



DEPARTEMENT DES SCIENCES DE LA MER ET DE L'AQUACULTURE

MÉMOIRE DE FIN D'ÉTUDES

Présenté par

BOUZIANE MOHAMED ELAMINE - BELHAMITI ALLEL

Pour l'obtention du diplôme de

MASTER EN HYDROBIOLOGIE MARINE ET CONTINENTALE Spécialité: Ressource Halieutique

THÈME

Etat du microbiote chez certains poissons, cas du Rouget (*Mullus barbatus*, Linnaeus, 1758) et du Merlu (*Merluccius merluccius* (Linnaeus, 1758)).

Soutenue le 13/07/2021

DEVANT LE JURY

Président :	Mme. BELHAKEM Fadela	MCA	U. Mostaganem
Encadreur :	Mr. BEKADA Djamel Eddine	MCA	U. Mostaganem
Examineur :	Mme. BENZIDENE Dehiba	MAA	U. Mostaganem

Année universitaire 2020/2021

SOMMAIRE

INTRODUCTION	1
REVUE BIBLIOGRAPHIQUE	3
I. Microbiote post capture	3
1.Composition physico-chimique	3
2.Principales espèces bactériennes	5
3.Taxonomie, Physiologie des Principales Bactéries spécifiques	6
3.1. Bactéries à Gram-négatif	6
3.1.1. <i>Pseudomonas</i>	6
3.1. 2. <i>Aeromonas sp</i>	7
3.1.3. <i>Enterobacteriaceae</i>	8
3.2. Bactéries à Gram-positif	9
3.2.1. Bactéries lactiques – cas de <i>Carnobacterium sp</i>	9
3.2.2. <i>Brochothrix sp</i>	10
II-Merlu	10
1-Présentation Générale	10
2- Importance du merlu dans les pêcheries	11
3- Cycle de vie	12
4- Origine et histoire de la classification	13
5- Phylogénie et biogéographie	13
III- Rouget de vase (<i>Mullus barbatus</i>)	14
1- Présentation Générale	14
2- Distribution géographique	15
3- Cycle de vie	15
3.1. Vie pélagique	15
3.2. Vie benthique	15
4- Répartition géographique et bathymétrique	16
5- Alimentation	16
6- Reproduction	16
METHODOLOGIE	
Objectif	18
1-Détermination des paramètres généraux	18
1.2 Potentiel hydrogène (PH)	19
2- Culture Bactériologique	19
2.1. Le mucus	19
2.2. Les branchies et la chair musculaire	19
3- Dénombrement	20
4-Tests biochimiques	22
4.1. Test à la Catalase	22
4.2. Test à l'oxydase	22
RESULTATS ET DISCUSSION	23
I- Rouget	23
1-Détermination des paramètres généraux	23
2 – Détermination du Potentiel hydrogène (PH)	24
3- Culture Bactériologique	25

4- Dénombrement.....	28
5-Tests Biochimiques.....	30
5.1. Test Catalase.....	30
5.1.1-Test Catalase Mucus.....	30
5.1.2-Test Catalase Branchies- Chair musculaire.....	31
5.2. Test Oxydase.....	31
5.2.1-Test Oxydase Mucus.....	31
5.2.2-Test Oxydase Branchies-Chair musculaire.....	31
II- Merlu.....	33
1-Détermination des paramètres généraux.....	33
2- Détermination du potentiel hydrogène(PH).....	34
3- Culture Bactériologique.....	35
4- Dénombrement.....	38
4.1. Dénombrement du Mucus.....	39
4.2. Dénombrement des Branchies et Chair musculaire.....	40
5-Tests Biochimiques.....	42
5.1. Test Catalase.....	42
5.1.1-Test Catalase Mucus.....	42
5.1.2-Test Catalase Branchies- Muscle.....	43
5.2. Test Oxydase.....	43
5.2.1-Test Oxydase Mucus.....	43
5.2.2-Test Oxydase Branchies-Chair musculaire.....	43
Discussion.....	45
Conclusion et Perspective.....	50
Références bibliographiques.....	51
Annexe	

REMERCIEMENTS

C'est grâce aux conseils et orientations de membres universitaires compétents que ce travail a été élaboré. A cet effet, il m'est agréable de leur présenter mes remerciements ainsi que l'expression de mon plus profond respect.

Je tiens à remercier particulièrement mon Encadreur, Monsieur Bekada Djamel Eddine la présidente des Jury Mme BELHAKEM Fadela et l'examineur Mme Benzidene Dehiba pour avoir accepté d'évaluer mon travail.

A mes parents, vous avez su guider mes pas, m'aider à devenir ce que je suis. Merci d'être là dans les moments de doute. Merci de me supporter et quoique je puisse vous dédier ça ne sera jamais assez

Enfin, mes remerciements les plus intenses vont à tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail, J'espère n'avoir oublié personne, et si c'est le cas que j'en sois pardonné

Il me faudra plus d'une occasion pour pouvoir remercier chaleureusement et sincèrement tous mes enseignants du Département des sciences de la Mer et de l'Aquaculture ,et ceux de la Faculté des Sciences de la nature et de la vie de l'Université de Mostaganem. .

Résumé

La flore bactérienne non pathogène ou microbiote présente dans les produits aquatiques est peu décrite dans la littérature scientifique. Les quelques travaux ont montré que l'environnement telles que la température, et la salinité, impacte la composition de cette flore bactérienne. Il a été établi que les saisons influent la composition des flores bactériennes des poissons.

En effet, les poissons, mollusques et crustacés sont des animaux dont la température interne est variable et donc la flore bactérienne associée à ces animaux est également dépendante de la température du milieu.

La plupart des études se concentrent sur le tube digestif des poissons d'élevage et de son rôle en aquaculture sur la croissance des poissons.

Les dilutions décimales réalisées à partir de la solution mère issue des différents broyages respectivement des fragments d'organe de Mucus, Branchies, et la Chair musculaire des deux poissons, le Rouget et le Merlu ont permis de réaliser des cultures microbiologiques à caractère bactériologique.

La réalisation de ce travail avait porté sur la culture bactériologique en utilisant comme milieu de culture la gélose nutritive, la méthode de calcul de dénombrement des colonies, et les différents tests biochimiques, tels que le test de la catalase et celui de l'oxydase.

Les résultats étaient considérés d'une part par un nombre très important du nombre de colonies bactériennes.

En parallèle, la pré-identification phénotypique est considérée surtout par les genres, *Pseudomonas*, *Aeromonas sp.*, et les *Enterobacteriaceae* représentées généralement par *Escherichia*, *Enterobacter*, *Klebsiella*, *Serratia* et *Citrobacter*.

Mots clés :

Poissons ; Microbiote ; Culture ; Dénombrement ; Tests biochimiques ; Bactéries

Abstract

The non-pathogenic bacterial flora or microbiota present in aquatic products is poorly described in the scientific literature. The few studies have shown that the environment such as temperature and salinity impacts the composition of this bacterial flora. The seasons have been shown to influence the composition of bacterial flora in fish.

Indeed, fish, molluscs and crustaceans are animals whose internal temperature is variable and therefore the bacterial flora associated with these animals is also dependent on the temperature of the environment.

Most studies focus on the digestive tract of farmed fish and its role in aquaculture on fish growth.

The decimal dilutions carried out from the stock solution obtained from the various grindings respectively of the organ fragments of Mucus, Gills, and the muscle flesh of the two fish, red mullet and hake, made it possible to carry out microbiological cultures of a bacteriological nature.

This work focused on bacteriological culture using nutrient agar as culture medium, the colony count calculation method, and various biochemical tests, such as the catalase test and the oxidase test.

The results were seen on the one hand by a very large number of bacterial colonies.

In parallel, the phenotypic pre-identification is considered especially by the genera, *Pseudomonas*, *Aeromonas sp.*, and the *Enterobacteriaceae* generally represented by *Escherichia*, *Enterobacter*, *Klebsiella*, *Serratia* and *Citrobacter*.

Keywords :

Fish, Microbiota; Culture ; Enumeration; Biochemical tests; Bacteria.

ملخص

يتم وصف النباتات البكتيرية غير المسببة للأمراض أو الكائنات الحية الدقيقة الموجودة في المنتجات المائية بشكل سيئ في الأدبيات العلمية. أظهرت الدراسات القليلة أن البيئة مثل درجة الحرارة والملوحة تؤثر على تكوين هذه النباتات البكتيرية. لقد ثبت أن الفصول تؤثر على تكوين النباتات البكتيرية في الأسماك

في الواقع ، الأسماك والرخويات والقشريات هي حيوانات تختلف درجة حرارتها الداخلية ، وبالتالي فإن النباتات البكتيرية المرتبطة بهذه الحيوانات تعتمد أيضًا على درجة حرارة البيئة تركز معظم الدراسات على الجهاز الهضمي للأسماك المستزرعة ودوره في تربية الأحياء المائية على نمو الأسماك.

جعلت التخفيفات العشرية التي تم إجراؤها من محلول المخزون الذي تم الحصول عليه من عمليات الطحن المختلفة على التوالي لشظايا الأعضاء من المخاط والخياشيم ولحم عضلات السمكتين ، البوري الأحمر وسمك النازلي ، من الممكن إجراء مزارع ميكروبيولوجية ذات طبيعة بكتريولوجية .

ركز هذا العمل على الثقافة البكتريولوجية باستخدام أجار المغذيات كوسيط للزرع ، وطريقة حساب عدد المستعمرات ، والعديد من الاختبارات البيوكيميائية ، مثل اختبار الكاتلاز واختبار الأوكسيداز. تم أخذ النتائج في الاعتبار من جانب عدد كبير جدًا من المستعمرات البكتيرية

في *Escherichia* موازاة ذلك ، يتم النظر في التحديد المسبق للنمط الظاهري بشكل خاص من قبل الأجناس ، *Pseudomonas* ، *Aeromonas sp* ، و *Enterobacteriaceae* الممثلة عمومًا بواسطة *Enterobacter* و *Citrobacter* و *Serratia* و *Klebsiella*

لكلمات الدالة:

سمكة؛ ميكروبيوتا. حضاره ؛ تعداد؛ الاختبارات البيوكيميائية بكتيريا

Liste des Figures

Figure. 01 : Photographie au microscope électronique (barre = 2 μm) et principales caractéristiques taxonomiques et physiologiques du genre <i>Pseudomonas</i>	07
Figure. 02 : Photographie au microscope électronique (barre = 1 μm) et principales caractéristiques taxonomiques et physiologiques du genre <i>Aeromonas</i>	08
Figure. 03 : Photographie au microscope électronique (barre = 1 μm) et principales caractéristiques taxonomiques et physiologiques du genre <i>Carnobacterium</i>	09
Figure. 04 : Photographie au microscope électronique (barre = 10 μm) et principales caractéristiques taxonomiques et physiologiques du genre <i>Brochothrix</i>	10
Figure. 05 : <i>Merluccius merluccius</i> (Linnaeus, 1758)	11
Figure. 06 : Rouget de vase (<i>Mullus barbatus</i>) (Linnaeus, 1758)	14
Figure. 07 : Evaluation du poids du Rouget	23
Figure. 08 : Longueur totale(LT) du Rouget	23
Figure. 09 : Détermination du sexe du Rouget	24
Figure. 11: Solution destinée à la lecture du PH	24
Figure. 11 : Culture à partir du Mucus (solution mère et toutes les dilutions)	26
Figure. 12 : Culture à partir des Branchies et Muscle (solution mère et toutes les dilutions)	27
Figure.13 : Dénombrement Mucus dilution	28
Figure. 14 : Dénombrement Branchies et Chaire Musculaire	29
Figure. 15 : Tests de catalase et d'oxydase.	33
Figure. 16 : Longueur totale(LT) du Merlu	33
Figure. 17 : Détermination du sexe du Merlu	34
Figure. 18 : Solution destinée à la lecture du PH	34
Figure. 19 : Culture à partir du Mucus (solution mère et toutes les dilutions)	36
Figure. 20 : Culture à partir de Branchies et Chair musculaire. (solution mère et toutes les dilutions).	38
Figure. 21 : Dénombrement Mucus correspondant aux différentes dilutions.	39
Figure. 22 : Dénombrement Mucus correspondant aux différentes dilutions.	40
Figure. 23 : Dénombrement Branchies et Chair musculaire correspondant aux différentes dilutions.	41
Figure. 24 : Tests de catalase et d'oxydase.	45

Liste des tableaux

Tableau.01 : Résultats des paramètres généraux et du PH. Rouget.	25
Tableau. 02: Dénombrement global concernant le Rouget.	30
Tableau.03 : Resultats du test de la catalase et de l'oxydase Mucus.	32
Tableau.04 : Resultats du test de la catalase et de l'oxydase Branchies et la Chair.	32
Tableau. 05: Dénombrement global concernant le Rouget.	42
Tableau.6 : Résultats du test de la catalase et de l'oxydase Mucus.	44
Tableau.7 : Resultats du test de la catalase et de l'oxydase Branchies et la Chair.	44

PARTIE I : INTRODUCTION

La flore bactérienne non pathogène ou microbiote présente dans les produits aquatiques est peu décrite dans la littérature scientifique. Les quelques travaux ont montré que l'environnement telles que la température, et la salinité, impacte la composition de cette flore bactérienne. Il a été établi que les saisons influent la composition des flores bactériennes des poissons. En hiver, la flore digestive des saumons est dominée par les bactéries à Gram positif et, en été, elle est dominée par les Vibrionaceae (Tarnecki et al. 2017). En effet, les poissons, mollusques et crustacés sont des animaux dont la température interne est variable et donc la flore bactérienne associée à ces animaux est également dépendante de la température du milieu (Liston 1957, Georgala 1958, Chen et al. 2016).

En effet, les poissons, mollusques et crustacés sont des animaux dont la température interne est variable et donc la flore bactérienne associée à ces animaux est également dépendante de la température du milieu (Liston 1957, Georgala 1958, Chen et al. 2016).

Par ailleurs, la position de l'animal dans la colonne d'eau peut également avoir un impact sur sa flore bactérienne. Les espèces benthiques comme les poissons plats et les mollusques bivalves sont en contact avec la flore bactérienne sédimentaire, alors que les espèces pélagiques comme le thon ne le sont pas. La composition des flores des animaux aquatiques semble donc être multifactorielle, ce qui ne permet pas aux chercheurs de différencier une flore allochtone (transitoire) d'une flore autochtone (résidente) (Austin 2006, Lyons et al. 2017, OIE 2017a). Cependant certains auteurs émettent l'hypothèse d'une notion d'une flore de base, c'est-à-dire que la diversité et la prévalence de certains genres bactériens sont spécifiques à des espèces ou des groupes d'espèces d'animaux aquatiques (Georgala 1958, Kueh et Chan 1985, Larsen et al. 2013, Tarnecki et al. 2017).

La plupart des études se concentrent sur le tube digestif des poissons d'élevage et de son rôle en aquaculture sur la croissance des poissons. (Leroi 2010).

Pourtant, la chair des poissons est considérée stérile et la contamination bactérienne se fait par contamination croisée avec la peau, les branchies et le tube digestif lors de leur manipulation, d'où la complexité de mettre en exergues le microbiote des parties des poissons internalisés dans cette étude. Quelques études également ont décrit la flore bactérienne isolée de la peau et des branchies des poissons issus de la pêche (Liston *et al.* 1957), Ils ont montré que la flore bactérienne dans les branchies et sur la peau étaient la même, mais pas celle présente dans le tube digestif.

L'objectif de cette étude de recherche est d'arriver à mettre en évidence la présence d'une diversité de colonie bactérienne à partir de la culture du Mucus et des fragments de Branchies et de la Chair musculaire appartenant à chacun des poissons, le Rouget et le Merlu. Pour se faire, ce travail de recherche est basé surtout sur l'observation macroscopique et la méthode de dénombrement des colonies bactériennes contenues sur les boites de pétri.

Pour arriver à ces objectifs, l'analyse de l'écosystème bactérien a été réalisée à l'aide des techniques de microbiologie classique, le système de dilution décimale, la Gélose nutritive comme milieux de culture, le calcul du nombre des colonies en utilisant la formule de dénombrement, et aussi l'utilisation des tests biochimiques tels que le test de catalase et celui de l'oxydase.

PARTIE II : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

I-Microbiote post capture

1-Composition physico-chimique

Les chairs de poisson sont essentiellement constituées d'eau, de protéines et de lipides dont les proportions varient d'une espèce à l'autre, et parfois même d'un individu à l'autre (Frontier-Abou, 1969; Stansby, 1962). La proportion de ces matières organique est influencée par plusieurs facteurs, d'une part liés à l'individu tels que la taille, le sexe, la période du cycle de reproduction et le régime alimentaire, et d'autres parts en rapport avec le cycle des saisons et la pollution. (Afrem et Ifremer, 1991).

Les proportions physiologiques respectives, des carbohydrates est généralement négligeable, considérée comme inférieure à 0,5%, le taux de protéines est relativement constant évalué entre 18% et 25%, et l'ensemble eau et lipides représente globalement 80%, quel que soit le poisson. (Huss, 1999).

Le poisson représente un apport important en vitamines et minéraux, la chair de l'ombrine ocellée est riche en phosphore évalué à 228 mg 100g⁻¹) et le taux de potassium est estimée à 395 mg 100g⁻¹. (Régina et al., 2014).

La grande majorité des acides gras contenus dans les chairs de poissons sont bénéfiques pour l'homme. Ils appartiennent essentiellement à la série des omégas 3, dont font partis les acides eicosapenténoïque (EDA) et docosahexaénoïque (DHA) qui permettent de prévenir les maladies cardiovasculaires. (Passi et al., 2002; Simopoulos, 2010; Visentainer et al., 2007).

Chez les téléostéens, 9 à 18% de l'azote total correspond à de l'azote non protéique (ANP). Cette fraction regroupe tous les composés azotés solubles dans l'eau, ayant un faible poids moléculaire et n'étant pas des protéines, comme par exemple l'O-TMA (oxyde de triméthyla-mine), la créatine, les acides aminés libres, l'ammoniac, l'urée et les bases nucléotidiques. (Huss, 1999). Certains jouent un rôle important dans le processus d'altération de la chair, c'est le cas de l'O-TMA qui est un osmorégulateur retrouvé chez toutes les espèces marines et chez quelques espèces d'eau douce (Anthoni et al., 1990; Gram et al., 1989).

Sa concentration est inversement corrélée avec le pourcentage de lipides contenus dans les tissus (Seibel et Walsh, 2002). Ainsi, les poissons à chair blanche comportent généralement une quantité plus importante d'O-TMA que les poissons à chair brune souvent plus grasse.

Le muscle de la chair d'un poisson vivant et sain reste stérile grâce à l'action du système immunitaire. Par contre les organes protecteurs telle que, la peau, les branchies, les intestins, les reins, et la vessie, soumis au contact direct avec l'eau et les sédiments de l'environnement aquatique ou des aliments ingérés, représente un micro habitat pour les microorganismes et notamment les bactéries. (Austin, 2006; Cahill, 1990).

Les poissons des eaux chaudes, et *a fortiori* ceux des mers polluées, présentent une plus forte contamination de ces surfaces. (ICMSF, 2005).

À la mort des poissons, l'immunité de la chair s'affaiblit puis s'arrête rendant vulnérables les éléments la composant. Trois types de processus peuvent alors se déclencher : les autolyses, les réactions lipidiques et la prolifération bactérienne. (Ashie et al., 1996; Ghaly et al., 2010).

Les autolyses correspondent à l'ensemble des réactions induites par les enzymes endogènes des tissus telles que, les différentes glycolyses, le catabolisme des nucléotides et ainsi que les protéolyses. La glycolyse a généralement un impact limité du fait des faibles réserves de glycogène des poissons. Le catabolisme des nucléotides entraîne la dégradation progressive de l'ATP (Adénosine triphosphate) en IMP (Inosine monophosphate). Ainsi, après capture, ce catabolite s'accumule dans la chair et lui confère son odeur de poisson frais. (Howgate, 2006).

Concernant les protéolyses, les principales enzymes étudiées sont les cathepsines, les calpaines et les collagénases. La dénaturation des protéines entraîne une déstructuration des tissus ayant comme impact un attendrissement précoce de la chair et de fait, une diminution de la valeur commerciale du poisson. Ce phénomène se

déroule en parallèle de l'apparition de la rigidité cadavérique. (Chéreta et al., 2007; Jiang, 2000).

Les autolyses entraînent l'autodigestion des constituants de la chair et représentent la cause des premiers signes de perte de fraîcheur (apparence plus terne, perte de l'odeur de « poisson frais », texture plus molle), contrairement aux réactions enzymatiques d'origine bactérienne qui provoquent l'apparition des effets altérants (mauvaises odeurs et flaveurs). (Gram et Huss, 1996; Hansen et al., 1996).

2-Principales espèces bactériennes

La composition du microbiote notamment de l'écosystème bactérien déterminé dans les organes externes dépend d'une part des facteurs abiotiques telles que la température, salinité, et du degré de la pollution, et d'autre part du passage du poisson du stade larvaire au stade adulte. (Gatesoupe et Lesel, 1998; Hansen et Olafsen, 1999).

Cet écosystème reflète les bactéries susceptibles de coloniser la chair pendant les traitements post-capture telle que l'éviscération, la découpe, et le parage. (Lyhs, 2009).

La majorité des microorganismes retrouvés dans la chair après l'abattage des poissons tempérés sont des bactéries à Gram-négatif dont font partie les genres *Pseudomonas*, *Shewanella*, *Moraxella*, *Acinetobacter*, *Flavobacterium*/*Cytophaga*/*Bacteroides*, *Vibrio*, *Aeromonas*, *Photobacterium* et *Psychrobacter*. (Huber et al., 2004; Wilson et al., 2008).

Quelques genres bactériens à Gram-positif tels que *Bacillus*, *Micrococcus*, *Clostridium*, *Lactobacillus* et *Corynebacterium* sont aussi présents en quantité plus faible. (Gennari et al., 1999; Gram et Huss, 1996; Huss, 1999; Wilson et al., 2008).

En milieu tropical ou subtropical, la température annuelle des eaux de surface est comprise entre 16°C et 34°C contre 11°C à 27°C en zone tempérée (Gischler et al., 2005). Ce facteur n'entraîne pas de modifications majeures dans la composition qualitative de la flore bactérienne de la chair des poissons mais, influencera sur le nombre de bactéries à Gram-positif, de *Vibrio* et d'entérobactéries qui aura tendance à

la hausse par rapport à celle des régions tempérées. (Al-Harbi et Uddin, 2005; Emborg et al., 2005; Gram et Huss, 1996).

Al Bulushi et al. (2008) montrent que l'abondance des bactéries à Gram-positif varie essentiellement à cause de l'habitat du poisson et évoquent l'activité antibiotique de certaines bactéries (*Vibrio*, *Aeromonas*) contre d'autres micro-organismes à Gram-positif.

Si la contamination bactérienne de la chair reflète en partie l'écosystème microbien présent dans les organes du poisson vivant (peau, branchies, tractus gastro-intestinal), les sources ultérieures de contamination sont diverses et peuvent aussi bien provenir des manipulations faites à bord que de celles réalisées lors du conditionnement et de la vente telles que les, surfaces, outils, opérateurs. (Huss et al., 2003; Wallace et al., 1999).

Par ailleurs l'ensemble des manipulations post capture et les conditions de conservation des poissons influencent fortement la vitesse de prolifération des bactéries à travers la chair et impactent la durée de vie des produits (Chytiri et al., 2004a; Du et al., 2001; Garthwaite, 2010; Lauzon et al., 2010; Taoukis et al., 1999).

3-Taxonomie, Physiologie des Principales Bactéries spécifiques

3.1.Bactéries à Gram-négatif

3.1.1. *Pseudomonas* :

Le genre *Pseudomonas* a été décrit en 1894 par W. Migula (Migula, 1894), il a la capacité à coloniser divers milieux et surfaces humides. Il comporte plus de deux cents espèces, et Anzai et al. (2000) proposent une division en sept groupes phylogénétiques sur la base de la proximité de leurs séquences d'ADNr 16S.

La culture des *Pseudomonas* est relativement facile si une bonne oxygénation (agitation) est réalisée. Certains d'entre eux apparaissent fluorescents et capables de fabriquer des pigments bleu/vert ou vert/jaune. (Peix et al., 2009). (Figure, 01).

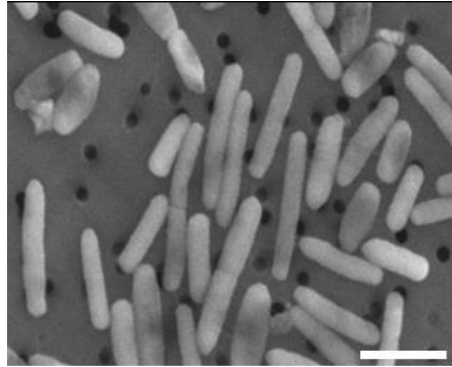


Figure. 01 : Photographie au microscope électronique (barre = 2 μ m) et principales caractéristiques taxonomiques et physiologiques du genre *Pseudomonas* (source : Peix et al. (2009); image copyright : Mayra Nelman-Gonzalez).

3.1. 2. *Aeromonas* sp

Après la description du genre *Aeromonas* en 1943 par Stanier (Stanier, 1943), celui-ci a été divisé en deux groupes dans le milieu des années 1970. Le premier rassemble les espèces mésophiles (représentant : *A. hydrophila*) et le second les espèces psychrophiles (représentant : *A. salmonicida*). (Figure, 2).

Chez les poissons, *A. salmonicida* entraîne la furunculose tandis que *A. hydrophila* et *A. veronii* sont mises en cause dans des cas de septicémies hémorragiques (Rahman et al., 2002 ; Janda et Abbott, 2010).

Ainsi, on les retrouve aussi bien dans des produits bruts que transformés ou emballés (Jacxsens et al., 1999). Seuls un niveau de NaCl égal ou supérieur à 5% ou une température inférieure à 5°C semblent les inhiber. (Gram, 1991).

Cependant, cette capacité à se développer sur divers milieux dépend du groupe de température d'appartenance des souches (mésophile, psychrotrophe) (Knøchel, 1990). Les bactéries produisent une forte odeur de poisson pourri généralement due à la formation de TMA à partir d'O-TMA (Gram et al., 1990; Hozbor et al., 2006).

Les *Aeromonas* sont présents dans la flore initiale du thon jaune où il représentent entre 12 et 23% des isolats de la peau, des branchies, des intestins et de la chair (Emborg et al., 2005). (Figure, 02).

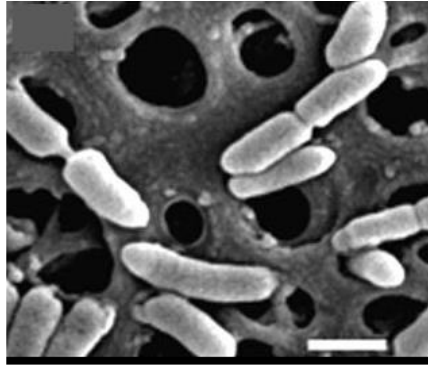


Figure. 02 : Photographie au microscope électronique (barre = 1 μm) et principales caractéristiques taxonomiques et physiologiques du genre *Aeromonas* (source : Janda et Abbott (2010); image copyright : Vivas et al. (2004).

3.1.3. Enterobacteriaceae

La famille des *Enterobacteriaceae* comprend plusieurs genres regroupant plus d'une centaine d'espèces. Ces bactéries sont des bacilles (2 à 4 μm x 0,4 à 0,6 μm) à Gram-négatif, dépourvus d'oxydase, généralement catalase positive et anaérobies facultatives. Elles fermentent le glucose avec ou sans production de gaz. Les entérobactéries sont peu exigeantes et se développent rapidement dans divers environnements (sol, eau, végétaux, animaux, aliments). Plusieurs genres sont regroupés sous le terme des coliformes : *Escherichia*, *Enterobacter*, *Klebsiella*, *Serratia* et *Citrobacter*. Ces bactéries sont semblables d'un point de vue morphologique et biochimique et sont souvent employées en tant qu'indicateur d'hygiène des aliments (Sandle, 2014).

Le métabolisme de ces bactéries entraîne la formation d'odeurs ammoniacales, soufrées et azotées très désagréables (Guerrero-Legarreta, 2014). De plus, elles possèdent une forte activité de décarboxylation des acides aminés et sont souvent incriminées dans la production d'amines biogènes telles que la cadaverine et la putrescine (Jørgensen et al., 2000b).

3.2. Bactéries à Gram-positif

3.2.1. Bactéries lactiques – cas de *Carnobacterium* sp.

Parmi les 10 espèces du genre *Carnobacterium* *C. divergens* et *C. maltaromaticum* (anciennement *C. piscicola*) sont plus fréquemment isolées des produits alimentaires (Cailliez-Grimal et al., 2014). (Figure, 03). Ces espèces sont halotolérantes et peuvent aussi évoluer sur des matrices très alcalines (pH 9). Les milieux froids et tempérés sont leur habitat préférentiel mais on les retrouve parfois dans des zones plus chaudes (Alves et al., 2005; Emborg et al., 2005).

Certaines souches de *C. maltaromaticum* ont été isolées des branchies et intestins de poissons sains et engendrent parfois des pathologies (septicémies, péritonites, exophtalmie, etc) chez des individus affaiblis ou stressés. (Ringø et al., 2006a; Ringø et al., 2006b).

Les bactéries lactiques dénombrées chez le sciaenidé dans l'étude de Li et al. (2013a) montre une croissance similaire à celle des *Pseudomonas*. En effet, cette flore se développe peu et reste inférieure à 6 Log UFC g⁻¹ après 20 jours sous-glace.

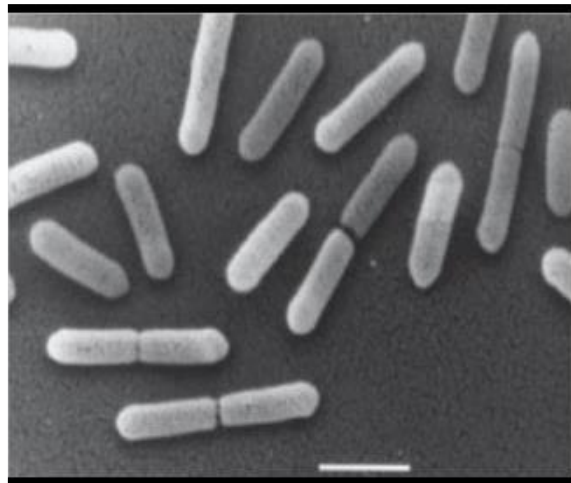


Figure. 03 : Photographie au microscope électronique (barre = 1 µm) et principales caractéristiques taxonomiques et physiologiques du genre *Carnobacterium* (source : Merrifield et al. (2014); image copyright : Ringø et al. (2001)

3.2.2. *Brochothrix* sp.

Le nom de genre *Brochothrix* fut proposé par Sneath et Jones (1976) du fait des différences de morphologie et de composition qui existaient entre *Microbacterium thermosphactum* (identification précédente, Mclean et Sulzbacher (1953) et ses plus proches voisins (*Lactobacillus* et *Listeria*). Jusqu'à aujourd'hui, deux espèces font partie de ce genre : *B. thermosphacta* et *B. campestris*, décrites par Talon et al. (1988).

Elle est rarement une espèce prédominante à cause de son taux de croissance bien plus faible que celui des autres bactéries présentes, comme les *Pseudomonas*. (Jay et al., 2005). (Figure, 04).

Le potentiel d'altération de cette espèce bactérienne est important car il peut être exprimé dans des conditions peu favorables aux autres bactéries (pH faible (5,0), forte teneur en sel (10%), faible teneur en eau (0,94)). (Holley, 2014).

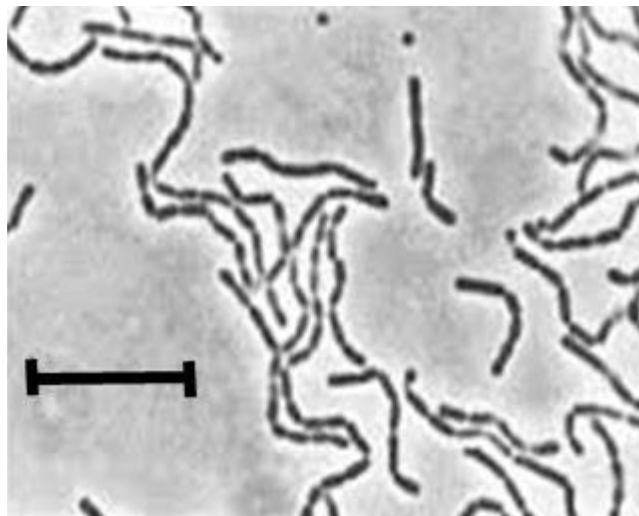


Figure. 04 : Photographie au microscope électronique (barre = 10 µm) et principales caractéristiques taxonomiques et physiologiques du genre *Brochothrix* (source : Stackebrandt et Jones (2006); image copyright : Stackebrandt et Jones (2006).

II-Merlu

1-Présentation Générale :

Le merlu est un poisson rond. Son corps allongé est de couleur gris clair. Il possède une grande bouche se terminant à l'aplomb du centre de l'œil. Ses dents sont

pointues et bien développées. Le merlu se distingue des autres gadidés par son absence de barbillon et la présence de deux nageoires dorsales. (Figure, 05).



Figure. 05 :*Merluccius merluccius* (Linnaeus, 1758)

2- Importance du merlu dans les pêcheries

La famille Merlucciidae en général, et le genre *Merluccius* en particulier, a un grand intérêt pour la pêche. quelques espèces appartenant à ce genre, sont des espèces ciblées dotées d'une exploitation industrielle importante (Lloris et al., 2003). *M. merluccius* compte parmi les espèces anciennement exploitées contribuant jusqu'au plus de 50 % de la production mondiale des *Merluccius* durant la première décennie de la série chronologique présenté dans la, mais à partir de la deuxième décennie les captures du *M. merluccius* ont chuté pour ne pas dépasser les 10 % des captures totales. Ces captures présentent une fluctuation plus ou moins stable. D'autres espèces telles que *M. capensis*, *M. hubbsi*, *M. bilinearis* et *M. gayi* étaient les espèces les plus exploitées dans le Sud-Est, le Sud-Ouest et le Nord-Ouest de l'Atlantique et le Sud-Est du Pacifique mais présentent d'importantes fluctuations durant les années 1970, 1980, 1990 et 2000. *M. merluccius* est largement distribué habitant l'Atlantique Est, de la Norvège au golfe de Guinée et le bassin Méditerranéen de l'Est à l'Ouest (Casey et

Pereiro, 1995). *M. merluccius* est une espèce à haute valeur commerciale (Aldebert et Carriès, 1989 ; Martin, 1991 ; Oliver et Massutí, 1995); elle est considérée parmi les principales espèces demersales. (FAO, 2005).

3- Cycle de vie

Les femelles de *M. merluccius* portent de 110 000 à 350 000 ovules selon leur taille. Les œufs mesurent 1 mm de diamètre (Source : Fishbase). Le développement embryonnaire des œufs émis au niveau de la rupture du plateau continental et du haut de la pente (autour de 200 m de profondeur) dure quelques jours (Coombs et Mitchell 1982). A l'éclosion, la larve mesure de 2,5 à 3 mm (Belloc, 1929) et se concentre au niveau des frayères (Fives et al., 2001; Alvarez et al., 2004). Elle mène une vie pélagique, pendant un mois environ (Bjelland et Skiftesvik, 2000). Durant cette phase pélagique, la larve de merlu est passive et est transportée par les vents et courants. A partir de 8 mm de longueur elle nage activement vers les zones de nourriceries (Alvarez et al., 2004). Les larves ainsi produites vivent dans le plancton, où leur métamorphose en juvénile se déroule en moyenne en deux mois (Motos et al., 2000, Morales-Nin et Moranta 2004). Après leur phase pélagique, elles se rapprochent du fond et à 3 centimètres de longueur, elles ont déjà effectué leur transition à la vie démersale avant de rejoindre les zones de nourriceries (Belloc, 1929).

Les zones de nourriceries sont généralement localisées sur des fonds vaseux, situés entre 75 et 120 m. L'installation des juvéniles dans les zones de nourriceries du plateau continental a lieu pour des individus dont la longueur totale est de 2,5 à 3 cm (Oliver et Massutí, 1995 ; Recasens et al., 1998 ; Belcari et al., 2001 ; Orsi-Relini et al., 2002 ; Maynou et al., 2003 ; Goñi et al., 2004). Au stade juvénile, le merlu reste sur les vasières. A une taille de 31 cm, il migre vers la côte jusqu'à atteindre les 25 m, tandis que les adultes regagnent les grandes profondeurs pouvant atteindre jusqu'au les 1 000 m (Cohen et al., 1990).

4- Origine et histoire de la classification

Selon Murua (2010), l'origine de la dénomination *Merluccius* vient du mot latin « *Marluti* » qui a été décrit pour la première fois par Belon (1553). « *Marluti* » provient du *Maris lucium* (Mar : mer ; *luti* : brochet) due à l'apparence similaire au brochet.

Après le développement du système binomial de nomenclature des espèces, *Merluccius* est classé comme étant *Gadus merluccius* par Rafinesque (1810). Les dernières recherches sur la systématique du *Merluccius* révisées par Lloris et al., (2005) présentent la famille *Merlucciidae* en 2 sous-familles (*Merlucciinae* et *Macruroninae*) englobant 4 genres et 18 espèces.

En effet, l'identification de ces espèces nécessite un dénombrement que ce soient des rayons des nageoires, des écailles, des branchiospines et des vertèbres (Cohen et al., 1990).

5- Phylogénie et biogéographie

Depuis l'ère tertiaire, le merlu existait. Des fossiles du merlu ont été trouvés dans le Pacifique datant de l'Eocène et en Europe datant d'Oligocène (Alheit et Pitcher, 1995). Cette persistance est due à la flexibilité morpho-physiologique de l'espèce contre les contraintes environnementales, en plus sa large distribution verticale couvrant la côte et le talus. Autres raisons touchant les caractéristiques biologiques, vu que c'est une espèce longévive dont la période de reproduction est assez prolongée, et la possibilité du cannibalisme surtout lors des importantes densités au sein d'une population (Orsi-Relini et al., 2002).

Selon les dernières révisions, Lloris et al., (2005) révèlent que le genre *Merluccius* est largement réparti géographiquement. Quoique certaines discontinuités sont bien nettes au niveau équatorial et les latitudes en voisinage, ce genre est présent dans les deux hémisphères Nord et Sud. En effet, *Merluccius* vit le long de la côte d'Europe (*M. merluccius*), de l'Ouest d'Afrique allant du Nord jusqu'au Sud (*M. senegalensis*, *M. polli*, *M. capensis*, *M. paradoxus*), du Nord-Est américain (*M.*

bilinearis, *M. albidus*) du Sud-Est américain (*M. hubbsi*, *M. australis*, *M. patagonicus*) du Nord-Ouest américain (*M. productus*, *M. angustimanus*) du Sud-Ouest américain (*M. gayi*, *M. australis*) et de l'Est de New Zélande (*M. australis*)⁶

III- Rouget de vase (*Mullus barbatus*)

1- Présentation Générale

Le genre *Mullus* est tiré du latin *Mulleus* qui signifie rouge et désigne le rouget. Le rouget de vase était un genre de poisson de la famille des Mullidés, Le rouget barbet de vase *Mullus barbatus* (Figure, 06) à un corps allongé, au profil ventral assez plat, et recouvert de grandes écailles cténoïdes sur la tête.



Figure. 06 : Rouget de vase (*Mullus barbatus*) (Linnaeus, 1758).

Le corps est élancé, cylindrique, comprimé latéralement avec de grosses écailles, deux nageoires dorsales dont la première à 8 épines, et marqué de bandes marrons et jaunes. La tête est assez grosse avec un profil allongé et possède deux barbillons mentonniers qui peuvent se loger dans une gouttière. La bouche est en position sub terminale et de petite taille, légèrement protractile. La nageoire caudale est nettement concave et de couleur jaune. En plongée, la couleur générale est beige rosé avec une ligne latérale plus foncée, plus fraîchement rouge et marbrée de nuit, également lorsque le poisson est sur un substrat rocheux. Ce poisson peut atteindre une taille maximale proche de 40 cm pour un poids d'environ 1 kg. En moyenne, dans la zone fréquentée par les plongeurs, les poissons de 15 à 25 cm sont les plus abondants, les gros individus fréquentant plutôt la zone des 80 à 100 m. (Louisy, 2002).

La Classification systématique de *Mullus barbatus* est comme suite :

Règne	Animale
Embranchement	Chordés
Sous embranchement	Vertébrés
Super classe	Ostéichtyens
Classe	Actinoptériens
Sous classe	Téléostéens
Super ordre	Acanthopterygii
Ordre	Perciformes
Famille	Mullidés
Genre	<i>Mullus</i>
Espèce	<i>Brbatus</i> (Linnaeus, 1758).

2- Distribution géographique

Mullus barbatus est présent en Atlantique (des côtes européennes et africaines), du nord du golf de Gascogne jusqu'au Sénégal en passant par les îles canaries. Ainsi qu'en méditerranée et en mer noire. Les oeufs, les larves et les post larves du rouget de vase sont pélagiques, et vivent dans les eaux de surface jusqu'à une profondeur de 30-35 m, Le rouget de vase adulte présente une abondance maximale sur les fonds vaseux à des profondeurs comprises entre 50 et 200 m. (Lombarte *et al.*, 2000).

3- Cycle de vie

3.1. Vie pélagique

Une femelle pondrait entre 10000 et 44000 oeufs (N'Da, 1992). Les oeufs de petite taille, entre 0.8 et 0.95 mm de diamètre, sont pélagiques. (Meek, 1916 ; wirsubski, 1953 ; Jones, 1972 ; Quéro and Vayne, 1997).

L'incubation se déroulerait normalement dans des eaux de 9°C à 18°C et l'éclosion interviendrait vers 8 jours à 9°C et vers 3 jours à 18°C, la larve mesurant entre 2 et 8 mm (Meek, 1916), pélagique comme l'oeuf présente une coloration bleue sur le dos et grise sur le ventre. (Russel, 1976).

3.2. Vie benthique

Les juvéniles commencent leur vie benthique près de la cote depuis des profondeurs de 15 à 20 m. Dans le golfe de Gascogne, les juvéniles qui commencent à

fréquenter le fond, mesurent entre 4.5 et 5.5 cm pour un poids compris entre 0.9 et 1.6 g (N'Da, 1992). Au premier hiver, les juvéniles migrent de leurs zones riches en nutriments vers des eaux profondes où ils passeront leur vie d'adulte. (Lo Bianco, 1909 ; Desbrosses, 1935 ; Bougis, 1952).

4- Répartition géographique et bathymétrique

Rouget de roche, Atlantique est de la Norvège et du nord des îles britanniques jusqu'aux canaries ainsi qu'en méditerranée jusqu'aux côtes d'Israël et en mer rouge dans le golf d'Eilat. Sa présence en Norvège, en Irlande, sur les côtes nord de l'Angleterre et l'ouest de l'Ecosse est cependant peu fréquente. (Davis et Edward, 1988 ; Gibson and Robb, 1997).

En méditerranée et en Atlantique, les adultes s'éloignent des côtes et vivent à des profondeurs le plus souvent compris entre 10 à 300 mètre. Selon Hureau (1986), la présence du rouget de roche se limite à des profondeurs inférieures à 100 mètres, tandis que Mac pherson and Durate (1991) l'observent entre 12 et 182 mètre.

5- Alimentation

Les individus adultes se nourrissent de vers, crustacés, mollusque qu'ils débusquent dans la sédimentation, petits crustacés, les larves, pélagiques de zooplancton (copépodes et larves de crustacés) qu'ils capturent en fouillant ma vase à l'aide de leurs barbillons sensitifs. (Seret, 1997).

6- Reproduction

En méditerranée, (Gharbi et ktari, 1981) ont étudié l'âge de première maturité sexuelle. Ces études ont montré des résultats similaires avec 15 cm pour les mâles et 17 cm pour les femelles. De plus, à partir de 19 cm, tous les rougets barbets de roche sont maturés.

Dans l'océan Atlantique Nord-Est, Désbrosses, 1935 a obtenu des résultats légèrement supérieurs avec un âge de première maturité sexuelle qui se suite à 16.5 cm et 18 cm respectivement pour les mâles et les femelles. Le rouget barbet de roche pond

à la fin du printemps, la période de ponte est comprise entre le mois d'Avril et le mois de juillet, et en Atlantique, les pics de pontes sont observés au mois de juin.

PARTIE III : METHODOLOGIE

L'objectif de cette étude est de trouver une diversité de colonies bactériennes dans un milieu de culture classique qui est la gélose nutritive à partir des solutions mères et des décimales issues du Mucus, et des broyages successives des différents fragments, Branchies, et Chair musculaire de chacun des poissons Rouget et Merlu.

Ceci sera réalisé par l'observation macroscopique en utilisant la méthode de dénombrement des colonies bactériennes issues des cultures.

Les analyses bactériologiques ont été réalisées au niveau de laboratoire de microbiologie et de biologie animale pédagogique de la faculté des Sciences de la Nature et de la Vie de l'Université de Mostaganem.

Pour cette étude bactériologique on a utilisé de 2 à 3 individus de chaque des deux espèces respectivement le Rouget et le Merlu pêchés des côtes de Mostaganem et acheté des étales du marché de poisson.

Les poissons destinés à cette étude sont recueillis dans des sacs propres étiquetés dont on a relevé la date et l'heure, point de prélèvement, et le nom de l'espèce puis entreposés dans une glacière désinfectée et maintenue à une température comprise entre 4°C à 6°C.

On a entamé cette étude bactériologique qui est considérée est surtout par l'évaluation du microbiote chez ces deux espèces dans l'intervalle de 24 heures, après le recueil de l'échantillon. (Rodier *et al.*, 2009).

1-Détermination des paramètres généraux

Ces paramètres seront représentés surtout par le poids, la longueur totale (LT), et le sexe du Rouget.

Les individus ont été pesés à l'aide d'une balance de précision (Modèle : SCOUT™. (Harnisz et Tucholski, 2010).

La longueur sera considérée surtout par la mesure totale de chacun des deux poissons par l'intermédiaire d'un iskiomètre.

La détermination du sexe est basée sur la couleur des gonades qui est blanchâtre chez les mâles et rose saumon à orange chez les femelles. Ce qui nous a incité à

nettoyer, les poissons et les disséqués afin de faciliter l'observation macroscopique de la coloration des gonades qui permettra d'évaluer le sexage.

1.2 Potentiel hydrogène (PH)

Pour mesurer le PH on a homogénéisé chaque échantillon dans l'eau distillée stérile dans des tubes à essais puis on a introduit la sonde du pH-mètre qui affichera la valeur.(Harnisz et Tucholski, 2010).

2- Culture Bactériologique

Dans la présente étude nous avons réalisé des cultures après des broyages minutieux des différents fragments, Mucus, Branchies, et Chair musculaire' qui seront déposés dans 09 ml d'eau physiologique stérile puis vortexer. Le Mucus n'a pas été broyé.

2.1. Le mucus

On a prélevé à l'aide d'un écouvillon stérile le mucus dorsal du poisson sur une surface totale de 50cm². (Scherer *et al.*,2006 ; Harnisz et Tucholski,2010).

Celui de la face ventrale on a évité de l'écouvillonner car cette partie du corps des deux poissons est susceptible d'être contaminé par les sécrétions intestinales et génitales. (Ozaktas *et al.*,2012).

Afin d'obtenir une solution mère, on a introduit l'écouvillon imbibé de Mucus dans 09ml d'eau physiologique stérile, puis on a procédé à mélanger et à vortexer cette solution pendant 10minutes. (Hwang *et al.*,2011).

2.2. Les branchies et la chair

On a commencé à disséquer à l'aide d'un bistouri stérile les branchies et la chair musculaire chacun des deux poissons Rouget et le Merlu et éventuellement en respectant les conditions d'asepsie en travaillant sous bec benzène. Pour se faire, on a pesé 10g de chacun des fragments des branchies et chair, puis soumis à un broyage minutieux. à l'aide d'un mortier et d'un pilon en porcelaine préalablement stérilisés à 170C° pendant 2 heures au four Pasteur. (Koussémon *et al.*,2008).

Ensuite on les a introduit dans un tube à essai contenant 09ml d'eau physiologique à 0,85% puis sont soumis à un mélange par l'intermédiaire d'un vortex électrique pendant 2 minutes afin d'obtenir une solution mère. (Sandayigaya *et al.*, 1990) .

A partir de la suspension mère on réalisé une série de dilution décimale en introduisant 1 ml de chaque échantillon dans 09 ml d'eau physiologique stérile jusqu'à la dilution 10^{-6} . Ces de dilutions décimales successives seront pratiqués durant notre étude de recherche.

On a déposé 1 ml prélevé respectivement de la solution mère et des différentes dilutions décimales pour chacun des deux poissons dans des boites de Pétri vides, et on signale qu'à chaque fois il est nécessaire et indispensable de vortexer toutes les suspensions avant de les déposer.

Cette procédure est ensuite suivie par un dépôt dans chacune des boites de pétri contenant les différentes suspensions citées ci-dessus 20 ml de Gélose nutritive après voir être fondu dans un bain marie et refroidie à 45°C.

Ensuite on a soumis le contenu des différentes boites de pétri à des mouvements circulaires et de va-et-vient en décrivant le chiffre 8 pour homogénéiser les différentes solutions avec la gélose nutritive sur une surface horizontale. Et avant de procéder à l'incubation à 37°C pendant 24h à 72h, on a laissé solidifier tous le contenu des boites. (Labres *et al.*, 2006). Les bactéries issues de la culture se présenteront sous forme de colonies et dont la croissance se fera en masse. (Labres *et al.*, 2006).

3- Dénombrement (Figure, 07)

Selon la norme Française XPV08-102, les boites contenant entre 30 et 300 colonies sont dénombrées avec précision. Puis on a calculé la valeur du nombre N de microorganismes revivifiables à $37 \pm 2^\circ\text{C}$, en tant que moyenne pondérée, à l'aide de l'équation suivante :

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

Σc : est la somme des colonies dénombrées sur deux boîtes de dilutions successives retenues.

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

Arrondir les résultats calculés à deux chiffres significatifs après la virgule.

Le résultat final de microorganismes revivifiants dénombrés à 37°C, et est noté par un nombre compris entre 1,0 et 9,9 multiplié par 10^x où x est la puissance appropriée de 10. (Rodier, 1996). Les résultats sont exprimés par le nombre d'unité formant une Colonie (UFC) (CFU, Colony Forming Unit) par ml ou par gramme.

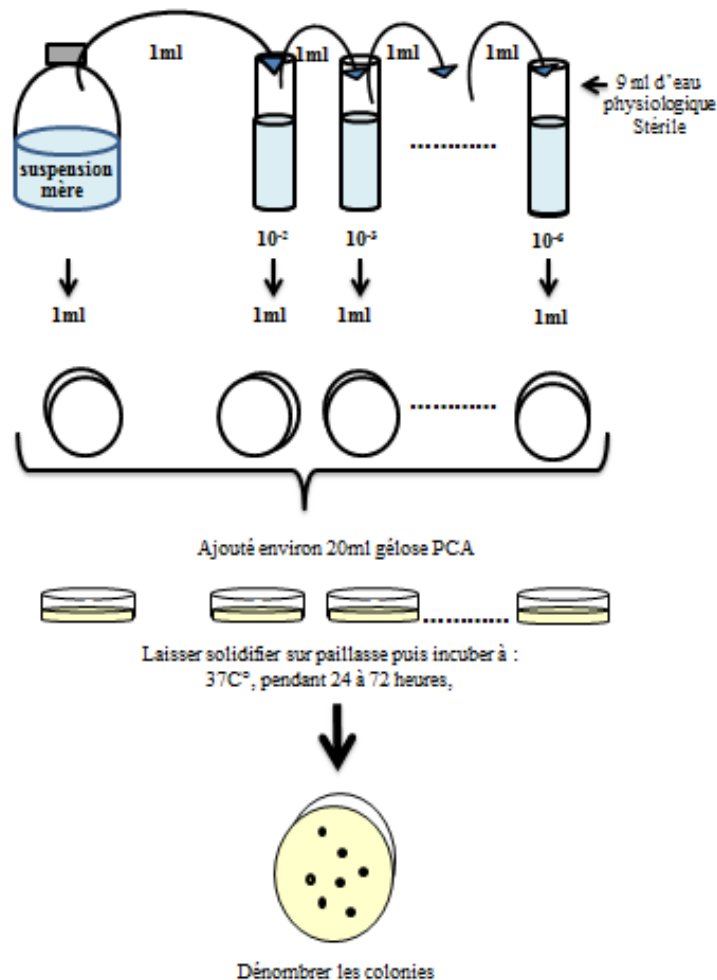


Figure. 07 : Technique de dénombrement de colonie bactérienne. (Labres *et al.*, 2006).

4-Tests biochimiques

4.1. Test à la Catalase

L'enzyme catalase est produite en abondance par les bactéries ayant un métabolisme respiratoire qui détruit les peroxydes et libère de l'oxygène, selon la réaction suivante :



Une goutte de peroxyde d'hydrogène est déposée sur une lame avec une pipette pasteur, puis ajout d'une colonie sur la goutte. La lecture se fait immédiatement. Un résultat positif se traduit par une effervescence. (Denis et *al.*, 2007).

4.2. Test à l'oxydase

Le test de l'oxydase est basé sur une éventuelle production bactérienne d'une enzyme oxydase intracellulaire en présence d'oxygène atmosphérique et de cytochrome C (Vezina, et Lacroix, 2000).

Pour déterminer l'activité oxydase, une colonie prélevée est mise sur le réactif oxydase (Biomérieux France). Le développement d'une couleur violette signifie que le test est positif et que l'isolat possède l'enzyme oxydase (Kovacs et al, 1995).

PARTIE III : RESULTATS ET DISCUSSION

I- Rouget

1-Détermination des paramètres généraux

Ces paramètres portent surtout sur le poids, la longueur totale (LT), et le sexe du Rouget.

On a remarqué que la pesée du rouget avait révélé un poids de 58,4g (Figure, 08), présentait une longueur totale (LT) égale à 21.4 cm (Figure, 09), et de sexe masculin vu la coloration des gonades de couleur marron (Figure, 10).



Figure. 08 : Evaluation du poids du Rouget.



Figure. 09 : Longueur totale(LT) du rouget.



Figure. 10 : le sexe du poisson rouget.

2 – Détermination du Potentiel hydrogène (PH)

On a remarqué que le PH-mètre a révélé un PH égale à 6,32 de la solution de l'eau distillée contenant des fragments de branchies et de la chaire musculaire du poisson. (Figure, 11).



Figure. 11: Solution destinée à la lecture du PH.

Les résultats de détermination du poids, la taille, du sexe, et du PH du poisson Rouget pêché au niveau de la côte de Mostaganem durant la période d'étude du mois d'Avril et Mai sont représentés dans le tableau suivant :

Tableau.1 : Résultats des paramètres généraux et du PH. Rouget.

Paramètres	Poids	Taille	Sexe	PH
Résultats				
Rouget	58.4 g	21.4 cm	Mâle	6.32

2- Culture Bactériologique

Après culture sur des boîtes de pétris en utilisant comme milieu de culture la Gélose nutritive, issue des broyage de différents parties de poisson, Mucus, Branchies et Muscle, et après des dilutions décimales obtenues à partir de la solution mère, et après incubation à 37°C pendant 72heures on a obtenu des résultats considérés par des colonies bactériennes différentes macroscopiquement.

L'observation macroscopique du mucus (Figure, 12) a révélé la présence de plusieurs colonies bactérienne respectives à la solution mères et aux différentes dilutions décimales.

- Solution mère : Les colonies de petites tailles isolées m de couleur marrons.
- Dilutions décimales 10^{-1} : Les colonies de petites tailles et moyennes de couleur marrons.
- Dilutions décimales 10^{-2} : Les colonies de petites tailles et moyennes, et couleur jaunâtre.

- Dilutions décimales 10^{-3} : Les colonies de petites tailles de couleur quasiment jaunâtre.
- Dilutions décimales 10^{-4} : Les colonies de petites tailles, et de couleur quasiment jaunâtre.
- Dilutions décimales 10^{-5} : Les colonies de petites tailles et moyennes, parfois entassée l'une sur l'autre, et de couleur respectivement jaunâtres et marrons.

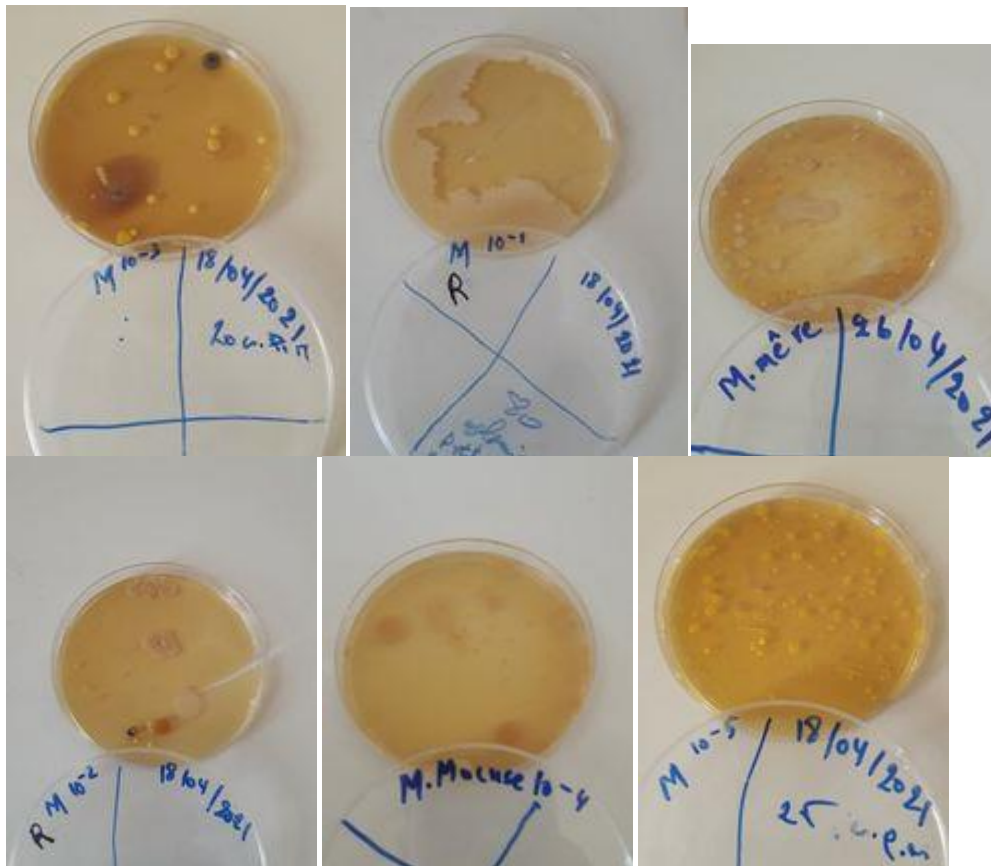


Figure. 12 : Culture à partir du Mucus (solution mère et toutes les dilutions).

L'observation macroscopique issue de la culture des fragments des Branchies et de la chair des Muscles (Figure, 13) a révélé la présence de plusieurs colonies bactérienne respectives à la solution mères et aux différentes dilutions décimales.

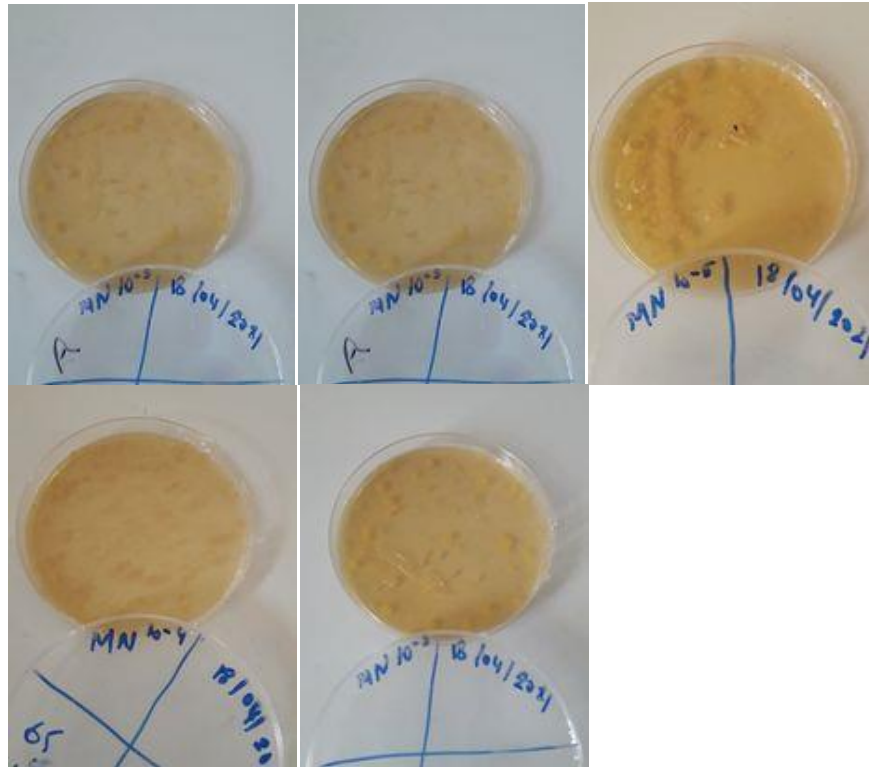


Figure. 13 : Culture à partir des Branchies et Muscle (solution mère et toutes les dilutions).

- Solution mère : Les colonies de petites tailles isolées
- Dilutions décimales 10^{-1} : Les colonies regroupées de petites tailles et jaunâtres
- Dilutions décimales 10^{-2} : Les colonies de petites tailles et moyennes
- Dilutions décimales 10^{-3} : Les colonies de tailles moyennes, regroupées et isolées, d'autres colonies sont de très petites tailles cachées dans la gélose.
- Dilutions décimales 10^{-4} : Les colonies regroupées arrondies, de couleurs marron, de tailles moyennes, parfois bombés, d'autres elles identiques mais de petites tailles, d'autres colonies sont de très petites tailles cachées dans la gélose.
- Dilutions décimales 10^{-5} : Les colonies de grandes tailles et regroupées et isolées.

3- Dénombrement

Suite à la culture dans les boites de pétris (Figure, 14) issues de la solution mère du Mucus du Rouget, le calcul du dénombrement des colonies bactériennes a permis de trouver les résultats relatifs aux différentes concentrations.

- Dilutions décimales $10^{-1} = 80 \times 4 \times 10 = 3200$ UFC /cm.
- Dilutions décimales $10^{-2} = 40 \times 4 \times 10^2 = 16000$ UFC /cm.
- Dilutions décimales $10^{-3} = 20 \times 4 \times 10^3 = 80000$ UFC /cm.
- Dilutions décimales $10^{-4} = 10 \times 4 \times 10^4 = 400000$ UFC /cm.
- Dilutions décimales $10^{-5} = 35 \times 4 \times 10^5 = 14000000$ UFC /cm.

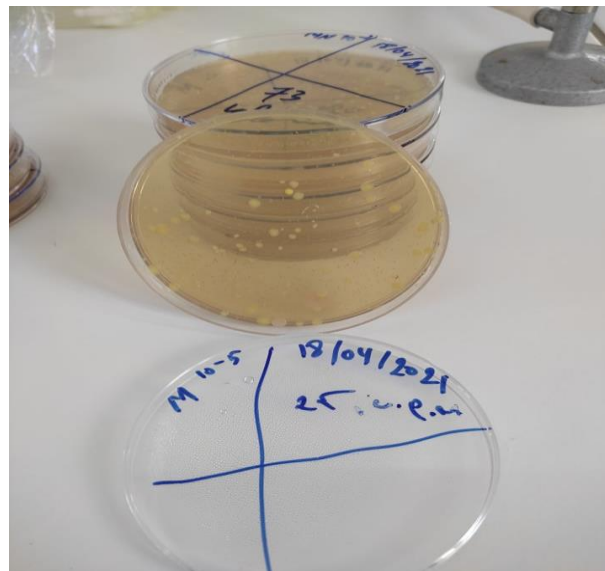


Figure.14 : dénombrement Mucus dilution 10^{-5} .

Le Dénombrement des colonies bactériennes issues de la culture dans les boites de pétris (Figure, 15) de la solution mère des fragments Branchiales et de la chaire Musculaire du Rouget, a révélé les résultats suivant correspondants aux différentes concentrations.

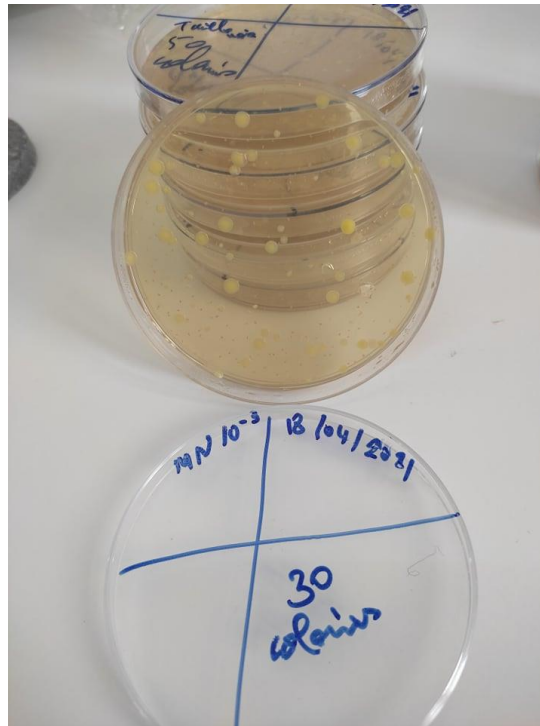


Figure. 15 : Dénombrement Branchies et Chaire Musculaire .

- Solution Mère = $90 \times 4 = 3600$ UFC / cm
- Dilutions décimales $10^{-1} = 73 \times 4 \times 10^1 = 2920$ UFC / cm
- Dilutions décimales $10^{-2} = 50 \times 4 \times 10^2 = 20000$ UFC / cm
- Dilutions décimales $10^{-3} = 30 \times 4 \times 10^3 = 120000$ UFC / cm
- Dilutions décimales $10^{-4} = 65 \times 4 \times 10^4 = 2600000$ UFC / cm
- Dilutions décimales $10^{-5} = 40 \times 4 \times 10^5 = 16000000$ UFC / cm

Le tableau, 02 résume la totalité des résultats obtenus suite au différents calcul de dénombrement des différentes colonies bactériennes concernant le Rouget.

Tableau. 02: Dénombrement global concernant le Rouget.

Organes	Solution mère	Dilution 10 ⁻¹	Dilution 10 ⁻²	Dilution 10 ⁻³	Dilution 10 ⁻⁴	Dilution 10 ⁻⁵
Mucus	/	3200	16000	80000	400000	14000000
Branchies Chair musculaire	3600	2920	20000	120000	2600000	16000000

Unité : UFC/cm : unité formant une Colonie (UFC) (CFU, Colony Forming Unit) par cm ou par gramme.

4-Tests biochimiques

4.1. Test Catalase

4.1.1-Test Catalase Mucus

Dilutions décimales 10⁻¹ = Catalase positive

Dilutions décimales 10⁻² = Catalase positive

Dilutions décimales 10⁻³ = Catalase positive

Dilutions décimales 10⁻⁴ = Catalase positive

Dilutions décimales 10⁻⁵ = Catalase positive

4.1.2-Test Catalase Branchies- Chair musculaire :

Solution Mère : Catalase positive

Dilutions décimales 10^{-1} : Catalase positive

Dilutions décimales 10^{-2} : Catalase positive

Dilutions décimales 10^{-3} : Catalase positive

Dilutions décimales 10^{-4} : Catalase positive

Dilutions décimales 10^{-5} : Catalase positive

4.2. Test Oxydase

4.2.1-Test Oxydase Mucus

Dilutions décimales 10^{-1} : Oxydase négative

Dilutions décimales 10^{-2} : Oxydase plus ou moins positive et négative (-/+)

Dilutions décimales 10^{-3} : Oxydase négative

Dilutions décimales 10^{-4} : Oxydase positive

Dilutions décimales 10^{-5} : Oxydase positive

4.2.2-Test Oxydase Branchies-Chair musculaire :

Solution Mère : Oxydase positive

Dilutions décimales 10^{-1} : Oxydase positive

Dilutions décimales 10^{-2} : Oxydase positive

Dilutions décimales 10^{-3} : Oxydase négative

Dilutions décimales 10^{-4} : Oxydase positive

Dilutions décimales 10^{-5} : Oxydase positive

Le tableau 03, résume les résultats des tests de catalase et de l'oxydase pour l'ensemble des germes isolés concernant d'une part le Mucus, montrant

ainsi une oxydase négative pour certaines colonies mais la majorités sont à oxydase positive. En revanche tous les isolats ont une catalase. (Figure. 16).

Tableau.03 : Resultats du test de la catalase et de l’oxydase Mucus.

Tests Isolats	Catalase	Oxydase
Solution Mère	+	-
Dilutions décimales 10 ⁻¹	+	-
Dilutions décimales 10 ⁻²	+	+ -
Dilutions décimales 10 ⁻³	+	-
Dilutions décimales 10 ⁻⁴	+	+
Dilutions décimales 10 ⁻⁵	+	+

Dans le tableau 04, on retrouve les resultats des tests de catalase et de l’oxydase pour l’ensemble des germes isolés à partir des Branchies et la Chair, il a été observé que l’ensemble des colonies présente une catalase positive et une quasi majorité une oxydase positive sauf pour une colonie présentant une oxydase négative. (Figure.16).

Tableau.04 : Resultats du test de la catalase et de l’oxydase Branchies et la Chair.

Tests Isolats	Catalase	Oxydase
Solution Mère	+	+
Dilutions décimales 10 ⁻¹	+	+
Dilutions décimales 10 ⁻²	+	+
Dilutions décimales 10 ⁻³	+	-
Dilutions décimales 10 ⁻⁴	+	+
Dilutions décimales 10 ⁻⁵	+	+

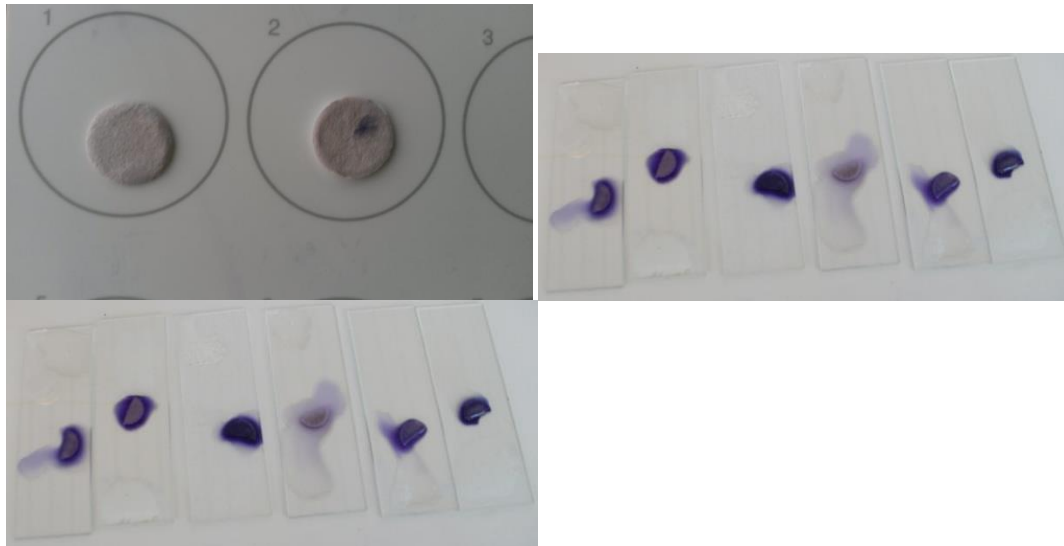


Figure.16 : Tests de catalase et d'oxydase.

II- Merlu

1-Détermination des paramètres généraux

Il a été remarqué que la pesée du Merlu avait révélé un poids de 58,85 g présentait une longueur totale (LT) égale à 21.4 cm (Figure, 17), et de sexe masculin vu la coloration des gonades de couleur marron (Figure, 18).



Figure. 17 : Longueur totale(LT) du Merlu.



Figure.18 : Longueur totale(LT) du Merlu.

2- Détermination du potentiel hydrogène(PH)

On a remarqué que le PH-mètre a révélé un PH égale à 6,32 de la solution de l'eau distillée contenant des fragments de branchies et de la chaire musculaire du poisson, par contre celui contenant le mucus est de l'ordre de 05. (Figure, 19).



Figure. 19 : Solution destinée à la lecture du PH.

2- Culture Bactériologique

On a utilisé le même protocole que ce lui pratiqué sur le rouget, et qui a été réalisé après culture sur des boites de pétris en utilisant comme milieu de culture la Gélose nutritive, issue des broyage de différents parties de poisson, Mucus, Branchies et Muscle, et après des dilutions décimales obtenues à partir de la solution mère, et après incubation à 37°C pendant 72heures on a obtenu des résultats considérés par des colonies bactériennes différentes macroscopiquement.

L'observation macroscopique du mucus (Figure, 20) a révélé la présence de plusieurs colonies bactérienne respectives à la solution mères et aux différentes dilutions décimales.

- Solution mère : Dés colonies de petites tailles isolées m de couleur marrons.
- Dilutions décimales 10^{-1} : Dés colonies de petites tailles et moyennes de couleur marrons
- Dilutions décimales 10^{-2} : Dés colonies de petites tailles et moyennes, parfois regroupées en amas, et couleur marron avec une tendance jaunâtre.
- Dilutions décimales 10^{-3} : Dés colonies de petites tailles de couleur quasiment jaunâtre, avec une tendance rougeâtre.
- Dilutions décimales 10^{-4} : Dés colonies de petites tailles, et de couleur quasiment jaunâtre, certaines colonies sont regroupées en formant un cercle.
- Dilutions décimales 10^{-5} : Dés colonies de petites tailles moyennes, regroupées l'une à côté de l'autre, et de couleur respectivement marrons.

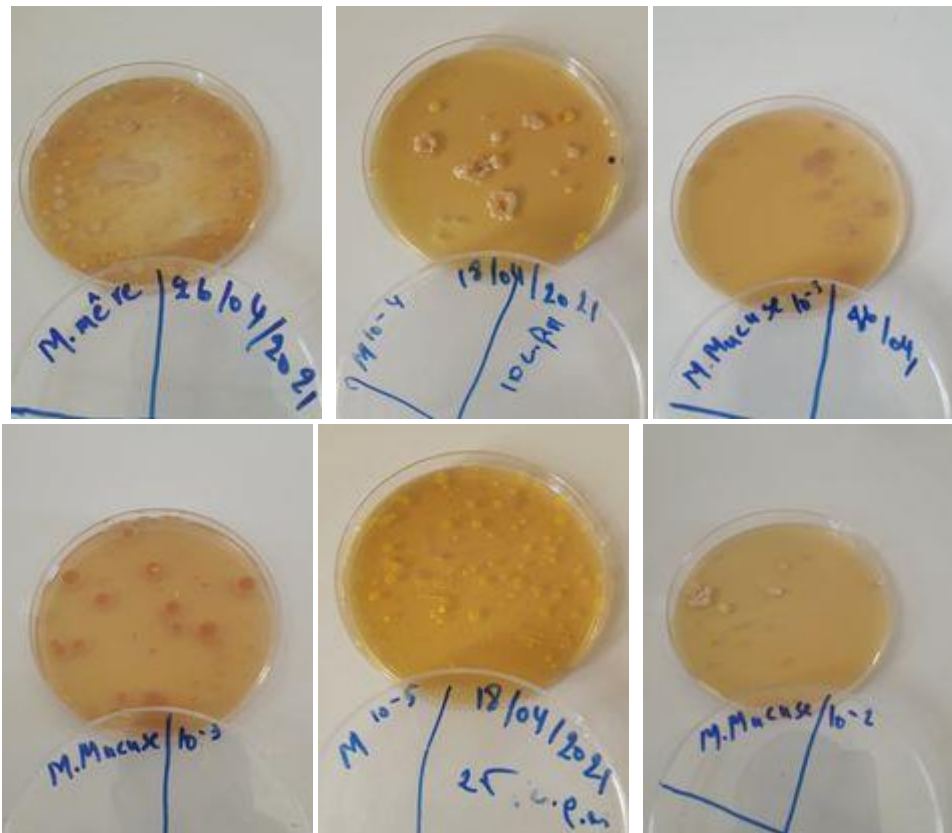


Figure. 20 : Culture à partir du Mucus (solution mère et toutes les dilutions).

L'observation macroscopique issue de la culture des fragments des Branchies et de la chaire des Muscles a révélé la présence de plusieurs colonies bactérienne respectives à la solution mères et aux différentes dilutions décimales. (Figure, 21).

- Solution mère : L'aspect majoritaire colonies est celui d'une nappe, secondairement on observe des colonies isolées de petites tailles, de couleur marron.
- Dilutions décimales 10^{-1} : Dés colonies de taille moyenne et regroupées qui l'emporte sur les petites tailles qui sont isolées regroupées. Ces colonies ayant une couleur marron claire.

- Dilutions décimales 10^{-2} : Dés colonies de petites tailles et moyennes de marron foncée.
- Dilutions décimales 10^{-3} : Dés colonies de tailles moyennes, jaunâtres qui sont majoritaires et d'autres minoritaires qui sont de couleur marron claires. On observe que ces colonies sont quasiment isolées. Néanmoins, d'autres colonies sont de très petites tailles cachées dans la gélose.
- Dilutions décimales 10^{-4} : Dés colonies regroupées arrondies, dans la majorité sont de couleurs claire marron, de tailles moyennes, parfois bombés, d'autres elles identiques mais de petites tailles, d'autres colonies sont de très petites tailles cachées dans la gélose.
- Dilutions décimales 10^{-5} : Dés colonies de petite taille regroupées en chaînette dans la majorité et d'autres sont isolées. et isolées. Ces colonies sont de couleur marron foncées.

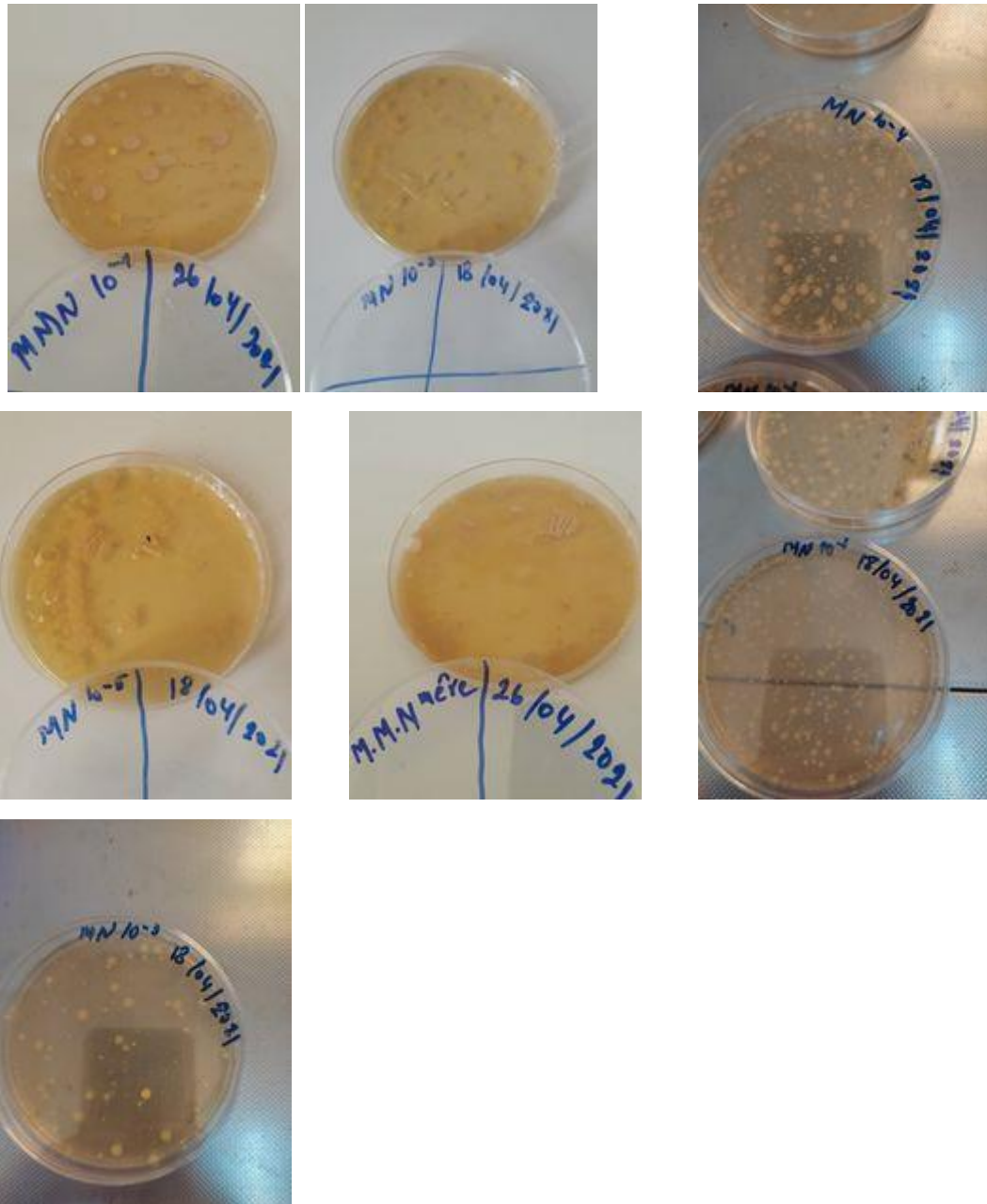


Figure. 21 : Culture à partir de Branchies et Chair musculaire. (solution mère et toutes les dilutions).

3- Dénombrement

La Figure 22, regroupe toutes les boîtes de Pétris contenant les différentes colonies bactériennes issues du mucus d'une part, et des branchies et de la chaire musculaire d'autre part associant la solution mère et les différentes dilutions décimales.

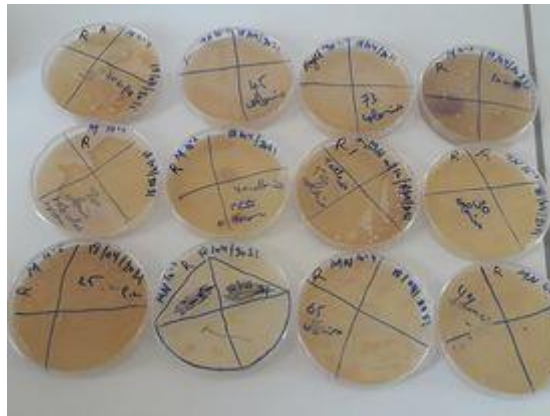


Figure. 22 : Dénombrement Mucus correspondant aux différentes dilutions.

3.1. Dénombrement du Mucus

Suite à la culture dans les boîtes de pétris issues de la solution mère du Mucus du Merlu, le calcul du dénombrement des colonies bactériennes a permis de trouver les résultats relatifs aux différentes concentrations. (Figure, 23).

M. Mère : 80×4 : 800 UFC /ml

Dilutions décimales 10^{-1} : $80 \times 10 \times 4 = 3200$ UFC /cm

Dilutions décimales 10^{-2} : $40 \times 100 \times 4 = 16000$ UFC /cm

Dilutions décimales 10^{-3} : $20 \times 1000 \times 4 = 80000$ UFC /cm

Dilutions décimales 10^{-4} : $73 \times 10^4 \times 4 = 2920000$ UFC /cm

Dilutions décimales 10^{-5} : $25 \times 10^5 \times 4 = 10000000$ UFC /cm

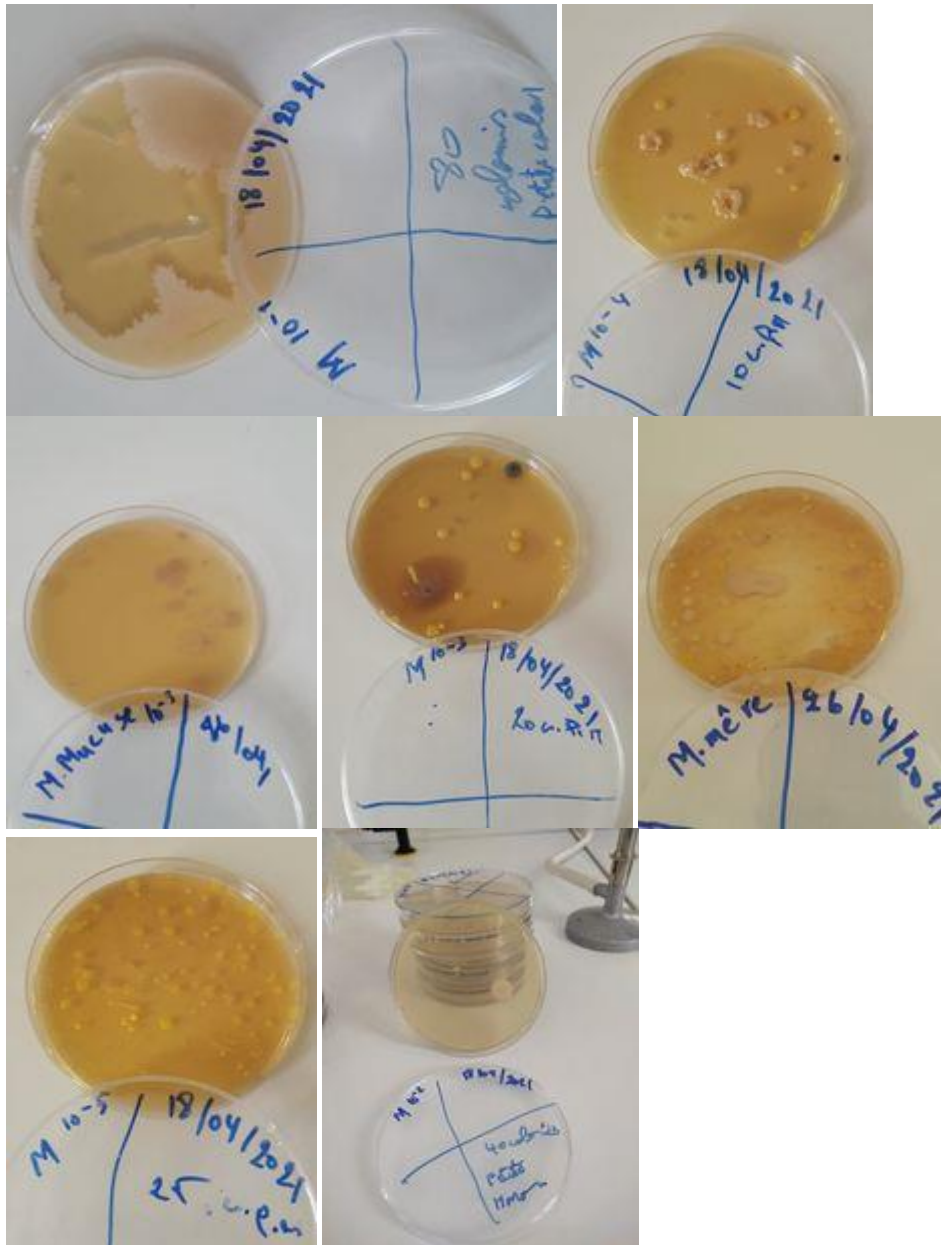


Figure. 23 : Dénombrement Mucus correspondant aux différentes dilutions.

3.2. Dénombrement des Branchies et Chair musculaire

Suite à la culture dans les boîtes de pétris issues de la solution mère des Branchies et Chair musculaire du Merlu, le calcul du dénombrement des colonies bactériennes a permis de trouver les résultats relatifs aux différentes concentrations. (Figure, 24).

Solution Mère : $100 \times 4 = 400$ UFC /cm

Dilutions décimales 10^{-1} : $83 \times 10 \times 4 = 2330$ UFC /cm

Dilutions décimales 10^{-2} : $45 \times 100 \times 4 = 18000$ UFC /cm

Dilutions décimales 10^{-3} : $30 \times 1000 \times 4 = 120000$ UFC /cm

Dilutions décimales 10^{-4} : $65 \times 10000 \times 4 = 3400000$ UFC /cm

Dilutions décimales 10^{-5} : $40 \times 100000 \times 4 = 16000000$ UFC /cm

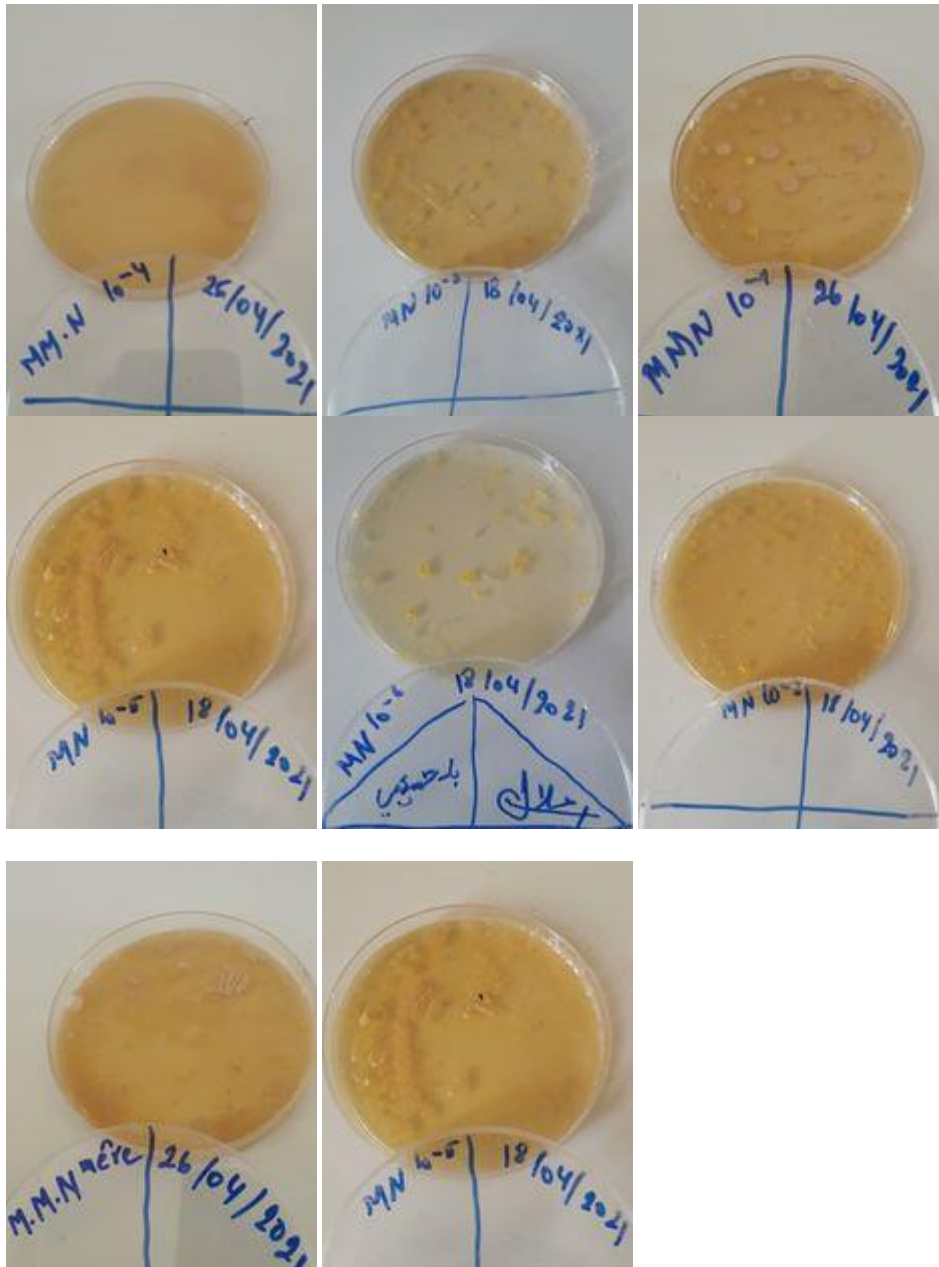


Figure. 24 : Dénombrement Branchies et Chair musculaire correspondant aux différentes dilutions.

Le tableau, 05 résume la totalité des résultats obtenus suite au différents calcul de dénombrement des différentes colonies bactériennes concernant le Merlu.

Tableau. 05: Dénombrement global concernant le Rouget.

Solutions Organes	Solution mère	Dilution 10⁻¹	Dilution 10⁻²	Dilution 10⁻³	Dilution 10⁻⁴	Dilution 10⁻⁵
Mucus	800	3200	16000	80000	2920000	10000000
Branchies Chair musculaire	4 00	2330	18000	120000	3400000	16000000

Unité : UFC/cm : unité formant une Colonie (UFC) (CFU, Colony Forming Unit) par cm ou par gramme.

4-Tests biochimiques

4.1. Test Catalase

4.1.1-Test Catalase Mucus

Dilutions décimales 10⁻¹ : Catalase positive

Dilutions décimales 10⁻² : Catalase positive

Dilutions décimales 10⁻³ : Catalase positive

Dilutions décimales 10⁻⁴ : Catalase positive

Dilutions décimales 10⁻⁵ : Catalase positive

4.1.2-Test Catalase Branchies- Muscle :

Solution Mère : Catalase positive

Dilutions décimales 10^{-1} : Catalase positive

Dilutions décimales 10^{-2} : Catalase positive

Dilutions décimales 10^{-3} : Catalase positive

Dilutions décimales 10^{-4} : Catalase positive

Dilutions décimales 10^{-5} : Catalase positive

4.2. Test Oxydase

4.2.1-Test Oxydase Mucus

Dilutions décimales 10^{-1} : Oxydase positif et négative

Dilutions décimales 10^{-2} : Oxydase positif

Dilutions décimales 10^{-3} : Oxydase négative

Dilutions décimales 10^{-4} : Oxydase négative

Dilutions décimales 10^{-5} : Oxydase positive

4.2.2-Test Oxydase Branchies-Chair musculaire :

Solution Mère : Oxydase positive

Dilutions décimales 10^{-1} : Oxydase positive

Dilutions décimales 10^{-2} : Oxydase positive

Dilutions décimales 10^{-3} : Oxydase négative

Dilutions décimales 10^{-4} : Oxydase positive

Dilutions décimales 10^{-5} : Oxydase positive

Le tableau 06, résume les résultats des tests de catalase et de l'oxydase pour l'ensemble des germes isolés concernant d'une part le Mucus, montrant ainsi une oxydase négative pour certaines colonies et d'autres sont à oxydase positive. En revanche tous les isolats ont une catalase. (Figure. 25).

Tableau.6 : Resultats du test de la catalase et de l'oxydase Mucus.

Tests Isolats	Catalase	Oxydase
Solution Mère	+	+ -
Dilutions décimales 10 ⁻¹	+	+
Dilutions décimales 10 ⁻²	+	-
Dilutions décimales 10 ⁻³	+	-
Dilutions décimales 10 ⁻⁴	+	+
Dilutions décimales 10 ⁻⁵	+	+

Dans le tableau 07, on retrouve les resultats des tests de catalase et de l'oxydase pour l'ensemble des germes isolés à partir des Branchies et la Chair, il a été observé que l'ensemble des colonies présente une catalase positive et une quasi majorité une oxydase positive sauf pour une colonie présentant une oxydase négative. (Figure. 25).

Tableau.7 : Resultats du test de la catalase et de l'oxydase Branchies et la Chair.

Tests Isolats	Catalase	Oxydase
Solution Mère	+	+
Dilutions décimales 10 ⁻¹	+	+
Dilutions décimales 10 ⁻²	+	+
Dilutions décimales 10 ⁻³	+	-
Dilutions décimales 10 ⁻⁴	+	+
Dilutions décimales 10 ⁻⁵	+	+

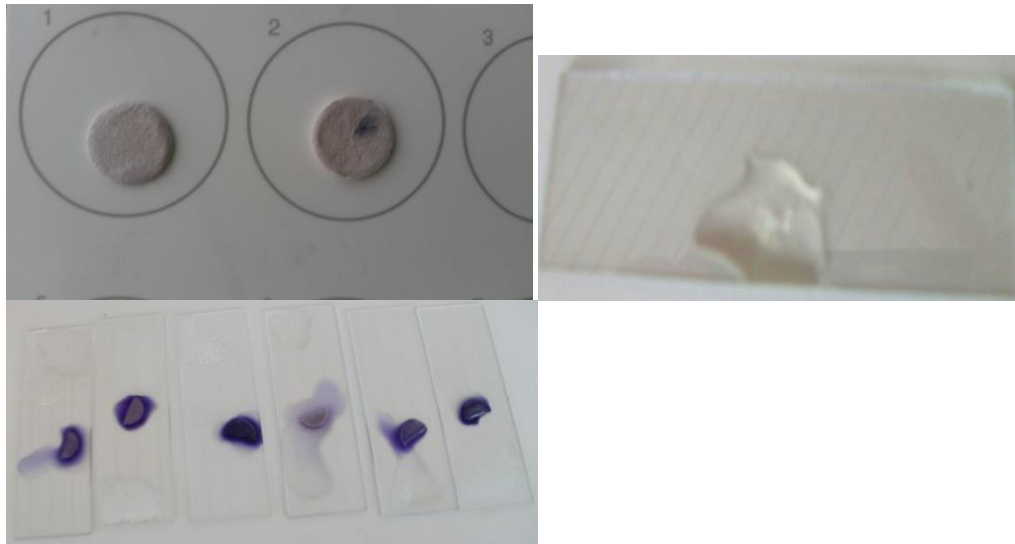


Figure. 25 : Tests de catalase et d'oxydase.

Discussion

A l'issu de ces résultats, on a constaté l'existence d'une très forte population de colonie bactérienne retrouvée par la méthode de calcul de dénombrement. Associée aux résultats de l'observation macroscopique, et les tests biochimiques tels que les tests de la catalase et celui d'oxydase, la pré identification phénotypique est considérée surtout par les genres, *Pseudomonas*, *Aeromonas sp*, et les *Enterobacteriaceae* représentées généralement par *Escherichia*, *Enterobacter*, *Klebsiella*, *Serratia* et *Citrobacter*.

Les résultats retrouvés sont en adéquation avec ceux retrouvés par certains auteurs traitant le microbiote spécifiquement aux poissons.

Les valeurs de pH enregistrées sont respectivement de l'ordre de 5,96 à 6,48 pour l'échantillon acheté au port, et de 5.22 à 6.42 pour l'échantillon du marché.

Selon, Huss (1988), l'augmentation du pH est due à la formation des composés basiques. Selon Love, (1980), le pH initial varie considérablement

de 5.4 à 7.2 selon l'espèce, la zone de pêche et la saison, alors que le PH final ne semble pas être affecté par la technique de pêche.

Au cours de la capture, les espèces pélagiques telles que le thon jaune ont tendance à se débattre plus longtemps et avec plus d'intensité que les espèces démersales. Les réserves de glucose vont alors être dégradées par glycolyse et conduire à la formation d'acide lactique ayant pour impact un abaissement du pH. Cependant, du fait de la faible concentration en carbohydrates de la chair, cette diminution reste faible et le pH oscille autour de 5,8–6,2 (Susanto et al., 2011).

Néanmoins, la population et la biodiversité des bactéries sont probablement sous-estimés par les méthodes classiques de microbiologie largement utilisées qui utilise les milieux gélosés comme facteur primordiale de la croissance, en sachant que la cultivabilité des bactéries aquatiques reste inférieure à 1%. (Amann et al., 1995).

Les variations climatiques relatives à la température n'entraîne pas des variabilités majeures dans la composition qualitative de la flore bactérienne de la chair des poissons mais, influencera sur le nombre de bactéries à Gram-positif, de *Vibrio* et d'entérobactéries qui aura tendance à l'augmentation par rapport à celle des régions tempérées. (Al-Harbi et Uddin, 2005; Emborg et al., 2005; Gram et Huss, 1996).

Par ailleurs l'ensemble des manipulations post capture et les conditions de conservation des poissons influencent fortement la vitesse de prolifération des bactéries à travers la chair et impactent la durée de vie des produits (Chytiri et al., 2004a; Du et al., 2001; Garthwaite, 2010; Lauzon et al., 2010; Taoukis et al., 1999).

D'après Huss, (1998), les principales bactéries productrices d'histamine, prolifèrent surtout lorsque le pH est neutre, mais elles peuvent se multiplier dans la gamme des pH compris entre 7.4 et 8.1.

La culture des *Pseudomonas* est relativement facile si une bonne oxygénation (agitation) est réalisée. Certains d'entre eux apparaissent fluorescents et capables de fabriquer des pigments bleu/vert ou vert ou jaune. (Peix et al., 2009).

Les *Aeromonas* sont présents dans la flore initiale du thon jaune où il représentent entre 12 et 23% des isolats de la peau, des branchies, des intestins et de la chair (Emborg et al., 2005).

La famille des *Enterobacteriaceae* comprend plusieurs genres regroupant plus d'une centaine d'espèces. Ces bactéries sont des bacilles (2 à 4 μm x 0,4 à 0,6 μm) à Gram-négatif, dépourvus d'oxydase, généralement catalase positive et anaérobies facultatives. Chez les poissons les entérobactéries sont peu exigeantes et se développent rapidement dans divers environnements tels que, le sol, l'eau, les végétaux, les animaux y compris marins, et les aliments. Plusieurs genres sont regroupés sous le terme de coliformes » : *Escherichia*, *Enterobacter*, *Klebsiella*, *Serratia* et *Citrobacter*. Ces bactéries sont semblables d'un point de vue morphologique et biochimique et sont souvent employées en tant qu'indicateur d'hygiène des aliments (Sandle, 2014).

Certaines souches bactériennes comme *C. maltaromaticum* ont été isolées des branchies et intestins de poissons (Ringø et al., 2006a; Ringø et al., 2006b).

Staphylococcus aureus ne fait pas partie de la flore que l'on trouve normalement chez les poissons et les produits de pêche, néanmoins il est généralement trouvé en petit nombre sur les produits manipulés par des humains. (Huss, 1998).

Le nombre des entérobactéries considérable peut signifier une contamination fécale environnementale. (Ghafir et Daube, 2007).

D'une façon générale, et en comparant les trois parties du corps du carassin étudiés, nos résultats montrent que les branchies et le mucus sont les plus contaminés, ceci est expliqué par le fait que les branchies retiennent toutes les

particules que contient l'eau dont les bactéries au cours de la respiration du poissons, donc une eau fortement contaminé entraîne en conséquence une présence importante de bactéries dans les branchies. (Dieng *et al.*, 2013).

En ce qui concerne le mucus, sa forte contamination est due à la colonisation des bactéries de l'environnement de vie, à la surface de la peau du poisson et largement au niveau des alvéoles des écailles. (Huss, 1999).

Certains auteurs expliquent ce fait par des différences dans les propriétés de la surface du poisson. Les peaux des poissons ont des textures très différentes, les poissons qui ont un tégument très fragile sont caractérisés par une altération à des vitesses très variables, par contre les poissons qui ont une couche épaisse de mucus comprennent plusieurs substances antibactériennes au niveau de la surface tels que des anticorps et des enzymes bactériolytiques ce qui conduit à une faible adhésion bactérienne (Murray et Fletcher, 1976 ; Hielmand *et al.*, 1983).

Normalement la chair d'un poisson sain, vivant ou fraîchement pêché est stérile, car le système immunitaire du poisson empêche les bactéries de se multiplier dans sa chair. A la mort du poisson, le système immunitaire défend et les bactéries peuvent proliférer librement. (Huss, , 1999).

Seul un nombre limité d'organismes envahit réellement la chair et que le développement microbien se situe essentiellement à la surface, l'altération s'avère probablement, pour une grande part, être une conséquence de la diffusion des enzymes bactériennes dans la chair et des nutriments à l'extérieur (Huss, 1999). Donc il est rare que des agents pathogènes pénètrent dans la chair comestible des poissons (muscles). Cependant, si les poissons sont stressés par exemple en raison du surpeuplement, de la mauvaise qualité de l'eau. (Hus, 1999), ou aussi le manque d'hygiène au cours du transport ou au cours des manipulations, les bactéries sont parfois en mesure de pénétrer dans la chair comestible, elles envahissent la chair en se déplaçant entre les fibres musculaires. (Murry et Shewan, 1979).

Après capture et débarquement, les bactéries présentes sur les organes externes du poisson vont progressivement s'infiltrer dans le muscle (chair). De

plus, des contaminations dues aux traitements à bord comme air, surfaces, et les opérateurs peuvent avoir lieu. Au fur et à mesure de leur croissance, ces bactéries vont dégrader la qualité des produits. Néanmoins, tous ces microorganismes ne contribuent pas à l'altération et certains pourraient, même, avoir un rôle plutôt bénéfique pendant la conservation. En régions tempérées, de nombreuses revues bibliographiques. (Dalgaard et al., 2002; Gram et Huss, 1996; Gram et Dalgaard, 2002; Gram, 2009; Huss, 1996) sont disponibles sur les microbiotes des poissons, leur rôle dans l'altération et les indicateurs fiables permettant le suivi de la dégradation et l'estimation des durées de vie des produits.

Les manipulations post capture et les conditions de conservation des poissons influencent en augmentant la prolifération bactérienne à travers la chair. (Chytiri et al., 2004a; Du et al., 2001; Garthwaite, 2010; Lauzon et al., 2010; Taoukis et al., 1999).

PARTIE IV : CONCLUSIONS ET PERSPECTIVES

Le but de ce présent travail est de faire un état des lieux de l'environnement bactérien chez deux espèces de poisson, le Rouget et le Merlu.

Les dilutions décimales réalisées à partir de la solution mère issue des différents broyages respectivement des fragments d'organe de Mucus, Branchies, et la Chair musculaire des deux poissons ont permis de réaliser des cultures microbiologique à caractère bactériologique.

La réalisation de ce travail avait portée sur la culture bactériologique en utilisant comme milieu de culture la gélose nutritive, la méthode de calcul de dénombrement des colonies, et les différents tests biochimiques, tels que le test de la catalase et celui de l'oxydase.

Les résultats étaient considérés d'une part par un nombre très important du nombre de colonies bactériennes.

En parallèle, la pré identification phénotypique est considérée surtout par les genres, *Pseudomonas*, *Aeromonas sp*, et les *Enterobacteriaceae* représentées généralement par *Escherichia*, *Enterobacter*, *Klebsiella*, *Serratia* et *Citrobacter*.

Perspectives

- Afin d'arriver à une identification phénotypique complète il faut élargir les tests biochimiques à d'autres tests tels que, l'Urée indole, Triple Sugar Iron (TSI), Manitol mobilité, l'utilisation des Galeries API conduisant à établir une identification phénotypique, et qui restent encore importants aujourd'hui pour la classification de ces bactéries.
- Le recours à la PCR est utilisé surtout pour les isolats difficiles à identifier phénotypiquement, et éventuellement à établir une identification génotypique.

PARTIE V : REFERENCES BIBLIOGRQPHIAUES

- Tarnecki, A. M., F. A. Burgos, C. L. Ray et C. R. Arias** (2017). "Fish intestinal microbiome: diversity and symbiosis unravelled by metagenomics." *Journal of Applied Microbiology* **123**(1): 2-17.
- Liston, J.** (1957). "The occurrence and distribution of bacterial types on flatfish." *Microbiology* **16**(1): 205-216.
- Georgala, D.** (1958). "The bacterial flora of the skin of North Sea cod." *Microbiology* **18**(1): 84-91.
- Chen, H., Z. Liu, Y. Shi et H. H. Ding** (2016). "Microbiological analysis and microbiota in oyster: A review." *Invertebrate Survival Journal* **13**: 374-388.
- Austin, B.** (2006). "The bacterial microflora of fish, revised." *ScientificWorldJournal* **6**: 931-945.
- Lyons, P. P., J. F. Turnbull, K. A. Dawson et M. Crumlish** (2017). "Phylogenetic and functional characterization of the distal intestinal microbiome of rainbow trout *Oncorhynchus mykiss* from both farm and aquarium settings." *Journal of Applied Microbiology* **122**(2): 347-363.
- OIE** (2017a). Elaboration et harmonisation des programmes nationaux de surveillance et de suivi de la résistance aux agents antimicrobiens chez les animaux aquatiques.
- Kueh, C. S. W. et K. y. Chan** (1985). "Bacteria in bivalve shellfish with special reference to the oyster." *Journal of Applied Bacteriology* **59**(1): 41-47.
- Larsen, A., Z. Tao, S. A. Bullard et C. R. Arias** (2013). "Diversity of the skin microbiota of fishes: evidence for host species specificity." *FEMS Microbiology Ecology* **85**(3): 483-494.
- Leroi, F.** (2010). "Occurrence and role of lactic acid bacteria in seafood products." *Food Microbiol* **27**(6): 698-709.
- Liston, J.** (1957). "The occurrence and distribution of bacterial types on flatfish." *Microbiology* **16**(1): 205-216.
- Rodier J., B.Legure, N.Merlet.** (2009). L'analyse de l'eau ; Eaux Naturelles, Eaux Résiduelles, Eaux de Mer. 9^{ème} édition. Dunod. Paris, P : 700-755.
- Harnisz M., S.Tucholski .** (2010). Microbial quality of common carp and pikeperch fingerlings cultured in a pondfed with treated wastewater. *Ecological Engineering*, **36**: 466-470.
- Scherer R., P.R.Augusti, V.C.Bochi, C.Steffens, L.L.M.Fries, A.P.Daniel, E.H.Kubota, J.R. Neto, T.Emanuelli.** (2006). Chemical and microbiological quality of grass carp (*Ctenopharyngodon idella*) slaughtered by different methods. *Food Chemistry* **99**:136-142.
- Ozaktas T., B.Taskin., A.G. Gozen.** (2012). High level multiple antibiotic resistances among fish surface associated bacterial populations in non-aquaculture fresh water environment. *Water Research* (**46**): 6382 – 6390.

Vesina, L., & Lacroix, M. (2000). Classical biochemical tests for the identification of *pectobacterium*(*Erwinia pectinolytiques*) et des *pseudomonas flurescents*. *Laboratoire de diagnostic en phytoprotection- MAPAQ*.9p.

Kovacs, L.G., Ballati, P.A., Kroshman, H.B., & Pueppke, S.G. (1995). Transcriptional organisation and expression of nol XWBTUV. A Locus that regulate cultivar-specific nodulation soybean by *Rhizobium fredii* USDA257. *Molecular Microbiology*. 17: 923-933.

Hwang C.C., H.F. Kung., C.S Lin., D.F. Hwang., Y.H. Tsai .(2011). Bacteriological quality and histamine-forming bacteria associated with fish meatsand environments in HACCP and non-HACCP fish processing factories. *Food Control*, **22**:1657- 1662.

Koussémon M., S.G. Traoré, R. Koffi-Nevry, S.K. Ouffoue, A. Kamenan.(2008). Etude de la qualité microbiologique d'une espèce tropicale de crabe: *Callinectes amnicola*. *Tropicultura*, **26**, 3 : 169-172.

Sandayigaya E., J.Debevere, H.Deelstra. (1990). Apréciation et amélioration de la qualité bactériologique du poisson commercialisé au Burundi. Cas de *Stolothrissatanganicae* et *Liciolatesstappersii*. *Tropicultura*, **8**, 2 : 64-68.

Labres E., D.Azizi , B.Boudjellab. (2006). Cours d'Hygiène et de Microbiologie des Eaux : Microbiologie des eaux et des boissons, Institut Pasteur d'Algérie. P : 35-40.

Rodier J. (1996). L'analyse de l'eau ; Eaux Naturelles, Eaux Résiduelles, Eaux de Mer. 8ème édition. Dunod. P : 135- 160.

Denis F., Poly M C., Martin C., Bingen E., Quentin R .(2007). Bactériologie médicale technique usuelle. Edition: Masson. Paris. Pp .573.

Huss H.H., -1995- Quality assurance of seafood, FAO Fisheries Technical Paper No. 334, Rome, FAO, 186 p.

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. P :43-74.

Huss, H.H. 1998. Assurance de qualité des produits de la mer. FAO Document technique sur les pêches. N°334, Rome, FAO.1995.186p.

Huss HH., 1999 : Qualité et son évolution dans le poisson frais. Laboratoire de technologie Ministère de l'agriculture et des pêches Danemark .F.A.O. Document technique sur les pêches -348 FAO. L'organisation des Nations Unies pour L'Alimentation et l'Agriculture : 17, 213-334).

Murray C.K., J.M. Shewan. (1979). The microbial spoilage of fish with special reference to the role of psychrotrophs. In: Russell, A.D. and R. Fuller (eds.) *Cold tolerant microbes in spoilage and the environment*, Academic Press .P: 117-136.

Murray C.K., T.C. Fletcher. (1976). The immunohistochemical location of lysozyme in plaice (*Pleuronectes platessa* L.) tissues. *J. Fish Biol.* **9** : 329-334.

Hielmland K., M.Christie, J.Raa (1983). Skin mucous protease from rainbow trout (*Salmo gairdneri*, Richardson). 1. Biological significance. *J. Fish Biol.* **23**, 13-22.

Dalgaard, P., Buch, P., Silberg, S., 2002. Seafood spoilage predictor— development and distribution of a product specific application software. *International journal of food microbiology* **73**, 343-349.

Gram, L., Huss, H.H., 1996. Microbiological spoilage of fish and fish products. *International journal of food microbiology* **33**, 121-137.

Gram, L., Dalgaard, P., 2002. Fish spoilage bacteria—problems and solutions. *Current opinion in biotechnology* **13**, 262-266.

Gram, L., 2009. Microbiological spoilage of fish and seafood products. In: Sperber, W.H., Doyle, M.P. (Eds.), *Compendium of the Microbiological Spoilage of Foods and Beverages*. Springer, New York, pp. 87- 120.

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. P :43-74.

Huss, H.H., 1996. Assurance de la qualité des produits de la mer. FAO 334, 13-17.

Lloris D. Matallanas J. & Oliver P. 2003. Merluzas del mundo (Familia Merlucciidae). Catálogo comentado e ilustrado de las merluzas conocidas. FAO Catálogo de especies para los fines de la pesca, nº2 : 69 pp.

Casey J. & Pereiro J. 1995. European hake (*M. merluccius*) in the North-east Atlantic. In : Alheit J. & Pitcher T.J. (eds) : *Hake: Fisheries, Ecology and Markets*. Fish and Fisheries Series.15. Chapman and Hall, London, pp. 125–147.

Aldebert Y. & Carriès C. 1989. L'exploitation du merlu dans le golfe du Lion. *Bulletin de la Société Zoologique de France*, **114** : 15–20.

Martin I. 1991. A preliminary analysis of some biological aspects of hake (*Merluccius merluccius* L. 1758) in the Bay of Biscay. *ICES : Conference and Meeting Documents CM/G*, **54**: 30 pp.

Oliver P. & Massutí E. 1995. Biology and fisheries of western Mediterranean hake (*M. merluccius*). In : Alheit J. & Pitcher T.J. (eds) : *Hake: Fisheries, Ecology and Markets*. Fish and Fisheries Series.15. Chapman and Hall, London, pp. 181-202.

FAO. 2005. Review of the state of world marine fishery resources. *FAO/Fisheries Technical Paper*, **457**: 244 pp.

Coombs S.H. & Mitchell C.E. 1982. The development rate of eggs and larvae of the hake, *Merluccius merluccius* (L.) and their distribution to the west of the British Isles. *Journal de la Commission Internationale pour l'Exploration de la Mer Méditerranée*, **40** : 119–126.

Belloc G. 1929. Etude monographique du merlu, *Merluccius merluccius* L. Revue des travaux de l'Office scientifique et technique des pêches maritimes, 2 : 153–199.

Fives J.M. Acevedo S. Lloves M. Whitaker A. Robinson M. & King P.A. 2001. The distribution and abundance of larval mackerel, *Scomber scombrus* (L.), horse mackerel, *Trachurus trachurus* L., hake, *Merluccius merluccius* L., and blue whiting, *Micromesistius poutassou* (Risso, 1826) in the Celtic Sea and west of Ireland during the years 1986, 1989 and 1992. Fisheries Research, 50: 17–26.

Alvarez P. Fives J. Motos L. & Santos M. 2004. Distribution and abundance of European hake *Merluccius merluccius* (L.), eggs and larvae in the North East Atlantic waters in 1995 and 1998 in relation to hydrographic conditions. Journal of Plankton Research, 26: 811–826.

Bjelland R.M. & kiftesvik A.B. 2000. Developing the European hake (*Merluccius merluccius*) as a new species for aquacultural production. In: Proceedings of the Abstracts of the 24th Annual Larval Fish Conference, Gulf Shores, AL. November 2000.

Motos I. Alvarez P.I & Uriarte A. 2000. Distribution pattern of hake *Merluccius merluccius* (L.) eggs and larvae in relation to environmental conditions in the Bay of Biscay in winter and early spring 1995. Ozeanografika, 3: 273–292.

Morales-Nin B. & Moranta J. 2004. Recruitment and post-settlement growth of juvenile *Merluccius merluccius* on the western Mediterranean shelf. Scientia Marina, 63: 399–409.
Morales-Nin B. Torres G.J. Lombarte A. & Recasens L. 1998. Otolith growth and age estimation in the European hake. Journal of Fish biology, 53 : 1155–1168.

Recasens L. Lombarte A. Morales-Nin B. & Torres G.J. 1998. Spatiotemporal variation in the population structure of the European hake in the NW Mediterranean. Journal of Fish Biology, 53, 387–401.

Belcari P. De Ranieri S. Reale B. Sartor P. Sbrana M. & Viva C. 2001. Spatial distribution and seasonal concentration of European hake's juveniles, *Merluccius merluccius*, (L. 1758), in the North Tyrrhenian Sea. Rapport Commission Internationale pour l'Exploration de la Mer Méditerranée, 36 : 238 pp.

Orsi-Relini L. Papaconstantinou C. Jukic-Peladic S. Souplet A. Gill de Sola L. Piccinetti C. Kavadas S. & Rossi M. 2002. Distribution of the Mediterranean hake populations (*Merluccius merluccius smiridus* Rafinesque, 1810) (Osteichthyens: Gadiformes) based on six years monitoring by trawl-surveys: some implications for management, Scientia Marina, 66(2): 21– 38.

Maynou F. Leonart J. & Cartes J.E. 2003. Seasonal and spatial variability of hake (*Merluccius merluccius* L.) recruitment in the NW Mediterranean, Fisheries Research, 60: 65–78.
Mellon-Duval C. de Pontual H. Metral L. & Quemener L. 2010. Growth of European hake (*Merluccius merluccius*) in the Gulf of Lions based on conventional tagging. ICES Journal of Marine Science, 67: 62–70.

Goñi R. Adlerstein S. Alvarez F. Garcia M. Sánchez P. Sbrana M. Maynou F. & Viva C. 2004. Recruitment indices of European hake, *Merluccius merluccius* (Linnaeus 1758), in the Northwest Mediterranean based on landings from bottom-trawl multispecies fisheries. ICES Journal of Marine Sciences, 61 : 760–773.

- Cohen D.M. Inada T. Iwamoto T. & Scialabba N. 1990.** FAO Species catalogue. Vol., 10. Gadiform fishes of the world (Order Gadiformes). An Annotated and illustrated Catalogue of Cods, Hakes, Grenadiers and other Gadiform Fishes Known to Date. FAO Fish. Synopsis, (125)10: 442 pp.
- Murua H. 2010.** The biology and fisheries of European hake, *Merluccius merluccius*, in the north-east Atlantic. *Advances in Marine Biology*, 58(10): 97–154.
- Rafinesque S. (eds). 1810.** Caratteri di alcuni nuovi generi e nuove specie di animalie pinte della Sicilia, Palermo (Reimpresión A. Asher, Amsterdam, 1967), 105 pp.
- Alheit J. & Pitcher T.J. (eds). 1995.** Hake: Fisheries, ecology and markets. Fish and Fisheries Series, Chapman & Hall, London, 15: 478 pp.
- Kavadas S. & Rossi M. 2002.** Distribution of the Mediterranean hake populations (*Merluccius merluccius smiridus* Rafinesque, 1810) (Osteichthyens: Gadiformes) based on six years monitoring by trawl-surveys: some implications for management, *Scientia Marina*, 66(2): 21–38.
- Lloris D. Matallanas J. & Oliver P. 2005.** Hakes of the world (Family Merlucciidae). An annotated and illustrated catalogue of hake species known to date. FAO Species Catalogue for Fishery Purposes, Rome, n° 2: 57 pp.
- Lombarte, A., Recasens L., González M., Gil de Sola L. (2000).** Spatial segregation of two species of Mullidae (*Mullus surmuletus* and *M. barbatus*) in relation to habitat. *Mar EcolProgSer* Vol. 206: 239-249p.
- Louisy, P., 2002.** Guide d'identification des poissons marins – Europe et méditerranée. Ed. lowestoft :323p.
- N'da., (1992).** Biologie du rouget de roche *Mullus Sumuletus* (poisson Mullidae). Dans le nord du golfe de Gascogne : reproducteurs, larves et juvéniles. Thèse de 3^{ème} cycle. Brest, université de Bretagne Occidentale (UBO) : 177p.k.
- Meek., (1916).** The migration of fish. Edward Arnold and Co. Eds. ; london, 427p.
- Wirsubski., 1953.** On the biology and biotope of the red Mullet. *Bull. Sea. Fish.* 1-20 : 1-32.
- Jones A., (1972).** Marine Fish Farming. An examination of the factors to be considered in the choice of species. Lab. Leaflet :24-16p.
- Quéro J.C., and Vayne J.J., (1997).** Les poissons de mer des pêches françaises. IFREMER, Ed. Delachaux and Niestlé, 304p.
- Lo Bianco., (1909).** Sviluppo Larvale, metamorfosi e biologica dell'atriglia di fango (*mullus barbatus* Lin.). *Mitt. Zool. Stn. Neapel* : 19-18p.
- Désbrosses., 1935.** Contribution à la biologie du rouget- barbet en Atlantique Nord. *Rev. Trav. Off. Pêches marit.* (63) : 249 – 270.
- Bougis., 1952.** Recherches biométriques sur les rougets (*mullus barbatus* L. et *mullus surmuletus* L.). *Archives de zoologie expérimentale et générale*, 89(2) :57-174.

Hureau J.C 1986.,Mullidae in Whitehead, fishes of the North-eastern Atlantic and the Mediterranean. Les proses de l'Unesco. VOL II : 877-882.

Gharbi H., and ktari M.H., (1979). Died of redmulletts (mullus barbatus-linnaeus, 1758 and mullusurmulletus-linnaeus, (1758)) in the Tunis Gulf. Bull. Inst. Natl. Sci. Tech. Oceanogr. PecheTunisia, 6(1-4) : 41-52.

Frontier-Abou, D., 1969. Composition globale du muscle de quelques poissons comestibles de la côte malgache. Cahiers ORSTOM.Série Océanographie 7, 3-18. Frontier-Abou, D., 1969. Composition globale du muscle de quelques poissons comestibles de la côte malgache. Cahiers ORSTOM.Série Océanographie 7, 3-18.

Stansby, M.E., 1962. Proximate composition of fish. Fish in nutrition 55-60.

Afrem, Ifremer, 1991. Connaissance de la matière première et étude des barèmes de traitement thermique de cuisson sous-vide du poisson en cycle court.

Régina, F., Eugène, S., Rinna, R., 2014. Etude de la qualité des productions aquacoles en fonction des conditions d'élevage et de conservation.

Passi, S., Cataudella, S., Di Marco, P., De Simone, F., Rastrelli, L., 2002. Fatty acid composition and antioxidant levels in muscle tissue of different Mediterranean marine species of fish and shellfish. Journal of Agricultural and Food Chemistry 50, 7314-7322.

Simopoulos, A.P., 2010. The omega-6/omega-3 fatty acid ratio: health implications. Oléagineux, Corps gras, Lipides 17, 267-275.

Visentainer, J.V., Noffs, M.D., de Oliveira Carvalho, P., de Almeida, V.V., de Oliveira, C.C., de Souza, N.E., 2007. Lipid content and fatty acid composition of 15 marine fish species from the southeast coast of Brazil. Journal of the American Oil Chemists' Society 84, 543-547.

Anthoni, U., Børresen, T., Christophersen, C., Gram, L., Nielsen, P.H., 1990. Is trimethylamine oxide a reliable indicator for the marine origin of fish? Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Comparative Biochemistry 97, 569-571.

Gram, L., Oundo, J., Bon, J., 1989. Shelf life of Nile perch (*Lates niloticus*) dependent on storage temperature and initial bacterial load. Proceedings of FAO expert consultation paper on fish technology in Africa 24-36.

Seibel, B.A., Walsh, P.J., 2002. Trimethylamine oxide accumulation in marine animals: relationship to acylglycerol storage. The Journal of experimental biology 205, 297-306.

Susanto, E., Agustini, T.W., Ritanto, E.P., Dewi, E.N., Swastawati, F., 2011. Changes in oxidation and reduction potential (Eh) and pH of tropical fish during storage. Journal of Coastal Development 14 (3), 223-234.

Austin, B., 2006. The bacterial microflora of fish, revised. The Scientific World Journal 6, 931-945.

Cahill, M.M., 1990. Bacterial flora of fishes: a review. Microbial ecology 19, 21-41.

- ICMSF, 2005.** International Commission on Microbiological Specifications of Foods (ICMSF), 2005. Fish and fish products. In: *Microorganisms in Foods 6: Microbial Ecology of Food Commodities*, sec.
- Ashie, I.N.A., Smith, J.P., Simpson, B.K., 1996.** Spoilage and shelf-life extension of fresh fish and shellfish. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition* 36 (1&2), 87-121.
- Ghaly, A.E., Dave, D., Budge, S., Brooks, M.S., 2010.** Fish spoilage mechanisms and preservation techniques: review. *American Journal of Applied Sciences* 7 (7), 859-877.
- Howgate, P., 2006.** A review of the kinetics of degradation of inosine monophosphate in some species of fish during chilled storage. *International Journal of Food Science and Technology* 41, 341-353.
- Chéreta, R., Delbarre-Ladrat, C., de Lamballerie-Anton, M., Verrez-Bagnis, V., 2007.** Calpain and cathepsin activities in post mortem fish and meat muscles. *Food Chemistry* 101, 1474-1479.
- Jiang, S., 2000.** Enzymes and their effects on seafood texture. *Seafood enzyme: Utilization and influence on postharvest seafood quality* 411-450.
- Hansen, L.T., Gill, T., Røntved, S.D., Huss, H.H., 1996.** Importance of autolysis and microbiological activity on quality of cold-smoked salmon. *Food Research International* 29, 181-188.
- Hansen, G., Olafsen, J., 1999.** Bacterial interactions in early life stages of marine cold water fish. *Microbial ecology* 38, 1-26.
- Gatesoupe, F., Lesel, R., 1998.** An environmental approach to intestinal microflora in fish. *Cahiers d'Etudes et de Recherches Francophones Agricultures (France)*.
- Lyhs, U., 2009.** Fishery products quality, safety and authenticity. *Microbiological Methods*. Rehbein, H, and Oehlenschläger, J.(eds.). Wiley-Blackwell, Oxford 318-338.
- Amann, R.I., Ludwig, W., Schleifer, K.H., 1995.** Phylogenetic identification and in situ detection of individual microbial cells without cultivation. *Microbiological reviews* 59, 143-169.
- Huber, I., Spanggaard, B., Appel, K., Rossen, L., Nielsen, T., Gram, L., 2004.** Phylogenetic analysis and in situ identification of the intestinal microbial community of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*, Walbaum). *Journal of applied microbiology* 96, 117-132.
- Wilson, B., Danilowicz, B.S., Meijer, W.G., 2008.** The diversity of bacterial communities associated with Atlantic cod *Gadus morhua*. *Microbial ecology* 55, 425-434.
- Gennari, M., Tomaselli, S., Cotrona, V., 1999.** The microflora of fresh and spoiled sardines (*Sardina pilchardus*) caught in Adriatic (Mediterranean) Sea and stored in ice. *Food Microbiology* 16, 15-28.
- Gischler, E., Lomando, A.J., Alhazeem, S.H., Fiebig, J., Eisenhauer, A., Oschmann, W., 2005.** Coral climate proxy data from a marginal reef area, Kuwait, northern Arabian–Persian Gulf. *Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology* 228, 86-95.

Al-Harbi, A.H., Uddin, N., 2005. Bacterial diversity of tilapia (*Oreochromis niloticus*) cultured in brackish water in Saudi Arabia. *Aquaculture* 250, 566-572.

Emborg, J., Laursen, B.G., Dalgaard, P., 2005. Significant histamine formation in tuna (*Thunnus albacares*) at 2° C—effect of vacuum-and modified atmosphere-packaging on psychrotolerant bacteria. *International journal of food microbiology* 101, 263-279.

Al Bulushi, I.M., Poole, S., Deeth, H.C., Dykes, G.A., 2008. Quantitative assessment of total and Gram-positive aerobic bacteria in fresh and ambient-temperature-stored sub-tropical marine fish. *World Journal of Microbiology and Biotechnology* 24, 1867-1875.

Wallace, B.J., Guzewich, J.J., Cambridge, M., Altekruze, S., Morse, D.L., 1999. Seafood-associated disease outbreaks in New York, 1980–1994. *American Journal of Preventive Medicine* 17, 48-54.

Huss, H.H., Ababouch, L., Gram, L., 2003. Assessment and management of seafood safety and quality. *FAO Fisheries Technical Paper*. No. 444. Rome, FAO. 2003. 230 pp. In: Anonymous (Eds),

Chytiri, S., Chouliara, I., Savvaidis, I., Kontominas, M., 2004a. Microbiological, chemical and sensory assessment of iced whole and filleted aquacultured rainbow trout. *Food Microbiology* 21, 157-165.

Du, W.X., Kim, J., Cornell, J.A., Huang, T.S., Marshall, M.R., Wei, C.I., 2001. Microbiological, sensory, and electronic nose evaluation of yellowfin tuna under various storage conditions. *Journal of Food Protection* 64 (12), 2027-2036.

Garthwaite, T., 2010. 5 Fish quality. *Fish Canning Handbook* 102.

Lauzon, H.L., Margeirsson, B., Sveinsdóttir, K., Guðjónsdóttir, M., Karlsdóttir, M.G., Martinsdóttir, E., 2010. Overview on fish quality research: impact of fish handling, processing, storage and logistics on fish quality deterioration.

Migula, N., 1894. Arbeiten aus dem Bakteriologischen Institut der Technischen Hochschule zu Karlsruhe. 1, 235-238.

Anzai, Y., Kim, H., Park, J., Wakabayashi, H., Oyaizu, H., 2000. Phylogenetic affiliation of the pseudomonads based on 16S rRNA sequence. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology* 50, 1563-1589.

Peix, A., Ramírez-Bahena, M., Velázquez, E., 2009. Historical evolution and current status of the taxonomy of genus *Pseudomonas*. *Infection, Genetics and Evolution* 9, 1132-1147.

Stanier, R.Y., 1943. A Note on the Taxonomy of *Proteus Hydrophilus*. *Journal of Bacteriology* 46, 213-214.

Rahman, M., Colque-Navarro, P., Kuhn, I., Huys, G., Swings, J., Mollby, R., 2002. Identification and characterization of pathogenic *Aeromonas veronii* biovar *sobria* associated with epizootic ulcerative syndrome in fish in Bangladesh. *Applied and Environmental Microbiology* 68, 650-655.

- Janda, J.M., Abbott, S.L., 2010.** The genus *Aeromonas*: taxonomy, pathogenicity, and infection. *Clinical microbiology reviews* 23, 35-73.
- Jacxsens, L., Devlieghere, F., Falcato, P., Debevere, J., 1999.** Behavior of *Listeria monocytogenes* and *Aeromonas* spp. on fresh-cut produce packaged under equilibrium-modified atmosphere. *Journal of Food Protection*® 62, 1128-1135.
- Gram, L., 1991.** Inhibition of mesophilic spoilage *Aeromonas* spp. on fish by salt, potassium sorbate, liquid smoke, and chilling. *Journal of Food Protection*® 54, 436-442.
- Gram, L., Wedell-Neergaard, C., Huss, H.H., 1990.** The bacteriology of fresh and spoiling Lake Victorian Nile perch (*Lates niloticus*). *International journal of food microbiology* 10, 303-316.
- Hozbor, M.C., Saiz, A.I., Yeannes, M.I., Fritz, R., 2006.** Microbiological changes and its correlation with quality indices during aerobic iced storage of sea salmon (*Pseudoperca semifasciata*). *LWT* 39, 99-104.
- Vivas, J., Carracedo, B., Riano, J., Razquin, B.E., Lopez-Fierro, P., Acosta, F., Naharro, G., Villena, A.J., 2004.** Behavior of an *Aeromonas hydrophila* aroA live vaccine in water microcosms. *Applied and Environmental Microbiology* 70, 2702-2708.
- Sandle, T., 2014.** Enterobacteriaceae, Coliforms, and *Escherichia coli*. In: Batt, C.A.; Tortorello, M.L. (eds.), 2014. *Encyclopedia of Food Microbiology*, second edition. ISBN: 978-0-12-384730-0. 232-237.
- Guerrero-Legarreta, I., 2014.** Spoilage of cooked meat and meat products. In: Batt, C.A.; Tortorello, M.L. (eds.), 2014. *Encyclopedia of Food Microbiology*, second edition. ISBN: 978-0-12-384730-0. 508-519.
- Jørgensen, L.V., Huss, H.H., Dalgaard, P., 2000b.** The effect of biogenic amine production by single bacterial cultures and metabiosis on cold-smoked salmon. *Journal of applied microbiology* 89, 920-934.
- Cailliez-Grimal, C., Afzal, M., Revol-Junelles, A., 2014.** *Carnobacterium*. *Encyclopedia of Food Microbiology (Second Edition)* 379-383.
- Alves, V.F., De Martinis, E.C., Destro, M.T., Vogel, B.F., Gram, L., 2005.** Antilisterial activity of a *Carnobacterium piscicola* isolated from Brazilian smoked fish (*surubim* [*Pseudoplatystoma* sp.]) and its activity against a persistent strain of *Listeria monocytogenes* isolated from *surubim*. *Journal of Food Protection*® 68, 2068-2077.
- Ringø, E., Sperstad, S., Myklebust, R., Mayhew, T.M., Olsen, R.E., 2006a.** The effect of dietary inulin on aerobic bacteria associated with hindgut of Arctic charr (*Salvelinus alpinus* L.). *Aquaculture Research* 37, 891-897.
- Ringø, E., Sperstad, S., Myklebust, R., Refstie, S., Krogdahl, Å, 2006b.** Characterisation of the microbiota associated with intestine of Atlantic cod (*Gadus morhua* L.): the effect of fish meal, standard soybean meal and a bioprocessed soybean meal. *Aquaculture* 261, 829-841.
- Li, T., Li, J., Hu, W., 2013a.** Changes in microbiological, physicochemical and muscle proteins of post mortem large yellow croaker (*Pseudosciaena crocea*). *Food Control* 34, 514-520.

- Love, R. M. 1980.** The Chemical Biology of Fishes. Vol 2. Londres Academic Press.
- Ringø, E., Wesmajervi, M.S., Bendiksen, H.R., Berg, A., Olsen, R.E., Johnsen, T., Mikkelsen, H., Seppola, M., Strøm, E., Holzappel, W., 2001.** Identification and characterization of carnobacteria isolated from fish intestine. Systematic and applied microbiology 24, 183-191.
- Sneath, P., Jones, D., 1976.** Brochothrix, a new genus tentatively placed in the family Lactobacillaceae. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology 26, 102-104.
- McLean, R.A., Sulzbacher, W.L., 1953.** Microbacterium thermosphactum, spec: nov.; a nonheat resistant bacterium from fresh pork sausage. Journal of Bacteriology 65, 428-433.
- Talon, R., Grimont, P., Grimont, F., Gasser, F., Boeufgras, J.M., 1988.** Brochothrix campestris sp. nov. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology 38, 99-102.
- Jay, J.M., Loessner, M.J., Golden, D.A., 2005.** Processed meats and seafoods. Modern food microbiology 101-124.
- Holley, R.A., 2014. Brochothrix. In: Batt, C.A.; Tortorello, M.L. (eds.), 2014.** Encyclopedia of Food Microbiology, second edition. ISBN: 978-0-12-384730-0. 331-335.
- Stackebrandt, E., Jones, D., 2006.** The genus Brochothrix. The prokaryotes. Springer, pp. 477-491.
- GhafirY., G.Daube . 2007.** le point sur les méthodes de surveillance de la contamination microbienne des denrées alimentaires d'origine animale. Formation continue - articles De synthèse. Ann. Méd. Vét.151. P :80-81.
- Dieng M., P.Ndiaye, K.Niang, N.C.K.Toure, M.Sakho. (2013).** La pêche artisanale au Sénégal : qualité de la matière première destinée aux entreprises exportatrices. *Afrique Science* 09 (2) :84.
- Roussel, A., Hininger, F. (2009).** Eléments trace essentiel en nutrition humaine : chrome, sélénium, zinc et fer. EMC (Elsevier Masson SAS, Paris), endocrinologie- Nutrition 1-16p.

ANNEXES

Gélose nutritive. (https://fr.wikipedia.org/wiki/G%C3%AGélose_nutritive).

Gélose ordinaire est un milieu d'isolement non-sélectif. L'isolement est réalisé dans le but de contrôler la pureté d'une souche bactérienne pur s'il y a un type de colonie sur la gélose ou de purifier la souche bactérienne si elle est contaminée.

L'isolement permet de séparer des micro-organismes différents dans un mélange qui pourront être ainsi étudiés individuellement. Sur cette gélose nutritive on observe le nombre de colonies différentes (nombre de type de colonies) et on fait une description des colonies isolées.

Composition

- Extrait de viande : 1,0g/L
- Extrait de levure : 2,5g/L
- Peptone : 5,0g/L
- Chlorure de sodium : 5,0 g/L
- Agar : 15,0 g/L
- PH : 7,0

Bouillon nutritif. (www.biokar-diagnostics.fr)

Le bouillon nutritif constitue un milieu d'utilisation générale pour un grand nombre de microorganismes ne présentant pas d'exigences particulières.

Le bouillon nutritif est constitué d'un mélange de Tryptone et d'extrait de viande qui contribue à la croissance des microorganismes. Le chlorure de sodium est destiné au maintien de la pression osmotique.

Composition

Pour 1 litre de milieu :

- Tryptone 10,0 g
- Extrait de viande 5,0 g
- Chlorure de sodium 5,0 g

PH du milieu prêt-à-l'emploi à 25°C : $7,2 \pm 0,2$.