

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر و تهيئة الساحل

École Nationale Supérieure des Sciences de la Mer de l'Aménagement du Littoral



MEMOIRE DE FIN D'ETUDES EN VUE DE L'OBTENTION DU
DIPLÔME D'INGENIEUR ET MASTER EN SCIENCES DE LA MER

OPTION: AQUACULTURE

Thème :

**Suivi de l'évaluation de la qualité de fraîcheur
des poissons d'eau douce et leur valorisation par
des procédés traditionnels**

Présenté par :

BOUZIDI Chahinez

CHENICHENE Chahinez

Soutenu le 03/11/2021 devant la commission du jury suivant :

Mr. Ait Saidi A.	Maître de conférence B	ENSSMAL	Promoteur
Mme Akrou-r-Aissou C.	Maître de conférence B	ENSSMAL	Présidente
Mme AmroucheL.	Maître assistante A	ENSSMAL	Examinatrice
Mme Aissaoui Y.	Doctorante (ingénieur)	ENSSMAL	Examinatrice

Dédicaces

Au nom du dieu clément et miséricordieux et que le salut de dieu Soit sur son prophète Mohamed Je dédie ce modeste travail : Aux deux être le plus chers au monde, qui ont souffert nuit et jour pour nous couvrir de leur amour, mes parents.

A mon défunt père Zineddine décédé trop tôt ! J'espère que du monde qui est sien maintenant, il apprécie cet humble geste comme preuve de reconnaissance de la part d'une fille qui a toujours prié pour le salut de son âme. Puisse Dieu le Tout Puissant, l'avoir en sa Sainte Miséricorde et l'accueillir en Son Vaste Paradis. Je t'aime Papa.

A ma source de bonheur, la prunelle de mes yeux, ma mère Houria. Je te dis merci pour tout ton amour, tu es toujours prête à tout donner pour moi. Tu es la plus courageuse que j'ai connue et de loin la plus généreuse. Merci pour ton encouragement mama et pour tous les sacrifices que tu as fait pour moi. Que le bon dieu te garde en bonne santé, Je t'aime ;

A ma grand-mère chérie, Khadoudja ! Mani ma source de bonheur et de joie, et celle qu'a toujours été là pour moi et a toujours été la première à m'écouter.

Tu es partie trop tôt Mani sans même me voir diplômée mais saches que je l'ai fait grâce à Dieu, à toi et à tes Doua 'a qui me manquent beaucoup. À toujours dans mon cœur chérie et que Dieu t'accueille dans Son Vaste Paradis. Je t'aime.

A ma chère tante Meriem

A tous mes tantes, oncles et mes cousins.

Aux deux sœurs que dieu m'a donné Imene et Khadidja

A mon binôme, sœur et bestie : Chahinez

A tous mes camarades de promotion. A tous ceux qui m'aiment. A tous ceux que j'aime.

Chahinez C.

Dédicaces

Enfin ; me voici à la fin du cursus de mes études supérieurs avec l'aide de Dieu tout puissant et miséricordieux.

Je dédie ce modeste travail à :

*Mes parents, qui étaient toujours là pour moi dès mon enfance, garce à eux que J'ai pu atteindre ce succès
Que Dieu les protège.*

A mes chères sœurs : « Yasmine, Lilia et Lydia ».

*A mon frère « Djamel », A mes cousines, mes amis et
toute ma famille.*

A ma chère meilleure amie et binôme « Chahinez »

*Ainsi qu'à tous ceux qui m'ont aidée à le réaliser. Et
tous qui m'ont encouragé à atteindre cet endroit*

Chahinez B.

Remerciements

Avant toute chose, nous tenons à remercier en premier lieu le Créateur des cieux et des terres, notre Grand Dieu Tout Puissant qui par Sa Volonté nous a permis d'affronter les difficultés rencontrées et aboutir à la réalisation de ce travail et aux êtres les plus chers au monde « Nos Parents » pour tous les efforts et sacrifices qu'ils ont entrepris afin de nous voir réussir.

Tout d'abord, nous voudrions exprimer notre sincère gratitude à notre encadreur Mr. Aït Saïdi Adel pour nous avoir encadrées, nous le remercions pour son soutien, enseignement, ses conseils, sa confiance, sa disponibilité mais surtout pour sa rigueur scientifique. Ce fut un plaisir de travailler avec vous Monsieur.

Nos remerciements s'étendent également à Mme Akroure-Aïssou Chérifa maître de conférences enseignante chercheuse chez l'ENSA Alger et l'ENSSMAL Alger de nous avoir accordé le privilège de présider ce jury. Hommages Respectueux.

Nous exprimons nos plus vifs remerciements à Mme Amrouche Lynda Maître de conférence, enseignante et chercheuse chez l'ENSSMAL et Mme Aïssaoui Youssra doctorante et maître-assistant pour nous avoir fait l'honneur d'examiner ce travail malgré leurs nombreux tâches et responsabilités et qu'elles trouvent ici le témoignage de notre très haute considération.

Nous souhaitant adresser nos remerciements les plus sincères aux responsables du Laboratoire LBCM1 Mr Djerrai Noureddine qui nous ont permis de mener à bien le Protocole expérimental et nous ont aidé au cours des expérimentations.

Nous tenons à exprimer nos sincères remerciements à tous les enseignants du parcours surtout : Mr Aït Saïdi A., Mme Akroure-Aïssou C, Mme Amrouche L., Mr Boughrira A., Mme Amar I., Mme Djahnit N., Mme Aïssaoui Y., Mme Maouel D., Mr Lourguoui H., et qui par leurs compétences nous ont soutenu dans la Poursuite de nos études.

Enfin, il ne m'est pas possible de conclure sans rendre un vibrant hommage à toutes les personnes connues ou anonymes qui ont bien voulu m'apporter leur soutien moral et matériel dans l'élaboration de ce travail.

Liste des abréviations

% :	Pourcentage.
°C :	Celsius
AA :	Acides aminés
ADP :	Adénosine diphosphate
AGPI :	Acides gras polyinsaturés
AMP :	Adénosine monophosphate
ANP :	Azote non protéique
ATP :	Adénosine triphosphate
CEE :	Communauté européenne.
CF :	Les coliformes fécaux
CL :	Concentration létale
Cm:	centimètres
CNRDPA :	Centre national de recherche et de développement de la pêche et l'aquaculture
Cu :	Cuivre
DHA :	Docosahexaénoïque
DMA :	Diméthylamine
E. coli :	Escherichia coli
EDS :	Eau Distillée Stérile
ENSSMAL :	Ecole nationale supérieure des sciences de la mer et aménagement du littoral.
EP :	Eau physiologique
EPA :	éicosapentaénoïque
et al:	collaborateurs
FAMT :	Flore aérobie mésophile totale
FAO:	Organisation des Nations unies pour l'alimentation et l'agriculture
Fe :	Fer
h :	Heure.
HX :	Hypo xanthine

ICMSF :	Commission internationale pour la spécification microbiologique pour les aliments
IFREMER :	Institut Français de la Recherche pour l'Exploitation de la Mer.
IMP :	Inosinemonophosphate
INO :	Inosine
ISO:	International Standard Organization
JORA:	Journal Officiel de la République Algérienne
Kg:	Kilogrammes
L :	Litre
mg :	milligrammes
ml :	Millilitre.
NH₃ -N :	Nitrogène ammoniacal
NO₂ -N :	Nitrite
<i>O.Niloticus:</i>	<i>Oreochromisniloticus</i>
O₂ :	Dioxygène
ONDPA :	Office national de développement et de production aquacole
OTMA :	Oxyde de triméthylamine
PCA :	plate count agar
pH :	Potentiel d'Hydrogène
QI :	Quality index
QIM :	Quality index method
<i>S.aureus :</i>	<i>Staphylococcus aureus</i>
SS :	Salmonella et Shigilla
t :	Tonnes
T° :	Température
UFC :	unités formant colonie
µg :	microgramme

Liste des figures

Figure 1.1 : Morphologie externe du Tilapia (<i>Oreochromis sp.</i>).....	6
Figure 1.2 : Principaux pays producteurs du Tilapia du Nil (FAO, 2006).....	9
Figure 2.1: Poisson Tilapia (<i>Oreochromis sp.</i>) au niveau de la ferme de l'ENSSMAL.....	21
Figure 2.2: Prélèvement de l'échantillon (Tilapia).....	22
Figure 2.3 : Étapes de déroulement de l'étude.....	23
Figure 2.4 : Zone de percussion pour l'abattage du poisson.....	23
Figure 2.5 : conservation des échantillons en utilisant la glace en écailles.....	24
Figure 2.6 : Exemples des caractères étudiés lors des tests sensoriels du Tilapia.....	27
Figure 2.7 : Préparation de la solution mère et les solutions filles ($10^{-2}/10^{-3}/10^{-3} 10^{-4}/10^{-5}$)..	31
Figure 2.8 : Technique de la recherche et dénombrement de la flore mésophile aérobie totale (FMAT).....	33
Figure 2.9 : Technique de la recherche et dénombrement des Coliformes fécaux.....	34
Figure 2.10 : Technique de la recherche et dénombrement des Staphylocoques.....	35
Figure 2.11 : Confirmation biochimique de <i>Staphylococcus</i> (Test catalase).....	36
Figure 2.12 : Confirmation biochimique de <i>Staphylococcus</i> (Test coagulase).....	37
Figure 2.13 : Technique de la recherche des Salmonelles.....	38
Figure 2.14: Test oxydase.....	39
Figure 2.15: Test catalase.....	39
Figure 2.16: Degré d'altération des poissons Tilapia selon le barème Français.....	43
Figure 2.17: Degrés de fraîcheur des poissons Tilapia selon le barème Français.....	44
Figure 2.18: Évolution du pH <i>post-mortem</i> du Tilapia au cours de sa conservation sous la glace.....	47
Figure 2.19: Concentrations de la chair de Tilapia en flore mésophile aérobie totale comparées aux normes Algériennes.....	50
Figure 2.20 : Aspect des boîtesensemencées sur milieu PCA pour la recherche de la flore aérobie mésophile.....	51

Figure 2.21 : Concentrations de la chair de Tilapia en Coliformes fécaux comparées aux normes Algériennes.....	52
Figure 2.22 : Aspect des boitesensemencées sur gélose Tergitol TTC et obtention des colonies caractéristiques des coliformes fécaux.....	53
Figure 2.23 : Aspect des boitesensemencées sur gélose Désoxycholate et obtention des colonies caractéristiques des coliformes fécaux.....	54
Figure 2.24: Concentrations des Staphylocoques à coagulase+ (<i>Staphylococcus aureus</i>) comparées aux normes Algériennes.....	54
Figure 2.25 : Test de catalase révélé positif indiquant la présence de <i>S. aureus</i>	55
Figure 2.26 : Test de coagulase révélé positif indiquant la présence de <i>S. aureus</i>	56
Figure 2.27: Taux de Salmonelles dans les échantillons analysés.....	56
Figure 2.28: Isolement sur milieu SS des colonies suspectes de Salmonelle et leur aspect après 24 h d'incubation.....	57
Figure 2.29: Identification biochimique des Salmonelles.....	58
Figure 2.30: Observation microscopique d'une souche isolée issue de gélose SS avec un grossissement $\times 100$	58
Figure 2.31: Aspect des résultats positifs et négatifs sur Galerie API 20 ^E	59
Figure 2.32 : identification de l'espèce « <i>Enterobacter cloacae</i> » isolé du P1 par la galerie API 20.....	60
Figure 2.33: identification de l'espèce « <i>Strenotrophomonas maltophilia</i> » isolé du P2 par la galerie API 20.....	60
Figure 2.34 : identification de l'espèce « <i>Salmonella choleraesuis ssp arizona</i> » isolé du P3 par la galerie API 20.....	61
Figure 2.35 : identification de l'espèce « <i>Salmonella spp</i> » isolé du P4 par la galerie API 20.....	61

Liste des tableaux

Tableau 1.1 : Limites de tolérance des paramètres physicochimiques d' <i>Oreochromis sp</i> (FAO, 2002).	8
Tableau 2.1 : Dénomination de l'état de fraîcheur de poisson selon le Barème Français.....	25
Tableau 2.2 : Dénomination de l'état de fraîcheur de poisson selon le Barème Européen (CEE).....	26
Tableau 2.3 : milieux de culture préparés pour chaque germe recherché.....	29
Tableau 2.4 : Composition de l'eau physiologique.....	30
Tableau 2.5 : Scores obtenus suite aux analyses sensorielles du Tilapia selon le barème Français.....	43
Tableau 2.6 : Scores obtenus suite aux analyses sensorielles du Tilapia selon le barème Européen CEE.....	44
Tableau 2.7 : Résultats du dénombrement des germes recherchés lors des analyses microbiologiques du Tilapia.....	49

Table des matières

Introduction générale.....	1
-----------------------------------	----------

Partie 1 : Généralités sur les poissons d'eau douce, examens post-mortem de leur qualité

Chapitre I : Présentation du Tilapia

1. Position systématique	5
2. Caractéristiques et morphologie	6
3. Biologie et écologie	7
3.1. Reproduction	7
3.2. Sexualité.....	7
3.3. Longévité et taille maximale	7
3.4. Habitat	7
3.5. Ecologie.....	8
3.6. Alimentation	9
4. Origine et répartition géographique.....	9
4.1. Origine de tilapia	9
4.2. Répartition dans le monde	9

Chapitre II : Qualités nutritionnelles, organoleptiques et culinaires de la chair des poissons d'eau douce

1. Qualité nutritionnelle des poissons d'eau douce.....	10
1.1 Les lipides.....	10
• Lipides polaires ou phospholipides.....	10
• Lipides neutres ou lipides de réserves.....	10
1.2 Les protéines.....	10
1.3 Les glucides.....	11
1.4 Les extraits azotés non protéiques.....	11
1.5 Les vitamines et sels minéraux.....	11
2. Qualités organoleptiques.....	11
3. Qualités culinaires.....	12

Chapitre III : les stades post-mortem des poissons et leur incidences sur leur qualité

1. Phase PRE-RIGOR.....	13
2. Phase RIGOR-MORTIS.....	13
3. Phase POST-RIGOR.....	14
4. Phase d'AUTOLYSE.....	14

Chapitre IV : Méthodes de caractérisation de la qualité d'un poisson

1. Méthodes sensorielles.....	15
2. Méthodes physico-chimiques.....	15
3. Examens microbiologiques.....	16
3.1 Flore mésophile totale (FMAT).....	16
3.2 Coliformes fécaux.....	16
3.3 Staphylocoques pathogènes à coagulase positive.....	17
• Staphylococcus aureus.....	17
3.4 Salmonelles.....	17

Chapitre V : Les procédés de transformation de poissons d'eau douce

1. Séchage.....	18
2. Salage.....	18
3. Fumage.....	18
4. Marinade.....	18

Partie 2 : Tests organoleptiques, physiques et examens microbiologiques

I. Matériels et méthodes.....	21
1. Abattage et échantillonnage.....	22
• Echantillonnage.....	22
• Abattage.....	23
• Conservation.....	24
• Transport de l'échantillon.....	24
2. Détermination de l'état de fraîcheur.....	24
2.1 Méthode d'examen organoleptique.....	24
2.2 Tests physico-chimiques.....	28
2.3 Examens microbiologiques.....	28

• Dénombrement de la flore mésophile aérobie totale (FMAT).....	32
• Recherche et dénombrement des coliformes fécaux.....	33
• Recherche et dénombrement des Staphylocoques présumés pathogènes.....	34
• Recherche (présence/absence) des Salmonelles.....	37
II. Résultats et discussions.....	41
1. Détermination de la qualité sensorielle.....	42
1.1 Barème Français.....	42
1.2 Barème européen.....	44
2. Résultats des tests physicochimiques.....	46
3. Résultats des analyses microbiologiques.....	49
3.1 La flore mésophile aérobie totale.....	50
3.2 Les coliformes fécaux.....	52
3.3 Staphylocoques.....	54
3.4 Salmonelles.....	56
III. Conclusions générales.....	64
Bibliographies.....	67
Annexes.....	74

Introduction

générale

Depuis des millénaires, l'homme consomme des produits de la mer ; qui constituent, dans de très nombreuses régions du globe, la base de son alimentation. Les produits de la pêche (crustacés, mollusques et poissons) constituent une source de protéine de qualité élevée, présentant ainsi un réel intérêt sur le plan nutritionnel et diététique. Les poissons sont aussi d'excellents vecteurs d'autres micronutriments tels que, les oligo-éléments et les vitamines ou provitamines. Les produits de la pêche et de l'aquaculture présentent une teneur en lipides très variable selon les espèces. Ils constituent une source d'acides gras longs polyinsaturés de la série n-3, dont les bénéfiques sur la santé humaine sont très importants (DUMAY, 2006). De plus, la teneur en lipides dans le poisson constitue une base de classification pour leurs qualités nutritionnelle, organoleptique et technologique. L'on rencontre ainsi, des poissons gras, semi-gras et maigres.

Parmi les espèces de poissons dulcicoles introduites en Algérie, le Tilapia rouge (*Oreochromis sp*). Il a été choisi pour promouvoir l'aquaculture et prévoir un développement durable ; grâce à ses attributs, à savoir : la rusticité, une reproduction facile et rapide en captivité, un régime alimentaire basique au niveau le plus bas de la chaîne alimentaire (phytoplancton et détritus) et une valeur gustative et nutritive intéressante (EL-SAYED, 2006 ; LAZARD, 2009). En outre, les filets de tilapia sont quasiment dépourvus d'arêtes, ce qui devrait séduire davantage les consommateurs.

Les poissons sont assez riches du côté nutritionnel et présentent un choix varié au niveau gustatif et de texture ; ce qui leur permet d'être commercialisés sous de multiples formes (frais, congelés, salés, fumés ou transformés). Il est donc pertinent de veiller à conserver la fraîcheur et la qualité nutritionnelle et organoleptique de cette denrée rapidement périssable.

Immédiatement après la mort du poisson (post mortem), sa chair subit un processus naturel et complexe de décomposition. Il est le résultat de la superposition de réactions chimiques, enzymatiques et bactériennes (HUSS, 1995). Ce processus affecte sa fraîcheur et entraîne une rapide altération des propriétés organoleptiques, une réduction de sa valeur nutritive et la formation de substances toxiques.

La difficulté de conservation des denrées alimentaires périssables et plus particulièrement les produits de la pêche et de l'aquaculture, est un véritable frein au développement de leur consommation (KODO, 1990). En effet, les produits aquatiques et notamment les poissons et les crustacés s'altèrent rapidement, surtout lorsqu'on ne respecte pas les conditions de conservation. Ceci pose des problèmes tant sur le plan hygiénique, toxicologique

qu'économique au consommateur. De ce fait, ces produits présentent un véritable risque pour la santé du consommateur. Pour ces raisons, il s'avère donc nécessaire de mettre au point et imposer des techniques opérationnelles, faciles et peu coûteuses, pour mesurer et suivre la qualité des produits de la pêche et d'aquaculture destinées à la consommation humaine.

Le développement des méthodes physiques, microbiologiques et autres, permettra d'améliorer les performances des analyses en matière de qualité des produits de la mer. Les ressources bibliographiques et données techniques sur l'évolution des processus d'altération des poissons d'eau douce sont importantes à développer aussi. Tout cela reste un défi à surmonter afin d'améliorer la qualité gustative, augmenter la demande des consommateurs mais aussi consolider le secteur d'élevage des poissons d'eau douce.

Notre travail a pour objectif de suivre la qualité organoleptique et déterminer les paramètres microbiologiques responsables de la détérioration de la chair du poisson Tilapia dès les premiers stades d'altérations. Une partie bibliographique est dédiée à l'évaluation des niveaux d'altération et de déterminer les points critiques de la conservation des poissons d'eau douce.

Pour y parvenir, notre étude a été structurée en deux parties contenant chacune des chapitres :

- La première partie traite d'une façon globale des généralités sur le poisson Tilapia et formes de conservation. Elle se compose de cinq chapitres :
 - Le premier chapitre est consacré à une présentation bibliographique sur le Tilapia.
 - Dans le deuxième chapitre, on a traité les qualités nutritionnelles et organoleptiques de la chair des poissons d'eau douce.
 - Les stades post-mortem des poissons et leurs incidences sur leur qualité sont mentionnés et expliqués dans le troisième chapitre.
 - Dans le quatrième chapitre, nous avons décrit les méthodes de détermination de la qualité d'un poisson.
 - En dernier, nous avons présenté les méthodes et procédés traditionnels de transformation de poissons d'eau douce.

- La deuxième partie est également divisée en deux chapitres:
 - Les techniques, le matériel et les méthodologies utilisés pour la réalisation de ce travail qui sont décrits dans le premier chapitre.
 - Les résultats obtenus ainsi que leur discussion sont présentés dans le deuxième chapitre.

A la fin des deux parties, une conclusion générale de notre travail est présentée.

Partie 1 :
Généralités sur les
poissons d'eau
douce, examens
post-mortem de
leur qualité.

Chapitre I :

Présentation du Tilapia

1. Position systématique :

Les tilapias forment la sous-famille des Tilapiinae, qui appartient à la famille des Cichlidés et à l'ordre des perciformes, sa caractéristique la plus évidente étant une ligne latérale discontinue. Cette famille comprend quatre genres, regroupés sous le nom courant de tilapia (TREWAVAS, 1983) :

- *Tilapia* : il est constitué de pondeurs sur substrat ;
- *Sarotherodon* : est constitué d'incubateurs buccaux chez lesquels la garde de la progéniture est assurée soit par les deux ou un seul des parents.
- *Oreochromis* : il est composé d'incubateurs buccaux chez lesquels la cellule familiale est maternelle.
- *Danakila* : c'est un genre mono-spécifique avec une faible importance économique.

Selon GÜNTHER (1889), la systématique du poisson Tilapia est comme suit :

Règne :	Animal
Embranchement:	Chordés
Sous-embranchement:	Vertébrés
Superclasse:	Ostéichtyens
Classe:	Actinoptérygiens
Sous-classe:	Néoptérygiens
Infra-classe:	Téléostéens
Super-ordre:	Acanthoptérygiens
Ordre:	Perciformes
Sous-ordre:	Labroidei
Famille:	Cichlidés
Sous-famille:	Tilapinés
Genre:	<u><i>Oreochromis Sp.</i></u>

2. Caractéristiques et morphologie

Le tilapia rouge a un corps comprimé ; sa teinte est soit de couleur grise ; albinos ; rose ou rouge-orange (MORALEE *et al.*, 2000) et parfois ayant des taches grises sur la poitrine.

Les caractéristiques du tilapia rouge sont dans la plupart des cas morphologiquement intermédiaires (forme du museau ; largeur de la bouche ; longueur tête...) entre les espèces utilisées dans ce croisement.

Selon LÉVÊQUE et PAUGY (1984) les Cichlidés (dont les Tilapia ; **Figure 1.1**) sont de plus caractérisés par :

- Un corps couvert d'écailles imbriquées.
- Un œil de chaque côté du corps ;
- Des nageoires ventrales rapprochées des pectorales et situées au-dessus de ces dernières ;
- Une seule nageoire dorsale à rayons antérieurs épineux ;
- Trois épines à la nageoire anale ;
- Une seule narine de chaque côté.

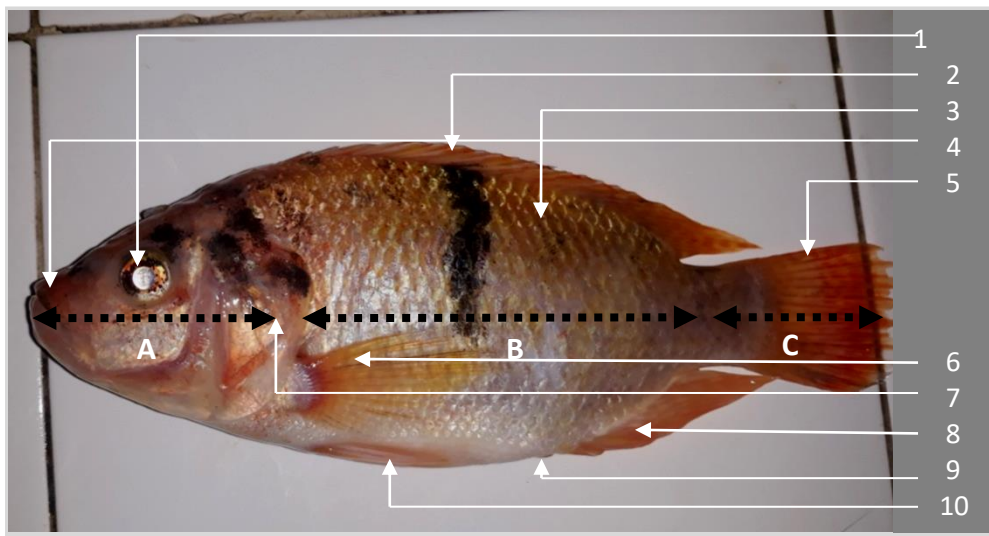


Figure 1.1 : Morphologie externe du Tilapia (*Oreochromis sp.*)

1 : Œil ; 2 : Nageoire dorsale ; 3 : Ligne latérale ; 4 : Bouche ; 5 : Nageoire caudale ;
6 : Nageoire pectorale ; 7 : Opercule, 8 : Nageoire anale ; 9 : Anus et papille uro-génitale ;
10 : Nageoires pelviennes ou ventrales.

A) Tête ; B) Tronc ; C) Queue

3. Biologie et écologie

3.1. Reproduction

Le Tilapia rouge est un Cichlidé fertile, territorial et incubateur buccal et est surtout très agressif pendant la saison de reproduction. MEDEIROS *et al.* (2007) ont pu prouver que les comportements de la reproduction du tilapia rouge *Oreochromis sp.* sont similaires à ceux décrits chez l'espèce parentale *O. niloticus*.

Le croisement entre quelques espèces d'*Oreochromis* emmène à la production d'hybrides à 100% mâles (LÉVÊQUE et PAUGY, 1999).

3.2. Sexualité

La croissance des tilapias mâles est presque deux fois plus rapide que celle des femelles. Les populations mixtes présentent ainsi une grande inégalité de taille, ce qui affecte les ventes (FAO, 2009).

Il faut alors inverser le sexe des alevins femelles. Cela est possible car le tilapia devient sexuellement différencié quelques jours après la résorption du sac vitellin. Quand une femelle capte une hormone sexuelle mâle (17 α méthyltestostérone MT) dans son alimentation, elle se développe en tant que mâle phénotypique (FAO, 2009).

3.3. Longévité et taille maximale

Les tilapias peuvent vivre entre 4 et 10 ans et atteindre un poids de plus de 5 kg. Leur taille varie entre 5 et 50 cm. La vitesse de croissance de ce poisson est extrêmement variable d'un milieu à l'autre, ce qui signifie que la taille maximale est plus dépendante des conditions environnementales que d'éventuelles différences génétiques (TOGUYENI, 1996 ; TRINTIGNAC *et al.*, 2013).

3.4. Habitat

Le tilapia est une des espèces tropicales qui aime vivre dans les eaux peu profondes. Les températures létales minimales et maximales pour ce poisson sont de 11 à 12 °C et 42 °C, respectivement ; alors que les températures optimales varient entre 31 et 36 °C (FAO, 2009).

C'est un omnivore-brouteur, qui se nourrit du phytoplancton, du périphyton, des plantes aquatiques, des petits invertébrés, de la faune benthique, des détritiques et des films bactériens liés aux détritiques (FAO, 2009).

3.5. Ecologie

Le tilapia est considéré comme l'un des meilleurs choix parmi les poissons de l'élevage, car contrairement à d'autres espèces. Néanmoins, en raison de sa forte adaptabilité, il est devenu une nuisance dans plusieurs endroits où il a été introduit. C'est le cas dans le lac Victoria.

Les limites de tolérances des paramètres physico-chimiques d'*Oreochromis Sp.* sont représentées dans le Tableau 1.1 :

Tableau 1.1 : Limites de tolérance des paramètres physicochimiques d'*Oreochromis sp*(FAO, 2002).

Paramètres	Limites de tolérance	Remarques	Références
T° (C)	6,7 – 42	Valeurs extrêmes lors d'acclimatation progressive	DENZER, 1967 LEE, 1979
	21 – 30	Température requise pour le développement des caractères sexuels secondaires et la reproduction. Température de croissance	HUET, 1970 FRYER et ILES, 1972 LIETAR, 1984
O ₂ (mg/l)	0,1	Survie quelques heures en spiromètre	MAGID et BABIKER, 1975
	2 – 4	Survie des alevins	WELCOMME, 1967
	< 25% de saturation	Réduction dans la vitesse de croissance	RAPPAPORT et al., 1976
Salinité (‰)	< 29	Reproduction possible en eaux naturelles concentration létale	KIRK, 1972
	12.5	déterminée expérimentalement	PUKUSHO, 1969
pH	5 – 11	Limites de tolérance	CHERVINSKI, 1982
	7 - 8	Valeurs recommandées pour l'élevage.	HUET, 1970
Alcalinité (mg/l CaCO ₃)	< 175	Action indirecte via la productivité de l'étang	HUET, 1970
NO ₂ -N (mg/l)	< 2,1	Concentration létale (CL 50) au-delà de 2,1 mg/l	BALARIN et HATTER, 1982

3.6. Alimentation

Dans le milieu naturel, le tilapia est un poisson omnivore à tendance herbivore. Son régime alimentaire est constitué de phytoplancton (MORIARTY, 1973). Il peut consommer du sédiment, riche en bactéries et en diatomées (FREYER et ILES, 1972), ainsi que du zooplancton, des insectes aquatiques, du riz, les tourteaux de coton, et de soja etc. (YASHOUV et CHERVINSKI, 1971 ; HASTINGS, 1973).

Les juvéniles et les jeunes poissons de tilapia se nourrissent essentiellement de zooplancton et de la faune benthique mais se nourrissent également des débris et de phytoplancton. Une fois que la longueur totale des Tilapia atteint 6 cm, ils deviennent herbivores (MORIARTY, 1973).

4. L'origine et répartition géographique

4.1. L'origine de tilapia

Les tilapias sont des poissons d'eau douce ou saumâtre originaires de l'Afrique ainsi que du Proche et du Moyen-Orient, que l'on regroupe sous trois genres zoologiques comprenant chacun plusieurs espèces.

4.2. Répartition dans le monde

Cette espèce (*Oreochromis sp*) est cultivée, hors de sa zone originelle puisqu'elle a été introduite de par le monde et est couramment cultivée à travers les tropiques et les sous-tropiques, comme c'est illustré dans la **Figure 1.2**. On la trouve dans les lacs, les fleuves et les piscicultures aussi bien d'Amérique Centrale et d'Asie (WELCOMME, 1988 ; AL DILAIMI, 2009). Enfin, elle est également cultivée dans les eaux chaudes industrielles en régions tempérées. C'est le cas en Europe, en Allemagne, en 1977 et en Belgique en 1980 (AL DILAIMI, 2009).



Figure 1.2 : Principaux pays producteurs du Tilapia du Nil (FAO, 2006)

Chapitre II :

Qualités nutritionnelles, organoleptiques et culinaires de la chair des poissons d'eau douce

1. Qualités nutritionnelles :

Les tissus de la plupart des poissons et crustacés sont principalement composés d'eau, de protéines et de lipides. Dans la chair du poisson, ces constituants représentent environ 98%, et les autres constituants mineurs comprennent les glucides, les vitamines et les minéraux (SIKORSKI *etal*, 1990).

1.1 Les lipides :

Les lipides sont présents sous deux formes dans les muscles des poissons :

- **Lipides polaires ou phospholipides (lipides de structure) :**

Ce sont les composants majeurs des membranes cellulaires, leur teneur et leur composition sont relativement constantes.

- **Lipides neutres ou lipides de réserves :**

Selon MÉDALE (2009), en fonction de la capacité du tissu musculaire à stocker les lipides, les poissons peuvent être répartis en trois groupes :

- Poissons maigres dont la teneur en lipides dans le muscle est inférieure à 1%
- Poissons gras dont la teneur en lipides dans le muscle est supérieure à 5%
- Poissons intermédiaires ou semi-gras dont la teneur en lipides est comprise entre 1 et 5%

1.2 Les protéines :

Les protéines sont les constituants organiques majeurs des tissus de poissons. Les protéines des tissus musculaires du poisson peuvent être divisées en trois groupes (LEDUC, 2011) :

- Les protéines structurelles
- Les protéines sarcoplasmiques
- Les protéines du tissu conjonctif

1.3 Les glucides :

Les glucides peuvent aussi être divisés en trois groupes : les sucres (mono- et disaccharides), les oligosaccharides (3 à 9 monosaccharides), et les polysaccharides (plus de 9).

1.4 Les extraits azotés non protéiques :

HUSS (1995) a décrit les extraits azotés comme étant des composés de nature non protéique, solubles dans l'eau, de faibles poids moléculaires et renfermant de l'azote. Cette fraction **ANP** (Azote non protéique) est constituée de 9 à 18% de l'azote chez les téléostéens. Elle se compose principalement des bases volatiles telles que l'ammoniaque et l'oxyde de triméthylamine (**OTMA**), des AA libres, des bases nucléotides et des bases puriques.

1.5 Les vitamines et sels minéraux :

Les poissons sont riches en vitamines liposolubles A et D et en vitamine hydrosoluble B (MÉDALE, 2010). Ils constituent une bonne source de minéraux comme le calcium, l'iode, le fer, le phosphore et le potassium.

2. Qualités organoleptiques :

Les qualités sensorielles sont celles perçues par nos sens depuis la perception visuelle du produit (aspect, couleur) jusqu'à la dégustation en bouche, elle intègre la perception de la saveur (goût et odeur) et de la texture.

Concernant les poissons, l'apparence générale comprend l'intégrité (absence de blessure, d'altération des nageoires), la couleur de la robe, la présence de mucus, etc. De nombreux critères externes peuvent être pris en compte pour évaluer l'état de fraîcheur telle que l'aspect de l'œil, la couleur des branchies, la brillance de la robe, etc. Pour les espèces vendues en filets ou en darnes, la couleur des filets est un paramètre de qualité qui influe sur le comportement d'achat.

Outre la couleur, l'aspect général du filet des poissons est également un critère de qualité important dans le choix du consommateur. Le goût de la chair de poisson frais est généralement jugé comme assez neutre. Le consommateur recherche souvent un produit sans odeur de poisson. En termes de saveur, les composés déterminants de la flaveur sont, les acides aminés libres, les peptides, les acides organiques, les bases quaternaires ammoniaquées et les minéraux. Les composés d'arômes volatils, qui déterminent l'odeur des produits, issus de l'oxydation des acides gras polyinsaturés, pourraient être à l'origine des saveurs spécifiques des poissons. Les poissons d'eau douce et d'eau de mer ont des composés volatils différents (HAARD, 1992).

Un problème de qualité majeur dans les poissons d'eau douce se pose, c'est bien la présence d'« off-flavor » (odeur de moisi associée à un goût de vase). C'est dû à la présence dans la chair de géosmine et d'isobornéol, composés produits par des microorganismes parfois présents dans le milieu (ROBIN *et al.*, 2006).

Chez la chair de poisson, les critères de texture recherchés sont différents de ceux de la viande des animaux terrestres. Les caractéristiques recherchées sont l'intégrité ou la tenue pour le produit cru, et plutôt la fermeté, le moelleux/gélifié et l'aspect juteux pour les produits transformés (LEFÈVRE et BUGEON, 2015).

Ces qualités dépendent de l'organisation musculaire, de la nature, de la quantité et des propriétés des protéines des fibres musculaires et du tissu conjonctif. La teneur en lipides musculaires participe aussi à un bon nombre de caractéristiques texturales dont le moelleux et la perception de jutosité (LEFÈVRE et BUGEON, 2015).

Ces qualités texturales dépendent alors des caractéristiques initiales du produit, résultant de l'ensemble des conditions d'élevage, des conditions d'abattage, de l'évolution post-mortem, et des procédés de transformation appliqués (LEFÈVRE et BUGEON, 2015).

3. Qualités culinaires :

Les poissons sont une vraie ressource pour la cuisine. Ils permettent de varier les repas à l'infini, d'apporter de bons acides gras, de manger plus léger, et surtout de découvrir de nouvelles saveurs.

Il n'est pas nécessaire de faire de la grande cuisine : le poisson simplement poêlé ou passé au four offre toute sa saveur.

Chapitre III :

Les stades *post-mortem* des poissons et leurs incidences sur leur qualité.

Après la mort, la qualité initiale du poisson se modifie. Plusieurs mécanismes, qui sont répertoriés dans ce chapitre, se produisent et engendrent la détérioration du poisson (LEDUC, 2011). Les changements et la dégradation *post mortem* des produits de la pêche sont sous l'action conjuguée des enzymes et des bactéries.

Phase de PRE-RIGOR : phase d'excitabilité musculaire et de contraction fibrillaire (muscle de poisson frais pêché)

Le muscle reste mou :

- Les sarcomères sont encore extensibles
- L'actine et la myosine sont libres
- Le pH voisine 7.
- Fermeté, cohésion, dureté, hydratation après cuisson, dépendent du degré de raccourcissement du muscle.

ATP \longrightarrow ADP, relargage du Ca^{++} \longrightarrow (A partir du réticulum sarcoplasmique).

Glycolyse anaérobie \longrightarrow Acide lactique

Phase de la rigidité cadavérique : (RIGOR-MORTIS de 1 à 7 heures après la mort)

Le muscle durcit :

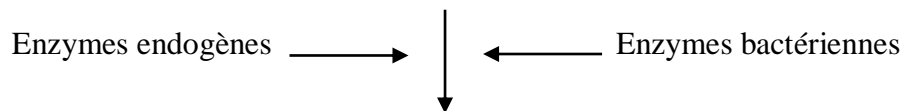
- Formation irréversible d'actomyosines.
- Le pH descend vers 6.
- La baisse de la capacité de rétention d'eau.
- Chair dure après cuisson surtout si la RM intervient à une température de l'ordre de $+16^{\circ}\text{C}$.

Cathepsines, Ca^{++} , Protéinase, collagénase \longrightarrow β -glucuronidase et autres enzymes lysosomiques

Phase de résolution de la RM : (POST-RIGOR)

Le muscle s'attendrit progressivement :

- Les sarcomères se désintègrent légèrement par hydrolyse progressive des troponines, des stries Z et M.
- Les protéines sarcoplasmiques sont partiellement hydrolysées.
- Rupture de la structure du collagène
- Le pH remonte vers 7.
- Chair hydratée, plastique, tendre après cuisson

**Phase d'autolyse :**

Le poisson n'est plus consommable :

- pH supérieur à 7.
- Protéines de plus en plus hydrolysées.
- Chair molle et gluante.

Chapitre IV :

Méthodes de caractérisation de la qualité d'un poisson.

Les poissons sont généralement considérés comme des aliments riches en protéines, pauvres en graisses et matières grasses saturées quand ils sont comparés à d'autres produits alimentaires animaux riches en protéines. La fraîcheur est l'attribut le plus important lors de l'évaluation de la qualité des poissons (LEDUC, 2011).

Ce chapitre résume les différentes méthodes utilisées pour évaluer la fraîcheur et la détérioration des poissons.

1. Méthodes sensorielles :

Le test sensoriel est encore le test le plus utilisé universellement pour noter la fraîcheur du poisson. L'aspect, l'odeur, le goût et la texture du poisson représentent les principaux paramètres de cette analyse. Il y a différentes façons de décrire les modifications sensorielles qui apparaissent dans le poisson.

La méthode la plus utilisée est le test en suivant le tableau de cotation européen présenté dans la Directive européenne N° 2406/96 (EU, 1996). Quatre catégories de fraîcheur y sont établies : E, A, B et C correspondant aux différents niveaux d'altération. La catégorie E (extra) correspond au niveau de qualité le plus élevé, alors qu'au-dessous de B, le poisson est considéré comme non comestible. Il y a aussi le barème français (SAINCLIVIER, 1983) qui évalue le degré d'altération du poisson. Dans ce système de notation, un total de 13 caractères sont analysés, où chacun est noté de 0 à 6 ; le 0 correspond à l'état frais et le 6 à l'état altéré.

2. Méthodes physico-chimiques :

Le pH est un paramètre important qui montre la diminution de la qualité de la chair durant le stockage. Le pH varie suivant la saison, les espèces et d'autres facteurs (HAARD 2002). Un pH faible est utilisé comme un indicateur de stress au moment de l'abattage de beaucoup d'animaux, il est dû à la diminution des réserves énergétiques, principalement le glycogène,

avec la production de lactate. (MORZEL et VAN DE VIS 2003; ÖZOGUL, ÖZYURT *et al.* 2005). Puisque l'activité des enzymes dépend du pH, il affecte les réactions qui se déroulent pendant le stockage du poisson (HAARD, 2002).

3. Examens microbiologiques :

Le but de l'analyse microbiologique des produits de la pêche est d'évaluer la présence possible de bactéries ou d'organismes pouvant avoir des conséquences sur la santé publique et de donner une idée de la qualité hygiénique du produit au cours de la manutention et du traitement. Le dénombrement des bactéries concerne la flore aérobie mésophile totale (FAMT), les coliformes totaux et fécaux, les streptocoques fécaux, les staphylocoques, les anaérobies sulfite-réducteurs, les salmonelles, les levures et moisissures (ZAKHIA, 1992).

- **Les microorganismes recherchés :**

3.1 Flore mésophile aérobie totale (FMAT)

La FMAT représente le nombre total de germes qui forment des colonies visibles sur milieu gélosé dans des conditions bien définies. C'est l'ensemble des micro-organismes aptes à se multiplier à l'air aux températures moyennes, plus précisément ceux dont la température optimale de croissance est située entre 25 et 40 °C. Ils peuvent être des micro-organismes pathogènes ou d'altération (BOURGEOIS et LEVEAU, 1996).

En 1974, la Commission Internationale pour les Spécifications Microbiologiques pour les Aliments (ICMSF) recommande que la numération de la FMAT soit réalisée sur gélose nutritive (PCA, Oxoid) après incubation à 25 °C pendant trois ou quatre jours. Dans ce cas, la charge microbienne limite devrait se situer entre 1 et 10 millions/g de chair de poisson, conformément aux conditions préconisées par les règles d'hygiène.

3.2 Coliformes fécaux :

Ce sont des germes témoins de la contamination fécale. Ils appartiennent à la famille des Entéro-bactériaceae, à Gram négatif, anaérobies facultatives, catalase positive. Les bactéries coliformes sont désignées par l'appellation « coliformes thermotolérants » en raison de leur capacité de croître et à fermenter plus ou moins rapidement le lactose à 44,5 °C. *Escherichia coli* qui est un hôte normal, étant l'espèce bactérienne prédominante dans l'intestin et les fèces ; sa présence dans les aliments est considérée comme une indication de contamination fécale (GHAFIR et DAUBE, 2007).

3.3 Staphylocoques pathogènes à coagulase positive :

Les staphylocoques constituent avec les microcoques les deux principaux genres de la famille des Micrococcaceae. Ce sont des cocci à Gram positif, non sporulés, immobiles, se divisant en plusieurs plans en formant des amas irréguliers (BERAUD, 2004).

Les staphylocoques sont des bactéries ubiquitaires présentes sur la peau, les muqueuses et la sphère rhino-pharyngée chez les animaux à sang chaud (mammifères, oiseaux) et en particulier chez l'homme. Ces bactéries sont issues également de l'environnement naturel (sol, eau douce et eau de mer, poussière, air) et de l'environnement domestique de l'homme (cuisine, réfrigérateur) (ANSES, 2011a).

Le germe caractéristique : *Staphylococcus aureus*

Le *Staphylococcus aureus* est une bactérie sphérique à Gram positif, aérobie ou anaérobie facultative. Toutes les souches sont coagulase positive et fermentent le glucose ; et quelques-unes sont capables de produire des entérotoxines. C'est un organisme qui ne fait pas partie de la microflore normale du poisson. Sa présence dans le poisson indique une contamination postérieure à la capture due à de mauvaises mesures d'hygiène et indique des risques d'intoxication alimentaire (HUSS, 1988).

Il produit de nombreuses toxines qui peuvent déclencher les symptômes de l'intoxication et il peut aussi causer des infections, parfois mortelles (panaris, etc.) (BOURGEOIS, 1996).

3.4 Salmonelles

Les salmonelles appartiennent à la famille des Enterobacteriaceae, elles sont répandues dans la nature (eaux, sols, etc.), elles sont à Gram négatif, mobiles, lactose négative, H₂S⁺. Ces bactéries sont responsables de toxi-infections alimentaires graves caractérisées par des nausées, des vomissements, des diarrhées (DROUIN P, 1994).

Salmonella est un type de bactérie particulièrement dangereuse et généralement le premier suspect lors d'une intoxication alimentaire (ANSES, 2011b).

Chapitre V :

Les procédés de transformation de poissons d'eau douce.

En général, la transformation du poisson, frais ou congelé, est plus ou moins sophistiquée.

Parmi les méthodes de transformation nous mentionnons :

1. Le Séchage :

Le séchage vise à prolonger la durée de conservation du produit alimentaire et à ralentir ses dégradations biologiques ; il abaisse son activité en eau et réduit les activités enzymatiques et microbiennes (SAINCLIVIER, 1985).

2. Le salage :

C'est une des méthodes de conservation les plus efficaces et elle donne d'excellents résultats à condition que le poisson et le sel soient de bonne qualité et que ce dernier soit utilisé en quantités suffisantes.

3. Le fumage :

Le fumage confère aux poissons traités un goût particulier très recherché ; mais, utilisé seul, il n'assure pas une durée de conservation longue, car il n'empêche pas le déroulement du processus de dégradation et de putréfaction, et doit donc être traité comme un produit frais (à maintenir au froid ou congelé) (GRET, 1993).

4. La marinade :

C'est une technique facile à réaliser puisque le poisson est directement immergé dans une solution d'acide acétique et de sel. Le produit en résultant, très tendre, a un goût et une odeur particulière, est de couleur blanche, et a une durée de conservation prolongée (GRET, 1993).

**Partie 2 : Tests
organoleptiques,
physico-chimiques
et examens
microbiologiques**

I. Matériel et méthode

Dans le but de réaliser un suivi d'évaluation de la qualité de fraîcheur des poissons d'eau douce, quatre échantillons différents de poissons vivants du Tilapia « *Oreochromis sp* » (**Figure 2.1**) ont été choisis pour cette étude.

Les échantillons ont été ramenés de la ferme "Garden" située à Chéraga (Alger). Les échantillons de poissons Tilapia ont été transportés vivants, dans des sachets en plastique remplis d'eau au tiers, gonflés à l'oxygène et hermétiquement fermés par un nœud, pour les remettre dans un des aquariums qui se trouvent au niveau de la ferme de l'ENSSMAL. Leur taille commerciale varie entre 18 et 20 cm, et leur poids varie entre 145-151g.

L'eau de l'aquarium a été renouvelée quotidiennement, la température a été maintenue entre 24 et 26 °C. La nourriture était offerte trois fois par jour pendant deux semaines et consistait en granulés flottants.



Figure 2.1: Poisson Tilapia (*Oreochromis sp*)
au niveau de la ferme de l'ENSSMAL.

1. Échantillonnage et abattage :

Échantillonnage : Les échantillons de poisson “Tilapia” ont été prélevés (**Figure 2.2**) et utilisés selon un protocole de travail détaillé dans la **Figure 2.3**.

Selon la durée de conservation dans la glace on a :

- Poisson 1 (**P1**) : (0-4H ; phase *Pré-rigor*) concerne le poisson frais non gardé dans la glace, testé juste après abattage.
- Poisson 2 (**P2**) : (7-19H ; phase *Rigor- mortis*) concerne le poisson gardé dans la glace pendant 17H puis testé juste après.
- Poisson 3 (**P3**) : (19-24H ; phase *Post-rigor*) concerne le poisson gardé dans la glace pendant 24H puis testé juste après.
- Poisson 4 (**P4**) : (24-48H *Post-rigor*) concerne le poisson gardé dans la glace pendant 48H puis testés juste après.



Figure 2.2: Prélèvement de l'échantillon (Tilapia).

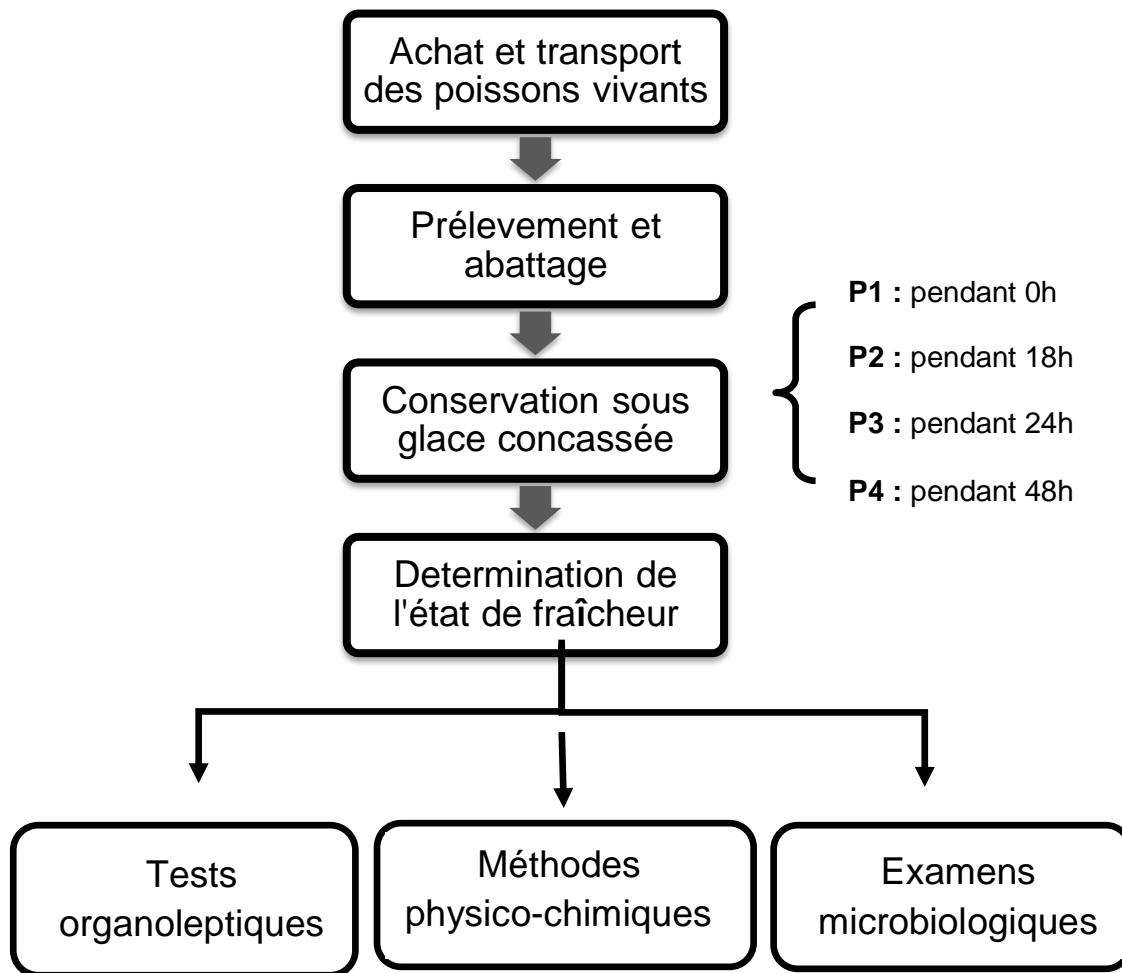


Figure 2.3 : Étapes de déroulement de l'étude

Abattage : la méthode que nous avons opté pour abattre les poissons est la percussion.

Il apparaît que la percussion sur une zone spécifique au niveau de la tête des poissons ; comme c'est illustré dans la **Figure 2.4**, permet de les tuer quasi-instantanément, sans qu'ils ressentent de douleur, à condition cependant que les « coups » soient bien appliqués (ROBB D *et al.*, 2000)

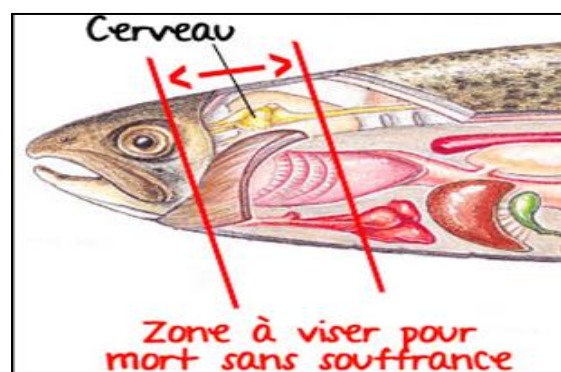


Figure 2.4 : Zone de percussion pour l'abattage du poisson.

Conservation : Les 3 poissons abattus entiers (P2, P3 et P4) ont été conservés dans des bacs remplis de glaces concassées (**Figure 2.5**), achetés d'une pêcherie qui se situe à Alger centre, à l'air libre et dont la quantité de glace mise, assure et favorise le maintien d'une température qui ne dépasse pas 4°C.

On a choisi la glace en écailles car elle permet une distribution plus facile, plus uniforme, avec moins d'endommagement du poisson. Selon FAO (1999), elle abîme mécaniquement très peu ou pas du tout le poisson et le rafraîchit plutôt plus rapidement que les autres types de glace.

Chaque jour, une attention particulière est portée aux échantillons de poissons conservés en apportant de nouvelles quantités de glace dans les bacs.



Figure 2.5 : conservation des échantillons en utilisant la glace en écailles.

Transport de l'échantillon : Une fois abattus, les poissons sont transportés de la ferme au laboratoire d'aquaculture dans une glacière.

2. Détermination de l'état de fraîcheur :

2.1. Méthode d'examen organoleptique :

L'analyse sensorielle est le moyen le plus utilisé par le secteur des produits de la mer et les services des inspections pour évaluer la fraîcheur et la qualité des poissons et des produits de la pêche. L'analyse sensorielle constitue un outil de mesure immédiate, rapide et précis qui permet d'obtenir des informations pertinentes sur les produits de pêche (LEDUC, 2011).

Principe :

Un examen organoleptique est pratiqué en faisant appel aux caractères sensoriels de la vue, de l'odorat et du toucher, pour déterminer le degré de fraîcheur du poisson. La méthode consiste à utiliser des barèmes de cotation de fraîcheur de poisson, en examinant l'aspect, l'odeur, et la texture.

Technique :

Parmi les techniques sensorielles, deux méthodes de notation ont été utilisées, le barème Français qui évalue le degré d'altération du poisson et le barème Européen qui repose sur les critères de fraîcheur.

- **Barème Français de cotation (notion d'indice d'altération) :**

En premier, nous avons utilisé le barème français de cotation (**Annexe I**) qui est appelé "indice d'altération" le système de conception à 13 caractères, chacun de ces caractères est noté de 0 à 6. Le « 0 » correspondant à l'état frais et le « 6 » à l'état altéré.

L'indice d'altération est la moyenne arithmétique des notes attribuées aux caractères observés, lorsque le poisson dépasse l'indice « 3 » les points de vente au détail doivent être retirés de la consommation humaine, ils peuvent éventuellement être retiré de la consommation à partir de l'indice 2,8 chez les ateliers de transformations et chez les grossistes. L'évaluation de chaque caractère nous a permis d'attribuer également les catégories suivantes

Tableau 2.1 : Dénomination de l'état de fraîcheur de poisson selon le Barème Français (Tableau de correspondance)

Qualité	Les indices d'altération correspondants
EXTRA	$\leq 1,3 (\pm 0.1)$
A	$\leq 2,0 (\pm 0.1)$ et $> 1,3 (\pm 0.1)$
B	$\leq 3,0 (\pm 0.2)$ et $> 2.0 (\pm 0.1)$
C Retiré de la consommation humaine	$> 3,0 (\pm 0.2)$

- **Barème Européen de cotation (notion d'indice de fraîcheur) :**

Quant à la seconde grille de notation (CEE) (**Annexe II**) elle juge directement la fraîcheur du poisson et décrit 10 caractères qui sont observés et notés de 3 (pour le poisson frais) à 0 (pour le poisson altéré).

La moyenne arithmétique des notes donne le degré de fraîcheur, en fonction de ce dernier les poissons sont classés dans l'une des catégories suivantes:

Tableau 2.2 : Dénomination de l'état de fraîcheur de poisson selon le Barème Européen (CEE) (Tableau de correspondance)

Qualité	Catégories de fraîcheur CEE degré de fraîcheur
EXTRA	$\geq 2,7$
A	≥ 2 et $\leq 2,7$
B	≥ 1 et ≤ 2
C Retiré de la consommation humaine	< 1 (le poisson ne satisfait pas aux exigences requises pour le classement dans les catégories Extra A, B)

Expression des résultats :

$$I = \frac{\sum i}{N}$$

Avec:

I : indice de fraîcheur

i : note attribuée pour chaque caractère

N : nombre de caractères

Description de la procédure :

L'évaluation de chaque caractère nous a permis également, en attribuant les catégories (Extra, A, B, C) de définir le degré de fraîcheur et d'altération des poissons. Selon le barème de cotation, des notes ou bien « Scores » sont attribuées à chaque poisson étudié.

Quelques exemples des différents caractères étudiés lors de cette évaluation sensorielle sont illustrés dans la **Figure 2.6**.

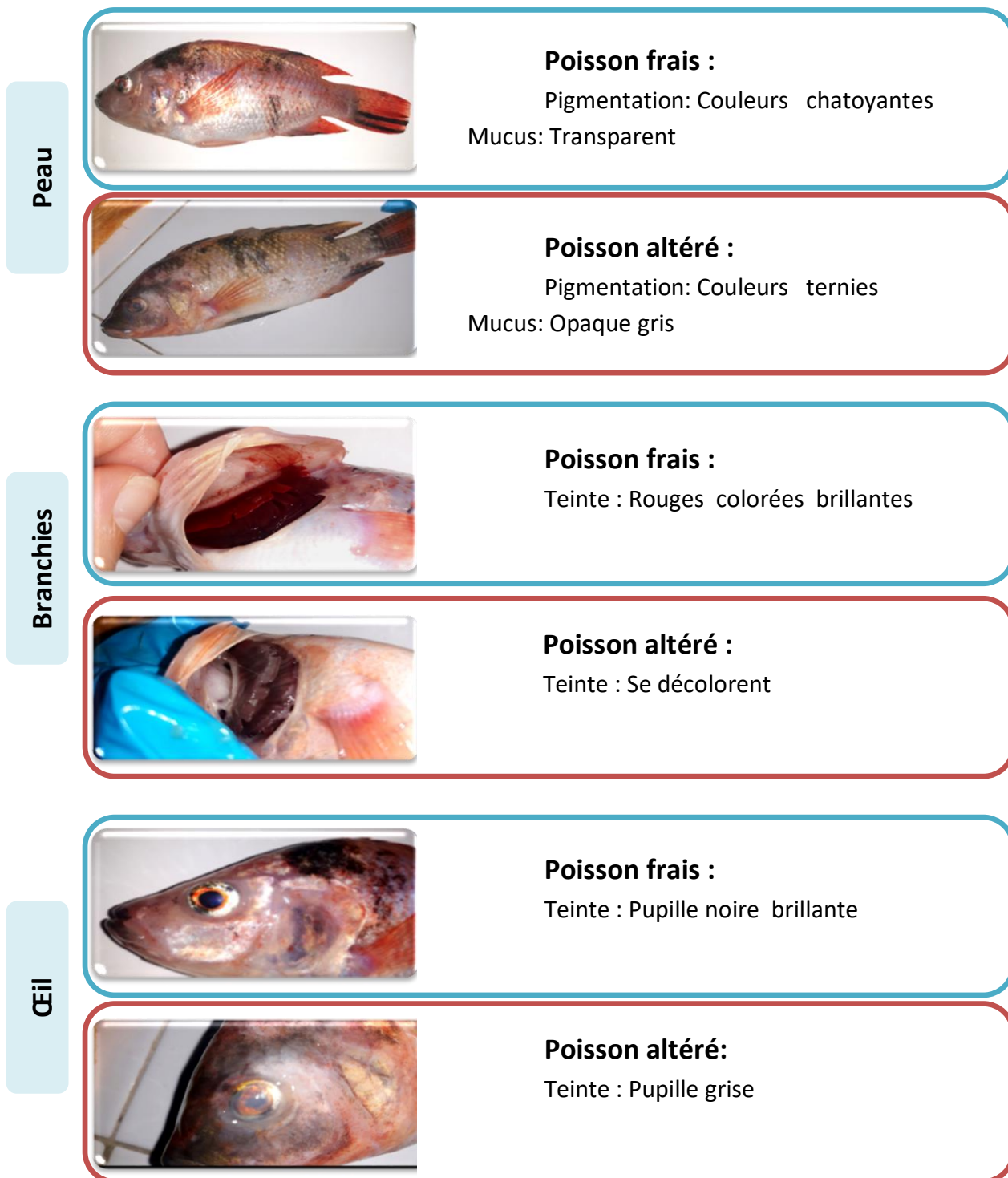


Figure 2.6 : Exemples des caractères étudiés lors des tests sensoriels du Tilapia.

Bien que la méthode subjective (sensorielle) donne de bons résultats, il est nécessaire afin de confirmer ces derniers, d'effectuer un examen objectif, c'est-à-dire des examens de laboratoire.

Parmi les examens de laboratoire :

2.2. Tests physico-chimiques :

Mesure du pH :

La connaissance du pH de la chair de poisson peut fournir des informations intéressantes sur son état de fraîcheur. Les mesures se font en plongeant l'électrode (verre-calomel) du pH mètre soit directement dans la chair soit dans une suspension de chair de poisson dans de l'eau distillée (HUSS, 1999).

Matériel utilisé :

- Pince stérile, Mixeur pour broyer le muscle de poisson, Eau distillée, Bécher (25 ml), pH mètre.

Procédure :

- Pesée de 10 grammes de chair du poisson.- Broyage de 10 g de chair dans 10 ml d'eau distillée (pH =7). -Mesure directe du pH de la solution obtenue après broyage.

Remarque : L'électrode du pH mètre est essuyé après chaque manipulation avec l'eau distillée et immédiatement plongée dans la solution (chair/eau distillée) pour réaliser la mesure.

2.3. Examens microbiologiques :

Dans le but d'évaluer la qualité de fraîcheur des poissons, on a réalisé des analyses microbiologiques qui font appel aux techniques d'isolement et d'identification (étude qualitative) et aux techniques de dénombrements (étude quantitative), au niveau du laboratoire de microbiologie à l'ENSSMAL (École Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et Aménagement du Littoral ; Alger), les résultats obtenus sont ensuite comparés aux normes algériennes en vigueur (Annexe 1 : arrt 04-10-16fr Journal Officiel Aliment).

Les analyses microbiologiques ont porté sur (**Tableau 2.3**) :

- Flore aérobie mésophile totale FMAT, Coliformes fécaux, Staphylocoques à coagulase +, Salmonelles.

➤ Une série de matériels et de produits a été préparée pour réaliser les analyses microbiologiques :

- **Préparation des milieux de culture (en poudre) et stérilisation du matériel :**

Matériels :

Distillateur, béchers, éprouvette graduée, agitateur magnétique, balance à précision, autoclave, bec bunsen, boites de Pétri, des flacons stériles, pince en bois ou gants.

Mode opératoire :

- ✓ Peser la masse nécessaire de poudre pour un volume (ml) d'eau distillée ;
- ✓ Dissoudre la poudre dans le diluant à l'aide de l'agitateur magnétique et chauffer jusqu'à l'ébullition ;
- ✓ Laisser refroidir la préparation dans la zone stérile à côté du bec bunsen ;
- ✓ Lorsque la préparation a atteint une température inférieure à 60°C, verser dans des flacons et stériliser à l'autoclave (sauf indication) à 120°C pendant 20 min ;
- ✓ Lorsque la préparation a atteint de nouveau une température inférieure à 60°C, couler dans des boites de Pétri ou des tubes à vis stériles ;
- ✓ Après refroidissement et pour éviter que l'eau de condensation dans les boîtes de Pétri perturbe la surface du milieu gélosé, on place les boîtes en position retournée.

Tableau 2.3 : milieux de culture préparés pour chaque germe recherché.

Milieux de culture	Germe
PCA (Plate Count Agar)	FMAT
Tergitol Désoxycholate	Coliformes fécaux
Baird-Parker	Staphylocoques à coagulase +
SS (Salmonella-Shigella)	Salmonelles

Remarque : La confirmation de la présence des Staphylocoques à coagulase+, nécessite la détermination de la thermo-nucléase.

La stérilisation du matériel utilisé se fait par autoclavage à 121 c° pendant 20 min

- **Prélèvement pour l'analyse :**

Cette étape consiste à prélever de manière aseptique une fraction de la chair des poissons choisis jusqu'à l'obtention d'un poids de 25g destinée à la préparation de la solution mère (la pesée se fait avec une balance de précision) .

- **Broyage de la chair et préparation de la solution mère :**

On prélève 25 g de chair de chaque poisson à l'aide de pinces stériles à proximité du bec bunsen allumé.

La chair est ensuite déposée dans le réservoir homogénéisateur.

La dilution de l'échantillon se fait en additionnant 225 ml de l'eau physiologique stérile (**Tableau 2.4**), et à l'aide d'un mixeur stérile et inoxydable, l'ensemble sera correctement broyé (**Figure 2.7**).

Nous obtiendrons alors 250 ml d'une solution homogénéisée.

La solution obtenue appelée solution mère est laissée au repos pendant 30 minutes pour assurer la revivification des germes stressés par homogénéisation. La dilution de cette solution est de concentration de 10^{-1} .

Tableau 2.4 : Composition de l'eau physiologique.

Diluant	Composition	
Eau physiologique	NaCl	9 g
	Eau Distillée	1000 ml

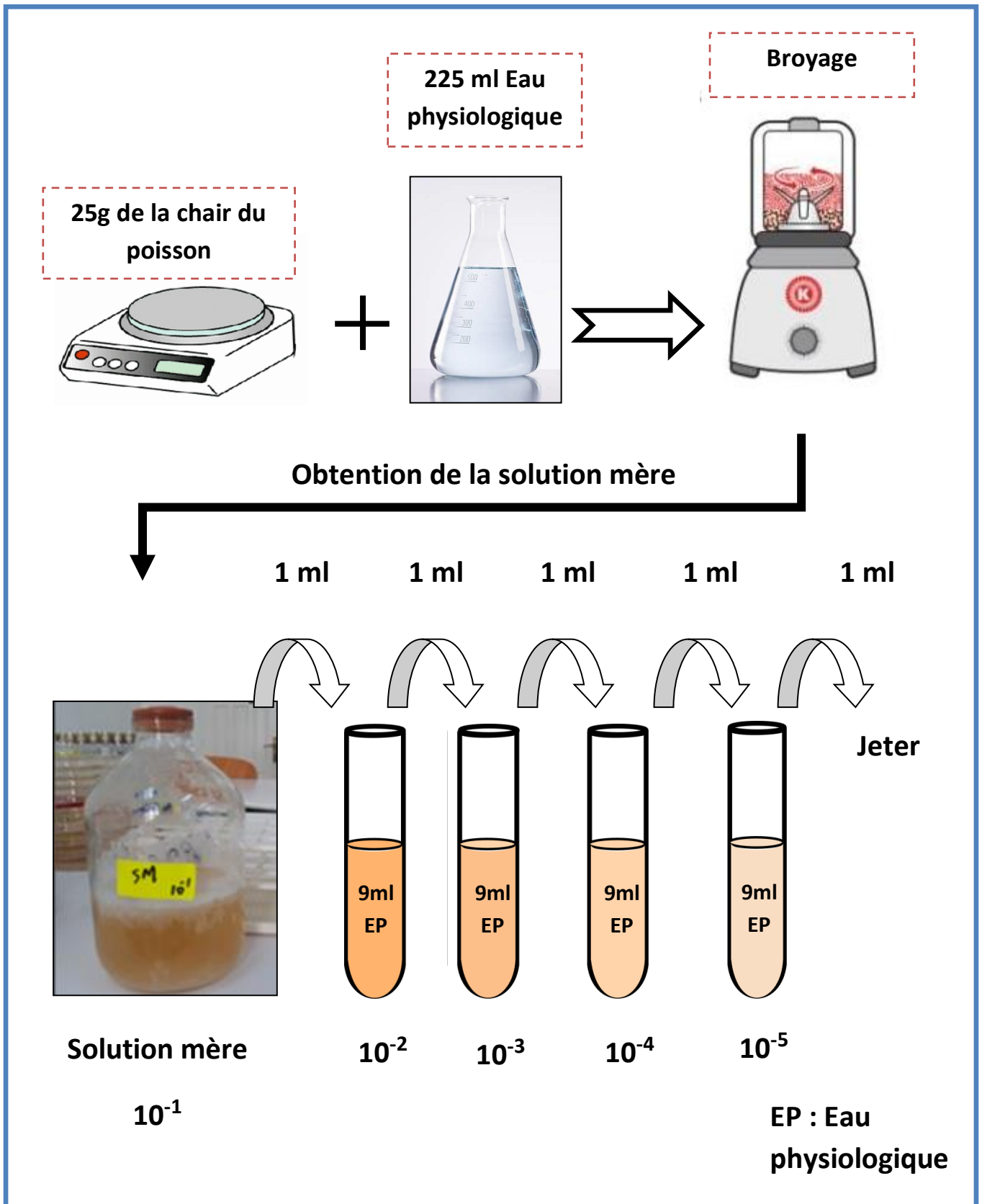


Figure 2.7 : Préparation de la solution mère et les solutions filles (10⁻²/10⁻³/10⁻³ 10⁻⁴/10⁻⁵)

Technique d'analyses :**2.3.1 Dénombrement de la flore mésophile aérobie total (FMAT) :**

Réalisé en suivant la méthode horizontale de la norme AFNOR (NF ISO 4833-2., 2013)

- La Flore Mésophile Aérobie Totale est un indicateur sanitaire qui permet d'évaluer le nombre d'UFC (Unité Formant une Colonie) présentes dans un produit ou sur une surface dans le but de connaître son état de fraîcheur.

Mode opératoire :

Le milieu de culture préconisé pour ce test est le Plate Count Agar (PCA), proposé en 1973 par AFNOR (association française de normalisation).

Pour chacune des dilutions effectuées et à l'aide d'une pipette pasteur stérile, nous prenons deux boîtes de pétrie contenant de la gélose de dénombrement PCA.

L'ensemencement se fait en surface avec 0.1 ml de dilution appropriée. L'incubation dure 72 Heures, dans une étuve réglée à 30°C.

La technique de la recherche et dénombrement de la flore mésophile aérobie totale est présentée dans la **Figure 2.8**.

La lecture :

Elle se fait sur 2 boîtesensemencées avec des dilutions successives. Le nombre de germes par gramme (N) de produit est obtenu selon la formule :

$$N = \frac{\Sigma C}{V (n1 + 0.1n2) \times d}$$

ΣC = somme des colonies caractéristiques sur les deux boîtes retenues

N = nombre de germes par gramme de produit

V = volume de l'inoculum appliqué à chaque boîte (en ml)

d = taux de dilution correspond à la première dilution

n1 = nombre de boîtes lues à la première dilution

n2 = nombre de boîtes lues à la 2 dilution.

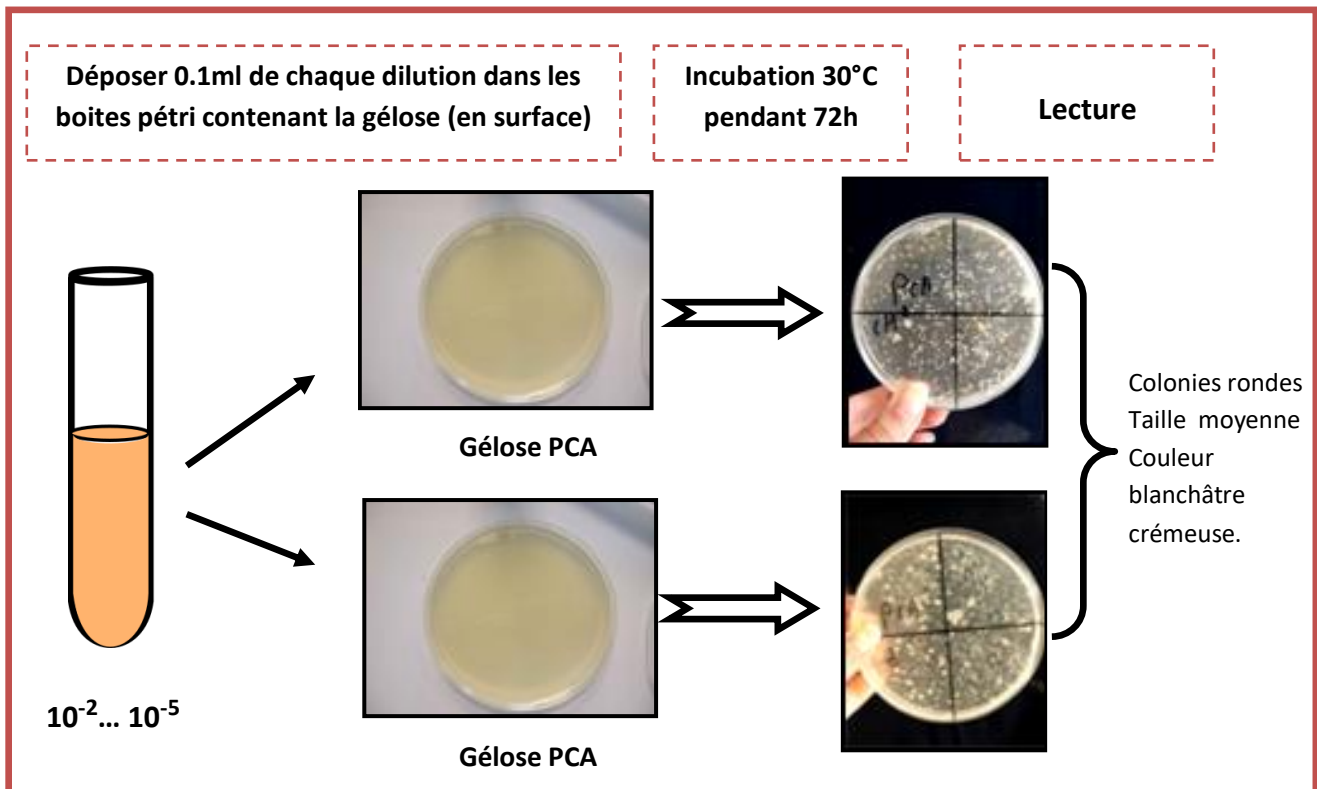


Figure 2.8: Technique de la recherche et dénombrement de la flore mésophile aérobie totale (FMAT).

2.3.2 Recherche et dénombrement des coliformes fécaux :

Les coliformes fécaux ou bien les coliformes thermo-tolérants sont des bactéries faisant partie de la famille des Enterobacteriaceae. Ils sont capables de fermenter le lactose à une température de 44,5 °C avec production de gaz, sont aérobies ou anaérobies facultatives, à Gram négatif, asporulées, en forme de bâtonnet. L'espèce caractéristique et principale des coliformes fécaux est *Escherichia coli*, utilisées comme indicateur de la pollution fécale de l'eau. Ces bactéries proviennent de l'eau de l'aquarium, la glace ou bien lors de la manipulation.

Mode opératoire :

Pour chacune des dilutions effectuées ($10^{-1}/10^{-2}/10^{-3}/10^{-4}/10^{-5}$) et à l'aide d'une pipette pasteur stérile, l'ensemencement se fait avec 0.1 ml de la dilution appropriée sur deux boîtes de pétri ; l'une contenant de la gélose au Désoxycholate et l'autre contenant de la gélose lactosée au Tergitol.

Cette série de boîtes sera incubée à 44°C pendant 24h à 48h.

Lecture et dénombrement :

- Milieu Tergitol TTC : Les colonies caractéristiques des coliformes fécaux sont jaunes-oranges.
- Milieu Désoxycholate lactose : Les colonies caractéristiques sont rouges brique d'un diamètre de 0,5 mm.

La technique de la recherche et dénombrement des Coliformes fécaux est présentée dans la **Figure 2.9**.

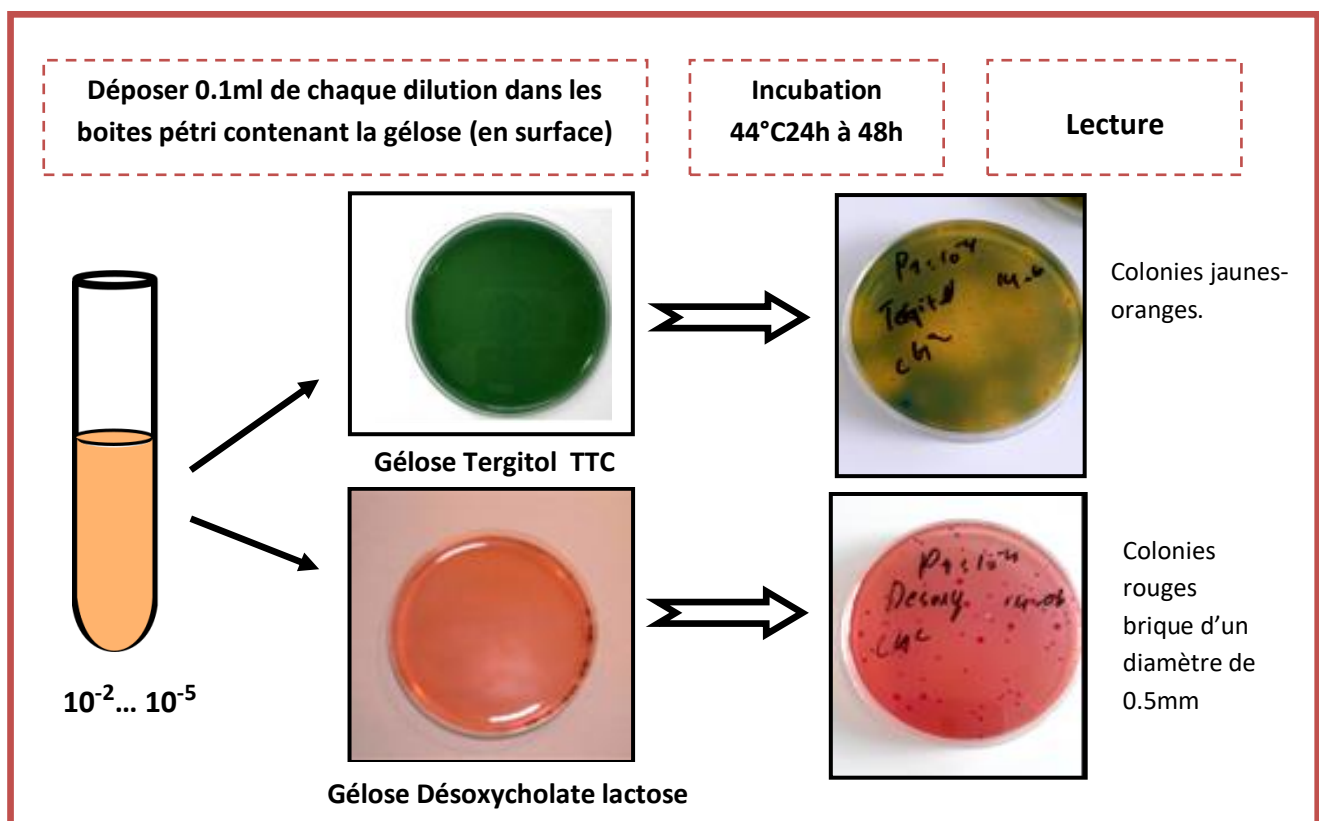


Figure 2.9: Technique de la recherche et dénombrement des Coliformes fécaux.

Remarque : la confirmation de l'origine fécale nécessite l'utilisation du test de Mackenzie.

2.3.3 Recherche et dénombrement des Staphylocoques présumés pathogènes :

L'analyse est réalisée ensuivant la méthode horizontale de la norme AFNOR (NF V08-057-1,2004).

- Les staphylocoques appartiennent à la famille des Micrococcaceae.

Ce sont des cocci à Gram positif, non sporulés, immobiles, se divisant en formant des amas irréguliers. Les germes dénommés *Staphylocoques aureus*, principaux producteurs d'entérotoxines, sont pathogènes pour l'homme, possédant une enzyme, la coagulase qui permet de les identifier. La détermination et le dénombrement de ce germe se réalisent par trois étapes :

Isolement :

Mode opératoire :

On ensemence en surface avec 0,1 ml d'une dilution dans deux boîtes de pétri ; une contenant la gélose Baird Parker (additionnée au jaune d'œuf et au tellurite de potassium) et l'autre la gélose Chapman. On étale sur toute la surface à l'aide d'un râteau en verre. On incube à 37° C pendant 24h à 48h.

Lecture :

- Milieu de Baird Parker : présence de colonies noires (réduction du tellurite en tellure).

La technique de la recherche et dénombrement des Staphylocoques est présentée dans la **Figure 2.10**.

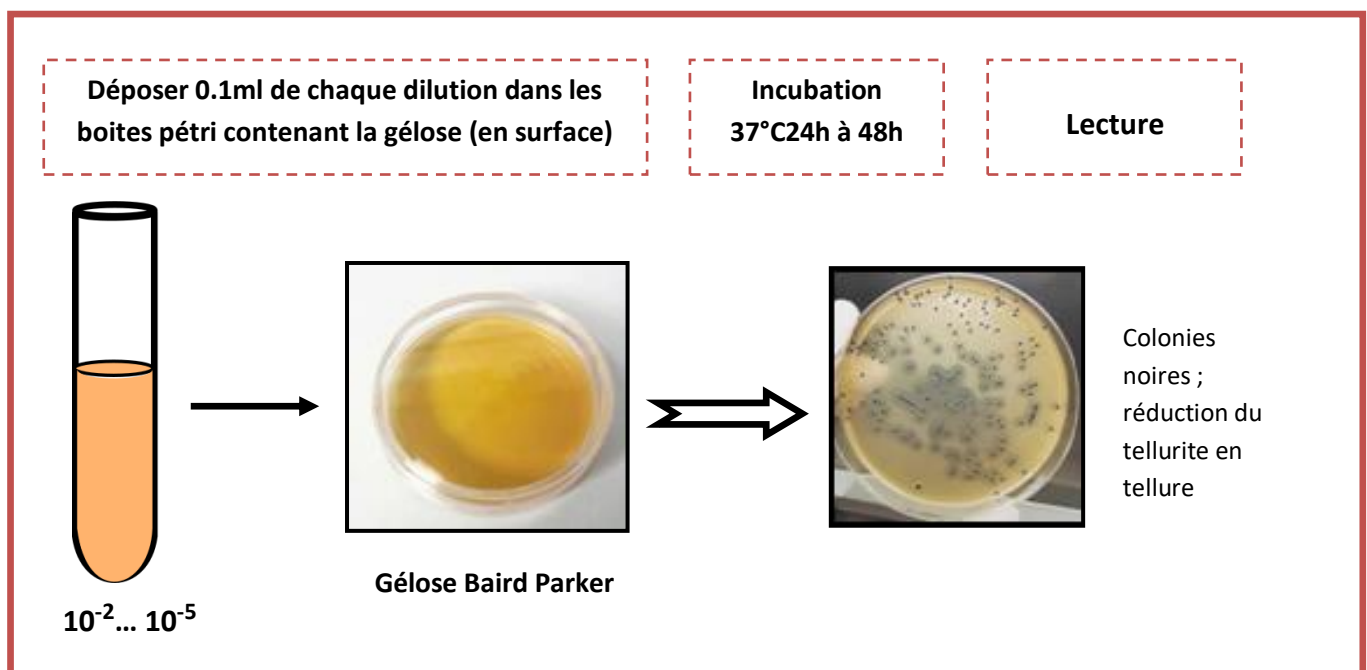


Figure 2.10 : Technique de la recherche et dénombrement des Staphylocoques.

- Même si ce caractère peut avoir une valeur d'orientation, il ne permet que de suspecter la présence de *S. aureus*. D'autres tests sont nécessaires pour confirmer ou non sa présence.

L'identification de colonies suspectes consiste en :

- **Test catalase :**

Principe :

La catalase est une enzyme qui dégrade le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) suivant la réaction suivante :



Le test consiste à mettre des bactéries en contact avec le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2). Si les germes possèdent la catalase, elles dégradent le peroxyde d'hydrogène en eau et dioxygène visible par la formation de bulles (**Figure 2.11**).

Technique :

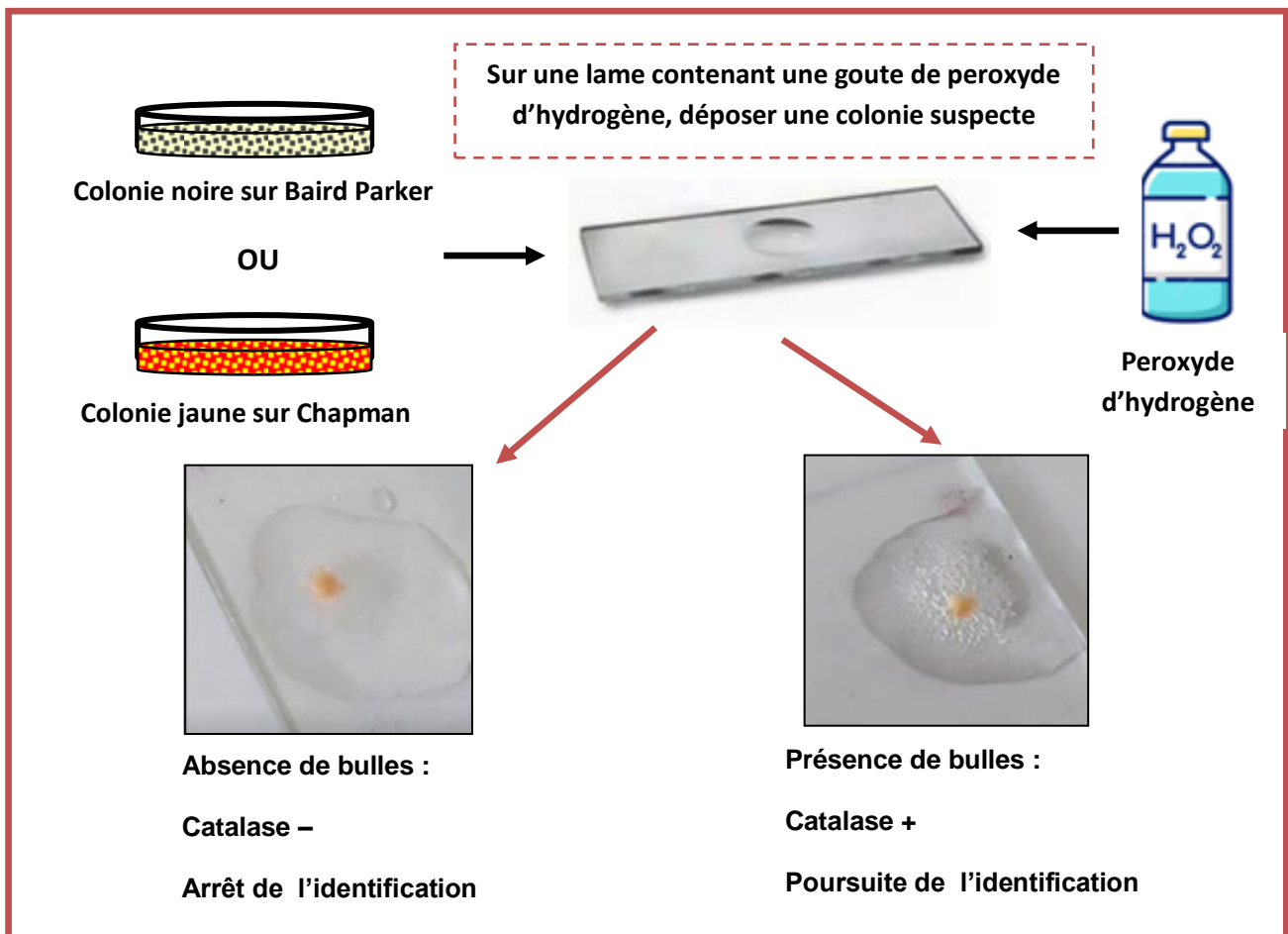


Figure 2.11 : Confirmation biochimique de *Staphylococcus* (Test catalase).

- **Test de coagulase :**

Le test de la coagulase différencie les souches de *Staphylococcus aureus* des autres espèces à coagulase négative. La coagulase est une protéine semblable à une enzyme qui provoque la coagulation du plasma en convertissant le fibrinogène en fibrine.

Technique:

- On prend un tube à essai stérile et l'étiqueter avec le numéro de la souche à tester ; À l'aide de la pipette, on transfère de manière aseptique 0.5 ml du plasma de lapin reconstitué dans le tube à essai ; A l'aide d'une anse de platine, on prélève deux ou trois colonies présumées de *S. aureus* ; On émulsionne les bactéries dans les 0.5 ml de plasma et les placer dans l'incubateur à 37C° pendant 24h.

Lecture : Observation d'une coagulation du plasma au niveau du culot du tube en moins de 24h, (coagulase +). La coagulation du plasma confirme que c'est le germe *Staphylococcus aureus*..



Figure 2.12 : Confirmation biochimique de *Staphylococcus* (Test coagulase)

A : négatif ; B : positif

2.3.4 Recherche (présence/ absence) des salmonelles :

Les salmonelles sont des bactéries à Gram négatif, oxydase négative, catalase positive, dégradent les glucides par métabolisme fermentatif, du type aérobie-anaérobies facultatifs appartenant à la famille des Enterobacteriaceae, et possédant toutes leurs caractéristiques biochimiques (PETRANSXIENE et LAPIED, 1981).

Mode opératoire: La technique de la recherche et dénombrement des Salmonelles est présentée dans la **Figure 2.13**.

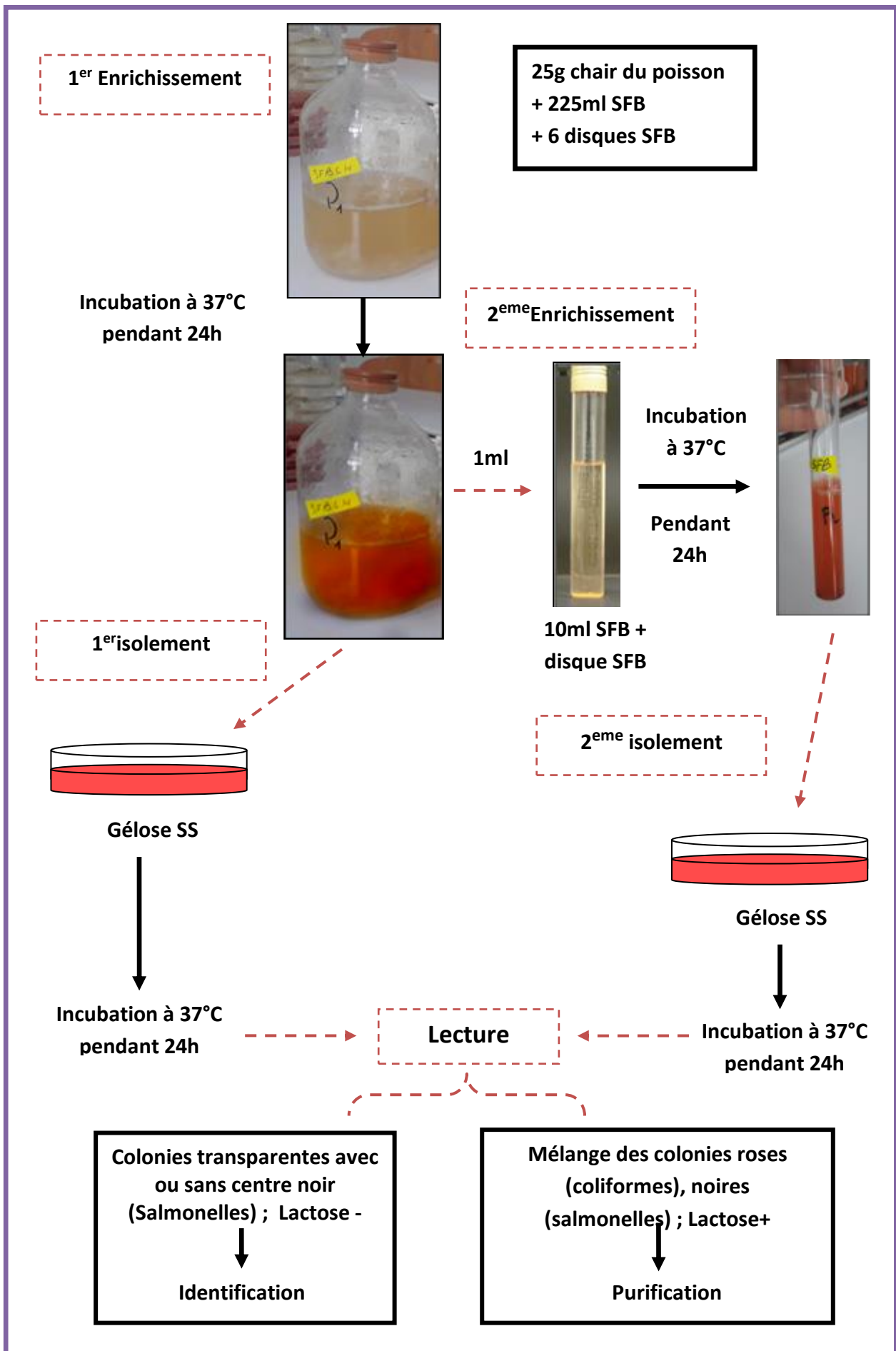


Figure 2.13 : Technique de la recherche des Salmonelles.

➤ **Recherche de l'oxydase:**

Sur une lame propre, on dépose un disque «oxydase » et on l'imbibe avec une goutte d'eau distillée. On prélève une partie de la colonie ciblée à l'aide d'une anse de platine stérile et on l'étale sur le disque.

Une coloration violet foncé apparaît immédiatement sur le disque ou en quelques secondes, puis vire au noir (**Figure 2.14**) indiquant que la bactérie réalise une oxydase (DELARRAS, 2007).

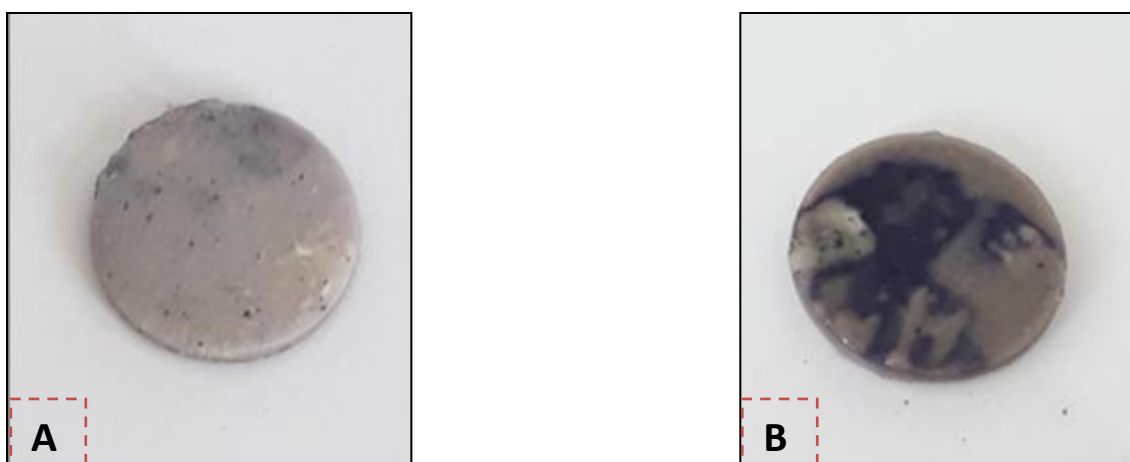


Figure 2.14 : Test oxydase négatif (A) positif (B)

➤ **Recherche de la catalase**



Figure 2.15 : Test catalase positif

➤ **Technique de coloration de Gram:**

a) Préparation du frottis:

- Poser une goutte d'eau distillée sur une lame propre, prélever une parcelle d'une colonie bactérienne isolée et l'étaler sur la lame,
- Sécher en approchant la lame de 15-20 cm au-dessus de la flamme du bec bunsen.

b) Fixation:

- Tenir la lame avec une pince et la passer trois fois à la flamme.

c) Coloration de Gram :

-Coloration primaire:

- Couvrir la lame avec du violet de gentiane et laisser agir 1 min, jeter l'excès de colorant ;
- Mordantage : Egoutter sans rincer et faire deux bains de Lugol dont chacun dure 45 secondes. ;
- Décoloration: Egoutter et plonger la lame dans l'alcool durant 15 secondes ;
- Rincer doucement et abondamment à l'eau distillée.

- Coloration secondaire :

- recolorer les germes décolorés avec la fuchsine pendant 1 min ;
- Laver à l'eau distillée et sécher la lame au-dessus de la flamme du bec bunsen.

d) Observation microscopique :

Observer à l'objectif à immersion (G 40 x 10)

- Les bactéries colorées en violet sont les bactéries à Gram+
- Les bactéries colorées en rose sont les bactéries à Gram-

II. Résultats et Discussions

Cette partie présente en ordre les résultats des analyses sensorielles, physico-chimiques et microbiologiques de la chair du Tilapia (*Oreochromis sp*) en fonction du temps de conservation dans la glace (phases *post-mortem*).

La qualité organoleptique était évaluée selon les barèmes de cotation utilisés : barème Français (notion d'indice d'altération) et le barème Européen CEE (notion d'indice de fraîcheur).

Les valeurs obtenues lors des analyses microbiologiques ont été comparés aux normes Algériennes en vigueur (JORA, 2017).

1. Détermination de la qualité sensorielle du Tilapia :

Le poisson frais généralement se caractérise par son odeur, son aspect visuel ou encore sa texture. Le Tilapia même frais possède une odeur accentuée, un aspect brillant, couleurs vives qui vont du gris au niveau de la poitrine et flancs rosâtres, des textures élastiques, une peau pigmentée et iridescente, des écailles brillantes, des yeux convexes et des branchies de couleurs vive et sans mucus (HOCINE, 2017).

Dans le cadre de cette étude, nous avons utilisé la méthode française (barème français) et la méthode européenne (barème CEE européen) pour évaluer le degré de fraîcheur des Tilapias. L'observation des caractères du tilapia a été notée, la moyenne obtenue est consignée dans les tableaux ci-dessous :

- **Barème français (notion d'indice d'altération) :**

Les différents scores d'indice d'altération ainsi que la classification des échantillons selon leurs catégories de fraîcheur sont représentés dans le **Tableau 2.5**.

Tableau 2.5 : Scores obtenus suite aux analyses sensorielles du Tilapia selon le barème Français

Barème français			
Poissons	Durée (heures)	Score	Catégorie de fraîcheur
P1	0	0,18	EXTRA
P2	17	1,54	A
P3	24	2,36	B
P4	48	3,36	NON ADMIS

- La **figure 2.16** illustre, sous forme d'un histogramme, les résultats des analyses sensorielles du Tilapia selon le barème français de cotation, en fonction de la durée de conservation dans la glace.

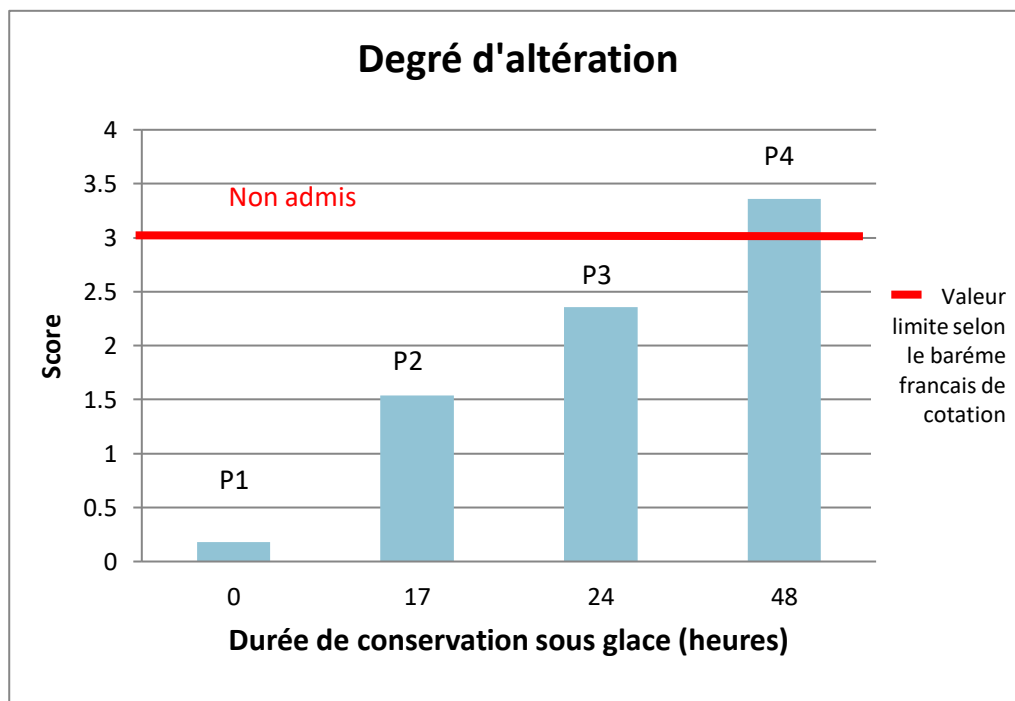


Figure 2.16: Degré d'altération des poissons Tilapia selon le barème Français

- **Barème européen :**

Les résultats de la détermination du degré de fraîcheur chez le Tilapia selon les normes prescrites par l'Union Européenne en vigueur sont représentés dans le **Tableau 2.6** et illustré dans la **Figure 2.17** :

Tableau 2.6 Scores obtenus suite aux analyses sensorielles du Tilapia selon le barème Européen CEE

Barème européen de cotation CEE			
Poissons	Durée (heures)	Score	Catégorie de fraîcheur
P1	0	3	EXTRA
P2	17	2	A
P3	24	1,5	B
P4	48	0,57	NON ADMIS

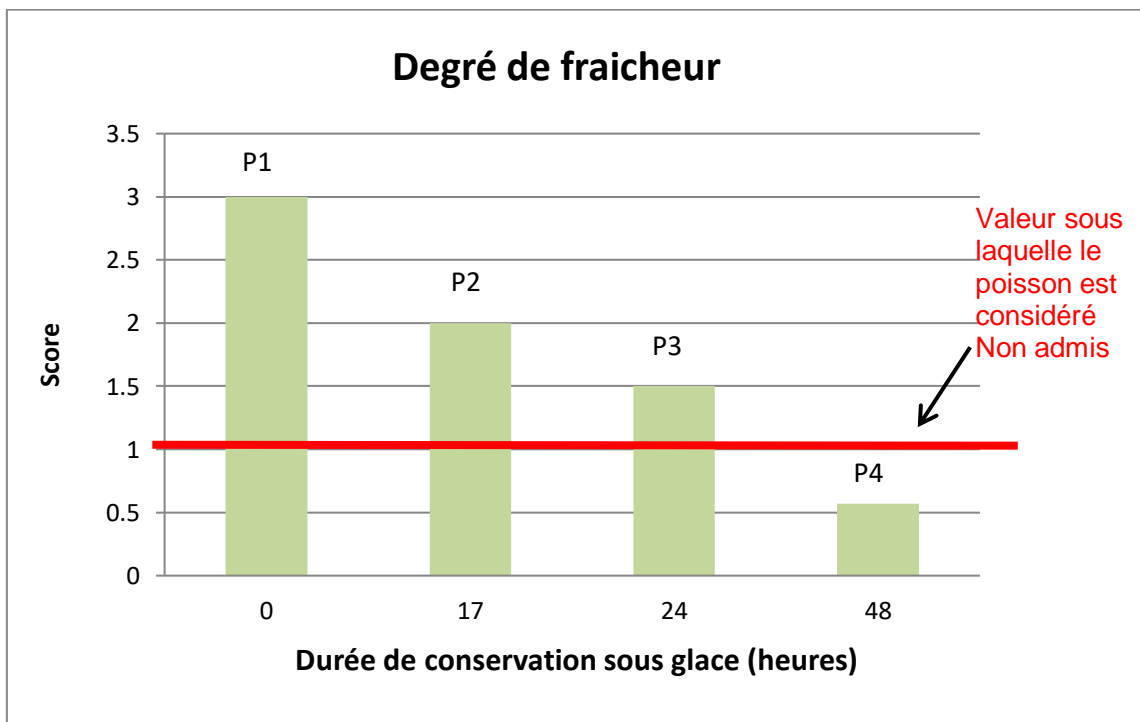


Figure 2.17 : Degrés de fraîcheur des poissons Tilapia selon le barème européen.

Dans le cadre de l'évaluation de la qualité organoleptique du tilapia, l'appréciation de sa fraîcheur a été réalisée selon la méthode européenne (CEE) dont le barème de cotation juge directement la fraîcheur du poisson et permet de le classer en trois catégories : E (extra), A et B (IFREMER, 1989).

La deuxième méthode est française. Elle évalue le degré de l'altération.

À partir des notes attribuées lors de l'évaluation des 11 caractères du tilapia une moyenne arithmétique a été calculée selon les deux méthodes et a été consignée dans les **Tableaux 2.5 et 2.6**.

D'après le barème de cotation de fraîcheur européen des poissons (CEE n° 2406/96) il représente des caractères spécifiques de chaque catégorie E, A, B, NA.

- A l'état frais et durant les premières heures de conservation dans la glace **P1** : le Tilapia est caractérisé par une peau vive et iridescente ou opalescence nulle, un mucus cutané aqueux et transparent ; des branchies avec une couleur vive, un œil caractérise par une pupille noire et brillante et une corné transparente : la surface de la chair est lisse et une consistance ferme et élastique ; un péritoine lisse et brillant ; une odeur d'algue marines des branchies (La catégorie E).
- 17 heures après **P2** : nous avons observé une peau vive mais sans éclat ; un mucus cutané plus ou moins trouble avec des branchies moins colorées et mucus transparent ; un œil légèrement affaissé, une pupille noire ternie et une cornée légèrement opalescente ; une chair moins élastique ; une odeur neutre des branchies (catégorie A).
- Après 24 heures de conservation dans la glace **P3** : nous avons observé les premiers signes de la perte de qualité : une peau ternie ; un mucus cutané laiteux ; une couleur brun-gris, se décolorant des branchies avec un œil qui se caractérise par une pupille opaque et une cornée opalescente ; une chair flasque et moins élastique ; un aspect tacheté de péritoine et une odeur fermentée légèrement aigre des branchies (La catégorie B).
- Par la suite, le poisson n'est plus acceptable et il est marqué comme non-comestible (après 48h) **P4** : une peau ternie ; une couleur gris jaunâtre du mucus cutané ; des branchies jaunâtres ; une pupille de l'œil grise et une cornée laiteuse ; une consistance molle des écailles de la chair et une odeur aigre des branchies (La catégorie NA (non admis)).

D'après les deux tableaux (2.6,2.7) et les deux figures (2.20, 2.21) ; on remarque que l'ensemble des échantillons du tilapia (P1, P2, P3) présentaient une qualité satisfaisante de point de vue aspect visuel, dont l'indice d'altération (**IA**) est inférieur ou égale à 3 selon le barème français, ou bien supérieur ou égale à 1 selon le barème européen, traduisant la bonne qualité du tilapia traité.

La qualité organoleptique du tilapia décline significativement en fonction du temps de conservation et elle commence à diminuer en raison de la formation de mucus gris jaunâtre sur le corps et d'un mucus laiteux jaunâtre sur les branchies etc. Après 48h de conservation sous la glace, le poisson a été considéré très altéré et impropre à la consommation.

Discussion :

Nous avons observé un décalage dans le temps dans l'apparition des signes manifestes de la détérioration de la qualité avec un effet de préservation en faveur de la réfrigération.

Dans la présente étude, menée sur le Tilapia (*Oreochromis sp.*), le temps du rejet organoleptique est à 48 H, conservé dans la glace. Par ailleurs, OUCIF *et al.*, (2012) ont montré que le rejet organoleptique du maquereau de l'Atlantique (*Scomber scombrus*) conservé à 4°C est à trois jours (72h).

L'altération sensorielle s'accompagne par l'installation progressive d'odeurs désagréables. L'hydrolyse induite par les lipases et les phospholipases produit les acides gras qui sont très insaturés qui feront l'objet d'un rancissement oxydatif responsable de la production de composés de faibles poids moléculaire, cause de la flaveur désagréable de rancidité (BURGUENO, 2000). La dégradation de l'ATP permet également la formation d'inosine monophosphate (IMP), d'ammoniaque (NH) de disulfure (HS), d'acétaldéhyde et de diacétyl responsables du développement d'odeurs désagréables.

L'installation de microorganismes accélère la dégradation du poisson (GRAM, 1989 et JORGENSEN *et al.*, 2000). Cette dernière débute par la disparition de l'odeur de l'algue marine laissant place à des odeurs aigres ou acides puis aminées ou sulfures enfin, ammoniacale ou fécale à l'état putride.

2. Résultats des Tests physico-chimiques :

Les valeurs du pH *post-mortem* :

Les variations du pH *post-mortem* du Tilapia au cours de sa conservation dans la glace sont représentées sous forme d'une courbe dans la **Figure 2.18** ci-dessous :

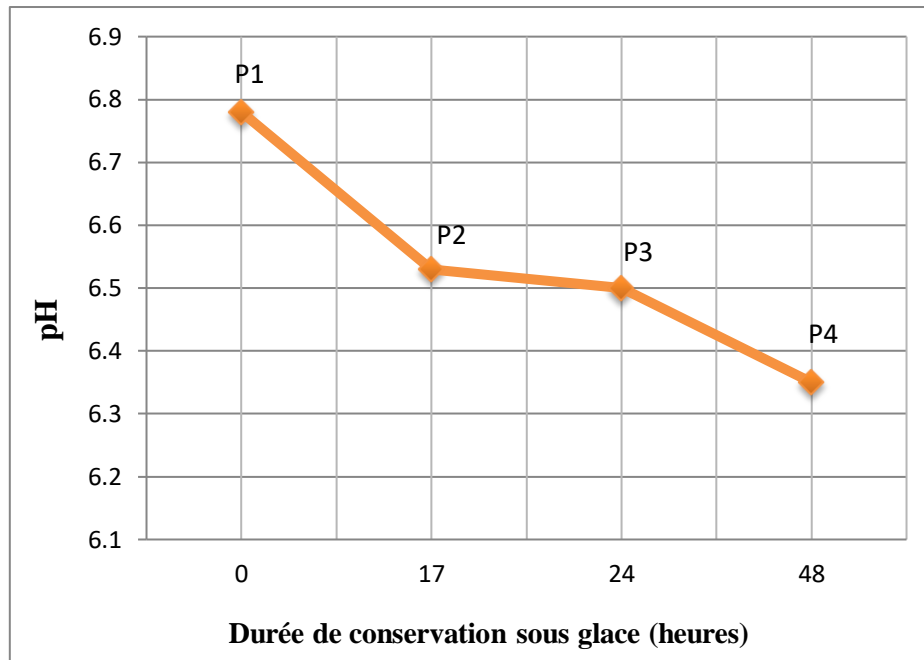


Figure 2.18 : Évolution du pH *post-mortem* du Tilapia au cours de sa conservation sous la glace.

D'après la **Figure 2.18**, la mesure du pH post-mortem de la chair du tilapia a donné des résultats compris entre un maximum de 6,78 et un minimum de 6,35.

Le pH initial du tilapia frais (**P1**) est de 6,78. Par la suite, cette valeur diminue significativement jusqu'à 6,53 au bout de 17 heures de conservation (**P2**). Un jour après (24h), le pH a atteint 6,5 et il a continué à diminuer jusqu'à atteindre 6,35 deux jours après (48h).

Discussion :

Nous avons démontré lors de cette analyse de l'altération physico-chimique, que la diminution du pH a été progressive à partir du pH de pré-rigor (**P1**) de 6,78 à post-rigor (**P4**) de 6,35 pour les échantillons du Tilapia tout au long des périodes de conservations étudiées. Le pH minimum atteint était probablement dû à la méthode de pêche et d'abattage active utilisée (prélèvement par filet de pêche et abattage par percussion), ce qui signifie que le poisson n'a pas été stressé et a donc conservé des quantités substantielles de glycogène (HUSS, 1995). Comme chez la plupart des téléostéens, le pH du Tilapia était le résultat d'une glycolyse post-mortem ; cela a conduit à l'accumulation d'acide lactique, qui à son tour a abaissé le pH du muscle. MASETTE et KASIGA (2005) ont trouvés des résultats similaires

lors de leur étude sur l'effet de la température sur le maintien du phénomène de la Rigor-mortis chez le tilapia du Nil « *Oreochromis niloticus* », dont les valeurs du pH *post-mortem* ont été comprises entre un maximum de 6,8 et un minimum de 6,4.

OZOGUL *et al.* (2006) ont rapporté que le pH *post-mortem* du poisson était légèrement inférieur à 7, et qui varie en fonction de la saison, de l'espèce et d'autres facteurs, ce qui concorde avec les résultats de notre étude avec un pH post-rigor de 6,35 (**Figure 2.18**). Probablement l'état nutritionnel des poissons a affecté les niveaux de glycogène stocké et, par conséquent, le pH post-rigor. D'après CHIBA *et al.*, (1991), lors de leur étude sur la loche japonaise, les poissons bien reposés et bien nourris contiennent plus de glycogène que les poissons épuisés.

Comparant avec les espèces marines, le pH *post-mortem* de la morue est passé de 6,8 en rigor-mortis à un pH de (6,1 à 6,5) post-rigor, ce qui était presque similaire à la baisse de pH observée chez les poissons Tilapia de la présente étude.

La réduction du pH *post-mortem* du muscle de poisson a un effet sur les propriétés physiques du muscle. Lorsque le pH baisse, la charge de surface nette sur les protéines musculaires est réduite, les faisant se dénaturer partiellement et perdre une partie de leur capacité de rétention d'eau. L'acidification (diminution du pH) est à l'origine du rancissement de la chair des poissons. Elle est due principalement à la glycolyse anaérobie et la formation d'acide lactique suite à l'épuisement des réserves en oxygène des cellules musculaires (HUSS *et al.*, 1987).

De plus, le fait que la chair du poisson ne contient qu'une infime proportion de glycogène, son degré d'acidification *post mortem* est très limité en comparaison aux viandes bovines où le pH peut atteindre 5,5 (JEZEK et BUCHOVA, 2012).

L'activité des enzymes dépend du pH, il affecte les réactions qui se déroulent pendant le stockage du poisson. Un pH relativement faible peut entraîner une diminution des liaisons d'eau dans les myofibrilles, affectant la diffusion de lumière et l'apparence du poisson. Un pH faible favorise aussi l'oxydation des myoglobines et des lipides (HAARD, 2002).

3. Résultats des analyses microbiologiques :

La maîtrise de la contamination du tilapia par les bactéries pathogènes en particulier celles règlementées par différentes institutions nationales et internationales (FMAT (Flore Mésophile Aérobie totale), Coliformes, Staphylocoques et Salmonelles) est aujourd’hui la préoccupation majeure.

L’objectif est de déterminer les origines de la contamination du Tilapia lors de sa conservation ainsi que le suivi des variations de la charge microbienne présente dans le muscle de ce dernier après sa mort.

Les résultats de dénombrement des différents germes de contamination, des échantillons analysés dans la présente étude, sont résumés dans le **Tableau 2.7** :

Tableau 2.7 : Résultats du dénombrement des germes recherchés lors des analyses microbiologiques du Tilapia.

Échantillon Germe	FMAT	CF	Staphylococcus aureus	Salmonelles
P1	$3,08 \times 10^5$	$1,65 \times 10^5$	abs	abs
P2	$3,75 \times 10^5$	$2,11 \times 10^5$	$1,83 \times 10^5$	abs
P3	$6,20 \times 10^6$	$3,57 \times 10^5$	$1,88 \times 10^5$	+
P4	$4,7 \times 10^7$	$4,73 \times 10^5$	$2,05 \times 10^5$	+
Normes	$< 10^7$ UFC/g	$< 10^2$ UFC/g	$< 10^3$ UFC/g	Abs dans 25g de chair

abs : absence / + : présence

3.1 Flore mésophile aérobie totale (FMAT) :

Dans l'analyse microbiologique, les germes totaux constituent les premiers paramètres à prendre en considération dans un contrôle bactériologique du poisson. Ils constituent un indice sensible et pratique dans l'évaluation de la qualité globale de ce dernier.

Les résultats relatifs au dénombrement de la flore totale (FMAT) sont représentés dans la figure ci-dessous.

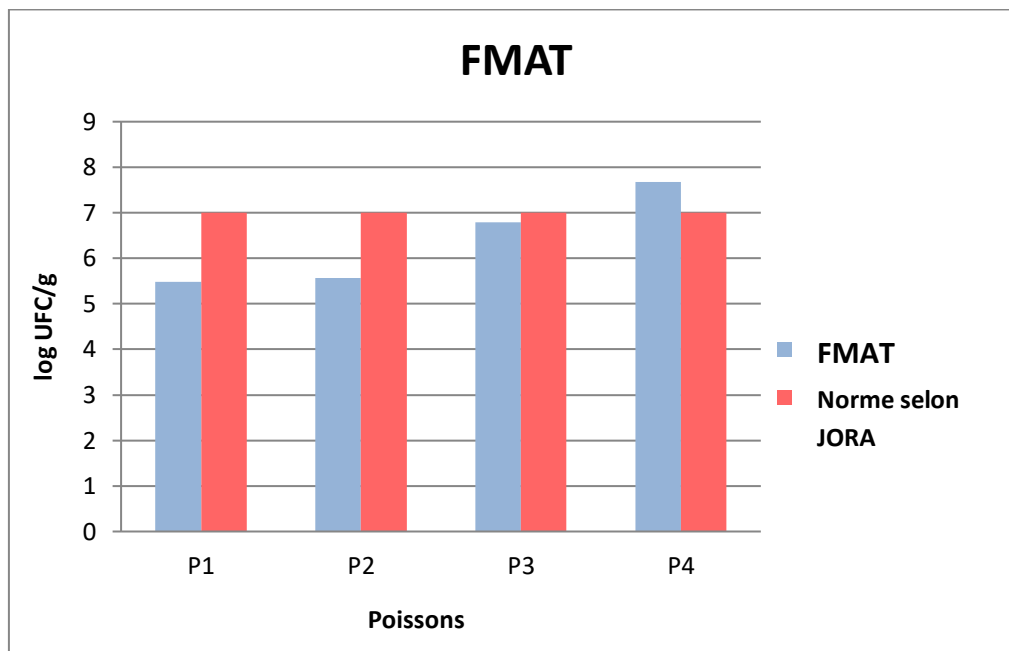


Figure 2.19 : Concentrations de la chair de Tilapia en flore mésophile aérobie totale comparées aux normes Algériennes.

Dans la glace à 4°C et à l'air frais, nous avons noté une croissance faible aux premières heures de conservation (P1, $3,08 \cdot 10^5$ UFC/g) et une croissance accélérée à partir de 24h ($6,20 \cdot 10^6$ UFC/g) dans l'échantillon **P3**, pour atteindre une valeur maximale en fin d'expérimentation ($4,7 \cdot 10^7$ UFC/g) à 48h pour **P4**.

Selon la Figure 2.23, on constate donc une présence de micro-organismes aérobies qui demeure inférieure aux normes fixée par **JORA** N°39 daté du 2 Juillet 2017, seulement pour les trois premiers échantillons (P1, P2 et P3). Alors que le quatrième échantillon les dépasse.

De point de vue hygiénique, les trois premiers échantillons collectés présentent une bonne qualité, pouvant qualifie la chair de tilapia comme produit salubre et consommable.

D'après HUSS (1988), la flore totale du poisson frais bien qu'elle soit très abondante, le nombre de ces bactéries joue un rôle insignifiant dans l'altération. La flore bactérienne du

poisson fraîchement pêché dépend de l'environnement dans lequel il a été capturé, plus que de l'espèce du poisson.

Discussion :

Nous avons étudié en premier lieu la flore d'altération qui s'installe dans la chair de poisson après sa mort et son évolution dans le temps. L'estimation de la flore mésophile aérobie totale (FMAT) montre une valeur initiale plus ou moins faible, dans la limite de l'acceptable. Et selon les normes **JORA** 2017, nous supposons donc que le tilapia frais faisant l'objet de notre analyse répond à ce critère et est donc salubre. Ce niveau est maintenu jusqu'à 24 heures. Au-delà notre échantillon dépasse le taux réglementaire et représenteraient un éventuel danger aux consommateurs (ABABOUC *et al.*, 1996).

Le dénombrement de la Flore Aérobie Mésophile Totale dans les produits de la mer n'est pas un indicateur de la qualité de ces derniers. Cependant, il peut donner une indication des risques d'altération. Ainsi il a été démontré que les produits de la pêche avec un taux de Flore Aérobie Mésophile Totale supérieur à 10^6 UFC/g sont susceptibles d'être à un stade inacceptable du point de vue microbiologique et peuvent être considérés comme impropres à la consommation humaine (GRAM *et al.*, 2000).

Caractéristiques macroscopiques :

L'aspect des colonies de la FMAT obtenue sur les boîtes de pétri est montré dans la **Figure 2.20**.

La forme est ronde et lenticulaire en masse ; la taille est moyenne et petite et la couleur est blanchâtre crémeuse.

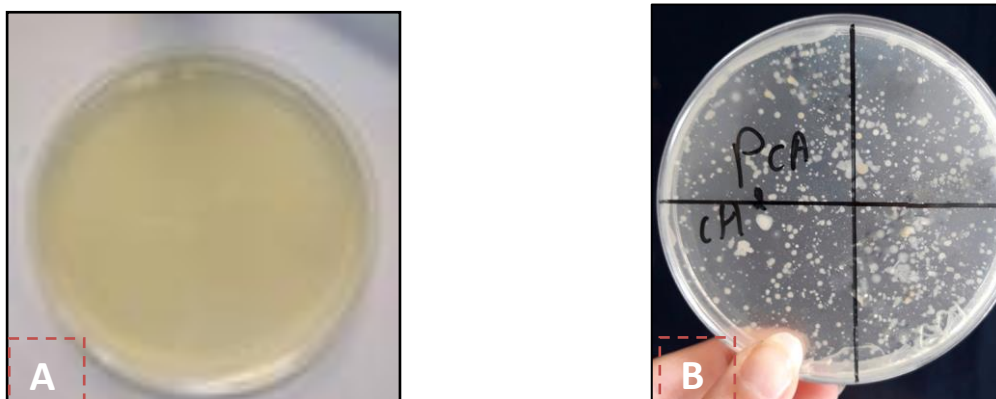


Figure 2.20 : Aspect des boîtes ensemencées sur milieu PCA pour la recherche de la flore aérobie mésophile.

A : avant l'incubation ; B : après l'incubation (présence de colonies)

3.2 Coliformes fécaux :

Le dénombrement des coliformes fécaux a montré (**Figure 2.21**) la présence des coliformes fécaux dès les premières heures de conservation avec une valeur supérieure à 10^2 UFC/g ($1,65 \cdot 10^5$ UFC/g) chez le P1. Les échantillons conservés dans la glace à 4°C et à l'air libre montrent une croissance qui augmente progressivement les premières heures de conservation jusqu'à la fin de l'expérience pour atteindre une valeur maximale de $4,73 \cdot 10^5$ UFC/g dans l'échantillon P4.

D'après les résultats obtenus (**Tableau 2.7 et Figure 2.21**), tous les échantillons sont jugés non conformes et dépassent largement les normes **JORA** (10^2 UFC/g).

Les résultats de dénombrement des coliformes fécaux sont représentés par le tableau précédent (**Tableau 2.7**) et illustrés dans la figure ci-dessous :

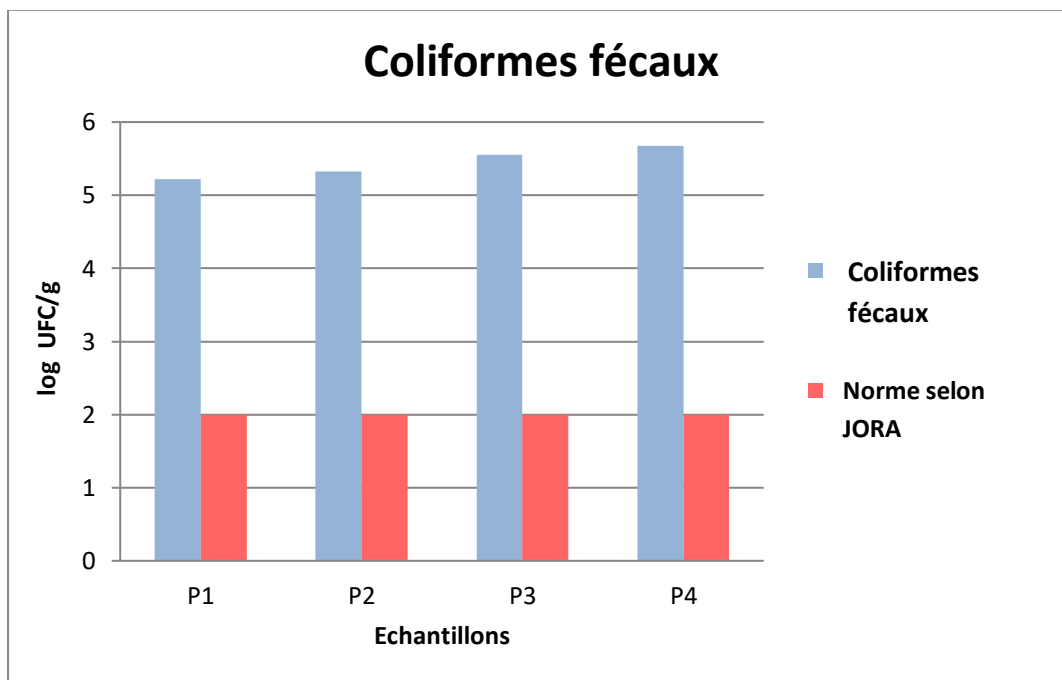


Figure 2.21: Concentrations de la chair de Tilapia en Coliformes fécaux comparées aux normes Algériennes.

Discussion :

La présence des coliformes fécaux peut indiquer la présence d'autres micro-organismes nocifs et pathogènes dans les prélèvements tels que *Salmonella sp.* (ABU HENA *et al.*, 2008). Cette constatation est en accord avec les résultats obtenus dans notre étude qui ont corroboré la corrélation entre la présence des coliformes fécaux et les salmonelles (*Salmonella spp.*).

Les Coliformes fécaux selon les normes **JORA** (2017) ne peuvent dépasser 100 UFC/g de chair selon l'arrêté du 2 Juillet 2017. Nos échantillons dépassent largement cette limite, et sont donc impropres à la consommation. En effet, la croissance de ces bactéries sur nos échantillons est importante. On suppose que la charge initiale du lot retenu pour l'expérimentation était importante due aux conditions de l'environnement dans lequel les tilapias se trouvaient au début. Éventuellement, les conditions de conservation du produit peuvent être partiellement cause de contamination.

Caractéristiques macroscopiques :

Les coliformes fécaux obtenues ont étéensemencés sur de la gélose Tergitol TTC et la gélose Désoxycholate lactose.

- Milieu Tergitol TTC : Les colonies caractéristiques des coliformes fécaux sont jaunes-oranges. (**Figure 2.22**)

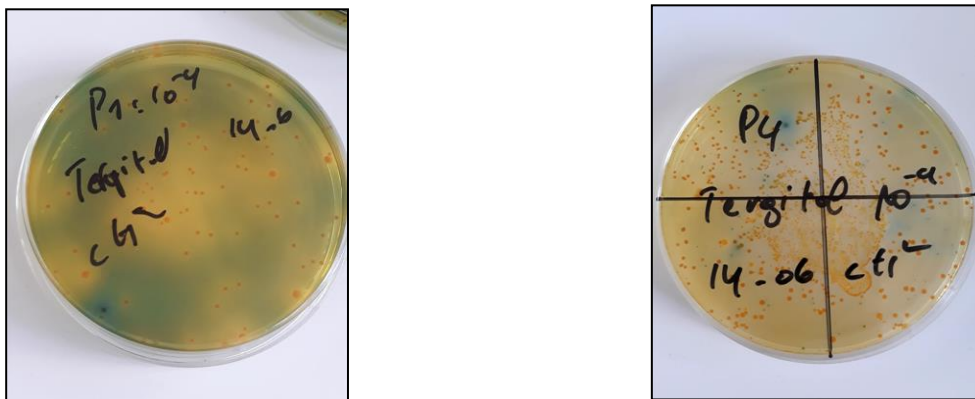


Figure 2.22: Aspect des boîtesensemencées sur gélose Tergitol TTC et obtention des colonies caractéristiques des coliformes fécaux.

- Milieu Désoxycholate lactose : Les colonies caractéristiques sont rouges brique d'un diamètre de 0,5 mm (**Figure 2.23**).



Figure 2.23 : Aspect des boîtesensemencées sur gélose Désoxycholate et obtention des colonies caractéristiques des coliformes fécaux.

3.3 Staphylocoques à coagulase + :

Les résultats de dénombrement des Staphylocoques à coagulase + sont représentés par le Tableau 2.8 et illustrés dans la figure ci-dessous :

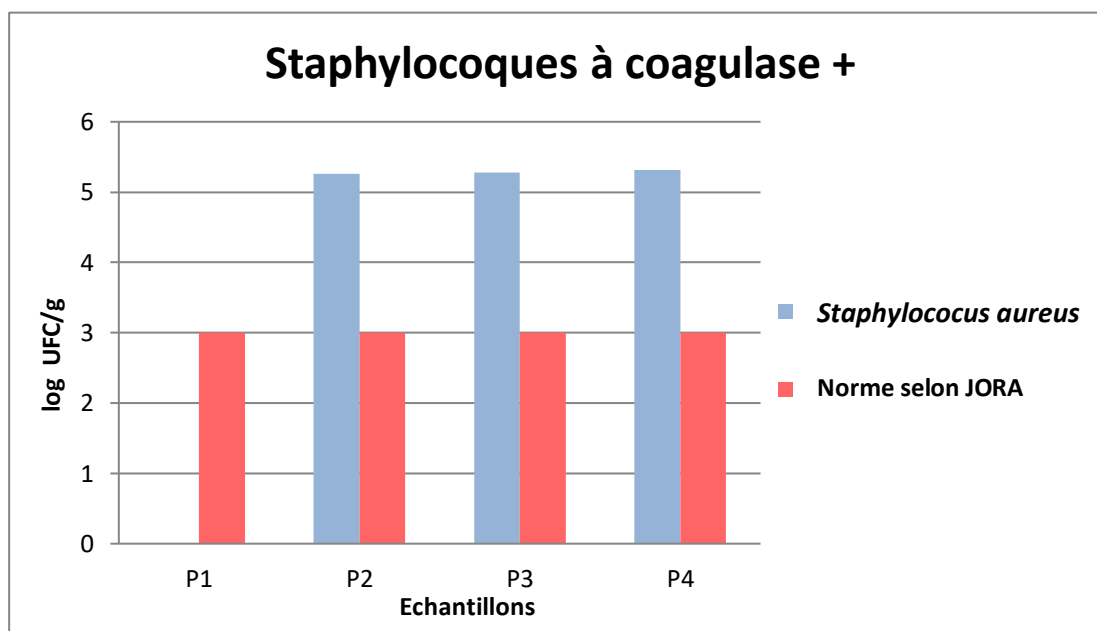


Figure 2.24 : Concentrations des Staphylocoques à coagulase+ (*Staphylococcus aureus*) comparées aux normes Algériennes.

Le dénombrement du *Staphylococcus aureus* a montré l'absence d'une charge microbienne au début de l'expérimentation.

Pour le P2 et P3, la charge bactérienne est de l'ordre de $1,83 \times 10^3$ UFC/g à $1,88 \times 10^3$ UFC/g. On note que de 17h à 24h la croissance se stabilise jusqu'à la fin de l'expérimentation (48h) où elle atteint $2,05 \times 10^3$ UFC/g.

Il convient de signaler que *Staphylococcus aureus* est généralement inhibée en présence d'une flore compétitive importante. Pour cette raison, la recherche du *S. aureus* ne revêt de signification que dans le cas des produits de la pêche qui ont reçu un traitement bactéricide, voire un traitement thermique en cours de fabrication (HUSS, 1998).

Ces germes sont considérés comme étant des « germes tests » pour l'appréciation de la qualité hygiénique des denrées alimentaires.

Selon CHANTAL RUF (1976), l'étude microscopique réalisée après la coloration de Gram, a permis de constater que les souches se présentaient sous forme de Cocci de 0,1 à 1 μm de diamètre. Elles apparaissent isolées ou en amas avec un aspect caractéristique d'une grappe de raisin. Ce sont des germes à Gram+.

➤ Nous avons réalisé des tests nécessaires pour confirmer ou non la présence du *Staphylococcus aureus* dans les échantillons ; les résultats de ces tests sont présentés ci-dessous :

- Test catalase : Les échantillons P2, P3, P4 ont tous présentés un test catalase positif (Figure 2.25).



Figure 2.25 : Test de catalase révélé positif indiquant la présence de *S. aureus*.

- Test de coagulase : Il a confirmé la présence du *S.aureus* dans les échantillons (P2, P3 et P4) comme présenté dans la Figure 2.26



Figure 2.26: Test de coagulase révélé positif indiquant la présence de *S. aureus*

Discussion :

Tous les staphylocoques présents dans les aliments ne sont pas enterotoxinogènes. Ce n'est que depuis peu que l'on admet le rôle de ces derniers comme germes indicateurs de contamination humaine, animale ou originelle dans les aliments, crus en particulier. Cette notion permet donc d'accepter des staphylocoques en petit nombre dans les aliments. Ces germes sont naturellement présents sur la peau et les muqueuses des humains et des animaux avec des charges qui peuvent largement dépasser $10^5/\text{cm}^2$. Dans les aliments, le risque devient grand quand leur nombre dépasse cette valeur. D'après les résultats obtenus, les trois derniers échantillons (P2, P3 et P4) pourraient présenter un danger d'ordre sanitaire.

3.4 Salmonelles :

Les résultats de recherche des Salmonelles dans les échantillons sont présentés par le **Tableau 2.7** et illustrés dans la figure ci-dessous :

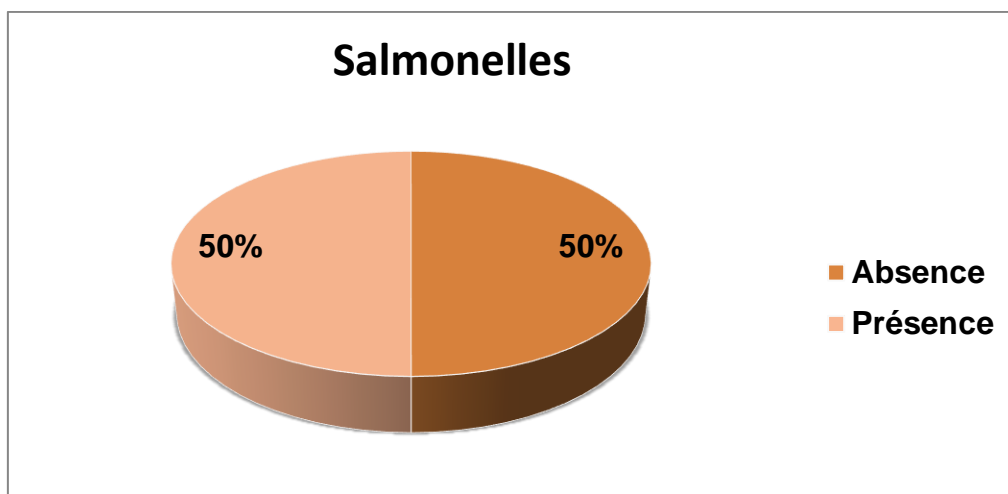


Figure 2.27 : Taux de Salmonelles dans les échantillons analysés.

Les salmonelles ont été totalement absentes dans les deux premiers échantillons (P1 et P2) du Tilapia analysé, ils sont donc conformes aux normes **JORA (2017)**

En ce qui concerne le P3 et le P4, après plusieurs repiquages des colonies suspectées sur la gélose SS, nous avons constaté l'apparition des colonies incolores avec un centre noir (**Figure 2.28**). L'identification et la confirmation de présence des salmonelles a été réalisée par la galerie API 20, la coloration de Gram, le test de la catalase et le test d'oxydase. Nous avons détecté la présence des salmonelles du genre *Salmonella arizona choleraesuis* au niveau des échantillons P3 et P4 (**Figure 2.34 et 2.35**) Donc, ces deux derniers échantillons sont considérés non conformes aux normes **JORA (2017)**.

Les salmonelles sont potentiellement pathogènes. Ce sont des hôtes du tube digestif des animaux et de l'homme. Par ses mains, ses expectorations, ses vêtements souillés, l'homme malade ou porteur sain ou infecté peut être également une cause de contamination.

Caractéristiques macroscopiques :

Après enrichissement et ensemencement sur gélose SS, des colonies transparentes avec centre noir sont apparues comme présenté sur la **Figure 2.28** (La coloration noir est due à la formation de H₂S).



Figure 2.28: Isolement sur milieu SS des colonies suspectes de Salmonelle et leur aspect après 24 h d'incubation.

Caractéristiques microscopiques :

Nous avons procédé à l'identification des espèces en utilisant les tests biochimiques ; catalase, oxydase, coloration de Gram et la Galerie API 20,

Tests Catalase et Oxydase :

Les Salmonelles possèdent une oxydase négative (**Figure 2.29 A**), catalase positive (**Figure 2.29-B**), et gram négatif (**Figure 2.30**) (PETRANSXIENE et LAPIED, 1981).

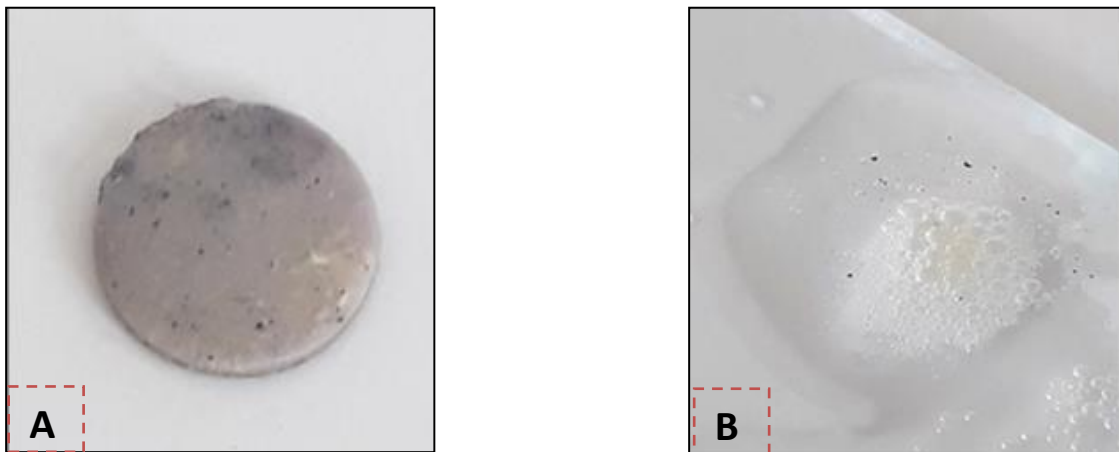


Figure 2.29 : Identification biochimique des Salmonelles : oxydase négative (A) ; catalase positive (B)

Coloration de Gram :

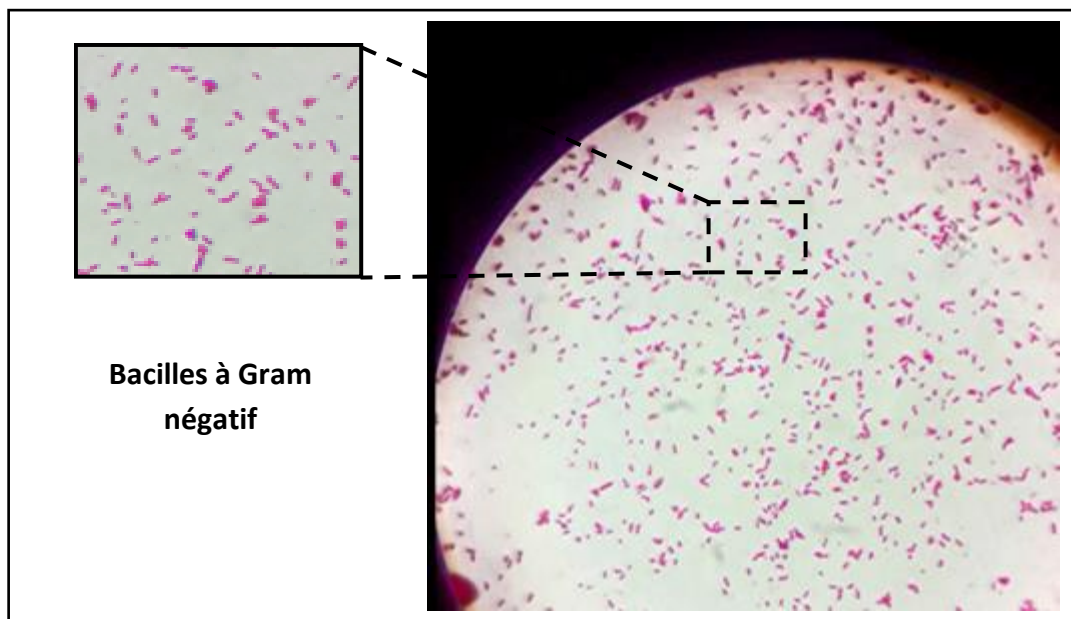
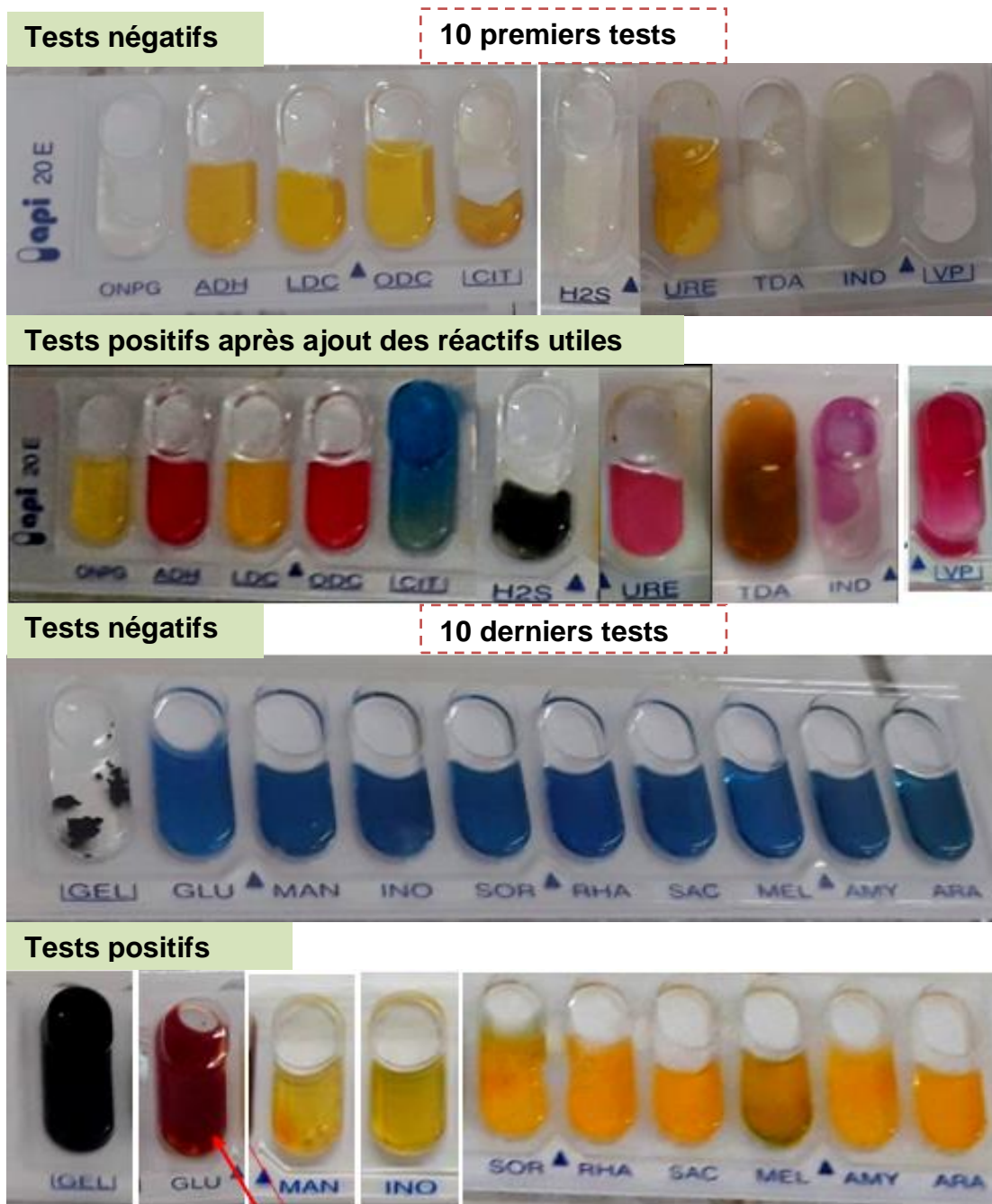


Figure 2.30 : Observation microscopique d'une souche isolée issue de gélose SS avec un grossissement $\times 100$

Identification biochimique par la Galerie API 20 :

Nous avons détecté la présence des Salmonelles du genre *Salmonella choleraesuis* ssp *arizona* au niveau des échantillons P3 et P4 (Figure 2.34 et 2.35) respectivement.

Aspect des résultats négatifs et positifs :



Après ajout des réactifs Nit1 et Nit2

Figure 2.31 : Aspect des résultats positifs et négatifs sur Galerie API 20E

❖ Identification des entérobactéries par une approche probabiliste utilisant un logiciel informatique :

P1 : Absence du *Salmonella sp*, espèce identifié est « *Enterobacter cloacae* » (avec une probabilité de 0,94)

API 20E+ (version 4.1)																		résultats		Proba	typicité	Incompa	Test sur proba	Test sur typicité	BUG : pb si dans le classement deux valeurs son											
1		Enterobacter cloacae																0,942	-0,46	0	Excellente Id	mauvaise typicité														
2		Enterobacter amnigenus 2																0,027	-0,75	0	mauvaise identifca	mauvaise typicité														
3		Enterobacter sakazakii																0,016	-0,76	0	mauvaise identifca	mauvaise typicité														
4		Citrobacter braakii																0,005	-0,79	0	mauvaise identifca	mauvaise typicité														
5		Enterobacter amnigenus 1																0,004	-0,85	0	mauvaise identifca	mauvaise typicité														
API 20 E 4.1 02/2006		ONPG	ADH	LDC	ODC	CIT	H2S	URE	TDA	IND	VP	GEL	GLU	MAN	IND	SOR	RHA	SAC	MEL	AMY	ARA	OX	MD2	M2	MOB	M=C	OF10	OF11	classement	P(taxon (profil))	P(taxon (profil))	P(plus typique)	T			
profil		+	+	-	+	+	-	-	-	-	-	+	-	+	-	+	+	+	+	+	+	+	-	?	+	?	?	?					1,00E-06			
Buttiauxella agrestis		100	0	0	85	25	0	0	0	0	0	0	100	100	0	1	39	0	32	39	100	0	100	0	100	100	100	100	17	####	0,0%	####	-1,41	2		
Cedecea daviseae		99	89	0	99	75	0	0	0	0	89	0	100	100	10	0	0	100	0	100	0	100	1	0	99	0	87	100	100	100	32	####	0,0%	####	-1,82	3
Cedecea lapagei		99	99	0	0	75	0	0	0	0	90	0	100	99	0	0	0	0	0	100	1	0	99	0	87	100	100	100	46	####	0,0%	####	-2,49	4		
Citrobacter braakii		50	45	0	99	75	81	1	0	4	0	0	100	100	1	100	100	1	31	39	99	0	100	0	95	100	100	100	4	####	0,0%	####	-0,79	0		
Citrobacter freundii		90	24	0	0	75	75	1	0	1	0	0	100	99	25	39	99	99	82	40	99	0	98	0	95	100	100	100	7	####	0,2%	####	-0,86	1		
Citrobacter koseri/amaloni		99	75	0	100	97	0	1	0	99	0	0	100	100	25	39	99	99	98	99	0	100	0	95	100	100	100	16	####	0,0%	####	-1,33	0			
Citrobacter Koseri/amoni		99	2	0	100	99	0	1	0	99	0	0	100	100	1	39	99	99	80	99	99	0	100	0	95	100	100	100	8	####	0,1%	####	-1,03	0		

Figure 2.32 : identification de l'espèce « *Enterobacter cloacae* » isolé du P1 par la galerie API 20

P2 : Absence du *Salmonella sp*, espèce identifié est « *Stenotrophomonas maltophilia* » (avec une probabilité de 0,86)

API 20E+ (version 4.1)																		résultats		Proba	typicité	Incompa	Test sur proba	Test sur typicité	BUG : pb si dans le classement deux valeurs son											
1		Stenotrophomonas maltophilia																0,864	-1,32	1	Excellente Id	mauvaise typicité														
2		Burkholderia cepacia																0,099	-1,36	1	mauvaise identifca	mauvaise typicité														
3		Pseudomonas aeruginosa																0,026	-1,53	2	mauvaise identifca	mauvaise typicité														
4		Shewanella putrefaciens group																0,006	-1,73	2	mauvaise identifca	mauvaise typicité														
5		Pseudomonas fluorescens/putida																0,004	-1,71	2	mauvaise identifca	mauvaise typicité														
API 20 E 4.1 02/2006		ONPG	ADH	LDC	ODC	CIT	H2S	URE	TDA	IND	VP	GEL	GLU	MAN	IND	SOR	RHA	SAC	MEL	AMY	ARA	OX	MD2	M2	MOB	M=C	OF10	OF11	classement	P(taxon (profil))	P(taxon (profil))	P(plus typique)	T			
profil		-	+	+	+	+	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	?	?	+	?	?					1,00E-06			
Buttiauxella agrestis		100	0	0	85	25	0	0	0	0	0	0	100	100	0	1	39	0	32	39	100	0	100	0	100	100	100	100	162	####	0,0%	####	-3,92	7		
Cedecea daviseae		99	89	0	99	75	0	0	0	0	89	0	100	100	10	0	0	100	0	100	0	100	1	0	99	0	87	100	100	100	130	####	0,0%	####	-3,15	6
Cedecea lapagei		99	99	0	0	75	0	0	0	0	90	0	100	99	0	0	0	0	0	100	1	0	99	0	87	100	100	100	129	####	0,0%	####	-3,16	5		
Citrobacter braakii		50	45	0	99	75	81	1	0	4	0	0	100	100	1	100	100	1	31	39	99	0	100	0	95	100	100	100	153	####	0,0%	####	-3,62	6		
Citrobacter freundii		90	24	0	0	75	75	1	0	1	0	0	100	99	25	39	99	99	82	40	99	0	98	0	95	100	100	100	169	####	0,0%	####	-4,09	4		
Citrobacter koseri/amaloni		99	75	0	100	97	0	1	0	99	0	0	100	100	25	39	99	99	98	99	0	100	0	95	100	100	100	163	####	0,0%	####	-3,94	4			

Figure 2.33 : identification de l'espèce « *Stenotrophomonas maltophilia* » isolé du P2 par la galerie API 20

P3 : Présence du Salmonelles, l'espèce « *Salmonella choleraesuis ssp arizona* » a été identifiée avec un pourcentage de 94% (excellente identification)

API 20E+ (version 4.1)																résultats		Proba	typicité	Incompa	Test sur proba	Test sur typicité	BUG : pb si dans le classement deux valeurs son											
1	<i>Salmonella choleraesuis ssp arizonae</i>															0,991	-1,33	0	Excellente Id	mauvaise typicité														
2	<i>Citrobacter braakii</i>															0,003	-1,68	1	mauvaise identifca	mauvaise typicité														
3	<i>Salmonella spp</i>															0,002	-1,66	0	mauvaise identifca	mauvaise typicité														
4	<i>Citrobacter freundii</i>															0,002	-1,71	2	mauvaise identifca	mauvaise typicité														
5	<i>Enterobacter cloacae</i>															0,001	-1,79	1	mauvaise identifca	mauvaise typicité														
API 20 E 4.1 02/2006																																		
profil		ONPG	ADH	LDL	ODC	CIT	H2S	URE	TDA	IND	VP	GEL	GLU	MAN	IND	SDR	RHA	SAC	MEL	AMP	ARA	OX	NO2	NZ	MOB	MCC	OF10	OFF	classement	P (taux profil)	P (taux profil)	P (plus typique)	T	
profil		+	+	+	+	+	-	-	-	-	-	+	+	-	+	+	+	+	?	+	-	?	?	+	?	?	?						1,00E-06	
<i>Burkholderia agrestis</i>		100	0	0	95	75	0	0	0	0	0	100	100	100	0	1	99	0	92	99	100	0	100	0	100	100	100	100	29	####	0,0%	####	-2,74	4
<i>Cedrecea divisa</i>		99	99	0	99	75	0	0	0	0	99	0	100	100	10	0	100	0	100	1	0	99	0	87	100	100	100	40	####	0,0%	####	-3,15	5	
<i>Cedrecea lapagei</i>		99	99	0	0	75	0	0	0	99	0	100	99	0	0	0	0	0	100	1	0	99	0	87	100	100	100	57	####	0,0%	####	-3,82	6	
<i>Citrobacter braakii</i>		90	45	0	99	75	83	1	0	4	0	0	100	100	1	100	100	1	91	99	99	0	90	0	95	100	100	100	2	####	0,0%	####	-1,68	1
<i>Citrobacter freundii</i>		90	24	0	0	75	75	1	0	1	0	0	100	99	25	99	99	99	82	40	99	0	98	0	95	100	100	100	4	####	0,0%	####	-1,71	2
<i>Citrobacter koseri/amaloni</i>		99	75	0	100	97	0	1	0	99	0	0	100	100	25	99	99	1	1	98	99	0	100	0	95	100	100	100	27	####	0,0%	####	-2,66	2
<i>Citrobacter koseri/farmaci</i>		99	2	0	100	95	0	1	0	99	0	0	100	100	1	99	99	99	80	99	99	0	100	0	95	100	100	100	14	####	0,0%	####	-2,36	7

Figure 2.34 : identification de l'espèce « *Salmonella choleraesuis ssp arizona* » isolé du P3 par la galerie API 20

P4 : Présence de Salmonelles, l'espèce « *Salmonella spp* » a été identifiée avec un pourcentage de 100% (excellente identification)

API 20E+ (version 4.1)																résultats		Proba	typicité	Incompa	Test sur proba	Test sur typicité	BUG : pb si dans le classement deux valeurs son											
1	<i>Salmonella spp</i>															1,000	-1,83	1	Excellente Id	mauvaise typicité														
2	<i>Salmonella choleraesuis ssp arizonae</i>															0,000	-2,61	3	mauvaise identifca	mauvaise typicité														
3	<i>Serratia marcescens</i>															0,000	-2,62	2	mauvaise identifca	mauvaise typicité														
4	<i>Serratia liquefaciens</i>															0,000	-2,72	1	mauvaise identifca	mauvaise typicité														
5	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>															0,000	-2,85	5	mauvaise identifca	mauvaise typicité														
API 20 E 4.1 02/2006																																		
profil		ONPG	ADH	LDL	ODC	CIT	H2S	URE	TDA	IND	VP	GEL	GLU	MAN	IND	SDR	RHA	SAC	MEL	AMP	ARA	OX	NO2	NZ	MOB	MCC	OF10	OFF	classement	P (taux profil)	P (taux profil)	P (plus typique)	T	
profil		-	+	+	+	+	+	+	-	-	-	+	+	+	+	-	-	-	+	-	+	-	?	?	+	?	?						1,00E-06	
<i>Burkholderia agrestis</i>		100	0	0	95	75	0	0	0	0	0	0	100	100	0	1	99	0	92	99	100	0	100	0	100	100	100	100	46	####	0,0%	####	-3,74	7
<i>Cedrecea divisa</i>		99	99	0	99	75	0	0	0	0	99	0	100	100	10	0	100	0	100	1	0	99	0	87	100	100	100	57	####	0,0%	####	-3,97	7	
<i>Cedrecea lapagei</i>		99	99	0	0	75	0	0	0	99	0	100	99	0	0	0	0	0	100	1	0	99	0	87	100	100	100	78	####	0,0%	####	-4,16	7	
<i>Citrobacter braakii</i>		90	45	0	99	75	83	1	0	4	0	0	100	100	1	100	100	1	91	99	99	0	100	0	95	100	100	100	10	####	0,0%	####	-3,01	4
<i>Citrobacter freundii</i>		90	24	0	0	75	75	1	0	1	0	0	100	99	25	99	99	99	82	40	99	0	98	0	95	100	100	100	23	####	0,0%	####	-3,32	3
<i>Citrobacter koseri/farmaci</i>		99	75	0	100	97	0	1	0	99	0	0	100	100	25	99	99	1	1	98	99	0	100	0	95	100	100	100	71	####	0,0%	####	-4,02	3

Figure 2.35: identification de l'espèce « *Salmonella spp* » isolé du P4 par la galerie API 20

Discussion :

L'association française de normalisation définit un échantillon sain par absence de salmonelles dans 25 g d'aliment et selon l'arrêté du 2 Juillet 2017 qui impose l'absence de tout germe pathogène et de ses toxines. Nos échantillons montrent la présence de différents germes. Pour leur identification, il a fallu passer par une série des tests biochimiques qui ont confirmé la présence ou non des Salmonelles dans les échantillons analysés.

Les salmonelles (responsables de diarrhées) peuvent se retrouver sur des poissons très frais. Dans la majorité des cas, un défaut dans la chaîne du froid est à l'origine de leur présence. D'autres contaminations peuvent se produire ; entre autres, les pollutions organiques des côtes ont un retentissement sur la faune aquatique. Heureusement, en cas de catastrophe maritime, des contrôles stricts sont effectués et garantissent l'innocuité des poissons et coquillages (SOUSA, 2018).

La mode apparue de consommer le poisson cru, même si elle permet de varier les goûts, mais n'est pas sans danger ; car, la cuisson permet d'éliminer les germes nocifs. Les risques d'ingérer une bactérie sont donc multipliés. Ces germes provoquent des douleurs gastriques, éventuellement des nausées, des vomissements ou des diarrhées (SOUSA, 2018).

Discussion générale :

L'étude a montré la présence de Coliformes fécaux, de Staphylocoques et la *Salmonelle spp.* Ces bactéries sont des pathogènes souvent associés à des altérations qui se produisent après la pêche (WOGU *et al.*, 2010). Cette constatation est en accord avec les résultats de GRAM et HUSS (2001), qui ont rapporté que ces micro-organismes sont les causes majeures de l'altération microbienne des produits halieutiques.

De nombreux facteurs contribuent à l'altération microbienne :

- Variété de poisson, pH de la chair, richesse en graisse.
- Habitat du poisson, type et étendue de la contamination bactérienne.
- Conditions de pêche et de stockage : conditionnement en milieu aérobie et anaérobie pouvant entraîner un écrasement des tissus, présence ou non d'un étêtage et éviscération, température de stockage, etc.

L'implantation de germes sur le poisson est responsable du mauvais goût, des mauvaises odeurs, de la coloration / décoloration, de la dégradation et de la putréfaction du produit. L'altération aboutit souvent à la formation d'amines et d'ammoniaque. Il y a également la formation de H₂S, de méthyl mercaptan et d'autres composés nauséabonds, ainsi que des amines toxiques comme l'histamine formée à partir d'histidine.

Recommandations :

Il s'agit des points clefs à maîtriser en matière d'hygiène et de la sécurité alimentaire, permettant de respecter ces grands principes. Ils sont tous d'importance égale. Notons qu'en améliorant la sécurité microbiologique des aliments, le professionnel contribue à améliorer la qualité commerciale de ces produits (aspect, régularité, durée de vie).

1. Hygiène des manipulateurs :

Limiter l'apport des germes provenant des manipulateurs (hygiène corporelle, tenue, mains, comportement...).

Il s'agit d'assurer une parfaite hygiène corporelle du personnel.

- Former les manipulateurs à l'hygiène. Cette formation peut consister en une information et une sensibilisation interne dispensée par un responsable lui-même formée
- Mettre à disposition dans l'entreprise d'un vestiaire (placard ou local),
- Désinfecter et protéger les blessures :
- Assurer un lavage fréquent des mains avant et pendant le travail ; Après toute opération souillante (ex : éviscération...)

2. Nettoyage et désinfection :

- Limiter la contamination indirecte par les matériels ou les locaux en assurant un nettoyage et une désinfection efficaces

-Éviter que l'environnement de travail ne soit une source de contamination indirecte (toilettes, fenêtres, tuyauteries, zone à l'aplomb des postes de travail, poubelles...).

iii. Conclusions générales

Notre travail a pour objectif de suivre la qualité organoleptique et déterminer les paramètres microbiologiques responsables de la détérioration de la chair du poisson Tilapia dès les premiers stades d'altérations. Elle apporte des informations importantes sur les changements post-mortem du type sensoriel, physico-chimique et microbiologique, intervenant lors de la conservation du tilapia (*Oreochromis sp*) en fonction de la durée et de la température.

Dans le cadre de cette étude, les analyses microbiologiques réalisées concernent les indicateurs d'altération (FMAT), de la pollution fécale (coliformes fécaux), les staphylocoques et les salmonelles. Les résultats obtenus nous ont renseignés sur l'état hygiénique des échantillons. Des germes pathogènes ont été retrouvés dans nos échantillons, démontrant un défaut d'hygiène ; soit, au long de la période d'élevage, accidentellement ou intentionnellement. Il est probable aussi que les résultats reflètent une altération durant la période de la conservation des Tilapia dans la glace et à l'air libre pendant 48h.

Les résultats obtenus montrent que la qualité sensorielle des poissons Tilapia ne cesse de se dégrader en fonction du temps de conservation. Les valeurs de pH *post-mortem* montrent également une diminution successive ; conduisant à l'accumulation d'acide lactique dans les muscles. La contamination des Tilapias qui dépassent les 24h est très élevée. Ceci a entraîné une évolution rapide de la flore bactérienne. Ils sont les plus contaminée par la FMAT, CF et les germes pathogènes : *Salmonella spp*, *Salmonella choleraesuis ssp arizona* , *Staphylococcus aureus*, leur qualité est alors considérée insatisfaisante.

En conclusion, Le poisson est un système dynamique dans lequel les changements sont apparents au niveau des variations du pH, de la microflore ainsi que dans sa qualité organoleptique au cours des premiers jours post-mortem. La croissance et le métabolisme des microorganismes sont les éléments impliqués dans la manifestation de l'altération sensorielle du produit le rendant peu convenable pour la consommation humaine.

Le consommateur doit être sensibilisé sur l'importance du respect de la chaîne du froid pour cette denrée alimentaire fragile et doit impérativement respecter les DLC (Dates Limites de Consommation) afin de prévenir quelque intoxication alimentaire.

Ce travail n'est qu'une synthèse de ce qui a pu être observé et des multiples essais que nous avons réalisés sur des échantillons de Tilapia durant une période relativement réduite.

Comme perspectives et afin de compléter cette étude, nous proposons de :

- Faire une étude pour une période plus longue que la nôtre et suivre l'évolution des différents paramètres étudiés.
- Utiliser d'autres espèces d'eau douce et comparer à ceux obtenus pour le Tilapia.
- Adopter d'autres tests d'évaluation de la qualité de fraîcheur des poissons d'eau douce comme les tests biochimiques.

Références

Bibliographiques

A

Ababouch L.H. et al., (1996). Changements de qualité des sardines (*Sardina pilchardus*) stockées dans la glace et à température ambiante. Microbiologie alimentaire. Volume 13, Numéro 2, Avril 1996, p.p. 123-132.

Abuhena M.Y. et al., (2008). Prevalence Of Microbial Load in shrimp, *Penaeus monodon* and prawn, *Macrobrachium rosenbergii* from Bangladesh. World J. Agric. Sci., 4(S), p.p.852-855.

Al Dilaimi A., (2009). Détermination de la ration lipidique alimentaire optimale chez les alevins du tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus*). Mémoire de magister. Halieutique. Oran : Université d'Oran : 8 p.

ANSES, (2011a). Agence Nationale de sécurité sanitaire alimentation, environnement, travail. *Staphylococcus aureus* et entérotoxines staphylococciques. [En ligne]. [Consulté le 22/07/2021] disponible sur le web : (<https://www.anses.fr/fr/system/files/MIC2011sa0117Fi.pdf>)

ANSES, (2011b). Agence Nationale de sécurité sanitaire alimentation, environnement, travail. Fiche de description de danger biologique transmissible par les aliments : *Salmonella spp* [En ligne]. [Consulté le 22/07/2021] disponible sur le web : (<https://www.anses.fr/fr/system/files/BIORISK2016SA0080Fi.pdf>)

B

Balarin J.D., Haller R.D., (1982). The intensive culture of tilapia in tanks, raceways and cages. In: J.F. Muir and Roberts R.J. (Eds), Recent Advances in Aquaculture, vol. 1. London. Croom Helm. p.p. 146-150

Beraud J., (2004). Le technicien d'analyses biologiques. Guide théorique et pratique. Paris : Lavoisier. P 40

Bourgeois C.M., Leveau J-Y (1980). Techniques d'analyse et de contrôle dans les industries agro-alimentaires. Paris, Edition. Lavoisier : Tec & Doc. p.p.12-21.

Bourgeois C.M., Mesle J.F., Zucca J., (1996). Microbiologie Alimentaire. Aspect microbiologique de la sécurité et de la qualité des aliments. Paris. P.p. 148-166

C

Cahu C., Zambonino I.J.L., Takeuchi T., (2003). Nutritional components affecting skeletal development in fish larvae. Aquaculture, 227 : p.p.245-258.

Chantal Ruf., (1976). Variation de l'activité bactéricide en fonction du pH et de l'anaérobiose : Application à la Gentamicine et à la Sossomicine sur *Staphylococcus aureus*, thèse de doctorat, Biochimie. Paris : V – Descartes.. p.p.72-84

Chervinski J., (1982). Environmental physiology of *Tilapia*. In: The biology and culture of Tilapia, ICLARM Conf. Proceed., 7, p.p.119-128.

Chiba A. et al., (1991). Quality evaluation of fish meat by "phosphorus-nuclear magnetic resonance. J. Food Sci. 56: p.p.660–664.

D

Delarras C., (2007). Microbiologie pratique pour le laboratoire d'analyses ou de contrôle sanitaire. Paris. Edition. Lavoisier: Tec & Doc.: p 463.

Denzer H.W., (1967). Studies on the physiology of young Tilapia. FAO Fish. Rep., 44 (4), p.p. 358-66.

Drouin P., (1994). La prophylaxie sanitaire des infections Salmonelliques des volailles en France in « les infections Salmonelliques aviaires ». France, Doc. CNEVALCRAP de ploufragan, p.p. 24-29.

Dumay J., (2006). Extraction des lipides en voie aqueuse par bioréacteur enzymatique combine à l'ultrafiltration : Application a la valorisation de co-produits de poisson (Sardina pilchardus). Thèse de doctorat. Biochimie. France : Université de Nantes. p 305.

E

El-Sayed A-F.M., (2006). Tilapia Culture, UK. CABI Publishing, CAB International, Wallingford, Oxfordshire, p 277.

EU, (1996). Règlement (CE) n° 2406/96 du Conseil du 26 novembre 1996 fixant des normes communes de commercialisation pour certains produits de la pêche.

F

FAO, (2002). The state of food and agriculture 2002.

FAO, (2006). L'état de l'insécurité alimentaire dans le monde. Rome, Italie : Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture.

FAO, (2009). Oreochromis niloticus. In Cultured aquatic species fact sheets. Text by Rakocy, J. E. Edited and compiled by Valerio Crespi and Michael New.

Freyer G., Iles T., (1972). The cichlid fishes of the great lakes of Africa. Edinburgh, Oliver and Boyd, p 641.

G

Ghafir Y., Daube G., (2007). Le point sur les méthodes de surveillance de la contamination microbienne des denrées alimentaires d'origine animale. In Annales de Médecine Vétérinaire 151: p.p. 79-100.

Giorgetta J., (2020). Staphylocoque doré : symptômes, contagion, comment s'en débarrasser ? Le Journal Des Femmes : Santé. CCM Benchmark. [En ligne]. [Consulté le 14/08/2021]. Disponible sur le web : (<https://sante.journaldesfemmes.fr/fiches-maladies/2649563-staphylocoque-dore-peau-transmission-symptomes-est-ce-contagieux-comment-s-en-debarrasser-traitements/>)

Gram L., Huss H.H., (1996). Microbiological spoilage of fish and fish products. International Journal of Food Microbiology, 33: p.p. 121-137.

Gram L., (1989). Identification, characterization and inhibition of bacteria isolated from tropical fish. PhD thesis. Royal Veterinary and Agricultural. Denmark. University of Denmark. p109

Gram L., Huss H.H., (2001). Microbiological spoilage of fish and fish products. Denmark. International Journal of Food Microbiology, p.p. 96-121.

Gram L., Oundo J.O., Bon J., (2000). Shelf life of fish depends on storage temperature and initial bacteria load. Denmark. Trop. Sci., 25, p.p. 28-30.

Gret, (1993). Conserver et transformer le poisson : guide technique et méthodologique. Paris GRET. p 286.

Günther Albert C.L.G., (1889). On some fishes from Kilima-Njaro District. London. Proceedings of the Zoological Society of London, B 1889(1): p 70-72.

H

Haard N., (2002). The role of enzymes in determining seafood color, flavor and texture. In: Safety and quality issues in fish processing H.A. Bremner. Cambridge, UK, Woodhead Publishing in Food Science and Technology: p.p. 221-254.

Haard N.F., (1992). Biochemistry and chemistry color changes in seafoods. In: Advances in Seafood Biochemistry. Eds. Flick, G.J. & Martin, R.E. Technomic Publishing Co. Lancaster, p.p. 305-360.

Haard N.F., (1992). Control of chemical composition and food quality attributes of cultured

Haard N.F., (2002). The role of enzymes in determining seafood color, flavor and texture. In: Safety and quality issues in fish processing H.A. Bremner. Cambridge, UK, Woodhead Publishing in Food Science and Technology: p.p. 221-254.

Hastings W.H., (1973). Expériences relatives à la préparation d'aliments des poissons et à leur alimentation. FAO Pub. p 24.

Hocine N., (2017). Evaluation de la qualité organoleptique, hygiénique et nutritionnelle du tilapia du Nil *Oreochromis niloticus* (L., 1758) mémoire. Spécialité: Hydrobiologie. Algérie. Faculté : Sciences de la Nature et de la Vie et des Sciences de la Terre Département: Science Biologique. P.p. 54-58

Huet M., (1970). Traité de pisciculture. Bruxelles. Ed. Ch. de Wyngaert, p 718.

Huss H.H., (1995). Qualité et son évolution dans le poisson frais. Laboratoire de technologie Ministères de l'agriculture et des pêches Danemark. In : F.A.O. Document Technique sur les Pêches -FAO. L'Organisation des Nations Unies pour L'Alimentation et L'Agriculture. P 348

Huss H.H., (1998). Assurance de qualité des produits de la mer. FAO Document technique sur les pêches. N°334, Rome, FAO.1995. p 186.

Huss H.H., (1999). Qualité et son évolution dans le poisson frais. Laboratoire de technologie Ministères de l'agriculture et des pêches Danemark. In F.A.O. Document Technique sur les Pêches-348 FAO. L'Organisation des Nations Unies pour L'Alimentation et L'Agriculture : 17, p.p. 213-334.

Huss H.H., Gram L., Trolle G., (1987). Détection de bactéries d'altération spécifiques du poisson stocké à des températures basses (0 °C) et élevées (20 °C). Food Microbiol. 4: p.p. 65-72.

Huss HH, (1988). Le poisson frais : qualité et altérations de la qualité. Manuel de formation préparé pour le Programme FAO/DANIDA sur la technologie du poisson et le contrôle de qualité. Collection FAO, Pêches n°29, p 138.

Huss, H.H. (1995). Quality and changes in fresh fish. FAO Fisheries Technical Paper of the Sub-Committee on Fish Trade. Bremen, Germany. (Trilingual).p.p. 198-348.

I

ICMSF, (1986). International Commission on Microbiological Specifications for Foods. ampling plans for fish and shellfish. Dans ICMSF, Microorganism in Foods 2, Sampling for microbiological analysis: Principles and specific applications Toronto, Canada. , 2 (2e éd.).

IFREMER, (1989). Les conserves des produits de la mer de Jean-Pierre NICOLLE et Camille KNOCKAERT. Collection « Valorisation des produits de la mer » p.p. 18-25.

J

- Jezek F., Buchova H., (2012).** Shelf-life of freeze-thawed fillets of common carp (*Cyprinus carpio*L.) and silver carp (*hypophthalmichthys molitrix*.) packed under air. *Acta argicultural Slovenica*, 3: p.p. 275–279.
- Joffin C., Joffin J-N., (2010).** Microbiologie alimentaire. Bordeaux : SCÉRÉN-CRDP Aquitaine. 2010. 6e édition. 1 vol. p 344
- Joffin C., Joffin J-N., (2010).** Microbiologie alimentaire. 6^{ème} édition. p 344.
- JORA, 2017.** JOURNAL OFFICIEL N°: 39-11 du 02 juillet 2017 .Arrêté interministériel relatif aux spécifications microbiologiques de certaines denrées alimentaires, p 18.
- Jorgensen L., Huss H., Dalgard P., (2000).** The effect of biogenic amine production by single bacteria cultures and metabolism on cold-smoked salmon. *Journal of Applied Microbiology*, 56: p.p. 920-934.
- Journal Officiel De La République Algérienne N°35, 27 MAI 1998.** Critères microbiologiques relatifs à certaines denrées alimentaires.

K

- Kirk, R.G., (1972).** A review of recent developments in *Tilapia* culture with special reference to fish farming in the heated effluents of power stations. *Aquaculture*, p.p. 45-60.
- Kodo J.L., (1990).** L'ionisation des produits de la pêche, Collection « Valorisation des produits de la mer ». France. Ifremer. p 171.

L

- Lazard J., (2009).** La pisciculture des tilapias. *Cahiers Agricultures*, 18: p.p. 174-182.
- Leduc F., (2011).** Evaluation de la qualité des poissons frais par des approches chimiques. Thèse de Doctorat. Biochimie. France : Université Lille 1. p 182.
- Lee J.C., (1979).** Reproduction and hybridization of three Cichlid fishes, *Tilapia aurea* (Steindachner), *T. hornorum*, Trewavas and *T. nilotica* (Linnaeus) in aquaria and in plastic pools. PhD. Dissertation, USA : Auburn University . p 84.
- Lefèvre F., Bugeon J., (2015).** Quelles exigences de qualités pour les poissons d'élevage et issus de la pêche ? *INRAE Productions Animales*, 28(2), p.p.119–124.
- Lévêque C., Paugy D., (1984).** Guide des poissons d'eau douce de la zone du programme de lutte contre l'onchocercose en Afrique de l'Ouest. ORSTOM-OMS, p 381.
- Lévêque C., Paugy D., (1999).** Les poissons des continentales africaines, Diversité écologie et utilisation par l'homme. Paris: L'IRD, 1999. P 425.

M

- Magid, A., Babiker M.M., (1975).** Oxygen consumption and respiratory behaviour in three Nile fishes. *Hydrobiologia*, 46, p.p. 59-67.
- Masette M., Kasiga T., (2005).** The effect of size and holding temperatures on rigor mortis phenomenon in Nile tilapia *Oreochromis niloticus*..
- Médale F., (2009).** Teneurs en lipides et composition en acides gras de la chair de poissons issus de la pêche et de l'élevage. *Cahiers de nutrition et de diététique*, 44 : p.p. 173-181.
- Médale F., (2010).** Pratiques d'élevage et qualité nutritionnelle des lipides des poissons. *Oléagineux, Corps Gras, Lipides*, 17(1): p.p. 47-51.

Medeiros A.P.T., Chellappa S., Yamamoto M.E., (2007). Agonistic and reproductive behaviors in males of red hybrid tilapia, *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) x *O. mossambicus* (Peters, 1852) (Osteichthyes: Cichlidae). Brazil. Brazil Journal of Biology 67(4): p.p.701-706.

Moralee R.D., Bank F.H., Waal B.C.W., (2000). Biochemical genetic markers to identify hybrids between the endemic *Oreochromis mossambicus* and the alien species *O. niloticus* (Pisces: Cichlidae). s.l.: Water S A, 2000. Vol. 26. P.p.378 - 438.

Moriarty D.J., Moriarty C.M., (1973). The assimilation of carbon from phytoplankton by two herbivorous fishes: *Tilapia nilotica* and *Haplochromis nigripinnis*. J.Zool., Lond., 171:p.p. 41-45.

Morzel M., Van de vis H., (2003). Effect of the slaughter method on the quality of raw and smoked eels (*Anguilla anguilla* L.), Blackwell Science Ltd 34:p.p. 1-11.

N

Nazir D.J., Magar N.G., (1963). Biochemical changes in fish muscle during rigor mortis. J. Food Sci., 28(1): p.p.1-7.

O

Oucif H., Ali-Mehidi S., Abi-Ayad S-M.E.A., (2012). Lipid oxidation and histamine production in Atlantic mackerel (*Scomber scombrus*) versus time and mode of conservation. Journal of Life Sciences, 6: p.p. 713-720.

Özogul Y. et al., (2005). Freshness assessment of European eel (*Anguilla anguilla*) by sensory, chemical and microbiological methods. Food Chemistry 92(4): p.p. 745-751.

P

Partmann W., (1965). Some experience concerning super chilling of fish. Bull. Int. Inst. Refrig. 1965b Annex (5): p.p.191-200.

Pawar S.S., Magar N.G., (1965). Biochemical changes in catfish, tilapia and fish during rigor mortis. J. Food Set. 30: p.p. 121-125.

Petransxiene D., Lapiede L., (1981). La qualité bactériologique du lait et des produits laitiers: Analyses et tests. Paris. 2me Ed. Tec et Doc. Lavoisier. p 41, 50, 51, 68,79

Popma T., Masser M., (1999). Tilapia: life history and biology. Southern Regional Aquacultural Center. P 283.

R

Rappaport A., Sarig S., Marek M., (1976). Results of tests of various aeration Systems on the oxygen regime in the Genosar experimental ponds and growth of fish there in 1975. Bamidgeh, 28, 3, p.p. 35-49.

Robb D. et al., (2000). Les méthodes commerciales d'abattage utilisées pour le saumon d'Atlantique: détermination du début de la mort cérébrale par électroencéphalographie. The veterinary record, 2000-09, n° 147, p.p. 298-303.

Robin J. et al., (2006). Off flavor characterization and origin in French trout farming. Aquaculture, p.p. 128-138.

S

Sainclivier M., (1985). L'industrie alimentaire halieutique. Deuxième volume: des techniques ancestrales à leurs réalisations contemporaines. Bulletin Scientifique et Technique, Rennes : Ecole Nationale Supérieure Agronomique, p 411

Sikorski E.Z., Kolakowska A., Pan B.S., (1990). The nutritive composition of the major groups of marine food organisms. In: Seafood: resources nutritional composition and preservation. Sikorski, Z. Boca Raton Florida. (Ed.) CRC. Press. P.p. 30-52.

Sousa A., (2018). Salmonellose et grossesse : gare aux salmonelles ! Doctissimo. [En ligne]. [Consulté le 11/9/2021]. Disponible sur le web : (https://www.doctissimo.fr/html/nutrition/securite/nu_4283_oeufs_lait_intox.htm)

Stroud G.D., (1969). Rigor in fish: the effect on quality. Torry Advis. Note, Aberdeen (36).

T

Toguyeni A. (1996). La croissance différentielle liée au sexe chez le tilapia (Pisces : Cichlidae), *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) : Contribution des facteurs génétiques, nutritionnels, comportementaux, et recherche d'un relais endocrinien. PhD thesis, Renne: Université de Renne I , p 250.

Trewavas E., (1983). Tilapiine fishes of the genera *Sarotherodon*, *Oreochromis* and *Danakilia*. British Museum (Natural History), London, UK .p 583.

Trintignac P. et al., (2013). Guide de bonnes pratiques pour la gestion piscicole des étangs. SMIDAP: La Ferrière.

Trucco R.E. et al., (1982). Study on the evolution of rigor mortis in batches of fish. *Lebensm. Wiss. Technol.* 15: p.p.77-79.

W

Welcomme R.L., (1967). Observations on the biology of the introduced species of *Tilapia* in Lake Victoria. *Rev. Zool. Bot. Afr.*, 76, p.p. 249-79.

Welcomme R.L., (1988). International introductions of inland aquatic species. FAO. Fish Tech. Rep. p.p. 294. 318 .

Wogu M.D., Maduakor C.C., (2010). Evaluation of Microbial Spoilage Of Some Aquacultured Fresh Fish in Benin City Nigeria. *Ethiopian J. Environ. Stud. Manag.*, 3(3), p.p.18-22.

Y

Yashouv A., Chervinski J., (1960). Evaluation of various food items in the diet of *T. nilotica*. *Bamidgeh*, 12: p.p.71–78.

Z

Zakhia N., (1992). Le séchage du poisson (*Tilapia* spp) étude de la relation procédé-qualité du produit application de terrain au Mali (Doctorat). Mali : Ecole Nationale Supérieure des Industries Agricoles et Alimentaires (E.N.S.I.A.). p 56

Annexes

Annexe I : Barème français de cotation (notion d'indice d'altération)

Il existe 6 (cotes) notes d'appréciation allant de 0 à 6, c'est-à-dire du caractère le plus frais au caractère le moins frais.

Caractères observés sur le poisson		Cotation						
		0	1	2	3	4	5	6
Peau	Mucus	transparent		laiteux	opaque	grumeleux	Jaune épais	
	Pigmentation	irisée	Couleurs chatoyantes	Couleurs vives	Couleurs ternies	terne	décolorée	grisâtre
Œil	Teinte	Pupille noire brillante cornée transparente		Pupille plus terne à prise cornée opalescente			Pupille blanchâtre cornée laiteuse	
	Affaissement	bombé		Un peu affaissé	plat	Concave au centre	Très concave	
Branchies	Teinte	Colorée brillante pas de mucus		Moins colorée, mate	Se décolorent	jaunâtre	Grisâtre mucus laiteux	
	Odeur	spécifique	neutre	douceâtre	Faiblement rance	Légèrement putride	Putride (sulfurée ou ammoniacale)	fétide
Rigidité	Chair	Ferme translucide, lisse, brillante		élastique	souple	molle	flasque	
	Paroi abdominale	intacte		détendue	molle	Fragile	perforée	
Péritoine	état	Adhérent totalement		adhérent	Peu adhérent	détérioré	lysé	
Colonne vertébrale	Couleur de la chair avoisinante	Même teinte que le reste de la chair			rose	rouge	brune	
	Adhérence à la chair	La colonne se brise au lieu de se détacher		Nettement adhérente	Peu adhérente		La colonne se détache facilement	

Pour calculer l'Indice d'Altération (I.A) toutes les notes obtenues lors de l'appréciation sont additionnées et divisées par le chiffre 11, qui représente le nombre de caractères se trouvant dans le tableau, lorsque le poisson est à l'état cru.

- **Interprétation des résultats :**

I.A > 2,8-3 le lot est considéré comme altéré « Non admis »

2,8-3 > I.A > 2 le lot est de catégorie « B »

2 > I.A > 1,5 le lot est de catégorie « A »

1,5 > I.A le lot est frais catégorie « E »

Annexe II : Barème Européen de cotation CEE (notion d'indice de fraîcheur) :

Il existe 3 cotes (notes) d'appréciation allant de 3 à 0, c'est-à-dire du caractère le plus frais au caractère le moins frais.

Caractères observés	Cote d'appréciation			
	3	2	1	0
	Aspect			
Peau	Pigmentation vive, mucus aqueux transparent	Pigmentation vive, mucus aqueux trouble	Pigmentation en voie de décoloration, mucus opaque	Pigmentation terne, mucus laiteux
Œil	Convexe, cornée transparente, pupille noire brillante	Convexe et légèrement affaissé, cornée légèrement opalescente, pupille noire ternie	Plat, cornée opalescente, pupille opaque	Concave au centre, cornée laiteuse, pupille grise
Branchies	Couleur brillante, pas de mucus	Moins colorées, traces légères de mucus clair	Se décolorant, mucus opaque	Jaunâtres, mucus laiteux
Chair	Bleuâtre, translucide, lisse, brillante	Veloutée, cireuse, feutrée, couleur légèrement modifiée	Légèrement opaque	Opaque
Chair adjacente à la colonne vertébrale	Pas de coloration	Légèrement rose	Rose	Rouge
Organes	Reins et autres organes rouge brillant	Reins et autres organes rouge mat	Reins et autres organes pales	Reins et autres organes pales
	Etat			
Chair	Ferme et élastique, surface lisse	Moins élastique	Molle, surface cireuse et terne	Flasque, écailles se détachent facilement, surface granuleuse
Colonne vertébrale	Se brise au lieu de se détacher	Adhérente	Peu adhérente	Non adhérente
Péritoine	Très adhérent à la chair	Adhérent	Peu adhérent	Non adhérent
	Odeur			
Branchies, peau, cavité abdominale	Algue marine	Neutre	Légèrement aigre	Aigre

Pour calculer l'indice de fraîcheur (I.F) toutes les notes obtenues lors de l'appréciation sont additionnées et divisées par le nombre de caractères étudiés.

- **Interprétation des résultats :**

I.F > 2,8	le lot est extra frais « E »
2,8-3 > I.F >2	le lot est de catégorie « A »
2 > I.F >1,5	le lot est de catégorie « B »
1,5 > I.F	le lot est altéré « Non admis »

Annexe III : La composition des milieux de culture utilisés

La composition des milieux de culture utilisés

➤ **Milieu de Baird Parker:**

Composition	Quantité(g/L)
Hydrolysate tryptique de caséine	10
Extrait de viande de bœuf	5
Extrait de levure	1
Pyruvate de sodium	10
Chlorure de lithium	5
Glycocolle	12
Agar	20

PH : 6,8, Autoclave à 120 C° pendant 15minutes

➤ **Gélose Chapman :**

Composition	Quantité(g/L)
Extrait de viande de bœuf	1
Peptone de caséine et de viande	10
Chlorure de sodium	75
D mannitol	10
Agar	15
Rouge de phénol	0.025

PH : 7,5, Stériliser à l'autoclave : 15 minutes à 121°C

➤ **Bouillon au sélénite de sodium (SFB) :**

Composition	Quantité(g/L)
Peptone de viande	5
Lactose	4
Sélénite de sodium	4
Phosphate dipotassique	3,5
Phosphate monopotassique	6,5

pH : 7,0±0,2 à 25°C. Ne pas autoclaver

➤ **Gélose lactosée au TTC et au Tergitol :**

Composition	Quantité(g/L)
Peptone	10
Extrait de levure	6
Extrait de viande	5
Lactose	20
Bleu de bromothymol	0.05
Agar	12.75

pH : 7,2±0,2. Stérilisation à l'autoclave : 15 minutes à 115±1°C

➤ **Gélose Salmonelles-Shigelles (SS) :**

Composition	Quantité(g/L)
Peptone	5
Extrait de levure et de viande	5
Sels biliaires	4,2
Citrate de sodium	10
Citrate de fer	2
Lactose	10
Rouge neutre	0.025
Vert brillant	0.3 (mg)
Thiosulfate de sodium	8,5
Agar	12

pH : 7,3±0,2 à 25°C. Ne pas autoclaver

➤ **Gélose au désoxycholate 1%**

Composition	Quantité(g/L)
Peptone bactériologique	10
Chlorure de sodium	5
Phosphate dipotassique	2
Lactose	10
Citrate de ferrique	1
Citrate sodium	1
Déoxycholate de sodium	1
Rouge neutre	0.03
Agar	15

pH= 7,3 (environ). Ne pas autoclaver.

Annexe IV : Valeurs de la mesure du pH *post-mortem* du Tilapia :

Echantillon	Durée (heures)	pH
P1	0	6,78
P2	17	6,53
P3	24	6,5
P4	48	6,35

Annexe V : les seuils limites des contaminants microbiologiques des poissons crus issue de la pêche et de l'aquaculture (Décret n° 39-11 du 02 juillet 2017).

Catégories des denrées alimentaires	Micro-organismes/ métabolites	Plan échantillonnage		Limites microbiologiques (ufc/g)	
		n	c	m	M
Poissons, céphalopodes et mollusques crus (sauf mollusques bivalves vivants)	Germes aérobies à 30 °C	5	2	10 ⁶	10 ⁷
	Coliformes thermotolérants	5	2	10	10 ²
	Staphylocoques a coagulase +	5	2	10 ²	10 ³
	<i>Salmonella</i>	5	0	Absence dans 25 g	

Les paramètres **n**, **c**, **m** et **M** utilisés dans les annexes du présent arrêté représentent :

n : nombre d'unité constituant l'échantillon

m : nombre de germes présents dans un gramme ou un millilitre de produit analysé, qui correspond à la valeur en dessous de laquelle la qualité du produit est considérée comme satisfaisante

M : nombre de germes présents dans un gramme ou un millilitre de produit analysé, qui correspond à la valeur au dessus de laquelle la qualité du produit est considérée comme inacceptable ;

c: nombre maximal d'unités d'échantillonnage de produit analysé qui peut dépasser ' **m**' tout en étant inférieur à ' **M**' sans que le lot ne soit rejeté.

Résumé

Dans la présente étude, le suivi de l'évaluation de l'état de fraîcheur du poisson Tilapia a été réalisé. Pour cela, des tests sensoriels basés sur des barèmes de cotations, un suivi du pH de la chair et des analyses microbiologiques notamment les germes d'altération et pathogènes, ont été réalisés. Nous avons vérifié la conformité de ces données avec la réglementation Algérienne en vigueur. Nos résultats ont montré que la qualité organoleptique se dégrade en fonction du temps de conservation. L'évolution du pH *post-mortem* montre une courbe descendante, expliquée par l'accumulation d'acide lactique dans le muscle. Les résultats d'analyses microbiologiques, ont montré une charge bactérienne importante, présente chez les poissons conservés pendant plus de 24h ; si consommés, pourront constituer un risque sanitaire.

Les changements post-mortem et la durée de conservation, des poissons influencent la qualité de ce dernier. De ce fait, le respect des conditions d'hygiène est indispensable pour le maintien des poissons dans un état optimal pour leur consommation humaine.

Mots clés: Evaluation, Qualité, Etat de fraîcheur, Tilapia, Rigor-mortis, Barème de cotation, microbiologie.

Abstract

In the present study, the monitoring of the assessment of the freshness state of Tilapia fish was carried out. To do this, sensory tests based on rating scales, monitoring of the pH of the muscle and microbiological analyzes, particularly germs of spoilage and pathogens, were carried out. We have verified the compliance of these data with the Algerian regulations in force. Our results have shown that the organoleptic quality deteriorates with storage time. The post-mortem pH change showed a downward curve, explained by the build-up of lactic acid in the muscle. The results of microbiological analyzes showed a significant bacterial load, present in fish kept for more than 24 hours; if consumed, may constitute a health risk. The post-mortem changes and the shelf life of fish influence the quality of the latter. Therefore, compliance with hygienic conditions is essential for maintaining fish in optimal condition for human consumption.

Keywords: Evaluation, Quality, State of freshness, Tilapia, Rigor-mortis, Rating scale, microbiology.

ملخص

في هذه الدراسة، تم رصد تقييم حالة نضارة أسماك البلطي. للقيام بذلك، تم إجراء اختبارات حسية على أساس مقاييس التصنيف، ومراقبة درجة الحموضة في لحم السمك والتحليلات الميكروبيولوجية، وخاصة جراثيم التلف ومسببات الأمراض. لقد تحققنا من امتثال هذه البيانات للوائح الجزائرية المعمول بها. أظهرت نتائجنا أن الجودة الحسية تتدهور بسبب وقت التخزين. أظهر تغيير درجة الحموضة بعد الوفاة منحنى هبوطيًا، يفسره تراكم حمض اللاكتيك في العضلات. أظهرت نتائج التحاليل الميكروبيولوجية وجود حمولة بكتيرية كبيرة في الأسماك المحفوظة لأكثر من 24 ساعة. إذا استهلكت، قد تشكل خطراً على الصحة. تؤثر تغييرات ما بعد الموت ومدة صلاحية الأسماك على جودة الأخير. لذلك، فإن الامتثال للشروط الصحية أمر ضروري للحفاظ على الأسماك في أفضل حالة للاستهلاك البشري.

الكلمات الرئيسية: التقييم، الجودة، حالة النضارة، البلطي، التصلب، مقياس التقييم، علم الأحياء الدقيقة