

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique



Mémoire pour l'obtention du diplôme de Master

Faculté : Sciences de la Nature et de la Vie et des Sciences de la Terre

Département: Science Biologique

Spécialité: Hydrobiologie

**Evaluation de la qualité organoleptique,
hygiénique et nutritionnelle du tilapia du Nil
Oreochromis niloticus (L., 1758)**

Soutenu le : 02 /07/2017

Par

Nom : Hocine

Prénom : Nour El Houda

Devant le jury composé de

Président : M. Djeddar M.

MCB

UDBKM

Promoteur : M. Kassar A.

MAA

UDBKM

Co-promotrice : Mlle Amrouche L.

MAA

ENSSMAL

Examineurs :

M. Rouabah A.

MAA

UDBKM

Mme Chebaani N.

MAB

UDBKM

Année universitaire : 2016 / 2017

Résumé

Le but principal de ce travail est de comparer la qualité de la chair du tilapia du Nil *Oreochromis niloticus* (L.) élevé dans une eau de forage destinée à l'irrigation à celle du tilapia élevé dans une ferme aquacole. A cet effet, des méthodes sensorielles, microbiologiques, chimiques et nutritionnelles ont été utilisées. L'évaluation sensorielle permet de classer la chair des deux lots en catégorie « qualité Extra ». Les résultats de recherche et de dénombrement de la flore mésophile totale et de entérobactéries correspondent aux normes internationales et aux normes algériennes en vigueur. On note l'absence des germes de contamination fécale et des germes pathogènes. Ces résultats sont confortés par ceux obtenus des analyses chimiques (taux d'ABVT, de TMA et de peroxyde) qui sont satisfaisants. La composition chimique globale de la chair de deux lots est plus ou moins similaire et constitue une excellente source de protéines. Enfin, sur la base des données recueillies dans le cadre de cette étude, le tilapia du Nil mérite toute notre attention et devrait d'être valorisé à grande échelle.

Mots-clés : chair du tilapia du Nil ; qualité organoleptique ; microbiologie ; chimique, eau de forage ; ferme d'élevage.

Abstract

The main purpose of this work is to compare the quality of the Nile tilapia *Oreochromis niloticus* (L.) flesh; reared in a drilling water destined to irrigation; with that of the tilapia reared in an aquaculture farm. To this effect, the organoleptic, microbiological, chemical and nutritional methods were used. The sensory evaluation allows to classify the flesh of the two batches in category « Extra quality ». The research results and enumeration of the total mesophilic flora and enterobacteriaceae corresponding to the the international norms and Algerian norms. We notice the absence of fecal contamination germs and pathogenic germs. These results are supported by those obtained from chemical analyzes (ABVT, TMA and peroxide) which are satisfactory. The overall chemical composition of the flesh in both of the batches is more or less similar and constitutes an excellent source of protein. Finally, on the basis of the data collected in this study, Nile tilapia deserves our full attention and should be valued on a large scale.

Keywords: Flesh of Nile tilapia ; quality organoleptic ; microbiological ; chemical ; drilling water ; Breeding farm.

ملخص

الغرض الرئيسي من هذا العمل هو مقارنة جودة لحم سمك البلطي النيلي *Oreochromis niloticus* (L.)، الذي نشأ في مياه الآبار المخصصة للري مع آخر نشأ في المزارع السمكية. لهذا الغرض، استخدمت أساليب الحسية والميكروبيولوجية والكيميائية والغذائية. التقييم الحسي مكننا من تصنيف كلا قطعتي اللحم إلى فئة « جودة عالية ». نتائج البحث و تعداد البكتيريا التي تعيش في حرارة متوسطة متوافقة مع المعايير الدولية و الجزائرية و نلاحظ غياب الجراثيم المسببة للأمراض، هذه النتائج تتوافق مع تلك التي تم الحصول عليها عن طريق التحليل الكيميائي و التي تعتبر مرضية. التركيب الكيميائي الإجمالي لقطعتي اللحم في العينتين متماثل نوعا ما ويشكل مصدرا ممتازا للبروتين وأخيرا، استنادا إلى النتائج المتحصل عليها في هذه الدراسة، البلطي النيلي يستحق اهتمامنا الكامل و ينبغي تقييمه على نطاق واسع.

كلمات البحث: البلطي النيلي ; الحسية ; الميكروبيولوجية ; الكيميائية ماء بئر ; مزرعة لتربية الأسماك.

Dédicace

Je suis très fière de dédier ce modeste travail avec tous mes vœux de bonheur, santé et de réussite à :

A mes chers parents : Sources de mes joies, secrets de ma force ; vous serez toujours le modèle. Papa, dans ta détermination, ta force, ton honnêteté et tes valeurs nobles. Maman, dans ta bonté, ta patience, ton amour et ton dévouement pour nous.

Merci pour tous vos sacrifices pour que vos enfants grandissent et prospèrent. Merci de trimer sans relâche, malgré les péripéties de la vie au bien être de vos enfants. Merci d'être tout simplement mes parents, c'est à vous que je dois cette réussite merci pour toute votre assistance et votre présence dans ma vie, recevez à travers ce travail aussi modeste soit-il, l'expression de mes sentiments et de mon éternelle gratitude.

A ma sœur : Boutheina Lyna, je témoigne de l'attachement, de l'amour et de l'affection que je porte pour toi.

A mes frères : Rachid Hocine et Younes, je vous souhaite un avenir plein de joie, de bonheur, de réussite et de sérénité.

A ma Grande-mère et toute la famille Djellal, vous avez toujours été présents pour les bons conseils. Votre affection et votre soutien m'ont été d'un grand secours au long de ma vie. Veuillez trouver dans ce modeste travail ma reconnaissance pour tous vos efforts.

Nour Et Houda

Remerciements

*Mes premiers remerciements vont d'abord à M. **Djezzar M.** pour l'honneur qu'il me fait en acceptant de présider le jury malgré ses nombreuses tâches et responsabilités. Je le remercie aussi pour sa disponibilité, ses conseils et ses remarques.*

*Je souhaite adresser mes remerciements à tous les membres de jury qui à chaque étape de mon cursus de formation, m'ont prodigué d'utiles conseils qui m'ont aidé à bien structurer mon étude : il s'agit de M. **Rouabah A.** et Mme **Chabaani N.**, je les remercie vivement d'avoir accepté de juger ce travail en dépit de leurs nombreuses occupations.*

*Je tiens tout particulièrement à exprimer toute ma gratitude au mon promoteur M. **Kassar A.** d'avoir accepté de m'encadrer ainsi que pour ses précieux conseils et ses encouragements et surtout sa grande compréhension qui m'ont incité à persévérer dans mon travail. Merci infiniment pour sa présence, sa rigueur et surtout pour sa confiance et son soutien.*

*Mes vifs remerciements et ma profonde gratitude s'adressent à ma co-promotrice Mme **Amrouche L.**, Je la remercie pour son aide, ses orientations, sa patience et pour la correction de ce travail.*

*Je tiens aussi à remercier du fond du cœur les ingénieurs du laboratoire de microbiologie de l'ENSSMAL Mme **Zaidi Y.** et M. **Djerrai N.** et les ingénieurs du laboratoire de chimie de l'ENSSMAL Mme **H.** et Mme **Chiokh S.** pour leurs précieux conseils, leurs explications pertinentes et pratiques.*

J'adresse mes sincères remerciements à tous les professeurs, intervenants et toutes les personnes qui par leurs paroles, leurs écrits, leurs conseils et leurs critiques ont guidé mes réflexions et ont accepté à me rencontrer et répondre à mes questions durant mes recherches.

Liste des figures

Figure 01 : Caractéristique morphologique spécifiques d' <i>O. niloticus</i>	4
Figure 02 : Principaux pays producteurs du tilapia du Nil	8
Figure 03 : La production de tilapia du Nil en Algérie représentée par wilaya.	9
Figure 04 : Dosage de l'ABVT et de la TMA.	18
Figure 05 : Dosage de l'indice de peroxyde.....	19
Figure 06 : Recherche et dénombrement des bactéries dans la chair.	24
Figure 07 : Recherche et dénombrement des levures et moisissures.	27
Figure 08 : Extraction des lipides à partir de la chair du poisson.	31
Figure 09 : Les colonies de la FAMT présentes dans la chair du tilapia du Nil.	35
Figure 10 : Présence des germes de contamination fécale dans la chair.	36
Figure 11 : Présence d'Entérobacteriaceae dans la chair.....	37
Figure 12 : Présence de levures dans la chair de deux lots de tilapia.	38
Figure 13 : La courbe d'étalonnage.	40
Figure 14 : Composition chimique globale et valeur nutritionnelle de 100 g de chair.....	42

Liste des tableaux

Tableau 01 : Composition chimique et valeur nutritionnelle de 100g du chair du tilapia du Nil.	11
Tableau 02 : Préparation des échantillons pour la lecture au spectrophotomètre.	30
Tableau 03 : Qualité sensorielle du tilapia du Nil <i>Oreochromis niloticus</i>	32
Tableau 04 : Taux moyens de l'ABVT et de la TMA (mg / 100 g) dans la chair du tilapia du Nil.	33
Tableau 05 : Détermination de l'état de fraîcheur du tilapia du Nil	34
Tableau 06 : Résultats des analyses microbiologique pour les deux chairs du tilapia du Nil <i>O. niloticus</i>	39
Tableau 07 : lecture au spectrophotomètre à 595 nm des échantillons	40
Tableau 08 : La composition chimique globale et la valeur nutritionnelle du tilapia du Nil.....	41

Liste des abréviations

ABVT :	Azote Basique Volatile Total
ASR :	Anaérobie Sulfito-Réducteur
BEA :	Bile Esculine Azide
BSA :	Bovine Serum Albumin
CE :	Cotation Européenne
DMA :	Diméthylamine
FAMT :	Flore Aérobie Mésophile Total
FAO :	Food and Agriculture Organisation
JORADP :	Journal Officielle de la République Algérienne Démocratique Populaire
ICMSF	International Commission on Microbiological Specifications for Foods
ISO :	International Standard Organisation
LS :	Longueur Standard
LT :	Lipides Totaux
PCA :	Plate Count Agar
PT :	Protéines Totaux
QIM :	Quality Index Method
SFB :	Bouillon au selenite de Sodium
SM :	Solution mère
TBA :	Acide Thiobarbiturique
TNBS :	Acide Trinitrobenzène Sulfonique
TMA :	Triméthylamine
TPE :	Eau Tomponnée Peptonée
TSI :	Triple Sugar Iron
UFC :	Unité Formant une Colonie

Table des matières

Introduction	11
Chapitre I : Généralités	2
1. Présentation de l'espèce étudiée	2
1.1. Position systématique	2
1.2. Caractéristiques et morphologie	3
1.2.1. Caractéristiques généraux des Cichlidae	3
1.2.2. Description morphologique de l'espèce	3
1.3. Biologie et écologie	5
1.3.1. Reproduction	5
1.3.2. Sexualité.....	6
1.3.3. Longévité et taille maximale	6
1.3.4. Ecologie	6
1.3.4.1. Température	6
1.3.4.2. Salinité.....	6
1.3.4.3. Potentiel d'hydrogène (pH)	6
1.3.4.4. Oxygène dissous (O ₂ dissous)	6
1.3.4.5. Composés azotés.....	7
1.3.5. Habitat.....	7
1.3.6. Alimentation	7
1.4. L'origine et répartition géographique	7
1.4.1. L'origine de tilapia du Nil	7
1.4.2. Répartition dans le monde	8
1.4.3. Historique et production du tilapia du Nil en Algérie.....	8
1.5. Composition chimique globale et valeur nutritionnelle de la chair du tilapia	10
2. Méthode d'évaluation de la qualité du poisson.....	12
2.1. Méthodes de la détermination de la qualité organoleptique.....	12
2.1.1. Méthodes subjectives	12

2.1.2.	Méthodes physico-chimiques	13
2.2.	Méthodes de détermination de la qualité hygiénique	13
2.2.1.	Méthodes chimiques et biochimiques	13
2.2.2.	Méthodes microbiologiques	14
Chapitre II: Matériels et méthodes.....		15
1.	Echantillonnage	15
1.1.	Bassin d'irrigation.....	15
1.2.	Ferme d'élevage.....	15
2.	Détermination de l'état de fraîcheur.....	15
2.1.	Méthode d'examen organoleptique	15
3.	Détermination de la qualité hygiénique.....	16
3.1.	Analyse chimique	16
3.1.1.	Dosage de l'azote basique volatile total (ABVT)	16
3.1.2.	Dosage de la triméthylamine (TMA)	17
3.1.3.	Mesure de l'indice de peroxyde	18
3.2.	Analyse microbiologique	19
3.2.1.	Recherche et dénombrement de la Flore Aérobie Mésophile Totale.....	20
3.2.2.	Dénombrement de la flore de contamination fécale	21
3.2.2.1.	Recherche et dénombrement des coliformes fécaux (<i>E. coli</i>) et coliformes totaux	21
3.2.2.2.	Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux	23
3.2.3.	Recherche et dénombrement des anaérobies sulfito-réducteurs (ASR).....	23
3.2.4.	Recherche et dénombrement de <i>Staphylococcus aureus</i>	25
3.2.5.	Recherche (présence/ absence) des salmonelles	25
3.2.6.	Recherche et dénombrement des levures et moisissures	26
4.	Composition chimique globale et valeur nutritionnelle	28
4.1.	Mesure de la teneur en eau	28
4.2.	Dosage des cendres	28

4.3.	Dosage des protéines totales	29
4.4.	Dosage des lipides totaux	30
Chapitre III : Résultats et discussion		32
1.	Détermination de la qualité sensorielle du tilapia du Nil	32
2.	Détermination de la qualité hygiénique.....	33
2.1.	Qualité chimique	33
2.1.1.	Taux de l'ABVT et de la TMA	33
2.1.2.	L'indice de peroxyde	34
2.2.	Qualité microbiologique.....	34
2.2.1.	La Flore aérobie mésophile totale	35
2.2.2.	Les germes de contamination fécale	35
2.2.3.	Les anaérobies sulfito-réducteurs.....	36
2.2.4.	Les <i>Staphylococcus aureus</i>	37
2.2.5.	Les salmonelles	37
2.2.6.	Les levures et moisissures	37
3.	La composition chimique globale et la valeur nutritionnelle.....	39
3.1.	Teneur en eau	39
3.2.	Teneur en cendres	39
3.3.	Teneur en protéine	40
3.4.	Teneur en lipides.....	41
3.5.	Valeur nutritionnelle.....	41
Conclusion		43
Références bibliographiques		45

Introduction

Introduction

Des illustrations sur des tombes égyptiennes indiquent que le tilapia du Nil a été élevé il y a plus de 4 000 ans (Arrigon, 2000).

Le tilapia est l'un des poissons le plus largement élevé dans le monde et sa production augmente considérablement de : 400 000 t en 1990 à 1 800 000 t en 2004. Le tilapia est l'un des poissons ayant fait l'objet du plus grand nombre d'introductions et de transferts à travers le monde (centaine de pays) à des fins d'élevage (Lazard, 2007).

Oreochromis niloticus (L.) est une espèce très appréciée pour sa valeur nutritionnelle et ces potentialités aquacoles. Ces caractéristiques biologiques (croissance rapide, grande résistance au manque d'oxygène, supporte bien les manipulations) rendent ce poisson apte à toutes les formes d'élevage, avec tous les intermédiaires il est donc possible d'intégrer sa pisciculture à différents schémas de développement (Lazard, 1987 in Cherif et Djoumakh, 2015).

En Algérie, l'espèce *O. niloticus* est élevée en raison de sa rusticité aux conditions climatiques et surtout en zone saharienne dont la température de l'eau et la salinité stimulent sa croissance et sa reproduction (Cherif et Djoumakh, 2015). En outre, ce poisson constitue une source indéniable en protéine animale.

Le but de cette étude est de déterminer la qualité organoleptique, hygiénique et nutritionnelle de deux lots de tilapia du Nil l'un élevé dans une eau de forage destinée à l'irrigation et l'autre élevé dans une ferme aquacole. Ce travail s'articule autour de trois chapitres :

- ✓ Le premier chapitre décrit l'espèce étudiée et quelques généralités sur les méthodes d'évaluation de la qualité du poisson ;
- ✓ Le deuxième chapitre présente le matériel utilisé et décrit les protocoles expérimentaux adoptés pour évaluer l'état de fraîcheur, la qualité hygiénique (chimique et microbiologique) et la valeur nutritionnelle ;
- ✓ Le troisième chapitre est consacré à l'interprétation des différents résultats obtenus.

Chapitre I

Généralités

Chapitre I : Généralités

1. Présentation de l'espèce étudiée

1.1. Position systématique

La position systématique de l'espèce étudiée est décrite dans ce qui suit (Bailly, 2009) :

Règne	Animalia
Embranchement	Chordata
Sous-embranchement	Vertebrata
Super-classe	Gnathostomata
Classe	Actinopterygii
Ordre	Perciformes
Sous-ordre	Labroidei
Famille	Cichlidae
Sous-famille	Pseudocrenilabrinae
Genre	<i>Oreochromis</i>
Espèce	<i>Oreochromis niloticus</i> (Linnaeus, 1758)

❖ Étymologie du nom commun

Tilapia est un nom vernaculaire ambigu désignant en français certains poissons de la famille des Cichlidae. Cette appellation commerciale vient de la forme latine de *thiape*, un mot qui signifie « poisson » en Béchouana, une langue Africaine (Vanier, 2008).

❖ Noms vernaculaires

- Nom FAO : En - Nile tilapia, Fr - tilapia du Nil, Es - tilapia del Nilo (FAO, 2017).
- En Algérie, il est appelé tilapia aussi et en arabe Balti.

❖ Synonymes

Les principaux synonymes de cette espèce, que l'on peut trouver dans la littérature récente, sont (Roskov *et al.*, 2017) :

Chromis guentheri Steindachner, 1864 ; *Chromis nilotica* (Linnaeus, 1758) ; *Chromis niloticus* (Linnaeus, 1758) ; *Chromis tristrami* (non Günther, 1860) ; *Oreochromis cancellatus cancellatus* (Nichols, 1923) ; *Oreochromis cancellatus filoa* Trewavas, 1983 ; *Oreochromis nilotica* (Linnaeus, 1758) ; *Oreochromis nilotica filoa* Trewavas, 1983 ; *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) ; *Oreochromis niloticus baringoensis* Trewavas, 1983 ; *Oreochromis niloticus cancellatus* (Nichols, 1923) ; *Oreochromis niloticus eduardianus* (Boulenger, 1912) ;

Oreochromis niloticus edwardianus (Boulenger, 1912) ; *Oreochromis niloticus filoa* Trewavas, 1983 ; *Oreochromis niloticus lancellatus* (Nichols, 1923) ; *Oreochromis niloticus niloticus* (Linnaeus, 1758) ; *Oreochromis niloticus sugutae* Trewavas, 1983 ; *Oreochromis niloticus tana* Seyoum & Kornfield, 1992 ; *Oreochromis niloticus vulcani* (Trewavas, 1933) ; *Oreochromis vulcani* (Trewavas, 1933) ; *Perca nilotica* Linnaeus, 1758 ; *Sarotherodon niloticus* (Linnaeus, 1758) ; *tilapia calciati* Gianferrari, 1924 ; *tilapia cancellata* Nichols, 1923 ; *tilapia crassispina* Arambourg, 1948 ; *tilapia eduardiana* Boulenger, 1912 ; *tilapia esduardiana* Boulenger, 1912 ; *tilapia inducta* Trewavas, 1933 ; *tilapia nilotica* (Linnaeus, 1758) ; *tilapia nilotica cancellata* Nichols, 1923 ; *tilapia nilotica eduardiana* Boulenger, 1912 ; *tilapia nilotica nilotica* (Linnaeus, 1758) ; *tilapia nilotica regani* Poll, 1932 ; *tilapia nilotious* (Linnaeus, 1758) ; *tilapia regani* Poll, 1932 ; *tilapia vulcani* Trewavas, 1933.

1.2. Caractéristiques et morphologie

1.2.1. Caractéristiques généraux des Cichlidae

La famille des Cichlidae appartient à l'ordre des Perciformes. Ils occupent les eaux douces et saumâtres d'Afrique et fréquentent à peu près tous les biotopes à l'exception des eaux torrentielles et cavernicoles (Trewavas, 1983 *in* Ait Hamouda, 2005).

Les Cichlidae se distinguent des autres familles par des caractères nets. Ces espèces de cette famille se reconnaissent aisément par les caractéristiques suivantes (Trewavas, 1983 *in* Kestemont *et al.*, 1989) :

- Tête portant une seule narine de chaque côté ;
- os operculaire non épineux ;
- corps comprimé latéralement, couvert essentiellement d'écaillés cycloïdes et parfois d'écaillés cténoïdes ;
- longue nageoire dorsale à partie antérieure épineuse ;
- nageoire anale avec au moins les premiers rayons épineux ;
- une écaille très développée à l'aisselle des pelviennes ;
- une absence de dents au plafond buccal ;
- des os pharyngiens inférieurs plus ou moins unis sur la ligne médiane.

1.2.2. Description morphologique de l'espèce

La diagnose d'*Oreochromis niloticus* (L.) a fait l'objet d'études précises (Trewavas, 1983 *in* Kestemont *et al.*, 1989) recourant à des caractéristiques morphométriques plus ou moins difficiles à examiner sur les organismes vivants. Généralement les adultes de cette espèce se reconnaissent par (**Figure 01**) :

- Une coloration grisâtre avec poitrine et flancs rosâtres et une alternance de bandes verticales claires et noires nettement visibles notamment sur la nageoire caudale et la partie postérieure de la nageoire dorsale ;
- un nombre élevé de branchiospines fines et longues (18 à 28 sur la partie inférieure du premier arc branchial, et 4 à 7 sur la partie supérieure) ;
- une nageoire dorsale longue à partie antérieure épineuse (17-18 épines) et à partie postérieure molle (12-14 rayons mous) ;
- une incubation buccale et une garde uni-parentale maternelle ;
- sur chaque côté du corps, il existe deux lignes latérales. La 1^{ère} ligne latérale va de l'opercule jusqu'au $\frac{3}{4}$ de la longueur totale du corps, la 2^{ème} ligne située en –dessous commence à la queue et va jusqu'au $\frac{3}{4}$ du corps (Ndiaye, 2017).
- la nageoire anale est formée de 3 rayons épineux précédés de 09-10 rayons mous ;
- les nageoires pelviennes portent un rayon dur suivi de 05 rayons mous ;
- trois à quatre séries de dents sur chaque mâchoire et six chez les individus dépassant les 20 cm LS ;
- les taches blanches entre les rayons des nageoires impaires (Arrigon, 2000).

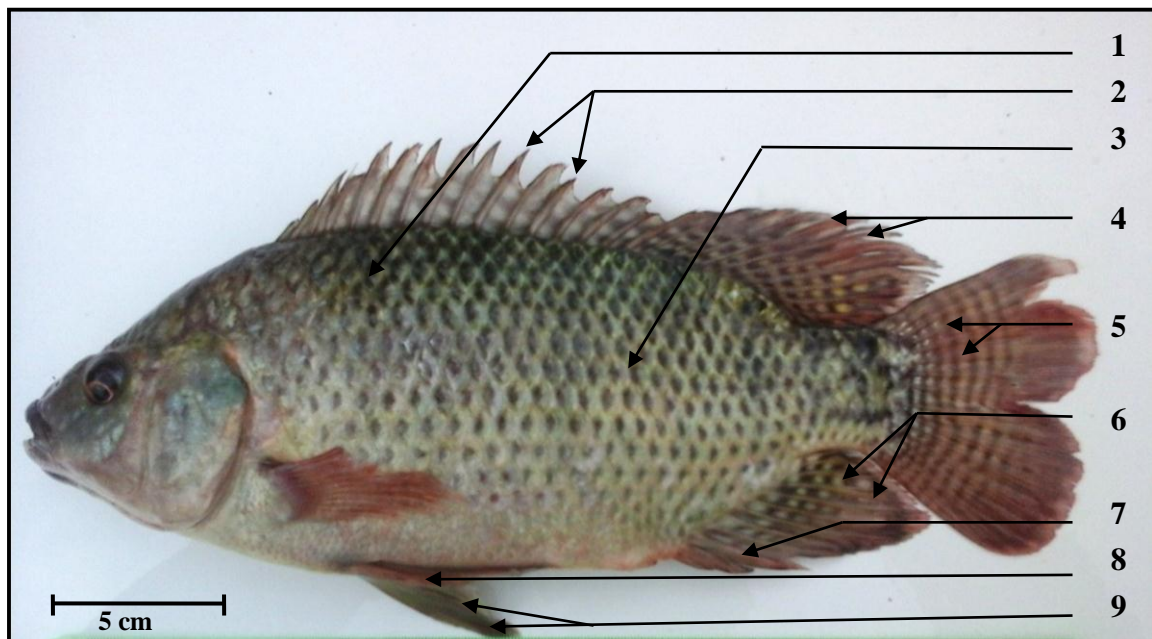


Figure 01 : Caractéristique morphologique spécifiques d'*O. niloticus* (01/12/2016).

- 1:** 1^{ère} ligne latérale ; **2:** Rayons épineux de la nageoire dorsale ; **3:** 2^{ème} ligne latérale ;
4: Rayons mous de la nageoire dorsale ; **5:** Bandes verticales claires et noires sur la nageoire caudale; **6:** Rayons mous de la nageoire anale ; **7:** Rayons épineux de la nageoire anale ;
8: Rayon dur de la nageoire pelvienne ; **9:** Rayons mous de la nageoire pelvienne.

1.3. Biologie et écologie

1.3.1. Reproduction

La période de reproduction de tilapia du Nile est potentiellement continue pendant toute l'année, si la température de l'eau est supérieure à 22 °C.

Dans les milieux naturels, la taille de première maturité sexuelle varie généralement entre 14 et 20 cm, donc elle commence à se reproduire en général vers l'âge de 2 ans (Plisnier *et al.*, 1988 *in* Kestemont *et al.*, 1989). Dans certaines conditions, elles atteignent leur maturité très précocement (vers l'âge de 4 - 5 mois) (*in* Almin, 2015).

Lorsque les conditions deviennent favorables, les adultes migrent vers la zone littorale peu profonde et les mâles se rassemblent en arène de reproduction sur une zone en pente faible à substrat meuble, sablonneux ou argileux où ils délimitent chacun leur petit territoire et creusent un nid. Les femelles vivent en groupe à l'écart des arènes de reproduction. En allant d'un territoire à l'autre, elles sont sollicitées successivement par les mâles. En cas d'arrêt au-dessus d'un nid et après une parade nuptiale de synchronisation sexuelle, la femelle dépose un lot d'ovules que le mâle féconde et que la femelle reprend en bouche pour les incuber (Ruwet *et al.*, 1976 *in* Zaatout, 2007).

A cette époque, la femelle présente un abaissement du plancher de la bouche, des opercules légèrement écartés et la mâchoire inférieure devient légèrement proéminente. L'éclosion des œufs a lieu dans la bouche, 4 à 5 jours après fécondation. Une fois leur vésicule vitelline résorbée les alevins capables de nager sont encore gardés par la femelle pendant plusieurs jours. Toutefois, ils restent à proximité de leur mère et, au moindre danger, se réfugient dans sa cavité buccale. A la taille d'environ 10 mm, les alevins, capables de rechercher leur nourriture, quittent définitivement leur mère et vivent en petits bancs dans les eaux littorales peu profondes (Ruwet *et al.*, 1976 *in* Zaatout, 2007).

Une femelle en bonne condition se reproduit toutes les six à huit semaines dans la nature et tous les quinze à vingt jours dans un milieu contrôlé (*in* Ait Hamouda, 2005). Le nombre d'œufs est proportionnel au poids corporel de la femelle. Une femelle d'un poids de 100 g produira environ 100 œufs par frai, alors qu'une femelle pesant 600 - 1 000 g peut produire 1 000 à 1 500 œufs (FAO, 2017).

1.3.2. Sexualité

Il est assez difficile de reconnaître les mâles des femelles chez *O. niloticus*, surtout quand ils sont petits. Il faut qu'ils pèsent plus de 30 grammes avant de les reconnaître à l'œil nu de façon certaine.

On peut reconnaître le sexe des *O. niloticus* par l'examen de la papille génitale. Chez les mâles, la papille est protubérante, en forme de cône et porte un pore urogénital à l'extrémité. Chez la femelle, elle est petite, arrondie avec une fente transversale au milieu (pore génital) et un pore urinaire à l'extrémité (Al Dilaimi, 2009).

1.3.3. Longévité et taille maximale

Tilapia du Nil peut vivre jusqu'à 9 ans. Sa taille atteindrait 60 cm (LS) et son poids 4,3 kg (Froese et Pauly, 2017).

1.3.4. Ecologie

De nombreuses études de terrain et de laboratoire (Pullin & Lowe McConnell, 1982 in Ait Hamouda, 2005) montrent qu'*O. niloticus* est une espèce relativement euryèce et eurytope adaptée à de larges variations des facteurs écologiques du milieu aquatique et colonisant des milieux extrêmement variés.

1.3.4.1. Température

O. niloticus, espèce thermophile, se rencontre en milieu naturel entre 13,5 et 33 °C mais l'intervalle de tolérance thermique observé en laboratoire est plus large : 7 à 41 °C pendant plusieurs heures (Balarin & Hatton, 1979 in Ait Hamouda, 2005).

1.3.4.2. Salinité

Bien que *O. niloticus* soit une espèce d'eau douce, son euryhalinité est bien connue car, on le rencontre dans les eaux de salinité comprise entre 0,015 et 30 ‰ (Malcom *et al.*, 2000).

1.3.4.3. Potentiel d'hydrogène (pH)

De même, la tolérance aux variations de pH est très grande puisque l'espèce se rencontre dans des eaux présentant des valeurs de pH de 5 à 11. Ainsi que le pH idéal étant situé entre 6,5 et 8,5 (Malcom *et al.*, 2000).

1.3.4.4. Oxygène dissous (O₂ dissous)

Pour la concentration en oxygène dissous, cette espèce tolère à la fois des déficits et des saturations importantes (Malcom *et al.*, 2000).

1.3.4.5. Composés azotés

La concentration des déchets azotés excrétés par les branchies et l'urine est en fonction de la température, taille des poissons, concentration de l'ammoniaque dans le milieu et la qualité de l'aliment, et doit être maintenue inférieure au seuil critique de tolérance d'*O. niloticus* (inférieur à 5 mg / l pour les nitrates à 500 mg / l pour les nitrites, à 15 mg / l pour l'ammoniaque total et à 200 mg / l pour les M.E.S) (Malcom *et al.*, 2000).

1.3.5. Habitat

Tilapia du Nil est une espèce tropicale d'eau douce et d'estuaire. Elle préfère les eaux peu profondes et tranquilles sur le bord des lacs et les rivières larges avec la végétation suffisante (FAO, 2017) ainsi que les eaux fraîches d'une profondeur de 0 - 6 m (Froese et Pauly, 2017).

1.3.6. Alimentation

Etant donné que les arcs branchiaux d'*O. niloticus* disposent de branchiospines fines, longues et nombreuses et de micro-branchiospines, l'eau qui y transite est véritablement filtrée de son plancton. Cette espèce est donc, en milieu naturel, essentiellement phytoplanctonophage et consomme de multiples espèces de Chlorophycées, Cyanophycées, Euglenophycées, etc...; ce qui ne l'empêche pas également d'absorber du zooplancton et même des sédiments riches en bactéries et Diatomées (Lionel, 2005).

Mais en milieu artificiel (systèmes de pisciculture) cette espèce est pratiquement omnivore valorisant divers déchets agricoles (tourteaux d'oléagineux, drèches, etc...), tirant parti des excréments des volailles, de déchets ménagers, acceptant facilement des aliments composés sous forme de granulés. Cette capacité d'adaptation à divers aliments et déchets est phénoménale et est à la base de sa haute potentialité pour la pisciculture (Trewavas, 1983 *in* Zaatout, 2007).

1.4.L'origine et répartition géographique

1.4.1. L'origine de tilapia du Nil

O. niloticus présente une répartition originelle strictement africaine couvrant les bassins du Nil, du Tchad, du Niger, des Volta et du Sénégal, ainsi que les lacs du Graben est-africain jusqu'au lac Tanganika (Philippart et Ruwet, 1982).

Il faut savoir que l'espèce en question est divisée en sept sous-espèces à distribution naturelle bien déterminée (Trewavas, 1983 *in* Al Dilaimi, 2009). Cette espèce a été largement introduite en Afrique hors de sa zone d'origine pour compléter le peuplement des lacs naturels ou de barrages déficients ou pauvres en espèces planctonophages, mais aussi pour développer la pisciculture. Ainsi, Welcomme (1988) (*in* Al Dilaimi, 2009) signale son introduction au Burundi

et au Rwanda en 1951, à Madagascar en 1956, en République Centrafricaine et en Côte d'Ivoire en 1957, au Cameroun en 1958, en Tunisie en 1966, en Afrique du Sud en 1976 et à des dates inconnues au Zaïre et en Tanzanie.

1.4.2. Répartition dans le monde

Cette espèce est également cultivée, hors de sa zone originelle puisqu'elle a été introduite de part le monde et est couramment cultivée à travers les tropiques et les sous-tropiques (**Figure 02**). On la trouve dans les lacs, les fleuves et les piscicultures aussi bien d'Amérique Centrale (Guatemala, Mexique, Nicaragua, Honduras, Costa Rica, Panama), d'Amérique du Sud (Brésil), d'Amérique du Nord (Etats Unis, etc...) et d'Asie (Sri Lanka, Thaïlande, Bangladesh, Vietnam, Chine, Hong Kong, Indonésie, Japon, Philippines), ce qui lui vaut une distribution actuelle pan-tropicale (Welcomme, 1988 in 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).

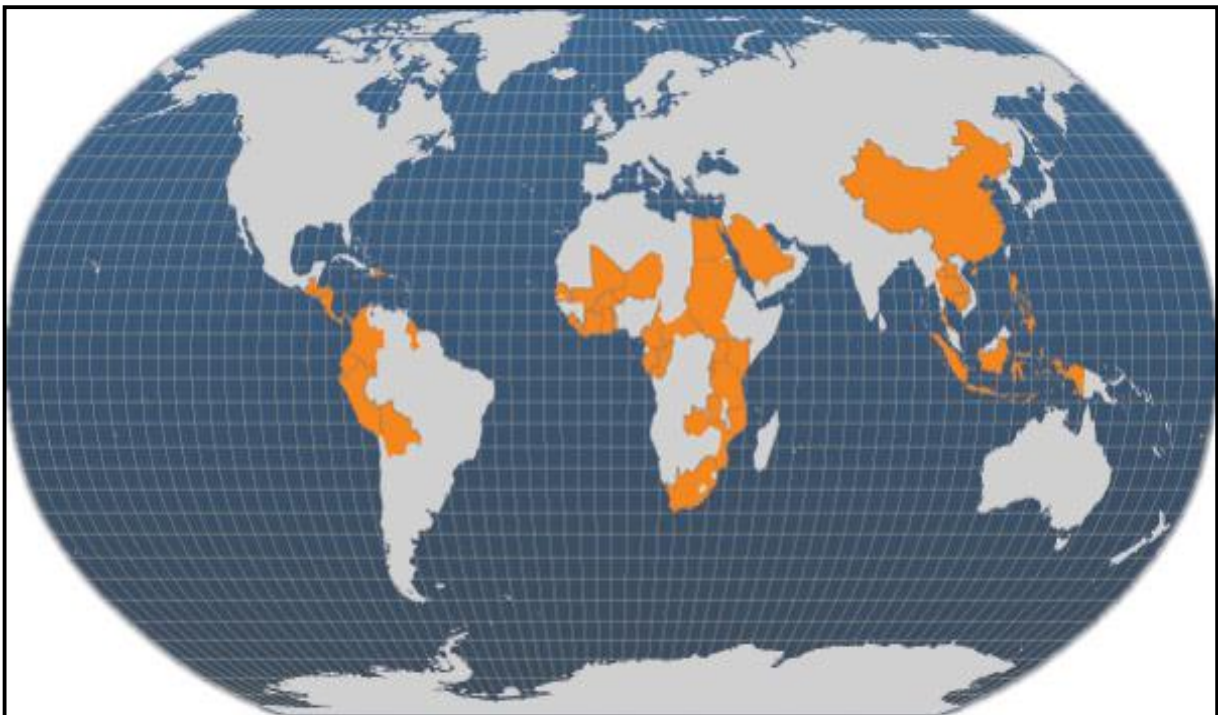


Figure 02: Principaux pays producteurs du tilapia du Nil (FAO, 2006)

1.4.3. Historique et production du tilapia du Nil en Algérie

Le tilapia a été importé de l'Egypte en 2002 (CNRDPA, 2017) et depuis sa productions est étendu dans les différents wilayas représentés dans l'histogramme suivant (**Figure 03**):

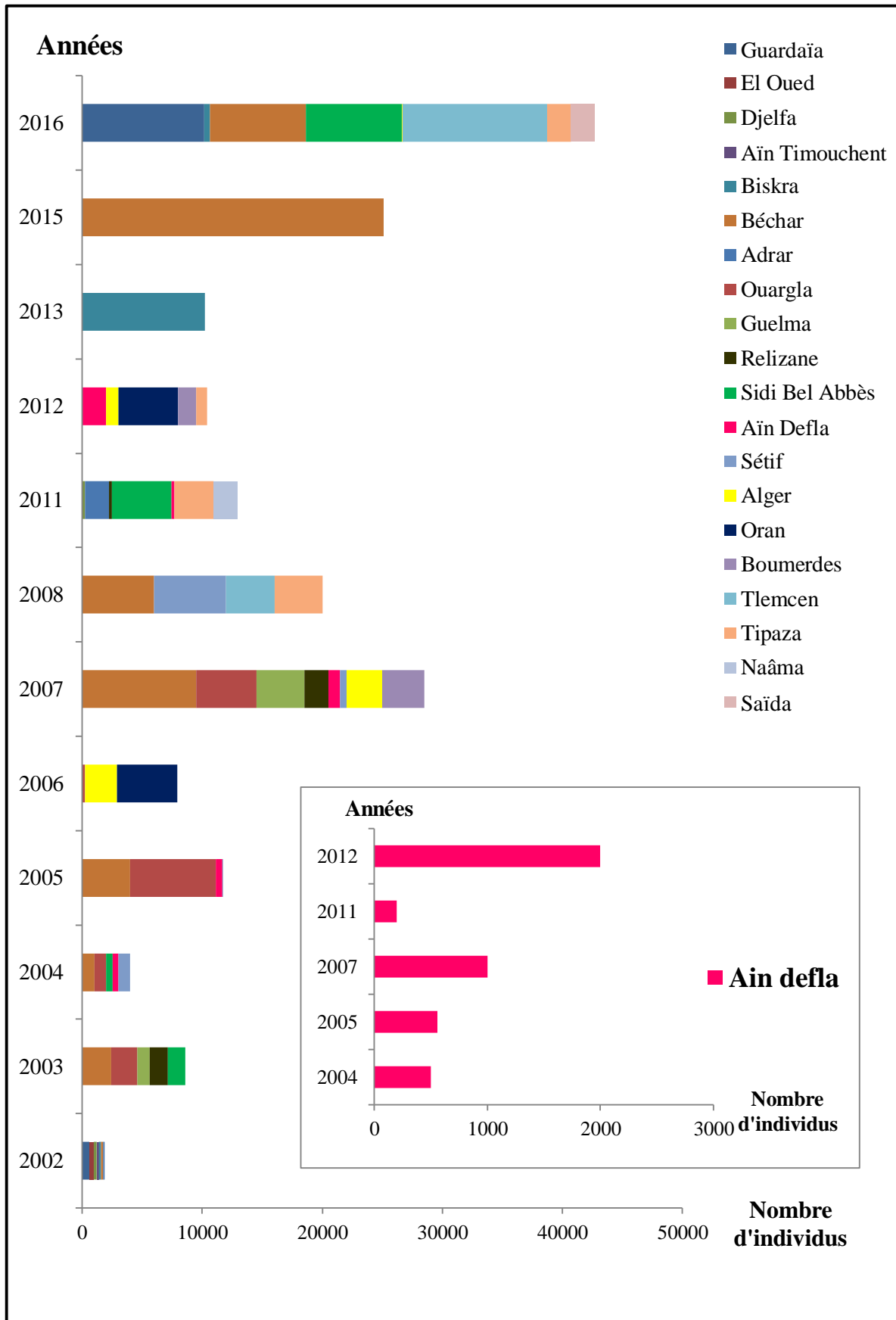


Figure 03 : La production de tilapia du Nil en Algérie représentée par wilaya (CNRDPA, 2017)

1.5. Composition chimique globale et valeur nutritionnelle de la chair du tilapia

Le poisson est un produit carné dont la qualité nutritionnelle est proche de celle de la viande. La chair du poisson contient en moyenne 70 à 80 % d'eau, 16 à 22 % de protéines, et des lipides en quantité très variable allant de 0,5 à 20 % selon les espèces et leur alimentation (*in* Médale, 2005). La chair est très pauvre en glucides, sous forme de glycogène, sa teneur est généralement inférieure à 1 %. La teneur en collagène est faible, habituellement inférieure à 3% (Regost, 2001). 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 (Leduc, 2011). Cette composition est variable en fonction des différences anatomiques, des variations physiologiques, du sexe, des saisons, des individus, de la nourriture et de l'environnement (Enkoro, 2006).

Le tilapia possède une capacité supérieure, par rapport aux poissons marins, de bioconversion des acides gras en C₁₈ à chaîne plus longue ou plus insaturée par des systèmes enzymatique catalysant leur élongation et leur insaturation (Tocher *et al.*, 2002 *in* Dergal, 2015).

La composition chimique et les valeurs nutritionnelles de l'espèce *O. niloticus* sont résumées dans le **Tableau 01** (Projet Composition nutritionnelle des produits aquatiques, 2007) :

Tableau 01 : Composition chimique et valeur nutritionnelle de 100g du chair du tilapia du Nil.

		Moyenne	Mini	Maxi
Valeur nutritionnelle	Valeur calorique en Kcl/100g	93	84	98
	Valeur calorique en Kj/100g	392	355	413
	Humidité en g/100g	78,5	77,0	80,0
	Cendre en g/100g	0,8	0,6	0,9
	Protides en g/100g	18,1	17,4	19,4
	Glucides en g/100g	0,5	0,1	1,6
	Lipides totaux en g/100g	2,1	1,5	2,7
	Cholestérol en mg/100g	39,5	32,5	43,5
Vitamines	Vitamine A µg/100g	< 2	-	-
	Vitamine E en mg/100g	0,93	0,73	1,16
	Vitamine D en µg/100g	15,61	< 0,5	53,60
	Vitamine B1 en mg/100g	< 0,04	-	-
	Vitamine B2 en mg/100g	0,05	0,04	0,07
	Vitamine B5 en mg/100g	0,68	0,41	26
	Vitamine B6 en mg/100g	0,23	0,18	0,30
	Vitamine B12 en mg/100g	1,07	0,13	1,77
	Caroténoïde totaux mg/100g	-	-	-
Minéraux et oligoéléments	Sodium en mg / 100g	28,3	23,9	29,8
	Calcium en mg / 100g	8,2	7,5	9,1
	Potassium en mg / 100g	282	229	331
	Magnésium en mg / 100g	25,4	23,8	27,2
	Fer en mg / 100g	0,27	0,21	0,35
	Cuivre en mg / 100g	< 0,1	-	-
	Zinc en mg / 100g	0,32	0,28	0,35
	Manganèse en mg / 100g	< 0,1	-	-
	Phosphore en mg / 100g	131	118	148
	Iode en µg / 100g	6	3	13
	Sélénium en µg / 100g	18	12	23
	Chlorures en mg / 100g	-	-	-
Acides gras	AG saturés mg / 100g	565	387	751
	AG monoinsaturés mg / 100g	643	456	809
	AG polyinsaturés mg / 100g	440	356	561
	Dont oméga 6 mg / 100g	278	157	485
	Dont oméga 3 mg / 100g	158	75	271

2. Méthode d'évaluation de la qualité du poisson

La plupart du temps le mot "qualité" se réfère à l'aspect esthétique et à la fraîcheur ou au degré d'altération que le poisson a subi. Il peut aussi comprendre des aspects de sécurité tels que l'absence de bactéries et parasites pathogènes ou produits chimiques toxiques. Il est important de se souvenir que la notion de "qualité" implique des choses différentes pour des gens différents et que c'est un terme qui doit être défini en association avec le produit concerné (Huss, 1999).

Les méthodes d'évaluation de la qualité du poisson se divisent en deux catégories : organoleptiques et hygiéniques.

2.1. Méthodes de la détermination de la qualité organoleptique

2.1.1. Méthodes subjectives

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 tableau de cotation de la Communauté européenne (présenté dans la Directive européenne 2406/96).

Aujourd'hui, une nouvelle méthode est utilisée pour évaluer le poisson est la méthode QIM (Quality Index Method) développée au départ par l'unité de Recherche alimentaire de Tasmanie en Australie. Les méthodes QIM décrivent un modèle qui permet de prédire les caractéristiques restantes du poisson avant son altération. Il est aussi commun, dans l'industrie et les laboratoires, de pratiquer une évaluation sensorielle sur les filets à l'état cuit. Dans ce cas, le tableau de cotation de la Torry est plus utilisé (Zakhia, 1992).

Différentes d'autres méthodes sont utilisées en analyse sensorielle : méthodes de classement de produits ; tests de différence (comparaisons par paires, test duo-trio, test triangulaire) ; analyse quantitative descriptive du profil sensoriel (Zakhia, 1992).

Le suivi de l'évolution de la qualité d'un point de vue sensoriel et organoleptique fait selon la grille d'évaluation organoleptique de l'état de fraîcheur des poissons entiers préconisée par Gret 1993 (Rouabhi, 2009).

Les instruments capables de mesurer des paramètres faisant partie du profil sensoriel sont l'Instron, le Rhéomètre Bohlin pour mesurer la texture et le "nez artificiel" pour évaluer le profil d'odeurs (Nanto *et al.*, 1993 *in* Huss, 1999).

2.1.2. Méthodes physico-chimiques

Les paramètres physico-chimique regroupent les mesures suivantes : pH, activité de l'eau, propriétés diélectriques qui indiquent le degré d'altération.

Le pH est un paramètre important qui montre la diminution de la qualité de la chair durant le stockage. Le pH *post mortem* varie de 5,5 à 7,1 suivant la saison, les espèces et d'autres facteurs (Haard 2002 *in* Leduc, 2011). L'activité de l'eau du poisson est mesurée avec un hygromètre.

2.2. Méthodes de détermination de la qualité hygiénique

2.2.1. Méthodes chimiques et biochimiques

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

❖ Les indices de dégradation des matières azotées

➤ Indices du degré d'autolyse tels que les dosages de l'azote basique volatil total (ABVT), de la triméthylamine (TMA), de la diméthylamine (DMA) (Zakhia, 1992).

Plusieurs méthodes analytiques ont été développées pour mesurer la TMA, la DMA ou encore de l'ABVT : la distillation à vapeur, méthode colorimétrique, la photométrie, HPLC, méthode d'électrophorèse capillaire, méthode de débit d'injection de diffusion de gaz, biocapteur à l'aide de l'enzyme flavin-containing monooxygenase type 3, et capteur semi-conducteur basé sur le vert de bromocresol (Leduc, 2011). Ainsi que la méthode de micro diffusion de Conway (les teneurs sont exprimées en mg / 100 g de chair) (Knockaert *et al.*, 2009). La méthode de distillation d'un extrait déprotéinisé par l'acide trichloracétique (méthode C.E.E) (Enkoro, 2006).

➤ Indice de protéolyse et d'altération des protéines comme le test à l'acide trinitrobenzène sulfonique (TNBS), le dosage des acides aminés libres, la détermination de la digestibilité *in vitro* (Leduc, 2011).

❖ Les indices de dégradation des matières lipidiques

➤ Indice de peroxyde est une mesure de l'oxydation des lipides. Il est exprimé en milliéquivalents d'oxygène actif par kg de matière grasse (Zakhia, 1992).

➤ Indice thiobarbiturique (TBA) est déterminée selon la méthode de Vyncke (1970 *in* Knockaert *et al.*, 2009) par la quantification spectrophotométrique des composés secondaires

d'oxydation de type carbonylés réagissant avec l'acide thiobarbiturique. L'indice est exprimé en mg de malonaldéhyde / kg de chair (% de lipides).

❖ Métaux lourds

Les métaux lourds fréquemment trouvés dans la chair de poisson sont : cuivre, fer, zinc, cobalt, plomb, nickel, chrome, manganèse et cadmium ; la concentration de ces métaux lourds est mesurée par le spectromètre d'absorption atomique (Abraha *et al.*, 2012).

Plusieurs méthodes sont utilisées pour le dosage des métaux lourds ; techniques gravimétriques, volumétriques et colorimétriques (Biney *et al.*, 1994).

❖ Teneur en eau

La teneur en eau est mesurée après séchage d'un broyât de poisson en utilisant la « Méthode d' Afnor » (Zakhia, 1992).

❖ La teneur en lipides

La méthode utilisée pour l'extraction et la quantification des lipides totaux musculaire est celle préconisée par Folch *et al.*(1957 *in* Al Dilaimi, 2009). Cette technique repose sur le principe d'une extraction à froid des lipides par un solvant composé de chloroforme et de méthanol. Les lipides peuvent être aussi extraits selon la méthode de Soxhlet (*in* Dergal, 2015).

❖ La teneur en protéines

Le taux des protéines est évalué par différentes méthodes : méthode de Kjeldahl (*in* Dergal, 2015), méthodes de Bradford et de Gornall (Zakhia, 1992).

2.2.2. Méthodes microbiologiques

Les analyses microbiologiques consistent à dénombrer les principaux germes pouvant contaminer le poisson. Ces dénombrements concernent notamment 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 nouvelles méthodes d'analyse microbiologique, dites "rapides" ou "en kits" sont de plus en plus utilisées. Parmi ces méthodes, on trouve les tests suivants : Pétrifilm, Millipore, Isogrid, Redigel, Spiral, Microtest, Tecra, Biocontrol 1-2, Spectate, Oxoid (Zakhia, 1992).

Chapitre II

Matériel et méthodes

Chapitre II: Matériels et méthodes

1. Echantillonnage

- 18 individus ont été échantillonnés le 01/12/2016 à partir d'un bassin d'irrigation pour un poids total de 1600 g (**Tableaux 01, Annexe 01**).
- 02 individus ont été échantillonnés le 19/04/2017 à partir d'une ferme d'élevage pour un poids total de 995 g (**Tableau 02, Annexe 01**)

1.1. Bassin d'irrigation

Ce bassin est situé dans une ferme agricole localisée au Nord-Est de Mekhatria (wilaya d'Ain Defla) avec une surface totale de 20 hectares. L'exploitation produit de la pomme de terre, fève et petit pois. L'élevage des bétails et des volailles est aussi réalisé dans cette ferme.

Le bassin est d'une superficie de 45,6 m² et son volume est de 86.64 m³. La source principale d'eau est le forage. Les paramètres physico-chimiques de cette eau au moment de l'échantillonnage sont rapportés dans **le Tableau 01 (Annexe 02)**.

Le régime alimentaire est particulièrement naturel, les poissons sont alimentés de feuilles laitues, du maïs, du son de blé, aliments et déchets de volailles.

1.2. Ferme d'élevage

La ferme d'élevage du CNRDPA « Centre National de Recherche et de Développement de la Pêche et de l'Aquaculture » se trouve dans l'ancien siège du centre à Bou Ismail (Wilaya de Tipaza). Les paramètres conventionnels d'élevage sont respectés. Les poissons sont alimentés avec un granulé normalisé et l'eau d'élevage est pompée à partir d'un forage.

2. Détermination de l'état de fraîcheur

L'analyse sensorielle est le moyen le plus utilisé par le secteur des produits aquatiques 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 (*in* Belaiouer et Chachoua, 2016).

2.1. Méthode d'examen organoleptique

Un examen organoleptique est pratiqué en faisant appel aux caractères sensoriels de la vue, de l'odorat et du toucher pour déterminer le degré d'altération du poisson (Dergal, 2015).

Parmi les techniques sensorielles, la première méthode a servi pour la description des paramètres organoleptiques grâce à un système de cotation européen (CE, N° 2406/96). La seconde a servi pour l'attribution des scores de démerite selon le schéma de QIM proposé par

Baixas-Nogueras *et al.* (2003 *in* Dergal, 2015) (**Annexe 03**). Trois paramètres ont été principalement appréciés; l'apparence générale (aspect générale de la peau, texture de la chair et présence du mucus), les branchies (leur odeur et couleur) et enfin les yeux (leur forme, la clarté de la cornée et la couleur de la pupille). Un score de 0 à 3 a été attribué pour chaque paramètre étudié. Un score total de 24 points signifie l'altération organoleptique du poisson.

3. Détermination de la qualité hygiénique

❖ Préparation de la chair

Après l'évaluation de l'état de fraîcheur. Les poissons sont lavés sous un faible courant d'eau, tandis qu'on les frotte avec les doigts. Ils sont ensuite séchés dans du papier filtre, la tête est tranché, la paroi abdominale ouverte et les viscères enlevés ; la cavité viscérale est lavée par un fil d'eau. Les arêtes et la peau sont enlevés ; la chair seule est broyée pour avoir un échantillon homogène (Boury, 1935 *in* Belaiouer et Chachoua, 2016).

Pour chacun des deux lots, environ 300 g de chair ont été prélevés aseptiquement devant un bec bunsen et conservés dans des boîtes de Pétri stériles à $-20\text{ }^{\circ}\text{C}$ pour les examens microbiologiques ; biochimiques ; chimiques et nutritionnels.

3.1. Analyse chimique

3.1.1. Dosage de l'azote basique volatile total (ABVT)

- **Méthode de Blanchard et Panthaleon (1951 *in* Belaiouer et Chachoua, 2016)**

Dans le processus de putréfaction des poissons, la dégradation des protéines sous l'action des enzymes bactériennes entraîne la formation de bases azotées volatiles. Ainsi, le dosage de l'ABVT permet de rendre compte, de façon objective, du degré d'altération des poissons. Les bases volatiles sont déplacées à l'aide de MgO entrainement à la vapeur et le condensat est recueilli dans de l'acide sulfurique en présence d'un indicateur coloré.

Le titrage se fait à l'aide de NaOH (0,1 N). Les résultats sont exprimés en mg d'ammoniac pour 100 g du produit frais.

❖ Mode opératoire (Figure 04)

- Peser 5g de la chair de chaque échantillons et faire broyer jusqu'à homogénéisation.
- ajouter 150 ml d'eau distillée, 20 à 30 ml d'MgO (5%) (**Annexe 05**), 1 à 2 gouttes d'anti-mousse dans un ballon pour distillation à l'aide d'un Rota-vapeur ;
- récupération dans un erlenmeyer ou il y'a 2 ml d'acide sulfurique (0,1 N) (**Annexe 05**), 25 ml d'eau distillée, 1 ou 2 gouttes d'indicateur mixte (**Annexe 05**) ;
- après récupération, titrer le distillat d'une solution de NaOH (0,1 N) (**Annexe 05**).

❖ **Formule de calcul**

$$ABVT (mg \%) = \frac{(A - B) \times K \times 1,4 \times 100}{m}$$

A (ml) : quantité de NaOH utilisé pour le titrage à vide ;

B (ml) : quantité de NaOH utilisé pour le titrage du distillat ;

1,4 : quantité d'azote correspondant à 1 ml de la solution de NaOH 0,1 N ;

m (g) : poids du produit ;

K : correction sur le titre NaOH 0,1 N.

❖ **Normes nationales**

ABVT : 35 à 40 mg / pour 100 g de chair de poisson.

3.1.2. Dosage de la triméthylamine (TMA)

- **Méthode de Blanchard et Panthaleon (1951 in Belaiouer et Chachoua, 2016)**

❖ **Mode opératoire (Figure 04)**

Après le dosage de l'azote basique volatil total, on enchaîne avec la détermination de la triméthylamine en rajoutant 20 ml de formol à 37 % ; faire neutraliser avec une solution d'hydroxyde de sodium 0,1 N.

❖ **Formule de calcul**

$$TMA (mg \%) = \frac{(A - B - C) \times K \times 1,4 \times 100}{m}$$

C (ml) : quantité d'hydroxyde de sodium (0,1 N) dépensée pour le titrage du TMA.

❖ **Normes nationales**

TMA : 10 à 15 mg /pour 100 g de chair de poisson.

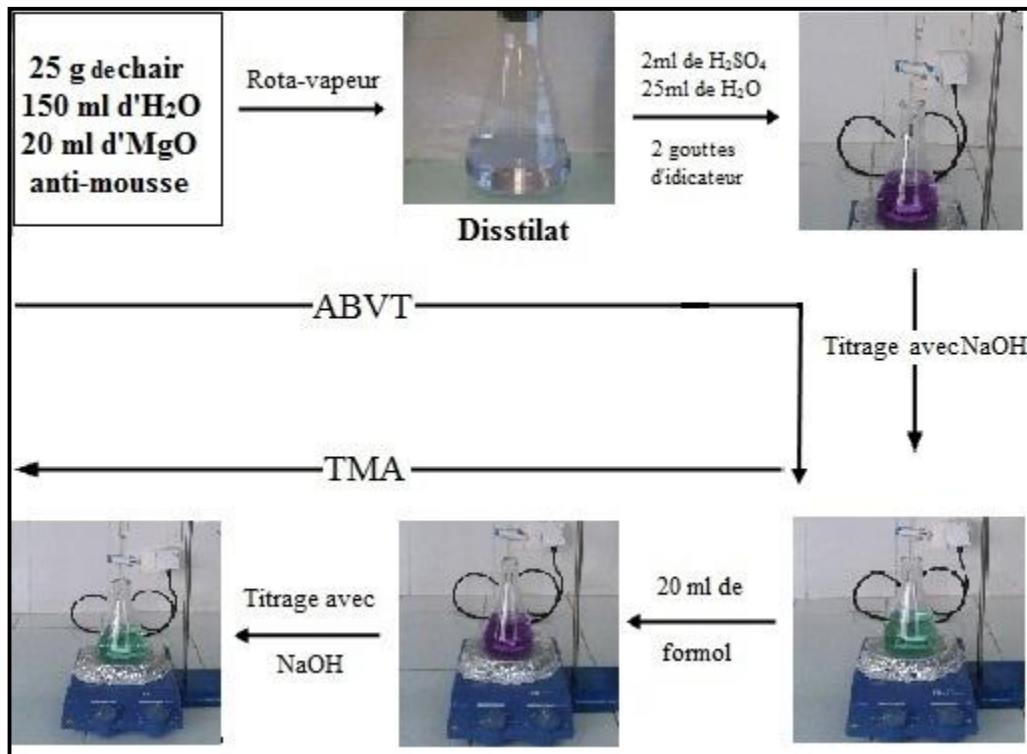


Figure 04 : Dosage de l'ABVT et de la TMA.

3.1.3. Mesure de l'indice de peroxyde

Ce test nous permet de suivre le rancissement par dosage des composés du type peroxydes due à la fixation de l'oxygène sur les acides gras insaturés des matières grasses. La décomposition des peroxydes donne des composés à fonction carbonyle qui sont responsables de l'apparition d'odeurs et de saveurs caractéristiques du rancissement (Sawadogo, 2010).

❖ Mode opératoire (Figure 05)

- Mettre 10 g de produit à analyser dans un erlenmeyer ;
- ajoute 10 ml d'éther diéthylique ;
- agiter puis laisser au repos 30 mn ;
- filtrer et évaporer le filtrat à l'évaporateur rotatif ;
- peser la matière grasse recueillie au fond du ballon. La dissoudre avec 10 ml de chloroforme ($CHCl_3$); ajouter 15 ml d'acide acétique (CH_3COOH) et 1 ml de solution d'iodure de potassium (KI) ;
- placer à l'obscurité 5 mn ;
- ajouter 70 ml d'eau distillée et 1ml de solution d'amidon à 1% ;
- titrer avec le thiosulfate de sodium (NaS_2O_3) jusqu' à décoloration complète ;
- faire un blanc dans les mêmes conditions.

❖ Formule de calcul

$$\text{Indice de peroxyde} = \frac{(V - V_0) \times N}{P}$$

V_0 (ml): volume de la solution de thiosulfate de sodium nécessaire pour titrer le blanc ;

V (ml) : volume de la solution de thiosulfate de sodium nécessaire pour titrer l'essai ;

P (g) : masse en gramme de la matière grasse recueillie ;

N : normalité de la solution de thiosulfate de sodium = 0,01

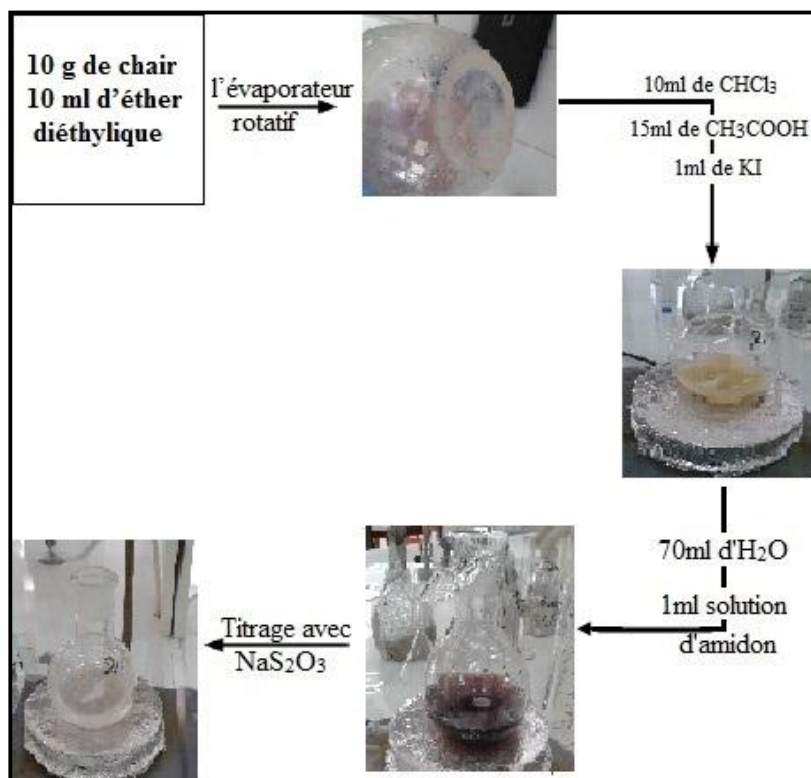


Figure 05 : Dosage de l'indice de peroxyde.

3.2. Analyse microbiologique

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

❖ Préparation de la solution mère et des dilutions décimales

➤ Préparation de la solution mère : 10^{-1}

Sur une paillasse bien désinfectée et devant un bec bunsen on introduit 25g de chair de tilapia dans un mixeur stérile et inoxydable avec 225 ml d'eau physiologique après

homogénéisation pendant quelques minutes, on récupère la solution (SM) dont la dilution est de 1/10 ou 10^{-1} dans une bouteille stérile (*in* Chabane et Daas, 2016)

➤ **Préparation des solutions fille : 10^{-2} / 10^{-3}**

Dans un tube à vis stérile contenant au préalable 9 ml d'eau tamponnée peptonée (TPE) stérile, on introduit 1 ml de solution mère (SM) à l'aide d'une pipette graduée stérile puis on mélange soigneusement pour homogénéiser ainsi on obtient une dilution de 1/100 ou 10^{-2} .

Prélever 1 ml de la dilution 10^{-2} à l'aide d'une autre pipette stérile, l'introduire dans un tube à vis aussi stérile contenant de 9 ml TPE, mélanger soigneusement et on obtient la deuxième solution fille dont la dilution est de 10^{-3} (*in* Chabane et Daas, 2016).

3.2.1. Recherche et dénombrement de la Flore Aérobique Mésophile Totale

La Flore Mésophile Aérobique Totale (FMAT) est un indicateur sanitaire qui permet d'évaluer le nombre d'UFC (Unité Formant une Colonie) présentes dans un produit dans le but de déterminer l'état de fraîcheur d'un produit ou l'efficacité d'un traitement thermique ou de la conservation. Cette recherche est donc un outil permettant de garantir une certaine sécurité hygiénique et un certain niveau organoleptique. Ce dénombrement se fait à 30 °C pendant 72 h d'incubation dans un milieu de culture bien défini (Guiraud et Rosec, 2004).

❖ **Mode opératoire (Figure 06)**

A partir des dilutions effectuées et à l'aide d'une pipette Pasteur stérile, porter aseptiquement et répartir, 1 ml dans une boîte de Pétrie stérile, ajouter 15 ml de contenant de la gélose PCA (Plat Count Agar) et répartir en dessinant un huit pour permettre à l'inoculum de se mélanger à la gélose puis laisser solidifier. Ajoute 5 ml de gélose blanche stérile, après solidification incubé à 30 °C pendant 72 h.

❖ **Lecture et dénombrement**

On retient les dilutions, compte des colonies blanchâtres ou jaunâtres dans les boîtes qui en contiennent 30 à 300 colonies.

On dénombre toutes les colonies ayant poussé entre les deux couches à l'aide d'un compteur de colonies muni d'une loupe ou à l'œil nu. La lecture se fait sur 2 boîtesensemencées avec des dilutions successives. Le nombre de germes par gramme (N) de produit est obtenu selon la formule suivante :

$$N = \frac{\Sigma C}{V (n1 + 0,1 n2) \times d}$$

N = nombre de germes par gramme de produit ;

ΣC = somme des colonies caractéristiques sur les deux boites retenues ;

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

d = taux de dilution correspondant à la première dilution retenue ;

n1 = nombre de boite lu à la 1^{ère} dilution ;

n2 = nombre de boite lu à la 2^{ème} dilution.

3.2.2. Dénombrement de la flore de contamination fécale

3.2.2.1. Recherche et dénombrement des coliformes fécaux (*E. coli*) et coliformes totaux

Le terme "coliformes fécaux" ou "coliformes thermo-tolérants" renferme toutes les espèces bactériennes faisant partie de la famille des Enterobacteriaceae qui sont aérobies ou anaérobies facultatives, à Gram négatif, asporulées, en forme de bâtonnet. L'espèce caractéristique et principale des coliformes fécaux est *Escherichia coli*, mais d'autres souches de coliformes, telles *Citrobacter sp*, *Enterobacter sp* et *Klebsiella sp*, peuvent aussi se reproduire dans un milieu lactosé à 44,5°C. Les coliformes fécaux sont des micro-organismes indicateurs d'une pollution d'origine fécale humaine ou animale. Ils sont généralement en nombre inférieur aux coliformes totaux et indiquent qu'il y a contamination récente ou constante (Guiraud et Rosec, 2004).

❖ Mode opératoire (Figure 06)

L'ensemencement se fait en profondeur, à l'aide d'une pipette Pasteur, on dépose stérilement 1 ml ou 20 gouttes de chaque dilution dans les boites de Pétries, on coule la gélose lactosée au désoxycholate à 0,1 % puis on procède à l'étalement en faisant des mouvements de huit.

Une série de boite sera incubée à 37 °C pendant 24 h à 48 h et servira à la recherche des coliformes totaux, et celle qui servira à la recherche des coliformes fécaux, sera incubée à 44 °C pendant 24 h à 48 h. Retenir les boites de deux dilutions successives donnant une numération comprise entre 30 et 300 colonies.

❖ Lecture et dénombrement

Pour les deux séries la première lecture se fait au bout de 24 h et consiste à repérer des petites colonies lenticulaires, fluorescentes sous lampe UV et de couleur rouge.

❖ **Test de confirmation d'*Escherichia coli* (coliformes fécaux)**

On prélève les colonies et on met dans un tube contenant eau exempte d'indole, incubé à 37 °C pendant 24 h, ensuite on le met dans 0,5 ml de réactif de Kovacs. L'anneau rouge confirme que c'est le germe *Escherichia coli*.

❖ **Evaluation du nombre de CT :**

$$CT = \frac{\sum \text{du nmb des colonies des 2 boites retenues}}{1,1 \times d}$$

1,1 : constante

d : première dilution retenue

❖ **Evaluation du nombre de CF :**

- Retenir les boites de deux dilutions successives donnant une numération comprise entre 30 et 300 colonies ;
- prendre de chaque boite au minimum 3 colonies jaunes suspectes ;
- faire le test de l'urée indole ;
- première lecture de la première dilution retenue :

$$a_1 = \frac{b}{A} \times C$$

b : nombre de colonies repiquées qui sont indole + et urée –

A : nombre de colonies repiquées (minimum 3)

C : nombre total de colonies par boite retenue

- Première lecture de la deuxième dilution retenue :

$$a_2 = \frac{b}{A} \times C$$

- Le nombre de coliformes fécaux dont *E.coli* est donné par la formule suivante :

$$CF(E.coli) = \frac{a_1 + a_2}{1,1 \cdot d}$$

d : dilution de la première boite retenue pour a₁

3.2.2.2. Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux

Les streptocoques fécaux sont des bactéries Gram positif, de forme cocci sphérique et l'égerment allongés, forment des chainettes ou paires, non sporulées, (PNUE/OMS, 1997 *in* Aissat et Cheikh, 2013). Ce sont des témoins de contamination fécale sensible, spécifiques et assez résistants (Gaujous, 1995).

❖ Mode opératoire (Figure 06)

On ensemence en surface 08 goutte (400 µl) dans des boites de Pétries contenant déjà la gélose *Enterococcus* ; à l'aide d'un râteau puis on incube à 37 °C pendant 48 h.

❖ Lecture et dénombrement

La première lecture se fait au bout de 24 h et consiste à repérer des petites colonies de couleur rouge-bordeaux.

❖ Test de confirmation

On prélève des colonies rouge-bordeaux et on ensemence par strie une gélose BEA (Bile Esculine Azide). Après incubation à 37 °C pendant 24 h. La couleur noire (production de H₂S) confirme la présence des streptocoques fécaux.

3.2.3. Recherche et dénombrement des anaérobies sulfito-réducteurs (ASR)

Ce sont des formes résistantes d'organismes anaérobies en raison de leur caractère sporulé, dont les plus fréquentes et les plus faciles à mettre en évidence sont les *Clostridies*. Elles sont normalement présentes dans les matières fécales mais en plus petite quantité qu'*E. coli*. Elles sont également présentes dans le sol, les rivières. Parmi les *Clostridium* sulfito-réducteurs, *C. perfringens* et *C. botulinum* qui sont très souvent à l'origine de toxi-infections d'origine alimentaire sont considérés comme germe-teste pour l'appréciation de la qualité hygiénique des denrées alimentaires (*in* Kadi et Toudert, 2000).

❖ Mode opératoire (Figure 06)

L'ensemencement est fait en tube, mettre dans un tube à essai stérile, 1 ml de chaque dilution, chauffer au bain marie à 80 °C / 10 mn, puis refroidir rapidement, puis rajouter 20 ml de gélose viande foie avec les additifs, bien agiter en essayant de ne pas toucher le bouchant, incuber à 37 °C / 24 h.

❖ Lecture et dénombrement

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

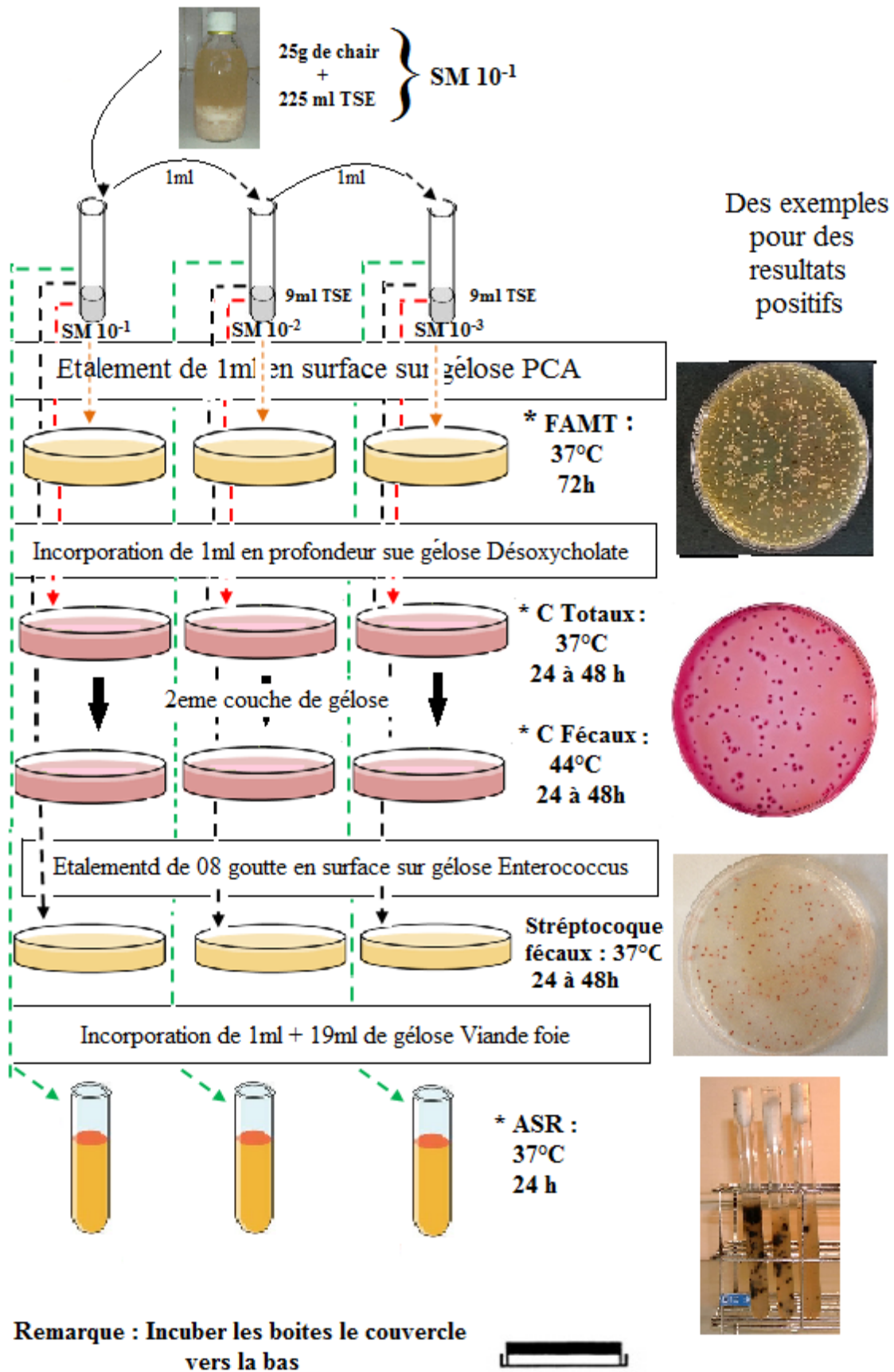


Figure 06 : Recherche et dénombrement des bactéries dans la chair.

3.2.4. Recherche et dénombrement de *Staphylococcus aureus*

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. Ils produisent une catalase. Leur paroi est principalement constituée de peptidoglycane. Staphylocoques à coagulase positive (SCP), notamment *Staphylococcus aureus*, principal producteur d'entérotoxines pathogènes pour l'homme possède une enzyme, la coagulase qui permet de les identifier (Béraud, 2004).

❖ Mode opératoire

On ensemence en surface avec 4 gouttes (200 µl) de chaque dilution dans une boîte de Petrie contenant déjà la gélose Baird Parker ; le jaune d'œuf et tellurite de Potassium, on étale sur toute la surface à l'aide d'un râteau puis incube à 37 °C pendant 48 h.

❖ Lecture et dénombrement

Les colonies de *Staphylococcus aureus* donnent des colonies noires (réduction du tellurite en tellure) avec un halo clair dû à la protéolyse des protéines du jaune d'œuf, et éventuellement, un liseré blanc, opaque (précipitation des acides gras produits par la lécithinase qui hydrolyse la lécithine du jaune d'œuf). Leur taille est de 0,5 à 2mm, avec un aspect brillant.

❖ Test de la coagulase

On prélève les colonies présomptives de *Staphylococcus aureus* qu'on ensemence dans un tube contenant 08 gouttes de plasma de lapin, incuber à 37 °C pendant 5 à 24 h. La coagulation du plasma confirme que c'est le germe *Staphylococcus aureus*.

3.2.5. Recherche (présence/ absence) des salmonelles

Bacilles à gram négatif, aéro-anaérobies facultatif, les salmonelles appartiennent à la famille des Entérobacteriaceæ. Ces bactéries possèdent un métabolisme oxydatif et fermentaire. La salmonelle est un type de bactéries intervenant dans divers types d'intoxications alimentaires, mais qui peuvent aussi être la cause de la fièvre typhoïde et paratyphoïde.

Elles produisent de l'acide et souvent du gaz au cours de la fermentation du D-glucose ou d'autres hydrates de carbone ; elles sont catalase positive (sauf rares exception) (Guiraud et Rosec, 2004).

❖ Mode opératoire

Etape 1 : Pré-enrichissement

Cette étape est nécessaire car elle va permettre aux germes présents dans le produit de reprendre leur vitalité.

Diluer 25 g de chaire dans 225 ml d'eau physiologique avec 2 disques d'SFB et incuber à 37 °C pendant 24 h.

Etape 2 : Enrichissement

Il est effectué sur le bouillon au selenite de sodium (SFB) qui a l'aptitude à favoriser le développement des entérobactéries pathogènes, tout en inhibant les autres germes d'origine gastrique.

On ajoute 1 ml de la solution mère dans un tube qui contient 9 ml de bouillon au selenite de sodium avec 1 disque SFB et incuber à 37 °C pendant 24 h.

Etape 3 : Isolement

Cette étape permet un développement sélectif de colonies présentant les caractéristiques des salmonelles, elle est réalisée sur le milieu Hecktoen.

A partir des cultures en bouillons d'enrichissement une goutte sera prélevée et ensemencée en faisant des stries pour obtenir des colonies pures et isolées les unes des autres et incubée à 37 °C pendant 24 h.

❖ Lecture et dénombrement

La suspicion des salmonelles sur milieu Hecktoen se traduit par des colonies bleu-vert à centre noire.

❖ Test de confirmation

On prélève des colonies et on ensemence par la centrale le culot et par stries sur la pente de la gélose TSI (Triple sugar Iron) et on incube à 37 °C pendant 24 h.

3.2.6. Recherche et dénombrement des levures et moisissures

Les levures et les moisissures, en fonction des genres et des espèces, peuvent être utilisées comme une flore technologique, ou bien comme un indicateur de contamination ou encore comme test pathogène dans les aliments.

Le dénombrement des levures et moisissures dans un produit est un indicateur clé de sa qualité sanitaire avant sa mise sur le marché. Ce sont souvent des espèces bien connues qui provoquent des changements indésirables dans les produits. Ces changements se manifestent

sous deux aspects : l'un purement esthétique dû à leur présence physique (troubles ou pellicules à la surface des lipides) ; l'autre résultant du métabolisme des levures (Guiraud et Rosec, 2004).

❖ **Mode opératoire (Figure 07)**

Le dénombrement de la flore fongique a été réalisé sur gélose glucosée à l'Oxytétracycline (OGA) ou Sabouraud. Une prise de 15 ml de gélose est coulée dans des boîtes de Pétri stériles.

❖ **Lecture**

La lecture permet d'apprécier 3 types de colonies :

- les levures dont l'aspect rappellent celui des colonies blanches bactériennes. Elles sont rondes à contours réguliers, opaques, plates en surface et lenticulaires en profondeur ;
- Les oïdiums d'aspect velouté font penser aux moisissures ;
- Les moisissures souvent pigmentées, d'aspect velouté, plus ou moins proéminents.

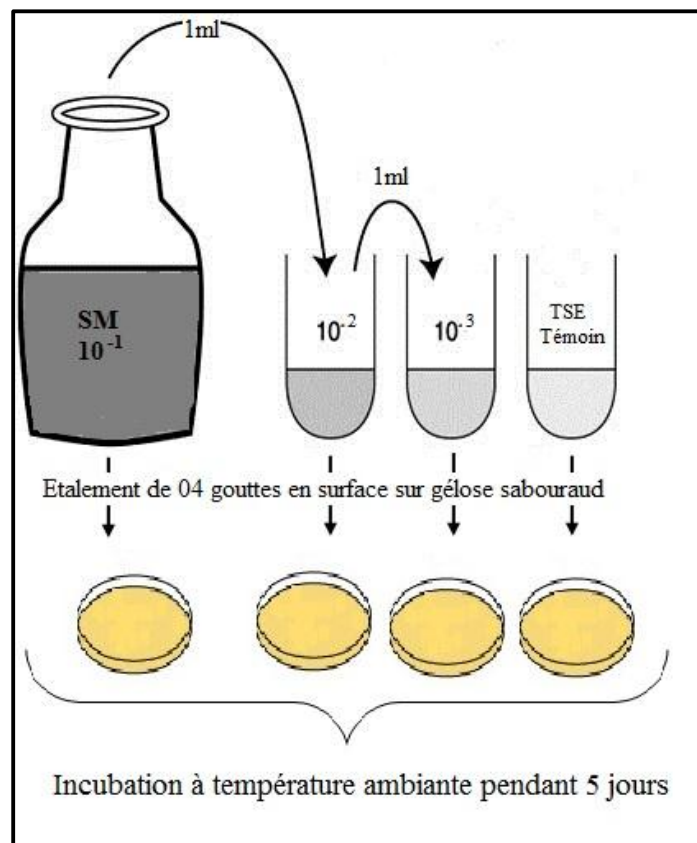


Figure 07 : Recherche et dénombrement des levures et moisissures.

La lecture et le dénombrement se fait quotidiennement pendant 05 jours et non à la fin de l'incubation et cela pour éviter l'envahissement par les levures ou par les moisissures en

comparant au témoin négatif (ensemencé avec eau physiologique stérile), le nombre est exprimé par gramme de produit analysé.

4. Composition chimique globale et valeur nutritionnelle

4.1. Mesure de la teneur en eau

Il existe plusieurs méthodes pour apprécier la teneur en eau dans la chair du poisson : la méthode officielle est validée par l'AFNOR (*in* Belaïouer et Chachoua, 2016)

❖ Matériel

- 10 g de la chair de poisson ;
- matériel de dissection (ciseau, pince) ;
- coupelle en aluminium ;
- étuve adaptée et réglée à 105 °C ;
- balance de précision ;
- creuset.

❖ Mode opératoire

10 g d'échantillon (M1) sont pesés à l'aide d'une balance à précision puis placé à l'étuve pendant une nuit à 105 °C (jusqu'à déshydratation). Après refroidissement, la matière sèche obtenue (M2) est pesée. L'analyse est effectuée sur les deux échantillons.

❖ Formules de calcul

$$\textit{Teneur en eau} (\%) = \frac{(M1 - M2) \times 100}{M1}$$

M1 : poids initial de l'échantillon ;

M2 : poids de l'échantillon après séchage.

4.2. Dosage des cendres

La détermination de la teneur en cendres (matières minérales) est basé sur la destruction de toute matière organique sous l'effet de température élevée qui est de 500 C° (Linden, 1981 *in* Belaïouer et Chachoua, 2016).

❖ Mode opératoire

Après avoir déterminé la teneur en eau on continu avec la matière sèche de chaque échantillons en la plaçant dans des creusets préalablement séchés, refroidis et pesés (P1), effectuer une deuxième pesé pour l'ensemble creuset + matière sèche (P2).

Puis placer le creuset dans le four à moufle à 500 C° jusqu'à l'obtention de cendres blanches pendant 4 à 5 h et enfin laisser refroidir et peser une dernière fois (P3).

❖ Formules de calcul

$$MM(\%) = \frac{(P3 - PI)}{(P2 - PI)} \times 10$$

PI : poids de la capsule vide ;

P2 : poids de la capsule contenant la prise d'essai ;

P3 : poids de la capsule contenant le résidu incinéré.

4.3. Dosage des protéines totales

• Méthode de Bradford, 1976

La méthode de Bradford est un dosage colorimétrique, basé sur le changement d'absorbance (la mesure se fait à 595 nm), se manifestant par le changement de la couleur du bleu de Coomassie après liaison (complexification) avec les acides aminés basiques (arginine, histidine, lysine) et les résidus hydrophobes des acides aminés présents dans la ou les protéines. La forme anionique (liée) du colorant est bleue et possède un spectre d'absorption maximal estimé historiquement à 595 nm. Les formes cationiques (libres) du colorant sont rouges et marron, absorbant à 465- 470 nm. Le changement d'absorbance est proportionnel à la quantité de colorant lié, indiquant donc la concentration en protéines dans l'échantillon. Cette absorbance du rayonnement visible (à 595 nm) est mesurée par un détecteur, et permet de doser indirectement la teneur en protéine de la solution à l'aide d'une courbe d'étalonnage en BSA.

Contrairement aux autres méthodes de mesure des protéines, la méthode de Bradford est simple, rapide, reproductible et moins sensible aux interférences par divers agents présents dans les échantillons de protéine. Elle est toutefois affectée par les détergents, modifiée par le pH, et donne un résultat positif également aux polyphénols hydrosolubles de haut poids moléculaire (tanins).

❖ Préparation de la gamme étalon BSA (Bovine Serum Albumin)

- Préparer une solution mère de BSA (1mg de SBA dans 1 ml d'eau distillée) ;
- préparer une gamme de BSA de 0 à 100 µg.

❖ Préparation des échantillons

- De chaque échantillon 20 g de la chair est additionnée de 180 ml de l'eau distillée, le tout est finement broyé ;

- En même temps que la préparation de la gamme étalon, une série de tubes, contenant différents volumes de prise d'essai de l'échantillon (É) à doser, est préparée (**Tableau 02**).

Tableau 02 : Préparation des échantillons pour la lecture au spectrophotomètre.

	Tilapia de la ferme aquacole			Tilapia du bassin agricole		
	É1	É2	É3	É1	É2	É3
Échantillon (µl)	05	20	30	05	20	30
H ₂ O (µl)	95	80	70	95	80	70
R de Bradford (ml)	3	3	3	3	3	3

❖ Lecture

- Lire les absorbances à 595 nm ;
- Déterminer la concentration des échantillons en protéine en utilisant la courbe étalon.

4.4. Dosage des lipides totaux

• Méthode de Soxhlet (1879 in Drogha Sahoré et Joachim Levry, 2016)

La méthode Soxhlet est la méthode de référence utilisée pour la détermination de la matière grasse dans les aliments solides déshydratés. C'est une méthode gravimétrique, puisqu'on pèse l'échantillon au début et la matière grasse à la fin de l'extraction.

L'aliment solide est pesé et placé dans une capsule de cellulose. L'échantillon est extrait en continu par l'éther éthylique ou éther de pétrole à ébullition ($T = 35\text{ °C}$) qui dissout graduellement la matière grasse. Le solvant contenant la matière grasse retourne dans le ballon par déversements successifs causés par un effet de siphon dans le coude latéral. Comme seul le solvant peut s'évaporer de nouveau, la matière grasse s'accumule dans le ballon jusqu'à ce que l'extraction soit complète. Une fois l'extraction terminée, l'éther est évaporé, et la matière grasse est pesée.

Les cartouches de cellulose sont perméables au solvant et à la matière grasse qui y est dissoute. Ces cartouches sont jetables.

❖ Réactifs et matériels

- Ether de pétrole
- Balance de précision (10^6) et matras ;
- appareil de Soxhlet, rota-vapeur ;
- réfrigérant et étuve ;
- ballons, cartouches ;

➤ dessiccateur.

❖ **Mode opératoire (Figure 08)**

- Allumer le réfrigérant, à 2 °C ;
- peser chaque ballon vide, soit **P₀** ;
- peser environ 5g de chaque échantillon lyophilisé et finement broyé dans une cartouche tarée. Soit **m** ce poids ;
- placer les ballons dans l'appareil de soxhlet (sur la plaque chauffante) et déposer les cartouches dans les matras ;
- ajouter 160 ml de l'éther- éthylique dans chaque matras jusqu'à ce qu'il se déverse dans le ballon, fermer les matras ;
- allumer l'appareil à une température de 100 °C jusqu'à l'ébullition, ensuite réduire la température de sorte à maintenir l'ébullition stable ;
- garder le même rythme pendant 4 h, afin dissoudre tous les lipides présent dans chaque échantillon- Eteindre l'appareil et laisser refroidir les ballons ;
- concentrer les échantillons de lipides contenus dans les ballons dans un rota-vapeur à 40 °C et à une vitesse de rotation de 6 à 7 tours/min ; pour récupérer le solvant ;
- sécher les ballons dans l'étuve à 37 °C puis les refroidir dans in dessiccateur ;
- peser le ballon rempli, soit **p** ce poids.

❖ **Formule de calcul**

$$\% \text{ lipides} = \frac{M}{m} \times 100$$

M : la quantité des lipides (P-P₀) en (g).

m : poids se l'échantillon (chair du poisson).



Figure 08 : Extraction des lipides à partir de la chair du poisson.

Chapitre III

Résultats et discussion

Chapitre III : Résultats et discussion

1. Détermination de la qualité sensorielle du tilapia du Nil

Le poisson frais généralement se définit par son odeur, son aspect visuel ou encore sa texture. Le tilapia du Nil même frais possède une odeur accentuée, un aspect brillant, couleurs vives qui vont du gris avec poitrine et flancs rosâtres, des texture élastique, une peau pigmentée et iridescente, des écailles brillantes, des yeux convexes et des branchies de couleurs vive et sans de mucus.

Dans le cadre de cette étude, nous avons utilisé la méthode européenne (CE) pour évaluer sa fraîcheur. Les caractères du tilapia ont été notés, la moyenne obtenue est consignée dans le tableau ci-dessous (**Tableau 03**).

Tableau 03: Qualité sensorielle du tilapia du Nil *Oreochromis niloticus*.

Paramètre de qualité	Description	Score
Apparence générale		
Peau	Pigmentation vive et iridescente	0
Consistance de la chair	Très ferme, rigide	0
Mucus cutané	Aqueux, transparent	0
Yeux		
Cornée	Transparente	0
Pupille	Noire brillante	0
Forme	Convexe	0
Branchies		
Couleur	Vive ; pas de mucus	0
Odeur	D'algues marines fraîches ; acre ; iodée	0
Fourchette du score total du rejet sensoriel (points de démerite) = 0		

Le tilapia de la ferme aquacole et celui du bassin d'irrigation sont donc de qualité « **Extra** » vu les conditions optimales de pêche, de manutention durant le transport.

Etant données que, ces barèmes sont subjectifs puis qu'ils sont dépendants du niveau de perception du manipulateur (odeur, couleur, ...); nous avons eu recours aux méthodes chimiques et microbiologies pour déterminer le degré de fraîcheur du poisson et s'assurer de sa qualité.

2. Détermination de la qualité hygiénique

2.1. Qualité chimique

2.1.1. Taux de l'ABVT et de la TMA

C'est un indice d'altération qui est principalement constitué de la triméthylamine (produite par les bactéries d'altération), de la diméthylamine (produite par les enzymes autolytiques pendant le stockage du poisson congelé), de l'ammoniac (produit par la désamination des acides aminés et des catabolites de nucléotides) et d'autres composés azotés volatils basiques associés à l'altération (IFREMER, 2008).

Le poisson devient inconsommable lorsque l'ABVT et la TMA dépassent successivement **35 mg / 100 g** et **15 mg / 100 g** de muscle.

Au regard du **Tableau 04**, ci-dessous, les taux moyens d'ABVT et de TMA dans la chair des deux échantillons sont largement inférieures aux normes européennes.

Tableau 04 : Taux moyens de l'ABVT et de la TMA (mg / 100 g) dans la chair du tilapia du Nil.

Paramètres	ABVT (mg / 100 g)	TMA (mg / 100 g)
Chair du tilapia du Nil du bassin d'irrigation	9,38	0,70
Chair du tilapia du Nil de la ferme aquacole	8,12	0,28
Normes (mg / 100 g)	35	15

Les sources de variation de la teneur de l'ABVT sont multiples, les concentrations peuvent varier naturellement d'une espèce à une autre, le mode de vie mais surtout les manipulations et le mode de conditionnement et de stockage (Bruiant, 1991).

Dans de nombreux cas, le critère ABVT est difficile à interpréter, le recours en supplément au dosage de la TMA rend ce test plus fiable pour apprécier l'altération du produit. La détermination d'état de fraîcheur est présentée dans le **Tableau 05** (IFREMER, 2008).

Le Taux d'ABVT trouvé est de **09,38 mg / 100 g** dans la chair de tilapia du bassin d'irrigation et de **08,12 mg / 100 g** dans la chair de tilapia de la ferme aquacole, donc elles sont classées dans la catégorie satisfaisante estimée inférieures à **20 mg / 100 g**.

Le taux de TMA calculé est de **0,70 mg / 100 g** dans la chair de tilapia du bassin d'irrigation et de **0,28 mg / 100 g** dans la chair de tilapia de la ferme aquacole, qui sont en dessous de la limite de conformabilité fixée à **15 mg / 100 g** de chair.

On peut remarquer que les concentrations moyennes en ABVT et TMA sont nettement en dessous des normes fixées par les organismes internationaux et nationaux (JORADP, 2011). Par conséquent, la chair est de qualité satisfaisante.

Tableau 05 : Détermination de l'état de fraîcheur du tilapia du Nil

Paramètres	ABVT (mg / 100 g)	TMA (mg / 100 g)	Etat de fraîcheur
	< 20	< 15	Satisfaisant
	20 – 25	-	Acceptable
	>25	-	Non Satisfaisant
tilapia du bassin d'irrigation	9,38	0,70	Satisfaisant
tilapia de la ferme aquacole	8,12	0,28	Satisfaisant

Ces résultats corroborent avec ceux obtenus par Dergal, (2015). Celui-ci dans le cadre d'évaluation d'un système de management de la sécurité et de la qualité du tilapia du Nil issu d'aquaculture avait retenu les seuils limites d'ABVT et du TMA dans l'ordre **35 mg / 100 g** de chair et **8 mg / 100 g**. Les valeurs obtenues dans le présent travail correspondent aux valeurs de fraîcheur rapportées par cet auteur.

2.1.2. L'indice de peroxyde

Cet indice s'intéresse au nombre d'oxygène actif dans les chaînes organiques d'une chair (lipide, acide gras libres, mono, di et triglycérides), cet oxygène actif peut être sous forme d'hydroperoxyde ou sous forme d'hydroperoxyde.

Cet indice permet d'évaluer le degré d'oxydation des acides gras insaturés (degré de rancissement) plus celui-ci est élevé, plus la matière grasse est oxydée, cependant, cet indice n'est qu'un indicateur du début d'oxydation : celui-ci augmente pour atteindre un pic puis diminue avec l'état d'oxydation avancée (Benchegra, 2012). En effet les produits d'oxydation des lipides interagissent rapidement avec d'autres constituants ce qui peut biaiser les résultats.

Le taux de peroxyde trouvé est de **18,65 méq d'O₂ / 100 g** dans la chair de tilapia du bassin d'irrigation et de **34,78 méq d'O₂ / 100 g** dans la chair de tilapia de la ferme aquacole. Ces valeurs dépassent les normes (**20 méq d'O₂ / kg**), ceci peut s'expliquer en partie par le fait que faute de moyens, l'analyse n'a pas été réalisée sur les produits frais mais après deux mois de congélation à - 20 °C.

2.2. Qualité microbiologique

Selon Benchegra (2012), la distinction doit se faire entre les deux dénominations, la flore d'altération et les bactéries d'altération ; la première décrit simplement les bactéries présentes sur le poisson quand il s'altère tandis que la seconde constitue le groupe spécifique qui produit des odeurs et des goûts désagréables associés, chaque poisson possède ses propres bactéries d'altération dont le nombre détermine sa durée de conservation.

La chair du poisson sain vivant ou fraîchement pêché est stérile car le système immunitaire du poisson empêche les bactéries de se multiplier et proliférer dans la chair, à la mort du poisson le système immunitaire et barrières s'effondrent ainsi les bactéries peuvent proliférer librement de la surface de la peau, des branchies et des intestins vers les muscles, en effet, les bactéries colonisent largement les alvéoles des écailles, pendant le stockage et elles envahissent la chair en se déplaçant entre les fibres musculaires.

2.2.1. La Flore aérobie mésophile totale

Elle correspond à des bactéries indicatrices d'hygiène dont le dénombrement permet d'apprécier la qualité microbiologique du poisson et l'application des bonnes pratiques d'hygiène (Huss, 1988). Une flore mésophile dénombrée en grande quantité indique un début du processus d'altération, elle est dénombrée de **9900 UFC / g** dans la chair du tilapia du bassin d'irrigation et de **8700 UFC / g** dans la chair du tilapia de la ferme aquacole (**Figure 09**). Ceci est largement en dessous de la valeur critique de **10^6 UFC / g** selon les normes algériennes en vigueur et aussi selon les normes internationales **ISO 4833** et les normes **ICMSF** (1986) qui est fixés à **10^6 UFC / g** pour la flore FMAT et pour les entérobactéries.

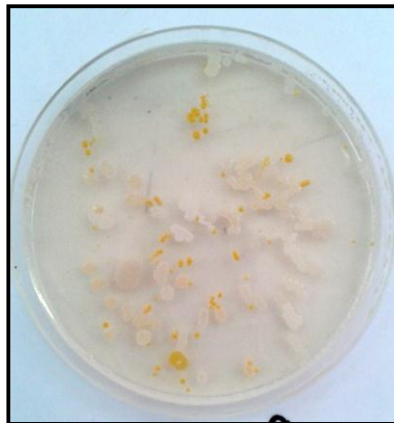


Figure 09 : Les colonies de la FAMT présentes dans la chair du tilapia du Nil.

2.2.2. Les germes de contamination fécale

❖ Les coliformes totaux

La recherche et la numération des coliformes totaux montrent leur présence dans la chair du tilapia du bassin d'irrigation et aussi dans la chair du tilapia de la ferme aquacole. Elles sont respectivement au nombre de **5200 UFC / g** et **1100 UFC / g** (**Figure 10**). Ces bactéries regroupent plusieurs espèces dont les animaux constituent des hôtes normaux. Ce sont, en fait, des contaminants très fréquents se développant d'une manière très abondante et correspondent à la flore d'altération; selon les normes algérienne (**$< 10^4$ UFC / g**) et internationale **ISO 4832** les valeurs enregistrées dans le cadre de cette étude sont acceptables.

❖ Les coliformes fécaux et « *E. coli* »

La recherche des coliformes fécaux et *E. coli* montrent leur absence dans la chair des deux échantillons analysés (**0 UFC / g** de chair de coliformes fécaux et **0 UFC / g** de chair d'*E. coli*) (tests de confirmation se sont révélés négatifs) ; néanmoins il y a présence des coliformes dits « **coliformes thermo-tolérants** ». Ils sont au nombre de **680 UFC / g** dans la chair du tilapia du bassin d'irrigation et de **290 UFC / g** dans la chair du tilapia de la ferme aquacole. (**Figure 10**).

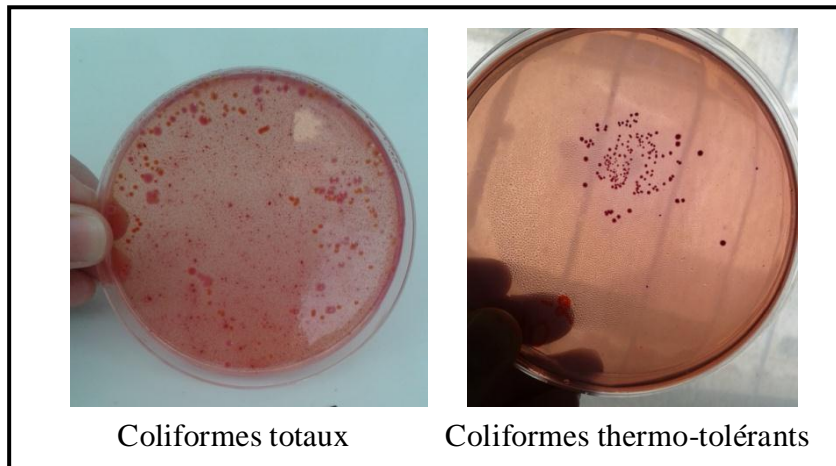


Figure 10 : Présence des germes de contamination fécale dans la chair.

Les résultats obtenus sont inférieurs aux normes algériennes en vigueur (**300 UFC / g** coliformes fécaux et **230 UFC / g** *E.coli*).

❖ Streptocoques fécaux

L'analyse de la chairs des deux échantillons, n'a pas mis en évidence la présence de ces germes (**0 UFC / g**), ce qui témoigne de la bonne qualité.

2.2.3. Les anaérobies sulfito-réducteurs

Ce groupe les microorganismes anaérobies sulfito-réducteurs, dont le plus caractéristique, *Clostridium perfringens* sont absences (**0 spores / g** de chair) dans les deux échantillons analysés.

❖ Sur la base des premiers résultats (coliformes fécaux, *E.coli*, streptocoques fécaux ainsi que les ASR), on peut aisément conclure qu'il n'y a aucune contamination d'origine fécale.

2.2.4. Les *Staphylococcus aureus*

On note également une absence de *Staphylococcus aureus* (0 UFC / 100 g) dans les deux échantillons, ce qui est un indice d'une qualité supérieure ; car ces germes sont témoins du manque d'hygiène lors des manipulations et de stockage.

2.2.5. Les salmonelles

La salmonelle est une bactérie présente dans l'intestin des animaux, en particulier ceux des oiseaux, qui peuvent contaminer l'environnement via leurs matières fécales. Ces bactéries résistent au froid (et donc au réfrigérateur et au congélateur) mais sont tuées par la chaleur. Ainsi les aliments crus ou peu cuits sont les plus fréquemment contaminés tels que les poissons surgelés. L'ingestion de salmonelles n'entraîne cependant pas forcément une salmonellose, cela dépend du type de bactérie et de la dose consommée. De plus, certains individus sont des porteurs sains, c'est-à-dire qu'ils peuvent porter les bactéries en eux sans développer de maladie (Guiraud et Rosec, 2004).

Après enrichissement et ensemencement sur milieu Hecktoen, On a constaté la présence de colonies suspectes de couleur bleu-vert à centre noir (**Figure 11**) ; mais les tests de confirmations se sont révélés négatifs. Il s'avère que ces germes ne sont pas des salmonelles. Donc, il y a absence de salmonelles dans 25 g de chair, ce qui indique la bonne qualité de ces deux lots de poissons.

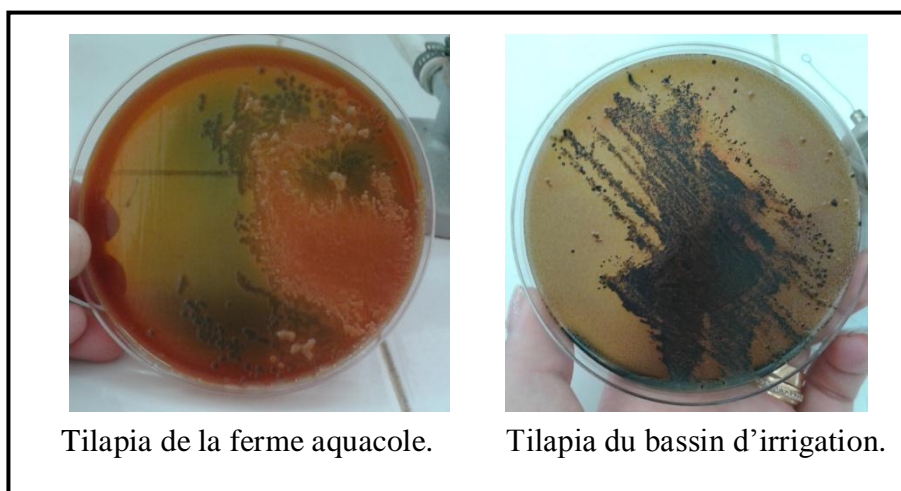


Figure 11 : Présence d'Entérobacteriaceae dans la chair.

2.2.6. Les levures et moisissures

Une levure est un champignon unicellulaire (certaines levures sont cependant capables d'arborer un aspect pseudo pluricellulaire). Certaines peuvent être opportunistes, c'est à dire, bien que naturellement saprophytes, elles peuvent dans certains cas se comporter en parasites, se

développer sur des organismes vivants animaux ou végétaux dont les défenses sont affaiblies, les tuer et finalement passer à un développement saprophyte. Parmi les levures pathogènes, on peut citer *Candida albicans*.

Les moisissures sont agressives et dégradantes seulement sous leur forme mycélienne, se développent quand les conditions environnementales sont favorables, sous la forme de spores, elles peuvent se disperser très largement et contaminer les denrées alimentaires (Guiraud et Rosec, 2004).

L'absence des moisissures dans les chairs analysées (**0 UFC / g**) dénote leurs fraîcheur; mais il y a eu présence de levures (**Figure 12**) dans les deux chairs ; au nombre de **690 UFC / g** dans la chair du tilapia du bassin d'irrigation et de **140 UFC / g** dans la chair du tilapia de la ferme aquacole ; ces taux restent inférieurs à ceux préconisés par les normes ISO 21527-1.

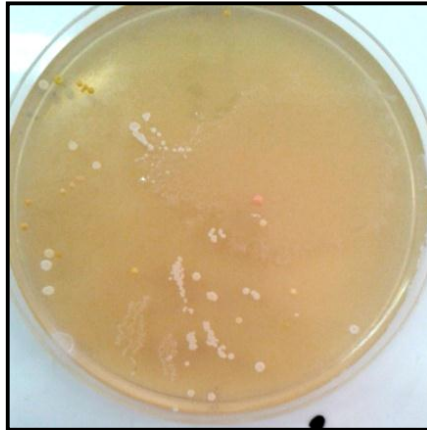


Figure 12 : Présence de levures dans la chair de deux lots de tilapia.

❖ Synthèse

La qualité du produit est satisfaisante par ce que toute les valeurs sont inférieures à la limite avec absence des germes pathogènes recherchés. Les résultats des analyses consignés dans le **Tableau 06** sont exprimés en nombre d'UFC / g de chair, comparés aux normes algériennes (JORADP, 1998) et internationales :

Tableau 06 : Résultats des analyses microbiologique pour les deux chairs du tilapia du Nil *O. niloticus*.

	Tilapia du bassin d'irrigation	Tilapia de la ferme aquacole	Normes Algérienne (JORADP, 1998)	Normes International (ISO)
FAMT	9900 UFC / g	8700 UFC / g	< 10⁶ UFC / g	ISO 4833
Coliformes totaux	5200 UFC / g	1100 UFC / g	< 10⁴ UFC / g	ISO 4832
Coliformes fécaux	0 UFC / g	0 UFC / g	300 UFC / g	ISO 4832
<i>E-coli</i>	0 UFC / g	0 UFC / g	230 UFC / g	ISO 7251
Anaérobie sulfito-réducteur	0 UFC / g	0 UFC / g	< 02 UFC / g	ISO 7937
<i>Staphylococcus aureus</i>	0 UFC / g	0 UFC / g	< 10² UFC / g	ISO 6888
Levures	690 UFC / g	140 UFC / g	-	ISO 21527
Moisissures	0 UFC / g	0 UFC / g	-	ISO 21527
Salmonelle	Absence		Absence	ISO 6579
Listeria	Absence		Absence	ISO 11290

3. La composition chimique globale et la valeur nutritionnelle

3.1. Teneur en eau

Etant donné que l'eau est la principale composante de la chair du poisson, la teneur en eau s'établit en soumettant un échantillon représentatif au séchage dans une étuve et en déterminant la perte d'eau ; la teneur en eau est de **77,09 %** dans la chair du tilapia du bassin d'irrigation et de **78,09 %** dans la chair du tilapia de la ferme aquacole; ces valeurs sont incluses dans les intervalles citées dans la bibliographie (**Tableau 01**) (**77 – 80 %** d'eau) et rapportés par Dergal (2015) (**80,7 ± 0,40 %**).

3.2. Teneur en cendres

La teneur en matières minérales est déterminée par destruction de toute matière organique de la matière par combustion. Le taux est dans l'ordre de **03,31 %** et **02,29 %** dans la chair du tilapia du bassin d'irrigation et dans la chair du tilapia de la ferme aquacole. Ces valeurs sont supérieures à celles rapportées dans la littérature (**Tableau 01**) (**0,6 – 0,9 %** de cendres) et à celles obtenues par Dergal (2015) (**0,59 ± 0,12%**).

3.3. Teneur en protéine

Elle est évaluée grâce au bleu de Coomassie qui se lie à la protéine (aux acides aminés aromatiques) par des interactions non-covalentes (ponts hydrogène, interactions hydrophobes et interactions ioniques) et l'absorbance est mesurée à 595 nm. Après extrapolation avec la courbe étalon (

Figure 13) et calcul les teneurs en protéines sont cosignées dans le **Tableau 07**.

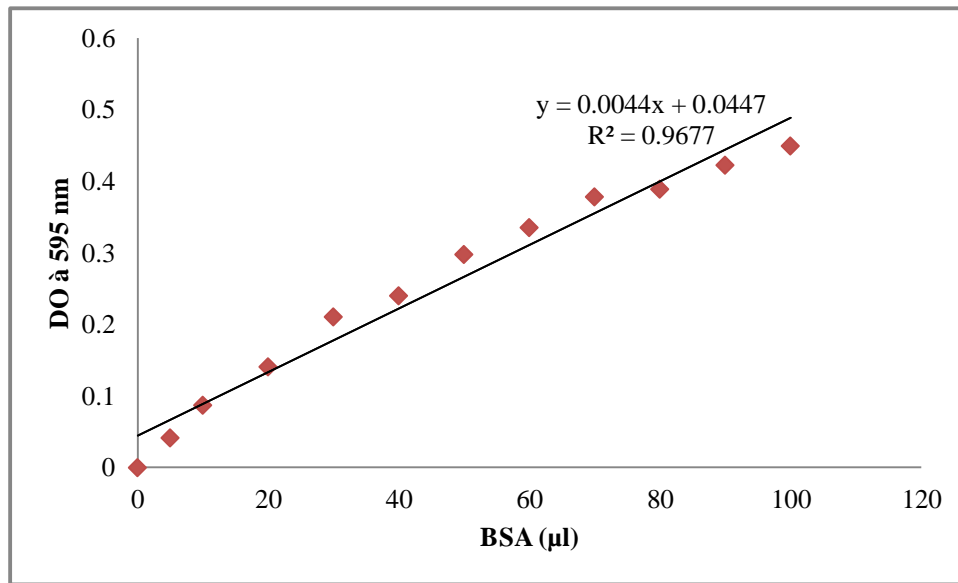


Figure 13 : La courbe d'étalonnage.

Tableau 07 : lecture au spectrophotomètre à 595 nm des échantillons.

	Tilapia du bassin d'irrigation			Tilapia de la ferme aquacole		
	Échantillon 1	Échantillon 2	Échantillon 3	Échantillon 1	Échantillon 2	Échantillon 3
D.O (595 nm)	0,079	0,198	0,301	0,085	0,187	0,289
Taux de protéine (%)	17,19	18,08	19,27	19,38	16,14	19,64
Protéine totaux (%)	18,18			18,38		

La chair du tilapia du Nil est riche en protéine. Les taux retrouvés s'élèvent à **18,18 %** dans la chair de tilapia du bassin d'irrigation et à **18,38 %** dans la chair de tilapia de la ferme aquacole. Ceci indique une haute valeur alimentaire de la chair du tilapia élevé en Algérie. Ces résultats sont confortés par la bibliographie (**Tableau 01**) (**17,4 % – 19,4 %**) et par les études de Dergal (2015) (**17,3 ± 0,40 %**).

3.4. Teneur en lipides

Cette teneur est toujours inversement proportionnelle à celle de l'eau. Les poissons sont ainsi classés en maigres (<5 %), semi-gras (5 à 8 %) et gras (8 à 25 %) (Piclet, 1987 *in* Zakhia, 1992).

Les taux enregistrés sont de **1,41 %** dans la chair du tilapia du bassin d'irrigation et de **1,24 %** dans la chair du tilapia de la ferme aquacole. De ce fait, on déduit que le tilapia du Nil est un **poisson maigre**.

3.5. Valeur nutritionnelle

La composition chimique globale et la valeur nutritionnelle de la chair du tilapia du Nil *O. niloticus* pêchée en mois de décembre 2016 au niveau du bassin d'irrigation est similaire à celle de la ferme aquacole du CNRDPA. En effet, il n'y a pas de grande différence dans le taux de lipides, de protéines, d'eau et de cendres entre les deux lots ; les résultats sont consignés dans le **Tableau 08** et dans la **Figure 14**.

Tableau 08 : La composition chimique globale et la valeur nutritionnelle du tilapia du Nil

Composants	Eau %	Cendres %	Protéines %	Lipides %
Tilapia du bassin d'irrigation	77,09	3,31	18,18	1,41
Tilapia de la ferme aquacole	78,08	2,29	18,38	1,24
Interval de la norme % (Projet Composition nutritionnelle des produits aquatiques, 2007)	77,0 - 80,0	0,6 - 0,9	17,4 - 19,4	1,5 - 2,7
Dergal (2015)	80,7 ± 0,40	0,59 ± 0,12	17,3 ± 0,40	0,33 ± 0,03

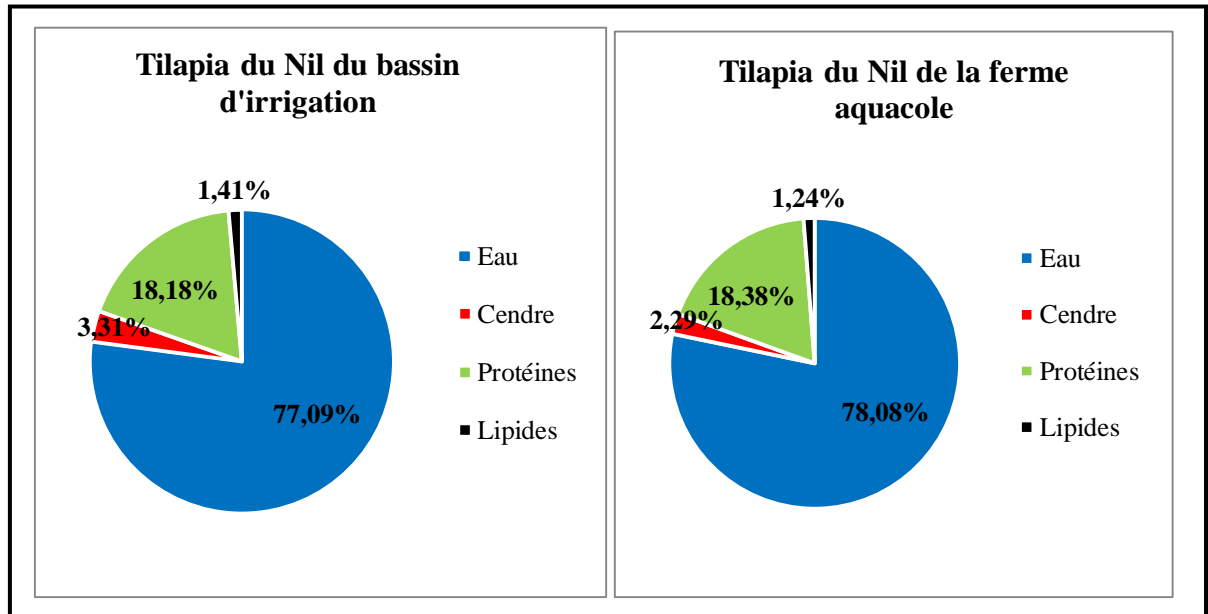


Figure 14 : Composition chimique globale et valeur nutritionnelle de 100 g de chair.

Enfin, le tilapia du Nil du bassin d'irrigation constitue une excellente source en protéines animales et du fait que c'est poisson maigre il pourrait être introduit dans les régimes alimentaires d'autant plus qu'il est rapporté dans la littérature que les lipides sont représentés par les acides gras polyinsaturés avec un rapport moyen de n-3/n-6 de l'ordre de 0.46. La chair se prêterait bien également aux technologies alimentaires (Dergal, 2015).

Conclusion

Conclusion

L'objectif de ce travail est la caractérisation et l'évaluation de la qualité d'une espèce de poisson d'eau douce, tilapia du Nil *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758), élevée dans une eau de forage destinée à l'irrigation et la comparer avec une autre souche élevée dans une ferme aquacole.

Les analyses de fraîcheur entreprises ont démontré que les deux souches sont de « qualité *Extra* ».

La qualité chimique est satisfaisante. En effet, les taux moyens d'ABVT (**09,38 mg / 100 g**) et de TMA (**0,70 mg / 100 g**) de la chair du tilapia du Nil élevée dans une eau de forage destinée à l'irrigation sont inférieurs aux seuils imposés par les normes européennes. De même, les taux moyens d'ABVT (**08,12 mg / 100 g**) et de TMA (**0,28 mg / 100 g**) de la chair du tilapia du Nil élevée dans la ferme aquacole sont également inférieurs aux seuils imposés par les normes européennes (**20 mg / 100g et 15 mg / 100g** respectivement) et les normes algériennes (**35 mg / 100 g ABVT**).

La charge bactérienne représentée par la FMAT et les entérobactéries dans les deux lots analysés sont nettement en dessous des normes internationales (10^6 UFC / g de chair).

On note également l'absence totale des germes de contamination fécale et des germes pathogènes (*Staphylococcus aureus*, Anaérobie sulfite-réducteur et salmonelles).

Sur la base des indices de fraîcheur et les résultats des analyses chimiques et microbiologiques, on peut conclure que les deux lots tilapia sont d'excellente qualité hygiénique.

Globalement, la chair du tilapia du Nil élevée dans une eau de forage destinée à l'irrigation est constituée de **77,9 %** d'eau, **3,31 %** de cendres, **18,18 %** de protéines et de **1,41 %** des lipides ; cette composition est presque similaire avec celle du tilapia du Nil de la ferme aquacole qui est constitué de **78,08 %** d'eau, **2,29 %** de cendres, **18,38 %** de protéines et de **1,24 %** des lipides. Elles constituent une bonne source en protéines animales et se prêterait bien aux technologies alimentaires.

Enfin, sur la base des résultats obtenus, le tilapia du Nil *O. niloticus* mérite toute notre attention et devrait d'être valorisée à plus grande échelle.

A l'avenir, il serait intéressant de compléter cette étude par une plus ample évaluation de la qualité chimique telle que le dosage de métaux lourds, et de la qualité nutritionnelle telle que la teneur en vitamine, minéraux et oligoéléments et la nature des acides aminés.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

- Abraha, G. A., Mulu, B. D. et Yirgaalem, W. G. (2012).** Bioaccumulation of Heavy Metals in Fishes of Hashenge Lake, Tigray, Northern Highlands of Ethiopia. *American Journal of Chemistry*, 2(6), 326-334. <https://doi.org/10.5923/j.chemistry.20120206.06>
- Aissat, N. et Cheikh, O. (2013).** *Evaluation de la qualité (microbiologie, métaux lourds, granulométrie et hydrocarbures) des sédiments de dragage du port de Sidi Fredj en vue d'une immersion.* (Ingéniorat). ENSSMAL, Alger.
- Ait Hamouda, I. (2005).** *Contribution à l'étude de l'inversion sexuelle chez une espèce de poisson d'eau douce: Tilapia (Oreochromis niloticus)* (Ingéniorat). ISMAL, Alger.
- Al Dilaimi, A. (2009).** *Détermination de la ration lipidique alimentaire optimale chez les alevins du tilapia du Nil (Oreochromis niloticus)* (52). Université d'Oran, Oran.
- Almin, M.-R. (2015).** *Etude des mécanismes induits par de fortes températures stérilisantes chez un poisson tropical, le tilapia du Nil, Oreochromis niloticus.* Francois – Rabelais, Tours.
- Arrigon, J. (2000).** *Pisciculture en eau douce : le Tilapia. Le technicien d'agriculture tropicale.*
- Bailly, N. (2009).** *Oreochromis niloticus (Linnaeus, 1758).* In: Froese, R. and D. Pauly. Editors. (2017). *FishBase. World Register of Marine Species.* Récupéré le 5 avril 2017 de <http://www.marinespecies.org/aphia.php?p=taxdetails&id=293639>
- Belaïouer, Z. et Chachoua, M. (2016).** *Contribution à la valorisation du Chinchard commun Trachurus trachurus (LINNEE, 1758) et évaluation de la qualité organoleptique, hygiénique et nutritionnelle* (Ingéniorat). ENSSMAL, Alger.
- Benchegra, K. (2012).** *Dynamique dans la formation de l'amine biogène, histamine, des hydroperoxydes, des TBA-rs et le suivi de la qualité microbiologique chez la sardine (Sardina pilchards)* (Mémoire de Magister). Université d'Oran, Oran.
- Béraud, J. (2004).** *Le technicien d'analyses biologiques. Guide théorique et pratique.* Paris : Lavoisier.
- Biney, C., Amuzu, A. T., Calamari, D., et al. (1994).** *Etude des métaux lourds.* Dans D. Calamari et H. Naeve, *Revue de la pollution dans l'environnement aquatique africain.* Rome : FAO. Récupéré de <http://www.fao.org/docrep/005/V3640F/V3640F04.htm>
- Bradford, M. (1976).** *Dosage des protéines - Description originale de la méthode de Bradford.* : Biochem.
- Bruiant, L. (1991).** *Valorisation de l'aloose par la transformation* (Mémoire de Diplôme d'Agronomie Approfondie). Ecole national supérieur d'agronomie, Rennes.

- Chabane, A. et Daas, W. (2016).** *Contribution à la valorisation de la carpe chinoise Aristichthys nobilis (Richardson, 1845) et l'évaluation de la qualité des produits transformés* (Ingéniorat). ENSSMAL, Alger.
- Cherif, I. et Djoumakh, F. (2015).** *Contribution à l'étude de la valeur alimentaire de l'espèce Tilapia du Nil « Oreochromis niloticus »* (Ingéniorat). ENSSMAL, Alger.
- CNRDPA. (2017).** Données sur le tilapia du Nil en Algérie.
- Dergal, N. B. (2015).** *Evaluation des systèmes de management de la sécurité et de la qualité de l'aquaculture du tilapia du Nil « Oreochromis niloticus » dans l'Ouest algérien.* Université d'Oran, Oran. Récupéré de <http://orbi.ulg.be/handle/2268/181667>
- Drogha Sahoré, A. et Joachim Levry, A. (2016).** *Quelques méthodes d'analyse biochimique de produits alimentaire.* Saint-Denis : Connaissances et Savoirs.
- Enkoro, S. P. (2006).** *Evolution des caractéristiques organoleptiques, microbiologiques et chimiques des filets de soles langues tropicales frais exportes.* Université CHEIKH ANTA DIOP.
- FAO. (2006).** *L'état de l'insécurité alimentaire dans le monde.* Rome, Italie : Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture.
- FAO. (2017).** *Cultured aquatic species fact sheets Oreochromis niloticus (Linnaeus, 1758).*
- Froese, R. et Pauly, D. (2017).** *Oreochromis niloticus summary page.* FishBase. World Wide Web electronic publication. www.fishbase.org, (02/2017). Récupéré le 5 avril 2017 de <http://www.fishbase.us/summary/Oreochromis-niloticus.html>
- Gaujous, D. (1995).** *La pollution des milieux aquatiques Aide mémoire* (2^e éd.). Paris : Tec & Doc.
- Guiraud, J.-P. et Rosec, J.-P. (2004).** *Pratique des normes en microbiologie alimentaire.* Saint-Denis - France : Afnor.
- Huss, H. H. (1988).** *Le poisson frais : qualité et altérations de la qualité.* Rome : Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture.
- Huss, H. H. (1999).** *La qualité et son évolution dans le poisson frais.* Rome : Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture. Récupéré de <http://www.fao.org/docrep/003/v7180f/v7180f00.htm>
- 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*, 2 (2^e éd.). Toronto, Canada..
- IFREMER. (2008).** Formation de l'ABVT Sources de variation de la teneur en acide basique volatile totale. France : Bibliomer. Récupéré de http://www.bibliomer.com/documents/fiches/fiche_synthese_ABVT.pdf
- ISO 4832. (2006).** Microbiologie des aliments - Méthode horizontale pour le dénombrement des coliformes - Méthode par comptage des colonies. International standard, 3^{eme} éd.
- ISO 4833. (2013).** Microbiologie de la chaîne alimentaire - Méthode horizontale pour le dénombrement des micro-organismes - Partie 2: Comptage des colonies à 30 degrés C par la technique d'ensemencement en surface. International standard; 3eme ed.
- ISO 6579. (2012).** Microbiologie de la chaîne alimentaire - Méthode horizontale pour la recherche, le dénombrement et le sérotypage des Salmonella. International standard, 1^{er} éd.
- ISO 6888. (1999).** Microbiologie des aliments - Méthode horizontale pour le dénombrement des staphylocoques à coagulase positive (Staphylococcus aureus et autres espèces) -. International standard, 1^{er} éd.
- ISO 7251. (2005).** Microbiologie des aliments - Méthode horizontale pour la recherche et le dénombrement d'Escherichia coli présumés. International standard, 3eme éd.
- ISO 7937. (2004).** Microbiologie des aliments - Méthode horizontale pour le dénombrement de Clostridium perfringens - Technique par comptage des colonies. International standard, 3eme éd.
- ISO 21527. (2008).** Microbiologie des aliments - Méthode horizontale pour le dénombrement des levures et moisissures. International standard, 1er ed.
- JORADP. (1998).** Arrêté interministériel du 25 Ramadhan 1418 correspondant au 24 janvier 1998 modifiant et complétant l'arrêté du 14 Safar 1415 correspondant au 23 juillet 1994 relatif aux spécifications microbiologiques de certaines denrées alimentaires., 37(35), 8-22.
- JORADP. (2011).** Arrêté interministériel du 30 Moharram 1432 correspondant au 5 janvier 2011 fixant les seuils limites de présence de contaminants chimiques, microbiologiques et toxicologiques dans les produits de la pêche et de l'aquaculture., 50(27), 17-21.

- Kadi, R. et Toudert, A. (2000).** *Etude de la Biologie, de la Composition Biochimique et de la Valeur Hygiénique de Trois Petits Pélagiques : Sardine pilchardus (Walbaum, 1792); Sardinella aurita (Valenciennes, 1847); Trachurus trachurus (Linné 1758), Pêchés au port de Bouharoun, Bou-Ismil, Alger, Algérie.* ENSSMAL, Alger.
- Kestemont, P., Micha, J. C. et Falter, U. (1989).** *Les méthodes de production d'alevins de Tilapia nilotica.* Rome : l'Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture. Récupéré de <http://www.fao.org/docrep/t8655f/t8655f00.htm>
- Knockaert, C., Cornet, J., Cardinal, M., et al. (2009).** *Caractérisation de la qualité du platax (Platax orbicularis) issu d'aquaculture Transformation – Composition chimique – Caractérisation sensorielle* (Rapport final). Centre de Nantes.
- Lazard, J. (2007).** *Le Tilapia.*
- Leduc, F. (2011).** *Evaluation de la qualité des poissons frais par des approches chimiques.* Université de Lille.
- Lionel, D. (2005).** *L'alimentation du tilapia du Nil.* AquaTrop, CIRAD: Centre de coopération internationale en recherche agronomique pour le développement. de [:http://aquatrop.cirad.fr/encyclopedie/especes_d_interet_aquacole/tilapia/l_alimentation_du_tilapia_du_nil](http://aquatrop.cirad.fr/encyclopedie/especes_d_interet_aquacole/tilapia/l_alimentation_du_tilapia_du_nil)
- Malcom, C., Beveridje, H. et McAndrew, B. (2000).** *Tilapias: biologie and exploitation.* Institute of aquaculture. University of stirling, Scotland.
- Médale, F. (2005).** *Caractéristiques nutritionnelles des poissons et facteurs de variations.* Aquaculture.
- Médale, F. (2010).** *Pratiques d'élevage et qualité nutritionnelle des lipides des poissons.*
- Ndiaye, P. (2017).** *Systématique des poissons dans l'aquaculture Africaine.* DocPlayer. de <http://docplayer.fr/20737637-Systematique-des-poissons-dans-l-aquaculture-africaine-pr-papa-ndiaye.html>
- Philippart, J. et Ruwet. (1982).** *Ecology and distribution of Tilapia In: Pullin and lowe McConnell : The biology and culture Proceedings.* Manila, Philippines.
- Projet Composition nutritionnelle des produits aquatiques. (2007). *Valeurs nutritionnelles des produits aquatiques consommés en France* (p. 10). Boulogne-sur-Mer : Pôle Aquimer. Récupéré de <http://www.nutraqua.com>

- Regost, C. (2001).** *Effets des lipides sur la qualité nutritionnelle, physique et organoleptique de la chair de la truite fario (Salmo trutta) et du turbot (Psetta maxima).* Université de Rennes.
- Roskov, Y., Abucay, L., Orrell, T., et al. (2017).** *Oreochromis niloticus (Linnaeus, 1758).* *Species 2000 & ITIS Catalogue of Life.* de <http://www.catalogueoflife.org/col/details/species/id/9ddda31044c5b5e86eca800592b8473f>
- Rouabhi, I. F. (2009).** *Effet du mode de conservation sur la qualité sensorielle et biochimique des poissons la sardine commune (Sardina pilchardus), le rouget de roche (Mullus surmuletus) et le merlan bleu (Micromesistius poutassou).* Université d'Oran, Oran.
- Sawadogo, D. (2010).** *Effets du temps et de la température de cuisson sur la formation de l'acrylamide dans les frites de banane plantain* (Licence professionnelle en génie biologique option Industrie Agroalimentaire). Université polytechnique de Bobo Dioulasso, Burkina Faso.
- Vanier, P. (2008).** *Le Tilapia - Un poisson pour les personnes pressées.* *PasseportSanté.net.* Récupéré le 5 avril 2017 de http://www.passeportsante.net/fr/Nutrition/EncyclopedieAliments/Fiche.aspx?doc=tilapia_nu
- Zaatout, R. (2007).** *Effet du régime alimentaire sur la croissance des alevins de Tilapia nilotica.* Kasdi Merbah, Ouargla.
- Zakhia, N. (1992).** *Le sechage du poisson (Tilapia spp) étude de la relation procédé-qualité du produit application de terrain au Mali* (Doctorat). Ecole Nationale Supérieure des Industries Agricoles et Alimentaires (E.N.S.I.A.).

Annexes

Annexes
Annexe 01

Tableau 01 : Les mensurations effectuées sur les tilapias du Nil du bassin d'irrigation.

N°	Longueur (cm)	Poids (g)
01	31,2	580,2
02	32,2	567,1
03	14,0	52,3
04	12,3	30,1
05	11,2	25,2
06	15,3	71,3
07	9,5	15,7
08	11,0	22,1
09	11,9	29,0
10	12,9	37,4
11	10,4	20,0
12	10,5	20,2
13	11,9	31,2
14	11,3	23,2
15	11,1	23,7
16	11,3	20,7
17	9,5	15,2
18	9,7	15,4
Poids total		1600

Tableau 02 : Les mensurations effectuées sur les tilapias du Nil de la ferme aquacole

N°	Longueur (cm)	Poids (g)
01	30,3	549,6
02	29,7	445,5
Poids total		995,1

Annexe 02

Tableau 01 : Les paramètres physico-chimiques d'eau du bassin d'irrigation,

La température (C°)	16,1	Pression (mB)	90,92
Salinité (ml / l)	0,6	O2 (mg / l)	1,93
pH	8,08	Saturation en O2 (%)	26,6
Conductivité (µs / cm)	1341	TDS (mg / l)	1341
Résistivité (Ω, Cm)	746	Redox (mV)	-47,52

Tableau 02 : Les paramètres physico-chimiques de l'eau de forage du bassin d'irrigation.

La température (C°)	21	Pression (mB)	27
Salinité (ml / l)	0,7	O2 (mg / l)	1,30
pH	7,28	Saturation en O2 (%)	13,6
Conductivité (µs / cm)	1471	TDS (mg / l)	1500
Résistivité (Ω . Cm)	683	Redox (mV)	-4

Annexe 03

Tableau 01: Schéma de la Méthode d'Indice de Qualité (QIM) pour l'analyse sensorielle du tilapia (*Oreochromis niloticus*) combinant le règlement (CE) N 2406/96 et la méthode de Baixas-Nogueras et al., 2003

Paramètre de qualité	Description	
Apparence générale		
Peau	Pigmentation vive et iridescente	0
	Pigmentation vive mais sans éclat	1
	Pigmentation ternie en voie de décoloration	2
	Pigmentation ternie	3
Consistance de la chair	Très ferme, rigide	0
	Assez rigide, ferme	1
	Un peu molle	2
	Molle (Flasque)	3
Mucus cutané	Aqueux, transparent	0
	Légèrement trouble	1
	Laiteux	2
	Gris jaunâtre, mucus opaque	3
Yeux		
Cornée	Transparente	0
	Légèrement Opalescente	1
	Opalescente	2
	Laiteuse	3
Pupille	Noire brillante	0
	Noire ternie	1
	Opaque	2
	Grise	3
Forme	Convexe	0
	Convexe et légèrement affaissée	1
	Plate	2
	Concave au centre	3
Branchies		
Couleur	Vive ; pas de mucus	0
	Moins colorée ; mucus transparent	1
	Brune / grise se décolorant ; mucus opaque et épais	2
	Jaunâtre ; mucus laiteux	3
Odeur	D'algues marines fraîches ; acre ; iodée	0
	Absence d'odeur ou odeur d'algues marines, odeur neutre	1
	Odeur grasse un peu sulfureuse, de lard rance ou de fruit pourri	2
	Odeur aigre de putréfaction	3
Fourchette du score total du rejet sensoriel (points de démerite) ; 0-24		

Annexe 04

Les compositions des milieux de culture (g/l)

Pour 1 litre de milieu :

1. Gélose PCA

- Tryptone.....6,0g
 - Extrait de levure.....2,5g
 - Extrait de levure.....2,5g
 - Agar.....15,0g
- pH = 7

2. Gélose désoxycholate

- Peptone pepsique de viande10,0g
 - Lactose10,0g
 - Désoxycholate de sodium.....0,50g
 - Chlorure de sodium..... 5,0g
 - Citrate de sodium..... 2,0g
 - Rouge neutre 0,03g
 - Agar bactériologique.....15,0g
- pH = 7,3

3. Gélose Bile Esculine Azide (BEA)

- Peptone..... 20,0g
 - Chlorure de sodium.....5,0g
 - Extrait de levure.....5,0g
 - Bile de bœuf.....10,0g
 - Citrate de sodium.....1,0g
 - Esculine.....1,0g
 - Citrate de fer ammoniacal.....0,5g
 - Azide de sodium.....0,25g
 - Agar (gélose)13,5g
- pH = 7,1

4. Gélose Baird Parker

- Peptone10,0 g
- Extrait de viande de bœuf.....5,0 g
- Extrait de levure 1,0 g
- Pyruvate de sodium10,0 g
- Glycocolle12,0 g
- Chlorure de lithium5,0 g
- Agar20,0 g

- pH = 7,2

5. Gélose viande-fois

- Base viande-fois30,0g
- Glucose2,0g
- Amidon2,0g
- Agar.....11,0g

- pH = 7,6 – 7,8

6. Gélose Sabouraud

- Peptone pepsique de viande10,0 g
- Peptone pepsique de viande10,0 g
- Agar15,0g
- Chloramphénicol0,5 g

- pH = 6,0

7. Bouillon Salinite se Sodium

- Peptone de caséine et la viande.....5,0g
- Lactose.....4,0g
- Phosphate de sodium.....10,0g
- Sélénite acide de sodium.....3, 0g

- Ph 7

8. Gélose Hektoen

- Protéose peptone.....12,0g
 - Extrait de levure.....3,0g
 - Chlorure de sodium.....5,0g
 - Thiosulfate de sodium.....5,0g
 - Sels biliaires.....9,0g
 - Citrate de fer ammoniacal.....1,5g
 - Salicine.....2,0g
 - Lactose.....12,0g
 - Saccharose.....12,0g
 - Fuschine acide.....0,1g
 - Bleu de bromothymol.....0,065g
 - Agar.....14,0g
- pH= 7,6

Annexe 05**❖ ABVT et TMA :****1. Solution d'acide sulfurique (H₂SO₄) à 0,1 N**H₂SO₄..... 2N

98,08g.....2N

X g1N

$$X = 9,8/2 = 9,4g$$

$$V = m/d$$

V : volume

m : poids moléculaire

D : densité= 1,84

$$V = 9,4/1,84 = 5,11 \text{ ml}$$

Donc : Pour avoir une solution d'H₂SO₄ à 0,1 N, il faut prendre 5,11 ml d' H₂SO₄ à 100% que l'on compléte à 1 litre

2. Hydroxyde de sodium (NaOH) à 0,1N

40 g de (NaOH) dans 1 litre = 1 N

4 g de (NaOH) dans 1 litre = 0.1 N

3. Oxyde de magnésium (MgO) à 5 %

5g de MgO à compléter à 1 litre avec de l'eau distillée

4. Indicateur mixte

Dissoudre 0,2 g de rouge de méthyle dans une 200 ml d'eau distillée et 0,1 g de bleu de méthylène dans 100 ml d'alcool.