

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر و تهيئة الساحل
Ecole Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral



MEMOIRE DE FIN D'ETUDES EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME
D'INGENIEUR D'ETAT EN SCIENCES DE LA MER

Option : Aquaculture

Thème :

Extraction et identification des lipides à
partir de la chair des poissons d'élevage

Présenté par :

BOUFROUA Badis
SEHNINE Zakarya

Soutenu le 13/07 /2011 à 10 :00h devant la commission :

| | | | |
|----------------------------------|-----------------------|-----------|--------------|
| M ^r BELHASNAT. K | Maître de conférences | (ENSSMAL) | Président |
| M ^{me} BACHARI.HOUMA. F | Maître de conférences | (ENSSMAL) | Examinatrice |
| M ^r LOURGUIOUI. H | Maître assistant | (ENSSMAL) | Examinateur |
| M ^{me} AISSOU. C | Maître assistante | (ENSSMAL) | Promotrice |

Promotion : 2010/2011

REMERCIEMENTS

Tous notre remerciements s'adressent en premier lieu à « الله », son lui ce travail n'avons jamais pu voir le jour.

C'est un plaisir autant qu'un devoir d'exprimer nos gratitudee à toutes les personnes ayant contribué, chacune à sa manière, pour le bon déroulement de notre formation, et la réalisation de ce modeste mémoire.

*On tient à remercier **M^{me} AISSOU.C**, qui a encadré ce travail, pour sa présence continue, son aide, ses conseils et ses recommandations.*

*Nous tenons à remercier Mr le président **BELHASNAT. K** d'avoir accepté de présider le jury de cette soutenance.*

*C'est avec un grand plaisir que nous remercions **M^{me} BACHARI.HOUMA. F**, **M^r LOURGUIOUI. H** pour avoir pris le temps d'examiner ce travail, pour ses critiques constructives.*

*Nos remerciements vont également aux ingénieurs et aux techniciens de l'ENSSMAL en particulier **M^{me} IDALIA**, Mr **MATOUK**, M^r **AZZOUZ** et M^r **BOUSLIMANE** qui ont ménagé leurs efforts pour la bonne marche de la présente étude.*

On tient par ailleurs à exprimer notre haute considération et sincères remerciements à l'ensemble des travailleurs de l'ENSSMAL en particulier Moustapha, Baouche .F, Ben sidi Ahmed .C.

On tient à exprimer nos vives gratitudee à tous mes enseignants, depuis la première année fondamentale, jusqu'à la cinquième année universitaire.

Nous remercions de tout notre cœur tous ceux qui ont contribué directement ou indirectement à sa réalisation.

DÉDICACE

Je dédie ce travail à :

MES très chers parents

*Mes frères: Mohamed, Ahmed, Karim, Fouad
et Zine elabidine*

Mes sœurs : Amina, Zoubida, Souad et Souzane

Ma grande famille

A tous mes amis

Badis

DÉDICACE

Je dédie ce modeste travail

*A mon père et ma chère mère pour tous ce qu'ils ont
faits pour moi durant mes études*

A mes frères Mohammed, Abde Allah, Ibrahim

A mes oncles et mes tantes

Ainsi qu'à mes cousins et mes cousines

*A tous mes chers amis(es) en particulier kanit, belaid,
Laminosse, khalid, Mimira Nostok, Bahya, Soumia, Abdo,
Badis, Adlane, hosseme, Bingo*

A toi Faten

Mes professeurs de l'ENSSMAL

*A mes amis (es) et à toutes les personnes qui m'ont
connu...*

ZAKI

Liste des abréviations

AG : acides gras

AGPI: acides gras poly-insaturés

AGMI: acides gras mono-insaturés

AGS: acides gras saturés

AGE : acides gras essentiels

Les acides gras :

14:0 : acide myristique

16:0 : acide palmitique

16:1n-7 : acide palmitoléique

18:0 : acide stéarique

18:1n-9 : acide oléique

20:0 : acide arachidique

20:1 n-9 : acide gadoléique

18:2n-6 : acide linoléique

20:4n-6 : acide arachidonique (ARA)

18:3n-3 : acide linoléique

18:4n-3 : acide stéradonique

20:4n-3 : acide eicosatétraénoïque

20 5n-3 : acide eicosapentaénoïque (EPA)

22 6n-3 : acide docosahexaénoïque (DHA)

n-3 : oméga 3

n-6 : oméga-6

CCM : Chromatographie sur couche mince

CPG : Chromatographie en phase gazeuse

CLHP : Chromatographie liquide à haute pression

SiO₂ : Silice

N : Azote

P : phosphore

S : Silice

C : Carbone

O : Oxygène

H : Hydrogène

H₃PO₄ :

C₄H₈O₂ : acide butyrique

C₆H₁₂O : acide caproïque

PL : Phospholipide

TAG : Triacylglycérol

F.A.O : food and agriculture organization

PH : potentiel hydrogène

LS : Longueur Standard

Lt : longueur totale

ppm : partie par million

Km : kilomètre

cm : centimètre

N : Nord

N° : Numéro

E : Est

ENSSMAL : Ecole Nationale Supérieure de Science de la Mer et de l'Aménagement du Littoral

ml : millilitre

°C : Degré Celsius

h : heure

mn : minute

g : gramme

M : Quantité des lipides (P-Po) en g.

P : Poids du ballon rempli de lipides en g.

P₀ : Poids de ballon vide en g.

m : Poids de l'échantillon de la chair de poisson en g.

RF : Rating Factor

% : Pour cent

‰ : Pour mille

Liste des tableaux

Première partie : Etude bibliographique

| | | |
|----------------------|--|-----------|
| Tableau I.1 : | Composition chimique des espèces étudiées dans 100g de poids frais | 14 |
|----------------------|--|-----------|

Deuxième partie : Matériel et Méthodes

| | | |
|-----------------------|---|-----------|
| Tableau II.1 : | Les coordonnées géographiques et les espèces prélevées au niveau de chaque site d'étude | 25 |
| Tableau II.2 : | Solvants d'extraction et systèmes éluant utilisés | 33 |

Troisième partie : Résultats et discussion

| | | |
|-------------------------|--|-----------|
| Tableau III.1 : | Paramètres physico-chimiques des milieux de vie des poissons étudiés | 35 |
| Tableau III.2 : | Tailles et poids des différents poissons étudiés | 35 |
| Tableau III.3 : | Résultats des poids des ballons (vides et remplis) et des échantillons dans le cas d'extraction par l'éther éthylique | 36 |
| Tableau III.4 : | Résultats des poids des ballons (vides et remplis) et des échantillons dans le cas d'extraction par le chloroforme | 37 |
| Tableau III.5 : | Taux des lipides totaux dans 100g de la matière sèche de la chair des poissons | 38 |
| Tableau III.6 : | Taux moyens des lipides totaux des 3 espèces étudiés (% matière sèche) | 38 |
| Tableau III.7 : | Résultats de la comparaison des taux moyens des lipides totaux extraits par l'éther éthylique des trois espèces étudiés | 39 |
| Tableau III.8 : | Résultats de la comparaison des taux moyens des lipides totaux extraits par le chloroforme des trois espèces étudiés | 39 |
| Tableau III.9 : | Taux moyens des lipides totaux en fonction du biotope (% matière sèche) | 40 |
| Tableau III.10 : | Résultats de la comparaison des taux moyens des lipides totaux extraits par l'éther éthylique et le chloroforme chez les poissons d'eau douce et les poissons d'eau de mer | 41 |
| Tableau III.11 : | Résultats de la comparaison des taux moyens des lipides totaux extraits par l'éther éthylique et le chloroforme chez les trois espèces d'eau douce et les poissons d'eau de mer. | 41 |
| Tableau III.12 : | Les composés lipidiques correspondants aux différents RF trouvés chez le loup, le tilapia et la carpe (système éluant : Chloroforme -Acide acétique (96:4), Solvant : Ether éthylique). | 42 |
| Tableau III.13 : | Les composés lipidiques correspondants aux différents RF trouvés chez le loup, le tilapia et la carpe (système éluant : Chloroforme -Acide acétique (96:4), solvant : chloroforme). | 44 |

Liste des tableaux

- Tableau III.14:** Les composés lipidiques correspondants aux différents RF trouvés chez le loup, le tilapia et la carpe (**système éluant** : Ether de pétrole - Ether éthylique - Acide acétique glacial (80:20:1), **solvant** : Ether éthylique) **45**
- Tableau III.15:** Les composés lipidiques correspondants aux différents RF trouvés chez le tilapia et la carpe (**système éluant** : Acétonitrile : Acétone (1:1), **solvant** : Chloroforme, **Imprégnation par la paraffine**) **47**
- Tableau III.16:** Les composés lipidiques correspondants aux différents RF trouvés chez le loup, le tilapia et la carpe (**système éluant** : Acétonitrile : Acétone (1:1), **solvant utilisé** : Chloroforme, **Imprégnation au dodécane**) **48**
- Tableau III.17:** Les composés lipidiques correspondants aux différents RF trouvés chez le loup, le tilapia et la carpe (**système éluant** : Ether de pétrole- Ether éthylique- Acide acétique glacial (80:20:1), **solvant:** Ether éthylique) **49**



Première partie : Etude bibliographique

| | | |
|---------------------|--|-----------|
| Figure I.1 : | Photographie du tilapia « <i>Oreochromis niloticus</i> » | 3 |
| Figure I.2 : | Répartition géographique originelle et introduction de Tilapia <i>Oreochromis niloticus</i> en Afrique | 6 |
| Figure I.3 : | Photographie de la Carpe royale « <i>Cyprinus carpio</i> » | 8 |
| Figure I.4 : | Répartition géographique la carpe dans le monde | 9 |
| Figure I.5 : | Photographie du loup « <i>Dicentrarchus labrax</i> » | 11 |
| Figure I.6 : | Répartition géographique du loup dans le monde | 12 |
| Figure I.7 : | Structure d'un acide gras | 17 |
| Figure I.8 : | Digestion des lipides | 19 |

Deuxième partie : Matériel et Méthodes

| | | |
|----------------------|---|-----------|
| Figure II.1 : | Dissection du loup | 26 |
| Figure II.2 : | Desquamation du loup | 27 |
| Figure II.3 : | La chair du loup récupérée | 27 |
| Figure II.4 : | Pesage de la chair du poisson et le ballon vide | 29 |
| Figure II.5 : | Emplacement des ballons et des capsules dans l'appareil Soxhlet | 29 |
| Figure II.6 : | Imprégnation des plaques | 31 |
| Figure II.7 : | Déposition des gouttes à l'aide d'une micropipette sur la ligne de départ | 32 |
| Figure II.8 : | Révélation des plaques par les vapeurs d'iode | 34 |

Troisième partie : Résultats et discussion

| | | |
|----------------------|--|-----------|
| Figure III.1: | Taux moyens des lipides totaux extraits par le chloroforme et l'éther éthylique | 39 |
| Figure III.2: | Taux moyens des lipides totaux en fonction du biotope chez les espèces étudié | 40 |
| Figure III.3: | Plaques chromatographiques présentant les taches des composés lipidiques chez les espèces étudiés après 41 min de développement (après pulvérisation de la plaque par l'acide phosphomolibdique à 5%). | 43 |
| Figure III.4: | Plaque chromatographique présentant les taches des composés lipidiques chez les espèces étudiés après 45 min de développement. | 44 |
| Figure III.5: | Plaque chromatographique présentant les taches des composés lipidiques chez les espèces étudiés après 60 min de développement (après pulvérisation de la plaque par l'acide phosphomolibdique à 5%). | 46 |
| Figure III.6: | Plaque chromatographique présentant les taches des composés lipidiques chez les espèces étudiés après 60 min de développement | 47 |
| Figure III.7: | Plaque chromatographique présentant les taches des lipides chez les espèces étudiés après 70 min de développement (après pulvérisation de la plaque par l'acide phosphomolibdique à 5%). | 49 |
| Figure III.8: | Plaque chromatographique présentant les taches des lipides chez les espèces étudiés après 58 min de développement (après pulvérisation de la plaque par l'acide phosphomolibdique à 5%). | 50 |

Sommaire

Sommaire

| | |
|-------------------|---|
| Introduction..... | 1 |
|-------------------|---|

Première partie : Etude bibliographique

| | |
|---|-----------|
| Chapitre I : présentation des poissons étudiés..... | 3 |
| I.1-Poissons d'eau douce..... | 3 |
| I.1.1-Biologie du tilapia« <i>Oreochromis niloticus</i> »..... | 3 |
| I.1.1.1-Systématique..... | 3 |
| I.1.1.2-Caractéristiques morphologiques..... | 4 |
| I.1.1.3-Exigences écologiques..... | 4 |
| I.1.1.4-Répartition géographique..... | 5 |
| I.1.1.5-Reproduction..... | 6 |
| I.1.1.6-Régime alimentaire..... | 7 |
| I.1.2-Biologie de la carpe « <i>Cyprinus carpio</i> »..... | 8 |
| II.1.2.1-Systématique..... | 8 |
| I.1.2.2-Caractéristiques morphologiques :..... | 8 |
| I.1.2.3-Exigences écologiques :..... | 8 |
| I.1.2.4-Répartition géographique..... | 9 |
| I.1.2.5-Reproduction..... | 10 |
| I.1.2.6-Régime alimentaire..... | 10 |
| I.2-Poissons d'eau de mer..... | 11 |
| I.2.1-Biologie du bar (loup) « <i>Dicentrarchus labrax</i> »..... | 11 |
| I.2.1.1-Systématique..... | 11 |
| I.2.1.2-Caractéristiques morphologiques..... | 11 |
| I.2.1.3-Exigences écologiques..... | 12 |
| I.2.1.4-Répartition géographique..... | 12 |
| I.2.1.5-Reproduction..... | 12 |
| I.2.1.6-Régime alimentaire..... | 13 |
| Chapitre II : Généralités sur les lipides..... | 14 |
| II.1-Définition des lipides..... | 14 |
| II.2-Classification..... | 15 |
| II.2.1-Classification selon la composition élémentaire..... | 15 |
| II.2.1.1-Les lipides simples..... | 15 |
| II.2.1.1.1-les glycérides..... | 15 |
| II.2.1.1.2-les stérides..... | 15 |
| II.2.1.1.3-les cérides..... | 15 |
| II.2.1.2-Les lipides complexes..... | 16 |
| II.2.1.2.1-Les phosphoglycérides..... | 16 |
| II.2.1.2.2-Les sphingolipides..... | 16 |
| II.2.2-Classification selon une propriété chimique commune :..... | 16 |
| II.3-Structure et nomenclature des acides gras chez les poissons..... | 16 |
| II-3.1-Les acides gras saturés..... | 17 |
| II.3.2-Les acides gras insaturés..... | 17 |
| II.3.2.1-Les acides gras mono-insaturés (AGMI)..... | 18 |
| II.3.2.2-Les acides gras poly-insaturés (AGPI)..... | 18 |
| II.4-Métabolisme de lipides chez les poissons..... | 18 |
| II.4.1-Digestion, absorption, transport et stockage des lipides..... | 18 |

| | |
|---|-----------|
| II.4.1.1-Digestion | 18 |
| II.4.1.2-Absorbtion | 18 |
| II.4.1.3-Transport | 19 |
| II.4.1.4-Stockage | 19 |
| II.5-Rôle des acides gras essentiels des poissons | 20 |
| Chapitre III : Méthodes d'analyses des lipides | 21 |
| III.1-L'extraction des lipides | 21 |
| III.1.1-Méthode Soxhlet..... | 21 |
| III.1.2-Avantages et inconvénients: | 21 |
| III.2-Le fractionnement des lipides..... | 21 |
| III.3-Chromatographie: Aspects généraux..... | 22 |
| III.3.1- la chromatographie sur couche mince (CCM)..... | 22 |
| III.3.2- la chromatographie en phase gazeuse (CPG) | 23 |

Deuxième partie : Matériel et méthodes

| | |
|--|-----------|
| Chapitre I : Matière première..... | 24 |
| I.1-Lieux d'étude | 24 |
| I.1.1-Ferme Ezzahra | 24 |
| I.1.2-Barrage de Boukerdane | 24 |
| I.1.3-Ferme Melata..... | 24 |
| I.2-Echantillonnage..... | 25 |
| I.2.1-les poissons d'eau douce | 25 |
| I.2.2-les poissons d'eau de mer | 26 |
| I.3-Préparation des échantillons..... | 26 |
| I.3.1-Prélevement de la chair | 26 |
| I.3.2-Lyophilisation de la chair | 27 |
| CHAPITRE II : Méthodes d'analyse des lipides totaux. | 28 |
| II.1-Analyse quantitative | 28 |
| II.1.1-Principe de la méthode de soxhlet..... | 28 |
| II.1.2-Matériel spécifique..... | 28 |
| II.1.3-Mode opératoire | 28 |
| II.2-Analyse qualitative | 30 |
| II.2.1- Principe de la chromatographie sur couche mince..... | 30 |
| II.2.1.1-CCM d'adsorption..... | 30 |
| II.2.1.2-CCM de partage | 30 |
| II.2.2-Mode opératoire | 31 |

Troisième partie : Résultats et discussion

| | |
|---|-----------|
| Chapitre I : Résultats..... | 35 |
| I.1-Les paramètres physico-chimiques des sites étudiés | 35 |
| I.2-Description de l'échantillon | 35 |
| I.3-Les lipides totaux | 36 |
| I.3.1-Extraction des lipides par l'éther éthylique | 36 |
| I.3.2-Extraction des lipides par le chloroforme..... | 37 |
| I.3.3-Calcul de la teneur en lipides totaux chez les poissons étudiés..... | 37 |
| I.3.4-Teneurs moyennes en lipides totaux du muscle lyophilisé en fonction de l'espèce | 38 |

| | |
|--|-----------|
| I.3.5-Comparaison des taux moyens des lipides totaux chez les trois espèces étudiées par le test ANOVA simple | 39 |
| I.3.6-Teneurs en lipides totaux du muscle lyophilisé en fonction du biotope | 40 |
| I.3.7-Comparaison des taux moyens des lipides chez les poissons d'eau douce et les poissons d'eau de mer par le test t de student | 40 |
| I.3.8- Etude du rendement de l'extraction par l'éther éthylique et le chloroforme sur les teneurs moyennes en lipides chez les espèces étudiés | 41 |
| I.4-Identification des lipides par CCM | 42 |
| I.4.1-Lecture des plaques non imprégnées..... | 42 |
| I.4.2-Lecture des plaques imprégnées..... | 46 |
| 1-Imprégnation par la paraffine..... | 46 |
| 2-Imprégnation au dodécane | 48 |
| Chapitre II : Discussion | 51 |
| II.1-Teneur en lipides totaux..... | 51 |
| II.1-Identification des lipides par CCM :..... | 53 |
| Conclusion..... | 54 |
| Annexes | |
| Bibliographie | |

Introduction

Introduction

L'aquaculture, qui est probablement le secteur de production alimentaire dont la croissance est la plus rapide, représente à l'heure actuelle près de 50 pour cent du poisson alimentaire dans le monde. Sur les 160 millions de tonnes de produits aquatiques (algues, mollusques, crustacés et poissons), on estime que près de 70 millions sont issus de l'élevage (FAO, 2007). L'aquaculture en Algérie a connu un nouvel essor durant ces dernières années. Ce développement s'est traduit par la réalisation de plusieurs projets destinés à l'élevage de poissons en ce qui concerne la pisciculture continentale et même marine.

L'intérêt pour les lipides de poisson a augmenté de manière très importante. Ces lipides ont été largement étudiés en raison de leur richesse en molécules d'intérêt et assurent une fourniture d'énergie approximativement 2,5 fois celle des glucides et 1,8 fois celle des protéines (Guillaume *et al*, 1999). Chez le poisson, les lipides sont stockés dans le foie, les tissus adipeux péri viscéraux et les muscles. La composition en acides gras est différente selon le tissu et dépendante de nombreux facteurs de variation, dont l'alimentation est le plus important. Une alimentation riche en lipides provoque chez les poissons une augmentation de la teneur en lipides du foie et des tissus adipeux péri viscéraux, sans induire de variations notables de la composition du muscle (Mathis *et al*, 2002).

Le muscle du poisson est ce qui reste lorsqu'on enlève au poisson entier les nageoires, la tête, les viscères et les arêtes. C'est un assemblage de tissu musculaire et de tissu conjonctif. Selon Linden et Lorient (1994), c'est la partie la plus intéressante du poisson en tant qu'aliment. La composition biochimique de la chair de poisson se rapproche de celle du muscle de viande des animaux terrestres. La teneur en matière grasse des poissons fluctue considérablement et permet de ce fait de les classer en trois catégories : Les poissons "gras, semi-gras et maigre".

Les lipides du poisson se caractérisent par une forte proportion d'acides gras insaturés. Des études cliniques et épidémiologiques ont permis de démontrer que les acides gras polyinsaturés de la famille oméga-3 constituent les éléments clés dans la nutrition humaine. La consommation d'acide gras oméga-3 permet de prévenir l'apparition de maladies cardiovasculaires. Ces acides gras participent à une foule de processus importants comme, le fonctionnement du système cardiovasculaire du cerveau et du système hormonal ainsi que la régulation des processus inflammatoires (Hoffman in Dubois, 2005).

Face à ces informations, il apparaît comme évident que les industriels engagés dans le domaine de la nutrition (qu'elle soit animale ou humaine), de la pharmacie ou de la cosmétologie sont à la recherche de composés de la famille des $\omega 3$ et des $\omega 6$, afin d'enrichir leurs produits.

Il apparaît donc, très important de développer et de mettre au point des méthodes pertinentes permettant de quantifier et d'identifier le plus correctement les lipides et leurs composants pour faire face à ces différentes considérations.

Introduction

L'objectif visé dans ce mémoire est donc de mettre au point et d'optimiser des méthodes analytiques pour déterminer la teneur en lipides totaux de la carpe, le tilapia et le et de contribuer à établir un tableau de composition pour les espèces étudiés dans le but de déduire la richesse de ces espèces en lipides destinés à la consommation humaine d'une part et d'autre part de s'initier dans le fractionnement et l'identification de certains composants lipidiques de chaque espèce.

Pour atteindre cet objectif, on a divisé notre travail en trois parties :

Nous exposons dans la première partie une synthèse bibliographique, elle est subdivisée en trois chapitres :

- Biologie des espèces
- Généralités sur les lipides
- Méthodes d'analyse des lipides

La seconde partie décrit les méthodes et le matériel utilisés lors de ce travail expérimental: analyse quantitative et qualitative.

Et, dans la troisième partie nous présentons les résultats trouvés et leur discussion.

Ce travail se termine par une conclusion générale ouvrante sur quelques perspectives.

Première partie

Etude

bibliographique

Chapitre I : présentation des poissons étudiés

Dans la classification classique, les poissons sont des animaux vertébrés aquatiques à branchies. On les trouve abondamment aussi bien en eau douce ou saumâtre que dans les mers, on distingue deux grands ensembles : les agnathes (poissons sans mâchoires) et les gnathostomes (poissons à mâchoires) (Magnan. D, 1999).

I.1-Poissons d'eau douce

I.1.1-Biologie du tilapia « *Oreochromis niloticus* »

Le tilapia est un poisson d'origine africaine, il regroupe une centaine d'espèces appartenant à la famille des Cichlidés : *Oreochromis*, *Sarothéodon*, *Danakila* et *Tilapia*. En élevage, seul le genre *Oreochromis* est largement représenté avec quatre espèces principales :

- *Oreochromis niloticus* (Tilapia du Nil) ;
- *Oreochromis mossambicus* ;
- *Oreochromis aureus* ;
- *Oreochromis hornorum*.

Oreochromis niloticus, poisson téléostéen de l'ordre des perciformes (F.A.O, 1989), est l'espèce la plus élevée, en raison de sa résistance aux différentes conditions écologiques (température, salinité, pH, oxygène dissout, pollution,...) et la connaissance de son cycle biologique (Gaëlle B *et al*, 1998).

I.1.1.1-Systématique

Règne : *Animal*

Embranchement : *Chordata*

Sous- Embranchement : *Vertebrata*

Classe : *Ostéichtyens*

Sous- classe : *Neoptérygiens*

Super- ordre : *Téléostéens*

Ordre : *Perciformes*

Sous- ordre : *Labroidae*

Famille : *Cichlidae*

Genre : *Oreochromis*

Espèce : *O. niloticus*.

(Linnaeus, 1758).



Figure N° I.1 : Photographie du tilapia « *Oreochromis niloticus* » (prélevée au niveau de la ferme Ezzahra, *Sehnine et Boufroua*, 2011).

I.1.1.2-Caractéristiques morphologiques

Oreochromis niloticus se reconnaît par :

- Une tête portant une narine de chaque côté ;
- Un corps comprimé latéralement, couvert essentiellement d'écailles cycloïdes¹ et parfois d'écailles cténoïdes² ;
- La nageoire dorsale comprend 17-18 rayons épineux suivis de 12-14 rayons mous ;
- 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 ;
- La ligne latérale, sur les deux flancs³ du poisson, est interrompue en comptant 18 à 19 écailles, puis décroche vers le bas une seconde ligne d'une douzaine d'écailles ;
- Un nombre élevé de branchiospines fines et longues (18 à 28 sur la partie inférieure et 04 à 07 sur la partie supérieure du premier arc branchial) ;
- Trois à quatre séries de dents sur chaque mâchoire et six chez les individus dépassant les 20 cm LS (Longueur Standard).

Il est facilement reconnaissable grâce aux bandes verticales régulières noires sur la nageoire caudale et les macules (taches) blanches entre les rayons des nageoires impaires, ainsi qu'une coloration générale grise avec des flancs rosâtres (Arrignon, 2000).

I.1.1.3-Exigences écologiques

De nombreuses études de terrain et de laboratoire montrent qu'*Oreochromis niloticus* est une espèce relativement euryèce⁴ et eurytope adaptée à de larges variations des facteurs écologiques du milieu aquatique et colonisant des milieux extrêmement variés (Gaëlle B *et al*, 1998).

La température

Oreochromis niloticus est une espèce thermophile exprime leur potentialité de croissance maximale à des températures plus élevées (Gaëlle B *et al*, 1998).

La température optimale pour l'alimentation, la croissance et la reproduction est de 28 °C, le seuil maximal est de 35 °C et le seuil minimal est de 10 °C. Au-dessous de cette dernière, les tilapias commencent à mourir (Malcolm *et al*, 2000).

La salinité (S ‰)

Bien qu'*Oreochromis 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‰, au-delà de 20‰, l'espèce subit un stress important qui la rend sensible aux maladies, réduisant sa compétitivité par rapport à d'autres espèces. La reproduction serait inhibée en eau saumâtre à partir de 15 à 18 ‰ (Malcolm *et al*, 2000).

¹ **Cycloïdes** : écaille circulaire dont les bords sont lisses, non dentelés.

² **Cténoïdes** : écaille ronde pourvue d'aspérité en dents de scie dans sa partie postérieure.

³ **Flanc** : région anatomique latérale de l'abdomen (de certains animaux).

⁴ **Euryèce** : se dit des espèces ayant une grande amplitude écologique.

L'oxygène dissous O₂

Cette espèce tolère à la fois de nets déficits d'oxygène dissous et des sursaturations importantes, son exigence en oxygène dissous est de 4 à 5 mg/l. Jusqu'à 3 mg/l d'oxygène dissous, *Oreochromis niloticus* ne présente pas de difficulté métabolique particulière, bien que la mortalité ne survienne qu'après 6 heures d'exposition (Gaëlle B *et al*, 1998).

Le pH

Oreochromis niloticus tolère des fluctuations de pH importantes ce qui explique sa présence dans des eaux avec des valeurs de pH comprises entre 5 et 11. L'optimum se situe entre 6.5 et 8.5 (Gaëlle B *et al*, 1998).

Les composés azotés

a. Les nitrites

Les nitrites sont toxiques pour les poissons, car ils peuvent facilement passer dans le sang par les branchies. Les tilapias ont une sensibilité moindre pour les nitrites par rapport aux Salmonidés (Malcolm *et al*, 2000).

b. L'ammoniaque

L'excrétion de l'ammoniaque fluctue fortement avec le poids. La production d'ammoniaque croit aussi lorsque la température de l'eau s'élève. On a indiqué que l'excrétion azotée s'accroît fortement au cours de la période de nourrissage (Malcolm *et al*, 2000).

I.1.1.4-Répartition géographique

Le tilapia est une espèce autochtone africaine couvrant les bassins du Nil, du Tchad, du Niger, des Volta, du Sénégal et du Jourdain ainsi que les lacs du graben est-africain jusqu'au lac Tanganika (Phelippart et Ruwet in Sali, 2007).

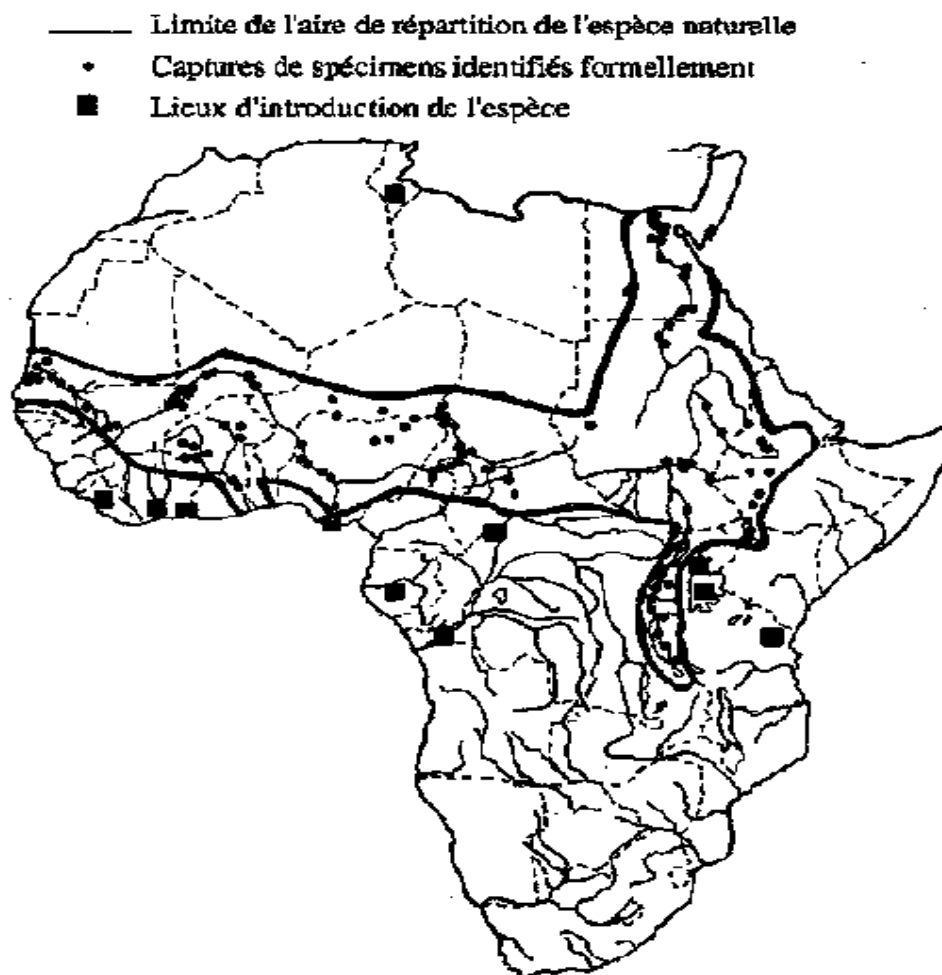


Figure N° I.2 : Répartition géographique originelle et introduction du tilapia *Oreochromis niloticus* en Afrique (Modifiée d'après Philipart et Ruwet in Sali, 2007).

Elle est élevée en Asie comme : les Philippines, le Sri Lanka et Taiwan et parfois même associée à la riziculture comme en Thaïlande et en Indonésie. Elle est élevée aussi en Amérique du Nord et du Sud notamment en Amazonie (Phelippart et Ruwet in Sali, 2007).

I.1.1.5-Reproduction

La maturité sexuelle peut intervenir dès 3 à 4 mois dans certains élevages, mais elle est de 6 mois en moyenne. Dans le milieu naturel, elle est de plus d'un an.

Oreochromis niloticus fait partie des incubateurs buccaux uniparentaux maternels. Lorsque les conditions du milieu sont favorables, les mâles se rassemblent en arène de reproduction sur une zone en pente faible à substrat meuble, sableux ou argileux où ils délimitent chacun leur territoire et creusent un nid en forme d'assiette creuse.

Les femelles vivent en groupe à l'écart des arènes de reproduction où elles effectuent de brefs passages. En allant d'un territoire à l'autre, elles sont sollicitées successivement par les mâles.

Après une parade nuptiale de synchronisation sexuelle, la femelle dépose un lot d'ovules que le mâle féconde immédiatement et que la femelle reprend en bouche et les y garde pendant la durée d'incubation (soit 4 à 5 jours) et celle de la résorption de la vésicule vitelline (étape durant de 7 à 12 jours).

Les alevins s'échappent alors de la bouche de la mère, dans laquelle ils vont se réfugier en cas de danger. Ils deviennent indépendants au bout d'une quinzaine de jours, à la taille de 11 mm, alors qu'ils mesuraient 4 à 5 mm à la naissance. Les alevins sont phytophages et zooplanctonophages (Gaëlle B *et al*, 1998).

En milieu naturel, une femelle en bonne condition se reproduit toutes les 6 à 8 semaines, ce qui, à raison de 800 à 1000 œufs en moyenne pour une femelle de 250 g, risque de conduire rapidement au surpeuplement et au nanisme en milieu mal contrôlé (F.A.O, 1989).

En milieu confiné, on arrive rapidement à une surpopulation, c'est pourquoi le contrôle de la reproduction est important dans la conduite d'un élevage rentable (Gaëlle B *et al*, 1998).

I.1.1.6-Régime alimentaire

Les arcs branchiaux d'*Oreochromis niloticus* disposent de branchiospines longues et nombreuses, l'eau qui y transite est véritablement filtrée du plancton. En milieu naturel, il est phytoplanctonophage et consomme de multiples espèces de *Chlorophycées*, *Cyanophycées* et *Euglenophycées* (F.A.O, 1989).

En milieu artificiel, cette espèce est pratiquement omnivore; valorisant divers déchets agricoles, tirant parti des excréments de volailles, acceptant facilement des aliments composés sous forme de granulés. Cette capacité d'adaptation à divers aliments et déchets est phénoménale, elle est à la base de sa haute potentialité aquacole (F.A.O., 1989).

I.1.2-Biologie de la carpe « *Cyprinus carpio* »

Cyprinus carpio est une espèce de la famille des cyprinidés dans l'ordre de cypriniforme qui est classiquement regroupé avec celui des characiformes, siluriformes et gymnotiformes pour constituer le super ordre des Ostariophyses (Billard. R, 1995).

I.1.2.1-Systématique

Règne : Animal

Embranchement : Chordata

Sous- Embranchement : Vertébrata

Classe : Ostéichthyens

Sous- classe : Actinoptérygiens

Super- ordre : Téléostéens

Ordre : Cypriniformes

Famille : Cyprinidae

Genre : *Cyprinus*

Espèce : *C. carpio carpio*.

(Linnaeus, 1758).



Figure N° I.3 : Photographie de la carpe royale « *Cyprinus carpio* » (prélevée au niveau du barrage de Boukerdane, Sehnine et Boufroua, 2011).

I.1.2.2-Caractéristiques morphologiques

La carpe commune à un corps assez allongé, comprimé latéralement plus au moins bossu la tête grosse et conique, la bouche terminale dépourvue de dents et munie de 4 barbillons inégaux sur la lèvre supérieure (Silmi. H, 1988).

La nageoire dorsale longue et dentelée au bord postérieur, la caudale bien développée et fourchue. Sa couleur varie d'un brun olivâtre au gris verdâtre sur le dos, et blanc au jaunâtre sur le ventre (Muus B.J,1991).

I.1.2.3-Exigences écologiques

La température

Elle joue le rôle de facteur limitant en influant sur l'activité métabolique et physiologique des poissons, notamment la respiration, l'alimentation, la croissance et la reproduction.

La carpe supporte des températures allant de 1 à 35 C°, l'optimum thermique pour sa croissance varie de 20 à 28 C° et varie de 18 à 25 C° pour sa reproduction. La température minimale pour une alimentation active est d'environ 5 C°, mais la carpe continue à s'alimenter faiblement même si le plan d'eau est gelé à la surface (Billard. R, 1995).

La salinité

La plupart des espèces de cyprinidés qui vivent exclusivement en eaux douces peuvent supporter des salinités allant jusqu'à 10 psu. Pour obtenir une croissance satisfaisante, les teneurs ne doivent pas excéder 5 psu (Billard. R, 1995).

Oxygène dissous

Le taux d'oxygène nécessaire pour la carpe est de 6 à 7mg/l à 20 C° (Schlumberger. O, 1997). Elle peut survivre en condition de sursaturation ou en quasi- anoxie (1 mg/l) pendant quelques heures (Billard. R, 1995)

Le pH

Généralement une eau à vocation piscicole doit avoir un pH compris entre 6.5 et 8.5. Pour les cyprinidés, la gamme de pH supporté est large, elle va de 5 à 9 (Arrignon, 1991).

I.1.2.4-Répartition géographique

Presque tous les Cypriniformes vivent dans les eaux continentales et leurs répartition géographique est très large, ils ont colonisé tous les continents. La carpe est originaire d'Asie de l'ouest, aujourd'hui on la trouve un peu partout dans le monde, en Europe, en Asie, aux états unis sauf en Australie et le sud de l'Amérique. Elle colonise une large variété de biotope mais seulement en eau douce et saumâtre .La carpe commune fréquente les eaux calmes (lacs, étangs, fleuves) à fond vaseux (Franceschini .S et Guilini. S, 1996).

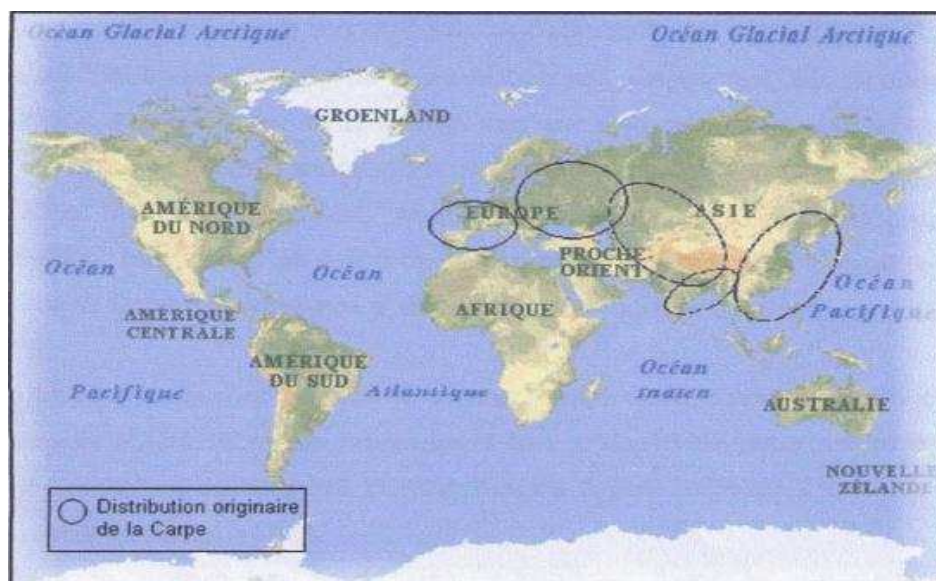


Figure N° I.4 : Répartition géographique la carpe dans le monde⁵

⁵ <http://www.passionbassin.com/biologie-carpe-koi.php>

I.1.2.5-Reproduction

La carpe commune commence à frayer à la fin du mois d'avril ou au début du mois de mai, quand la température de l'eau est de 20 C° durant le jour et plus de 15 C° la nuit (FAO, 1989).

Les caractères sexuels permettent la différenciation à vue des mâles et des femelles. Ces caractères concernent un certain nombre de manifestations. Une éruption de puberté selon (Vunder in Billard, 1995) apparaisse chez le mâle de *Cyprinus carpio* qui parvient à la maturité sexuelle.

I.1.2.6-Régime alimentaire

La Carpe commune est omnivore, opportuniste, benthophage, zooplanctonophage occasionnelle comme elle accepte des aliments supplémentaires (Schlumberger. O, 1997).

Sa nourriture est constituée d'organismes planctoniques qui se trouvent sur le fond.

La nourriture de larve nouvelle née consiste en algues microscopiques, rotifères et petit crustacés (Muus. B. J *et al*, 1991).

I.2-Poissons d'eau de mer

I.2.1-Biologie du loup « *Dicentrarchus labrax* »

Le loup commun a toujours fait figure d'espèce convoitée par les pêcheurs, ce qui explique l'existence de nombreuses études traitant de sa biologie (Barnabé. G, 1978).

I.2.1.1-Systématique

Règne : Animal

Embranchement : Chordata

Sous- Embranchement : vertébrata

Classe : Ostéichthyens

Ordre : Perciformes

Sous ordre : percoidae

Famille : Moronidae

Genre : *Dicentrarchus*

Espèce : *D. labrax*

(Linnaeus, 1758).



Figure N° I.5 : Photographie du loup « *Dicentrarchus labrax* »
(Ferme Azeffoune, Sehnine et Boufroua, 2011).

I.2.1.2-Caractéristiques morphologiques

Le loup présente les caractéristiques morphologiques suivantes :

- Poisson perciforme argenté, au corps élancé, opercule avec deux épines plates, bouche terminale modérément protractile, extrémité postérieure du maxillaire visible ; dents petites sur les mâchoires et le vomer, pas de canines.
- Deux nageoires dorsales séparées, la première à 8-10 épines, la seconde à une épine et 11-14 rayons mous, anale à 3 épines et 10-12 rayons mous, bases des pelviennes sans processus écailleux, caudale modérément fourchue.
- Pédoncule caudal assez haut
- Ecailles assez petites, environ 55-80 sur la ligne latérale chez les espèces méditerranéennes.
- Coloration : généralement argenté ; une espèce avec de petites taches noires ; nageoires inférieures parfois jaunâtres à l'état vivant (F.A.O, 1987).

I.2.1.3-Exigences écologiques

Le loup est un poisson eurytherme qui aime les eaux froides entre 14 et 16°C, mais il a une meilleure croissance entre 17 et 21°C. Il fréquente les eaux ayant un pH environ 8. Le loup est un poisson euryhalin qui supporte des variations de salinité importantes allant de 0,5 à 50‰. Il vit en eau de mer, mais il se reproduit en eau saumâtre (Bregon et al, 1978). Le taux d'oxygène nécessaire pour le loup se situe entre 3 et 8 mg/l (in Arib S. et Boubekeur S., 2005).

I.2.1.4-Répartition géographique

L'aire totale de distribution de *Dicentrarchus labrax* s'étend, dans l'Atlantique Nord-Est, de 30° N (côtes du Maroc) à 60° N (Sud de la Norvège). Il est présent en mer d'Irlande, mer du Nord et mer Baltique, et il colonise toute la mer Méditerranéenne ainsi que la mer Noire. Il peut être trouvé jusqu'à une centaine de mètres de fond, et jusqu'à environ 80 km des côtes (Begout. A, 1995).

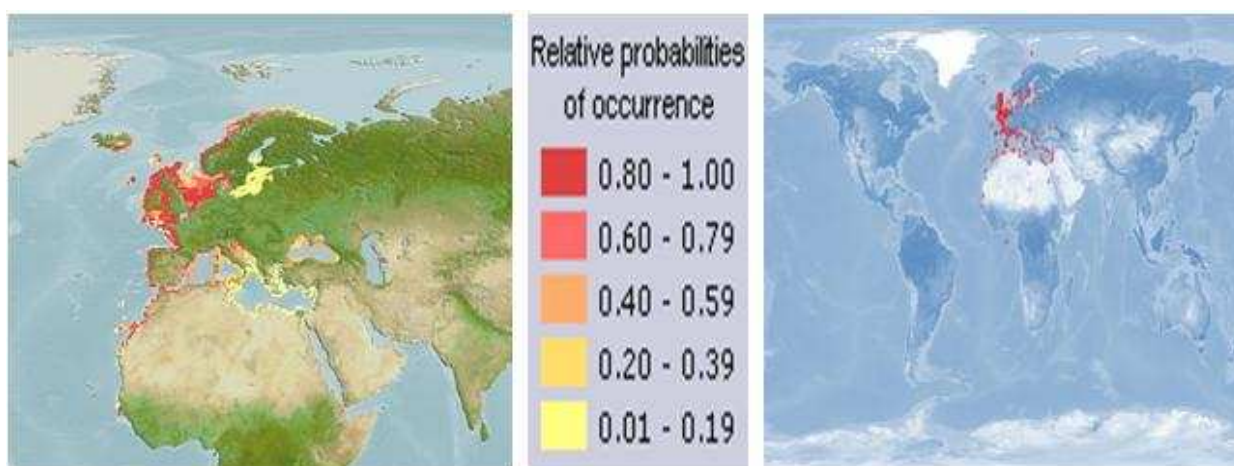


Figure N° I-6 : Répartition géographique du loup dans le monde
Source : www.aquamaps.org (Kathleen. K et Reyes, 2008) (05-12 16:49:00).

I.2.1.5-Reproduction

Le développement larvaire est différent selon les régions et selon les sexes : la reproduction est plus lente dans la partie Nord de son aire de répartition et les femelles ont une croissance plus rapides que les mâles.

Le loup est gonochorique, la maturité sexuelle est atteinte plutôt chez les mâles que chez les femelles, les mâles et les femelles adultes se rencontrent en pleine eau au large pour la reproduction en hiver de décembre à mars (in Arib S. et Boubekeur S., 2005).

I.2.1.6-Régime alimentaire

Le loup est un carnassier, les adultes sont des prédateurs voraces qui se nourrissent de Clupéidés, de petits mulets, de crustacés en tout genre et de mollusques céphalopodes. Le régime alimentaire des alevins est basé essentiellement sur de crustacés. Les divers groupes de proies zooplanctoniques et épibenthiques sont des larves du méroplancton (nauplius, zoé), des Amphipodes (gammars), des Isopodes, des Copépodes (Boutouchent, 2005).

Chapitre II : Généralités sur les lipides

Les poissons ont besoin d'énergie qui dérive de l'oxydation des composés organiques (glucides, lipides et protéines), pour assurer leurs fonctions vitales. Ces besoins énergétiques ainsi que la composition chimique des poissons dépendent de l'espèce et du stade physiologique. Ils varient également en fonction des facteurs environnementaux, en particulier de la température de l'eau (ectothermie). Ce caractère ectotherme des poissons confère à leur métabolisme énergétique une originalité (Guillaume. J *et al*, 1999).

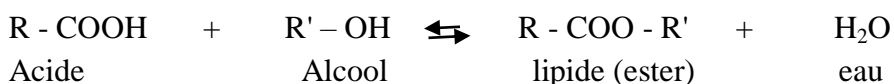
Tableau N° I.1 : Composition chimique des espèces étudiées dans 100g de poids frais (Guillaume. J *et al*, 1999).

| Espèces | graisses | Energie | AGS | AGPI | eau | cendres |
|----------------|----------|---------|-------|-------|--------|----------|
| Carpe | 3-12 % | - | 20% | 80% | 69-81% | 1,1-1,3% |
| Tilapia | 8.4% | - | - | - | 69.4% | 3.8% |
| Loup | 3,9g | 111Kcal | 0.6 g | 1.8 g | - | - |

II.1-Définition des lipides

Les lipides (du grec lipos = graisse) correspondant à ce que le langage usuel désigne sous le nom « matière grasse » (Claverie.I et Panet.M ,1998),les lipides constituent une large variété de produits naturels incluant les acides gras et leurs dérivés, les stéroïdes, les terpènes, les caroténoïdes et les acides biliaires présentant une solubilité dans les solvants organiques, comme l'hexane, le benzène, l'éther éthylique, le chloroforme ou le méthanol.

Chimiquement, les lipides sont des esters d'alcool et d'acide gras. L'équation générale de formation d'un lipide s'écrit :



II.2-Classification

II.2.1-Classification selon la composition élémentaire

Les lipides sont classés en deux groupes selon leurs éléments constitutifs. Les lipides simples contiennent les éléments C, O et H tandis que les lipides complexes peuvent contenir en plus les éléments N, P, S ainsi que des oses. Les lipides simples sont ensuite classés selon l'alcool qui entre en jeu (Oddou.S. *et al*, 2007).

II.2.1.1-Les lipides simples

Ils sont exclusivement formés de C, H, O :

II.2.1.1.1-les glycérides

Les glycérides résultent de l'estérification d'acide gras sur le glycérol (propane-1, 2, 3triol). Il existe des monoglycérides, des diglycérides et des triglycérides selon qu'une, deux ou trois fonctions alcool du glycérol sont estérifiées par les acides gras (Oddou.S. *et al*, 2007).

II.2.1.1.2-les stérides

Les stérides sont des lipides obtenus par estérification entre les acides gras et des stérols. Les stérols sont des alcools possédant une fonction alcool et plusieurs cycles accolés. Un stérol contient au moins 27 atomes de carbone. Le stérol animal le plus connu est le cholestérol. Il est présent dans tous les tissus nerveux des mammifères soit sous forme libre soit sous forme d'ester d'acide gras.

II.2.1.1.3-les cérides

Les cérides doivent leur nom au fait que ce sont les principaux constituants des cires. Ce sont des esters d'acides gras et de monoalcools, comportant chacun de 16 à 36 atomes de carbones. Leur imperméabilité leur confère un rôle protecteur des tissus animaux ou végétaux par imperméabilisation.

Exemples de cérides : l'huile de requin, le blanc de baleine (Oddou.S. *et al*, 2007).

II.2.1.2-Les lipides complexes

II.2.1.2.1-Les phosphoglycérides

Les phosphoglycérides sont essentiellement présents dans les parois membranaires.

- Phosphoglycérides simples

L'un des alcools primaires du glycérol est estérifié par l'acide phosphorique H_3PO_4 , les deux autres fonctions alcool sont estérifiées par des acides gras (acide phosphatidique). Ils sont essentiellement localisés dans les membranes.

- Phosphoglycérides composés

L'acide phosphorique estérifie simultanément une fonction alcool du glycérol et une fonction alcool d'un aminoalcool (phosphatidyl sérine, phosphatidyl éthanolamine, phosphatidyl choline).

II.2.1.2.2-Les sphingolipides

Les sphingolipides sont obtenus par action d'acides gras sur la sphingosine (alcool azoté à 18 C). Les acides gras sont reliés à la sphingosine par une liaison amide et non plus par une liaison ester.

II.2.2-Classification selon une propriété chimique commune

La classification des lipides peut se faire selon que la molécule est ou non saponifiable :

- lipides saponifiables (lipides qui, traités avec NaOH ou KOH, donnent du savon): glycérides, stérides, cérides, glyrophospholipides, sphingolipides ;
- lipides insaponifiables (lipides n'aboutissent pas à la formation du savon par traitement alcalin) : stéroïdes, prostaglandines, terpènes (Claverie.I et Panet.M ,1998).

II.3-Structure et nomenclature des acides gras chez les poissons

Les acides gras sont des molécules organiques ne possédant qu'une seule fonction acide organique (carboxyle) à une extrémité. Ils sont formés d'une chaîne carbonée à nombre généralement pair de carbone compris entre 4 et 30 parce que la synthèse des acides gras se fait par l'addition successive de groupements acétiques. L'extrémité est toujours un groupement méthyle. La structure de la chaîne carbonée peut comporter ou non une liaison éthylénique permettant de les classer en :

- acides gras saturés (AGS) qui comportent que des simples liaisons ;
- acides gras monoinsaturés (AGMI) possédant une double liaison ;
- acides gras polyinsaturés (AGPI) comportant deux à six doubles liaisons.

II-3.1-Les acides gras saturés

Un acide gras saturé est un acide gras totalement saturé en hydrogène : toutes les liaisons entre les carbones sont simples (pas de liaison double). Les acides gras saturés sont généralement solides à température ambiante (sous forme de graisses) à l'exception des acides butyrique ($C_4H_8O_2$) et caproïque ($C_6H_{12}O_2$) (tableau 1, annexe I).

Les acides gras saturés sont présents dans le règne animal y compris chez les poissons sous forme de chaîne carbonée allant de 14 à 24 carbones. Cependant les acides gras les plus abondants sont l'acide palmitique (16:0) et l'acide stéarique (18:0), et dans une moindre mesure l'acide arachidique (20:0) (Magali.P.2008).

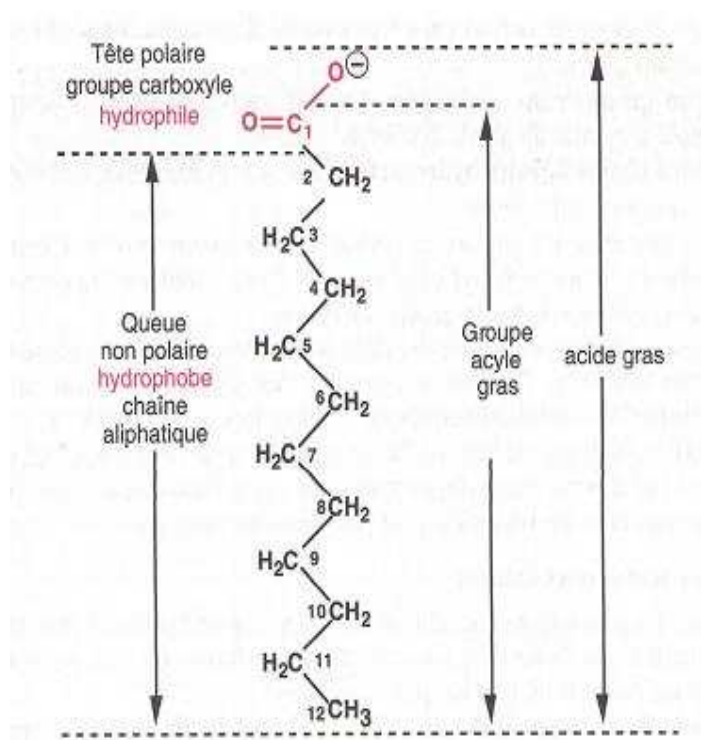


Figure N° I.7: Structure d'un acide gras, source : Guilloton. M et Quintad .B.2007.

II.3.2-Les acides gras insaturés

La chaîne carbonée comporte une ou plusieurs doubles liaisons. Les acides gras insaturés (tableau 2, annexe I) sont plus abondants dans la nature que les acides gras saturés. Leur point de fusion est plus bas que les acides gras saturés. (Oddou.S. *et al*, 2007).

La nomenclature simplifiée comporte le nombre de carbone suivi du nombre de doubles liaisons et les positions de celles-ci sont indiquées par le nombre mis en exposant après le signe Δ (Guilloton. M et Quintad .B.2007).

II.3.2.1-Les acides gras mono-insaturés (AGMI)

Parmi les AGMI le (18:1n-9) et le (16:1n-7) sont les plus répandus dans la plupart des lipides du poisson (Magali.P.2008).

II.3.2.2-Les acides gras poly-insaturés (AGPI)

Les AGPI les plus abondants chez le poisson sont le (20:4n-6) ainsi que le (20 :5n-3) et leur précurseur le (18 :3n-3).

Les poissons sont de loin les animaux pour lesquels la teneur en AGPI de la famille (n-3) est la plus élevée, dans le filet elle varie de 15 à plus de 35% selon l'espèce. Dans le milieu naturel, la richesse en AGPI (n-3) est liée à la composition du phytoplancton où ces acides gras représentent plus de 40% DES lipides totaux .ces AGPI (n-3) sont conservés aux niveaux trophiques supérieurs : 15 à 35% dans le zooplancton et 20% chez le poisson (Magali.P.2008).

II.4-Métabolisme de lipides chez les poissons

II.4.1-Digestion, absorption, transport et stockage des lipides

En règle générale, la digestion, l'absorption et le transport des lipides se font chez le poisson de façon similaire aux mammifères. Il existe cependant des différences de morphologie du tube digestif associées aux différences de régime alimentaire et de mode de vie (Gisbert *et al* in Magali. P, 2008).

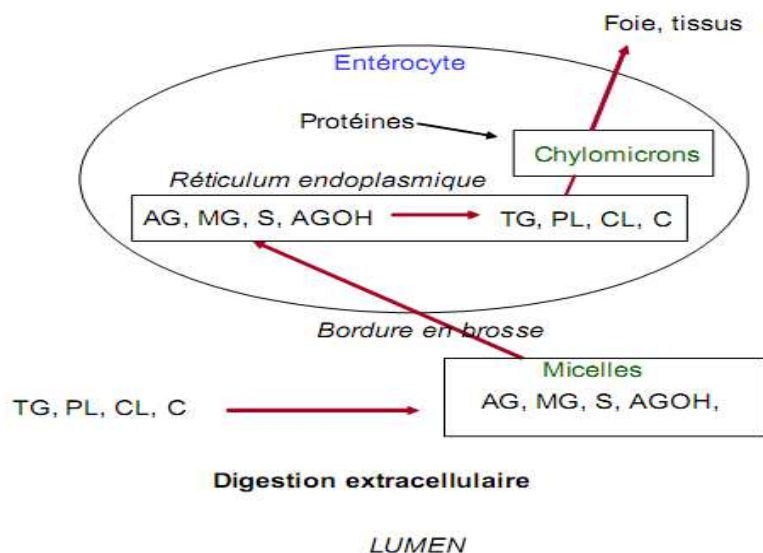
II.4.1.1- Digestion

Chez la majorité des poissons, le mécanisme de digestion des lipides est une **hydrolyse extracellulaire** par des lipase ou colipases qui a lieu dans l'intestin. Le pancréas ou hépatopancréas est la principale source d'enzymes digestives chez le poisson comme chez les mammifères (Sargent *et al* in Magali. P, 2008).

II.4.1.2-Absorbtion

L'absorption des lipides ce fait au niveau des entérocytes. Les produits résultant de la digestion des lipides sont majoritairement des acides gras libres. Il y a cependant d'autres molécules différentes en fonction du type de lipides digéré .Ainsi on trouvera du glycérol et du 2-monoacylglycérol (provenant des triglycérides et des phospholipides), des alcools (provenant des cirres) et des stérols (provenant du cholestérol).

Il existe une absorption différentielle en fonction du type d'acides gras, basée sur la longueur de la chaîne et le degré d'insaturation. Les acides gras à courte chaîne (2 à 10atomes de carbone) et le glycérol sont absorbés par simple diffusion à travers la membrane des entérocytes (Higgs et Dong, in Magali. P, 2008) (Figure N° I.8).



TG: triglycérides
 PL: phospholipides
 CL: cholestérol
 C: cirres

AG : acides gras libres
 MG : monoglycéride
 S : stérols
 AGOH: acides gras estérifiés avec un alcool

Figure N° I.8 : Digestion des lipides, d'après (Sargent *et al* in Magali.P, 2008)

II.4.1.3-Transport

Une fois absorbés par les entérocytes, les acides gras sont transportés à la fois via la circulation sanguine et lymphatique qui les redistribuera dans le corps en fonction des besoins.

Les lipides alimentaires absorbés, présents dans le sang sous forme d'acide gras sont transportés librement quand le nombre de carbone est inférieur à 10. S'il est supérieur à 10, ou si les lipides sont sous la forme de triglycérides, ils sont transportés en association avec une apoprotéine.

II.4.1.4-Stockage

Les PL essentiellement localisés dans les membranes des cellules et des organites cellulaires, représentent une part relativement constante des tissus et par conséquent de la biomasse. Les TAG et quelquefois les cérides constituent les lipides de réserve. Ils sont résynthétisés dans les tissus à partir des AG circulants libérés par l'action des lipases.

Chez les poissons il peut avoir lieu dans plusieurs tissus : le foie, le tissu adipeux périsvical et le muscle, les lipides sont stockés dans de petites formations de tissu adipeux insérées entre les feuillettes musculaires alors qu'au niveau du muscle rouge ils sont aussi stockés à l'intérieur des fibres elles-mêmes. La localisation des dépôts lipidiques est très différente selon les espèces.

On distingue ainsi des poissons « gras » qui ont des teneurs en lipides musculaires supérieures à 10%, et des poissons « maigres », dont la chair renferme moins de 2 % de lipides, ces derniers étant stockés dans le foie.

Entre ces deux catégories, il existe des poissons « intermédiaires » qui stockent les lipides dans le muscle (teneurs de 2.5 à 6 %) et dans d'autres sites comme le tissu adipeux périviscéral pour les salmonidés (Guillaume *et al*, 1999).

II.5-Rôle des acides gras essentiels des poissons

Les AGE. Parfois appelés AG indispensables, sont nécessaires à l'organisme pour trois raisons:

- ils ont tout d'abord un rôle constitutif, ce sont des composants importants des PL.
- ils servent de substrat pour la synthèse de toute une famille de molécules à caractère hormonal.
- le troisième rôle, connu depuis peu et de manière encore imparfaite, est le rôle de second messenger joué par au moins un AGE

Selon une simplification encore récemment formulée, les AGE des mammifères seraient ceux de la série oméga 6 (n-6) alors que ceux des poissons appartiendraient à la série oméga 3(n-3). Compte tenu des rôles multiples des AGE exposés ci-dessus, cette assertion n'est pas acceptable et il est certain que les deux séries d'AGE sont indispensables aux poissons comme aux mammifères.

On distingue dans cette famille l'acide alpha-linolénique (ALA), acide gras essentiel, l'acide éicosapentanoïque (EPA) et l'acide docosahexaénoïque (DHA).

On les trouve principalement dans l'huile de colza ou de soja et le poisson.

Ils possèdent de nombreuses vertus pour le système cardiovasculaire :

- prévention des maladies vasculaire ;
- action bénéfique sur l'activité du cerveau, organe le plus gras du corps humains. Les ω 3 représenteraient 15 à 20 % de ces graisses.
- Ils agissent également sur la qualité de la peau, et le plus particulièrement sur son hydratation, d'où la sortie sur le marché de crèmes enrichies en ω 3.

Les études se poursuivent, notamment sur le rôle des ω 3 dans la prévention de certains cancers (Oddou.S. *et al*, 2007).

Chapitre III : Méthodes d'analyses des lipides

III.1-L'extraction des lipides

III.1.1- Méthode Soxhlet

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 (Salghi R., 2004).

Un extracteur de Soxhlet (ou appareil de Soxhlet) est une pièce de verrerie utilisée en Chimie analytique qui permet de faire à chaud l'extraction par solvant d'un solide avec une grande efficacité. Cet appareil porte le nom de son inventeur : *Franz von Soxhlet* (Salghi R., 2004).

III.1.2-Avantages et inconvénients:

A/ Les avantages :

Le cycle se répète indéfiniment. On peut ainsi épuiser complètement le solide en quelques cycles sans intervention. Le résultat est équivalent à une série de macérations successives, mais cette technique ne nécessite pas un grand nombre d'opérations.

Ainsi, on a un net gain de temps de manipulation. De plus, cette méthode requiert nettement moins de solvant que la méthode des macérations successives pour une même efficacité d'extraction. L'intérêt est donc également économique¹.

B/ Les inconvénients :

La taille de la cartouche étant limitée, il peut être nécessaire de réaliser plusieurs extractions successives avec plusieurs cartouches, ce qui peut prendre un temps considérable.

L'extraction à chaud peut dégrader certaines substances chimiques¹.

III.2- Le fractionnement des lipides

Le fractionnement basé sur les différences de solubilité, donne fréquemment des résultats imparfaits par suite de phénomènes de solubilisation réciproque très importants.

Schématiquement, en traitant un extrait lipidique total successivement par le chloroforme, l'acétone, l'éther et l'éthanol, on peut le séparer en plusieurs fractions:

- ✚ Lipides solubles dans l'acétone : glycérides, stérides, cérides, acides et alcools gras, stérides.
- ✚ Lipides solubles dans l'éther et l'éthanol : lécithines
- ✚ Lipides solubles dans l'éther mais insolubles dans l'éthanol : céphalines, inositides.
- ✚ Lipides insolubles dans l'éther : sphingomyélines, cérébrosides, gangliosides.

¹ <http://www.soxhlet/extraction.php>.

III.3-Chromatographie: Aspects généraux

Le terme chromatographie, du grec *khromatos* (couleur) et *graphes* (écrire), fut employé tout d'abord par le botaniste russe Michael Tswett en 1906 pour décrire la séparation de pigments végétaux en zones colorées distinctes.

Bien que la plupart des séparations concernent de nos jours des composés incolores, le terme initial de chromatographie a été conservé (Browning.D.R et al, 1971).

La découverte des principaux modes de chromatographie apparaît dans la liste suivante par ordre chronologique :

- la chromatographie sur couche mince (CCM) (1938).
- la chromatographie sur papier (1944).
- la chromatographie en phase gazeuse (CPG) (1952).
- la chromatographie sur gel (1959).
- la chromatographie liquide à haute pression (CLHP) (1967).

La chromatographie est une méthode physique de séparation basée sur les différences d'affinités des substances à analyser à l'égard de deux phases, l'une stationnaire ou fixe, l'autre mobile.

Sous le nom de méthodes chromatographiques, sont regroupées un très grand nombre de techniques dont la dénomination est précisée selon :

- la nature physique des phases ;
- le principe du phénomène mis en œuvre ;
- le procédé opératoire (Mahuzier G *et al*, 1999).

III.3.1- la chromatographie sur couche mince (CCM)

La chromatographie sur couche mince (CCM) repose principalement sur des phénomènes d'adsorption : la phase mobile est un solvant ou un mélange de solvants, qui progresse le long d'une phase stationnaire fixée sur une plaque de verre ou sur une feuille semi-rigide de matière plastique ou d'aluminium. Après que l'échantillon ait été déposé sur la phase stationnaire, les substances migrent à une vitesse qui dépend de leur nature et de celle du solvant.

La CCM est une méthode d'une mise en œuvre beaucoup plus simple, ne nécessitant, en général, qu'un appareillage élémentaire et de ce fait très peu coûteux (Rosset R. *et al*, 1982)

Les principaux éléments d'une séparation chromatographique sur couche mince sont:

- la cuve chromatographique : un récipient habituellement en verre, de forme variable, fermé par un couvercle étanche.
- la phase stationnaire : une couche d'environ 0,25 mm de gel de silice.
- l'éluant : un solvant pur ou un mélange : il migre lentement le long de la plaque en entraînant les composants de l'échantillon.

La chromatographie en couche mince s'est révélée une méthode de tout premier choix pour la séparation des lipides homogènes et hétérogènes et des mélanges de mono-, di et triglycérides.

Les matières grasses, les huiles, les cires et les lipides neutres sont, en général, séparés par adsorption sur silicagel avec comme éluant des mélanges d'éther de pétrole et d'éther éthylique.

Pour les lipides fortement polaires, on utilise également le silicagel avec des mélanges alcool-eau. Le fractionnement de ces substances en différentes classes décomposés se fait plus souvent par partage que par adsorption ou même par échange d'ions.

Dans quelques cas, on se sert aussi de la chromatographie de partage en phase inversée, sur silicagel rendu hydrophobe.

III.3.2- la chromatographie en phase gazeuse (CPG)

La chromatographie en phase gazeuse est comme toutes les techniques de chromatographie, une technique qui permet de séparer des molécules d'un mélange éventuellement très complexe de nature très diverses. Elle s'applique principalement aux composés gazeux ou susceptibles d'être vaporisés par chauffage sans décomposition. Elle est de plus en plus utilisée dans les principaux domaines de la chimie.

Le mélange à analyser est vaporisé à l'entrée d'une colonne, qui renferme une substance active solide ou liquide appelée phase stationnaire, puis il est transporté à travers celle-ci à l'aide d'un gaz porteur (ou gaz vecteur). Les différentes molécules du mélange vont se séparer et sortir de la colonne les unes après les autres après un certain laps de temps qui est fonction de l'affinité de la phase stationnaire avec ces molécules (ROSSET.R *et al*, 1982).

Deuxième partie

Matériel et méthodes

Dans cette partie, nous présentons les lieux d'étude où on a prélevé les échantillons, et les méthodes d'analyse: quantitative et qualitative des lipides.

Chapitre I : Matière première

I.1-Lieux d'étude

Les échantillons utilisés ont été prélevés de trois lieux différents. L'étude a porté sur trois espèces différentes de poissons d'eau douce et d'eau de mer.

I.1.1-Ferme Ezzahra

La ferme Ezzahra est située dans la Daïra de Mansoura, à 150 km au sud de la wilaya de Ghardaïa et à 6 km du village Hassi Lefhal. Cette ferme s'étend sur une superficie totale de 4 hectares (figure N°1, annexe II).

I.1.2-Barrage de Boukerdane

Le barrage de Boukerdane se trouve au niveau de la wilaya de Tipaza, au Nord il se situe à 11 km de la méditerranée, il est délimité au Sud par la montagne Bou-maad. Ce barrage est alimenté par oued El-hachem (Armani *et al*, 2004) (figure N°2, annexe II).

I.1.3-Ferme Melata

La ferme de Melata est située dans la Wilaya de Tizi-Ouzou, elle est délimitée au Nord par la mer méditerranéenne, au sud par la commune d'Azzazegua, à l'ouest par la commune de Tigzirt et à l'Est par la wilaya de Bejaia.

La ferme est implantée au bord de la mer dans une baie relativement abritée à l'Est et ouverte à l'Ouest où se trouve un oued « Ighzer N'Mlata » qui communique avec la mer par un petit plan d'eau (ADJOUT *et al*, 2005) (figure N°3, annexe II).

Les coordonnées géographiques et les espèces prélevées au niveau de chaque site d'étude sont données dans le tableau ci-dessous :

Tableau N°II.1 : Les coordonnées géographiques et les espèces prélevées au niveau de chaque site d'étude.

| Lieux d'étude | Les coordonnées géographiques | | Les espèces prélevées |
|-----------------------|---|---|---|
| Ferme Ezzahra | Altitude : 03° 82' 24,52" N Longitude : 003°42' 17,79" E | | Le tilapia (<i>Oreochromis niloticus</i>) a été pêché à partir du bassin d'élevage |
| Barrage de Boukerdane | Altitude : 36° N Longitude : 002°3' E | | La carpe commune sauvage (<i>Cyprinus carpio</i>) a été prélevée par des pêcheurs |
| Ferme Melata | La ferme | Altitude : 36°41'00"N Longitude : 004°19'00" E | Le loup (<i>Dicentrarchus labrax</i>) a été prélevé à partir des cages flottantes par des plongeurs (fonctionnaires dans la ferme) |
| | Les cages flottantes | Altitude : 36°54,474' N Longitude : 004°22,867'E | |

Les paramètres physico-chimiques des milieux étudiés ont été mesurés dans trois stations différentes à l'aide d'une valise multiparamètre (figure N°4, annexe II) permettant de mesurer le pH, la salinité, l'oxygène dissous et la température.

I.2-Echantillonnage

Notre expérimentation a été basée sur trois espèces de poissons, dont deux espèces d'eau douce (la carpe et le tilapia) et une espèce d'eau de mer (le loup).

I.2.1-Les poissons d'eau douce

A- Le tilapia « *Oreochromis niloticus* »

L'échantillon est composé de quatre individus de tilapia de différentes tailles (tableau N°III.2, voir résultats), prélevés d'une manière aléatoire des bassins d'élevage de la ferme Ezzahra (Hassi lafhal) à l'aide d'une épuisette

Ces poissons ont été alimentés par un aliment artificiel hormoné et parfois non hormoné, le taux de nourrissage ainsi que la quantité de l'aliment dépend de la taille des poissons.

B- La carpe commune « *Cyprinus carpio* »

L'échantillon est composé de quatre individus de différentes tailles (tableau N° III.2, voir résultats), qui ont été pêchés par les pêcheurs du barrage de Boukerdane

Sa nourriture est constituée des ressources naturelles qui se trouvent au fond.

I.2.2-Les poissons d'eau de mer

A-Le loup « *Dicentrarchus labrax* »

L'échantillon est composé de quatre individus de loup prélevés au hasard des cages flottantes de la ferme d'élevage Melata. Ces individus présentent des tailles différentes (tableau N° III.2, voir résultats), l'aliment distribué à ces poissons est un aliment artificiel granulé de marque Bio Mar, importé de France, dont le type diffère selon les stades physiologiques des poissons (alevins, prégrossissement et grossissement) (tableau N°3, annexe I).

I.3-Préparation des échantillons

Les poissons ont été traités à l'état frais, la taille et le poids de chaque individu ont été mesurés respectivement à l'aide d'un ichtyomètre et d'une balance de précision (tableau N° III.2, voir résultats). Ensuite, les poissons ont été disséqués pour déterminer leurs sexes.



Figure II.1 : Dissection du loup.

I.3.1-Prélevement de la chair

Pour prélever la chair les poissons ont été filetés à l'aide d'un ciseau, d'un scalper et d'une pince : la peau a été desquamée, les têtes, les nageoires et les viscères ont été séparés des filets (figure N° II.2).

Ensuite, les filets ont été récupérés dans des boîtes de pétrie, ces dernières ont été conservées dans le congélateur à -5°C (figure N° II.3).



Figure N° II.2 : Desquamation du loup.

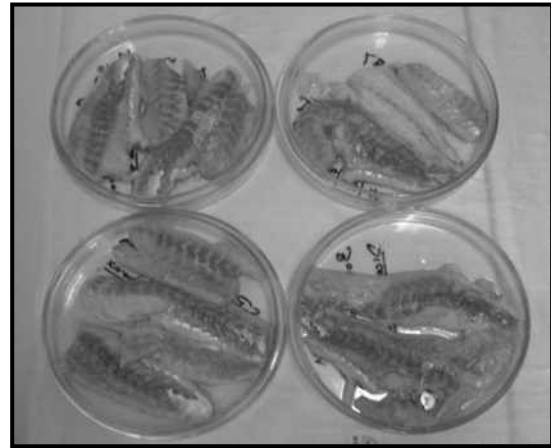


Figure N° II.3 : La chair du loup récupérée.

I.3.2-Lyophilisation de la chair

Les filets de la chair congelés ont été transportés au laboratoire de recherche de Sidi-Fredj de l'ENSSMAL pour les lyophiliser.

Principe de la lyophilisation

C'est un procédé de conservation s'accompagnant d'une transformation de la substance à conserver. Généralement, cette substance contient au début de l'opération une concentration élevée en eau. Dans un premier temps, le produit est congelé, puis son passage dans un vide très poussé supprime l'eau, qui passe directement de l'état solide à l'état de vapeur (phénomène de sublimation), cette dernière est transformée en liquide par le phénomène de condensation.

La lyophilisation permet de conserver à l'état sec un certain nombre de produits qui peuvent être reconstitués par hydratation (Bernard .H *et al*, 2008).

Les échantillons congelés ont été déposés dans l'appareil de lyophilisation durant 48h (figure N°5, annexe N° II), après lyophilisation, les échantillons ont été pilés dans un mortier en fines particules, la poudre obtenue a été conservée dans un dessiccateur (figure N°6, annexe II).

CHAPITRE II : Méthodes d'analyse des lipides totaux.

II.1-Analyse quantitative

L'extraction de la matière grasse est l'étape préliminaire obligatoire pour analyser les lipides à partir d'une matrice alimentaire complexe. Le choix des conditions opératoires de la méthode d'extraction est essentiel pour garantir la fiabilité des résultats en fonction de l'objectif recherché et des produits concernés. Quel que soit le cas, l'extraction doit être sélective (n'extraire que la matière grasse), non altérante et quantitative.

II.1.1-Principe de la méthode de soxhlet

L'extracteur de Soxhlet est un appareil spécialement conçu pour l'extraction continue solide-liquide. Le solvant est porté à ébullition, puis condensé avec le condenseur à boules, dans le réservoir à siphon, contenant le solide à extraire dans une cartouche de papier épais. Le contact entre le solvant et le produit à extraire dure pendant l'accumulation du solvant dans le réservoir, puis quand le solvant atteint un certain niveau, il amorce le siphon et retourne dans le ballon en entraînant la substance dissoute. Ce cycle peut être répété plusieurs fois, selon la facilité avec laquelle le produit diffuse dans le solvant.

II.1.2-Matériel spécifique

Tout le matériel en contact avec les lipides doit être en verre.

Le laboratoire de biochimie de l'ENSSMAL dispose du matériel suivant :

- Le dispositif soxhlet« behr labor-technik » ;
- Les matras ;
- La plaque chauffante ;
- les cartouches d'extraction en cellulose ;
- Rotavapor« Buchi Rotavapor R.210» ;
- Réfrigérant à eau «huber minichiller».

II.1.3-Mode opératoire

La teneur en lipides totaux de la chair des poissons est déterminée par la méthode de soxhlet (méthode gravimétrique).

- On règle le réfrigérant à une température de 2°C (figure N°7, annexe II).
- On pèse chaque ballon vide, soit P_0 ce poids.
- On pèse chaque échantillon de la chair du poisson lyophilisé dans une cartouche poreuse tarée, soit m ce poids (figure N° II.4).



Figure N° II.4 : Pesage de la chair du poisson et le ballon vide.

- On place la cartouche dans le matras de l'extracteur.
- On remplit les matras par 150 ml d'éther éthylique (solvant extracteur pour la 1^{ère} essai) et le chloroforme pour le deuxième essai.

On assemble l'extracteur soxhlet, le condensateur, le ballon et le chauffe ballon (figure N° II.5).

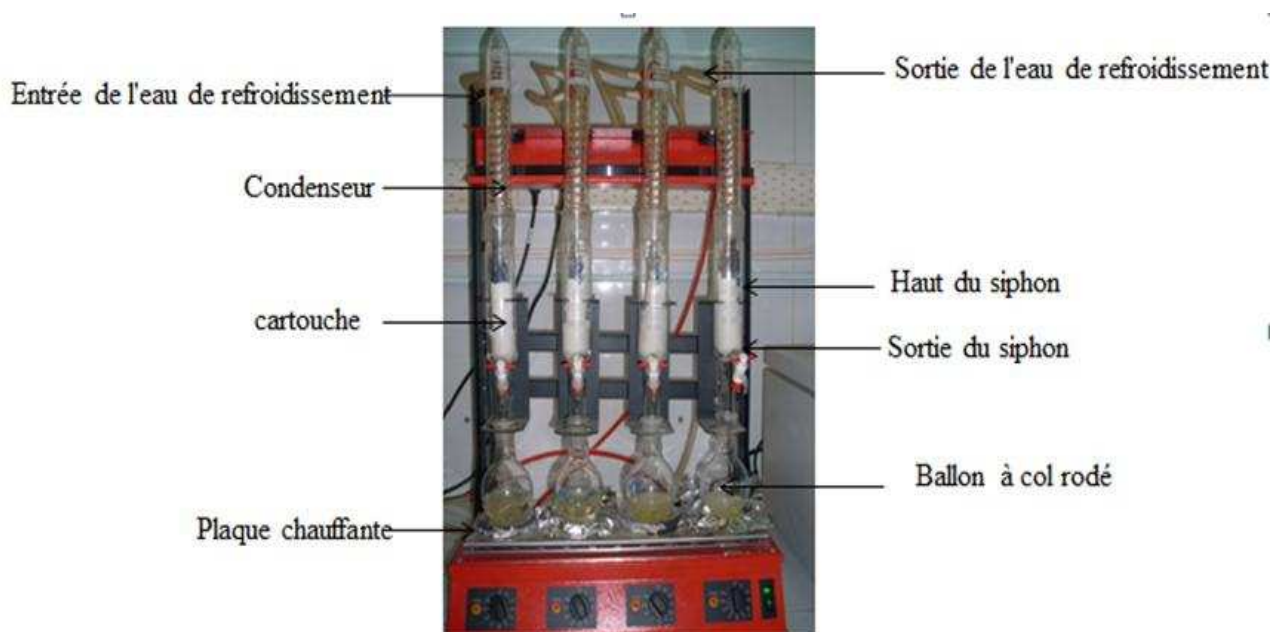


Figure N° II.5 : Emplacement des ballons et des capsules dans l'appareil Soxhlet.

- On règle la température de la plaque chauffante à 100°C jusqu'à l'ébullition du solvant, après on réduit la température à 60°C de sorte à maintenir l'ébullition du solvant stable.
- Pour l'épuisement complet du solide, on garde le rythme pendant 2h30 qui correspond à 30 cycles (un cycle dure en moyenne 5mn), après on arrête le système et on laisse les ballons refroidir.

- On place le ballon contenant le solvant et l'extrait (lipides) dans un rota-vapeur à 40°C (éther éthylique) et à 50°C pour le chloroforme et à une vitesse de rotation de 6 à 7 tours/mn, pour concentrer l'extrait et récupérer le solvant (figure N°8, annexe II).
- On sèche le ballon dans l'étuve à 37°C, puis on le laisse refroidir dans un dessiccateur et on le pèse, soit **P** ce poids.

La quantité des lipides totaux est déterminée par la formule suivante Source : (in Salghi. R, 2004)

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

M : quantité des lipides (P-Po) en g.

P : poids du ballon rempli de lipides en g.

P₀ : poids de ballon vide en g.

m : poids de la prise d'essai de la chair du poisson en g.

II.2-Analyse qualitative

L'analyse qualitative pour identifier les différents composants de lipides a été réalisée au laboratoire de biochimie de l'ENSSMAL.

II.2.1- Principe de la chromatographie sur couches minces

II.2.1.1-CCM d'adsorption

La chromatographie d'adsorption est basée sur des liaisons réversibles que forment les substances avec certains adsorbants comme la silice. Les phénomènes d'adsorption et de désorption qui sont en concurrence constituent le principe de base de la CCM.

Les lipides extraits seront déposés puis séparés par CCM sur une plaque de gel de silice. La silice (SiO₂) est hydrophile et va donc lier les composés polaires plus fortement que les composés non polaires, quand la phase mobile, où l'éluant (peu polaire) monte par capillarité. La vitesse de migration de la substance (échantillon) est donnée par le RF(rapport frontal).

II.2.1.2-CCM de partage

Dans ce cas, on parle de chromatographie de partage du fait qu'on se trouve en présence d'une phase stationnaire non polaire (paraffine liée au support) et une phase mobile polaire (solvant).

Lorsque la plaque sur laquelle on a déposé l'échantillon (substance) est placée dans la cuve, l'éluant monte à travers la phase stationnaire, essentiellement par capillarité. La vitesse de migration de chaque substance est donnée par le RF.

II.2.2-Mode opératoire

A -Préparation des échantillons

Le résidu des lipides extrait dans chaque ballon a été récupéré par l'ajout de 2 ml d'éther éthylique pour le 1^{er} essai et 2 ml de chloroforme pour le 2^{ème} essai, les échantillons récupérés (solvant + résidu) ont été filtrés et conservés dans des flacons bruns à l'intérieur d'un réfrigérateur à 5°C (figure N°9, annexe II).

B -Préparation des plaques CCM

-Les plaques utilisés sont des plaques en gel silice prêtes à l'emploi : 20cm×20cm×0,20mm (plaque de gel de silice 60 avec indicateur de fluorescence UV₂₅₄, model : SIL G/UV₂₅₄ fur die DCMACHEREY-NAGEL (figure N°10, annexe II).

-Les plaques ont été activées dans l'étuve à 110 °C pendant 30 mn, puis refroidies dans le dessiccateur.

-Certains composants de lipides, nécessitent une séparation sur plaques imprégnés.

- **Imprégnation des plaques :**

-On met la plaque de gel de silice avec beaucoup de précaution dans une solution d'imprégnation (paraffine à 5% dans l'éther de pétrole, dodécane à 15% dans l'éther de pétrole). On interrompte l'imprégnation après un parcours de 15 cm environ.



Figure N° II.6 : Imprégnation des plaques.

-On trace au crayon délicatement (afin de ne pas endommager la couche du gel de silice) une ligne de départ à environ de 2cm du bord inférieur de la plaque (pour les plaques imprégnées, le dépôt des échantillons doit se faire sur la partie non imprégnée¹

-Les dépôts d'échantillons doivent être espacés de 1,5 cm au minimum afin d'éviter leur chevauchement lors de la migration.

C -Préparation du système éluant (phase mobile)

- Acétonitrile : acétone (1 :1) ; 50 ml d'acétonitrile + 50 ml d'acétone.
- Chloroforme : acide acétique (96 :4) ; 96 ml de chloroforme + 4 ml d'acide acétique.
- Ether de pétrole : éther éthylique : acide acétique glacial (80:20:1) ; 80 ml d'éther de pétrole, 20 ml d'éther éthylique et 1 ml d'acide acétique glacial.

D -Préparation de la cuve de développement

-Sous hotte, On verse l'éluant dans la cuve de développement de manière à ce que son niveau atteigne une hauteur d'environ un centimètre.

-On couvre la cuve avec le couvercle pour la saturer en vapeurs de l'éluant (le couvercle est enrobé de graisse pour assurer l'étanchéité (figure N° 11, annexe II).

E -Dépôt des échantillons

-On dépose à l'aide d'une micropipette sur la ligne de départ une goutte (environ 10 μ l) de chaque échantillon à analyser ainsi que l'étalon (acide linoléique) (Figure N° II.7).

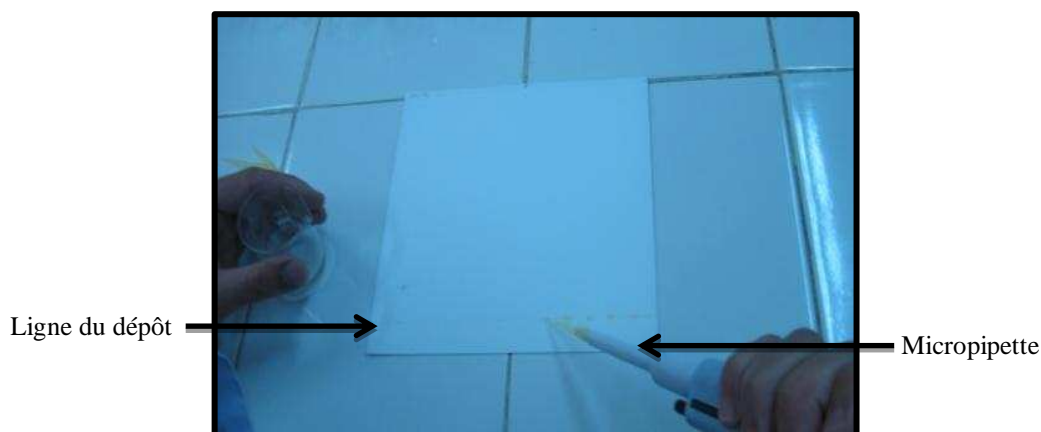


Figure N° II.7 : Déposition des gouttes à l'aide d'une micropipette sur la ligne de départ

-On sèche la plaque à l'air libre, puis on la plonge dans la cuve de développement.

¹ Le but est de faire d'abord migrer les substances sous forme d'un trait mince avec le front jusqu'à la zone imprégnée ou la chromatographie proprement dite se fait ; il s'ensuit une séparation particulièrement poussée qui donne des tâches rectangulaires.

F-Développement

L'éluant monte par capillarité le long de la plaque. Lorsqu'il arrive à la ligne d'arrivée, On arrête la migration. On laisse la plaque sécher à l'air libre. Les systèmes éluant qui ont été utilisés sont donnés dans le tableau ci-dessous

Tableau N° II.2: Solvants d'extraction et systèmes éluant utilisés.

| Essai | Solvant extracteur | Type de plaque | Système éluant |
|-------|--------------------|--------------------------|---|
| N°1 | Ether éthylique | Normale | Chloroforme : A. acétique (96 :4) |
| N°2 | Chloroforme | Normale | Chloroforme : A. acétique (96 :4) |
| N°3 | Ether éthylique | Normale | Ether de pétrole : Ether éthylique : A. acétique glacial (80:20:1) |
| N°4 | Ether éthylique | Imprégnée à la paraffine | Acétonitrile : Acétone (1:1) |
| N°5 | Chloroforme | Imprégnée au dodécane | Acétonitrile : Acétone (1:1) |
| N°6 | Ether éthylique | Imprégnée au dodécane | Ether de pétrole : Ether éthylique : A. acétique glacial (80:20:1) |

G-Préparation des révélateurs

- Vapeurs d'iode

On met quelques grains d'iode au fond d'un dessiccateur, on ferme ce dernier avec un couvercle étanche et on laisse l'iode sublimer jusqu'à la saturation de l'atmosphère du dessiccateur.

- Acide phosphomolibdique

On prépare une solution phosphomolibdique dans l'éthanol à 10% (10g d'acide phosphomolibdique + 90 ml d'éthanol).

H-Révélation

-On met la plaque pendant 15 minutes dans le dessiccateur avec les vapeurs d'iode (figure N° II.8), après la sublimation de l'iode, on trace les contours des taches des lipides colorées en marron.

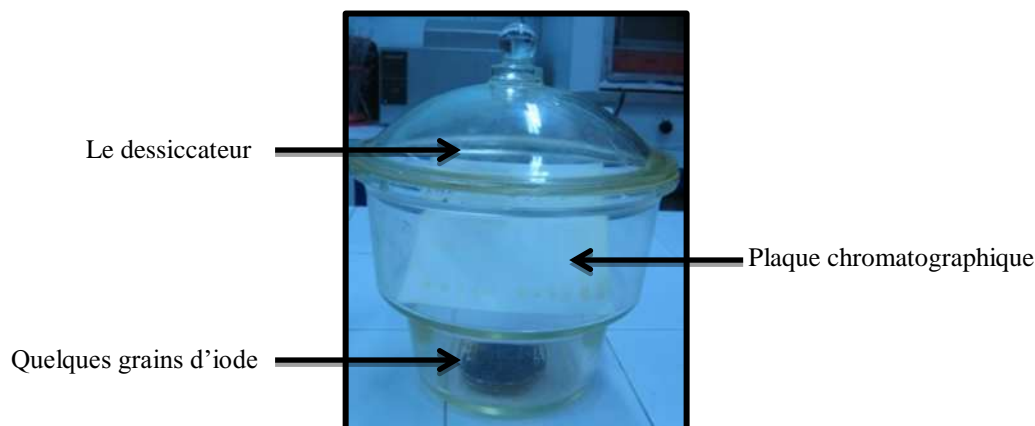


Figure N° II.8 : Révélation des plaques par les vapeurs d'iode.

-On pulvérise la plaque par la solution de l'acide phosphomolibdique à 10% dans l'éthanol, on sèche pendant 10-15 mn à la température ambiante (figure N° 12, annexe II).

-On sèche de nouveau à l'étuve à 110°C pendant 10-15 minutes.

-On repère les nouvelles taches, et on trace les contours de ces dernières.

I- Lecture des plaques

On pointe le centre de chaque tache et on mesure la distance parcourue par l'échantillon à partir de la ligne du départ.

-On mesure aussi la distance parcourue par l'éluant (un ou plusieurs solvants).

-On calcule le RF (Rating Factor, Rapport frontal) par la relation :

$$RF = \frac{\text{distance parcourue par l'échantillon}}{\text{distance parcourue par le solvant}}$$

$$0 \leq RF \leq 1.$$

Si $RF = 0$: l'échantillon n'a aucune affinité pour la phase mobile (système éluant).

Si $RF = 1$: L'échantillon n'a aucune affinité pour la phase stationnaire (gel de silice).

-On identifie le RF des échantillons par rapport au RF de l'étalon (acide linoléique) et par rapport aux RF donnés dans la littérature (tableau N°4,5, annexe I).

Troisième partie
Résultats et discussion

Chapitre I : Résultats

I.1-Les paramètres physico-chimiques des sites étudiés

Le tableau ci-dessous représente les valeurs des paramètres physico-chimiques in situ des milieux de vie (ferme Ezzahra, ferme Azeffoun et le barrage de Boukerdane) des poissons étudiés.

Tableau N° III.1 : Paramètres physico-chimiques des milieux de vie des poissons étudiés

| Paramètres physico-chimiques | Milieu de prélèvement | | |
|------------------------------|-----------------------|----------------|-----------------------|
| | Ferme Ezzahra | Ferme Azeffoun | Barrage de Boukerdane |
| Température (°C) | 32,4 | 17,6 | 20,6 |
| Ph | 7,82 | 8,17 | 7,83 |
| Salinité (PSU) | 0,2 | 35,5 | - |
| Oxygène dissous (mg/l) | 4,88 | 7,1 | 6,9 |

I.2-Description de l'échantillon

L'échantillon est composé de 4 tilapias « *Oréochromis niloticus* », 4 carpes communes « *Cyprinus carpio* » et 4 loups « *Dicentrarchus labrax* ». Ces poissons présentent une diversification de la taille et du poids (tableau N° III.2).

Tableau N° III.2 : Tailles et poids des différents poissons étudiés

| Espèce | Individu | Poids (g) | Taille totale Lt (cm) | Sexe |
|----------------|----------|-----------|-----------------------|---------|
| Carpe (n= 4) | N°1 | 393 | 28,9 | Mâle |
| | N°2 | 370 | 27,5 | Mâle |
| | N°3 | 378,5 | 28,7 | Femelle |
| | N°4 | 437,5 | 28,4 | Femelle |
| Tilapia (n= 4) | N°1 | 205 | 28,2 | Mâle |
| | N°2 | 132 | 20,4 | Femelle |
| | N°3 | 86,5 | 18,1 | Mâle |
| | N°4 | 111 | 18,6 | Mâle |
| Loup (n= 4) | N°1 | 217,99 | 26,6 | Mâle |
| | N°2 | 247 | 29 | Mâle |
| | N°3 | 190 | 26,3 | Mâle |
| | N°4 | 226,5 | 28,1 | Mâle |

I.3-Les lipides totaux

Les lipides totaux du muscle sont extraits en continu par l'éther éthylique et par le chloroforme selon le procédé de « Soxhlet ». Deux prises d'essai ont été effectuées pour chaque individu des espèces étudiées, le premier essai est extrait par l'éther éthylique et le deuxième par le chloroforme.

I.3.1-Extraction des lipides par l'éther éthylique

Les valeurs des poids des prises d'essai des individus étudiés ainsi que les valeurs du poids des ballons vides et des ballons renfermant l'extrait des lipides sont résumés dans le tableau N° III.3.

Tableau N° III.3 : Résultats des poids des ballons (vides et remplis) et des échantillons dans le cas de l'extraction par l'éther éthylique.

| Espèce | Individu | Poids de la prise d'essai (m) (g) | Poids du ballon vide (p ₀) (g) | Poids du ballon rempli (p) (g) |
|-------------------|----------|--------------------------------------|---|-----------------------------------|
| Carpe (n= 4) | N°1 | 5,0714 | 109,4069 | 109,8537 |
| | N°2 | 5,0734 | 123,7675 | 124,1778 |
| | N°3 | 5,0265 | 107,2242 | 107,5730 |
| | N°4 | 5,0346 | 112,9430 | 113,4648 |
| Tilapia (n= 4) | N°1 | 8,2870 | 113,1341 | 113,5902 |
| | N°2 | 5,3780 | 107,8820 | 108,1050 |
| | N°3 | 2,6911 | 107,3831 | 107,4905 |
| | N°4 | 5,5692 | 88,4880 | 88,7230 |
| Loup (n=4) | N°1 | 5,0630 | 89,3369 | 89,7529 |
| | N°2 | 5,0039 | 109,1453 | 109,6516 |
| | N°3 | 5,0269 | 107,4627 | 107,8699 |
| | N°4 | 5,0102 | 108,5333 | 109,0292 |

I.3.2-Extraction des lipides par le chloroforme

Les résultats de la pesée des prises d'essai ainsi que la pesée des ballons vides et des ballons remplis de lipides extraits par le chloroforme sont donnés dans le tableau N° III.4.

Tableau N° III.4 : Résultats des poids des ballons (vides et remplis) et des échantillons dans le cas de l'extraction par le chloroforme.

| Espèce | Individu | Poids de la prise d'essai (m) (g) | Poids du ballon vide (p ₀) (g) | Poids du ballon rempli (p) (g) |
|-------------------|----------|---|--|--------------------------------------|
| Carpe (n= 4) | N°1 | 5,0426 | 126,3030 | 126,7684 |
| | N°2 | 5,1514 | 104 ,3810 | 104,8451 |
| | N°3 | 5,0189 | 109,3570 | 109,7143 |
| | N°4 | 5,0049 | 123,8680 | 124,4175 |
| Tilapia (n= 4) | N°1 | 5,1390 | 123,5507 | 123,8513 |
| | N°2 | 5,1492 | 125,7700 | 126,0248 |
| | N°3 | 5,0292 | 130,6680 | 130,8958 |
| | N°4 | 2,6737 | 111,7319 | 111,8626 |
| Loup (n=4) | N°1 | 5,1721 | 123,8821 | 124,3025 |
| | N°2 | 5,2306 | 123,2815 | 123,8307 |
| | N°3 | 5,200 | 117,3931 | 117,83198 |
| | N°4 | 5,3450 | 192,8340 | 193,37438 |

I.3.3-Calcul de la teneur en lipides totaux chez les poissons étudiés

Le tableau N° III.5 résume les taux des lipides obtenus par les solvants extracteurs : l'éther éthylique et le chloroforme.

Tableau N° III .5 : Taux des lipides totaux dans 100g de la matière sèche de la chair des poissons

| Solvant extracteur | | Ether éthylique | | Chloroforme | |
|-----------------------|-----|--------------------------------|----------------------|--------------------------------|----------------------|
| | | M = (p-p ₀) (g) | % des lipides (%) | M = (p-p ₀) (g) | % des lipides (%) |
| Carpe (n= 4) | N°1 | 0 ,4468 | 8,81 | 0,4654 | 9,23 |
| | N°2 | 0,4103 | 8,09 | 1,0044 | 9,01 |
| | N°3 | 0,3488 | 6,94 | 0,3573 | 7,12 |
| | N°4 | 0,5218 | 10,36 | 0,5495 | 10,98 |
| Tilapia (n= 4) | N°1 | 0 ,4561 | 5,50 | 0,3006 | 5,85 |
| | N°2 | 0,2230 | 4,15 | 0,2548 | 4,95 |
| | N°3 | 0,1074 | 3,99 | 0,2278 | 4,53 |
| | N°4 | 0,2350 | 4,22 | 0,1307 | 4,89 |
| Loup (n=4) | N°1 | 0,4160 | 7,39 | 0,4204 | 8,13 |
| | N°2 | 0,5063 | 10,12 | 0,5492 | 10,5 |
| | N°3 | 0 ,4074 | 8,10 | 0,4388 | 8,44 |
| | N°4 | 0,4959 | 9,89 | 0,5403 | 10,11 |

I.3.4-Teneurs moyennes en lipides totaux du muscle lyophilisé en fonction de l'espèce

Les résultats des taux moyens des lipides totaux des 3 espèces étudiées sont donnés dans le tableau N° III.6 et dans la figure N° III.1.

Tableau N° III.6 : Taux moyens des lipides totaux des 3 espèces étudiés (% matière sèche).

| Lipides totaux moyens (%) | Espèces | | |
|--------------------------------|-----------------|-------------------|----------------|
| | Carpe (n= 4) | Tilapia (n= 4) | Loup (n= 4) |
| Extraits par l'éther éthylique | 8,550 | 4,465 | 8,875 |
| Extraits par le chloroforme | 9,085 | 5,055 | 9,295 |

La représentation graphique des résultats des taux moyens des lipides totaux des 3 espèces étudiées est présentée dans la figure N° III.1.

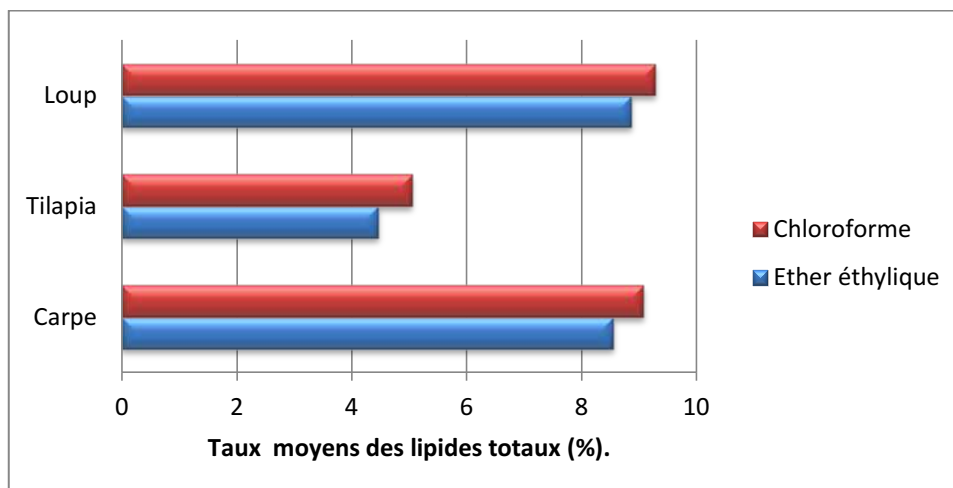


Figure N° III.1: Taux moyens des lipides totaux extraits par le chloroforme et l'éther éthylique des espèces étudiées.

I.3.5-Comparaison des taux moyens des lipides totaux chez les trois espèces étudiées par le test ANOVA simple

Les résultats du test de comparaison des teneurs moyennes en lipides totaux du muscle lyophilisé extraits par l'éther éthylique et le chloroforme chez la carpe, le tilapia et le loup sont donnés dans les tableaux N° III.7, 8.

Tableau N° III.7 : Résultats de la comparaison des taux moyens des lipides totaux extraits par l'éther éthylique des trois espèces étudiées.

| STAT. ELEMENT. | Différences significatives marquées à $p < ,05000$ | | |
|-------------------|--|---------------------|------------------|
| | Carpe M=8,5500 | Tilapia M=4,4650 | Loup M=8,6250 |
| VAR2 | | | |
| G_1:1 Carpe | | ,002319 | ,995688 |
| G_2:2 Tilapia | ,002319 | | ,002053 |
| G_3:3 Loup | ,995688 | ,002053 | |

Tableau N° III.8 : Résultats de la comparaison des taux moyens des lipides totaux extraits par le chloroforme des trois espèces étudiées.

| STAT. ELEMENT. | Différences significatives marquées à $p < ,05000$ | | |
|-------------------|--|---------------------|------------------|
| | Carpe M=9,0850 | Tilapia M=5,0550 | Loup M=9,2950 |
| ES_ | | | |
| G_1:1 Carpe | | ,003250 | ,969168 |
| G_2:2 Tilapia | ,003250 | | ,002328 |
| G_3:3 Loup | ,969168 | ,002328 | |

I.3.6-Teneurs en lipides totaux du muscle lyophilisé en fonction du biotope

Les résultats des taux moyens des lipides totaux des poissons d'eau douce et d'eau de mer en fonction de leur milieu biologique sont résumés dans le tableau N° III.9.

Tableau N° III.9 : Taux moyens des lipides totaux en fonction du biotope (% matière sèche).

| Espèces Lipides totaux moyens (%) | Poissons d'eau douce | Poissons d'eau de mer |
|---|--------------------------------|-----------------------|
| | Extraits par l'éther éthylique | 6,508 |
| Extraits par le chloroforme | 7,07 | 9,295 |

La représentation graphique des résultats des taux moyens des lipides totaux des poissons d'eau douce et d'eau de mer est donnée dans la figure N° III.2.

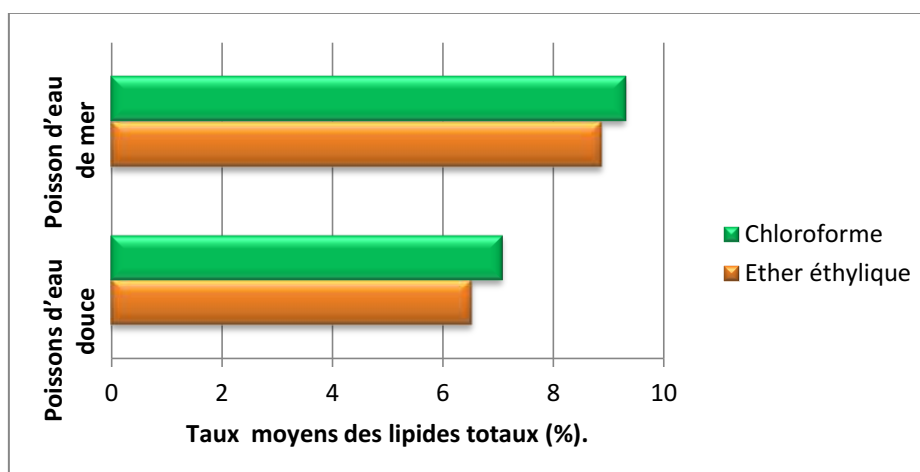


Figure N° III.2: Taux moyens des lipides totaux en fonction du biotope chez les espèces étudiées.

I.3.7-Comparaison des taux moyens des lipides chez les poissons d'eau douce et les poissons d'eau de mer par le test t de student

Les résultats du test de comparaison des teneurs moyennes deux à deux en lipides totaux extraits par l'éther éthylique et le chloroforme chez les poissons d'eau douce et les poissons d'eau de mer sont donnés dans le tableau N° III.10.

Tableau N° III.10 : Résultats de la comparaison des taux moyens des lipides totaux extraits par l'éther éthylique et le chloroforme chez les poissons d'eau douce et les poissons d'eau de mer.

| Tests t ; Classmt : Biotope (Feuille de données2) | | | | | | | | | | | |
|---|-----------|-----------|-----------|----|----------|------------|------------|--------------|--------------|-------------------|-------------|
| Groupe1: 1 | | | | | | | | | | | |
| Groupe2: 2 | | | | | | | | | | | |
| Variable | Moyenne 1 | Moyenne 2 | Valeur t | dl | p | N Actifs 1 | N Actifs 2 | Ecart-Type 1 | Ecart-Type 2 | Ratio F Variances | p Variances |
| Ether éthylique | 6,507500 | 8,875000 | -0,669218 | 1 | 0,624543 | 2 | 1 | 2,888531 | 0,00 | 0,00 | 1,000000 |
| Chloroforme | 7,070000 | 9,295000 | -0,637521 | 1 | 0,638685 | 2 | 1 | 2,849640 | 0,00 | 0,00 | 1,000000 |

I.3.8- Etude du rendement de l'extraction par l'éther éthylique et le chloroforme sur les teneurs moyennes en lipides chez les espèces étudiés

L'étude du rendement de l'extraction avec l'éther éthylique et le chloroforme, a montré que les taux de lipides obtenus par le chloroforme (solvant extracteur) sont supérieurs au taux de lipides obtenus par l'éther éthylique (solvant extracteur) (tableau N° III.6) chez les espèces étudiées, mais la différence est non significative ($P > 0,05$) (tableau N° III.11).

Tableau N° III.11 : Résultats de la comparaison des taux moyens des lipides totaux extraits par l'éther éthylique et le chloroforme chez les trois espèces d'eau douce et les poissons d'eau de mer.

| T-test for Independent Samples (COMPARAISON MOYENNE) Note: Variables were treated as independent samples | | | | | | | | | | | |
|--|----------------|----------------|----------|-----|----------|-------------------|-------------------|--------------------|--------------------|----------------------|----------------|
| | Mean - Group 1 | Mean - Group 2 | t-value | d f | p | Valid N - Group 1 | Valid N - Group 2 | Std.Dev. - Group 1 | Std.Dev. - Group 2 | F-ratio - Variance s | p - Variance s |
| Carpe E vs. Carpe C | 8,550000 | 9,085000 | -0,50206 | 6 | 0,633514 | 4 | 4 | 1,431479 | 1,578913 | 1,216596 | 0,875783 |
| Tilapia E vs. Tilapia C | 4,465000 | 5,055000 | -1,31873 | 6 | 0,235356 | 4 | 4 | 0,696683 | 0,561516 | 1,539380 | 0,731603 |
| Loup E vs. Loup C | 8,875000 | 9,295000 | -0,46980 | 6 | 0,655084 | 4 | 4 | 1,339913 | 1,183850 | 1,281032 | 0,843530 |

E : Ether éthylique

C : Chloroforme

I.4-Identification des lipides par CCM

L'extraction des lipides totaux a été effectuée par deux solvants Différentes :

- L'éther éthylique.
- Le chloroforme.

Les taches obtenues sont de coloration marron en utilisant les vapeurs d'iode comme révélateur et de couleur bleue foncée en utilisant l'acide phosphomolibdique à 5%.

I.4.1-Lecture des plaques non imprégnées

Deux systèmes éluants ont été utilisés pour l'identification des lipides sur plaques normales :

- Chloroforme - acide acétique (96:4).
- Ether de pétrole- Ether éthylique- Acide acétique glacial (80:20:1).

1^{er} système éluant : Chloroforme -Acide acétique (96:4).

1^{ère} essai :

Solvant extracteur : Ether éthylique.

Distance parcourue par le système éluant (phase mobile) : 12 cm.

Temps de développement : 41 min.

Révélateurs : vapeurs d'iode, acide phosphomolibdique à 5%.

Les composés lipidiques correspondants aux différents RF sont résumés dans le tableau N° III.12 et la figure N° III.3.

Tableau N° III.12 : Les composés lipidiques correspondants aux différents RF trouvés chez la carpe, le tilapia et le loup.

| Révélateurs des substances | Carpe | Tilapia | Loup | RF | Composés lipidique correspondants |
|------------------------------|-------|---------|------|------|--|
| Vapeurs d'iode | + | + | + | 0,44 | ? |
| | + | + | + | 0,48 | ? |
| | + | + | + | 0,88 | Cholestérol |
| Acide phosphomolibdique à 5% | + | + | + | 0,44 | ? |
| | + | + | + | 0,48 | ? |
| | + | + | + | 0,84 | ? |
| | + | + | + | 0,88 | Cholestérol |
| | + | + | + | 0,90 | Acides gras C ₁₆ -C ₂₄ |

+ : Présence de la tache.

? : Composant indéterminé.

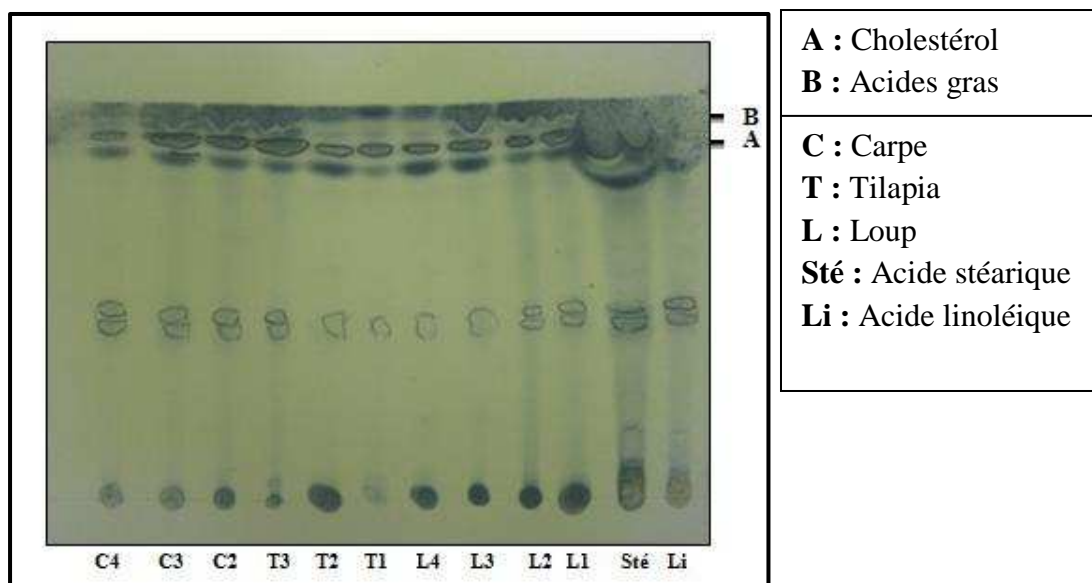


Figure N° III.3 : Plaques chromatographiques présentant les taches des composés lipidiques chez les espèces étudiées après 41 min de développement et après pulvérisation de la plaque par l'acide phosphomolibdique à 5%.

2^{ème} essai :

Solvant extracteur : chloroforme.

Distance parcourue par le système éluant (phase mobile) : 13 cm.

Temps de développement : 45 min.

Révélateurs : vapeurs d'iode, acide phosphomolibdique à 5%.

Les composés lipidiques correspondants aux différents RF (Rating Factor) obtenus par séparation des lipides chez les 3 espèces étudiées sont donnés dans le tableau N° III.13 et la figure N° III.4.

Tableau N° III.13 : Les composés lipidiques correspondants aux différents RF trouvés chez la carpe, le tilapia et le loup.

| Révélateurs des substances | Carpe | Tilapia | Loup | RF | Composés lipidique correspondants |
|------------------------------|-------|---------|------|---------------|-----------------------------------|
| Vapeurs d'iode | + | + | + | 0,28 ≈0,29 | Mono-stéarate de glycéryle |
| | + | - | - | 0,35 | ? |
| | + | + | + | 0,92 | Di stéarine |
| Acide phosphomolibdique à 5% | + | + | + | 0,28 ≈0,29 | Mono-stéarate de glycéryle |
| | + | + | + | 0,35 | ? |
| | + | + | + | 0,85 | ? |
| | + | + | + | 0,88 | Cholestérol |
| | + | + | + | 0,92 | Di stéarine |

+ : Présence de la tache.

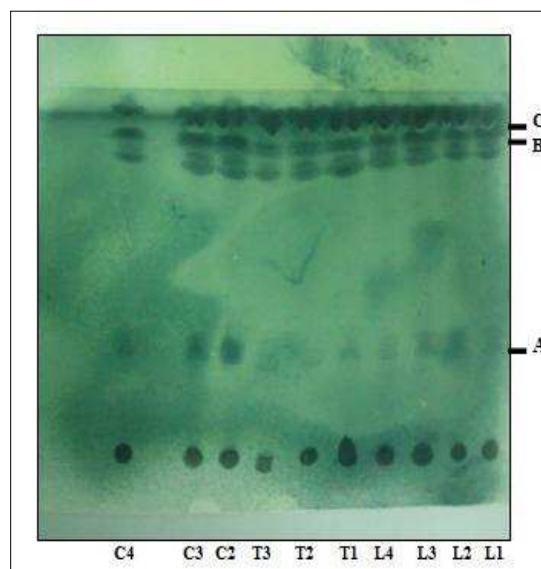
? : Composant indéterminé.

- : Absence de la tache.

| | |
|--------------------|--------------------------------------|
| C : Carpe | A : Mono-stéarate de glycérol |
| T : Tilapia | B : Cholestérol |
| L : Loup | C : Di stéarine |



Révélation par la vapeur d'iode.



Après pulvérisation de la plaque par l'acide phosphomolibdique à 5%.

Figure N° III.4 : Plaques chromatographiques présentant les taches des composés lipidiques chez les espèces étudiés après 45 min de développement.

2^{ème} système éluant : Ether de pétrole - Ether éthylique - Acide acétique glacial (80:20:1).

3^{ème} essai :

Solvant extracteur : Ether éthylique.

Distance parcourue par le système éluant (phase mobile) : 12,7 cm.

Temps de développement : 60min.

Révélateurs : vapeurs d'iode, acide phosphomolibdique à 5%.

Chez les 3 espèces étudiées, les composés lipidiques correspondants aux différents RF sont donnés dans le tableau N° III.14 et la figure N° III.5.

Tableau N° III.14 : Les composés lipidiques correspondants aux différents RF trouvés chez la carpe, le tilapia et le loup.

| Révélateurs des substances | Carpe | Tilapia | Loup | RF | Composés lipidique correspondants |
|------------------------------|-------|---------|------|-----------|-----------------------------------|
| Vapeurs d'iode | + | + | + | 0,26 | ? |
| | + | + | + | 0,41≈0,42 | Acide oléique (cis) |
| | + | + | + | 0,45≈0,46 | Cis hexadécène-11 oïque |
| | + | + | + | 0,91 | ? |
| | + | + | + | 0,98 | ? |
| Acide phosphomolibdique à 5% | + | + | + | 0,20 | ? |
| | + | + | + | 0,26 | ? |
| | + | + | + | 0,31 | ? |
| | + | + | + | 0,41≈0,42 | Acide oléique (cis) |
| | + | + | + | 0,45≈0,46 | Cis hexadécène-11 oïque |
| | + | + | + | 0,91 | ? |
| | + | + | + | 0,98 | ? |

+ : Présence de la tache.

? : Composant indéterminé.

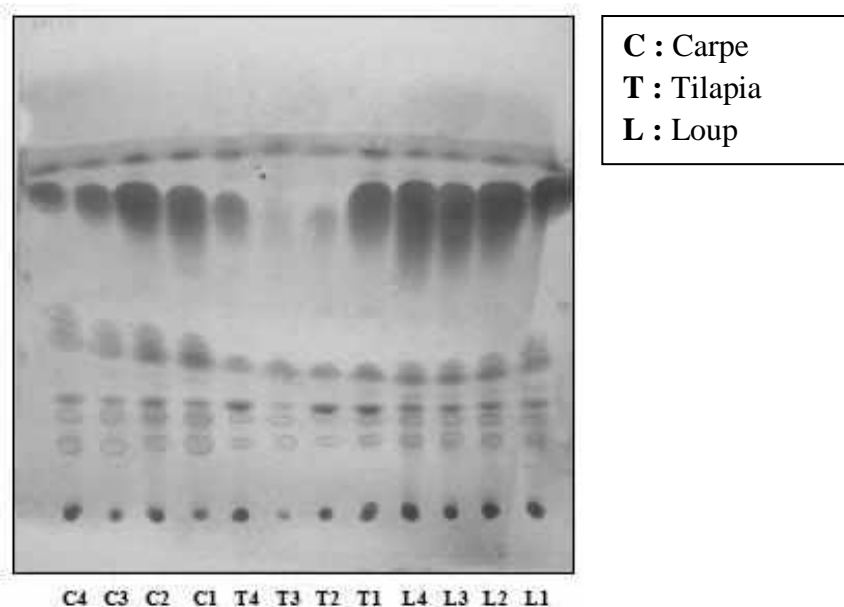


Figure N° III.5 : Plaques chromatographiques présentant les taches des composés lipidiques chez les espèces étudiées après 60 min de développement et après pulvérisation de la plaque par l'acide phosphomolibdique à 5%.

I.4.2-Lecture des plaques imprégnées

Deux systèmes éluants ont été utilisés pour identifier le fractionnement des lipides sur plaques imprégnées par la paraffine et le dodécane.

1-Imprégnation par la paraffine

4^{ème} essai :

Solvant extracteur : Chloroforme.

Système éluant utilisé : Acétonitrile : Acétone (1:1).

Distance parcourue par le système éluant (phase mobile) : 13,5 cm.

Temps de développement : 60 min.

Révélateurs : vapeurs d'iode, acide phosphomolibdique à 5%.

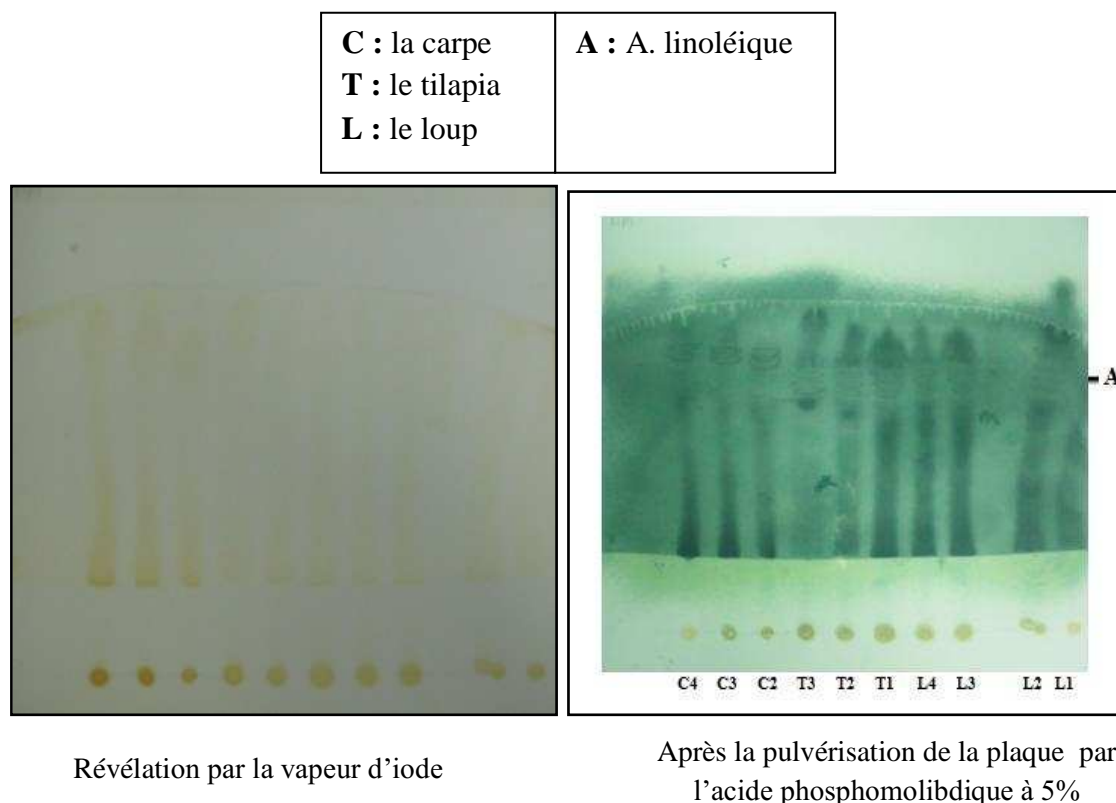
Les composés lipidiques correspondants aux différents RF (rating factor) obtenus par fractionnement des lipides chez les 3 espèces étudiées sont donnés dans le tableau N° III.15 et la figure N°III.6.

Tableau N° III.15 : Les composés lipidiques correspondants aux différents RF trouvés chez la carpe, le tilapia et le loup.

| Révélateurs des substances | Carpe | Tilapia | Loup | RF | Composés lipidique correspondants |
|------------------------------|-------|---------|------|------|-----------------------------------|
| Vapeurs d'iode | + | + | + | 0,75 | ? |
| | + | + | + | 0,77 | ? |
| | + | + | + | 0,8 | Acide linoléique |
| Acide phosphomolibdique à 5% | + | + | + | 0,75 | ? |
| | + | + | + | 0,77 | ? |
| | + | + | + | 0,8 | Acide linoléique |

+ : Présence de la tache.

? : Composant indéterminé.



FigureN° III.6 : Plaque chromatographique présentant les taches des composés lipidiques chez les espèces étudiés après 60 min de développement.

2-Imprégnation au dodécane

Deux systèmes éluants ont été utilisés :

- Acétonitrile : Acétone (1:1).
- Ether de pétrole : Ether éthylique : Acide acétique glacial (80:20:1).

1^{er} système éluant : Acétonitrile : Acétone (1:1).

5^{ème} essai :

Solvant utilisé : Chloroforme.

Distance parcourue par le système éluant (phase mobile) : 12,1 cm.

Temps de développement : 70 min.

Révélateurs : vapeurs d'iode, acide phosphomolibdique à 5%.

Les composés lipidiques correspondants aux différents RF sont résumés dans le tableau N° III.16 et la figure N° III.7.

Tableau N° III.16 : Les composés lipidiques correspondants aux différents RF trouvés chez la carpe, le tilapia et le loup.

| Révélateurs des substances | Carpe | Tilapia | Loup | RF | Composés lipidique correspondants |
|------------------------------|-------|---------|------|-----------|-----------------------------------|
| Vapeurs d'iode | + | + | + | 0,19 | ? |
| | + | + | + | 0,25 | ? |
| | + | + | + | 0,33 | ? |
| | + | + | + | 0,55≈0,56 | Acide palmitique |
| Acide phosphomolibdique à 5% | + | + | + | 0,19 | ? |
| | + | + | + | 0,25 | ? |
| | + | + | + | 0,33 | ? |
| | + | + | + | 0,55≈0,56 | Acide palmitique |

+ : Présence de la tache.

? : Composant indéterminé.

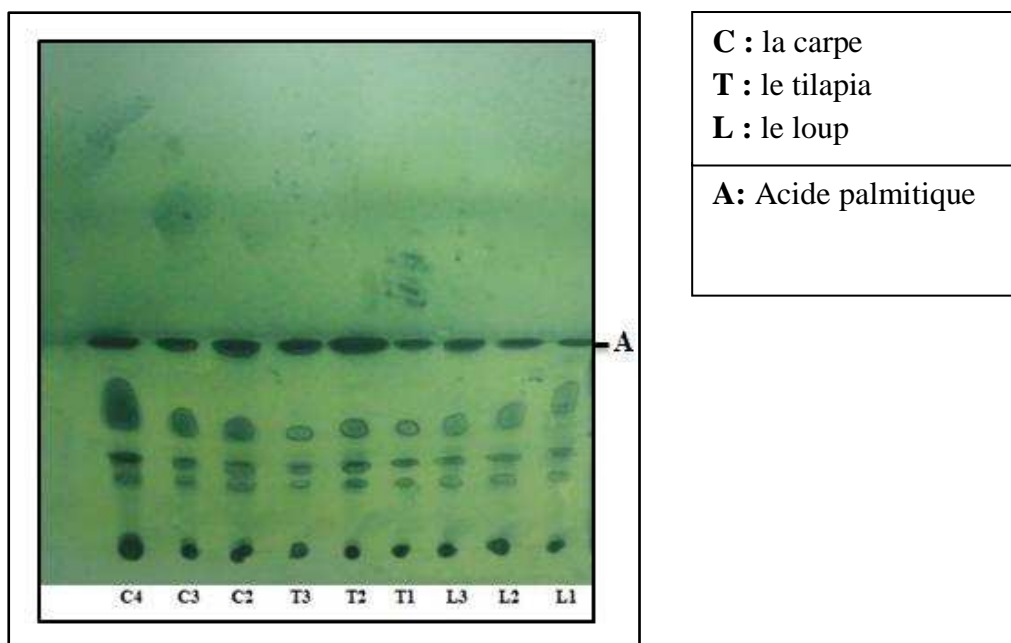


Figure N° III.7 : Plaque chromatographique présentant les taches des lipides chez les espèces étudiées après 70 min de développement (après pulvérisation de la plaque par l'acide phosphomolibdique à 5%).

2^{ème} système éluant : Ether de pétrole- Ether éthylique- Acide acétique glacial (80:20:1).

6^{ème} essai :

Solvant utilisé : Ether éthylique.

Distance parcourue par le solvant : 15,4 cm.

Temps de développement : 58min.

Révélateurs : vapeur d'iode, acide phosphomolibdique à 5%.

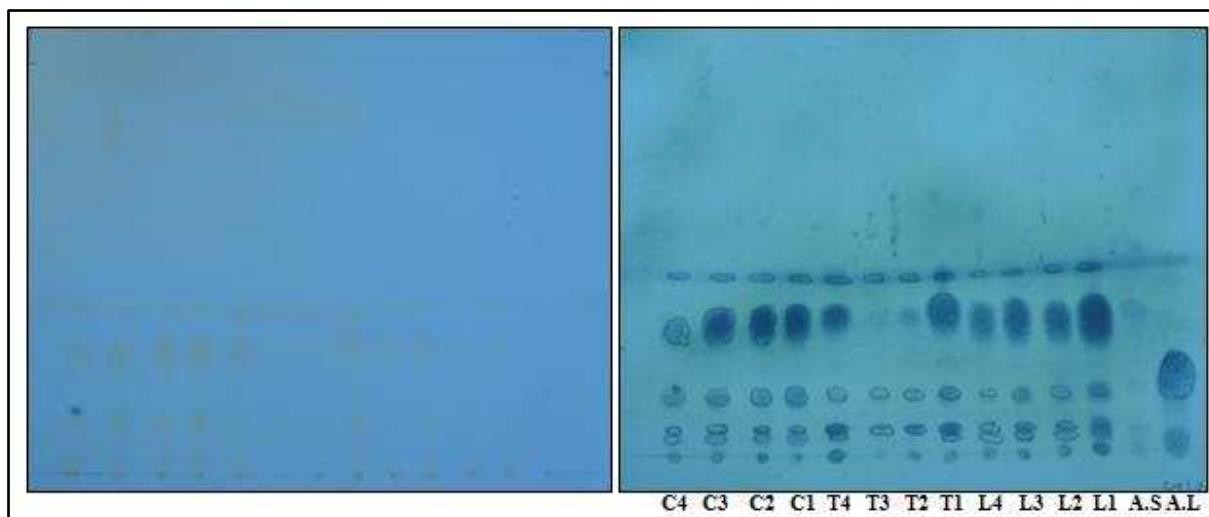
Les composés lipidiques correspondants aux différents RF sont résumés dans le tableau N° III.17 et la figure N° 8.

Tableau N° III.17 : Les composés lipidiques correspondants aux différents RF trouvés chez la carpe, le tilapia et le loup.

| Révélateurs des substances | Carpe | Tilapia | Loup | RF | Composés lipidique correspondants |
|------------------------------|-------|---------|------|-------------|-----------------------------------|
| Vapeurs d'iode | + | + | + | 0,06 | ? |
| | + | + | + | 0,13 | ? |
| | + | + | + | 0,40 ≈ 0,46 | Acide stéarique |
| Acide phosphomolibdique à 5% | + | + | + | 0,06 | ? |
| | + | + | + | 0,13 | ? |
| | + | + | + | 0,40 ≈ 0,46 | Acide stéarique |
| | + | + | + | 0,29 | ? |

+ : Présence de la tache.

? : Composant indéterminé.



Révélation par la vapeur d'iode

Après pulvérisation de la plaque par l'acide phosphomolibdique à 5%

FigureN° III.8 : Plaque chromatographique présentant les taches des lipides chez les espèces étudiés après 58min de développement (après pulvérisation de la plaque par l'acide phosphomolibdique à 5%).

Chapitre II : Discussion

L'étude menée sur les trois espèces de poissons (carpe, tilapia et loup) nous a permis d'obtenir des résultats sur la teneur en lipides totaux et sur l'identification de certains composants lipidiques. Ces lipides sont les constituants de la chair des poissons, dont la quantité et la composition sont variables.

II.1-Teneur en lipides totaux

La teneur lipidique des tissus est soumise à de nombreuses variations dues à des facteurs intrinsèques (taille, sexe, espèce), environnementaux (température, salinité, oxygène dissous, biotope...) et nutritionnels (teneur et type de lipides alimentaires).

A-Les facteurs intrinsèques

- L'espèce

La teneur en lipides de la chair des poissons varie d'une espèce à l'autre car les sites préférentiels de stockage des lipides (foie, tissu adipeux sous-cutané, tissu adipeux périvericéral, tissus musculaires) sont différents selon les espèces.

La teneur en lipides musculaires permet de distinguer les différentes catégories de poisson, on distingue les poissons maigres dont la teneur en lipides dans le muscle est inférieure à 1%, des poissons semi-gras dont la teneur en lipides dans le muscle est comprise entre 1 et 10% et les poissons gras dont la teneur est >10% (Guillaume et al, 1999).

Les résultats montrent que le taux moyen des lipides totaux diffère d'une espèce à une autre :

-La carpe : est un poisson semi-gras car le taux moyen en lipides totaux du muscle lyophilisé extraits par l'éther éthylique est de 8,55% et de 9,085% extraits par le chloroforme, cette valeur est en accord avec les résultats obtenus par Henderson et Tocher, 1987, signalant que la teneur en lipides du muscle de la carpe est comprise entre 1,5 et 12,5% et concorde avec les valeurs (8,502%) obtenus par Amrani A, 2010.

-Le tilapia : est un poisson semi-gras, le muscle du tilapia est moins riche que celui de la carpe, il contient 4,465% des lipides totaux extraits par l'éther éthylique et 5,055% extraits par le chloroforme. Cette teneur est inférieure à celle (10.73%), donnée par Amrani. A, 2010. Cet écart peut s'expliquer par le type d'aliment distribué ainsi que les paramètres physicochimiques (tableau III.1, p35) au niveau du site de prélèvement (ferme Ezzahra) qui sont différents de ceux du bassin d'élevage du CNRDPA de Bou-Ismaïl où l'étude s'est déroulée en 2010. Ces valeurs confirment les chiffres cités par la littérature (Guillaume *et al.* 1999) où le muscle du tilapia contient jusqu'à 10% des lipides.

-Le loup : est un poisson gras, le taux moyen en lipides totaux du muscle lyophilisé extraits par l'éther éthylique est de 8,875% et de 9,295% par le chloroforme. Cette valeur moyenne est inférieure aux chiffres cités par la littérature : la teneur en lipides du Loup est comprise entre 12 et 15% (Guillaume et al, 1999), mais elle reste la valeur la plus élevée par rapport aux valeurs moyennes obtenues sur la carpe et sur le tilapia dans notre étude.

Toutefois, l'analyse de la variance par ANOVA, a permis de montrer qu'il existe une différence significative ($P < 0,05$) entre la teneur moyenne en lipides du muscle de tilapia et du loup ainsi qu'entre celle de la carpe et du tilapia, mais il n'existe pas de différence significative ($P > 0,05$) entre le taux moyen en lipides du loup et de la carpe (tableaux III.7,8, p39).

B- Les facteurs environnementaux

• Les paramètres physico-chimiques :

En ce qui concerne la carpe : la température mesurée est de 20,6°C, le pH 7,83 et l'oxygène dissous 6,9 mg/l, ces valeurs sont en accord avec les résultats obtenus par Billard. R, 1995 : la température allant de 1 à 35 °C, le PH entre 5 et 9 et l'oxygène dissous entre 6 et 7mg/l.

Pour le tilapia : les paramètres physico-chimiques mesurés au niveau du site sont : la température 32,4°C, le pH 7,82, la salinité 0,2 ‰ et l'oxygène dissous 4,88 mg/l, ces valeurs correspondent aux paramètres cités dans la littérature : la température entre 10 et 35°C, la salinité entre 0,015 et 30‰ (Malcolm *et al*, 2000), l'oxygène dissous de 4 à 5 mg/l (Gaëlle B. *et al*, 1998) et le pH entre 5.

Le site de prélèvement du loup présente les caractéristiques physico-chimiques suivantes : la température 17,6°C, le pH 8,17, la salinité 35,5‰ et l'oxygène dissous 7,1mg/l, ces valeurs se situent à l'intérieur de l'intervalle de tolérance cité par Arib. S, 2005 et ses collaborateurs : la température varie entre 14 et 21°C, la salinité allant de 0,5 à 50‰, l'oxygène dissous entre 3 et 8 mg/l et le pH est d'environ 8.

• Le biotope :

On observe que les taux des lipides extraits par l'éther éthylique (8,875%) et par le chloroforme (9,295%) chez les poissons d'eau de mer sont plus élevés que les taux obtenus respectivement (6,508% ; 7,07%) chez les poissons d'eau douce. Mais, le test t de comparaison des moyennes deux à deux n'a révélé aucune différence significative ($P > 0,05$) entre les taux moyens des lipides chez les poissons d'eau douce et chez les poissons d'eau de mer quel que soit le solvant extracteur utilisé (tableau III.10, p41).

D'autres facteurs agissent sur la teneur et la composition lipidique tels que la composition de l'aliment distribué et la nature des lipides alimentaires, les conditions environnementales stressantes comme la densité d'élevage ainsi que le patrimoine génétique. Ces paramètres n'ont pas été étudiés et qui peuvent nous éclairer sur les résultats obtenus dans cette étude.

II.1-Identification des lipides par CCM :

La chromatographie sur couches minces a été mise en œuvre pour détecter les lipides présents dans les échantillons extraits par l'éther éthylique et par le chloroforme.

En absence des étalons internes à part l'acide linoléique, il nous a été difficile de déterminer les composants lipidiques correspondants aux RF (Rating Factor) mesurés. De ce fait, nous avons essayé d'identifier certains RF à la littérature (Randerrat. K, 1971) (annexe I.5,6)

Séparation sur couches normales (non imprégnées):

Deux systèmes éluant ont été utilisés pour cette partie à titre expérimental et l'identification des RF a été faite selon la littérature (Randerrat. K, 1971), la phase stationnaire étant le gel de silice (phase stationnaire polaire).

Le premier système éluant utilisé est le chloroforme/acide acétique (96 : 4):

Dans le premier essai, on a déposé sur la couche mince les échantillons de poissons extraits par l'éther éthylique, après un temps de développement de 41 min pour une distance de 12cm, on a identifié les composés suivants : le cholestérol et les acides gras C₁₆.C₂₄ (tableau N° III.12 et figure N° III.3).

Dans le deuxième essai on a déposé sur la couche mince les échantillons de poissons extraits par le chloroforme, après un temps de développement de 45 min pour une distance de 13cm, on a identifié chez toutes les espèces étudiées les composés suivants: le mono-stéarate de glycéryle, le cholestérol et le di stéarine.

Le deuxième système éluant utilisé est: l'éther de pétrole / éther éthylique / acide acétique glacial (80:20:1). Ce 3^{ème} essai est appliqué sur les lipides extraits avec l'éther éthylique. Après un parcours de l'éluant de 12,7 cm et un temps de développement de 60min, on a obtenu sept taches, leur identification a été difficile en absence de la littérature mais, on a identifié deux taches, dont leur RF, était sensiblement égale aux valeurs données dans la littérature (annexe I.5, 6). Ces composants sont le cis hexadécène-11 oïque et l'acide oléique (cis).

Séparation sur couches imprégnées:

Les couches minces ont été imprégnées pour rendre la phase stationnaire (gel de silice) moins polaire (phase inversée) et mettre en évidence les acides gras saturés et insaturés présents dans la chair lyophilisée.

Les plaques utilisées sont imprégnées soit par la paraffine à 5% dans l'éther de pétrole, soit au dodécane à 15% dans l'éther de pétrole.

Imprégnation des couches par la paraffine

Dans ce 4^{ème} essai, on a imprégné les couches par la paraffine pour rendre la phase stationnaire moins polaire et le système éluant (acétonitrile : acétone (1:1)) plus polaire. On a déposé les lipides extraits par le chloroforme et l'acide linoléique comme étalon. On a réussi à identifier l'acide linoléique chez toutes les espèces étudiées (tableau N° III.15, figure N° III.6).

Imprégnation des couches au dodécane

Le système éluant recommandé selon la littérature (Randerrat. K, 1971) est l'acétonitrile / acétone (1:1) (solvants plus polaires que la phase stationnaire), dans ce 5^{ème} essai, après un parcours de la phase mobile de 12,1 cm et un temps de développement de 70 min, on a identifier l'acide palmitique (tableau N° III.16 et figure N° III.7).

Le dernier essai (6^{ème}) à titre expérimental, a porté sur des lipides extraits par l'éther éthylique, en utilisant un système éluant : éther de pétrole- éther éthylique- acide acétique glacial (80:20:1) a permis de révéler quatre taches après la pulvérisation de la plaque par l'acide phospho-molibdique . En absence de standards et de la littérature on a seulement identifier un composant dont le RF est proche du RF donné dans la littérature (Randerrat. K, 1971), qui révèle la présence de l'acide stéarique.

Conclusion

La technique de séparation sur couches minces est une méthode d'analyse qualitative puissante; elle est simple et rapide, qui nous permet de suivre l'évolution d'une réaction, mais révèle des inconvénients vu les difficultés de sa reproductibilité.

A partir de ces différents essais et des résultats obtenus, on constate que la polarité moléculaire est un phénomène très important dans le domaine chromatique. Le gel de silice (annexe II.13) est principalement utilisé comme phase stationnaire (phase polaire) pour la chromatographie. La silice peut être rendue hydrophobe (moins polaire) par l'imprégnation avec la paraffine ou le dodécane. Dans ce cas, on parle de chromatographie en phase inverse car les produits les plus polaires sont élués en premier et migrent pratiquement avec le front (solvants), alors que les produits les plus hydrophobes (moins polaires) restent fixés plus longtemps sur la silice. Ces derniers peuvent être séparés sur une phase stationnaire polaire (couches non imprégnées).

Pour réaliser ces essais de séparation des lipides, on a tenu compte de leur nature et donc on a choisi des solvants de force éluante appropriée qui traduit leur polarité (annexe I.7) avec des systèmes éluant composés de 2 à 3 solvants pour optimiser les résultats.

Conclusion

Conclusion

Au terme de ce travail, nous avons atteint une partie de l'objectif fixé au départ : nous avons réussi à déterminer les taux de lipides de la chair du poisson, extraits par deux solvants différents (éther éthylique et chloroforme). L'utilisation successive de ces deux solvants a permis de séparer les lipides en plusieurs fractions.

Les résultats obtenus ont été comparés à ceux déjà obtenus dans les mémoires d'étude et à ceux avancés dans la littérature. En effet, la teneur et la composition en lipides des poissons varient avec l'espèce considérée et l'environnement de croissance (facteurs environnementaux tels que la température et la salinité de l'eau).

Nous avons mis en évidence que les poissons d'eau douce ainsi que leur congénère d'eau de mer constituent incontestablement une ressource nutritionnelle intéressante. Ils contiennent une quantité lipidique moyenne de 7,07% pour les poissons d'eau douce et 9,295% pour les poissons d'eau de mer.

Nous avons également montré que la teneur en lipides totaux extraits respectivement par l'éther éthylique et le chloroforme chez la carpe (8,55%, 9,085%) est inférieure à celle du loup (8,875%, 9,295%), mais cette différence est non significative ($P > 0,05$), tandis que la teneur du muscle de tilapia est moins riche en lipides (4,465%, 5,055%) et cette différence est significative ($P < 0,05$) par comparaison des moyennes deux à deux avec les teneurs moyennes en lipides du muscle du loup et de la carpe.

De même on a étudié l'influence du biotope sur les teneurs en lipides extraits par l'éther éthylique (8,875%) et par le chloroforme (9,295%) chez les poissons d'eau de mer et les teneurs respectivement (6,508% ; 7,07%) chez les poissons d'eau douce. On a constaté que les taux obtenus sont supérieurs chez les poissons d'eau de mer mais la différence est non significative ($P > 0,05$).

A l'issue de cette étude, en ce qui concerne le rendement d'extraction, les résultats montrent que le chloroforme conduit à un bon taux d'extraction (7,07% pour les poissons d'eau douce et 9,295% pour les poissons d'eau de mer), ces taux sont supérieurs aux taux d'extraction par l'éther éthylique (6,508% pour les poissons d'eau douce et 8,875% pour les poissons d'eau de mer) mais la différence est non significative ($P > 0,05$).

Les paramètres physicochimiques des milieux de vie des poissons étudiés (température, salinité, oxygène dissous et pH) sont situés dans les intervalles de tolérance de ces derniers.

Les composants lipidiques retrouvés dans le muscle des trois espèces étudiés sont: l'acide palmitique, l'acide stéarique, les acides gras essentiels: acide linoléique (Oméga 6), les acides gras C₁₆-C₂₄, le cholestérol, les glycérides : mono-stéarate de glycérol, le di stéarine et cis hétéradécène-11 oïque.

Les résultats de ce travail peuvent contribuer à compléter les résultats déjà obtenus dans certains travaux de recherche et de publications sur la carpe, le tilapia et le loup. De ce fait, on propose quelques axes de travail qui peuvent être repris pour vérifier et compléter nos résultats:

Conclusion

Tout d'abord en ce qui concerne l'échantillonnage, pour qu'il soit représentatif, il faut travailler sur un échantillon plus grand et aléatoire pour obtenir des résultats plus fiables.

Ensuite, pour l'analyse quantitative, trois facteurs seulement, qui influent sur la teneur en lipides totaux, ont été étudiés (l'espèce, le biotope et le rendement de l'analyse), ces facteurs doivent être complétés par d'autres, notamment l'alimentation (quantité et qualité), qui a un effet direct sur la teneur en lipides des tissus et qui s'avère capitale pour la production de poissons de grande qualité. De même, compléter ce travail par l'étude de l'influence du sexe et de la taille sur les teneurs en lipides des espèces étudiées.

Pour ce qui est de l'analyse qualitative des lipides des poissons, il faudrait optimiser la technique de séparation et tester ces résultats avec une deuxième séparation par chromatographie sur couches minces en utilisant des standards internes (étalons) et étudier cette séparation par une autre technique qui est la chromatographie en phase gazeuse.

Bibliographie

Bibliographie

Amrani A, 2010 « Détermination du taux des protéines et des lipides des poissons d'eau de mer (*Dicentrarchus labrax*, *Sparus aurata*) et d'eau douce (*Oreochromis niloticus*, *Cyprinus carpio*) mémoire de fin d'étude pour obtention d'un diplôme d'ingénieur en science de la mer, option aquaculture 56p.

Arib Samir et Boubekeur Salima, 2005 « Etudes de faisabilité technico-économique d'une ferme aquacole marine du loup et daurade » mémoire de fin d'étude pour obtention d'un diplôme d'ingénieur en science de la mer, option aquaculture.

Arrignon J, 1991 « Aménagement écologique et piscicole des eaux douces » Tec & doc Lavoisier 4^{ème} édition Paris.631p.

Arrignon J, 2000 « Pisciculture en eau douce : le Tilapia » *Le technicien d'agriculture tropicale Maisonneuve et Larose* : 125p.

Barnabé. G, 1991. « Base biologique et écologique de l'aquaculture » Tec & Doc. édition Lavoisier,309-310p.

Begout Anras, M.L. 1995 « Influence des facteurs hydrologiques et météorologiques sur le comportement du bar, évoluant en marais maritimes aménagés. Université d'Aix Marseille II. Thèse de 3ème cycle, spécialité Océanologie. 174 p.

Bernard. H, 2008 « Appareils et méthodes en biochimie à et biologie moléculaire », Flammarion, Paris, 11p.

Billard. R, Bruno Baudin et Philippe Lefebvre, 1995 « Les carpes .Biologie et élevages », institue nationale de la recherche agronomique, édition INRA, paris, 77-78P.

Boutouchent Toufik. M, 2005 « Suivi et amélioration de la production en prés grossissement du Maigre et du loup pour une contribution et une application d'une aquaculture marine durable en Algérie », rapport de stage d'un Master Européen option aménagement et gestion de production Aquatique 34p.

Bibliographie

Browning. D, R. W. H. Edwards, J. A. R. Genge, R. Gitting J. L. Martin, F. W. Peaker, I. Smith, P. J. Stevens1971. « Chromatographie », masson et cie saint germain, 2-3P.

Claverie .I. et Panet .m, 1998 « biochimie », 2^e édition, P19.

F.A.O, 1987 « Méditerranée, mer noire », identification des espèces pour les besoins de la pêche, Volume II vertébré, 1188,1374-1375p.

F.A.O, 1989. « Aquaculture production », F.A.O. Fisheries Circular, 815, FIDI/C815, 106 p.

Franceschini S, Giuliani S, 1996 « L'aquarium d'eau douce ». Vecchi.160p.

Gaëlle B, 1998 : « Référence aquaculture », Ecole nationale d'ingénieurs des travaux agricoles de bordeaux, édition synthèse agricole, France.190p.

Guillaume .J, S . Kaushik, P. Bergot, R . Métailler, 1999. « Nutrition et alimentation des poissons et crustacés », édition INRA 150-153p .

Guilloton. M, Quintad .B.2007, « Mini manuel de biochimie », Dunod, Paris, 93-95p.

Hocine Silmi 1988 « La carpe Royale au barrage de Merdjet El AMEL », mémoire de fin d'étude pour obtention d'un diplôme d'ingénieur en science de la mer, option aquaculture,26p

Linden G., Lorient D., 1994 « Biochimie agro-industrielle : Valorisation alimentaire de la production agricole », *Masson SA, Paris, 367pp.*

Magali .P 2008 « profile et métabolisme des acides gras dans les tissus de la perche commune » Thèse pour obtention du grade de docteur, Option : sciences agronomiques, 172p.

Magnan d, 1999 « Faune de France : poisson d'eau douce », édition Artemis, 15p.

Mahuzier G, 1999 «Chimie analytique »,3^e édition : MASSON. Paris126p.

Bibliographie

Malcolm C., Beveridge H. & Mc Andrew B. J., 2000 - Tilapias: biologie and exploitation. *Institute of aquaculture. University of Stirling, Scotland. Kluwer Academic Publishers*: 185 p.

Bent J. Muus. Preben Dahlstrom, 1991 « Guide de poisson d'eau douce et pêche », 4^{ème} édition, édition Europas, 6, 137-138p.

Randerrat. K; 1971 «Chromatographie sur couches minces ». Gauthier – Villars, 55 quai des Grands- Augustins, Paris - 6^{ème} - 149-79 et 329-38p.

Rosset. R et Caude A .M et Jardyl, 1982 «Manuel pratique de chromatographie en phase liquide », 2^{ème} édition : Masson. Paris, 2- 4p.

Salghi Rachid, 2004 « Analyses physicochimiques I, Analyses des denrées alimentaires I, note théorique », Cours d'analyses physicochimiques des denrées alimentaires, GPEE 1^{ère} année, Ecole Nationale de Sciences Appliquées d'Agadir. 17-20p.

Sali Abdelkader, 2007 « Extraction et dosage des provitamines A du sang de la chair du tilapia du Nil » mémoire de fin d'étude pour l'obtention d'un diplôme d'ingénieur en science de la mer, option aquaculture, 4, 5, 6-10 p.

Schlumberger O., 1997 « Mémento de pisciculture d'étangs », 3^{ème} édition. Cemagref. 238p.

Oddou. S., 2007 « la chimie en classe de technicien supérieur », édition Vuibert, Paris, 319-325p.

Annexes

Annexe I

Tableau N°1 : Quelques acides gras saturés linéaires

| Formule brute | Nom systématique | Nom commun | Point de fusion | Répartition dans la nature |
|--|----------------------|--------------|-----------------|--|
| C ₄ H ₈ O ₂ | n – butanoïque | Butyrique | -7,9 °C | Beurre de vache ou de chèvre |
| C ₆ H ₁₂ O ₂ | n – hexanoïque | Carpoïque | -3,9 °C | |
| C ₈ H ₁₆ O ₂ | n – octanoïque | Carprylique | 16,3 °C | |
| C ₁₀ H ₂₀ O ₂ | n – décanoïque | Carprique | 31,3 °C | |
| C ₁₂ H ₂₄ O ₂ | n -dodécanoïque | Laurique | 44,1 °C | |
| C ₁₄ H ₂₈ O ₂ | n -tétradécanoïque | Myristique | 54 °C | Huiles ou graisses animales ou végétales |
| C ₁₆ H ₃₂ O ₂ | n – hexadécanoïque | Palmitique | 63 °C | |
| C ₁₈ H ₃₆ O ₂ | n – octadécanoïque | Stéarique | 69,5 °C | |
| C ₂₀ H ₄₀ O ₂ | n - éicosanoïque | Arachidique | 75,3 °C | |
| C ₂₂ H ₄₄ O ₂ | n – docosanoïque | Béhénique | 80 °C | |
| C ₂₄ H ₄₈ O ₂ | n – tétracosanoïque | Lignocérique | 84 °C | |
| C ₂₆ H ₅₂ O ₂ | n – hexacosanoïque | Cérotique | 87,7 °C | Cires |
| C ₂₈ H ₅₆ O ₂ | n – octacosanoïque | Montanique | 91 °C | |
| C ₃₀ H ₆₀ O ₂ | n -tricosanoïque | Mélistique | 93 °C | |
| C ₃₂ H ₆₄ O ₂ | n –dotriacontanoïque | laccéroïque | 96 °C | |

Source: Oddou.S et al, 2007

Tableau N°2 : Quelques acides gras insaturés linéaires

| Nom usuel | Abréviation utilisée en biochimie | Nomenclature chimique | Nomenclature physiologique |
|----------------------------------|-----------------------------------|--|----------------------------|
| Acide gras mono-insaturés | | | |
| Acide palmitoléique | | Acide 7Z-hexadécénoïque | C16 :1w-7 |
| Acide oléique | | Acide 9Z-octadécénoïque | C18 :1w-9 |
| Acide érucique | | Acide 13Z-docosaénoïque | C22 :1w-9 |
| Acide nervorique | | Acide 15Z-tétracosaénoïque | C24 :1w-9 |
| Acide gras poly-insaturés | | | |
| Acide inoléique | AL | Acide 9Z, 12Z-octadécadiénoïque | C18 :2w-6 |
| Acide alpha-inoléique | ALA | Acide 9Z, 12Z, 15Z-octadécatriénoïque | C18 :3w-3 |
| Acide arachidonique | | Acide 5Z, 8Z, 11Z, 14Z-éicosatétraénoïque | C20 :4w-6 |
| Acide éicosapentaénoïque | EPA | Acide 5Z, 8Z, 11Z, 14Z, 17Z-éicosapentaénoïque | C20 :5w-3 |
| Acide docosahexaénoïque | DHA | Acide 4Z, 10Z, 13Z, 16Z, 19Z-docosahexaénoïque | C22 :6w-3 |

Source : El Atyqy.M, 2005

Tableau N°3 :

La formule de l'aliment de bar

Aliment complet pour poisson, le contenu : 25kg net ;EFICO Sigma BioMar SAS : zone industrielle F-16440 Nersae, Tel : +33 5 45 90 35 00, reg Nr.FR 16.244.001EMB.16244B

Pour les alvins

| le model YTELSF N° 1,5 | | Le model YTELSF N° 1,9 | |
|------------------------|------------|------------------------|------------|
| Composants | Quantité | Composants | Quantité |
| Protéines | 54% | Protéines | 48.1% |
| Matières grasses | 18% | Matières grasses | 14.1% |
| Celluloses | 0.99% | Celluloses | 2.5% |
| Cendres brutes | 8.4% | Cendres brutes | 7.1% |
| Phosphore | 1.31% | Phosphore | 1.04% |
| Calcium | 3.02mg/kg | Calcium | 2.28 mg/kg |
| Sodium | 0.59 mg/kg | Sodium | 0.32 mg/kg |

Au prégrossissementAu grossissement

| le model YTELSF N° 3 | | le model YTELSF N° 4.5 | |
|----------------------|-----------|------------------------|-----------|
| Composants | Quantité | Composants | Quantité |
| Protéines | 46.8% | Protéines | 42.1% |
| Matières grasses | 18.1% | Matières grasses | 18.1% |
| Celluloses | 2.9% | Celluloses | 4% |
| Cendres brutes | 7.2% | Cendres brutes | 6.6% |
| Phosphore | 1.05% | Phosphore | 0.97% |
| Calcium | 1.98mg/kg | Calcium | 1.78mg/kg |
| Sodium | 0.35mg/kg | Sodium | 0.36mg/kg |

Annexe I

Tableau N°4: Composition des systèmes de solvants.

(S = sursaturation de la cuve).

| Système | Distance frontale en cm, à 20° C | Temps |
|--|-------------------------------------|------------|
| | <i>10</i> | |
| 1 = n-Heptane (S) | <i>18</i> | <i>30</i> |
| 2 = Tétrachlorure de carbone | <i>15</i> | <i>210</i> |
| 3 = 1,2-Dichloréthane (S) | <i>15</i> | <i>50</i> |
| 4 = Chloroforme (S) | <i>15</i> | <i>60</i> |
| 5 = 1,2-Dichloréthane/méthanol (98 : 2) | <i>15</i> | <i>90</i> |
| 6 = Ether de pétrole (Eb. 40°-70° c) éther sulfurique (70 : 30) | <i>10</i> | <i>60</i> |
| 7 = Chloroforme/acide acétique (96 : 4) | <i>10</i> | <i>90</i> |
| 8 = Chloroforme/méthanol (95:5) . . . | <i>10</i> | <i>50</i> |
| 9 = Ether sulfurique anhydre | <i>10</i> | <i>80</i> |
| 10 = n-Propanol/ammoniaque aq. à 12,5 % (80:20) (*) | <i>10</i> | <i>210</i> |
| 11 = n-Propanol /ammoniaque aq. à 17 % (70 : 30) (*) | <i>8</i> | <i>225</i> |
| « 12 » = (**) a) Système 10. ... | <i>17</i> | <i>105</i> |
| b) Système 5 | <i>10,5</i> | <i>105</i> |
| c) Chloroforme/acide acétique à 96 (95 : 5) | | <i>75</i> |

(*) Verser dans la cuve au moins 12 h avant la chromatographie.
(**) Avant de déposer les substances, on développe la couche à blanc une fois dans le système 5, en laissant le front arriver jusqu'au bord supérieur, afin d'éliminer la coloration du fond plus tard. On doit pourvoir la cuve des systèmes a et b au moins 12 h, du système juste avant de procéder au développement.
Les systèmes a. 6 et c sont utilisés dans cet ordre l'un après l'autre.
Entre deux développements, on dessèche la plaque au moyen d'un séchoir à cheveux, à froid, pendant 30 min.
Les R_f se rapportent alors à la distance frontale de 17 cm.

Annexe I

Tableau N° 5 : R_f de lipides cérébraux et de leurs dérivés lipophiles dans différents systèmes de solvants.
— : la substance migre avec le front.

0 : la substance reste au départ.

| Composé (environ 10 ug) | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 | « 12 » |
|--|------|--------|--------|--------|--------|--------|--------------|----------|----------|------|---------------|------------|
| Squalène | 0,64 | | | | | | | | | | | |
| Lignocérate | | 0,57 | | | | | | | | | | |
| Stéarate | 0 | 0,50 | 0,75 | 0,79 | 0,94 | - | - | - | - | | | 0,94 |
| Oléate | | 0,43 | | | | | | | | | | |
| Linoléate de cholestéyle | | 0,32 | | | | | | | | | | |
| Palmitate de méthyle | 0 | 0,27 | 0,53 | 0,70 | 0,91 | 0,92 | - | - | - | | | |
| Lignocérate de méthyle | | | 0,58 | | | | | | | | | |
| Tripalmitine | 0 | 0 | 0,41 | 0,75 | 0,94 | 0,91 | - | - | - | | | 0,80 |
| Trioléine | | | | | | | | | | | | |
| Cérébronate de méthyle | 0 | 0 | 0,18 | 0,38 | 0,80 | 0,47 | - | - | - | | | 0,78 |
| a-Hydroxystéarate de méihyle | 0 | 0 | 0,15 | | 0,77 | | | | | | | |
| Distéarine | 0 | 0 | 0,07 | 0,27 | 0,75 | 0,29 | 0,92 | 0,95 | | | | |
| Dioléine | | (0,15) | (0,59) | (0,21) | (0,89) | (0,91) | - | (0,73) | | | | |
| Cholestérol | 0 | 0 | 0,12 | 0,21 | 0,50 | 0,25 | 0,88 | 0,91 | 0,90 | | | 0,67 |
| Acides gras (C ₁₈ — C ₂₄) | 0 | 0 | 0,0- | 0,0- | 0,0- | 0,0- | | 0,15- | 0,10- | | | |
| | | | 0,09 | 0,09 | 0,18 | 0,22 | 0,90 | 0,60 (*) | 0,77 (*) | | | 0,56 |
| Monostcarate de glycéryle | 0 | 0 | 0 | 0,02 | 0,09 | 0 | 0,29 | 0,47 | 0,54 | | | 0,47 |
| Céramide | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0,10 0,31 | 0,28 | 0,10 | 0,85 | | 0,43 |
| Acide cérébronique | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | | 0 | (0,04) | | | |
| Acide a-hydroxystéarique | | | | | | | 0,27 | | | | | 0,41 |
| Sulfate de cérasine | | | | | | | | | | 0,69 | 0,66 | 0,29 |
| Sulfate de cérébron | | | | | | | | | | 0,61 | 0,66 | 0,25 |
| Lécithine | | | | | | | | | | 0,25 | 0,53 | 0,15 |
| Sphingomyéline | | | | | | | | | | 0,13 | 0,40 | 0,11 |
| Fraction gangliosidique | | | | | | | | | | 0 | 0,11- 0,24 | 0- 0,03 |
| Céphaline | | | | | | | | | | 0 | 0 | 0 |

Annexe I

Tableau N° 6 : Valeurs des R_f des esters méthyliques d'acides gras saturés et insaturés

| Esters méthyliques des acides | R_f | |
|-------------------------------|-------|------|
| | I | II |
| Myristique C ₁₄ | 0,67 | 0,80 |
| Palmitique C ₁₆ | 0,56 | 0,80 |
| Palmitoléique C ₁₆ | 0,71 | 0,39 |
| Cis hexadécène-11oïque | 0,71 | 0,46 |
| Stéarique C ₁₈ | 0,46 | 0,80 |
| Cis octadécène-7oïque | 0,60 | 0,34 |
| Oléique (cis) | 0,60 | 0,42 |
| Elaidique (trans) | 0,60 | 0,51 |
| Cis octadécène-11oïque | 0,60 | 0,64 |
| Linoléique | 0,71 | 0,08 |
| linoléinique | 0,80 | 0,03 |

(Source :Bergelson *et al*)

I) Gel de silice imprégné au dodécane ; éluant : acétonitrile-acétone (1 :1) saturé à 90% de dodécane.

II) Gel de silice + A_g NO₃ ; éluant : iPrOiPr-hexane (2 : 3)

Tableau N° 7 : Série éluotrope de quelques solvants, classés par ordre de polarité croissante :
(Méthodes physiques de séparation et d'analyse et méthodes de dosage des biomolécules)

| solvant | force éluante | solvant | force éluante |
|--------------------------|---------------|-------------------|---------------|
| Ether de pétrole | ↓ | Acétone | ↓ |
| Hexane | | Dioxane | |
| Cyclohexane | | Butanol | |
| Tétrachlorure de carbone | | Acétate d'éthyle | |
| Ether isopropylique | | Acétonitrile | |
| Toluène | | Pyridine | |
| Benzène | | Diméthylsulfoxyde | |
| Ether éthylique | | Isopropanol | |
| Chloroforme | | Ethanol | |
| Chlorure de méthylène | | Méthanol | |
| Dichloroéthane | | Eau | |
| | | Acide acétique | |



Figure N°1 : Localisation géographique de la ferme Ezzahra (Source : Google Earth, 2009 modifié par Sehnine. Z et Boufroua. B).

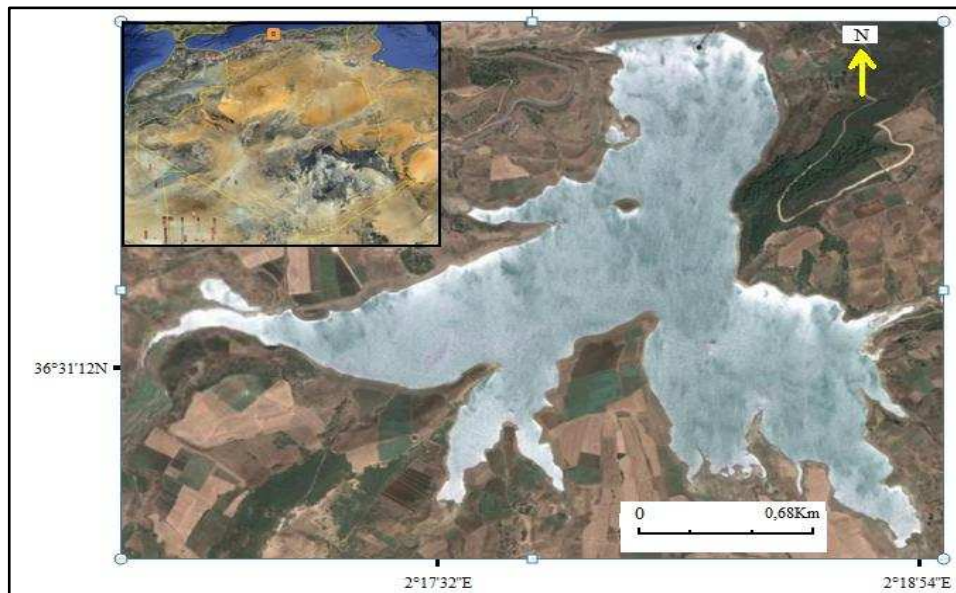


Figure N°2 : Localisation géographique de barrage de Boukerdane. (Source : Google Earth, 2009 modifié par Sehnine. Z et Boufroua. B).

Annexe II



Figure N°3 : Localisation géographique de la ferme Azzefoun. (Source : Google Earth, 2009 modifié par Sehnine. Z et Boufroua. B).



Figure N°4 : La valise multiparamètre



Figure N°5: Appareil de lyophilisation
(Model CHRIST BETTA 1-8)



Figure N°6: Le dessiccateur



Figure N°7: Réfrigérant à eau
«huber minichiller»



Figure N°8 : Rotavapor « Buchi Rotavapor R.210»,
Concentration de l'extrait et récupération du solvant



Figure N°9 : Filtration des résidus



Figure N°10 : plaque de gel de silice
(model : SIL G/UV₂₅₄ fur die DCMACHERY-NAGEL)



Figure N° 11: l'étanchéité par graisse



Figure N°12 : pulvérisation de plaque par la
solution de l'acide phosphomolibdique à 5%

Figure N°13 : Le gel de silice

