

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire

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

المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر وتهيئة الساحل
École 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 :

Contribution à l'étude de la valeur alimentaire de l'espèce
Dicentrarchus labrax (bar commun) (Linné, 1758)

Présenté par :
BENSALAH Ahmed
MAKHLOUF Zakaria

Soutenu le 15/09 /2013 à 10:00h devant la commission :

Mme OULD AHMED.N	Maître assistante A (ENSSMAL)	Présidente
Mme AISSOU.C	Maître assistante A (ENSSMAL)	Promotrice
Mme DJEGHRI.B	Professeur (ENSSMAL)	Examinatrice
Mme AMROUCHE.L	Maître assistante A (ENSSMAL)	Examinatrice

Promotion : 2013

Remerciements

Nous remercions Allah de nous avoir accordé des connaissances de la science et de nous avoir aidés à réaliser ce travail.

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

Nous tenons à remercier M^{me} la présidente *OULD AHMED.N* d'avoir accepté la présidence du jury de cette soutenance.

C'est avec un grand plaisir que nous remercions *M^{me} DJEGHRI.B, M^{me} AMROUCHE.L*. 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^r. Matouk, M^r Mekki M^{me}. Mekdahi S qui ont ménagé leurs efforts pour la bonne marche de la présente étude.

On tient à exprimer notre haute considération et sincères remerciements à l'ensemble des travailleurs de l'ENSSMAL en particulier Kamel et Antonio.

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

Nous tenons à remercier le propriétaire de la ferme aquacole de Cap Djenet (ex ; ONDPA), de nous avoir permis de s'approvisionner en échantillon nécessaire pour la réalisation de la présente étude.

Nos remerciements s'adressent sans oublier au personnel de la station de Sidi Fredj, en particulier le directeur de la station.

Nos remerciements du cœur s'adressent vivement à tous ceux qui ont contribué de façon directe ou d'une façon indirecte à l'achèvement et à la réalisation de notre mémoire de fin d'études.

Dédicace

Je dédie ce modeste travail en signe de respect et de
reconnaissance :

A ma mère qui est un être cher et celle qui m'a bercé d'un
amour sincère ;

A mon père de qui je tiens ma fierté et ma persévérance ;

A ma grande mère

A mon frère

A mes sœurs

A toute la famille

A tous mes amis et surtout Mohamed Saïd et Amro qui m'ont
soutenu durant mon cursus universitaire, et aussi à Zakaria mon
camarade et à Adel, Laid, Omar et à tous les amis et professeurs
de l'ENSSMAL.

Ahmed.....2013

Dédicace

Je dédie ce travail à ma très cher famille ; ma mère, mon père,
mon frère Abbas et ma petite sœur Aicha.

A mes oncles et à mes tantes ; sans oublier les cousins et les
cousines

A l'âme de notre cher défunte Mama Azouzou qui restera
éternelle dans nos cœurs et nos esprits.

A tous mes chers amis, notamment Ahmed mon camarade qui a
contribué en grande partie à la réussite de l'exécution de ce
travail.

Aux professeurs de l'ENSSMAL.

Zakaria.....2013

Liste des abréviations

AA : acide aminé

AAE : acide aminé essentiel

AGE : Acides Gras Essentiels

AGPI : Acides Gras Polyinsaturés

AGLPI : Acides Gras Longs Polyinsaturés

ATP : Adénosine Triphosphate

AG : Acide Gras

CUD : Coefficient d'Utilisation Digestive

CO₂ : Dioxyde de carbone

°C : degrés Celsius

cm : centimètre

F.A.O.: food and agriculture organization

g : gramme

g/mol : gramme par mole

H₂SO₄ : acide sulfurique

h: heure

H : hydrogène

KOH : hydroxyde de potassium

km : kilomètre

K₂SO₄ : sulfate de potassium

kg : kilogramme

l : litre

ml : millilitre

mn : minute

Liste des abréviations

mg : milligramme

m : mètre

mm : millimètre

mg/l : milligramme par litre

nm : nanomètre

NaOH : soude

N : Azote

n° : numéro

O₂ : oxygène

ONDPA : office national du développement de la pêche et de l'aquaculture

PL : Phospholipides

pH : potentiel hydrogène

TAG : Triacylglycérol

% : pour cent

‰ : pour mille

Liste des tableaux

Première partie : Etude bibliographique

Tableau 1.1 : Taux de synthèse des protéines dans différents organes de poissons alimentés et efficacité de l'accrétion.....	13
Tableau 1.2 : Pourcentage d'acides aminés essentiels de différentes protéines.....	14
Tableau 1.3 : signes de carence en acides aminés essentiels (AAE) observés chez les poissons.....	14
Tableau 1.4 : nomenclature des acides gras à partir du nombre d'atomes de carbone.....	17
Tableau 1.5 : signes de carence en acides gras essentiels (AGE) observés chez les poissons	23
Tableau 1.6 : Macro-minéraux et oligo-éléments ayant un rôle nutritionnel confirmé chez les poissons.	24
Tableau 1.7 : Rôle et symptôme de carence en vitamine.....	28
Tableau 1.8 : Vitamines du poisson	29

Deuxième partie : Matériel et Méthodes

Tableau 2.1 : Les quantités de bichromate de potassium dissoutes dans 10 ml d'eau distillée, et les concentrations équivalentes en caroténoïdes ainsi que leurs absorbances	46
--	----

Troisième partie : Résultats et discussion

Tableau 3.1 : Température et concentration d'oxygène dissous moyennes du milieu d'échantillonnage	50
Tableau 3.2 : Tailles et poids des différents poissons étudiés	50
Tableau 3.3 : Corrélacion entre le poids et la taille.....	51
Tableau 3.4 : Résultats de test student (Poids G1 – Poids G2).....	51
Tableau 3.5 : Poids de prises d'essai, pH de distillats et volumes d'acide chlorhydrique	52
Tableau 3.6 : Teneur en protéines dans le tissu musculaire selon la taille des individus du poisson étudié	52
Tableau 3.7 : Corrélacion entre le taux des protéines et la taille des individus du bar commun	53
Tableau 3.8 : Résultats de test student (Protéines G1 – Protéines G2)	53
Tableau 3.9 : Poids des ballons (vides et remplis) et des échantillons dans les deux essais	54
Tableau 3.10 : Taux des lipides totaux dans 100g de matière sèche de la chair du bar commun.....	54
Tableau 3.11 : Corrélacion entre le taux des lipides et la taille des individus du bar commun	55
Tableau 3.12 : Résultats de test student (Lipides G1 – Lipides G2).....	55
Tableau 3.13 : Absorbances des provitamines A extraites à partir du foie du Bar commun.....	56
Tableau 3.14 : Concentrations en provitamines A (représentées par le B-carotène) extraites à partir du foie du Bar commun.....	56

Liste des tableaux

Tableau 3.15 : Corrélacion entre le taux de provitamine A et la taille des individus du bar commun..	57
Tableau 3.16 : Résultats de test student (Provitamine A G1 – Provitamine A G2)	57
Tableau 3.17 : Poids des creusets vide, poids des creusets contient l'échantillon et poids du creuset contient le résidu calciné	58
Tableau 3.18 : Cendres totales dans la chair de chaque individu de poisson étudié « Dicentrarchus labrax »	58
Tableau 3.19 : Corrélacion entre le taux des cendres et la taille des individus du bar commun	59
Tableau 3.20 : Résultats de test student (Cendres G1 – Cendres G2).....	59
Tableau 3.21 : Taux moyens des différents constituants analysé de la chair du bar commun « Dicentrarchus labrax » :	60

Listes des figures

Première partie : Etude bibliographique

Figure 1.1 : Photo du bar commun « Dicentrarchus labrax ».....	3
Figure 1.2 : Schéma montrant la morphologie externe du bar commun	4
Figure 1.3 : Dessin schématique du loup disséqué, montrant les principaux organes	4
Figure 1.4 : Répartition géographique du bar dans le monde	5
Figure 1.5 : acide aminé	8
Figure 1.6 : structure secondaire : hélices alpha et les feuilletts beta.....	10
Figure 1.7 : La structure repliée globale de la protéine, l'arrangement relatif de deux chaînes polypeptidiques individuelles ou plus	11
Figure 1.8 : Schéma du métabolisme global des protéines chez le poisson	12
Figure 1.9 : Les différentes structures de lipides	15
Figure 1.10 : structure d'un acide gras	16
Figure 1.11 : digestion des lipides	20

Deuxième partie : Matériel et Méthodes

Figure 2.1 : localisation géographique de la ferme ONDPA Cap Djenet.....	34
Figure 2.2 : Dissection d'un individu du bar commun	35
Figure 2.3 : la chair et le foie des différents échantillons récupérés dans des boîtes de pétri.....	35
Figure 2.4 : Broyage du tissu.....	36
Figure 2.5 : Bloc de minéralisation	38
Figure 2.6 : Echantillons minéralisés	38
Figure 2.7 : Filtration du minéralisat	39
Figure 2.8 : conservation des échantillons dans l'erenmeyer brun	39
Figure 2.9 : pesage de la chair du poisson, de la cartouche et du ballon vide	42
Figure 2.10 : emplacement des ballons et des cartouches dans l'appareil de Soxhlet.....	43
Figure 2.11 : Concentration de l'échantillon	43
Figure 2.12 : Refroidissement du mélange dans un bac de glace.....	44
Figure 2.13 : filtration de l'échantillon dans un bécher sous vide	45
Figure 2.14 : ampoule à décantation contient le filtrat	45
Figure 2.15 : courbe d'étalonnage	47
Figure 2.16 : pesage du creuset	48

Listes des figures

Troisième partie : Résultats et discussion

Figure 3.1 : Relation entre le poids et la taille du loup «Dicentrarchus labrax » dans un échantillon de 9 individus.....	51
Figure 3.2 : Relation entre le taux des protéines et la taille du loup «Dicentrarchus labrax » dans un échantillon de 9 individus.....	53
Figure 3.3 : Relation entre le taux des lipides et la taille du loup «Dicentrarchus labrax » dans un échantillon de 9 individus.....	55
Figure 3.4 : Relation entre le taux de provitamine A et la taille du loup «Dicentrarchus labrax » dans un échantillon de 9 individus.....	57
Figure 3.5 : Relation entre le taux des cendres et la taille du loup «Dicentrarchus labrax » dans un échantillon de 9 individus.....	59
Figure 3.6 : Taux moyens des différents constituants analysés sur la chair du bar commun « Dicentrarchus labrax ».	60

SOMMAIRE

Sommaire

Première partie : Etude bibliographique

Chapitre I : présentation de poisson étudié

1. Historique.....	3
2. Origine du nom « <i>Dicentrarchus labrax</i> ».....	3
3. Position systématique.....	3
4. Morphologie et anatomie.....	4
4.1. Morphologie.....	4
4.2. Anatomie.....	4
5. Écologie.....	5
5.1. Distribution géographique.....	5
5.2. Limites écologiques.....	5
5.3. Comportement.....	6
5.4. Régime alimentaire.....	6
5.5. Reproduction.....	6
6. Intérêts piscicoles.....	6
7. Valeur nutritive.....	7

Chapitre II : Généralités sur les principaux constituants

1. Les protéines.....	8
1.1. Définition des protéines.....	8
1.2. Classification et structure.....	9
1.2.1. Classification.....	9
1.2.2. Structure.....	9
1.3. Métabolisme des protéines chez les poissons.....	12
1.3.1. Utilisation.....	12
1.3.2. Synthèse.....	12
1.4. Rôle des protéines.....	13
1.5. Qualité nutritionnelle.....	13
1.6. Effet de carence.....	14
2. Les lipides.....	15
2.1. Définition.....	15
2.2. Classification et structures.....	15
2.2.1. Classification selon la composition élémentaire.....	15
2.2.2. Classification selon une propriété chimique commune.....	18
2.3. Nutrition lipidique chez les poissons.....	19
2.3.1. Digestibilité des lipides chez les poissons.....	19

Sommaire

2.3.2.	Digestion des lipides chez les poissons.....	20
2.3.3.	Absorption.....	20
2.3.4.	Transport.....	21
2.3.5.	Stockage.....	21
2.4.	Rôle des acides gras essentiels des poissons.....	22
2.5.	Effet de carence.....	23
3.	Les sels minéraux.....	24
3.1.	Définition.....	24
3.2.	Rôle des sels minéraux.....	24
3.2.1.	Macro-minéraux.....	25
3.2.2.	Oligo-éléments.....	26
3.3.	Qualité nutritionnelle.....	27
4.	Les vitamines.....	27
4.1.	Définition.....	27
4.2.	Classification.....	27
4.3.	Rôle et effet de carence.....	28
4.4.	Qualité nutritionnelle.....	29
5.	Caroténoïdes et pigmentation.....	30
5.1.	Définition.....	30
5.2.	Efficacité pigmentaire des caroténoïdes.....	30
5.2.1.	Structure.....	30
5.2.2.	Teinte spécifique.....	31
5.2.3.	Digestibilité ou disponibilité.....	31
5.2.4.	Conversion métabolique.....	32
5.2.5.	Affinité spécifique pour un tissu particulier.....	32
5.3.	Critères de perception de l'efficacité pigmentaire.....	32
5.3.1.	Analyse chimique.....	32
5.1.	Facteurs affectant la pigmentation.....	33
5.2.	Autres rôles des caroténoïdes chez l'animal.....	33
5.2.1.	Mesure calorimétrique.....	33

Deuxième partie : Matériel et méthodes

Chapitre I : Matière première

1.	Site d'étude.....	34
2.	Paramètres physicochimique du milieu d'élevage.....	34
3.	Échantillonnage.....	34

Sommaire

4. Préparation des échantillons	35
5. Prélèvement de la chair et du foie.....	35
6. Lyophilisation de la chair	36

Chapitre II : Méthodes d'analyse des protéines

1. Principe de la méthode	37
2. Mode opératoire	37
3. Expression des résultats.....	40

Chapitre III : Méthodes d'analyse des lipides

1. Principe de la méthode	42
2. Mode opératoire	42
3. Expression des résultats.....	43

Chapitre IV : Méthode d'analyse des pigments (provitamine A)

1. Extraction des pigments (provitamines A) à partir du foie	44
1.1. Mode opératoire	44
1.2. La lecture spectrophotométrique	45
2. Analyse colorimétrique	45
2.1. Principe de la méthode	45
2.2. Préparation de la courbe d'étalonnage.....	46
3. Expression des résultats.....	47

Chapitre V : Détermination des cendres totales

1. Principe	48
2. Mode opératoire	48
3. Expression des résultats.....	48
4. Analyse statistique.....	49

Troisième partie : Résultats et discussion

Chapitre I : Résultats

1. Paramètres physico-chimiques du site étudié	50
2. Description de l'échantillon.....	50
3. Etude de la relation entre le poids et la taille	51
4. Les protéines totales	52
4.1. Teneur en protéines dans le tissu musculaire selon la taille des individus de poisson étudié.....	52
4.2. Etude de la relation entre le taux des protéines et la taille des individus étudiés	53
5. Les lipides totaux	54

Sommaire

5.1. Teneurs en lipides totaux des échantillons du poissons étudiés	54
5.2. Etude de la relation entre le taux des lipides et la taille des individus étudiés	55
6. Les pigments (provitamines A)	56
6.1. Absorbance.....	56
6.2. Concentration	56
6.3. Etude de la relation entre le taux des provitamines A et la taille des individus étudiés	57
7. les cendres totales.....	58
7.1. Taux des cendres totales.....	58
7.2. Etude de la relation entre le taux des cendres et la taille des individus étudiés.....	59
8. Taux en protéines, lipides, provitamines A et cendres chez le poisson étudié	60

Chapitre II : Discussion

1. Paramètres physico-chimiques	61
2. Relation entre le poids et la taille du loup «Dicentrarchus labrax ».....	61
3. Comparaison des moyennes du poids entre les deux groupes créés (test de student).....	61
4. Teneur en protéines	61
4.1. Relation entre le taux des protéines et la taille du loup «Dicentrarchus labrax »	61
4.2. Comparaison des moyennes des taux des protéines entre les deux groupes.....	62
5. Teneur en lipides	62
5.1. Relation entre la teneur en lipides et la taille du loup «Dicentrarchus labrax »	62
5.2. Comparaison des moyennes des taux des lipides entre les deux groupes	62
6. Teneur en Caroténoïdes provitaminiques A.....	62
6.1. Relation entre la teneur en provitamine A et la taille du loup «Dicentrarchus labrax »	63
6.2. Comparaison des moyennes des taux de provitaminiques A entre les deux groupes	63
7. Teneur en cendres totales :	63
7.1. Relation entre la teneur en cendres totales et la taille du loup «Dicentrarchus labrax ».....	63
7.2. Comparaison des moyennes des taux de cendres entre les deux groupes	64
Conclusion	65

Annexes

Bibliographie

INTRODUCTION

Introduction

La production aquacole globale continue de croître dans le deuxième millénaire, en espace de cinquante ans, l'activité aquacole a connu une telle expansion qu'elle soit comparable à la production halieutique en terme de consommation mondiale des produits aquatiques, elle couvre 15% de la consommation mondiale des poissons et viandes. La production aquacole mondiale a atteint en 2010, 60 millions de tonnes avec une estimation de valeur marchande de 119 billions \$ US (FAO 2012).

Presque 600 espèces aquatiques sont élevées en captivité dans le monde dans différents systèmes d'élevage afin de contrôler les densités d'élevage et les technologies de pointe en utilisant des espèces d'eau douce, saumâtre, marine (FAO 2012).

Dans le monde plusieurs pays maîtrisent bien le mode de reproduction des espèces de poissons d'élevage, jusqu'au stade de grossissement grâce à la connaissance parfaite du cycle biologique et la maîtrise de la composition de l'aliment artificiel, ce dernier a permis à la production intensive d'occuper une place grandissante (Guillaume *et al*, 1999).

L'aquaculture en Algérie est résumée à des opérations de repeuplement des plans d'eau continentaux avec des alevins de poissons dulcicoles, importés le plus souvent. Dans le domaine marin, les premières tentatives, limitées aux travaux menés au lac Mellah, seule lagune du littoral algérien, ont porté sur l'élevage conchylicole. Un projet public d'écloserie de loup et dorade fut remplacé par un second à Cap Djinet, les nouvelles technologies et la possibilité de procéder à des installations en mer a relancé l'intérêt des promoteurs pour des projets privés (Abdelhafid chalabi).

La chair de poisson est essentiellement composée d'eau, de matières protéiques, de matières grasses et de matières minérales. (Hinard, 1923).

Les produits de la mer sont l'un des aliments les plus importants dans l'alimentation humaine en raison de sa haute qualité nutritionnelle.

La composition biochimique du muscle des poissons varie considérablement d'une espèce à une autre, et d'un individu à l'autre selon l'âge, le sexe, l'environnement, la saison, et ces variations sont aussi étroitement liées à l'alimentation.

Notre étude a porté sur la détermination du taux de protéines, lipides, provitamines A et cendres dans les tissus (muscle et foie) d'une espèce de poisson d'eau de mer ; le loup

Introduction

«*Dicentrarchus labrax* » pour déduire la valeur nutritionnelle et donc la richesse en nutriments de cette espèce destinée à la consommation humaine.

PREMIERE PARTIE

ETUDE

BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre I : présentation du poisson étudié

1. Historique

Depuis longtemps, le bar européen a été cultivé dans les lagunes côtières et les réservoirs de marée. Vers la fin de 1960, la France et l'Italie ont réussi à développer des techniques fiables de production en masse de juvéniles du bar Européen et, vers la fin de 1970, ces techniques ont été assez bien développées dans la plupart des pays de la Méditerranée pour fournir des centaines de milliers d'alevins. Le bar Européen (*Dicentrarchus labrax*) a été le premier poisson marin n'appartenant pas aux salmonidés à être commercialement cultivé en Europe et de nos jours, il est le plus important poisson commercial largement cultivé dans la région de la Méditerranée. (FAO, 2006)

2. Origine du nom « *Dicentrarchus labrax* » :

Le bar commun ou bar européen (*Dicentrarchus labrax*), surnommé loup ou perche de mer, est une espèce de poisson principalement marine qui entre parfois en eau saumâtre, appartenant à la famille des moronidés. L'animal est ainsi appelé en raison de sa voracité que les anciens ont rapproché de celle (supposée) du loup, le nom d'espèce *labrax* signifiant « vorace » en grec ancien. Étymologie à rapprocher du latin *labrum* (en français : « lèvres ») que l'on retrouve pour une autre famille, celle des labridés. En anglais le bar commun se traduit couramment par « sea bass ».

3. Position systématique :

- Règne : *Animalia*
- Embranchement : *Chordata*
- Sous-embranchement : *Vertebrata*
- Super-classe : Poissons
- Classe : Ostéichthyens
- Sous-classe : Actinoptérygiens
- Super-ordre : Téléostéens
- Ordre : Perciformes
- Sous-ordre : Percoidei
- Famille : Moronidae
- Genre : *Dicentrarchus* (Lacépède, 1802)
- Espèce : *Dicentrarchus labrax* (Linné, 1758)



Figure 1.1: Photo du bar commun « *Dicentrarchus labrax* »
(Prélevé au niveau de la ferme de Cap Djinet)

4. Morphologie et anatomie

4.1. Morphologie :

- Le corps du bar commun est symétrique comme chez tous les perciformes, Les nageoires pectorales sont élevées sur les flancs, les pelviennes sont en position thoracique, l'anale est épineuse.
- La nageoire dorsale est double ; on compte 9 épines sur la première nageoire, une épine suivie de 10 à 14 rayons mous chez la seconde nageoire, la nageoire anale a 3 épines ; 10 à 12 rayons mous, opercule doté de 3 épines.
- La bouche est protractile.
- Taille maximale atteinte est de 1,2 m pour un poids maximal de 10 à 12 kg, longévité dépassant 20 ans (Fritsch, 2005).

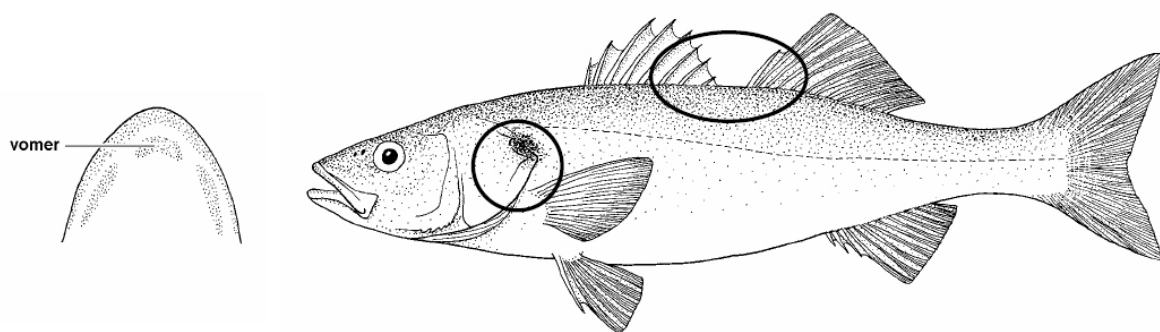


Figure 1.2: Schéma montrant la morphologie externe du bar commun *Dicentrarchus labrax*. Les principales caractéristiques de cette espèce sont soulignées : opercules épineux, double nageoire dorsale, dents vomériennes en forme de croissant. (Quero *et al*, 2003)

4.2. Anatomie : la figure 1.3 représente l'anatomie du bar commun

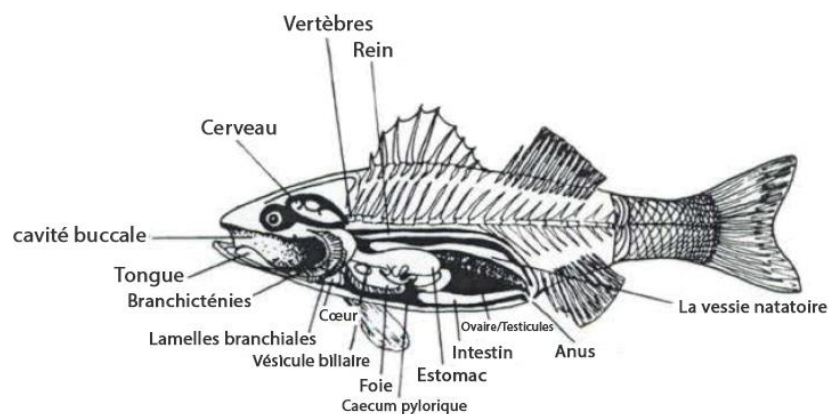


Figure 1.3: Dessin schématique du loup « *Dicentrarchus labrax* » disséqué, montrant les principaux organes. Source : Graham *et al*, 1994

5. Écologie

5.1. Distribution géographique :

Le bar erratique côtier est présent en Atlantique de 30° de latitude nord (Côtes du Maroc) à 55° de latitude nord (mer du Nord, Baltique). Il est présent sur toutes les côtes méditerranéennes (Barnabé, 1989).

Très ubiquiste, il pénètre dans les lagunes côtières (le Lac Mellah, El Tarf, Algérie) et l'embouchure d'oueds (Oued Soummam, Bejaia, Algérie), et fleuves, qu'il peut remonter sur plusieurs kilomètres.

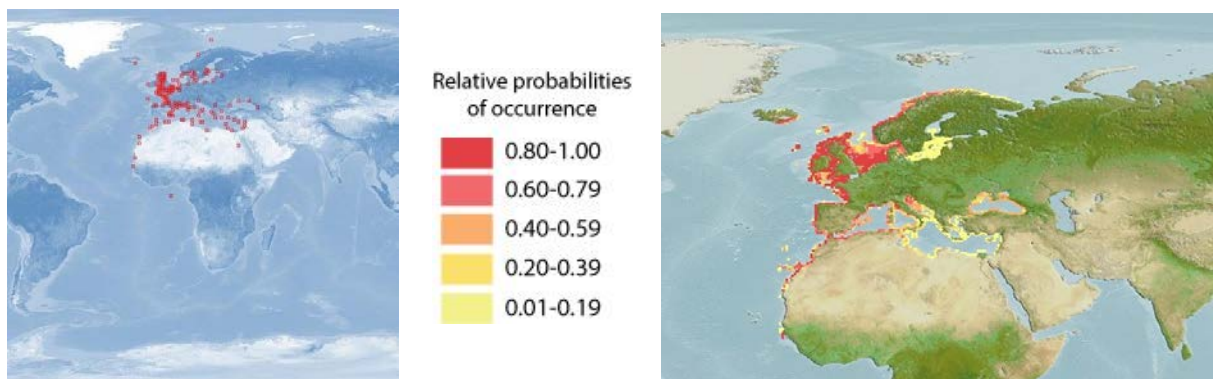


Figure 1.4: Répartition géographique du bar dans le monde source : www.aquamaps.org (Kaschner *et al*, 2008)

5.2. Limites écologiques :

Le loup « *Dicentrarchus labrax* » est un poisson :

- Eurytherme : il supporte une grande variation de température allant de 5 à 28°C.
- Fréquentant les eaux ayant un pH environ 8.
- Euryhalin : supporte des variations de salinité importantes allant de 3‰ jusqu'à la salinité entière de l'eau de mer.
- Tolérant une concentration en oxygène dissous allant de 3 à 8mg/l (Boutouchent, 2005).

5.3. Comportement :

Le bar affectionne plus particulièrement les zones agitées dont les eaux sont riches en oxygène. On le trouvera préférentiellement le long des côtes rocheuses battues par la mer et le long des plages de sable à vagues déferlantes (Gallet *et al*, 1998).

5.4. Régime alimentaire :

Le bar est un prédateur de petits poissons consommant une grande variété d'invertébrés. Le comportement alimentaire est lié à la taille :

Les juvéniles se nourrissent essentiellement de Mysidacés, d'Amphipodes tels que Gammare ou Corophiums, de Copépodes, de larves de Décapodes et de Cirripèdes. (Ferrari *et Chierigato*, 1981 ; Roblin, 1980 in Aprahamian *et Barr*, 1985).

Les Adultes, leur régime alimentaire est également diversifié. Cependant, il est dominé par deux types de proies principales : les crustacés Décapodes Brachyours et les poissons (Boulineau, 1969).

5.5. Reproduction :

Le bar fraie dans les eaux dont la salinité est inférieure à 35‰, près des embouchures des rivières et des estuaires ou dans les zones littorales où la salinité est supérieure à 30‰. Les œufs sont pélagiques et de petite taille (1,02 - 1,39 mm). En étant particulièrement insensible aux basses températures, certains poissons peuvent rester tout l'hiver dans les lagunes côtières au lieu de retourner en pleine mer (FAO, 2006).

6. Intérêts piscicoles :

Le loup « *Dicentrarchus labrax* » possède plusieurs avantages valorisant son intérêt aquacole on cite :

- Sa capacité à supporter une large gamme des limites écologiques (température, salinité, oxygène dissous...).
- Il possède un bon indice de croissance à une température optimale et une capacité d'accepter facilement l'aliment artificiel.
- La maîtrise de tout le cycle biologique, depuis la reproduction qu'elle soit artificielle ou, semi artificielle jusqu'au grossissement.

- S'adapte aux différents modes d'élevage (intensif, semi- intensif et extensif) avec les différents types d'élevages (élevage mixte ou par classes d'âge mélangées, élevage par classes d'âge séparées et élevages mono-sexe).

- Possibilité d'avoir une génération mono-sexe (mâle) par l'inversion hormonale de sexe (Sali, 2007).

7. Valeur nutritive :

Le bar est un poisson particulièrement maigre, contenant seulement 1,8 g de lipides pour 100 g. Généralement le bar d'élevage est plus gras que le bar sauvage. Ce poisson possède de plus l'avantage d'être particulièrement riche en protéines (18,5 g pour 100 g). Enfin, son apport en vitamine B1 est non négligeable.

Chapitre II : Généralités sur les principaux constituants :

Les poissons sont des aliments de haut goût et de grande valeur nutritive. La chair présente comme toutes les chairs animales, des variations de composition rattachées à divers facteurs : espèce, âge, état physiologique, milieu extérieur, etc... Dans une même espèce les différences observées tiennent surtout aux variations du taux des matières grasses.

La valeur énergétique de la chair des poissons dépend de sa richesse en graisses. On distingue ainsi des poissons gras (sardine, saumon, mullet, thon, maquereau, etc...) et des poissons maigres (rouget, bécune, etc...).

Les hydrates de carbone n'existent qu'en quantité négligeable mais les proportions de matières azotées sont dans la chair des poissons sensiblement équivalentes à celles que l'on trouve dans la viande des animaux de boucherie et de la volaille. De plus, les protéines du poisson contiennent les acides aminés "essentiels" à l'être humain ; les taux de tryptophane, de méthionine et de lysine sont relativement élevés.

Outre cette richesse en substances azotées, la chair de poisson contient des quantités de sels minéraux et de vitamines très supérieures à celles qui existent dans la viande (MASSAL, 1958).

1. Les protéines :

Les espèces de poisson pourraient se différencier en fonction de leur composition protéique. C'est ainsi que certaines espèces sont plus riches en protéines insolubles, d'autre en protéines solubles.

1.1. Définition des protéines :

Les protéines sont des macromolécules. Les éléments de construction monomériques des protéines sont des acides aminés qui ont tous une structure caractéristique constituée d'un atome de carbone α central (C_α) lié à quatre groupes chimiques différents : un groupement aminé (NH_2), un groupement carboxyle ($COOH$), un atome d'hydrogène (H) et un groupement variable, appelé chaîne latérale, ou groupement R (pour Radical). Une protéine comporte au moins 100 acides aminés et le groupement H_2N - libre à gauche, c'est l'acide aminé n°1 (Frénot et al, 2001).

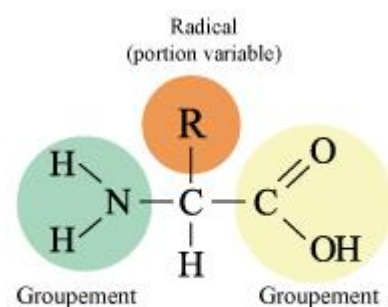


Figure 1.5: acide aminé

1.2. Classification et structure :

1.2.1. Classification

a. Classification selon la forme des molécules :

Protéines fibreuses ou scléroprotéines : sont de longues molécules de protéines en forme de filaments. Les protéines fibreuses se rencontrent chez les êtres vivants et sont pratiquement insolubles dans l'eau.

Protéines globulaires ou sphéroprotéines : des protéines de forme globulaire qui sont plus ou moins solubles en milieu aqueux.

b. Classification selon la solubilité :

Albumines : sont des protéines solubles dans l'eau pure, moins dans l'eau salée. Leur masse molaire est d'environ 65 000 g/mol, elles sont composées d'environ 580 acides aminés et ne contiennent pas de glucides.

Globulines : sont de plus grande taille et plus solubles dans l'eau que l'albumine.

Protamines et histones : sont des petites protéines nucléaires (plutôt polypeptides que protéines) solubles et très basiques.

Globines : sont des protéines solubles dans l'eau.

Prolamines et glutélines : sont des protéines végétales insolubles dans l'eau, mais solubles dans les acides et les bases diluées.

c. Classification selon la composition :

Holoprotéines : une protéine constituée uniquement d'acides aminés.

Hétéroprotéines : une protéine constituée d'une partie protéique appelée apoprotéine (composée d'acides aminés) et d'une partie non protéique appelée groupement prosthétique, qui est une molécule non protéique (GOMEZ, 2007).

1.2.2. Structure :

Il existe quatre niveaux de structure protéique

a. Structure primaire :

Elle concerne la séquence des acides aminés, elle englobe toutes les liaisons covalentes, y compris les ponts disulfures. Cette structure est génétiquement contrôlée (Frénot *et al*, 2001). (Figure 1, Annexe I).

b. Structure secondaire :

Elle concerne des liaisons hydrogène intra et extra moléculaires entre (C=O) et (H - N) on décrit au moins 3 Structures secondaires.

• Hélice α :

La chaîne protéique s'enroule en hélice droite stabilisée par des liaisons hydrogène entre 2 acides aminés à 3,6 résidus. La distance entre 2 résidus est de 0.15 nm et tous les acides aminés échangent des liaisons. Plusieurs hélices α peuvent s'enrouler l'une autour de l'autre. Il apparaît des fibres comme dans les myofilaments de myosine (Frénot *et al*, 2001).

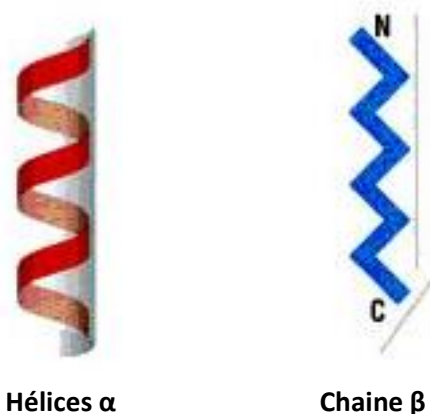


Figure 1.6: structure secondaire : hélices alpha et les feuillets beta Source : Petsko *et al*, 2004.

• Feuilletés plissés β :

C'est une structure comparable à un mètre d'architecte incomplètement déplié. Les liaisons hydrogène s'établissent perpendiculairement à l'axe de la chaîne, avec une autre chaîne protéique placée en vis-à-vis à 6 nm. La distance entre 2 résidus est de 0,35 nm. L'orientation est parallèle ou antiparallèle, c'est-à-dire que le sens $H_2N \rightarrow COOH$ est le même, ou opposé sur les 2 axes (Frénot *et al*, 2001) (Figure 1.6).

- **Structure secondaire du collagène :**

Le collagène, protéine de soutien du tissu conjonctif et du tissu osseux, est caractérisé par une séquence monotone d'acides aminés. Il n'y a pas de liaison hydrogène à l'intérieur de l'hélice, celle-ci est stabilisée par encombrement stérique des noyaux imines (Frénot *et al*, 2001).

- c. **Structure tertiaire :**

La structure tertiaire concerne l'organisation tridimensionnelle de la protéine. Elle résulte du repliement de la chaîne principale, conséquence de l'établissement de liaisons entre les résidus R. Cette structure correspond à la configuration la plus « confortable » de la protéine, celle dont l'énergie libre est minimale. Elle fait intervenir des liaisons hydrogène électrostatiques et hydrophobes (Frénot *et al*, 2001) (Figure 1.7 A).

- d. **Structure quaternaire :**

Beaucoup de protéines sont formées par l'association de sous-unités. Les liaisons sont des liaisons hydrogène pour les protéines globulaires et des liaisons covalentes dans les protéines fibrillaires (Figure 1.7 B).

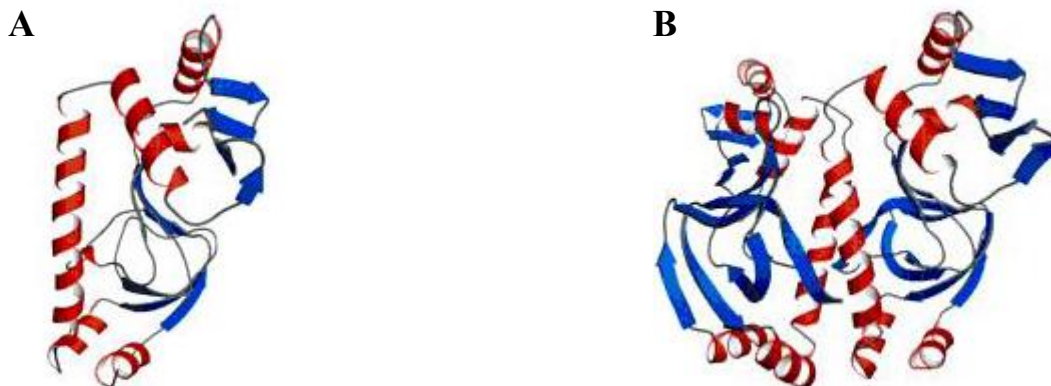


Figure 1.7 : **A :** La structure repliée globale de la protéine (structure tertiaire), **B :** L'arrangement relatif de deux chaînes polypeptidiques individuelles ou plus (structure quaternaire) (Petsko *et al*, 2004)

1.3. Métabolisme des protéines chez les poissons :

1.3.1. Utilisation :

Chez les poissons, comme chez les vertébrés terrestres, les protéines corporelles n'ont pas un caractère statique : synthèse et dégradation protéique ont lieu à tout instant, puisant dans le pool des acides aminés libres et l'aliment au même titre que le flux d'origine alimentaire (Guillaume *et al*, 1999).

1.3.2. Synthèse :

Comme chez les vertébrés supérieurs, le taux de synthèse (k_s) des protéines varie avec le tissu concerné. Chez le poisson, la hiérarchie est la suivante : foie → branchies → tube digestif → muscle rouge → muscle blanc (Tableau 1.1).

La plus grande partie des protéines synthétisées est retenue dans le muscle blanc des poissons (50 à 70% contre 25 à 40 % chez les mammifères). Ces différences peuvent être rapprochées des particularités de la croissance musculaire du poisson qui se fait par hyperplasie (recrutement continu de nouvelles fibres) et non par simple hypertrophie comme chez les vertébrés supérieurs. Les mesures de flux d'acides aminés (AA) montrent que pour la synthèse des protéines, l'aliment constitue une source supérieure d'acides aminés à la dégradation des protéines corporelles. En conséquence, les poissons sont beaucoup plus dépendants de la fourniture alimentaire en acides aminés que les vertébrés supérieurs pour le renouvellement de leurs protéines corporelles (Guillaume *et al*, 1999).

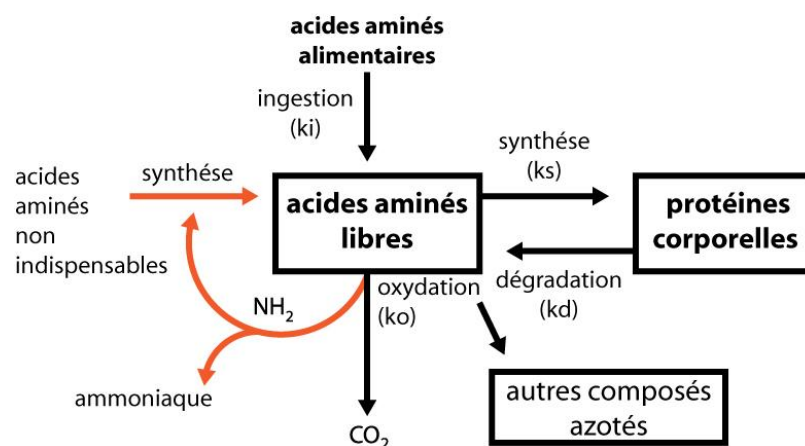


Figure 1.8 : Schéma du métabolisme global des protéines chez le poisson, **Ki** : taux d'ingestion ; **Kd** : taux de dégradation ; **Ko** : taux d'oxydation ; **Ks** : taux de synthèse. Source : Guillaume. J *et al*, 1999.

Table 1.1 : Taux de synthèse (ks) des protéines (%/j) (minimum et maximum) dans différents organes des poissons alimentés et efficacité de l'accrétion :

Organe	Taux de synthèse	Efficacité de l'accrétion
Foie	5,3 - 20,0	5
Branchies	2,4 - 23,0	-
Tube digestif	1,3 - 21,2	8
Estomac	7,8 - 18,3	-
Muscle rouge	0,3 - 7,7	-
Muscle blanc	0,1 - 1,3	70

Source : Guillaume *et al*, 1999.

1.4. Rôle des protéines :

Les protéines des tissus musculaires du poisson peuvent être divisées en trois groupes :

- Les protéines structurelles (actine, myosine, tropomyosine et actomyosine), qui forment 70 à 80% de la teneur totale en protéines, constituant le système contractile responsable du mouvement des muscles.
- Les protéines sarcoplasmiques (myoalbumine, globuline et enzymes), représentent 25 à 30% des protéines, La majorité de ces protéines sont des enzymes participant au métabolisme de la cellule, comme la transformation anaérobie de l'énergie du glycogène en ATP.
- Les protéines du tissu conjonctif (collagène) qui constituent environ 3% des protéines chez les téléostéens et environ 10% chez les élasmobranches. Ces protéines ont pour fonction de conférer aux tissus une résistance mécanique à l'étirement (Huss *et al* 1999).

1.5. Qualité nutritionnelle :

Les protéines du poisson renferment tous les acides aminés essentiels qui ont, comme les protéines du lait, des œufs et de la viande de mammifères, une très haute valeur biologique (**Tableau 1.2**). Les céréales sont habituellement faibles en lysine et/ou en acides aminés soufrés (méthionine et cystéine), alors que la protéine du poisson en est une excellente source. Un supplément de poisson peut, par conséquent, améliorer de façon significative la valeur biologique dans des régimes basés essentiellement sur les céréales (Huss *et al* 1999).

Table 1.2 : Pourcentage d'acides aminés essentiels de différentes protéines

Acide aminé	poisson	Lait	Bœuf	Œuf
Lysine	8,8	8,1	9,3	6,8
Tryptophane	1,0	1,6	1,1	1,9
Histidine	2,0	2,6	3,8	2,2
Phénylalanine	3,9	5,3	4,5	5,4
Leucine	8,4	10,2	8,2	8,4
Isoleucine	6,0	7,2	5,2	7,1
Thréonine	4,6	4,4	4,2	5,5
Méthionine- cystéine	4,0	4,3	2,9	3,3
valine	6,0	7,6	5,0	8,1

Source : Huss *et al* 1999.

1.6. Effet de carence :

Un régime alimentaire carencé en acides aminés essentiels (AAE), provoque un ralentissement de la croissance chez les poissons. Le tableau 1.3 indique les signes anatomiques additionnels avérés qui ont été observés dans des conditions expérimentales chez des juvéniles recevant des rations déficientes en un ou plusieurs acides aminés essentiels (Tacon *et al* 1995).

Table 1.3 : signes de carence en acides aminés essentiels (AAE) observés chez les poissons :

AAE limitant	Espèces de poissons	Signes de carence
Lysine	<i>Oncorhynchus mykiss</i> (La truite arc-en-ciel)	Erosion dorsale / caudale mortalité accrue.
	<i>Cyprinus carpio</i> (carpe commune)	Mortalité accrue.
Méthionine	<i>Oncorhynchus mykiss</i> .	Cataracte
	<i>Salmo salar</i>	Cataracte
Tryptophane	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	Scoliose, lordose, calcinose rénale, cataracte, érosion de la nageoire caudale, diminution de la teneur de la carcasse en lipides, forte concentration de Ca, Mg, Na et K dans la carcasse
	<i>Oncorhynchus nerka</i> (Kokani)	Scoliose
	<i>Oncorhynchus keta</i> (saumon chien)	Scoliose, cataracte
	<i>Oncorhynchus kisutch</i> (saumon coho)	Scoliose
Divers	<i>Cyprinus carpio</i>	Mortalité accrue et forte incidence de lordose dans les cas de carences en leucine, isoleucine, lysine, arginine et histidine

Source : Tacon *et al* 1995.

2. Les lipides :

2.1. Définition :

Les lipides sont des produits naturels largement répandus dans le règne animal et végétal. Ils forment une famille hétérogène au point de vue de la structure ou des groupements fonctionnels mais possèdent des propriétés communes concernant leur densité (inférieure à celle de l'eau) et leur solubilité.

Peu polaire, les lipides sont généralement insolubles dans les solvants polaires (comme l'eau) mais très solubles dans les solvants non polaires ou faiblement polaires (comme l'éther, le chloroforme, l'acétone, l'hexane, etc.).

Les lipides développent une large gamme de propriétés fonctionnelles : réserve énergétique (triglycérides), transport de molécules liposolubles (vitamines, colorants), molécules structurales (élaboration des membranes cellulaires), régulateurs métaboliques (hormones stéroïdes), émulsifiants, texture (Nguyen, 2010).

2.2. Classification et structures :

2.2.1. Classification selon la composition élémentaire :

Les lipides pourront se trouver sous forme de lipides simples (alcool associé avec un acide gras) ou sous la forme de lipides complexes (alcool associé avec un acide gras et d'autres molécules). La figure suivante présente les différentes structures de lipides.

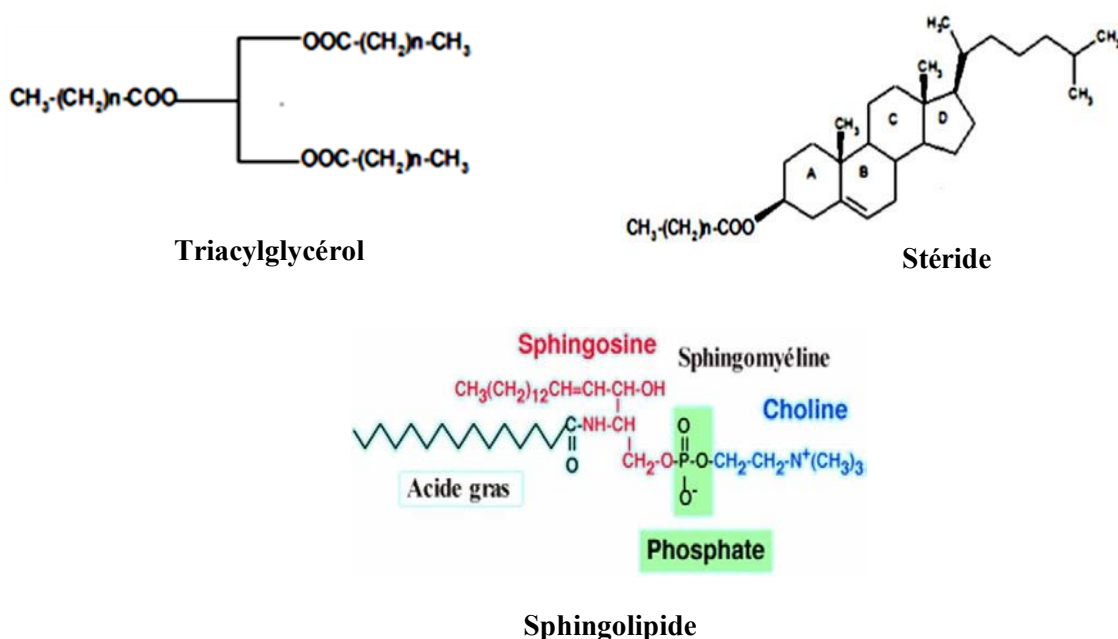


Figure 1.9: Les différentes structures de lipides (Alais *et al*, 2008)

a. Les lipides simples :

Les lipides simples sont constitués d'atomes de carbone, hydrogène et d'oxygène. Cette catégorie recouvre les acides gras, les glycérides, les stérides et les cérides (Masson, 2007).

• Les acides gras :

Les acides gras sont des acides carboxyliques à chaîne aliphatique hydrophobe. Il s'agit d'acides organiques faibles qui ne possèdent qu'une seule fonction acide par molécule (-COOH) et sont formés d'un nombre de carbone presque toujours pair, généralement compris entre 4 et 30 (Alais *et al.* 2008), ou entre 4 et 36 (Guilloton et Quintard, 2003).

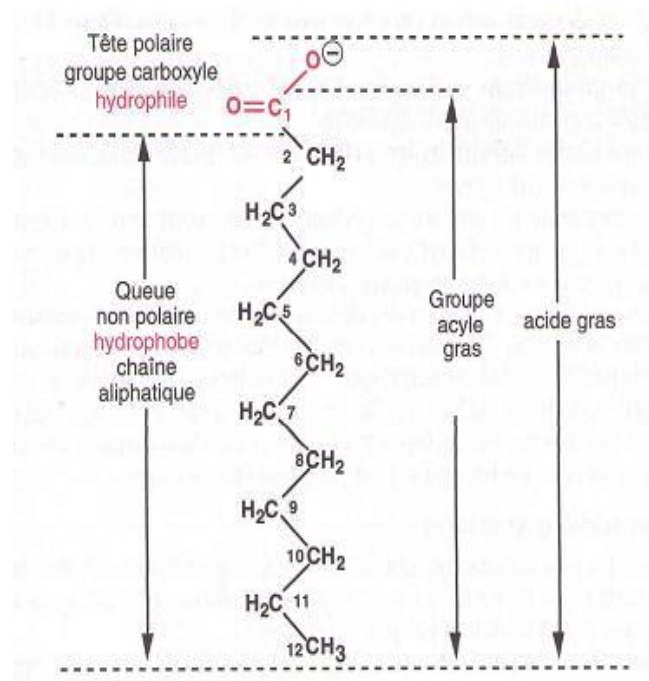


Figure 1.10: structure d'un acide gras, source : Guilloton et Quintard, 2003

L'autre extrémité de la chaîne se termine par un groupement méthyle CH₃. Ils représentent 90 à 96% de la masse molaire des Triacylglycérols (triglycérides). Les acides gras existent rarement à l'état libre dans la cellule, mais le plus souvent ils sont liés à un alcool pour former un lipide (Guilloton et Quintard, 2003).

Les différents acides gras se différencient d'une part par, le nombre de carbone, d'autre part, par le niveau d'insaturation (Pellon, 1994). Concernant les acides gras insaturés essentiels sur le plan biologique, deux aspects structuraux sont à considérer :

- 1- la distance entre les carbones porteurs de doubles liaisons ;

- 2- la configuration des doubles liaisons cis-(les hydrogènes se trouvant du même côté par rapport aux carbones) ou trans-(les hydrogènes se trouvant de part et d'autre de la double liaison par rapport aux carbones).

En biochimie, les acides gras sont une catégorie de lipides qui comprend entre autres les acides gras et leurs dérivés (acides gras méthylés, hydroxylés, hydroperoxylés, etc.) et les éicosanoïdes.

Dans l'industrie, les acides gras sont fabriqués par l'hydrolyse des liaisons ester de triglycérides (lipides constitués de glycérol et de trois acides gras). Les triglycérides peuvent être saturés, mono-insaturés ou polyinsaturés.

Table 1.4 : Nomenclature des acides gras à partir du nombre d'atomes de carbone (Marc denis, 2008)

NOMBRE DE CARBONES	NOM SYSTEMATIQUE	NOM USUEL
4	n-butanoïque	butyrique
6	n-hexanoïque	caproïque
8	n-octanoïque	caprylique
10	n-décanoïque	caprique
12	n-dodécanoïque	laurique
14	n-tétradécanoïque	myristique
16	n-hexadécanoïque	palmitique
18	n-octadécanoïque	stéarique
20	n-eicosanoïque	arachidique
22	n-docosanoïque	béhénique
24	n-tétracosanoïque	lignocérique

Acides gras volatils :

Ce sont des acides particuliers car ils sont très courts (2 à 4 carbones), de ce fait, ils passent facilement à l'état gazeux, d'où leur nom générique. Cette singularité est encore renforcée par leur hydro solubilité.

Acides gras saturés :

Ce sont des acides gras ayant des atomes de carbone totalement saturés en hydrogène (les chaînes ne présentent pas de double liaison). Consommés en excès, les acides gras saturés augmentent la cholestérolémie. Les acides gras saturés les plus fréquents sont : l'acide laurique (C12 :0), l'acide myristique (C14 :0), l'acide palmitique (C16 :0), l'acide stéarique (C18 :0), l'acide arachidique (C20 :0), etc.

- La formule générale des acides gras saturés est la suivante : $\text{CH}_3-(\text{CH}_2)_n-\text{COOH}$ avec $n > 2$
- formule brute : $\text{C}_n\text{H}_{2n}\text{O}_2$

Acides gras insaturés :

Ce sont des acides gras qui comportent une ou plusieurs doubles liaisons carbone-carbone au niveau de la chaîne carbonée. L'acide gras est qualifié de mono-insaturé lorsqu'il n'y a qu'une seule double liaison carbone-carbone et de polyinsaturé lorsqu'il y en a plusieurs. Les acides gras polyinsaturés sont notamment d'origine végétale.

Formules générales :

- Acide gras mono insaturé : $\text{CH}_3-(\text{CH}_2)_n-\text{CH}=\text{CH}-(\text{CH}_2)_n-\text{COOH}$
- Acide gras poly insaturé : $\text{CH}_3-(\text{CH}_2)_n'-\text{CH}=\text{CH}-\text{CH}_2-\text{CH}=\text{CH}-(\text{CH}_2)_n-\text{COOH}$

Les plus fréquemment rencontrés sont l'acide palmitoléique (C16 :1) dans certaines graisses animales, l'acide oléique (C18 :1) très abondant dans les huiles végétales, l'acide linoléique (C18 :2) dans le lin et les huiles végétales, l'acide α -linoléique (C18 :3) dans les huiles végétales, l'acide arachidonique (C20 :4) dans les viandes, l'acide eicosapentaénoïque (C20 :5) dans les graisses de poissons.

b. Les lipides complexes :

Dans les lipides complexes, à la composition atomique précédente s'ajoute le phosphore, l'azote ou le soufre (glycérophospholipides et Sphingolipide) (Masson, 2007).

2.2.2. 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, glycérophospholipides, sphingolipides ;

Lipides insaponifiables (lipides n'aboutissant pas à la formation du savon par traitement alcalin) : stéroïdes, prostaglandines, terpènes (Claverie et Panet, 1998).

2.3. Nutrition lipidique chez les poissons :

Les classes de lipides qui ont la plus grande importance en nutrition animale sont les triacylglycérols (TAG) ou triglycérides et les phospholipides (PL).

Dans le milieu marin, une autre classe de lipides peut se trouver en quantité considérable, les cérides.

L'apport des lipides dans l'alimentation des poissons, comme dans celle des mammifères, est d'abord indispensable pour satisfaire les besoins en AG essentiels (AGE) ; acides gras non synthétisés par l'organisme et nécessaires au métabolisme cellulaire ainsi qu'au maintien de l'intégrité des structures membranaires (*via* leur fluidité). Les lipides servent aussi de vecteur lors de l'absorption intestinale des vitamines liposolubles et des pigments caroténoïdes. Enfin les lipides jouent un rôle majeur pour la fourniture d'énergie, rôle d'autant plus important chez les poissons que la majorité de ces derniers digèrent mal les glucides complexes.

Les principales étapes du métabolisme des lipides chez les poissons sont maintenant connues et elles présentent de grandes similitudes avec celles des mammifères.

Le milieu aquatique est caractérisé par une grande richesse en acides gras polyinsaturés (AGPI) et en particulier en AGPI à longue chaîne (20 atomes de carbones ou plus).

Les AGLPI de la série n-3 sont ceux pour lesquels les poissons ont les besoins les plus élevés, contrairement aux vertébrés supérieurs terrestres (Guillaume *et al*, 1999).

2.3.1. Digestibilité des lipides chez les poissons :

Les lipides sont généralement bien ou très bien digérés, sauf si, du fait de leur point de fusion élevé, ils sont solides à la température au milieu où vit le poisson. Ainsi l'hydrogénation des huiles qui améliore leur résistance à l'oxydation les rend moins digestibles (Corraze, 1994).

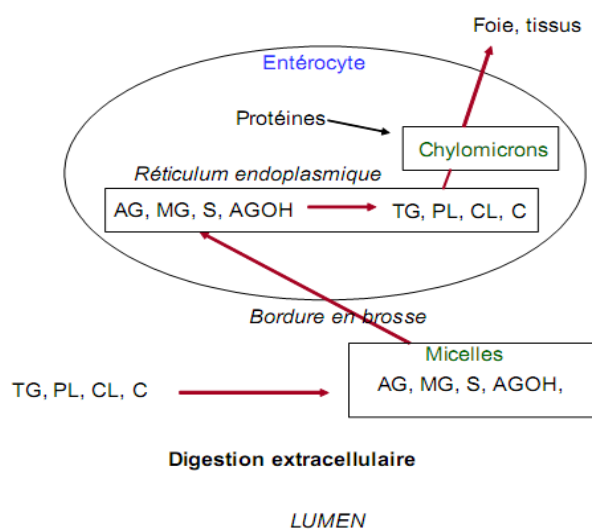
Les AGPI sont particulièrement bien digérés, pour les AG saturés, l'utilisation digestive est plus faible et elle décroît avec la longueur de la chaîne carbonée, passant de 70% pour le myristate (14 : 0) à 50% pour le stéarate (18 : 0)

Les différences interspécifiques pour l'aptitude à digérer de grandes quantités de lipides ont été peu étudiées, cependant elles existent ; ainsi chez le turbot, on observe une diminution du CUD et un ralentissement de croissance quand les aliments contiennent plus de 15% de lipides. Par comparaison, des régimes contenant plus de 30% de matière grasse donnent d'excellents

résultats chez la truite ou le saumon d'Atlantique, ce qui implique une bonne utilisation digestive.

2.3.2. Digestion des lipides chez les poissons :

Chez la majorité des poissons, le mécanisme de digestion des lipides est une **hydrolyse extracellulaire** par des lipases 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* Tocher, 2002 *in* Magali, 2008).



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

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

Figure 1.11 : digestion des lipides, d'après (Sargent *et* Tocher, 2002 *in* Magali, 2008)

2.3.3. Absorption :

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

Il y a une absorption différentielle en fonction des acides gras, basée sur la longueur de la chaîne et le degré d'insaturation, les acides gras à courte chaîne (2 à 10 atomes de carbone) et le glycérol sont absorbés par simple diffusion à travers la membrane des entérocytes (Higgs *et* Dong, 2000 *in* Magali, 2008).

2.3.4. Transport :

Les acides gras absorbés sont réesterifiés dans l'entérocyte en triglycérides et en phospholipides.

Il existe dans l'entérocyte des «lipides étalés», forme de stockage temporaire des TAG particulière aux poissons.

Les lipides resynthétisés sont majoritairement incorporés dans des particules de nature lipoprotéinique.

Ces lipoprotéines sont acheminées vers le foie essentiellement par la voie lymphatique mais également par la voie portale chez certaines espèces (carpe et truite).

Les lipides ainsi parvenus au foie ainsi que ceux qui sont synthétisés par cet organe sont complexés avec des protéines particulières, les apoprotéines et du cholestérol libre.

Tout comme chez les mammifères, le transport des lipides du foie vers les autres tissus est assuré par trois catégories de lipoprotéines plasmatiques : VLDL(very low density lipoprotein) , LDL(low density lipoprotein) et HDL (high density lipoprotein)

Le profil des lipoprotéines diffère selon l'espèce, l'âge, les conditions nutritionnelles et du cycle sexuel.

Une faible partie des lipides (5 à 10%) est véhiculée sous forme d'acides gras libres ou complexés simplement avec l'albumine, chez la plupart des poissons la teneur plasmatique en lipides est très élevée (1,85 à 2,4 g\100mL chez les salmonidés).

Dans la circulation, ces lipoprotéines subissent l'attaque de différentes enzymes : la lipoprotéine lipase au niveau du plasma, la lécithine-cholestérol-acyl-transférase au niveau des tissus extra-hépatiques.

L'action de ces enzymes conduit à la transformation intra-vasculaires des lipoprotéines en acides gras qui seront par suite soit stockée ou utilisés à des fins énergétiques.

2.3.5. 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 resynthétisés 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 péri viscéral 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 (teneur de 2,5 à 6%) et dans d'autres sites comme le tissu adipeux péri viscéral pour les salmonidés (Guillaume *et al*, 1999).

2.4. 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 caractère hormonal.
- ✓ Ils jouent le rôle d'un second messager joué au moins par un AGE.

Les AGE des mammifères sont ceux de la série oméga 6 (n-6) alors que ceux des poissons appartiennent 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 (Guillaume *et al*, 1999).

On distingue dans cette famille l'acide alpha-linolénique(ALA), acide gras essentiel, l'acide eicosapentaénoïque(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 vasculaires.
- Action bénéfique sur l'activité du cerveau, organe le plus gras du corps humain. Les omégas 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 aux oméga 3.

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

2.5. Effet de carence :

Le tableau 1.5 indique les signes anatomiques observés chez les jeunes poissons recevant une nourriture carencée en AGE. En général, les carences alimentaires en AGE proviennent d'une mauvaise formulation de l'alimentation ou de l'emploi d'organismes alimentaires vivants pauvres en AGE (Tacon *et al* 1995).

Table 1.5 : signes de carence en acides gras essentiels (AGE) observés chez les poissons :

Espèces de poissons	Signes de carence
<i>Oncorhynchus mykiss</i>	Mortalité accrue, teneur élevée en eau de la chair, vulnérabilité accrue à l'érosion de la nageoire caudale par <i>Flexibacterium</i> sp., syndrome de défaillance ou de choc, diminution de l'hémoglobine et du volume des érythrocytes, infiltration graisseuse et dégénérescence du foie, foie pâle hypertrophié, abaissement de l'efficacité du frai (éclosions réduites et faible taux de survie des larves)
<i>Oncorhynchus kutch</i>	Foie pâle hypertrophié, augmentation de l'indice hépatosomtique (infiltration graisseuse) mortalité élevée.
<i>Oncorhynchus keta</i>	Foie pâle hypertrophié, augmentation de l'indice hépatosomtique (infiltration graisseuse), mortalité élevée.
<i>Cyprinus carpio</i>	Mortalité accrue, lipoïdose hépatique
<i>Anguilla japonica</i>	Mortalité accrue
<i>Oreochromis niloticus</i>	Foie pâle hypertrophie, lipoïdose hépatique

Source : Tacon *et al* 1995.

3. Les sels minéraux :

Tout comme les animaux terrestres, les poissons ont besoin de minéraux qui sont des constituants de certains tissus (formation squelettique surtout) ou de certaines molécules.

3.1. Définition :

Les sels minéraux sont des substances provenant de roches qui entrent dans la composition des organismes. Ils se présentent sous forme ionique (anions ou cations).

3.2. Rôle des sels minéraux :

Les sels minéraux servent de co-facteurs enzymatiques et participe à l'équilibre ionique intra- et extra-cellulaire ainsi qu'à la régulation des fonctions endocrines (Guillaume *et al*, 1999). Le tableau 1.6 présente les macro-minéraux et les oligo-éléments ayant un rôle nutritionnel confirmé chez les poissons :

Table 1.6 : Macro-minéraux et oligo-éléments ayant un rôle nutritionnel confirmé chez les poissons.

Macro-minéraux	Oligo-éléments
Calcium (Ca)	Fer (Fe)
Phosphore (P)	Zinc (Zn)
Potassium (K)	Manganèse (Mn)
Magnésium (Mg)	Cobalt (Co)
Sodium (Na)	Cuivre (Cu)
Chlore (Cl)	Iode (I)
Soufre(S)	Sélénium (Se)
	Fluor (F)
	Nickel (Ni)
	Vanadium (V)
	Silicium (Si)
	Etain (Sn)
	Chrome (Cr)
	Aluminium (Al)

En gras : éléments pour lesquels un besoin nutritionnel quantitatif est clairement établi chez les poissons ou les crustacés. Source : Guillaume *et al*, 1999.

3.2.1. Macro-minéraux : (Bernard *et al*, 2010)

- **Calcium :**

Le calcium est indispensable au développement et à la croissance squelettique (structures osseuses), au maintien de l'équilibre osmotique, à l'activité musculaire et au fonctionnement du système nerveux. Il intervient aussi dans la coagulation sanguine et dans la régulation de sécrétions hormonales (calcitonine, prolactine, catécholamines, parathyroïde...).

Effet de carence : diminution de la croissance, décalcification des os et des écailles.

- **Phosphore :**

Le phosphore est, comme le calcium auquel il est associé, présent sous forme d'hydroxyapatite dans les tissus osseux. Cet élément est présent également dans les tissus mous (phospholipides, acides nucléiques, composés riches en énergie, etc.), indispensable pour les réactions de phosphorylation, il joue un rôle de premier plans dans les métabolismes azoté, lipidique, glucidique et énergétique.

Effet de carence : diminution de la croissance déformation du crâne et des vertèbres, déminéralisation, augmentation des dépôts lipidiques, diminution du phosphore sanguin, de l'hématocrite, augmentation de la phosphatase alcaline sérique, diminution du glycogène hépatique.

- **Magnésium :**

Le magnésium est un co-facteur impliqué dans de nombreuses réactions enzymatiques en relation avec le phosphore (pyruvate kinase, phosphokinase, phosphatase, ATP Mg dépendante, etc.) intervenant dans l'osmorégulation, la synthèse protéique et la croissance.

Effet de carence : dégénérescence musculaire, déformation des vertèbres, diminution de la concentration tissulaire en Mg, Calcinose, anorexie, convulsions, augmentation du volume du fluide extra-cellulaire, diminution de la croissance, cataracte.

- **Sodium, chlore et potassium :**

Ces trois éléments à l'état d'ions sont responsables du maintien de l'équilibre ionique extra-cellulaire (Na^+ et Cl^-) ou intra-cellulaire (K^+). Dans l'osmorégulation, le rôle que jouent la Na^+-K^+ ATPase et les cellules à chlorure est de ce point de vue très significatif. Par ailleurs, l'action de l'ion chlorure est d'une importance capitale dans la digestion gastrique.

Carence en potassium : diminution de la croissance, convulsions, tétanie.

3.2.2. Oligo-éléments :

- **Fer :**

Le fer est indispensable pour la synthèse de l'hémoglobine. Il intervient ainsi dans de nombreuses réactions enzymatiques liées à l'oxydoréduction (catalases, cytochrome oxydase, peroxydase).

Effet de carence : une carence en fer induit une anémie hypochromique microcytique avec une diminution de l'hématocrite et de la concentration sanguine en fer.

- **Cuivre :**

Le cuivre facilite aussi l'absorption d'autres micro-éléments cas du fer et du zinc. Comme le fer, il est impliqué dans le transport d'électrons. En outre l'activité de nombreuses enzymes (Cu-Zn-superoxyde dismutase, catalase, tyrosinase, etc.) dépend de la présence du cuivre. Dans le plasma, le transport s'effectue sous forme d'une métalloprotéine, la céruléoplasmine.

Effet de carence : diminution de la croissance, cataracte, sensibilité à l'infection.

- **Zinc :**

Le rôle principal du zinc est celui de co-facteur dans un très grand nombre de système enzymatiques intervenant dans l'utilisation de presque tous les nutriments. Ainsi, l'activité de plusieurs aldolases, peptidases et phosphatases intervenant dans la digestion est zinc-dépendant.

Effet de carence : diminution de la croissance, cataracte, nanisme, hémorragie externes, diminution de la fécondité.

- **Manganèse :**

Le manganèse agit soit directement comme partie intégrante des enzymes, soit comme co-facteur de nombreuses enzymes impliquées dans le métabolisme azoté, lipidique et glucidique.

Effet de carence : diminution de la croissance, anomalies squelettiques, diminution d'activité enzymatique, diminution de la fécondité.

- **Sélénium :**

La principale fonction du sélénium réside dans la protection contre l'autoxydation des lipides membranaires, en tant que constituant majeur de l'enzyme glutathion peroxydase. Un rôle synergique entre la vitamine E et le sélénium dans la croissance musculaire est aussi démontré chez les salmonidés.

Effet de carence : peroxydation des lipides, diminution de la résistance aux pathogènes, diminution de l'activité des enzymes.

- **Iode :** L'iode est un constituant des hormones thyroïdiennes (Guillaume *et al*, 1999).

3.3. Qualité nutritionnelle :

La teneur du poisson en éléments minéraux est globalement supérieure à celle des viandes de boucherie. Les poissons sont généralement plus intéressants que celles-ci, notamment pour l'apport en phosphore (au moins 250 mg pour 100 g), en calcium et en magnésium (pour ces deux nutriments : 20 à 30 mg pour 100 g de chair), en fluor, en iode pour les produits marins (près de 100 µg pour 100 g). La teneur en fer est assez faible, proche de 1 mg pour 100 g ; elle atteint 4 mg dans les muscles rouges des poissons pélagiques. La teneur en potassium avoisine 300 mg (Vierling, 2008).

4. Les vitamines :

Le terme de vitamine avait été créé par Funk en 1910 pour désigner « l'amine nécessaire à la vie » que nous appelons aujourd'hui thiamine ou vitamine B₁. Mais très rapidement il fallut allonger la liste des composés « nécessaires à la vie » en très petites quantités, qui prirent également le nom de vitamines même si beaucoup d'entre eux ne contenaient même pas d'azote.

4.1. Définition :

Molécule indispensable au bon développement et au fonctionnement normal de l'organisme, qui ne peut les synthétiser en quantité suffisante.

4.2. Classification :

Les vitamines différentes par leurs structures, leurs sources, les besoins journaliers et leur mode d'action. Elles ont été classées en deux groupes, les vitamines liposolubles et les vitamines hydrosolubles (Clive *et al*, 1997). :

Les vitamines liposolubles : sont les vitamines A, D, E et K

Les vitamines hydrosolubles : sont la vitamine C et les vitamines du groupe B (groupe établi en raison de l'origine et des relations fonctionnelles communes de ces vitamines) : la pyridoxine (B₆), la thiamine (B₁), la riboflavine (B₂), la niacine ou vitamine B₃ ou PP (acide nicotinique), l'acide pantothénique ou vitamine B₅, la biotine ou vitamine B₈, l'acide folique ou vitamine B₉ (folates, pour sa forme active dans l'organisme) et la cobalamine (B₁₂).

4.3. Rôle et effet de carence :

Les principaux rôles et les symptômes de carence en vitamines sont résumés dans le tableau 1.7

Table 1.7 : Rôle et symptôme de carence en vitamine chez les poissons

Vitamine	Rôles	Symptômes de carence
A	Participe au mécanisme de la vision, action sur la croissance, nécessaire au bon état de la peau et des muqueuses	Faible croissance, pathologies de la cornée et de la rétine, Exophtalmie
D	Régularisation du métabolisme du calcium et du phosphore, indispensable au développement normal du squelette	Anorexie, faible croissance, tétanie des muscles
E	Antioxydant biologique, contribue au bon état des tissus, agent de désintoxication	Dystrophies musculaires, lipides peroxydés, problèmes sanguins, baisse du taux de survie des alevins
K	Antihémorragique	Augmentation du temps de coagulation.
C	Rôles multiples au niveau tissulaire ou cellulaire (métabolisme du collagène et du fer) stimule les défenses immunitaires antioxydant biologique,	Baisse des réserves hépatiques, anomalies du cartilage des nageoires et des branchies, lordoses, scolioses, léthargie, anémie
B1	Essentielle au métabolisme des glucides nécessaire au bon fonctionnement du système nerveux et du système musculaire,	Anorexie, retard de croissance, instabilité et perte d'équilibre, troubles nerveux.
B2	Essentielle au métabolisme des glucides, lipides, protides, favorise la croissance,	Arrêt de la croissance, anorexie, vision affaiblie, cécité, pathologies du cristallin et de la cornée
B6	Essentielle au métabolisme des protéines et des acides aminés, participe à la plupart des réactions biologiques.	Convulsions, retard de croissance, respiration rapide et haletante, fléchissement des enveloppes branchiales
B12	Nécessaire à la formation des globules rouges, participe à de nombreuses réactions enzymatiques, indispensable à la synthèse des acides nucléiques et des protéines,	Peu d'hémoglobine, globules rouges fragmentés, anémie
PP (acide nicotinique)	Participe à la fourniture d'énergie dans toutes les réactions métaboliques de l'organisme, nécessaire à la croissance,	Œdème de l'estomac et du colon, retard de croissance, anémie, anorexie, déplacements saccadés ou difficiles, spasmes musculaires au repos
Acide Pantothénique	Aide à la cicatrisation des plaies nécessaire au maintien en bon état de la peau.	Taux de mortalité élevé, gonflement des branchies, pathologies des tubes urinaires et du pancréas

Acide folique	Nécessaire à la formation des acides nucléiques et à la reproduction cellulaire,	Anomalies sanguines, détérioration de l'efficacité alimentaire.
H (biotine)	Métabolisme intermédiaire des glucides, lipides et protides, participe au niveau cellulaire à de multiples réactions	Infiltration graisseuse du foie, détérioration de l'efficacité alimentaire, lésions de la peau et des lamelles branchiales.

Source : Aqualog, 2010

4.4. Qualité nutritionnelle :

La chair des poissons est intéressante pour son apport en vitamines. En général, la chair de poisson est une bonne source de vitamine B, et, dans le cas des espèces grasses, de vitamine A et D. Toutefois, à cause de l'activité thiaminase élevée chez certaines espèces d'eau douce comme la carpe, la teneur en thiamine se trouve réduite. La teneur en vitamine est comparable à celle rencontrée chez les mammifères, exception faite pour les vitamines A et D, qui existe en quantités importantes dans la chair des espèces grasses et dans le foie d'espèces telles que le cabillaud et le flétan. Le tableau 1.8 présente des données relatives aux vitamines du poisson (Huss *et al* 1999).

Table 1.8 : Vitamines du poisson

Vitamine Poisson	A (UI/g)	D (UI/g)*	B ₁ (µg/g)	B ₂ (µg/g)	Niacine (µg/g)	Acide pantothénique (µg/g)	B ₆ (µg/g)
Filet de cabillaud	0 - 5	0	0,7	0,8	20	1,7	1,7
Filet de hareng	20 - 400	300-100	0,4	3,0	40	10	4,5
Huile de foie de cabillaud	200 -10000	20 - 300	-	3,4*	15*	4,3*	-

* Foie entier, Source : Huss *et al* 1999.

UI : unité internationale

5. Caroténoïdes et pigmentation :

5.1. Définition :

Les caroténoïdes sont des pigments liposolubles dont la gamme de couleur s'étend du jaune au rouge profond. Très répandus dans le règne végétal et animal, ces substances ont éveillé l'intérêt des chercheurs depuis les années cinquante. Le nombre de caroténoïdes naturels actuellement connus est d'environ six cents. Ce ne sont pas des nutriments au sens classique du terme, mais des substances que les animaux ne peuvent synthétiser. Ces composés ne sont généralement pas considérés comme indispensables, mais ils peuvent jouer, chez les invertébrés comme chez les vertébrés, divers rôles encore imparfaitement connus dont le plus évident est celui d'un pigment. La couleur est due à certains pigments caroténoïdes d'origine alimentaire dont les plus importants sont deux céto-caroténoïdes, la canthaxanthine et l'astaxanthine. Les poissons à la différence des crustacés, ne peuvent synthétiser ces derniers pigments à partir de caroténoïdes. Dans la nature, les caroténoïdes sont apportés par des proies naturelles. En aquaculture intensive, ils le sont par l'aliment.

5.2. Efficacité pigmentaire des caroténoïdes :

L'aspect le plus important pour les pisciculteurs et les fabricants d'aliment est l'efficacité pigmentaire des caroténoïdes. Elle est déterminée par leur structure, leur teinte spécifique, leur digestibilité, leur conversion métabolique et leur affinité spécifique pour un tissu particulier.

5.2.1. Structure :

Les caroténoïdes sont des substances polyéniques caractérisées par un système de doubles liaisons conjuguées. Leur molécule dérive de huit chaînes isopréniques rangées symétriquement autour d'une double liaison centrale pour former un tétra terpène (le terpène est une molécule en C₁₀, et par conséquent le tétra terpène une molécule en C₄₀). Le nombre de doubles liaisons conjuguées varie de 7 à 15 mais il est généralement de 11 pour les caroténoïdes des poissons. De cette structure chimique particulière résulte la possibilité d'un grand nombre de stéréo-isomères géométriques. Dans la nature, les isomères tout-E (anciennement tout-trans) sont les plus abondants. Cependant, l'analyse a mis en évidence des formes Z-E (anciennement cis-trans) en portion non négligeable. La présence de nombreuses doubles liaisons est aussi la cause de l'instabilité de ces pigments. Les caroténoïdes sont facilement détruits et deviennent incolores sous l'action de températures élevées ou de la lumière. Parmi les caroténoïdes les plus répandus on retrouvera :

- Le β -carotène. Ce caroténoïde fait partie des substances naturelles les plus répandues. Sa structure présente deux cycles β -ionone terminaux.
- La canthaxanthine. Ce pigment possède deux groupes cétoniques en position 4 et 4'.
- L'astaxanthine. Ce pigment rouge possède deux groupes hydroxyle en position 3 et 3' et deux groupes cétoniques en position 4 et 4'. C'est le pigment naturel principal des salmonidés et de nombreux crustacés. Il peut se trouver sous forme libre ou sous forme estérifiée (mono ou diester).
- D'autres pigments sont détectés plus rarement et généralement en quantité réduite. Ils représentent aussi pour certains d'entre eux des intermédiaires importants dans le métabolisme pigmentaire. On peut d'ailleurs admettre que leur faible concentration ou même leur absence apparente est due dans certains cas à la rapidité de leur transformation. La canthaxanthine et l'astaxanthine sous forme libre, synthétisés industriellement, sont aujourd'hui utilisées en aquaculture intensive.

5.2.2. Teinte spécifique :

La couleur des caroténoïdes est causée par le chromophore constitué d'au moins 7 doubles liaisons conjuguées. Ces pigments sont généralement de couleur jaune à rouge. Alors que le β -carotène est orange, la canthaxanthine a un chromophore plus long et par conséquent absorbe la lumière à une longueur d'onde plus élevée. Elle paraît donc plus rose. L'astaxanthine a le même chromophore que la canthaxanthine. Les sources naturelles de caroténoïdes contiennent toujours un mélange de différents pigments, dont la concentration n'est pas constante. La teinte dépend alors de la proportion relative des différents caroténoïdes.

5.2.3. Digestibilité ou disponibilité :

Après ingestion, les pigments caroténoïdes peuvent être éliminés dans les fèces. Les produits de transformation peuvent, à leur tour, être éliminés ou réabsorbés par la muqueuse intestinale.

Les caroténoïdes étant des composés liposolubles, leur absorption est liée à celle des lipides et leur digestibilité est influencée par la teneur de l'aliment en lipides. Ainsi, l'astaxanthine contenue dans l'huile de capelin a une digestibilité plus élevée (85%-90%) que celle de la farine de crevette (75%-80%). La digestibilité dépend essentiellement de la nature et de la forme des caroténoïdes. Ainsi, celle de l'astaxanthine peut varier de 10 à 60% et parfois plus selon son origine alors que celle de la canthaxanthine n'atteint que 20 à 30%.

Une autre façon d'étudier la disponibilité des caroténoïdes est la mesure des quantités de pigments contenus dans le sang des poissons. Les concentrations en caroténoïdes dans le sang décroissent en moins de 3 jours après toute cessation de supplémentation en caroténoïdes.

5.2.4. Conversion métabolique :

Une classification reposant sur l'aptitude des animaux aquatiques à métaboliser divers pigments caroténoïdes en astaxanthine, leur pigment dominant, a été proposée. Elle comprend trois groupes :

- Animaux pouvant convertir la lutéine ou la zéaxanthine (mais pas le β -carotène) en astaxanthine (cyprinidés) (Figure 2, Annexe I)
- Animaux pouvant synthétiser l'astaxanthine à partir du β -carotène (presque tous les crustacés) ;
- Animaux ne pouvant effectuer aucune conversion (salmonidés) (Guillaume *et al*, 1999).

La voie catabolique la plus importante est la dégradation oxydative de la chaîne de doubles liaisons, à l'image de la dégradation biologique du β -carotène en vitamine A.

5.2.5. Affinité spécifique pour un tissu particulier :

L'affinité spécifique concerne l'aptitude de chaque caroténoïde à se déposer dans un tissu particulier (muscle, peau, exosquelette, glande digestive). Certains caroténoïdes, comme les mycoxanthophylles ou les xanthophylles glycosylées, ne sont pas déposés dans le muscle de truite. D'autres, comme la citranaxanthine, ont une efficacité pigmentaire limitée. Cependant, cette caractéristique ne désigne en fait que la résultante des divers processus aboutissant à la fixation des pigments. Elle dépend de facteurs tels que la disponibilité des caroténoïdes dans les matières premières et leur digestibilité, la concentration dans l'aliment, la durée de l'apport, l'aptitude de l'organisme à transformer ou à déposer les pigments dans les tissus (Guillaume *et al*, 1999).

5.3. Critères de perception de l'efficacité pigmentaire :

L'efficacité pigmentaire des caroténoïdes se définit comme le rapport gain/apport. Différents critères sont utilisés pour l'apprécier : l'analyse chimique de la concentration en caroténoïdes du sang ou du muscle, la mesure de la couleur du muscle et l'analyse sensorielle.

5.3.1. Analyse chimique :

Les caroténoïdes sont instables à la lumière, à la chaleur, à l'oxygène, aux peroxydes, aux acides et, dans certains cas, aux bases. Une attention particulière doit être portée à cette caractéristique

durant l'analyse. Le dosage des caroténoïdes est long et se fait après extraction et séparation par chromatographie sur couche mince sur plaque ou haute performance sur colonne. La concentration de chaque pigment est calculée à la longueur d'onde du maximum d'absorption.

5.1. Facteurs affectant la pigmentation :

Les proportions relatives des divers caroténoïdes présents dans les organes ou tissus, ainsi que celles de leurs différentes formes sont très variables : elles dépendent de nombreux paramètres. Trois facteurs principaux influencent la fixation des caroténoïdes : l'alimentation, l'animal et les facteurs environnementaux.

5.2. Autres rôles des caroténoïdes chez l'animal :

Le rôle pigmentaire ne représente, en fait, qu'une des fonctions des caroténoïdes. Une autre fonction de ces molécules est celle de précurseurs de la vitamine A. Environ 10% des caroténoïdes naturels possèdent une activité pro vitaminique A notable chez les mammifères, d'avantage chez les invertébrés et peut-être les vertébrés inférieurs. Toutefois, l'équivalence vitaminique A d'un caroténoïde donné est très variable d'une espèce à une autre : elle ne paraît jamais très élevée chez les poissons.

Certains caroténoïdes interviendraient dans la régulation des défenses immunitaires par leur action de défense vis-à-vis des radicaux libres. Ces rôles n'ont pas encore été démontrés chez les poissons.

Dans la reproduction des poissons (comme dans celle des mammifères), l'implication des caroténoïdes a été signalée à diverses reprises : au cours de la maturation des ovocytes, de la fécondation des ovules, de la respiration des œufs et du développement des embryons. Elle n'est pas encore clairement démontrée.

5.2.1. Mesure calorimétrique :

Définir une couleur implique de préciser trois caractéristiques :

- La teinte(ou longueur d'onde dominante), permettant d'opérer un choix élémentaire dans la gamme de couleurs ;
- La saturation(ou pureté d'excitation), exprimant la proportion du mélange de cette teinte avec le blanc (couleurs vives ou ternes) ;
- La luminance (ou luminosité), caractérisant l'intensité lumineuse des couleurs (claires ou foncées).

DEUXIEME PARTIE

MATERIEL ET METHODES

Chapitre I : Matière première

1. Site d'étude :

Les poissons ont été prélevés au niveau des bassins d'élevage de la ferme de Cap Djenet qui se situe à 77 km d'Alger et à 30 km à l'Est de la wilaya de Boumerdes. Elle se trouve à 3 km au sud-ouest de la ville de cap Djenet, à proximité de la route nationale N24. Les coordonnées géographiques :

Altitude : 36° 50' 50,28" N

Longitude : 03°41' 35,10" E



Figure 2.1: Localisation géographique de la ferme ONDPA Cap Djenet source : google earth

2. Paramètres physicochimique du milieu d'élevage

L'oxygène dissous et la température du milieu étudié ont été mesurés à intervalle de 4 h par les techniciens et les ingénieurs de la ferme. La température et la concentration moyennes d'oxygène dissous des 9 derniers jours sont résumées dans le tableau 3.1 (Voir résultats).

3. Échantillonnage :

Neufs individus du Bar commun (*Dicentrarchus labrax*) ont été prélevés à partir des bassins de grossissement, par des pêcheurs (fonctionnaires dans la ferme) et mis dans un réservoir d'eau bien oxygénée, ils ont été transportés pendant 2 h et transférés dans un aquarium au niveau de la serre de l'école (Figure 1,2, annexe II).

4. Préparation des échantillons :

Les poissons ont été traités à l'état frais, la taille totale et le poids de chaque individu ont été mesurés respectivement au moyen d'un ichtyomètre et d'une balance de précision (Figure 3, annexe II). Ensuite les individus de poissons ont été disséqués pour mettre en évidence leurs organes internes.



Figure 2.2: Dissection d'un individu du bar commun

5. Prélèvement de la chair et du foie :

Pour le prélèvement de la chair, les poissons ont été filetés à l'aide de ciseaux, d'un scalper et d'une pince : la peau a été desquamée, les têtes, les nageoires et les viscères ont été séparés des filets.

La chair ainsi récupérée, a été mise dans des boîtes de pétri, ces dernières ont été marquées et conservées dans le congélateur (Figure 2.3).

Après la dissection, le foie est récupéré délicatement au moyen de ciseaux et d'une pince. Les foies récupérés ont été mis dans des boîtes de pétri marquées puis conservées dans le congélateur (Figure 2.3).



Figure 2.3: la chair et le foie des différents échantillons récupérés dans des boîtes de Pétri.

6. Lyophilisation de la chair :

Les lyophilisations de la chair et du foie congelés ont été effectués au niveau du laboratoire de recherche de Sidi-fredj de l'ENSSMAL.

Principe de méthode :

La lyophilisation est la dessiccation d'un produit préalablement surgelé par sublimation (le passage d'un corps de l'état solide à l'état gazeux sans passer par l'état liquide). Cette méthode consiste à éliminer l'eau des produits par sublimation, sans altérer leurs propriétés fondamentales, les ions et les molécules non volatiles resteront sous forme de poudre qui pourra être stockés sous forme solide dans un volume plus petit.

Lyophilisateur :

Un lyophilisateur est un appareil complexe, capable de produire du froid (pour congeler et piéger l'eau), faire du vide (pour sublimer l'eau), produire du chaud et transférer l'énergie au produit (Figure 4, annexe II).

Les échantillons congelés ont été déposés dans le lyophilisateur pendant 72h, après le processus, les échantillons ont été pilés dans un mortier et conservés dans un dessiccateur sous forme d'une poudre (Figure 5, annexe II).



Figure 2.4: Broyage du tissu

Chapitre II : Méthodes d'analyse des protéines

Dans un produit biologique l'azote peut se trouver sous forme minérale et organique ; pour le doser dans sa totalité, il faut détruire les composés organiques de manière à obtenir tout l'azote sous une même forme minérale. On effectue pour cela une minéralisation. L'azote est ensuite dosé par dosage acide-base.

1. Principe de la méthode :

Le dosage de l'azote par la méthode Kjeldahl s'effectue en trois étapes, soit la minéralisation (digestion), la distillation et le titrage.

La minéralisation, ou digestion, de l'échantillon vise à convertir la totalité de l'azote organique en ions ammonium (NH_4^+). Les molécules organiques mises en présence d'un acide sulfurique concentré (H_2SO_4) et sulfate de potassium (K_2SO_4), catalysées par un catalyseur (mercure, cuivre ou sélénium), sont décomposées par oxydation pour donner principalement du CO_2 et de l'eau. L'azote organique, quant à lui, est converti en sulfate d'ammonium $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$. On ajoute un excès d'hydroxyde de sodium (NaOH) au digestat refroidi pour permettre la transformation de l'azote, sous forme de sulfate d'ammonium en ammoniac (NH_3). L'ammoniac est **distillé** dans un excédent d'acide borique et déterminé par **titrage** avec une solution d'acide chlorhydrique (HCl).

Dans la méthode originale, l'essai est relativement grand (1-2g) mais cela exige un grand volume d'acide. Les méthodes micro-Kjeldahl sont plus communément utilisées car elles produisent moins de vapeurs d'acide et exigent également moins d'acide et de catalyseur (Greenfield *et al*, 2007).

2. Mode opératoire :

a) Minéralisation :

La minéralisation permet de dénaturer les protéines, casser les liaisons peptidiques, libérer les acides aminés et ensuite transformer l'azote organique en azote minéral.

Cette opération a été effectuée à l'aide d'un bloc de minéralisation (appareil de minéralisation « Inkjel. M, Behr labor-technik GmbH ») équipé d'un bloc de chauffage, un porte matras, un collecteur de fumée et un thermostat.

Le bloc de minéralisation a été placé sous une hotte qui permette l'évacuation de vapeurs (SO_3).

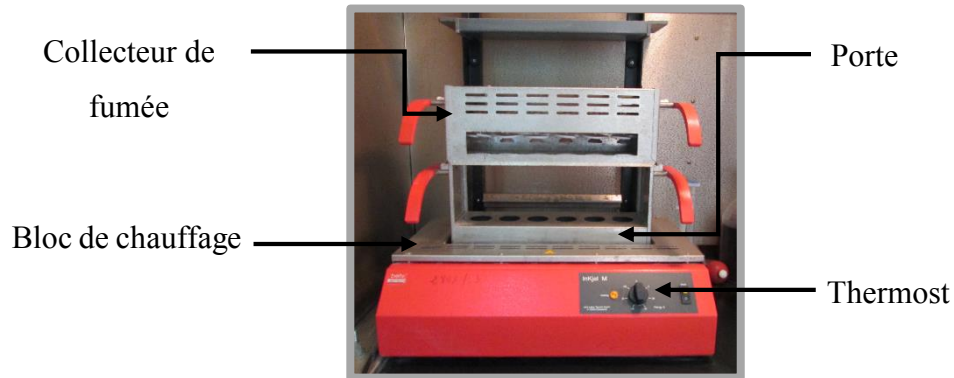


Figure 2.5: Bloc de minéralisation

- ❖ On met dans un matras de kjeldahl:
 - 2 g de la chair du poisson lyophilisée.
 - 7 g de sulfate de potassium (K_2SO_4).
 - 5 mg de poudre de sélénium (le catalyseur).
 - 1 ml de peroxyde d'hydrogène à 60%.
 - 10 ml d'acide sulfurique concentré (H_2SO_4).
 - 2 à 3 petits morceaux de pierre ponce.
- ❖ Puis on agite le mélange.
- ❖ On place les matras dans le bloc de minéralisation.
- ❖ On chauffe doucement et progressivement jusqu'à l'apparition des vapeurs. On maintient à ébullition jusqu'à ce que le liquide se décolore et on poursuit encore 30 minutes. A la fin de la minéralisation on laisse les matras refroidir sous la hotte.



Figure 2.6: Echantillons minéralisés

b) Filtration et dilution du minéralisat :

Après refroidissement des matras, on reprend le résidu par l'eau distillée pour dissoudre les matières insolubles qui se sont formées. On filtre chaque minéralisat dans un erlenmeyer. On lave le matras et on filtre aussi cette eau de rinçage.

On ajuste à 100 ml, avec l'eau distillée. On transvase les minéralisats filtrés et dilués dans des erlenmeyers colorés en brun à bouchon, marqués et on les conserve au réfrigérateur à 4°C.



Figure 2.7: Filtration du minéralisat



Figure 2.8: conservation des échantillons dans l'erlenmeyer brun

c) Distillation :

On prélève dans un matras de kjeldahl 20 ml du minéralisat filtré et dilué pour la distillation. Ensuite on place le matras dans l'appareil de distillation (Figure 6, Annexe II).

On ajoute 40 ml de soude (NaOH) à 40% (en exerçant deux pressions sur la touche « NaOH ») dans le matras et on lance la distillation en appuyant sur la touche « steam ». On recueille le distillat (ammoniaque entraîné à la vapeur d'eau) dans un erlenmeyer de collecte, contenant 20 ml d'acide borique à 4%, dont le pH a été préalablement déterminé.

On continue la distillation jusqu'à obtenir 100 ml de solution (acide borique + ammoniaque entraîné à la vapeur), l'opération dure 5 à 10 mn. On prélève de nouveau le pH.

d) Le titrage :

On rajoute au distillat obtenu, 10 gouttes de la solution d'indicateur de « Tashiro ». On titre l'azote avec l'acide chlorhydrique à 0.2N. Pour cela, on met un barreau aimanté dans le bêcher puis on le place sur un agitateur magnétique. On règle la burette à zéro puis on procède au dosage jusqu'à l'obtention du pH initial de la solution d'acide borique.

3. Expression des résultats :

Soit : 1 ml de Hcl → 2.803 mg N

La teneur en protéines est calculée par les formules suivantes :

$$\% \text{ de protéine} = X \times F = \frac{2.803 \times V \times 100}{1000 \times m} \times F \text{ (INA, 2008 in Amrani, 2010)}$$

X : quantité d'azote dans 100 g de la chair

F : facteur dépendant du type d'aliment analysé = (6.25) (protéine animale)

V : volume d'Hcl

m : poids de l'échantillon en (g).

Chapitre III : Méthodes d'analyse des lipides

Les lipides forment un groupe de substances qui, en général sont solubles dans l'éther, le chloroforme, et les autres solvants organiques mais sont relativement insolubles dans l'eau.

Des analyses quantitatives précises et accrues des lipides dans les aliments sont importantes pas uniquement pour déterminer leurs valeur nutritionnelle, mais aussi pour comprendre les effets des matières grasses et des huiles sur les propriétés nutritionnelles et fonctionnelles des aliments.

L'extraction des lipides totaux est réalisée par la procédure Soxhlet (Beverly, 2000).

Présentation de la méthode :

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, 2004).

Un extracteur de Soxhlet (ou appareil de Soxhlet) est une pièce de verrerie utilisée en chimie analytique et en chimie organique qui permet de faire l'extraction par solvant continue d'une espèce chimique contenue dans une poudre solide. Cet appareil porte le nom de son inventeur : Franz Von Soxhlet.

Avantages de la méthode Soxhlet :

- ✓ Le cycle se répète indéfiniment. On peut ainsi épuiser complètement le solide en quelque cycle sans intervention. Le résultat est équivalent à une série de macérations successives, mais cette technique ne nécessite pas un grand nombre d'opérations.
- ✓ Un net gain de temps : une fois mis en route, le montage n'a pas besoin d'être manipulé ni même surveillé jusqu'à son démontage, cette méthode requiert nettement moins de solvant que la méthode des macérations successives pour une même efficacité d'extraction, l'intérêt est donc économique.
- ✓ Le solvant est constamment distillé, de sorte qu'il ne se sature jamais. Même si la substance extraite est en trop grande quantité par rapport au solvant et qu'elle dépasse sa solubilité maximale, c'est toujours du solvant pur qui retombe de l'évaporateur.

Inconvénients de la méthode Soxhlet :

- La taille de la cartouche est 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 chimiques.

1. Principe de la méthode :

L'aliment solide (poudre solide) est pesé et placé dans une capsule en cellulose (cartouche). L'échantillon est extrait en continu par le diéthyléther à ébullition (60°C) qui dissout graduellement la matière grasse. Le solvant contenant la matière grasse retourne dans le ballon par déversements successifs causés par un effet de siphon dans le coude latéral. Comme seul le solvant peut s'évaporer de nouveau, la matière grasse s'accumule dans le ballon jusqu'à ce que l'extraction soit complète. Une fois l'extraction terminée, le diéthyléther est évaporé, généralement sur un rotavapor (évaporateur rotatif), et la matière grasse est pesée.

Les cartouches en cellulose sont perméables au solvant et à la matière grasse qui y est dissoute ; ces capsules sont jetables.

2. Mode opératoire :

- L'appareil de Soxhlet (behr labor-technik) est équipé de 4 postes de travail, d'une plaque chauffante, de ballons, de matras et d'un réfrigérant.
- Allumer d'abord le réfrigérant (Huber minichiller) pour atteindre une température de 2°C (Figure 7, Annexe II).
- Peser 1g de l'échantillon (chair de poisson lyophilisée).
- Ensuite peser chaque ballon vide, soit P_0 ce poids.
- Mettre chaque échantillon de la chair lyophilisée et finement broyée du poisson dans une cartouche de cellulose tarée et peser, soit m ce poids.

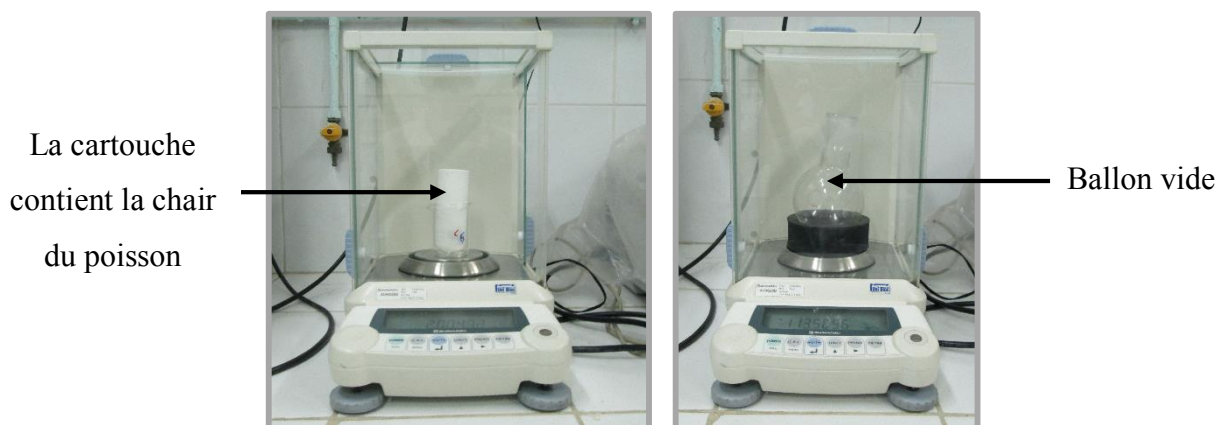


Figure 2.9: pesage de la chair du poisson, de la cartouche et du ballon vide

- Placer les ballons vides et pesés sur la plaque chauffante, et les cartouches contenant la chair du poisson dans les matras (Figure 2.10).
- Verser 150 ml de diéthyléther dans chaque matras et les fermer.

- Chauffer progressivement jusqu'à ébullition du solvant avec le maintien de la même température de sorte à maintenir l'ébullition du solvant stable.
- Garder le même rythme pendant environ 5h30 ; afin de dissoudre tous les lipides présents dans l'échantillon, à la fin de l'extraction, on laisse les ballons refroidir.
- Mettre chaque ballon contenant le solvant et l'extrait (la matière grasse) dans un rotavapeur (BUCHI Rotavapor R.210) à une température équivalente à 40°C et à une vitesse de rotation de 5 tours/min, afin de concentrer l'extrait et récupérer le solvant (Figure 2.11).



Figure 2.10: emplacement des ballons et des cartouches dans l'appareil de Soxhlet



Figure 2.11 : Evaporation de l'échantillon

- Sécher les ballons dans l'étuve à une température de 37°C (Figure 8, Annexe II), puis laisser refroidir ces derniers dans le dessiccateur, peser les ballons remplis de la matière grasse soit P ce poids.

3. Expression des résultats :

La quantité des lipides totaux est déterminée selon la formule suivante (Salghi, 2004) :

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

M : quantité des lipides (P-P₀) en g

P : poids du ballon rempli de la matière grasse en g

P₀ : poids du ballon vide en g

m : poids de l'échantillon (la chair lyophilisée du poisson) en g.

Chapitre IV : Méthode d'analyse des pigments (provitamine A)

L'extraction des provitamines A se fait selon la technique du «Adel 2003, *in* Sali 2007»

1. Extraction des pigments (provitamines A) à partir du foie :

1.1. Mode opératoire :

La saponification :

- mélanger 15 ml de KOH éthanoloïque avec 1 g de l'échantillon (foie) dans un erlenmeyer de 100 ml.
- Chauffer l'erlenmeyer contenant le mélange réactionnel dans le bain Marie pendant 10 minutes à une température avoisinante à 40°C (Figure 9, annexe II).
- Une fois le chauffage fini, refroidir le mélange dans un bac de glace.



Figure 2.12 : Refroidissement du mélange dans un bac de glace

L'extraction :

- Filtrer l'échantillon contenu dans l'erlenmeyer dans un bûcher sous vide et on ajoute 100 ml de diéthyléther par quatre fractions afin d'extraire le maximum de caroténoïdes, la filtration est poursuivie par 100 ml d'eau distillée.
- Une fois la filtration achevée, verser le filtrat dans une ampoule à décantation tout en laissant la précipitation du filtrat, après un certain temps de repos on a :
 - Une phase étherée au-dessus
 - Une phase hydrique au-dessous
- ✓ Procéder par élimination de la phase hydrique
- Laver la phase étherée avec 50ml de KOH hydrique, puis avec 50 ml d'eau distillée

- ✓ Procéder par élimination de la phase hydrique
- Prélever 10ml de la phase étherée, évaporer le solvant (diéther) dans un rotavapor à une température de 40°C

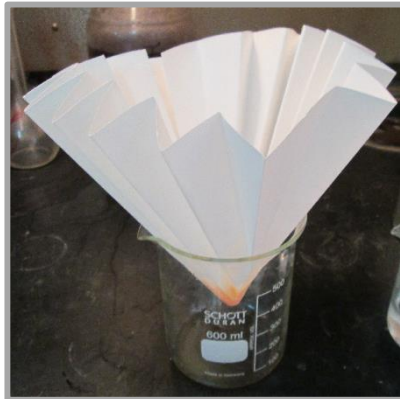


Figure 2.13 : Filtration de l'échantillon dans un bécher sous vide.

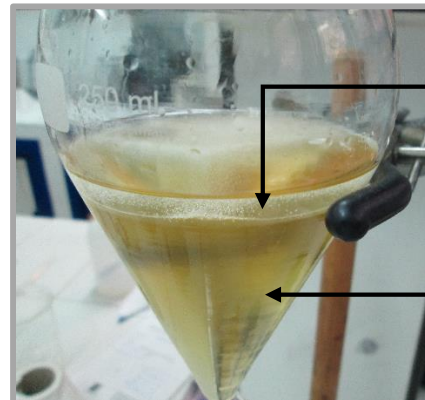


Figure 2.14 : Ampoule à décantation contient le filtrat

- Le résidu obtenu renferme les caroténoïdes (provitamines A), ces derniers sont récupérés avec 10 ml d'éther de pétrole, pour déterminer leurs absorbances et donc leurs teneurs en provitamines A représentés par la β -carotène.

1.2. La lecture spectrophotométrique :

Après la récupération du résidu contenant les caroténoïdes, faire rapidement une lecture au spectrophotomètre contre l'éther de pétrole comme blanc à une longueur d'onde de l'ordre de 440nm.

2. Analyse colorimétrique :

2.1. Principe de la méthode :

La technique repose sur la loi de BEER-LAMBERT qui exprime la proportionnalité entre l'absorbance de la lumière à une longueur d'onde donnée et la concentration de la substance qui absorbe. Le principe de la technique est le suivant : on réalise une gamme étalon constituée d'une série de solutions de concentrations connues du composé à doser et on mesure l'absorbance de chaque solution. On reporte les résultats de mesure sur un graphe avec en abscisses la concentration (ou la quantité) de substance et en ordonnées la valeur d'absorbance correspondante. Ce graphe constitue **la droite étalon** ou **droite d'étalonnage**.

La loi de BEER-LAMBERT s'exprime :

$$A = D.O = \varepsilon l C$$

ε : coefficient molaire d'absorbance

l : trajet optique (largeur de la cuve)

C : concentration molaire

2.2. Préparation de la courbe d'étalonnage :

Selon BENK, 1960 ; la dissolution de 36 mg de bichromate de potassium dans 100 ml d'eau distillée donne une concentration correspondante à 26,6 mg/l de caroténoïdes totaux représentés par le β -carotène.

Donc, on prépare une série de solutions standards dont elles correspondent à des concentrations en caroténoïdes suivantes : 0, 3, 6, 9, 12 et 15 mg/l (Figure 10, Annexe II).

On fait une lecture de ces standards au spectrophotomètre dans le domaine du visible (Figure 11, annexe II), en réglant la longueur d'onde à 440 nm, contre l'éther de pétrole (comme blanc) afin de déterminer l'absorbance de chaque standard (ADEL *in* Sali 2007). Le tableau 2.1 présente ces valeurs.

Tableau 2.1 : Les quantités de bichromate de potassium dissoutes dans 10 ml d'eau distillée, et les concentrations équivalentes en caroténoïdes et leurs absorbances.

Standards	Poids de bichromate de potassium (mg)	Concentrations de bichromate de potassium (mg/L)	Concentrations équivalentes en provitamine A (représentés par le β -carotène (mg/L)	Absorbances (440 nm)
Ether de pétrole	0	0	0	0,047
S1	0,406	40,6	3	0,078
S2	0,812	81,2	6	0,144
S3	1,218	121,8	9	0,192
S4	1,624	162,4	12	0,283
S5	2,03	203	15	0,320
S.M	3,6	360	26,6	0,498

S.M (Solution mère) : La solution proposée par BENK (*in* Sali, 2007).

A partir du tableau 2.1 on trace la courbe d'étalonnage (**Figure 2.15**).

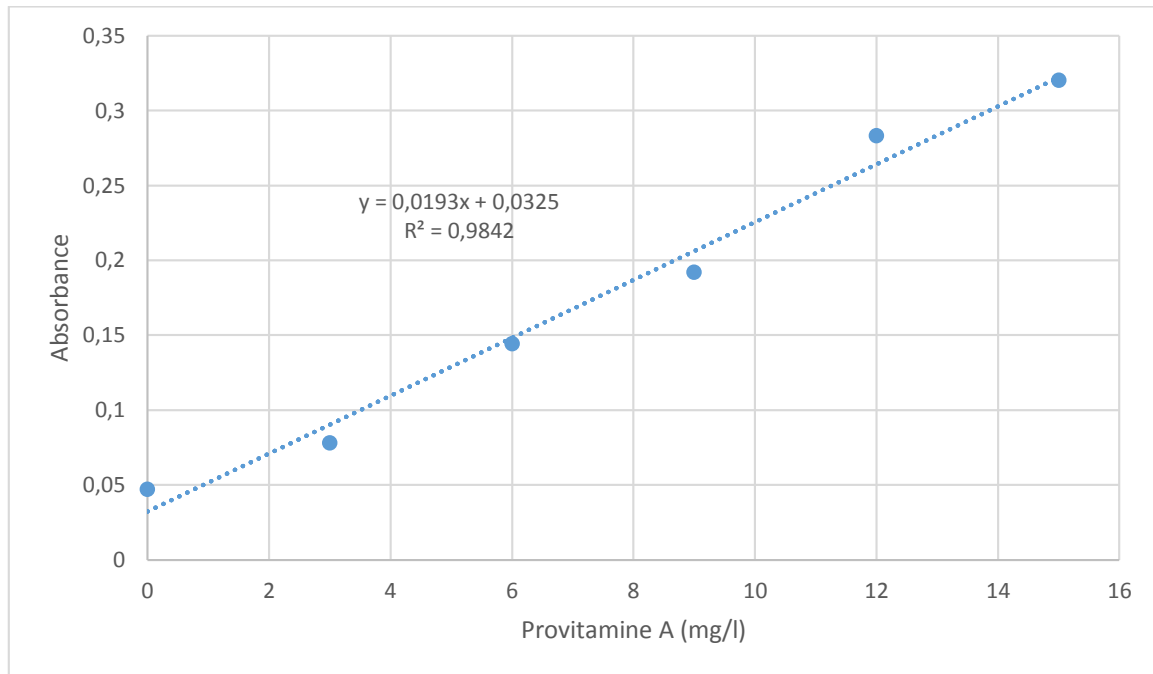


Figure 2.15 : courbe d'étalonnage de la provitamine A

3. Expression des résultats :

A partir de la courbe d'étalonnage, on détermine les concentrations en provitamines A représentés par le β -carotène, extraites à partir du foie.

Les teneurs sont exprimées en mg/L déduites à partir de la courbe d'étalonnage correspondante à une absorbance de 440 nm, puis en (mg/100 g), du tissu (Benk 1960, *in sali*, 2007).

Le calcul est fait comme suite :

Densité optique de la solution mère (DO solution mère) \longrightarrow 0,0266 mg de β -carotène.

Densité optique d'un échantillon (DO échantillon) \longrightarrow X mg des caroténoïdes totaux.

X mg est la quantité des provitamines A (caroténoïdes) dans 1 g de tissu.

Le résultat trouvé sera exprimé dans 100 g de tissu.

Chapitre V : Détermination des cendres totales

1. Principe :

Les cendres ont été déterminées sur la chair du poisson lyophilisée par incinération au four à moufle réglé à 550 °C pendant 8 heures suivies de la pesée après refroidissement au dessiccateur (Nganguem, 2010).

2. Mode opératoire :

Les creusets ont été marqués et pesés (vides, et remplis d'environ 5g de l'échantillon). Après, les creusets et leur contenu sont portés dans un four à moufle à 550°C pendant 08 heures (Figure 12, Annexe II). Ils sont ensuite pesés après avoir été refroidis dans un dessiccateur.

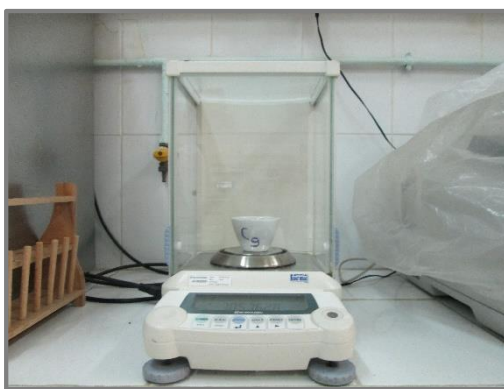


Figure 2.16 : pesage du creuset

3. Expression des résultats :

Le taux des cendres est calculé selon l'équation suivante :

$$CT(\%) = \frac{P2-P0}{P1-P0} \times 100$$

- P0 = poids du creuset d'essai.
- P1= poids du creuset + échantillon sec.
- P2 = poids du creuset + échantillon après incinération.
- P1-P2 = matière organique.

4. Analyse statistique :

Les individus de l'espèce étudiée ont été divisés selon leurs tailles en deux groupes : taille grande et taille moyenne (Voir résultats). L'analyse de la corrélation et la comparaison des moyennes des différents paramètres analysés (test student) de chaque composant ont été effectués avec logiciel **Statistica 8.0**.

TROISIEME PARTIE

RESULTATS ET DISCUSSION

Chapitre I : Résultats

1. Paramètres physico-chimiques du site étudié

Le tableau ci-dessous représente la température et la concentration d'oxygène dissous moyennes du milieu d'échantillonnage, relevées par les techniciens du site.

Tableau 3.1 : Température et concentration d'oxygène dissous moyennes du milieu d'échantillonnage

Date	Température moyenne (°C)	Concentration d'O ₂ dissous moyenne (mg/l)
21/04/2013	22	9,6
22/04/2013	22	9,9
23/04/2013	21,5	11,3
24/04/2013	21	9,4
25/04/2013	19	11
26/04/2013	19	11
27/04/2013	22	10
28/04/2013	22	9
29/04/2013	16,5	12

2. Description de l'échantillon

L'échantillon est composé de 9 individus du bar commun « *Dicentrarchus labrax* ». Ces poissons présentent une diversification de taille et de poids qui sont résumés dans le tableau 3.2.

Tableau 3.2 : Tailles et poids des différents poissons étudiés

	Individus	Taille totale (cm)	Poids total(g)
Taille grande	N°1	29	342
	N°2	28	330
	N°3	27	276
	N°4	26	287
Taille moyenne	N°5	25,5	225
	N°6	25,5	258
	N°7	25	227,5
	N°8	25	247
	N°9	24	206,5

3. Etude de la relation entre le poids et la taille :

La répartition du poids en fonction de la taille des individus du poisson étudié est présentée dans la figure 3.1 et le tableau 3.3 représente la corrélation entre ces deux paramètres

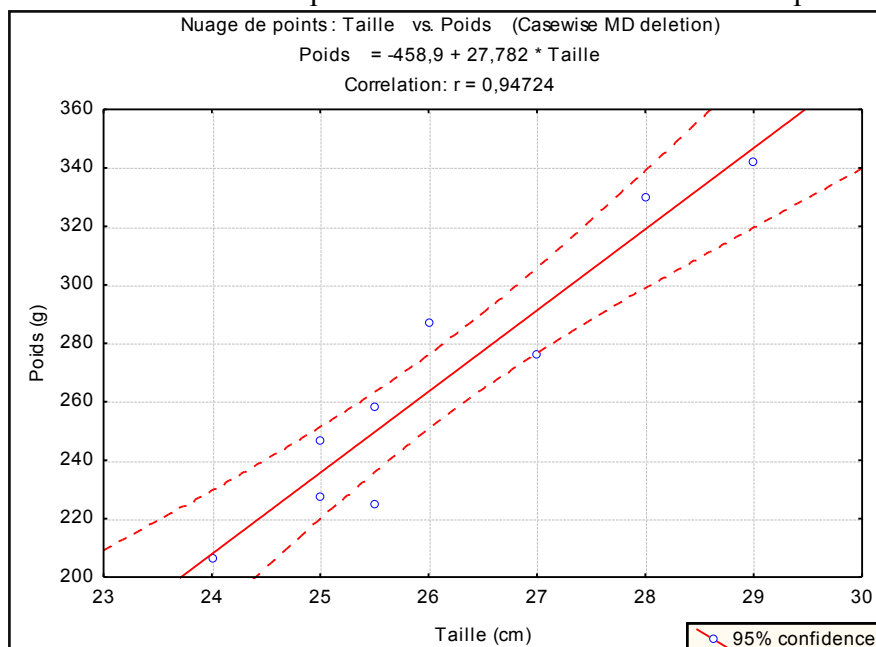


Figure N°3.1 : Relation entre le poids et la taille du loup «*Dicentrarchus labrax*» dans un échantillon de 9 individus.

Tableau 3.3 : Corrélation entre le poids et la taille

Correlations :				
Marked correlations are significant at p < 0,05000				
N=9 (Casewise deletion of missing data) Taille				
Variable	Means	Std.Dev.	Taille	Poids
Taille	26,1111	1,59644	1,000000	0,947243
Poids	266,5556	46,82243	0,947243	1,000000

Il existe une corrélation positive et significative entre le poids et la taille des individus étudiés ($r = 0.95$, $P < 0.05$).

La comparaison des moyennes deux à deux par le test student (t-test) a révélé une différence significative entre le poids des individus de grande taille et les individus de taille moyenne (Tableau 3.4).

Tableau 3.4 : Résultats de test student (Poids G1 – Poids G2)

T-test pour échantillons indépendants								
G1 vs G2	Moy G1	Moy G2	t	p	N1	N2	Std.DevG1	Std.DevG2
Poids G1 vs Poids G2	308,75	232,8	4,3601	0,0033 (D.S)	4	5	32,15976	20,10783

G1 : Taille grande. G2 : Taille moyenne. D.S : différence significative $P < 0.05$

4. Les protéines totales :

Le dosage des protéines totales a été réalisé par la méthode de « kjeldahl ». Trois essais ont été effectués sur chaque individu. 20 ml de distillat a été utilisé pour chaque essai. Le tableau 3.5 représente le poids de prises d'essai, le pH de distillats et les volumes d'acide chlorhydrique (0.2N) versés pour l'obtention du pH de l'acide borique du départ (pH = 3.7).

Tableau 3.5 : Poids de prises d'essai, pH de distillats et volumes d'acide chlorhydrique

Individus	Poids de prise d'essai (g)	pH de distillat			Volumes d'Hcl (ml)			Volumes moyens d'Hcl
		1 ^{er} es	2 ^{ème} es	3 ^{ème} es	1 ^{er} es	2 ^{ème} es	3 ^{ème} es	
N°1	2.0078	8.89	8.94	8.42	10.5	11	10.5	10.667
N°2	2.0089	8.65	8.34	8.22	10.3	10	10	10.100
N°3	2.0027	8.01	8.36	7.92	8.8	9.2	8.7	8.900
N°4	2.0085	7.95	8.21	8.15	8.5	8.5	8.5	8.500
N°5	2.0074	7.78	7.65	7.83	8.5	8,3	8.5	8.433
N°6	2.0027	7.55	7.22	7.19	8.3	10	8.2	8.233
N°7	2.0084	7.78	7.10	7.25	8,5	8	8,2	8.233
N°8	2.0019	7.35	7.23	7.12	8.2	8,2	8.1	8.166
N°9	2,0078	7,25	7,43	7,05	8	8,2	7,5	7,900

4.1. Teneur en protéines dans le tissu musculaire selon la taille des individus du poisson étudié :

Les taux des protéines totales sont présentés dans le tableau suivant :

Tableau 3.6 : Teneur en protéines dans le tissu musculaire selon la taille des individus du bar commun :

	Echantillons	Taille (cm)	Taux de protéine (%)
Taille grande	N°1	29	9.307
	N°2	28	8.807
	N°3	27	7.785
	N°4	26	7.413
Taille moyenne	N°5	25,5	7.359
	N°6	25,5	7.201
	N°7	25	7,181
	N°8	25	7,146
	N°9	24	6,893

4.2. Etude de la relation entre le taux des protéines et la taille des individus étudiés :

La répartition du taux des protéines en fonction de la taille des individus du poisson étudié est présentée dans la figure 3.2 et le tableau 3.7 représente la corrélation entre ces deux paramètres

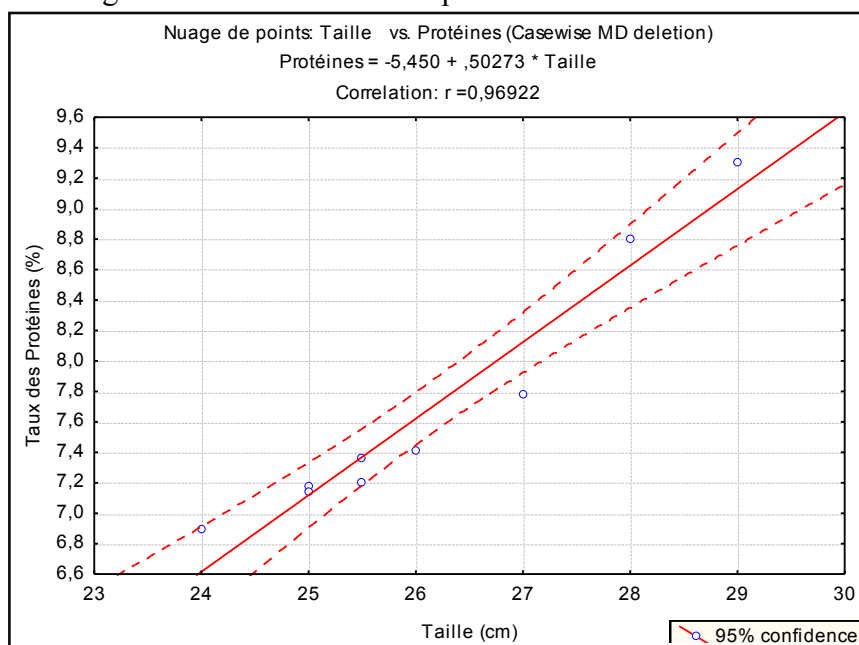


Figure N°3.2 : Relation entre le taux des protéines et la taille du loup «*Dicentrarchus labrax* » dans un échantillon de 9 individus.

Tableau 3.7 : Corrélation entre le taux des protéines et la taille des individus du bar commun :

Variable	Correlations :			
	Means	Std.Dev.	Taille	Protéines
Taille	26,11111	1,596437	1,000000	0,969224
Protéines	7,67689	0,828062	0,969224	1,000000

Marked correlations are significant at $p < ,05000$
 N=9 (Casewise deletion of missing data) Taille

Il existe une corrélation positive et significative entre le taux des protéines et la taille des individus du poisson ($r = 0,97$, $P < 0,05$).

La comparaison des taux moyens en protéines, deux à deux a révélé une différence significative entre les individus du bar commun de grande taille et les individus de taille moyenne (Tableau 3.8).

Tableau 3.8 : Résultats de test student (Protéines G1 – Protéines G2)

T-test pour échantillons indépendants								
G1 vs G2	Moy G1	Moy G2	t	p	N1	N2	Std.Dev G1	Std.DevG2
Protéines G1 vs Protéines G2	8,3280	7,1560	2,9634	0,0210 D.S	4	5	0,87939	0,16817

G1 : Taille grande. G2 : Taille moyenne. D.S : différence significative $P < 0,05$

5. Les lipides totaux :

Les lipides totaux sont extraits à l'aide d'éther éthylique avec l'extracteur « soxhlet ». Deux prises d'essai ont été effectuées pour chaque individu du poisson étudié. Les valeurs des poids des prises d'essai des individus étudiés, du poids des ballons vides et du poids des ballons renfermant l'extrait des lipides sont résumés dans le tableau 3.9.

Tableau 3.9 : Poids des ballons (vides et remplis) et des échantillons dans les deux essais

Individus	Poids de la prise d'essai		Poids du ballon vide		Poids du ballon rempli	
	1er	2 ème	1er	2 ème	1er	2 ème
N°1	2.05250	2.02461	106.321	106.345	106.9188	106.9949
N°2	2.00443	2.07390	107.951	113.341	108.5023	113.8842
N°3	2.01683	2.03124	107.949	94.368	108.4142	94.7907
N°4	2.04160	2.00361	94.367	107.949	94.7271	108.3271
N°5	2.00482	2.00121	106.324	94.332	106.9699	94.6373
N°6	2.01569	2.02567	113.401	107.819	113.8700	108.4527
N°7	2.05914	2.01432	113.390	107.785	113.6751	108.2543
N°8	2.01741	2.06573	113.401	106.365	114.0256	106.7968
N°9	2.04870	2.01448	94.378	113.153	94.7898	113.7481

5.1. Teneurs en lipides totaux des échantillons du poisson étudié :

Les résultats des taux de lipides totaux obtenus pour chaque échantillon sont résumés dans le tableau 3.10

Tableau 3.10 : Taux des lipides totaux dans 100g de matière sèche de la chair du bar commun

	Individus	Taille (cm)	1 ^{ere} essai		2 ^{eme} essai		M moy (g)	(%) moyen
			M ₁ (g)	P ₁ (%)	M ₂ (g)	P ₂ (%)		
Taille grande	N°1	29	0,5978	29,13	0,6499	32,10	0,62385	30,61
	N°2	28	0,5513	27,5	0,5432	26,19	0,54725	26,85
	N°3	27	0,4652	23,07	0,4227	20,81	0,44395	21,94
	N°4	26	0,3601	17,64	0,3781	18,87	0,3691	18,25
Taille moyenne	N°5	25,5	0,6459	32,22	0,3053	15,26	0,4756	23,74
	N°6	25,5	0,469	23,27	0,6337	31,28	0,55135	27,28
	N°7	25	0,2845	13,82	0,4693	23,3	0,3769	18,56
	N°8	25	0,6246	30,96	0,4408	21,34	0,5327	26,15
	N°9	24	0,4118	20,1	0,5951	29,54	0,50345	24,82

M1, M2 : quantité des lipides (P-P₀) en g

5.2. Etude de la relation entre le taux des lipides et la taille des individus étudiés :

La répartition du taux des lipides en fonction de la taille des individus du poisson étudié est présentée dans la figure 3.3 et le tableau 3.11 représente la corrélation entre ces deux paramètres

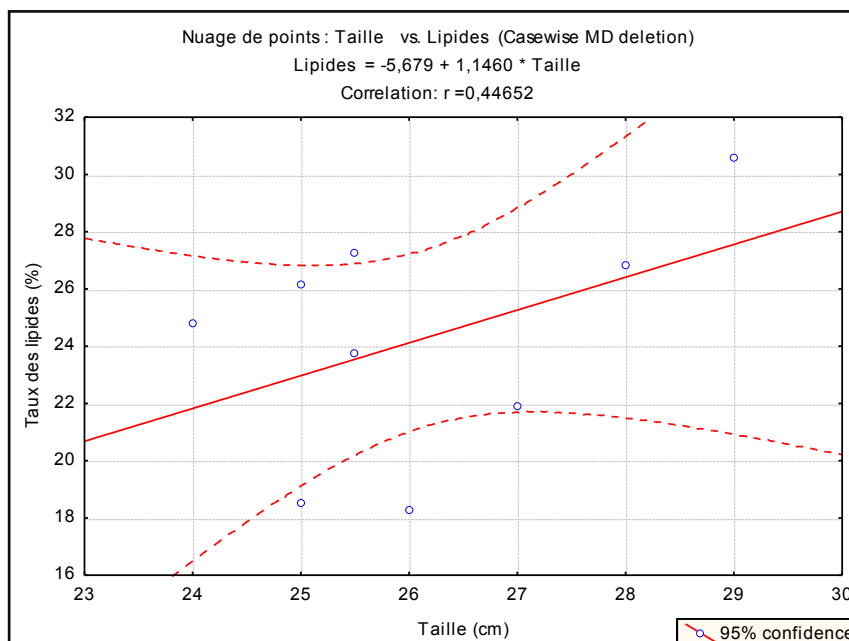


Figure N°3.3 : Relation entre le taux des lipides et la taille du loup «*Dicentrarchus labrax*» dans un échantillon de 9 individus.

L'analyse de la répartition des taux des lipides par rapport à la taille a montré qu'aucune corrélation significative n'existe entre ces deux paramètres ($r = 0.45$, $P < 0.05$) (Tableau 3.11).

Tableau 3.11 : Corrélation entre le taux des lipides et la taille des individus du bar commun :

Correlations:				
Marked correlations are significant at $p < ,05000$				
N=9 (Casewise deletion of missing data)				
Variable	Means	Std.Dev.	Taille	Lipides
Taille	26,11111	1,596437	1,000000	0,446525
Lipides	24,24444	4,097216	0,446525	1,000000

La comparaison des taux moyens en lipides, deux à deux a montré qu'aucune différence significative n'existe entre les individus du bar commun de grande taille et les individus de taille moyenne ($P > 0.05$)

Tableau 3.12 : Résultats de test student (Lipides G1 – Lipides G2)

T-test pour échantillons indépendants								
G1 vs G2	Moy G1	Moy G2	t	p	N1	N2	Std.Dev G1	Std.DevG2
Lpde G1 vs Lipides G2	24.4125	24.1100	0.1030	0.9208 (D.N.S)	4	5	5.42955	3.37839

G1 : Taille grande G2 : Taille moyenne. D.N.S : différence non significative $P > 0.05$

6. Les pigments (provitamines A) :

6.1. Absorbance :

Les absorbances obtenues après la lecture des échantillons (provitamines A extraites à partir du foie) des individus du poisson étudié sont résumées dans le tableau 3.13

Tableau 3.13 : Absorbances des provitamines A extraites à partir du foie du Bar commun

Individu	Poids de la prise d'essai	Absorbance (440 nm)
N°1	1.001	0.057
N°2	1.005	0.049
N°3	1.008	0.060
N°4	1.012	0.056
N°5	1.001	0.049
N°6	0.897	0.048
N°7	1.021	0.061
N°8	1.067	0.063
N°9	1.034	0.051

6.2. Concentration :

Les concentrations en provitamines A sont calculées à partir de la courbe d'étalonnage où les résultats sont exprimés en (mg/l) et à partir du principe précédent (page 47). Les résultats sont exprimés en pourcentage.

Tableau 3.14 : Concentrations en provitamines A (représentées par le β -carotène) extraites à partir du foie du Bar commun.

	Individu	Provitamine A (mg/l)	Provitamine A (mg/100g)	Provitamine A (%)
Taille grande	N°1	1.27	0.304	0.000304
	N°2	0.85	0.261	0.000261
	N°3	1.42	0.320	0.000320
	N°4	1.22	0.299	0.000299
Taille moyenne	N°5	0.85	0.261	0.000261
	N°6	0.80	0.256	0.000256
	N°7	1.48	0.325	0.000325
	N°8	1.58	0.336	0.000336
	N°9	0.96	0.272	0.000272

6.3. Etude de la relation entre le taux des provitamines A et la taille des individus étudiés :

La répartition du taux de provitamine A en fonction de la taille des individus du poisson étudié est présentée dans la figure 3.4 et le tableau 3.15 représente la corrélation entre ces deux paramètres.

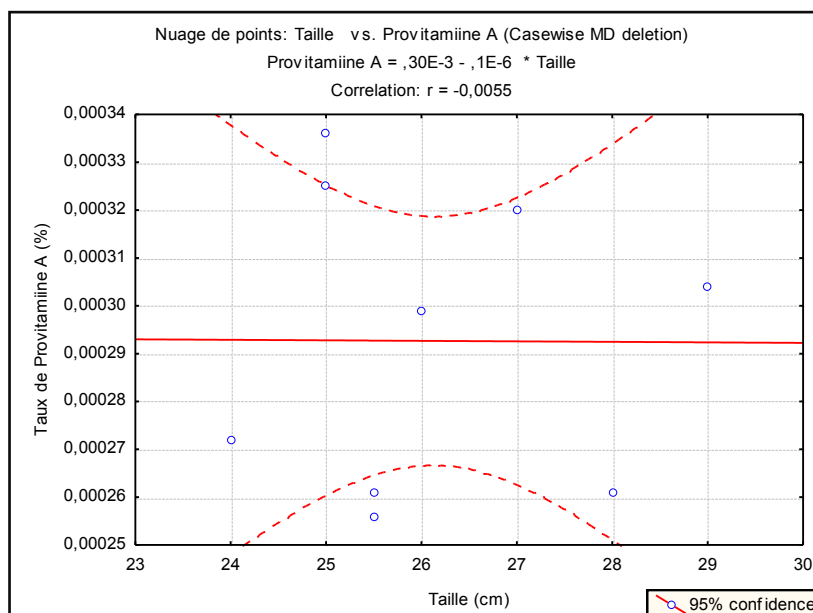


Figure N°3.4 : Relation entre le taux de provitamine A et la taille du loup «*Dicentrarchus labrax* » dans un échantillon de 9 individus.

Tableau 3.15 : Corrélation entre le taux de provitamine A et la taille des individus du bar :

Correlations: Marked correlations are significant at p < ,05000 N=9 (Casewise deletion of missing data)				
Variable	Means	Std.Dev.	Taille	Provitamine A
Taille	26,11111	1,596437	1,000000	-0,005498
Provitamine A	0,00029	0,000031	-0,005498	1,000000

Aucune corrélation significative n'existe entre le taux de provitamines A et la taille des individus du bar commun ($r = -0.005$, $P < 0.05$).

La comparaison de concentrations moyennes en provitamines A, deux à deux a montré qu'aucune différence significative n'existe entre les individus du bar commun de grande taille et les individus de taille moyenne ($P > 0.05$).

Tableau 3.16 : Résultats de test student (Provitamine A G1 – Provitamine A G2)

T-test pour échantillons indépendants								
G1 vs G2	Moy G1	Moy G2	t	p	N1	N2	Std.Dev G1	Std.DevG2
Provit A G1 vs G2 Provit A G2	0.0003	0.0003	0.2726	0.7930 D.N.S	4	5	0.00002	0.00004

G1 : Taille grande G2 : Taille moyenne. D.N.S : différence non significative $P > 0.05$

7. les cendres totales :

Les cendres ont été déterminées sur la chair lyophilisée, une prise d'essai été effectuée pour chaque individu du poisson étudié, Le tableau 3.17 représente le poids des creusets vides, le poids des creusets contenant l'échantillon et le poids des creusets après calcination et refroidissement dans le dessiccateur.

Tableau 3.17 : Poids des creusets vide, poids des creusets contient l'échantillon et poids du creuset contient le résidu calciné :

Individu	Poids du creuset vide (P ₀)	Poids du creuset avec échantillon (P ₁)	Poids du creuset avec le résidu calciné (P ₂)
N°1	47.375	52.382	47,578
N°2	65.450	70.454	65,679
N°3	45.718	48.556	45,83
N°4	43.207	48.249	43,432
N°5	61.433	66.500	61,639
N°6	65.571	70.544	65,784
N°7	50.235	54.227	50,387
N°8	44.493	49.490	44,699
N°9	62.438	67.448	62,649

7.1. Taux des cendres totales :

Le tableau suivant présente les résultats du taux de cendres totales obtenues dans les échantillons de poisson étudié « *Dicentrarchus labrax* ».

Tableau 3.18 : Cendres totales dans la chair de chaque individu du poisson étudié « *Dicentrarchus labrax* » :

	Echantillons	Cendres totales (%)
Taille grande	N°1	4,054
	N°2	4,576
	N°3	3,946
	N°4	4,463
Taille moyenne	N°5	4,066
	N°6	4,283
	N°7	3,808
	N°8	4,122
	N°9	4,212

7.2. Etude de la relation entre le taux des cendres et la taille des individus étudiés :

La répartition du taux des cendres en fonction de la taille des individus du poisson étudié est présentée dans la figure 3.5 et le tableau 3.19 résume cette corrélation

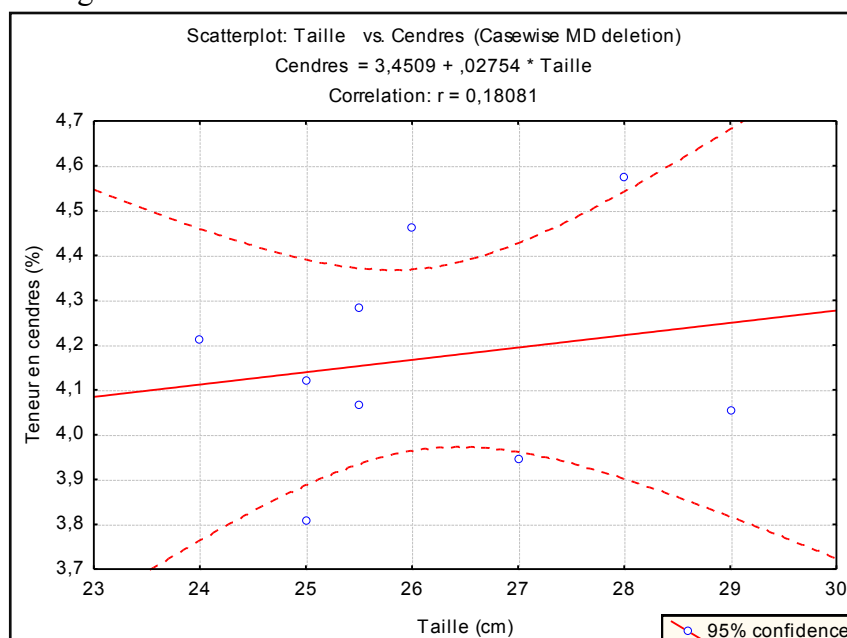


Figure N°3.5 : Relation entre le taux des cendres et la taille du loup «*Dicentrarchus labrax* » dans un échantillon de 9 individus.

Tableau 3.19 : Corrélation entre le taux des cendres et la taille des individus du bar commun

Correlations:				
Marked correlations are significant at p < ,05000				
N=9 (Casewise deletion of missing data)				
Variable	Means	Std.Dev.	Taille	Cendres
Taille	26,11111	1,596437	1,000000	0,180807
Cendres	4,17000	0,243160	0,180807	1,000000

Aucune corrélation significative n'a été observée entre la répartition du taux des cendres et la taille des individus du poisson ($r = 0.18$, $P < 0.05$).

La comparaison des taux moyens en cendres, deux à deux a montré qu'aucune différence significative n'existe entre les individus du bar commun de grande taille et les individus de taille moyenne ($P > 0.05$)

Tableau 3.20 : Résultats de test student (Cendres G1 – Cendres G2)

T-test pour échantillons indépendants								
G1 vs G2	Moy G1	Moy G2	t	p	N1	N2	Std.Dev G1	Std.DevG2
Cendres G1 vs Cendres G2	4.2597	4.0982	0.982	0.3555 D.N.S	4	5	0.306647	0.182292

G1 : Taille grande G2 : Taille moyenne. D.N.S : différence non significative $P > 0.05$

8. Taux en protéines, lipides, provitamines A et cendres chez le poisson étudié :

Les différents taux obtenus concernant les composants étudiés (protéines, lipides, provitamines A, cendres) de la chair du bar commun sont résumés dans le tableau 3.21.

Tableau 3.21 : Taux moyens des différents constituants analysés de la chair du bar commun « *Dicentrarchus labrax* »

Composant	Pourcentage
Protéines	7,676889
Lipides	24,24444
Pigments	0,000293
cendres	4,170000

L'illustration des taux moyens des différents constituants analysés de la chair du poisson étudié est présentée dans la figure suivante :

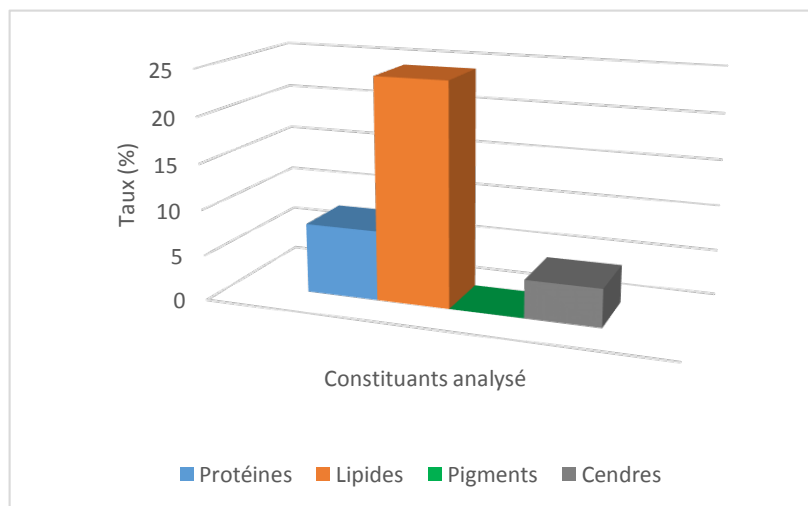


Figure N°3.6 : Taux moyens des différents constituants analysés de la chair du bar commun « *Dicentrarchus labrax* ».

Chapitre II : Discussion

La composition biochimique du poisson varie considérablement d'une espèce et d'un individu à l'autre selon l'âge, le sexe, l'environnement et la saison. La démarche de cette étude nous a permis d'obtenir des résultats sur la teneur en quelques composants biochimiques (protéines, lipides, provitamines A et cendres) de la chair du bar commun « *Dicentrarchus labrax* » selon la taille des individus.

1. Paramètres physico-chimiques :

Les paramètres physico-chimiques déterminés au niveau du site sont : la température 16,5°C, l'oxygène dissous 12 mg/l. Ces valeurs correspondent aux seuils avancés dans la littérature : température 2 à 32 °C (FAO, 2006) ; oxygène dissous 1,5 à 12 mg/l (Froese *et al*, 2013).

2. Relation entre le poids et la taille du loup «*Dicentrarchus labrax* » :

Selon la figure 3.1 on constate une augmentation du poids avec la taille : les individus les plus grands sont généralement les plus lourds, cette relation est confirmée ($r = 0.94$, $P < 0.05$).

3. Comparaison des moyennes du poids entre les deux groupes créés (test de student) :

Selon le tableau 3.4, les individus de poisson qui ont une taille grande (G1) présentent une valeur du poids significativement différente de celle des individus qui ont une taille moyenne (G2) ($p < 0,05$).

4. Teneur en protéines :

4.1. Relation entre le taux des protéines et la taille du loup «*Dicentrarchus labrax* » :

Selon la figure 3.2 on constate que le taux des protéines augmente avec l'augmentation de la taille des individus : les individus les plus grands sont généralement les individus qui ont un taux de protéine important. Une relation de qualité parfaite entre la taille et le taux des protéines a été trouvée chez les individus étudiés ($r = 0.969$, $P < 0.05$).

Selon les résultats obtenus (Figure 3.6) le taux moyen des protéines de la chair du bar commun d'élevage est de (7,677%). Cette valeur est inférieure à celle présentée dans la littérature : 15 à 20% (Nutraqua, 2010).

4.2. Comparaison des moyennes des taux des protéines entre les deux groupes :

Selon le tableau 3.8 le degré de signification est de ‘ $p = 0,021$ ’. Les individus de poisson qui ont une taille grande (G1) présentent une valeur du taux de protéines significativement différente de celle des individus qui ont une taille moyenne (G2) $p < 0,05$.

5. Teneur en lipides :

5.1. Relation entre la teneur en lipides et la taille du loup «*Dicentrarchus labrax*» :

Selon la figure 3.3 et le tableau 3.11 on constate une corrélation non significative entre la teneur en lipides et la taille des individus du poisson ($r = 0.446$).

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

Le loup d'élevage «*Dicentrarchus labrax*» : est un poisson gras, le taux moyen en lipides totaux du muscle lyophilisé extraits par le diéthyléther est de 24,24% (Figure 3.6). Cette valeur moyenne est supérieure aux valeurs citées par la littérature : la teneur en lipides du loup est comprise entre 12 et 15% (Guillaume *et al*, 1999).

5.2. Comparaison des moyennes des taux des lipides entre les deux groupes :

Selon le tableau 3.12 le degré de signification est de ‘ $p = 0,92$ ’, on conclut que la différence est non significative entre les valeurs moyennes des taux de lipides chez les poissons qui ont une grande taille (G1) et les poissons qui ont une taille moyenne (G2) ($p > 0.05$).

6. Teneur en Caroténoïdes provitaminiques A

La faculté des poissons de convertir les provitamines A en vitamines A qui jouent un double rôle ; le premier nutritionnel multiple engendré principalement dans la vision, la croissance, la reproduction et le renforcement du système immunitaire des poissons. Le deuxième ; la richesse des poissons d'élevage en provitamines A procure aux consommateurs un nutriment très essentiel sachant que l'être humain peut convertir facilement les provitamines A en vitamine A gagnant ainsi l'activité biologique de cette molécule pour couvrir ses besoins vitaminiques A.

Les pigments caroténoïdes (précurseurs de la vitamine A) confèrent aux poissons toute sorte de colorations allant du jaune clair au rouge foncé.

Concernant les teneurs provitaminiques A extraites du poisson d'étude «*Dicentrarchus labrax*», qui sont faible (nutraqua, 2010) et sachant que les provitamines A (caroténoïdes) sont des composés non synthétisés par les organismes des poissons, donc leur disponibilité dans le corps (tissus) est liée directement à la richesse de l'alimentation d'une part, et de l'apport alimentaire (fréquence de distribution de la ration alimentaire) d'autre part. Donc la composition de l'aliment distribué aux poissons constitue un autre facteur pouvant influencer la teneur des provitamines A chez les poissons étudiés.

6.1. Relation entre la teneur en provitamine A et la taille du loup «*Dicentrarchus labrax*» :

Selon la figure 3.4 on constate qu'il n'y a pas de relation entre la teneur en provitamines A et la taille des individus de poisson ($r = -0.00549$) : la teneur en provitamines A des individus de poisson est pratiquement indépendante de leur taille.

L'analyse du foie chez l'espèce «*Dicentrarchus labrax*» a révélé la présence d'une teneur moyenne en provitamines A de 0,000292 mg\ 100 g de foie correspondant à 0,000292%, (figure 3.6) cette valeur calculée obéit à la norme internationale limitée à une concentration en provitamines A < 0,01%. (Nutraqua, 2010).

6.2. Comparaison des moyennes des taux de provitaminiques A entre les deux groupes :

Selon le tableau 3.16 le degré de signification est de "p = 0,793", on conclut qu'il n'y a pas de différence significative entre les valeurs moyennes de taux de provitamines A chez les poissons qui ont une grande taille (G1) et les poissons qui ont une taille moyenne (G2) ($p > 0.05$).

7. Teneur en cendres totales :

La teneur en sels minéraux est spécifique aux espèces et peut, de plus, varier selon la saison. Dans le poisson d'aquaculture, le taux de sels minéraux est censé refléter la composition en éléments entrant dans la nourriture du poisson (Huss *et al*, 1999).

7.1. Relation entre la teneur en cendres totales et la taille du loup «*Dicentrarchus labrax*» :

Selon la figure 3.5 on remarque une corrélation non significative entre le taux des cendres et la taille des individus ($r = 0.180$).

On observe à la lecture du tableau 3.18 que les valeurs des taux de cendres varient sensiblement d'un individu à l'autre (de 3,808 à 4,576%). Le taux moyen de cendres est de 4,17% (Tableau 3.21 résultats), cependant, on constate que cette valeur est supérieure à celle présentée dans la littérature : 1,5 - 1,7% chez le loup d'élevage et de 1,2% chez le loup sauvage (Nutraqua, 2010).

7.2. Comparaison des moyennes des taux de cendres entre les deux groupes :

Selon le tableau 3.20, le degré de signification est de ' $p = 0,355$ ', on conclut qu'il n'y a pas de différence significative entre les valeurs moyennes des taux de cendres chez les poissons qui ont une grande taille (G1) et les poissons qui ont une taille moyenne (G2) ($p > 0.05$).

D'autres facteurs agissent sur la teneur des différents constituants biochimique du poisson étudié tels que la composition de l'aliment distribué aux poissons, les conditions environnementales stressantes (densité d'élevage et patrimoine génétique). Ces paramètres cités n'ont pas été étudiés au cours de notre travail et qui pourraient nous éclairer sur les résultats obtenus lors de la présente étude.

Conclusion

La composition biochimique des poissons d'élevage peut dépendre de beaucoup de facteurs : génétiques, type et modalité d'administration de la nourriture, compositions diététiques des aliments, densité d'élevage et facteurs environnementaux comme la température, l'oxygène.

Les poissons d'aquaculture apportent des protéines dans la même quantité et d'une qualité aussi élevée que les protéines des poissons de capture. Il peut arriver que, chez les produits d'élevage intensif, étant donc élevés avec des régimes d'alimentation artificiels, la quantité de gras soit supérieure par rapport à la même espèce non élevée, les taux de vitamines et de sels minéraux sont censés refléter la composition en éléments entrant dans la nourriture du poisson.

CONCLUSION

Conclusion

Les poissons comme tous les animaux, ont besoin d'énergie pour assurer leurs fonctions vitales. Dans les conditions aérobies la seule énergie utilisable par l'organisme est issue de l'oxydation des composés organiques (glucides, lipides et protéines) qui proviennent de la digestion des aliments. Les besoins énergétiques ainsi que la composition biochimique des poissons dépendent de l'animal lui-même (espèce, stade physiologique, sexe) ou en fonction des facteurs environnementaux et, en particulier la température de l'eau.

En se référant à cette base, on a élaboré ce travail pour estimer la valeur alimentaire chez l'espèce étudiée *Dicentrarchus labrax* en déterminant les teneurs respectives dans la chair et le foie de ces éléments : protéines, lipides, provitamines A, cendres totaux. Les résultats obtenus lors de l'expérimentation ont été corrélés à l'aide de l'outil statistique qui nous a permis aussi d'étudier l'influence de la taille des individus sur les teneurs en éléments cités ci-dessus des individus étudiés.

Les paramètres physico-chimiques de l'eau d'élevage (concentration en oxygène dissous, et température) sont situés dans l'intervalle de tolérance chez l'espèce étudiée.

La répercussion de la taille des individus sur la teneur en protéines a révélé que chez l'espèce étudiée *Dicentrarchus labrax*, le taux des protéines augmente légèrement avec l'augmentation de la taille.

Selon les résultats obtenus la valeur du taux moyen en protéines chez l'espèce étudiée *Dicentrarchus labrax* 7,677% est inférieure aux valeurs présentées dans la littérature.

Concernant le taux moyen en lipides (22,24%) chez l'espèce étudiée *Dicentrarchus labrax*, est supérieur aux taux cités dans la littérature (12 à 15%). On conclut selon que le poisson étudié est un poisson gras (teneur moyenne en lipides dans la chair est supérieure à 10%) et que cette teneur n'est pas influencées par la taille du poisson.

La teneur moyenne en caroténoïdes représentés principalement par le β -carotène (0,000292%) obtenue dans cette étude répond à la norme internationale (<0,01%).

Concernant la teneur moyenne (4,17%) de la chair du bar d'élevage en cendres totaux, est supérieure à la valeur citée dans la littérature (1,5-1,7%) et ne dépend pas de la taille du poisson.

Suite aux résultats intéressants obtenus lors de notre expérimentation sur un nombre réduit d'individus de l'espèce *Dicentrarchus labrax*, il serait souhaitable de reprendre le travail sur

Conclusion

un échantillon plus représentatif pour affirmer l'exactitude des résultats obtenus concernant la teneur moyenne en éléments nutritifs essentiels ; protéiens, lipides, sels minéraux totaux et provitamines A.

S'appuyant sur ces résultats on préconise l'élevage de l'espèce étudiée *Dicentrarchus labrax* vu sa valeur alimentaire qui est importante et intéressante.

ANNEXES

Annexe I



Figure 1: La séquence d'acide aminé d'une protéine (structure primaire) (Petsko *et al*, 2004)

Pigments	Structures
Lutéine	
Zéaxanthine	
Astaxanthine	

Figure 2: Structure de Lutéine, Zéaxanthine, Astaxanthine

Annexe II



Figure 1 : Les individus de loup d'élevage mis dans aquarium



Figure 2 : La serre de l'enssmal



1



2



3

Figure 3 : Outils de dissection (1), ichtyomètre (2), balance de précision (3).

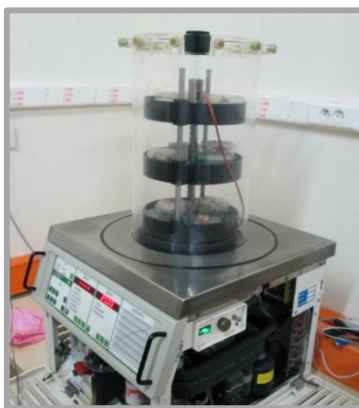


Figure 4 : Le lyophilisateur (Model CHRIST BETTA 1-8)



Figure 5 : Le dessiccateur.

Annexe II

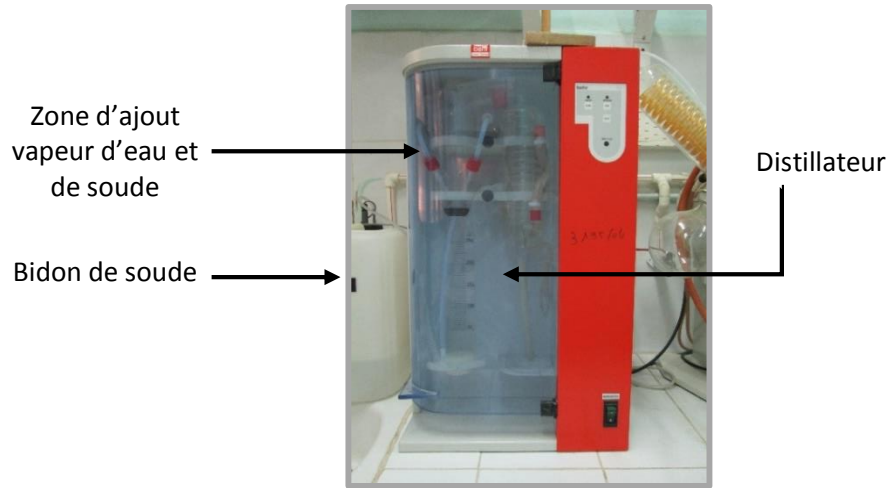


Figure 6 : Appareil de distillation
« Behr, Labor- Technik »



Figure 7 : Réfrigérant à eau
«huber minichiller»



Figure 8 : L'étuve



Figure 9 : Bain marie.

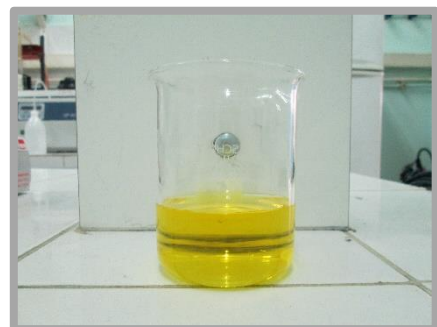


Figure 10 : Solution de
bichromate de potassium

Annexe II



Figure 11 : Spectrophotométrie d'absorption (SHIMADZU, UV-1800)



Figure 12 : Four à moufle

BIBLIOGRAPHIE

Bibliographie

Abdelhafid Chalabi. *L'aquaculture en Algérie et son contexte maghrébin* Rapport de Stage. 4P.

Alais C, Linden G, Miclo L, 2008. *Biochimie alimentaire.* 6ème Edition de l'abrégé édition Dunod, Paris. 2P

Amrani A., 2010. *Détermination du taux des protéines et des lipides de la chair 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. 36P

Aprahamian M.W., et Barr C.D., 1985. *The growth, abundance and diet of group Sea Bass, *Dicentrarchus labrax*, from the Severn estuary.* Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom. 180P

Aqualog 2010. *L'alimentation son importance 'le role des vitamines'.* (www.aqualog-international.com).

Barnabé, G., 1989. *Aquaculture* (vol 1). Ed lavosier. 677P.

Bernard J., Alexis F., Coord., 2010. *La truite arc-en-ciel de la biologie à l'élevage.* Edition Quae, Paris 251P.

Beverly S., 2000. *Soxhlet extraction of fat from French fries,* university of Cincinnati, Ohio, 1P.

Boulineau-Coatanea F., 1969. *Contribution à l'étude du bar *Dicentrarchus labrax* (Linné).* Université de Paris, Faculté des Sciences. Thèse de 3ème cycle, option Océanographie Biologique. 121P.

Boutouchent T., 2005. *Suivi et amélioration des infrastructures et de la production en prés grossissement du Maigre (*Argyrosomus regius*) et du Loup (*Dicentrarchus labrax*) pour une contribution et une application d' une aquaculture marine durable en Algérie.* Rapport de Stage. 10,11, 15P

Claverie I., Panet m., 1998. *Biochimie.* 2ème édition, 19P.

Clive P., Michael J., Curtis., Morley C., Sutter., Michael J., Walker., Brian B., Hoffman., 1997 *Integrated Pharmacology.* 1^e édition Belgique. 487P.

Corraze G., 1994. *Nutrition lipidique des poissons : importance et conséquences.* la pisciculture Française. Laboratoire de Nutrition des Poissons, INRA. 25P

FAO, 2006. *Cultured aquatic species fact sheets, *Dicentrarchus labrax*.* Edition FAO 2006, Rome. 2P

FAO, 2012. *The state of world fisheries and aquaculture.* Edition FAO 2012, Rome. 8P

Bibliographie

Frénot M., Vierling E., 2001. *Biochimie des aliments Diététique du sujet bien portant.* 2^e édition, France. 111,112 P.

Fritsch M., 2005. *Traits Biologiques et Exploitation du Bar commun Dicentrarchus labrax dans les Pêcheries Françaises de la Manche et du Golfe de Gascogne.* Thèse pour obtenir le grade de Docteur de l'université de Bretagne occidentale, option : OCÉANOLOGIE BIOLOGIQUE. 11P

Froese R., Pauly D., 2013. *FishBase.* Publication électronique World Wide Web. (www.fishbase.org)

Gallet F., et CAZAUBON E., 1998. *Le bar commun (Dicentrarchus labrax) et son exploitation dans le Golfe de Gascogne en 1996.* Observatoire des pêches et des cultures marines du golfe de Gascogne, volet Ressources Vivantes. 25P.

Gomez G., 2007 *Abécédaire de chimie organique.* Edition française 764P

Graham, D. Pickett, Michael G., Pawson., 1994. *Sea Bass Biology, exploitation and conservation.* Première édition. Grande-Bretagne 23P.

Greenfield H., Southgate D.A.T., 2007. *Donnés sur la composition des aliments, production, gestion et utilisation.* Edition F.A.O 2007, Rome. 113P

Guillaume J., Kaushik S., Bergot P., Métailler R., 1999. *Nutrition et alimentation des poissons et crustacés.* Edition INRA et Ifremer, 117-120, 135,213-226,229-234, 236,243P.

Guilloton M., Quintard B., 2003. *Mini manuel de biochimie.* Dunod, Paris. 93-95P.

Hinard G., 1923. *Etude sur la valeur alimentaire du poisson de mer.* Office scientifique et technique des pêches maritimes Paris, 12P.

Huss H.H., Laboratoire de technologie. Ministère de l'agriculture et des pêches. 1999. *La qualité et son évolution dans le poisson frais.* Document technique sur les pêches, Danemark. 27,29, 33, 34P

Kaschner K., Rius-Barile J., Kesner-Reyes K., Garilao C., Kullander S.O., Rees T., et Froese R., 2008. *AquaMaps: Predicted range maps for aquatic species.* World wide web electronic publication. (www.aquamaps.org).

Magali P., 2008. *Profil et métabolisme des acides gras dans les tissus de la perche commune.* Thèse pour obtention de grade de docteur, option : sciences agronomiques, 172 P.

Marc Denis, 2008. *Biochimie Structurale.* Cours de biochimie et biologie moléculaire, faculté de médecine, université de Rennes, 2P.

Bibliographie

MASSAL E., 1958. Le poisson : aliment de valeur dans les îles pacifique. 44P

Masson O., 2007. *Biochimie : Bases biochimiques de la diététique*, 2ème édition, Lavoisier Ed. 25,27P

Nganguem M., 2010. *Approche physico-chimique du pouvoir conservateur du sel : Cas du salage de Pseudotolithus senegalensis*. Edition française 45P

Nguyen, 2010. *Maitrise de l'aptitude technologique des oléagineux par modification structurale ; application aux opérations d'extraction et de transestérification in-situ*. Thèse pour obtenir le grade de Docteur de l'université de la Rochelle Discipline : génie des procédés industriels 25-30, 32-33P.

Nutraqua., 2010. *Projet Composition Nutritionnelle des Produits Aquatiques*. Projet coordonné par le Pôle Filière Produits Aquatiques. (www.nutraqua.com),

Oddou S., 2007. *La chimie en classe de technicien supérieur*. Edition Vuibert, Paris 319-325P.

Pellon G., 1994. *Biochimie structurale* : Edition Nathan. 95P

Petsko, Ringe, 2004. *Structure et fonction des protéines*. Edition de Boek Université, Belgique. 3P

Quero J.-C., Porche, P. et VAYNE, J.-J. 2003. *Guide des poissons de l'Atlantique européen : identifier 955 espèces. Les guides du naturaliste*, Delachaux et Niestlé, Paris. 465p.

Salghi R., 2004. *Analyses physicochimiques I, Analyses des denrées alimentaires I, note théorique. Cours d'analyses physicochimiques des denrées alimentaire*, GPEE 1 année, Ecole Nationale de Science Appliquées d'Agadir.17-20p.

Sali A., 2007. *Extraction et dosage des provitamines A du sang de la chair du tilapia du Nil*. mémoire de fin d'étude pour obtention d'un diplôme d'ingénieur en science de la mer, option aquaculture. 5,34-39P

Tacon J., Albert G., 1995. *Pathologie nutritionnelle des poissons, Signes morphologiques des carences et intoxications alimentaires chez les poissons d'élevage*. Document technique sur les pêches, 3, 4, 12P

Vierling E., 2008. *Aliments et boissons : filières et produits*, 3^e édition, France. 96P.