

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية  
République Algérienne Démocratique et Populaire.  
التعليم  
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique.  
الوطنية العليا  
تهيد  
Ecole Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral.



**Mémoire de fin d'études en vue de l'obtention du diplôme  
Master en Sciences de la Mer  
Option : Aquaculture**

***Extraction et identification des pigments caroténoïdes à  
partir de la chair, du sang et du foie de la daurade royale  
Sparus aurata(Linné, 1758)***

**Réalisé par :**

Mlle CHABET DIS Chalabia

**Soutenu devant le jury composé de :**

|  |              |
|--|--------------|
| Mme DJEGHERI B (Professeur à l'ENSSMAL) :              | Présidente   |
| Mme AISSOU CH (Maitre de conférences B à l'ENSSMAL) :  | Promotrice   |
| Mme AMAROUCHE (Maitre assistance A à l'ENSSMAL) :      | Examinatrice |
| M.BLEHASNAT KH (Maitre de conférences A à l'ENSSMAL) : | Examinateur  |

*A mes agréables sœurs naima et fatiha*

*A la mémoire de mes parents*

*Chabet dis Chalabia*

## **AVANT-PROPOS**

*En préambule à ce travail, il m'est particulièrement agréable de remercier tous ceux qui de près ou de loin, m'ont aidé à mener à bien mon travail.*

*Je tiens à remercier :*

*MM. CH. AISSOU, Maitre de conférence B à l'ENSSMAL, ma promotrice, sans qui ce travail n'aurait pu avoir lieu. je lui suis très reconnaissante pour ses conseils et ses encouragements.*

*MM. B. DJEGHERI, professeur à l'ENSSMAL, qui me fait l'honneur de présider ce jury. Qu' il me soit permis de lui exprimer ma profonde admiration et ma sincère reconnaissance.*

*MM AMROUCHE, maitre assistance A à l'ENSSMAL et M. BELHASNAT, maitre de conférence A à l'ENSSMAL, mes examinateurs, qui ont accepté de juger ce travail malgré leurs nombreuses occupations.*

*Je souhaite exprimer ma profonde gratitude à MM. le chargé de division aquacole (CNRDPA) MM.FERHANE, l'équipe aquacole : MM. FRAY, MM. MESSAOUDI.M et MM. ITCHIR et M. BOUKALECHE et l'équipe de l'ENSSMAL: M. MAATOUK, MM. EDALIA, M.MEKKI, MM. AICHOUNE et MM. BOUZERBA, pour le temps précieux qu'ils m'ont consacré. Ils ont participé activement à mon travail en y apportant ses compétences scientifiques avec dévouement et grande patience.*

*J'adresse une vive reconnaissance à M.KACHER le Directeur du Centre National de Recherche et de Développement de la Pêche et de l'Aquaculture CNRDPA qui m'a accepté au sein du laboratoire et du bateau de recherche.*

*Ma reconnaissance va aussi à M.GHEZALI et M.FLITTI (X-directeurs du CNRDPA) qui m'ont aidé, soutenue et conseillé durant ces trois dernières années.*

*Je remercie vivement le groupe Aldem 2014 (BACHOUCHES.S, SAHIA, BOUICHA.M, MOKRANE.Z, ROUIDI.S, BOUHADJA.M, GUECHAOULI.M, BENSMAIL.S et BABA ALI.N et M.IGLESIAS SAMUEL).*

*Enfin, je n'oublie pas mes amis et mes proches, dont les encouragements m'ont toujours soutenue aux bons moments.*

# Sommaire

|   |    |
|---|----|
| Introduction  | 10 |
| Chapitre I : Généralités                              |    |
| I. Espèce étudiée                                     |    |
| 1. Position systématique                              | 13 |
| 2. Caractéristiques morphologiques                    | 13 |
| 3. Exigences écologiques et répartition géographiques | 14 |
| 4. Reproduction                                       | 14 |
| III. Pigments caroténoïdes                            |    |
| 1. Structure  | 15 |
| 2. Absorption   | 17 |
| 3. Métabolismes des caroténoïdes                      | 19 |
| 4. Teinte spécifique                                  | 21 |
| 5. Mode d'action                                      | 21 |
| Chapitre II : Matériel et méthodes                    |    |
| 1. Matériel animal                                    | 23 |
| 2. Echantillonnage                                    | 23 |
| 3. Extraction du sang                                 | 23 |
| 4. Dosage et analyse des pigments                     | 24 |
| A. Traitement du sang                                 | 24 |
| B. Traitement de la chair                             | 25 |

## Chapitre III : Résultats et discussion

|   |    |
|---|----|
| I. Caractéristiques du milieu   | 29 |
| II. Caractéristiques biologiques  | 29 |
| III. Pigments caroténoïdes  | 30 |
| A. Aspect quantitatif (Pigments caroténoïdes dans la chair)                       | 30 |
| ➤ Concentration des pigments caroténoïdes dans le sang en fonction de la taille   | 31 |
| ➤ Concentration des pigments caroténoïdes dans le sang en fonction du poids       | 33 |
| ➤ Concentration des pigments caroténoïdes dans le sang en fonction du sexe        | 34 |
| ➤ Concentration des pigments dans le sang en fonction des stades de maturité      | 35 |
| B. Aspect qualitatif  | 38 |
| ➤ Identification des pigments caroténoïdes présents dans le sang                  | 38 |
| ➤ Identification des pigments caroténoïdes présents dans le foie et dans la chair | 38 |
| Conclusion  | 40 |

## Liste d'abréviations

Aldem : Compagne d'évaluation des ressources démersales le long du littoral algérien.

CNRDPA : Centre nationale de recherche et de développement de la pêche et de l'aquaculture.

ET : écart-type

FAO : Organisation des nations unies pour l'alimentation et l'agriculture.

g : gramme.

HDL : lipoprotéine de haute densité.

ILDL : lipoprotéine de densité intermédiaire.

IND : juvénile.

LDL : lipoprotéine de basse densité.

Lt : longueur totale.

L : litre.

Moy : moyenne.

m : mètre.

N : nombre

PSU : practical salinity unit.

r : Coefficient de corrélation.

VLDL : lipoprotéine de très basse densité.

Wt : poids total.

°C : degré celsius.

: écart réduit.

## Liste des figures

|  |           |
|--|-----------|
| Figure 1. Daurade royale (ALDEM 2014).   | 13        |
| Figure 2. Répartition naturelle de la daurade royale (Quéro et <i>al.</i> , 1997).                                 | 14        |
| Figure 3. Formules développées de quelques caroténoïdes fréquemment identifiés chez les poissons (Choubert, 1992). | 17        |
| Figure 4 . Pesée et mensuration des daurades au bord du navire Grine belkacem (Aldem, 2014).                       | 23        |
| Figure 5. Extraction du sang au bord du navire Grine belkacem (Aldem, 2014).                                       | 24        |
| Figure 6 . Décantation du mélange.   | 25        |
| Figure 7. Les phases étherée et hydrique après ajout de KOH hydrique.  | 26        |
| Figure 8. Courbe d'étalonnage des pigments caroténoïdes dans la chair à 440 nm.                                    | 27        |
| Figure 9. Distribution des pigments caroténoïdes dans l'ensemble des individus étudiés.                            | 30        |
| Figure 10. Distribution des concentrations des pigments caroténoïdes dans la chair en fonction de la taille.       | 31        |
| Figure 11. Distribution des concentrations des pigments caroténoïdes dans la chair en fonction du poids.           | 33        |
| Figure 12. Spectre d'absorption des pigments caroténoïdes dans le sang.  | 38        |
| Figure 13. Spectre d'absorption des pigments caroténoïdes dans le foie.  | 39        |
| Figure 14. Spectre d'absorption des pigments caroténoïdes dans la chair.   | 39        |
| Figure 15. la daurade royale (Fischer et <i>al.</i> , 1986).   | Annexe II |
| Figure 16. Les mâchoires et les dents de la daurade royale (Fischer et <i>al.</i> , 1986).                         | Annexe II |
| Figure 17. Structure d'apocaroténal.   | Annexe II |
| Figure 17 : Décantation du mélange et séparation de deux phases après ajout de KOH hydrique.                       | Annexe II |
| Figure 18. Structure de l'acide rétinoïque.  | Annexe II |
| Figure 19. Les traits de pêche au niveau du secteur Est.   |           |
| Figure 20. Le sérum obtenu après centrifugation des tubes.   | Annexe II |
| Figure 21. Précipitation du sérum après agitation et apparition de deux phases.                                    | Annexe II |
| Figure 22. Précipitation du sérum après centrifugation et apparition de deux phases.                               | Annexe II |
| Figure 23. Distribution des classes de taille.   | Annexe II |
| Figure 24. Distribution des classes du poids.  | Annexe II |

|  |           |
|--|-----------|
| Figure 25. Sex-ratio de <i>Sparus aurata</i>   | Annexe II |
| Figure 26. Variation de sex-ratio en fonction des classes de taille.   | Annexe II |
| Figure 27. Variation des proportions des stades de maturation sexuelle des femelles, des mâles et des juvéniles de <i>Sparus aurata</i> (Linné, 1758) en fonction des classes de taille. | Annexe II |
| Figure 28: Distribution des concentrations des pigments caroténoïdes dans le foie en fonction des classes de tailles.  | Annexe II |
| Figure 29 : La distribution des concentrations des pigments caroténoïdes dans le foie en fonction du poids.  | Annexe II |
| Figure 30 : Classes de taille (cm) chez les individus étudiés.   | Annexe II |

## Liste des tableaux

|   |          |
|---|----------|
| Tableau 1. Concentrations équivalentes en caroténoïdes et leurs absorbances.  | 27       |
| Tableau 2. Concentration moyenne des pigments caroténoïdes dans la chair (µg/Kg) en fonction des classes de taille.                   | 32       |
| Tableau 3. Concentration moyenne des pigments caroténoïdes dans la chair (µg/Kg) en fonction des classes du poids.                    | 33       |
| Tableau 4. Concentration moyenne des pigments caroténoïdes dans la chair (µg/Kg) en fonction du sexe.                                 | 34       |
| Tableau 5. Concentration des pigments caroténoïdes (µg/ Kg) en fonction des stades de maturité chez l'ensemble des individus étudiés. | 35       |
| Tableau 6. Concentration des pigments caroténoïdes (µg/Kg) en fonction des stades de maturité chez les femelles.                      | 35       |
| Tableau 7. Concentration des pigments caroténoïdes (µg/ Kg) en fonction des stades de maturité chez les mâles..                       | 36       |
| Tableau 8. Évolution des facteurs de conversion entre les caroténoïdes provitaminiques et le rétinol.                                 | Annexe I |
| Tableau 9. Concentration des pigments caroténoïdes dans la chair.   | Annexe I |

# *Introduction*

## L'introduction

Les poissons d'eau de mer sont très consommés sur le marché, et la demande accroit chaque année. Parmi ces poissons on distingue la daurade royale, un poisson particulièrement apprécié surtout dans le marché Méditerranéen. Il occupe un espace très important dans l'aquaculture marine et aussi dans les pêcheries ; cependant la qualité de la chair du poisson est aussi importante et sa couleur entre autres, influence grandement le choix du consommateur.

En effet, la daurade est une espèce dont l'aquaculture intensive a fait l'objet de recherches dès les années 70 comme le bar et le turbot. Les premiers élevages expérimentaux s'effectuent, en France, en 1973 à la station expérimentale IFREMER de Palavas, ils débutent en 1976 à partir de reproducteurs captifs. Les premiers essais sont décevants et n'aboutissent qu'à la production ponctuelle de quelques milliers d'alevins pour atteindre 95 000 juvéniles en 1982 (Tandler et Mason, 1984 ; Tandler et Helps, 1985).

Également, la daurade royale a fait l'objet de nombreux travaux dont on peut citer les recherches de René en 1973 sur l'élevage et les techniques d'obtention des œufs, Alessio en 1975, Villani en 1976, Ramos en 1978, Person-Le Ruyet et Vérillaud en 1980 sur le cycle de vie et la croissance.

Chez les poissons à chair blanche, la pigmentation de la chair constitue un critère primordial qui garantit l'image du produit (Torrissen, 2000) et la couleur est le résultat de la présence et de la quantité de pigments caroténoïdes (Choubert et Storebakken, 1989), ces derniers constituent le groupe de pigments naturels le plus important et le plus largement distribué chez les êtres vivants.

Selon Matsuno (2001), plus de 650 caroténoïdes retrouvés ont été identifiés sous leur forme naturelle. Ces pigments ont fait l'intérêt des chercheurs depuis les années cinquante. Ils sont des substances que les poissons ne peuvent pas synthétiser. La plus grande part de la synthèse naturelle des pigments caroténoïdes est effectivement réalisée par les végétaux. Certains microorganismes tels que des bactéries et des levures ont aussi la capacité de les synthétiser (Guillou, 1991). Toutefois, certaines espèces peuvent en modifier la structure moléculaire grâce à certaines réactions métaboliques (Matsuno, 2001). Les pigments caroténoïdes retrouvés chez les poissons proviennent donc de leur alimentation.

Ce travail a pour principal objectif d'identifier les pigments caroténoïdes présents dans le sang, le foie et la chair de la daurade royale sauvage. Le premier chapitre est consacré pour

l'étude bibliographique de la daurade royale, l'absorption et le rôle des pigments caroténoïdes chez les poissons, le deuxième chapitre développe le matériel et les méthodes permettant d'identifier les pigments caroténoïdes. Enfin dans le troisième et dernier chapitre, nous exposons et nous discutons les résultats obtenus.

# ***Chapitre I***

## ***Généralités***

## I. la daurade royale

La daurade royale *Sparus aurata* appartient à la famille des sparidés, c'est une espèce bien représentée sur la côte algérienne comme le sar, le pagre, la bogue.

Linné a défini le genre *Sparus* en 1758, et il l'a associé à l'espèce *aurata* cependant le nom de *Sparus auratus* est généralement jugé plus juste et plus conforme aux règles de syntaxe.

### 1. Position systématique

Règne : Animalia.

Phylum : Chordata.

Embranchement : Vertebreta.

Classe : Ostéichtyes.

Ordre : Perciformes.

Famille : Sparidae.

Genre : *Sparus*.

Espèce : *Sparus aurata*.



Figure 1. Daurade royale (Aldem, 2014)

### 2. Caractéristiques morphologiques

Le corps de *Sparus aurata* (Linné, 1758) est ovale, assez élevé et comprimé. Aussi, elle possède une tête avec lequel le profil est régulièrement convexe (Fig.15. Annexe II), des petits yeux, une bouche basse et très peu inclinée, des lèvres épaisses, des dents caniniformes antérieures à chaque mâchoire à l'ordre de quatre à six (Fig.16. Annexe II), doublées et suivies sur les côtes de dents plus obtuses, devenant rapidement molariformes en 2 à 4 rangées (dents dans les deux rangées externes beaucoup plus fortes), des branchiospines courtes, 11 à 13 avec 7 ou 8 inférieures et 5 (rarement 4) à 6 supérieures, une nageoire dorsale à 11 épines et 13 ou 14 rayons mous, une nageoire anale à 3 épines et 11 ou 12 rayons mous (Fischer et Schneider, 1987).

La daurade royale a un corps gris argenté en compagnie d'une grosse tache noire à l'origine de la ligne latérale, débordant sur le sommet de l'opercule et soulignée sur ce dernier par une zone rougeâtre. Elle a aussi d'une bande dorée entre les yeux bordée de deux zones

sombres (moins nette chez les jeunes) et d'une couleur noire disposée sur les bordures de la fourche et les points caudales. Elle a aussi souvent des lignes longitudinales sombres sur le corps et une ligne noire sur la dorsale (Fischer et Schneider, 1987).

### 3. Exigences écologiques et répartition géographique

L'espèce *Sparus aurata* (Linné, 1758) est présente en Méditerranée, en Mer Noire et sur les côtes atlantiques du Sénégal à l'Angleterre. Elle se trouve essentiellement près des côtes et jusqu'à environ 60 mètres de profondeur, sur les fonds sableux, sablovaseux, rocheux ou dans les herbiers à posidonies.

Selon Arias (1976), la daurade royale est une espèce très euryhaline, on la rencontre aussi bien dans des lagunes hypersalées que dans des estuaires ou des zones dessalées.

Elle supporte des taux de salinités qui varient entre 5 ‰ à 60 ‰ mais elle préfère des concentrations de 20 ‰ à 30 ‰, aussi des températures allant de 4°C à 36°C avec un optimum de 25°C (27°C) pour la croissance, cependant elle est très sensible aux basses températures qui sont inférieures à 4°C. Elle préfère des zones où l'oxygène dissous est en concentration saturée. Toutefois, la limite en concentration est de 4 mg/L (Ferra, 2008).

Selon Lequenne (1984), la daurade royale est une espèce carnivore prédatrice, elle se nourrit des mollusques et des crustacés.

### 4. Reproduction

La daurade royale est une espèce hermaphrodite protandre. La première maturité sexuelle se produit en général à l'âge de 2 ans (sexe male) et l'inversion de sexe a lieu vers la fin de la 3<sup>ème</sup> ou de la 4<sup>ème</sup> année (sexe femelle)



— répartition spatiale de la daurade.

Figure 2. Répartition naturelle de la daurade royale (Quéro et al., 1997).

Selon Lumare (1978), en Méditerranée, en liberté et dans des conditions naturelles de maturation, la période d'obtention des œufs est limitée à 3 ou 5 mois. La daurade pond à partir de 13°C dans la phase descendante du cycle photopériodique, d'octobre à décembre. La température optimale pour la gamétogénèse est de 14°C à 15°C.

## II. Pigments caroténoïdes

### 1. Structure

Les caroténoïdes sont formés d'une longue chaîne hydrocarbonée en C<sub>18</sub> où alternent les simples et les doubles liaisons portant 4 groupements méthyles et de 2 cycles (  $\beta$ -ionone) situés à chacune des extrémités de cette chaîne. Les cycles  $\beta$ -ionone tiennent un nombre variable de groupements méthyles, éventuellement des groupements hydroxyles et souvent une ou deux doubles liaisons. La position et le nombre de ces groupements déterminent le type de caroténoïde. Les doubles liaisons de la chaîne en C<sub>18</sub> déterminent une série d'isoméries cis-trans.

La structure symétrique de ces molécules, comprenant un grand nombre de carbones et peu de groupements fonctionnels explique bien leur grande lipophilie et leur très faible solubilité, non seulement dans l'eau mais aussi dans des solvants organiques peu apolaires comme le méthanol, l'acétonitrile et l'hexane. Selon les groupements fonctionnels on distingue les xanthophylles (lutéine, zéaxanthine, canthaxanthine) relativement moins apolaires car porteurs de fonctions oxygénées, et les carotènes (cryptoxanthines, lycopène,  $\beta$ - et  $\alpha$ -carotène) exclusivement hydrocarbonés et donc extrêmement apolaires.

La structure de quelques caroténoïdes couramment rencontrés chez les salmonidés est représentée dans la figure 3. On distingue en particulier :

- **Le  $\beta$ -carotène:** Ce caroténoïde fait partie des substances naturelles les plus répandues. Sa structure présente deux cycles  $\beta$ -ionone terminaux. Il a été signalé tant dans la peau que dans le muscle de la truite arc-en-ciel (Choubert et Luquet, 1975).
- **La canthaxanthine:** Ce pigment a été identifié par Haxo en 1950, il possède deux groupes cétoniques en position 4 et 4' (Haxo, 1950). Il a été fréquemment mentionné

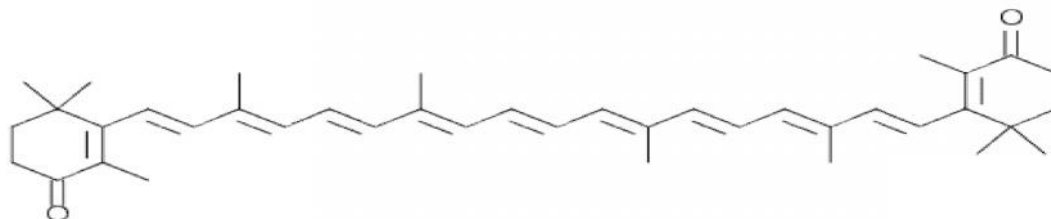
chez les salmonidés sauvages (Czeczuga, 1979) et il est synthétisé industriellement (Isler *et al.*, 1958), la canthaxanthine est utilisée en pisciculture intensive.

- **L'astaxanthine:** Ce pigment rouge a été isolé en 1876, il possède deux groupes hydroxyles en position 3 et 3' et deux groupes cétoniques en position 4 et 4' (Kuhn et Sorensen, 1938). C'est le pigment naturel des salmonidés. Ce pigment peut se trouver sous forme libre ou sous forme estérifiée (Choubert et Luquet, 1975 ; Schiedt *et al.*, 1986), tant dans la peau que dans le muscle (Choubert, 1979). Aujourd'hui, la forme libre, synthétisée industriellement (Kienzle et Mayer, 1978), est utilisée en pisciculture intensive.
- **La zéaxanthine:** Ce pigment a été isolé en 1929, il est caractérisé par la présence de deux groupements hydroxyles en position 3 et 3' (Karrer et Jucker, 1950). Chez les salmonidés, la zéaxanthine a été mise en évidence chez la truite arc-en-ciel (Hata, 1975 ; Choubert, 1979) et le saumon atlantique, *Salmo salar* (Czeczuga, 1975).
- **La lutéine:** Ce pigment caroténoïde possède une structure de type  $\beta$ -carotène (Karrer et Jucker, 1950). Assez fréquemment identifié chez les salmonidés, tant dans la peau que dans le muscle (Steven, 1947 ; Hata, 1975 ; Choubert, 1979), la lutéine peut se trouver sous forme libre ou estérifiée.

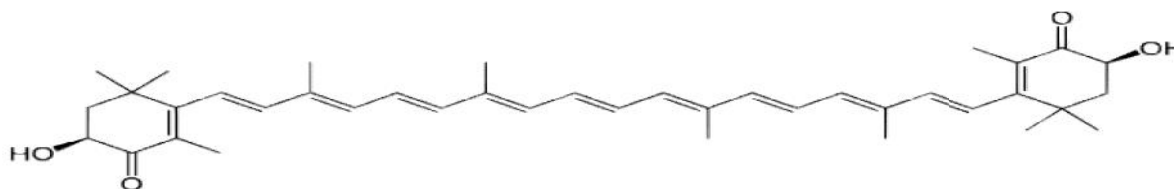
D'autres caroténoïdes sont plus rarement détectés et généralement en quantités minimales. Certains d'entre eux correspondent à des intermédiaires importants dans le métabolisme pigmentaire. Leur faible concentration, ou même, dans certains cas, leur absence apparente, serait due à la rapidité de leur transformation (Gilchrist et Green, 1960). Dans ce groupe, on peut citer :

- **La taraxanthine:** Ce pigment est quelquefois mentionné chez les salmonidés (Peterson *et al.* 1966, Czeczuga, 1979).
- **L'échinénone:** Un groupe cétonique en position 4 caractérise ce pigment. Sa présence a surtout été notée dans la peau de la truite arc-en-ciel (Choubert et Luquet, 1975, Choubert 1979).

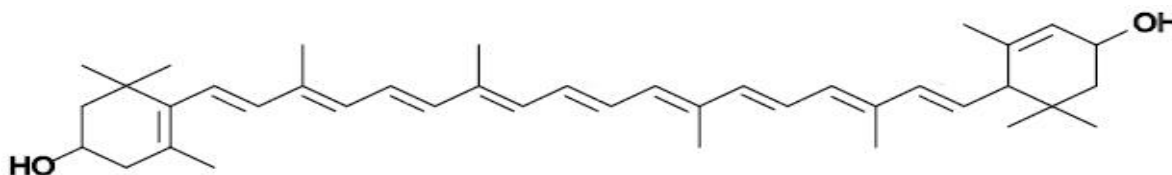
- **L'hydroxyéchinénone:** Ce pigment, qui possède un groupement hydroxyle supplémentaire en position 4' par rapport à l'échinénone, il a été identifié dans la peau de la truite fario (Czeczuga, 1979).
- **L' -carotène:** Il a été observé chez la truite arc-en-ciel (Savolainen et Gyllenberg 1970).



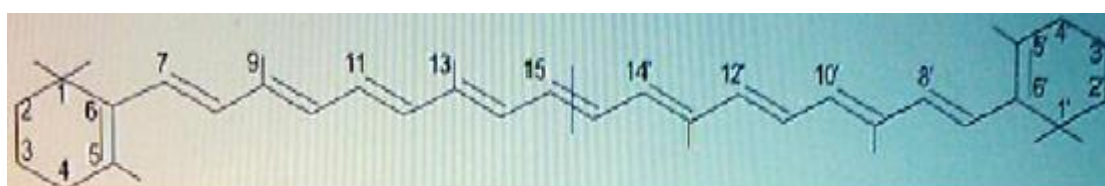
Canthaxanthine



Astaxanthine



Lutéine



-carotène

Figure 3. Formules développées de quelques caroténoïdes fréquemment identifiés chez les poissons (Choubert, 1992).

## 2. Absorption

Les caroténoïdes, à cause de leur extrême apolarité, ne sont pas miscibles à l'eau. Cette caractéristique explique pourquoi leur métabolisme est étroitement associé à celui des lipides.

### ➤ Métabolisme intraluminal

Les caroténoïdes doivent être extraits de leur matrice puis être solubilisés dans les micelles mixtes. L'extraction des caroténoïdes de leur matrice débute dans l'estomac où une fraction est transportée vers la phase lipidique du bol alimentaire. L'efficacité de ce transfert dépend probablement des caractéristiques de la matrice dans laquelle est incorporé le caroténoïde, de la lipophilie de ce caroténoïde, du pH du milieu, et de la nature des lipides (longueur et degré d'insaturation des acides gras).

Après cette étape, le bol alimentaire reçoit les sécrétions pancréatiques et biliaires. Une fraction des caroténoïdes encore présents dans les matrices et la fraction de caroténoïdes transférés dans la phase lipidique durant la digestion gastrique, sont alors incorporés dans les micelles mixtes.

### ➤ Mécanisme d'absorption

L'absorption passive des lipides a été infirmée avec la découverte de transporteurs impliqués dans l'absorption entérocytaire du cholestérol, fait qui suggère un mécanisme comparable pour l'absorption des caroténoïdes.

Selon During (2002), l'absorption des caroténoïdes s'effectuerait par l'intermédiaire d'un transporteur membranaire. Ainsi, l'absorption du  $\beta$ -carotène par des cellules Caco<sup>-2</sup> est saturable et dépendante du temps et de la concentration. Par ailleurs, la lutéine est absorbée au cours d'un processus de diffusion facilitée par l'intermédiaire du récepteur scavenger de classe B type 1 (SR-B1).

### ➤ Métabolisme intra-entérocytaire

Selon Wyss (2001), Le mécanisme de transport intracellulaire des caroténoïdes dans l'entérocyte est encore inconnu, des auteurs suggèrent que la FABP *fatty-acid-binding proteins* (protéine de transfert intracellulaire des acides gras), effectuerait également le transfert des caroténoïdes depuis la membrane jusqu'aux organites intracellulaires. Les caroténoïdes et leurs métabolites les moins polaires sont incorporés dans les chylomicrons et, après sécrétion dans l'espace intracellulaire, rejoignent la lymphe puis la circulation générale.

### ➤ Facteur affectant l'absorption

Théoriquement, De Pee et West (1996) ont signalé que de nombreux facteurs peuvent affecter l'absorption des caroténoïdes. L'acronyme Slamenghi rappelle le rôle spécifique de chacun de ces facteurs. Chaque lettre représente un facteur :

- S pour *Species of carotenoids* : La biodisponibilité relative des différents caroténoïdes;
- L pour *molecular Linkage* : Les groupements additionnels parfois greffés sur les caroténoïdes : esters notamment ;
- A pour *Amount of carotenoid consumed in the meal* : L'efficacité relative d'absorption en fonction de la quantité de caroténoïde apportée par repas ;
- M pour *Matrix in which the carotenoid is incorporated* : L'effet matrice dans laquelle est incorporé le caroténoïde ;
- E pour *Effectors of absorption* : Les nutriments et des additifs qui peuvent affecter l'absorption ;
- N pour *Nutrient status of the host* : pour intégrer l'effet du statut de l'individu en caroténoïde ou en vitamine A sur l'efficacité d'absorption ;
- G pour *Genetic factors* : Les facteurs génétiques ;
- H pour *Host-related factors* : Les facteurs liés à l'espèce : âge, sexe, et pathologies notamment ;
- I pour *mathematical Interactions* : pour exprimer la synergie pouvant exister entre ces différents facteurs.

### 3. Métabolisme des caroténoïdes

#### Transport sanguin

Dans la cellule intestinale, les caroténoïdes et les apocaroténals (Fig.17. Annexe II) les moins polaires sont incorporés dans les chylomicrons, eux-mêmes sécrétés dans l'espace intercellulaire pour rejoindre la circulation générale. Les caroténoïdes incorporés dans ces chylomicrons parviennent au foie. Ils peuvent en effet s'échanger avec d'autres lipoprotéines ou être captés par les tissus périphériques lors du catabolisme des chylomicrons par les lipases

endothéliales. Les métabolites plus polaires, dont l'acide rétinoïque (Fig.18. Annexe II), passent directement dans le sang portal.

Les chylomicrons sont ensuite hydrolysés partiellement sous l'action de la lipoprotéine lipase. Les caroténoïdes ainsi libérés sont distribués par les tissus périphériques dont notamment le tissu adipeux. Une partie des caroténoïdes est transférée dans les HDL et reste dans la circulation générale (Parker, 1996).

Selon Leo (1995), dans le foie, les caroténoïdes sont soit utilisés pour la production de la vitamine A grâce à la présence d'une oxygénase, soit sécrétés dans la bile, soit resécrétés dans les VLDL pour être distribués aux tissus périphériques, soit encore stockés dans les lipocytes (cellules étoilées du foie).

Les carotènes comme le  $\beta$ -carotène et le lycopène sont localisés préférentiellement dans le noyau hydrophobe des particules, alors que les molécules hydroxylées, tels les xanthophylles, sont localisées à la surface (Tyssandier et *al.*, 2002).

### Répartition tissulaire

Selon Hirao (1967), chez les poissons, les principales réserves de caroténoïdes sont constituées par le muscle, la peau et le foie. Cependant, d'autres organes présentent des concentrations importantes de caroténoïdes, notamment les gonades. Les organes riches en récepteurs LDL dont le tissu adipeux, le foie et les testicules accumulent les caroténoïdes. (Kaplan et *al.*, 1990).

### Conversion des caroténoïdes en rétinol et en acide rétinoïque

Selon Grolier (1997), les mécanismes biochimiques impliqués dans la conversion des caroténoïdes en vitamine A font toujours l'objet de nombreux travaux. Dans le foie et l'intestin grêle, l' $\beta$  et le  $\alpha$ -carotène, et la  $\beta$ -cryptoxanthine, subissent un clivage oxydatif grâce à la  $\beta$ -carotène 15-15' dioxygénase ou  $\beta$ -carotène monooxygénase.

## Équivalences caroténoïdes provitaminiques A –rétinol

L'activité vitaminique A est exprimée en équivalent rétinol (ER). Théoriquement, une molécule de  $\beta$ -carotène devrait pouvoir former deux molécules de rétinol (Tableau 8. Annexe I).

### 4. Teinte spécifique

La couleur des pigments caroténoïdes est généralement de couleur jaune à rouge, elle est provoquée par l'existence d'un chromophore constitué d'au moins de 7 doubles liaisons conjuguées. Le  $\beta$ -carotène est orange, la canthaxanthine est rose à cause de l'existence d'un chromophore plus long et qui absorbe la lumière à une longueur d'onde plus élevée, la teinte dépend alors de la proportion relative des différents caroténoïdes présente dans l'aliment.

### 5. Mode d'action

Le métabolisme et les rôles potentiels des caroténoïdes autres que le rôle pigmentaire commencent à être étudiés. Le rôle précurseur de vitamine A largement exploré n'est qu'une facette des différentes fonctions que peuvent assurer ces molécules. Leurs propriétés antiradicalaires sont maintenant connues et expliquent en partie leur action de protection dans les tumeurs. Action certainement renforcée par leur capacité à stimuler la communication intercellulaire par les jonctions communicantes, leur effet immunomodulateur et leur action sur des enzymes impliquées dans la cancérogenèse. Il faut noter également que chaque caroténoïde présente une certaine spécificité d'action.

# ***Chapitre II***

## ***Matériel et méthodes***

## 1. Matériel animal

Les daurades étudiés sont des daurades sauvages (*Sparus aurata* (Linné, 1758)) pêchés durant la campagne Aldem 2014 par le navire scientifique Grine belkacem (bateau de recherche du CNRDPA) pendant la période allant de 5 juin 2014 au 13 juin 2014 dans la région de Skikda et la région de Jijel, dans les strates A qui correspondent à des profondeurs de 20 m à 50 m, à l'aide d'un chalut de fond à corde (Fig.17, Annexe II).

## 2. Echantillonnage

Dans notre étude, les poissons étaient pesés à l'aide d'une balance et mesurés à l'aide d'un ichtyomètre après l'extraction du sang, aussi le sexe et le stade de maturité étaient déterminés.



a : balance; b : ichtyomètre ; c : daurades royales.

Figure 4 . Pesée et mensuration des daurades au bord du navire Grine belkacem (Aldem, 2014).

## 3. Extraction du sang

L'extraction est faite au niveau du pédoncule caudal à l'aide d'une aiguille insérée sous les écailles, en formant un angle de 45° avec l'axe longitudinal du poisson dans la direction du crâne.



Figure 5. Extraction du sang au bord du navire Grine belkacem (Aldem, 2014).

#### **4. Dosage et analyses des pigments caroténoïdes**

Dans la présente étude le protocole de Sali (2006) inspirée d'Adel (2003) est adopté pour l'extraction des pigments caroténoïdes à partir du sang et de la chair.

##### **A. Traitement du sang**

Afin de récupérer le sérum, les échantillons du sang ont été centrifugés à 12.000 g (3000 tours / min) à une température de 4°C pendant 10min.

##### **Mode opératoire**

On prélève 1 ml du sérum dans un tube à essai à l'aide d'une micropipette, puis on ajoute 2 ml d'éthanol et on les agite à l'aide d'un vortex pendant 8 minutes à 10 minutes, puis on laisse le mélange se précipiter pendant 5 min où on aura l'apparition de deux phases, une phase supérieure éthanoïque qu'on élimine et une phase organique à la quelle, on ajoute 3 ml d'éther de pétrole et on centrifuge à 12.000 g pendant 10 minutes et à une température de 4°C.

Après la centrifugation, on a apparition de deux phases, on prélève la phase supérieure étherée et on fait une lecture rapide au spectrophotomètre, contre l'éther de pétrole (blanc) à la longueur d'onde de 450 nm.

Il faut noter que les tubes à essai étaient conditionnés avec un papier en aluminium pour éviter la détérioration des pigments caroténoïdes qui sont sensibles à la lumière.

## B. Traitement de la chair

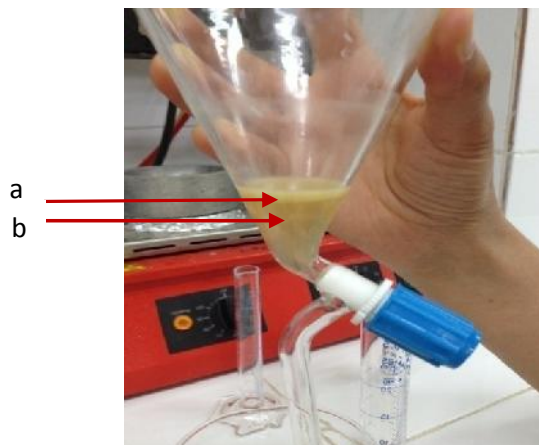
La chair et le foie ont été congelés, lyophilisée puis râpée ou écrasé à l'aide d'un pilon dans un mortier pour faciliter l'extraction des pigments caroténoïdes.

### Mode opératoire

On prend 1 g de tissu (chair, foie) et on ajoute 2 ml de l'acétone, 2 ml d'éther de pétrole et une pincée de l'acide ascorbique (anti-oxydant), puis 15 ml de KOH éthanoïque et on chauffe le mélange à une température inférieure ou égale à 40° C dans un bain marie pendant 10 min, puis on le refroidit rapidement dans un bac de glace.

Après filtration du mélange, on ajoute 100 ml de dietyl éther par 3 à 4 fractions, puis on lave avec 100 ml d'eau distillée l'erenmeyer.

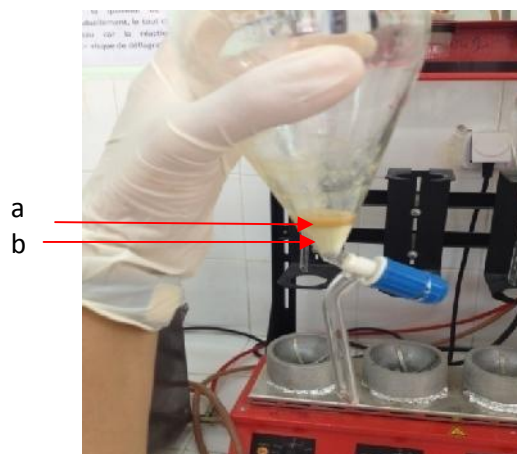
Le filtrat recueilli est versé dans une ampoule à décanter et laissé se précipiter jusqu'à l'apparition de deux phases : une phase étherée au-dessus et une phase hydrique au-dessous qui doit être éliminée.



a : La phase étherée ; b : La phase hydrique.

Figure 6 . Décantation du mélange.

On lave la phase étherée avec 50 ml de KOH hydrique, ensuite avec 50 ml d'eau distillée.



a : La phase étherée ; b : La phase hydrique.

Figure 7. Les phases étherée et hydrique après ajout de KOH hydrique.

On élimine la phase hydrique encore une autre fois et on préleve un échantillon de 10 ml de la phase étherée et on évapore le solvant (diethyl éther) dans un rotavapor à 40° C.

Le résidu est récupéré avec 10 ml d'éther de pétrole afin de pouvoir faire la lecture au spectrophotomètre à une longueur d'onde de 440 nm contre l'éther de pétrole.

- **La courbe d'étalonnage**

Benk a signalé en 1960 (in Sali, 2007) que la dissolution de 36 mg de bichromate de potassium dans 100 ml d'eau distillée donne une concentration équivalente à 26,6 mg/L de caroténoïdes totaux.

On a procédé à préparer des solutions standards correspondantes à des concentrations en caroténoïdes suivantes : 3, 6, 9, 12, 15 et 20 mg/L.

Tableau 1. Concentrations équivalentes en caroténoïdes et leurs absorbances.

| Standards     | Poids de bichromate de potassium (mg) | Concentrations équivalentes en caroténoïdes totaux (mg/L) | Absorbance |
|---------------|---------------------------------------|---|------------|
|               |                                       |   | 440 nm     |
| S1            | 4,06                                  | 3   | 0,097      |
| S2            | 8,12                                  | 6   | 0,177      |
| S3            | 12,18                                 | 9   | 0,213      |
| S4            | 16,2                                  | 12  | 0,308      |
| S5            | 20,3                                  | 15  | 0,35       |
| S6            | 27,06                                 | 20  | 0,454      |
| Solution mère | 36                                    | 26,6  | 0,612      |

La concentration des pigments caroténoïdes dans la chair et le foie est déduite directement à partir de la courbe d'étalonnage à une absorbance de 440 nm et elle est exprimée en premier lieu en mg/L puis en mg / Kg de tissu (Benk, 1960 in Sali, 2007).

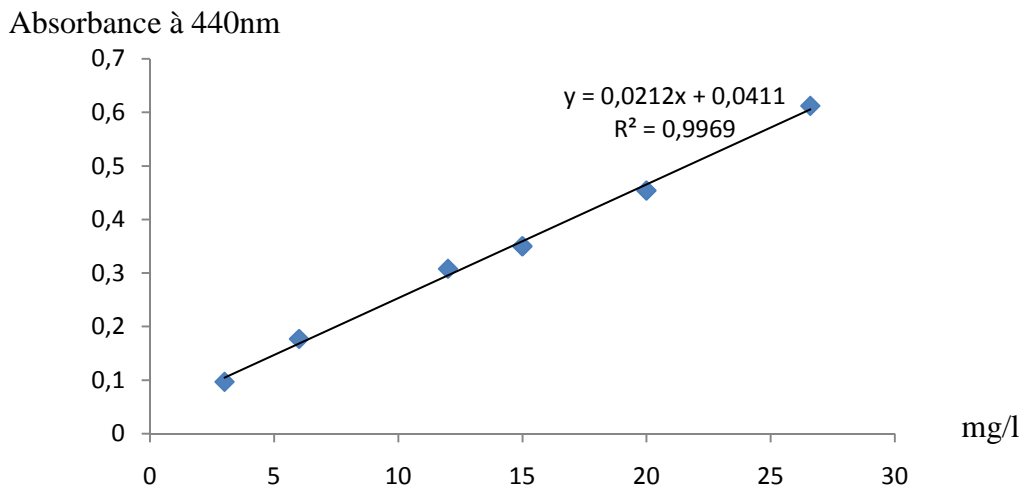


Figure 8. Courbe d'étalonnage des pigments caroténoïdes dans la chair à 440 nm.

Afin de calculer la quantité des pigments caroténoïdes présente dans 1 kg de tissu on a adopté la méthode suivante :

Densité optique de solution mère DO  $\longrightarrow$  0,0266 mg des caroténoïdes totaux

Densité optique d'un échantillon DO'  $\longrightarrow$  X mg des caroténoïdes totaux

X mg : la quantité des pigments caroténoïdes dans 1 g de tissu.

# ***Chapitre III***

## ***Résultats et discussion***

## I. Caractéristiques du milieu

La température de l'eau de surface mesurée était de 18,3°C et la salinité était de 35,7 PSU.

La température et la salinité de l'eau affectent significativement la croissance et le métabolisme des poissons (Guillaum *et al.*, 1999).

## II. Caractéristiques biologiques

L'étude est réalisée sur un effectif total de 52 individus appartenant à une seule espèce de daurade royale *Sparus aurata* (Linné, 1758), dont le poids total moyen est de  $110,84 \pm 24,95$  g et la longueur totale moyenne est de  $20,91 \pm 1,24$  cm, et les distributions des classes de taille et des classes du poids sont représentées dans les figures 21 et 22 (Annexe II).

La distribution des fréquences de taille d'une population est en fonction de nombreux facteurs qui agissent soit simultanément ou régulièrement, tel que le recrutement, la mortalité naturelle, la sélectivité des engins de pêche, la biologie et l'écologie de l'espèce.

### Sex-ratio

Le sex-ratio 3:1 observé chez *Sparus aurata* (Linné, 1758) montre qu'il y a une dominance d'un sexe (femelle) par rapport à l'autre (Fig. 23. Annexe II). La variation du sex-ratio dépend de l'état physiologique des poissons. En général, chez les poissons, les mâles sont prédominants en période de reproduction alors que pour les autres périodes, ce sont les femelles qui sont prédominantes (Paugy, 1980 ; Santos *et al.*, 2007). Selon Mellinger (2002), de nombreux facteurs comme le déplacement pour la recherche de nourriture, la croissance différentielle et le taux de mortalité par sexe affectent le sex-ratio chez les poissons.

### Maturité sexuelle

Les mâles et les femelles diffèrent non seulement par leur inégalité de croissance, mais aussi par l'époque à laquelle les glandes génitales arrivent à maturité.

La figure 25 (annexe II) montre les stades de maturité des deux sexes, répartis par classes pour les deux sexes où ces derniers aux stades de maturation sexuelle II, III sont

observées sur tout l'échantillonnage et que les individus immatures ont une taille inférieure à 19 cm.

### III. Pigments caroténoïdes

#### A. Aspect quantitatif (Pigments caroténoïdes dans la chair)

La concentration des pigments caroténoïdes dans la chair pour chaque individu est présentée dans le tableau 9 (Annexe I).

L'étude quantitative des pigments caroténoïdes dans la chair a été effectuée sur 52 et la concentration moyenne est de  $15,090 \cdot 10^{-3} \pm 5,670$  mg/ Kg, cependant la valeur minimale est de  $9,083 \cdot 10^{-3}$  mg/ Kg et la valeur maximale est de  $21,912 \cdot 10^{-3}$  mg/ Kg et la distribution de ces concentrations au sein de l'échantillonnage est une distribution normale et elle est représentée dans la figure 9.

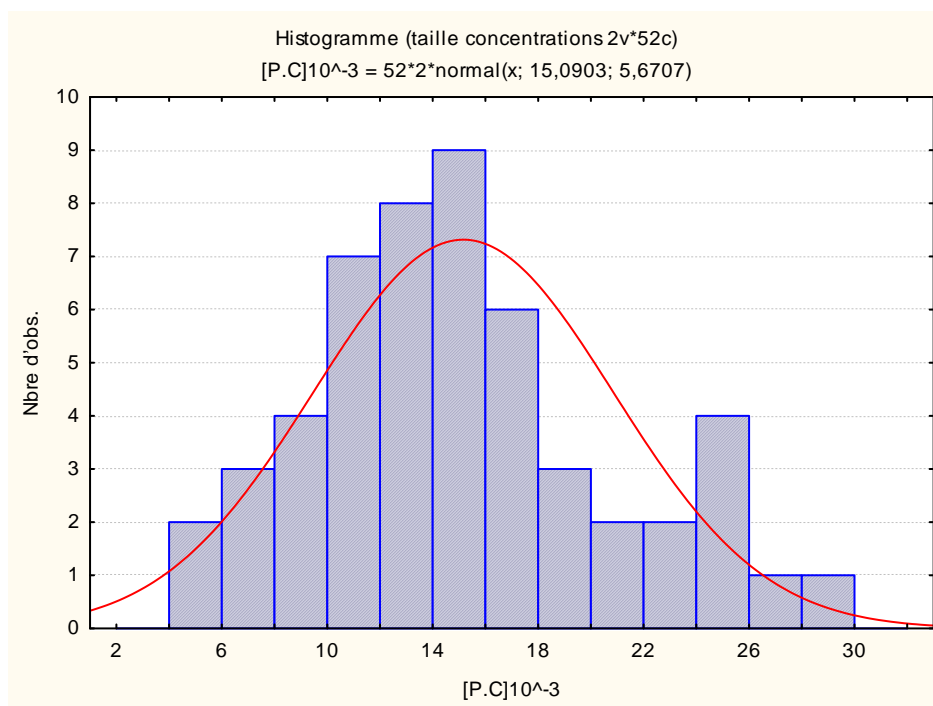


Figure 9. Distribution des pigments caroténoïdes dans l'ensemble des individus étudiés.

La concentration moyenne en pigments caroténoïdes dans la chair de la daurade royale sauvage ( $15,090 \cdot 10^{-3} \pm 5,670$  mg/ Kg) est inférieure à la concentration moyenne signalée par Turujman en 1997 pour le saumon Sockeye sauvage (*Oncorhynchus nerka*) qui était 59 mg/kg, et aussi à celle trouvée chez la truite arc-en ciel par Bjerkgeng en 1992 (25 mg/kg)

Les poissons étudiés sont des individus sauvages pêchés au large ou les facteurs de l'environnement et les caractéristiques trophiques influent sur l'abondance de la nourriture en facilitant, retardant, ou même empêchant la nourriture.

Chez les poissons, la déposition des caroténoïdes présente de grandes variations intramusculaires (Ytrestoyl *et al.*, 2006). Aussi la pigmentation du poisson est peut être influencée par la génétique, le cycle sexuelle, l'âge, l'aliment et les facteurs environnementaux (Bjerkeng *et al.*, 1992).

### ➤ Concentration des pigments caroténoïdes dans la chair en fonction de la taille

La distribution des concentrations des pigments caroténoïdes dans la chair en fonction de la taille est représentée dans la figure 10.

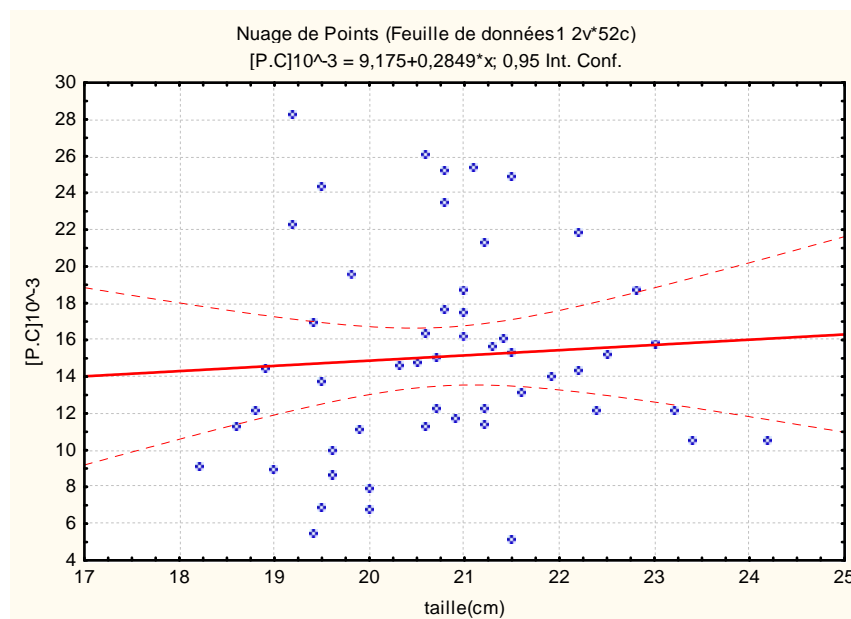


Figure 10. Distribution des concentrations des pigments caroténoïdes dans la chair en fonction de la taille.

Aucune corrélation positive et significative ( $r=0,004$ ) n'est observée entre la taille des individus de la daurade et les concentrations en pigments caroténoïdes dans la chair, aussi la comparaison deux à deux des concentrations moyennes des pigments caroténoïdes en fonction des classes de taille des poissons (Tableau 2) est non significative ( $<1,96$ ).

Tableau 2. Concentration moyenne des pigments caroténoïdes dans la chair ( $\mu\text{g}/\text{Kg}$ ) en fonction des classes de taille.

| Classe du poids (g) | N  | Valeur minimale        | Valeur maximale        | Moy $\pm$ ET                       |  |
|---------------------|----|------------------------|------------------------|------------------------------------|--|
| [18-19[             | 4  | $9,083 \cdot 10^{-3}$  | $14,473 \cdot 10^{-3}$ | $11,734 \cdot 10^{-3} \pm 2,224$ a | a vs. b : 0,181  |
| [19-20[             | 12 | $5,433 \cdot 10^{-3}$  | $28,295 \cdot 10^{-3}$ | $14,697 \cdot 10^{-3} \pm 7,483$ b | a vs. c : 0,362<br>a vs. d : 0,558   |
| [20-21[             | 13 | $6,736 \cdot 10^{-3}$  | $26,078 \cdot 10^{-3}$ | $15,629 \cdot 10^{-3} \pm 6,141$ c | a vs. e : 1,43<br>a vs. f : 0,238  |
| [21-22[             | 14 | $5,128 \cdot 10^{-3}$  | $25,418 \cdot 10^{-3}$ | $16,204 \cdot 10^{-3} \pm 5,335$ d | b vs. c : 0,048<br>b vs. d : 0,084   |
| [22-23[             | 5  | $12,086 \cdot 10^{-3}$ | $21,912 \cdot 10^{-3}$ | $16,445 \cdot 10^{-3} \pm 3,866$ e | b vs. e : 0,099<br>b vs. f : 0,110   |
| [23-24[             | 3  | $10,608 \cdot 10^{-3}$ | $15,737 \cdot 10^{-3}$ | $12,851 \cdot 10^{-3} \pm 2,624$ f | c vs. d : 0,044<br>c vs. e : 0,065<br>c vs. f : 0,248<br>d vs. e : 0,023<br>d vs. f : 0,391<br>f vs. e : 0,462 |

Guillou a signalé en 1991, que les individus d'une même espèce de poisson n'ont pas les mêmes capacités physiologiques qui leur permettant d'accumuler de façon égale les pigments caroténoïdes.

#### IV. Concentration des pigments caroténoïdes de la chair en fonction du poids

La distribution des concentrations des pigments caroténoïdes dans la chair en fonction du poids est représentée dans la figure 11.

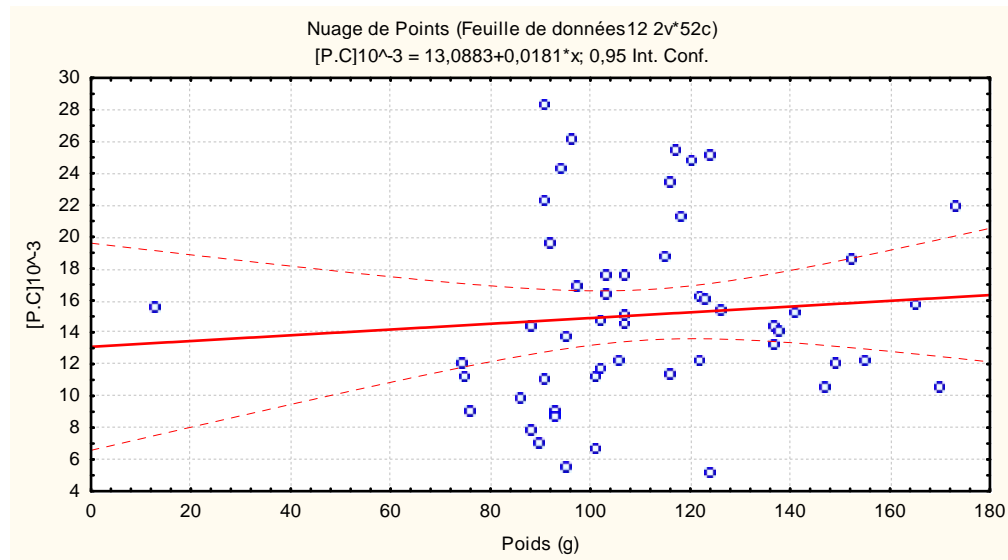


Figure 11. Distribution des concentrations des pigments caroténoïdes dans la chair en fonction du poids.

Aucune corrélation positive et significative ( $r=0,011$ ) n'est observée entre le poids des individus de la daurade et les concentrations en pigments caroténoïdes de la chair et la comparaison deux à deux des concentrations moyennes des pigments caroténoïdes en fonction des classes du poids des poissons étudiés est non significative ( $< 1,96$ ).

Tableau 3. Concentration moyenne des pigments caroténoïdes dans la chair ( $\mu\text{g}/\text{Kg}$ ) en fonction des classes du poids.

| Classe de poids(g) | N  | Valeur minimale        | Valeur maximale        | Moy $\pm$ ET                       |                                    |
|--------------------|----|------------------------|------------------------|------------------------------------|------------------------------------|
| [70-91[            | 7  | $6,954 \cdot 10^{-3}$  | $14,473 \cdot 10^{-3}$ | $10,244 \cdot 10^{-3} \pm 2,224$ a | a vs. b : 0,636<br>a vs. c : 0,634 |
| [91-112[           | 22 | $5,433 \cdot 10^{-3}$  | $28,295 \cdot 10^{-3}$ | $15,419 \cdot 10^{-3} \pm 7,483$ b | a vs. d : 0,402<br>a vs. e : 0,185 |
| [112-133[          | 12 | $5,128 \cdot 10^{-3}$  | $25,418 \cdot 10^{-3}$ | $17,937 \cdot 10^{-3} \pm 6,141$ c | b vs. c : 0,177<br>b vs. d : 0,173 |
| [133-154[          | 7  | $10,608 \cdot 10^{-3}$ | $18,676 \cdot 10^{-3}$ | $14,013 \cdot 10^{-3} \pm 5,335$ d | b vs. e : 0,021<br>c vs. d : 0,324 |
| [154-175[          | 4  | $10,561 \cdot 10^{-3}$ | $21,912 \cdot 10^{-3}$ | $15,105 \cdot 10^{-3} \pm 3,866$ e | c vs. e : 0,163<br>d vs. e : 0,084 |

Selon Guillaume et *al.*, (1999), les individus de truite pesants moins de 150g fixent peu de pigments caroténoïdes (canthaxanthine) dans son muscle, quel que soit l'apport alimentaire. En fait la capacité des poissons à fixer les caroténoïdes est davantage liée à l'âge et à l'état physiologique qu'à la masse corporelle ou à la teneur en caroténoïdes.

### Concentration des pigments dans la chair en fonction du sexe

La distribution des concentrations moyennes des pigments caroténoïdes dans la chair en fonction du sexe est représentée dans le tableau 4.

Tableau 4 .Concentration moyenne des pigments caroténoïdes dans la chair ( $\mu\text{g}/\text{Kg}$ ) en fonction du sexe.

| Sexe      | N  | Valeur minimale       | Valeur maximale        | Moy $\pm$ ET                       |                        |
|-----------|----|-----------------------|------------------------|------------------------------------|------------------------|
| Femelle   | 36 | $5,433 \cdot 10^{-3}$ | $28,295 \cdot 10^{-3}$ | $16,286 \cdot 10^{-3} \pm 5,692$ a | a vs. b : <b>2,463</b> |
| Mâle      | 12 | $5,128 \cdot 10^{-3}$ | $26,078 \cdot 10^{-3}$ | $13,077 \cdot 10^{-3} \pm 5,300$ b | a vs. c : <b>5,778</b> |
| Juvéniles | 04 | $8,997 \cdot 10^{-3}$ | $12,083 \cdot 10^{-3}$ | $10,365 \cdot 10^{-3} \pm 1,564$ c | b vs. c : <b>0,975</b> |

La concentration moyenne en pigments caroténoïdes dans la chair est plus importante chez les femelles avec une valeur de  $16,286 \cdot 10^{-3} \pm 5,692$  mg / kg cependant la valeur la plus basse est trouvée chez les juvéniles avec une moyenne de  $10,365 \cdot 10^{-3} \pm 1,564$  mg / kg de chair, elle est peut être due à l'aliment et la non compétitivité des juvéniles avec les autres individus pour la recherche de l'aliment dans le milieu., et la comparaison deux à deux des concentrations moyennes des pigments caroténoïdes en fonction du sexe est significative ( $>1,96$ ) entre les femelles et les mâles et entre les femelles et les juvéniles.

Blaxter et Hempel ont signalé en 1963 que les facteurs de l'environnement (comme la température) sont susceptibles de faciliter, retarder, ou même inhiber l'apprentissage de la chasse ou la recherche de l'aliment, cependant Shelbourne (1968), Kiyono et Hirano (1981)

s'accordent sur le fait que les plus importants sont les caractéristiques trophiques, les conditions d'éclairage et l'hydrodynamisme du milieu.

➤ **Concentration des pigments dans le foie en fonction des stades de maturité.**

Les répartitions des concentrations par stade de maturité chez l'ensemble des individus étudiés et pour chaque sexe sont représentées dans les tableaux 5,6 et 7.

Tableau 5. Concentration des pigments caroténoïdes (mg/ Kg) en fonction des stades de maturité chez l'ensemble des individus étudiés.

| Stade de maturité | N  | Valeur minimale         | Valeur maximale         | Moy ± ET                           |   |
|-------------------|----|-------------------------|-------------------------|------------------------------------|---|
| II                | 25 | 5,128*10 <sup>-3</sup>  | 28,295*10 <sup>-3</sup> | 13,588 *10 <sup>-3</sup> ± 4,895 a | a vs. b : 0,527<br>a vs. c : 1,354<br>b vs. c : 1,024 |
| III               | 21 | 6,736*10 <sup>-3</sup>  | 26,078*10 <sup>-3</sup> | 16,971*10 <sup>-3</sup> ± 5,867 b  |   |
| IV                | 2  | 21,912*10 <sup>-3</sup> | 25,212*10 <sup>-3</sup> | 23,562*10 <sup>-3</sup> ± 2,333 c  |   |

On constate à partir de ce tableau que la concentration moyenne en pigments caroténoïdes dans la chair la plus élevée est trouvée chez les individus en stades de ponte IV (23,562 ± 2,333 mg/kg de chair) et la différence pour la comparaison deux à deux entre les différents stades est non significative ( < 1,96).

Tableau 6. Concentration des pigments caroténoïdes (mg/Kg) en fonction des stades de maturité chez les femelles.

| Stade de maturité | N  | Valeur minimale         | Valeur maximale         | Moy ± ET                          |   |
|-------------------|----|-------------------------|-------------------------|-----------------------------------|---|
| II                | 18 | 5,433*10 <sup>-3</sup>  | 28,295*10 <sup>-3</sup> | 14,246*10 <sup>-3</sup> ± 5,140 a | a vs. b : 0,200<br>a vs. c : 2,184<br>b vs. c : 1,609 |
| III               | 16 | 6,736*10 <sup>-3</sup>  | 25,418*10 <sup>-3</sup> | 17,670*10 <sup>-3</sup> ± 5,586 b |   |
| IV                | 2  | 21,912*10 <sup>-3</sup> | 25,212*10 <sup>-3</sup> | 23,562*10 <sup>-3</sup> ± 2,333 c |   |

A partir du tableau 6, on constate que la concentration moyenne en pigments caroténoïdes la plus élevée se trouve chez les femelles au stade de ponte et la différence est seulement significative ( $p > 1,96$ ) pour les individus du stade de maturation en cours II (a) versus les individus du stade de ponte IV (c) chez les femelles.

Chez la truite, la pigmentation musculaire augmente au cours de la maturation sexuelle grâce aux caroténoïdes alimentaires, ou la canthaxanthine est répartie de façon égale entre le muscle et les ovaires (Guillaume et *al.*, 1999).

Choubert a signalé en 1992 que les caroténoïdes des salmonidés sauvages (la truite de mer, le saumon sockeye et le saumon chum), durant la maturation sexuelle des femelles, sont mobilisés dans le muscle puis accumulés dans les ovaires.

Tableau 7. Concentration des pigments caroténoïdes (mg/ Kg) en fonction des stades de maturité chez les mâles.

| Stade de maturité | N | Valeur minimale       | Valeur maximale        | Moy $\pm$ ET                       |                  |
|-------------------|---|-----------------------|------------------------|------------------------------------|------------------|
| II                | 7 | $5,128 \cdot 10^{-3}$ | $16,258 \cdot 10^{-3}$ | $11,895 \cdot 10^{-3} \pm 4,042$ a | a vs. b : 0,0915 |
| III               | 5 | $7,910 \cdot 10^{-3}$ | $26,078 \cdot 10^{-3}$ | $14,733 \cdot 10^{-3} \pm 6,846$ b |                  |

La comparaison deux à deux des concentrations moyennes des pigments caroténoïdes en fonction des stades de maturité chez les mâles ne présente aucune significativité.

Durant la maturation sexuelle des salmonidés, les caroténoïdes sont mobilisés et transférés vers la peau chez les mâles (Guillaume et *al.*, 1999), et cet augmentation en pigments est expliquée comme une manière d'attirer des femelles (Krinsky, 1971).

Chez les salmonidés, la pigmentation du muscle est influencée par la maturation sexuelle ou les tissus servent de réserve pigmentaire et lipidique, car les pigments sont liposolubles (Torrissen et Naevdal, 1984). Aussi Olsen et Mortensen (1997) ont signalé que la pigmentation est influencée par la température du milieu qui affecte leur taux métabolique et le temps de rétention des aliments dans l'intestin.

Torrissen a signalé en 1985, que nombreux facteurs pouvant influencer la pigmentation de la chair des poissons comme par exemple la composition de l'aliment, et la pigmentation tissulaire sera grandement influencée par la nature et la forme moléculaire des caroténoïdes qui se trouvent dans l'aliment, et il a prouvé en 1986, à partir d'une étude que l'astaxanthine est déposée plus efficacement dans la chair que la canthaxanthine. Les dissimilarités au niveau de la conformation des molécules sont responsables des différents niveaux d'absorption et de déposition des deux types de pigments.

En effet, la digestibilité des pigments est influencée par la concentration des caroténoïdes dans l'aliment (Choubert et Storebakken, 1996) et la pigmentation de la chair ne dépend pas seulement de la quantité de pigments, mais aussi de facteurs métaboliques comme l'absorption et le transport des caroténoïdes dans le sang. Selon Barbosa *et al.*, (1999), seulement 3 à 18 % de l'astaxanthine ingérée seraient effectivement déposés dans la chair. La faible déposition des pigments serait en partie expliquée par la faible digestibilité de l'astaxanthine (Foss *et al.*, 1987).

De plus, la concentration en pigments caroténoïdes est en fonction de l'affinité spécifique qui concerne l'aptitude de chaque caroténoïde à se déposer dans la chair. Certains caroténoïdes comme les mycoxanthophylles, ne sont pas déposés dans le muscle. D'autres comme la citranaxanthine, ont une efficacité pigmentaire limitée. Cette caractéristique est la résultante des divers processus aboutissant à la fixation des pigments. Elle dépend de facteurs tels que la digestibilité, l'aptitude de l'organisme à transformer ou à déposer les pigments dans le muscle.

D'autant que, le foie est responsable des grandes pertes des caroténoïdes ingérés (Page et Davies, 2003), ou le taux de sortie des caroténoïdes du foie est limité par la capacité des LDL à transporter les pigments (Reboul *et al.*, 2005) et aussi par la quantité de récepteurs des LDL sur les hépatocytes.

Aussi, le métabolisme des pigments caroténoïdes est étroitement lié à celui des lipides, il est très important de noter également les fortes corrélations qui existent avec celui des acides aminés. En effet, la présence de 8% de méthionine dans un aliment composé destiné à des crustacés permet une meilleure accumulation des pigments caroténoïdes. L'ajout simultané de méthionine et d'isoleucine donne encore de meilleurs résultats. De plus, certains acides aminés comme la méthionine, l'isoleucine, la phénylalanine ou l'arginine sont,

lorsqu'ils sont présents en trop fortes quantités, un facteur limitant l'accumulation des pigments caroténoïdes (Otazu-Abrill et *al.*, 1982).

## B. Aspect qualitatif

### ➤ Identification des pigments caroténoïdes présents dans le sang

Un seul pic correspond à  $\beta$ -carotène a été reconnu, par comparaison avec les courbes disponibles dans la littérature dans les travaux de Choubert en 1992 et Brotas Vanda et Plante-Cuny Marie-Reine en 1995; Ce pigment fait partie des substances naturelles les plus répandus, il a été signalé par Thommen et Gloor en 1965 et Choubert et Luquet en 1975 chez la truite arc-en-ciel.

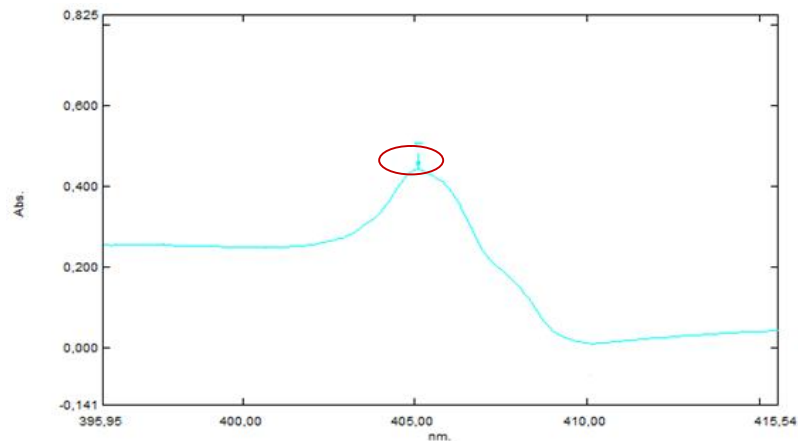
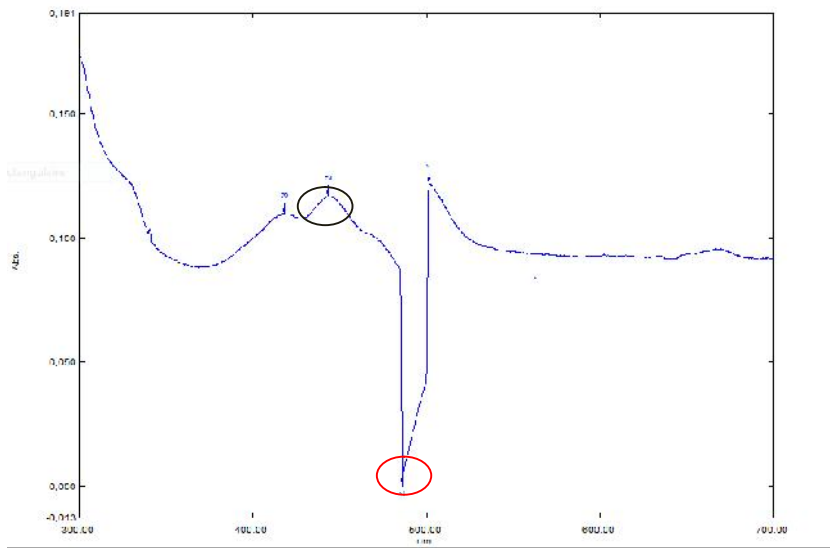


Figure 12. Spectre d'absorption des pigments caroténoïdes dans le sang.

### ➤ Identification des pigments caroténoïdes présents dans le foie et dans la chair

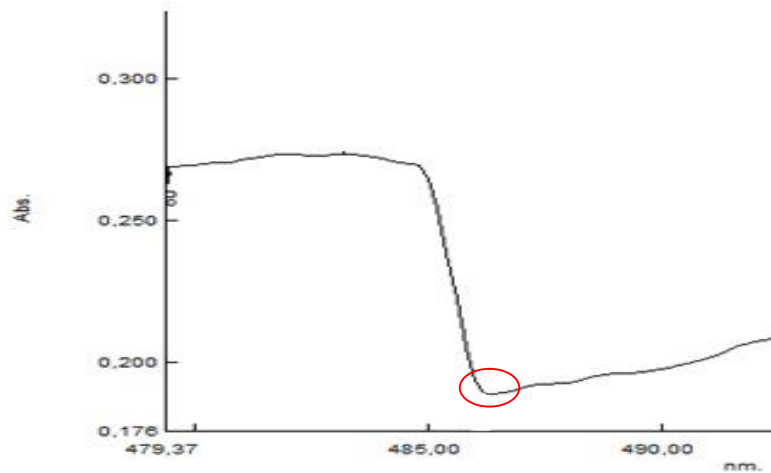
Les courbes correspondent aux résultats obtenus aux extractions des pigments caroténoïdes à partir du foie et de la chair sont représentées ci dessous.



\* Le cercle rouge correspond au canthaxanthine,

\*Le cercle noir au  $\beta$ -carotène.

Figure 13. Spectre d'absorption des pigments caroténoïdes dans le foie.



\* Le cercle rouge correspond au canthaxanthine,

Figure 14. Spectre d'absorption des pigments caroténoïdes dans la chair.

\* Le cercle rouge correspond au canthaxanthine,

Deux pics ont été identifiés, ces derniers correspondent au  $\beta$ -carotène et à la canthaxanthine, à l'aide des courbes disponibles dans la littérature dans les travaux de Choubert en 1992 et Brotas Vanda et Plante-Cuny Marie-Reine en 1995;

Le  $\beta$ -carotène est une substance naturelle la plus répandue. il a été signalé par Thommen et Gloor en 1965 et Choubert et Luquet en 1975 chez la truite arc-en-ciel.

La canthaxanthine est un pigment fréquemment mentionné chez les salmonidés sauvages par Thommem et Gloor en 1995 et Czczuga en 1979, aussi par Choubert en 1982 chez la truite.

# *Conclusion*

### Conclusion

L'étude est réalisée sur 52 individus de daurade sauvage pêchés à l'aide d'un chalut de fond à corde dans la région Est de la côte algérienne pendant la campagne Aldem 2014, dont la longueur totale moyenne de  $20,91 \pm 1,24$  cm et le poids moyen de  $110,84 \pm 24,95$  g. Le sex-ratio examiné chez *Sparus aurata* (Linné, 1758) est largement en faveur pour les femelles.

Les pigments caroténoïdes sont des substances largement répandues dans la nature. Leur présence, est très facile à observer du fait de leur couleur, peut servir, dans certains cas, à mieux comprendre la biologie des êtres vivants dans lesquels ils se trouvent, et l'intérêt de l'étude des pigments a été reconnue depuis longtemps par les nombreux auteurs de toutes disciplines scientifiques qui l'ont déjà abordée. La Biologie, en particulier, doit retirer de précieux renseignements de l'étude de ces substances.

L'examen de la chair des 52 individus a permis de tirer quelques constatations :

- La concentration moyenne en pigments caroténoïdes présente dans la chair de la daurade sauvage est inférieure à celle trouvée chez les poissons d'élevage (salmonidés); Les poissons sont incapables de synthétiser les pigments caroténoïdes de *novo*, ils doivent les trouver dans leur alimentation et la présente étude est faite sur des individus sauvages ou l'activité alimentaire est réduite ou interrompue.
- Pas de corrélation significative entre la taille des individus de la daurade et la concentration en pigments caroténoïdes dans la chair et entre cette dernière et le poids des daurades étudiés.
- La concentration en pigments caroténoïdes dans la chair augmente au cours de la maturation sexuelle.

L'analyse qualitative des pigments caroténoïdes dans le sang, le foie et la chair a permis d'identifier les pigments suivants:

- -carotène qui fait part des substances naturelles les plus répandus ;

- La canthaxanthine, un pigment fréquemment mentionné chez les salmonidés sauvages (Thommem et Gloor en 1995 et Czczuga en 1979).

En effet, les poissons ne peuvent pas synthétiser les pigments caroténoïdes mais ils peuvent les assimiler et les stocker à partir des aliments ingérés. Après l'ingestion, ces pigments caroténoïdes peuvent être éliminés en l'état dans les fèces, absorbés, ou transformés. Les produits de transformation peuvent, à leur tour, être éliminés ou réabsorbés par la muqueuse intestinale.

Plusieurs études ont prouvé qu'il est possible d'augmenter la fixation des caroténoïdes dans les muscles de poissons en modifiant le niveau de lipides alimentaires (Bjerkeng *et al.*, 1997; Torrissen, 1998; Nickell et Bromage, 1998). Le consommateur recherche cependant des produits faibles en gras. Olsen *et al.* (2005) ont tenté de résoudre ce problème en ne modifiant que la structure des lipides ajoutés à l'aliment, ou il est possible de modifier le milieu digestif par l'inclusion ou la modification des phospholipides, des gras saturés ou des acides biliaires. En effet, en modifiant les émulsions lipidiques intestinales ou les propriétés des micelles, il est possible d'accroître significativement l'utilisation et la rétention des pigments chez les poissons.

La quantité des pigments caroténoïdes dépend essentiellement de la rétention des ces derniers, et l'efficacité de la rétention est sous l'effet de plusieurs facteurs qui affectent l'absorption, la fixation et le métabolisme des pigments caroténoïdes. Ces facteurs sont nombreux, ils dépendent et ils varient au cours du cycle de vie de l'espèce. La plupart des travaux sont consacrés à l'aspect pigmentaire et les interrelations pigments caroténoïdes-vitamine A en négligeant les autres aspects qui ont un lien avec le rôle nutritionnel de ces pigments chez le poisson en jouant un rôle très important dans la reproduction et la croissance. Il paraît important d'entamer des recherches sur ces fonctions physiologiques des caroténoïdes chez les poissons.

# ***Bibliographie***

**Bibliographie**

**ADAMS, D.** (1990). Carotenoids and photoprotection in plants: a role for the xanthophylls zeaxanthin. *BBBA- Bioenerg.* v. 1020, n. 1. pp.1-24.

**AINOUCHE, N.** (2012). Rapport de la Campagne d'évaluation des ressources démersales le long du littoral algérien « ALDEM 2012 ». CNRDPA.

**AKA, Z., KOÇ H.T., et TURAN C.** (2004). A study on the anchovy *Engraulis encrasicolus*, Linnaeus (1758) in Turkish Seas, Turkey. *Pak. J. Biol. Sci.*7.

**ALESSIO, G.** (1975). Riproduzione artificiale di orata, *Spams aurata* L. (Osteichthyes, Sparidae), 5e - Primi risultati sull' allevamento ed alimentazione delle larvae e degli avanotti. *oll. Pesca Piscic. Idrobiol.*, 30(1), pp.71 - 92.

**AMORIM-CARRILHO, K.T., CEPEDA, A., FENTE, C. et REGAL, P.** (2014). Review of methods for analysis of carotenoids. France : Elsevier, pp.49–73.

**ANNA, C., CAMERON, J., WEADICK, J.S., et HELEN RODD, F.,** (2008). Pigments, Patterns, and Fish Behavior. *ZEBRAFISH*, Vol 5, N° 4.

**ARIAS, A.** (1976). Sobre la biologia de la dorada *Sparus aurata* de los esteras de la provincia de Cadiz. *Inv. Pesq*, pp. 201 - 222.

**BANANI, M, MUKHERJEE, A et Banerjee, S.**( 2010) Growth and pigmentation development efficiencies in fantail guppy, *Poecilia reticulata* fed with commercially available feeds. *Abjna*.

**BARBARA, M.** (1968) Distribution and relative abundance of carotenoids pigments in anastraca (Crustacea: Branchiopoda). *Comp. Biochem. Physiol*, VoL 24, pp. 123-147.

**BARBOSA, M.J., MORAIS, R. et CHOUBERT, G.** (1999) Effect of carotenoid source and dietary lipid content on blood astaxanthin concentration in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture*, 176, pp.331-.341.

**BARNABE G et BILLARD R.** (1984) L'aquaculture du bar et des sparidés. INRA.

- BENDAG, M.** (1995) Systèmes de production du loup et de la daurade. Elevage intensif en bassins en Tunisie. CIHEAM, pp. 97- 112.
- BEN SALAH, A. et MAKHLOUF, Z.** (2013) Contribution à l'étude de la valeur alimentaire de l'espèce *Dicentrarchus labrax* (bar commun) (linné, 1758).[mémoire d'ingénieur].ENSSMAL.
- BJERKENG, B., STOREBAKKEN, T., LIAAEN-JENSEN, S.** (1992) Pigmentation of rainbow trout from start feeding to sexualmaturation. Aquaculture 108, pp. 333-346.
- BJERKENG, B.** (2000) Carotenoid pigmentation of salmonid fishes - recent progress. Internacional de Nutrición Acuícola.
- BLAXTER, J. H. S. et HEMPEL, G.** (1963) The influence of egg size on herring larvae (*Clupea harengus* L.) J. Conseil Perm. Intern. Exploration Mer, 28, pp. 211 - 240.
- BOREL, P., DRAI, J., FAURE, H., FAYOL, V., GALABERT, C., LAROMIGUIERE, M. et LE MOËL, G.** (2005) Données récentes sur l'absorption et le catabolisme des caroténoïdes. Ann Biol Clin, pp. 165-77.
- BOUCHEKOUK, C. et HADJADJI, H.** (2012) Effet d'une diète sur les paramètres hématologiques et biochimiques de tilapia du nil, *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758). [Master II]. Université de Saâd Dahlab.
- BOUKHERCHOUFA, N et TEBAKH, F.** (2006) Extraction et identification de certains pigments caroténoïdes à partir d'algues brunes.[Mémoire d'ingénieur]. ENSSMAL.
- BROTAS, V., CABRITA, T., PORTUGAL, A., SERODIO, J. et CATARINO F.** (1995) Spatio-temporal distribution of the microphytobenthic biomass in intertidal flats of Tagus estuary (Portugal). Hydrobiologia , pp. 93-104.
- BÜHRER-ASTFALK, E.** (2011) Vitamine A et -carotène. Swissmilk.
- BURLLOT, G., BUTHON, L., DAVAINÉ, Y., DIDRI, H., PABIOU, T., RAFINI, M. et VALINGOT, C.** (1998) Références aquaculture. Synthèse agricole, pp. 203-205.
- CASTILLO, R., ROLAND, L. et GENEVIEVE, N.** ( 1980) Determination, tissue distribution and métabolisme of caroténoïd pigments in the hermit crab *Pagurus prideauxi* Leach (1815) decapoda : anomoura. Comp. Biochem. Physiol, Vol 66B, pp. 483-489.

**CHOUBERT, G.** (1992) La pigmentation des Salmonidés : Dynamique et facteurs de variations. INRA.

**CHOUBERT, G.** (1986) Pigments caroténoïdes et reproduction des poissons. Bull. Fr. Pêche Piscic, pp. 25-32.

**CHOUBERT, G. et LUQUET, P.** (1982) Fixation et rétention musculaire de la canthaxanthine par la truite arc-en-ciel. INRA.

**CHOUBERT, G. et LUQUET, P.** (1975) Nature des caroténoïdes fixés au niveau de la peau et du muscle de la Truite arc-en-ciel ayant ingéré de l'huile rouge de capelan. Ann. Hydrobiol., 6, pp. 123-130.

**CHOUBERT, G.** (1979) Tentative utilization of spirulin algae as a source of carotenoid pigments for rainbow trout. Aquaculture, 18, pp. 135-143.

**CHOUBERT, G. et STOREBAKKEN T.** (1989) Dose-response to astaxanthin and canthaxanthin pigmentation of rainbow-trout fed various dietary carotenoid concentrations. Aquaculture, 81, pp. 69-77.

**CHOUBERT, G. et Storebakken, T.** Digestibility of astaxanthin and canthaxanthin in rainbow trout as affected by dietary concentration, feeding rate and water salinity. *Ann. Zootech.*, 45, 1996, P : 445-453.

**CHOUBERT, G. RAMON, G. et JOS-CARLOS, G.** (1994) Milicuat. Response of serum carotenoid levels to dietary astaxanthin and canthaxanthin in immature rainbow trout *Oncorhynchus mykiss*. *Comp. Biochem. Physiol*, Vol 109A, N° 4, pp. 100-106.

**CZECZUGA, B.** (1975) Carotenoids in fish. IV. Salmonidae and Thymallidae from Polish waters. *Hydrobiologia*, 46, pp. 223-239.

**CZECZUGA, B.** (1979) Carotenoids in fish. XX. Carotenoids in *Salmo gairdneri* Rich and *Salmo trutta morpha fario* L. *Hydrobiologia*, 64, pp. 251-259.

**DAGENAIS, G.** (2008) Effet des pigments xanthophylles jaunes du gluten de maïs et utilisation de différents niveaux de lysine dans la moule d'élevage ; Impacts sur les performances et la coloration de la truite arc-en-ciel (*Oncorhynchus mykiss*) [Mémoire d'un maître en sciences]. Université laval, Québec.

- DELGADO-VARGAS, F., JIMENEZ, A. R., et PAREDES-LOPEZ, O.** (2000) Natural Pigments: Carotenoids, Anthocyanins, and Betalains Characteristics, Biosynthesis, Processing, and Stability. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, pp. 173–289.
- DEVAUCHELLE, N.** (1980) Etude expérimentale sur la reproduction, les œufs et les larves de : Bar, *Dicentrarchus labrax*, daurade, *Sparus aurata*, Mullet, *Liza ramada*, rouget, *Mullus surmuletus*, Sole, *Solea solea*, Turbot, *Scophthalmus maximus*. [Doctorat de 3<sup>ème</sup> cycle]. Université de Bretagne occidentale.
- DE PEE, S. et WEST, C.** (1996) Dietary carotenoids and their role in combating vitamin A deficiency : a review of the litterature. *Eur J Clin Nutr*, pp. 38-53.
- DILER, I. et DILEK, K.** (2002) Significance of pigmentation and use in aquaculture. *Turkish journal of fisheries and aquatic sciences* 2, pp. 97-99.
- DURAND, J.** (1967) Etude des éléments figurés du sang de quelques poissons africains. *ORSTOM*, vol I, n°14.
- DURING, A., HUSSAIN, M., MOREL, D. et HARRISON, E.** (2002) Carotenoid uptake and secretion by CaCo-2 cells : beta-carotene isomer selectivity and carotenoid interactions. *J Lipid Res*.
- ETHAN, D. DANIEL, ARDIA, R., et KEVIN, J.** (2007) Red fish, blue fish: trade-offs between pigmentation and immunity in *Betta splendens*. *Behavioral Ecology*.
- EUROFINS, S.** (2009) Les caroténoïdes dans les aliments. Centre de Compétence Vitamines, Danemark. Eurofin. N° 31.
- EZHIL, J. et NARAYANAN, M.** (2013) Enhancement of Pigmentation in Blue Morph, *Pseudotropheus lombardoi* Through Feeding Different Carotenoid Sources. *World Journal of Fish and Marine Sciences*, pp. 655-659.
- FERRA, C.** (2008) *Aquaculture*. Paris: Vuibert, pp. 1264.
- FISCHER, W., SCHNEIDER, M. et BAUCHOT, M.** (1987) Guide FAO d'identification des espèces pour les besoins de la pêche Méditerranée et mer Noire, Volume 2: Vertébrés. Rome, pp.1347.

- FONTANA, A. et LE GUEN, J.** (1969) Etude de la maturité sexuelle et de la fécondité de *pseudotolithus (Fonticulus) elongatus*. ORSTOM, Vol VII, N° 3.
- FOSS, P., STOREBAKKEN, T., AUSTRENG, E. et LIAAENJENSEN, S.** (1987) Carotenoids in Diets for Salmonids. Pigmentation of Rainbow-Trout and Sea Trout with Astaxanthin and Astaxanthin Dipalmitate in Comparison with Canthaxanthin. *Aquaculture*, 65.
- FRANÇOIS, A. et PIHET, A.** (1961) Le dosage de l'axérophtol dans les produits alimentaires vitaminisés destinés aux animaux. *Ann. Biol. Anim. Bioch. Biophys*, pp. 258-267.
- FURR, H., et CLARK, R.** (1997) Intestinal absorption and tissue distribution of carotenoids. *J. Nutr. Biochem*, pp. 8-364.
- GILCHRIST, B. et GREEN J.** (1960) The pigment of artemia. *Proc. Roy. Soc., B152*, pp. 118-136.
- GROLIER, P., DUSZKA, C., BOREL, P., ALEXANDRE-GOUABAU, M. et AZAIS-BRAESCO, V.** (1997) *In vitro* and *in vivo* inhibition of  $\beta$ -carotene dioxygenase activity by canthaxanthin in rat intestine. *Arch Biochem Biophys*, pp. 233-238.
- GUILLAUME, J., KAUSHIK, S., BERGOT, P. et METAILLER, R.** (1999) Nutrition et alimentation des poissons et des crustacés. INRA, IFREMER, Février, pp. 231-244.
- GUILLOU, A.** (1991) Absorption, accumulation et bioconversion des caroténoïdes chez la truite arc-en-ciel (*Oncorhynchus mykiss*) mature. Thèse PhD. Université Laval, Québec.
- GUPTA, S., JHA, A., et VENKATESHWARLU, G.** (2007) Use of natural caroténoïds for pigmentation in fish. *Natural product radiance*, Vol.6(1), pp. 46-49.
- HATA, M.** (1975) Carotenoid pigments in rainbow trout, *Salmo gairdneri irideus*. *Tohoku J. Agricult. Res* 26, pp. 35-40.
- HAMDI, M et SI BACHIR M.** (2011) Contribution à l'élevage de la daurade « *sparus aurata* » en eau réchauffée : centrale électrique Cap Djinet. [Mémoire d'ingénieur]. ENSSMAL.

- HERRING P.** (1968) The caroténoïd pigments of *Daphnia magna* ; The pigments of animals fed *Chlorella pyrenoidosa* and pure caroténoïds. *Comp. Biochem. Physiol.*, Vol. 24, pp.n187-203.
- HIRAO, S.** (1967) Carotenoids in fish. *Bull. Jap. Soc. Sci. Fish.*, 33, pp. 866-871.
- HAXO, F.** (1950) Carotenoids of the mushroom *Cantharellus cinnabarinus*. *Botan. Gaz.*, 112, pp. 228-232.
- ISLER, O., OFNER, A. et SIEMERS, G.** (1958) Industrial synthesis of carotenoids for use as food colors. *Food Technol.*, 12, pp. 520-526.
- JUAN, A. et BURGOS, J.** (1981) Caroténoïd pigments in the flesh and carapace of *Aristaeomorpha foliacea* and *Heterocarpus dorsalis* (Crustacea : décapoda). *Comp. Biochem. Physiol.*, Vol 69B.
- KAPLAN, L., LAU, J. et STEIN, E.** (1990) Carotenoid composition, concentrations, and relationships in various human organs. *Clin Physiol Biochem*, pp. 1-10.
- KARRER, P. et JUCKER, E.** (1950) Carotenoids. France : Elsevier.
- Kienzle F et Mayer H.** (1978) Synthesis of optically active natural carotenoids and structurally related compounds. II. Synthesis of (35,3'S)-astaxanthin. *Helv. Chim. Acta*, 61.
- KIYONO, M. et HIRANO, R.** (1981) Effect of light on the feeding and growth of black porgy, *Mylio macrocephalus* (Basilewsky), postlarvae and juveniles. In : The early life history of fish : Recent studies, Lasker, R., Sherman, K. (eds).
- KNOCKAERT, C.** (2006) Salmonidés d'aquaculture de la production à la consommation. *Quae*, pp. 92-95.
- KRINSKY, N.** (1971) Function of carotenoids. Birkhauser Verlag, Basel, pp. 669-716.
- KUO, C., NASH, C. et SHEHADED, Z.** (1973) The effect of temperature and photoperiod on ovarian development. In : the grey mullet. Induced breeding and larval rearing research. Volumue II. Oceanic Institute – Hawaii.

- LARABI, S. et LOUNIS, D.** (2012) Caractéristiques des paramètres sanguins des trois cichlidés existants en Algérie (*Tilapia zillii*, *Tilapia nilotica* et *Tilapia rouge*). [Mémoire d'ingénieur]. ENSSMAL.
- LASSERRE, G.** (1976) Dynamique des populations ichthyologiques lagunaires. Application à *Sparus aurata* L. Thèse doctorat d'état Université des Sciences et Techniques du Languedoc. Montpellier, pp. 306.
- LEDERER, E.** (1934) Les caroténoïdes des plantes. eBooks hidden.
- LALEYE, P.** (1995) Écologie comparée de deux espèces de *Chrysichthys*, poissons siluriformes (Claroteidae) du complexe lagunaire lac Nokoué - lagune de Porto-Novo au Bénin. Thèse de doctorat. Univ . de Liège (Belgique), pp. 152.
- LEO, M., AHMED, S., ALEYNIK, S., SIEGEL, J., KASMIN, F. et LIEBER, C.** (1995) Carotenoids and tocopherols in various hepatobiliary conditions. *J Hepatol*, pp. 550-556.
- LEQUENNE, P.** (1984) Les fermes marines. édisud, pp. 44-45.
- LIGHT, L., HUEBNER, J. et VERGENZ, R.** (1994) How Does Light Absorption Intensity Depend on Molecular Size . *J. Chem. Ed*, pp. 105-108.
- LUMARE, F.** (1978) Etat actuel des connaissances sur les espèces cultivables en Méditerranée. Consultation F.A.O. d'experts sur le développement de l'aquaculture en Méditerranée. Athènes, pp. 84.
- MATSUNO, T.** (2001) Aquatic animal carotenoids. *Fish. Sei.*, 67.
- MELEDER, V., MARTIN, L., BRUNO, J., MOUGET, J., LAVAUD, J., KAZEMIPOUR, F., LAUNEAU, P. et BARILLE, L.** (2013) In vivo estimation of pigment composition and optical absorption cross-section by spectroradiometry in four aquatic photosynthetic micro-organisms. Elsevier, pp. 115–124.
- MELLINGER, J.** (2002) Sexualité et Reproduction des poissons. CNRS EDITIONS, Paris, pp. 346.
- MERLIN, J., NOEL, P., LAFAOE-SZIDLOWSKI, N. et WALLART, F.** (1986) Dosage des caroténoïdes de la macrofaune benthique par spectrométrie Raman de résonance –

comparaison avec les dosages par spectrométrie d'absorption visible. IFREMER. Actes de Colloques N°4, pp. 397 – 402.

**MINERVA, G. et MAURILIO, L.** (2013) The use of carotenoid in aquaculture. Research Journal of Fisheries and Hydrobiology, pp. 38-49.

**MIKI, W., YAMAYUCHI, K., KONOSU, S. et WATANABE, T.** (1984) Metabolism of dietary carotenoids in eggs of red sea bream. Comp.Biochem.Physiol. 77 B (4), pp. 665-668.

**MIRCHEVA, K., GONNET, M., BALASHEV, K., IVANOVA, T. et BOURY, F.** (2014) Properties of  $\beta$ -carotène and retinoic acid in mixed monolayers with dipalmitoylphosphatidylcholine (DPPC) and Solutol. France : Elsevier.

**WATANABE, M., MUSUMI, K. et JUN, A.** (2011) Carotenoid pigment composition, polyphenol content, and antioxidant activities of extracts from orange-colored Chinese cabbage. France : Elsevier.

**MUUS, B., NIELSEN J., DAHLSTRÖM, P. et OLESEN, N.** (2005) Guide des poissons de mer et de pêche. Delachaux et Niestlé, pp. 196.

**NELSON, G. et HAIRSTON, J.** (1976) Photoprotection by carotenoid pigments in the copepod *Diaptomus nevadensis*. Proc. Nat. Acad. Sci. USA, Vol 73, N° 3, pp. 971-974.

**OLIVIER, P. et DAGMAR, K.** (2010) Sérum ou plasma, Fiche technique N°29. CSCQ.

**OLSEN, R., KIESSLING, A., MILEY, J., ROSS, N.Y. et LALL, S.P.** (2005) Effect of lipid source and bile salts in diet of Atlantic salmon, *Salmo salar L.*, on astaxanthin blood levels. *Aquaculture*, pp. 804-812.

**OLSEN, R. et MORTENSEN, A.** (1997) The influence of dietary astaxanthin and temperature on flesh colour in Arctic charr *Salvelinus alpinus L.* *Aquacult. Res.*, 28, pp. 51-58.

**OUNAIS-GUSCHEMANN, N.** (1989) Définition d'un modèle d'élevage larvaire intensif pour la daurade *Sparus auratus*. [Doctorat]. Université d'Aix-Marseille II.

**ORAPINT, J. et BUNDIT, Y.** (2012) Stability of Carotenoid Diets During Feed Processing and Under Different Storage Conditions. *Molecules*.

**OTAZU-ABRILL, M., MARTIN, B. et CECCALDI, H.** (1982) Influence des acides aminés purifiés ajoutés dans les aliments composés sur le métabolisme des pigments caroténoïdes chez *Palaemon serratus* (crustacea : Decapoda). *Aquaculture*, 28, pp.303-309.

**OURISSON, G et NAKATANI, Y.** (1990) Bacterial carotenoids as membrane reinforcers: A general role for polyterpenoids: Membrane stabilization. Plenum Press, New york, pp. 137-145.

**PAGE, G. et DAVIES, S.** (2003) Hepatic carotenoid uptake in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) using an isolated org~n perfusion model. *Aquaculture*, 225, pp. 405-419.

**PARKER, R.** (1996) Absorption, metabolism, and transport of carotenoids. *FASEB J*, pp. 542-551.

**PAUGY, D.** (1980) Écologie et biologie des *Alestes nurse* (Pisces Characidae) des rivières de Côte d'Ivoire. *Cah. ORSTOM ser. Hydrobiol.* 13 (3-4), pp. 143-149.

**PAVLIDIS, M., KOUMOUNDOUROS, G., STERIOTI, A., SOMARAKIS, S., DIVANACH, P. et KENTOURI, M.** (2000) Evidence of Temperature-Dependent Sex Determination in the European Sea Bass (*Dicentrarchus labrax* ). *Journal of experimental zoology*, pp. 225–232.

**PERSON- LE RUYET, J. et VERILLAUD, P.** (1980) Techniques d'élevage intensif de la daurade dorée *Sparus aurata* L. de la naissance à l'âge de deux mois. *Aquaculture*, 20, pp. 351 - 370.

**PETERSON, D., JAGER, H., SAVAGE, G., WASHBURN, G. et WESTERS, H.** (1966) Natural coloration of trout using xanthophylls. *Trans. Ann. Fish Soc.*, 95.

**PILLAY, T.** (1990) *Aquaculture principales and practices.* Fishing news books, pp.398-407.

**POLO, A., YUFERA, M. et PASCUAL, E.** (1991) Effects of temperature on egg and larval development of *Sparus aurata* L. *Aquaculture*, 92, pp. 367-375.

**QUERO, J. et VAYNE, J.** (1997) Les poissons de mer des pêches françaises. Delachaux et Niestlé, pp. 192-193.

**RAMAMOORTHY, K., BHUVANESWARI, S., SANKAR, G. et SAKKARAVARTHI, K.** (2010) Proximate Composition and Carotenoid Content of Natural Carotenoid Sources and

its Colour Enhancement on Marine Ornamental Fish *Amphiprion ocellaris* (Cuveir 1880). World Journal of Fish and Marine Sciences 2 (6), pp. 545-550.

**RAMOS, J.** (1978) Experiencias de cultivo de dorado *Sparus auratus* L. in tanques. Inf. Tec. Inst. Inv. Pesq, pp. 20.

**REBOUL, E., ABOU, L., MIKAIL, C., GHIRINGHELLI, O., ANDRE, M., PORTUGAL, H., AMIOT, M., LAIRON, D. et BOREL, P.** (2005) Lutein transport by Caco-2 TC-7 cells occurs partly by a facilitated process involving the scavenger receptor class B type 1 (SR-BI). *Biochem. J.*, 387, pp. 455-461.

**RENE, F.** (1973) Rearing of gilthead *Sparus aurata*. In the early life history of fish. Proceeding of international symposium Oban, Springer verlag ed., pp. 747.

**RUTKOWSKI, M. et KRZYSZTOF, G.** (2007) Modifications of spectrophotometric methods for antioxidative vitamins determination convenient in analytic practice. *Acta*, pp. 17-28.

**SALI, A.** (2007) Extraction et dosage des provitamines A du sang de la chair et du foie de la carpe commune et de tilapia du Nil. [Mémoire d'ingénieur]. ENSSMAL.

**SANTOS, J., ARAUJO, F., SILVA, M. et VASCONCELLOS, R.** (2007) Sex ratio and sexual dimorphism of the anchovy *Anchoa januaria* (Actinopterygii, Engraulidae) in a tropical bay in south-eastern Brazil. *J. Fish Biol.*, pp. 877-888.

**SAVOLAINEN, J. et GYLLENBERG, H.** (1970) Feeding of rainbow trouts with *Rhodotorula sanneü* préparations. III. Amounts and qualities of carotenoids. *Lebensm.-Wiss. u. Technol.*, 3, pp.18-20.

**SCHIEDT, K., LEUENBERGER, F., VECCHI, M. et GLINZ, E.** (1985) Absorption, retention and metabolic transformations of carotenoids in rainbow trout, salmon and chicken. *Pure et Appl. Chem.*, Vol. 57, No. 5, pp. 685-692.

**Schiedt K., Vecchi M. et Glinz E.** (1986) Astaxanthin and its metabolites in wild rainbow trout (*Salmo gairdneri* R) *Comp. Biochem. Physiol.*, 83B, pp. 9-12.

- SEYEDI, S., SHARIFPOUR, I., RAMIN M. et JAMILI, S.** (2013) Effet of dietary asthaxanthin on survival, growth, pigmentation clownfish, *amphiprion acellaris*, (Cuvier 1880). Indian Journal of Fundamental and Applied Life Sciences.
- SHELBOURNE, J.** (1968) The culture of marine fish larvae, with special reference to the plaice (*Pleuronectes platessa* L.) and the sole (*Solea solea* L.). Phd thesis, London University, pp. 162.
- STAVROS C., MIHALIS, P., CARMEN, D., VARDANIS, G., STERIOTI, A. et PASCAL, D.** (2005) The effect of different carotenoid sources on skin coloration of cultured red porgy (*Pagrus pagrus*). Aquaculture Research.
- STEVEN, D.** (1949) Studies on animal carotenoids. II. Carotenoids in the reproductive cycle of the brown trout. J. Exp. Biol., 26, pp. 295-303.
- STEVEN, D.** (1947) Carotenoid pigmentation of trout. Nature, 160, pp. 540-541.
- TANDLER, A. et HELPS, S.** (1985) The effects of photoperiod and water exchange rate on growth and survival of gilthead sea bream (*Sparus aurata*, Linnaeus Sparidae) from hatching to metamorphosis in mass rearing systems. Aquaculture, 48, pp. 71 - 82.
- TANDLER, A. et MASON, C.** (1984) The use of <sup>14</sup>C labelled rotifers (*Brachionus plicatilis*) in the larvae of gilthead sea bream (*Sparus aurata*) : measurements of the effect of rotifer concentration, the lighting regime, and sea bream' s larval age on their rate of rotifer ingestion. European Maricult. Soc. Publ., 8, pp. 241 - 259.
- THOMMEN, H. et GLOOR, U.** (1965) Zum Vorkommen von Keto-Carotinoiden in der Forelle. Naturwissenschaften, 52, pp. 161-162.
- TORRISSEN, O. et NAEVDAL, G.** (1984) Pigmentation of salmonids-genetical variation in carotenoid deposition in rainbow trout. Aqua. 38, pp. 59-66.
- TORRISSEN, O.** (1985) Pigmentation of salmonids : factors affecting carotenoid deposition in rainbow trout (*Salmo gairdneri*). Aquaculture, 46, pp. 133-142.
- TORRISSEN, O.** (1998) Not all salmon are "Norwegian" salmon and not all salmon pigments are astaxanthin. *Journal of AOAC International*, 81, pp. 53-54.

- TORRISSEN, O.** (2000) Dietary delivery of carotenoids. In: Antioxidants in Muscle Foods (ed. by E. Decker, C. Faustman et C.J. Lopez-Bote), JohnWiley & Sons, Inc, NewYork, NY.
- TURUJMAN, S., WAMER, W. et WEI, R.** (1997) Rapid liquid chromatographie method to distinguish wild salmon from aquacultured salmon fed synthetic astaxanthin. *Journal of AOAC International*, 80, pp. 622-632.
- TYSSANDIER, V., CHOUBERT, G., GROLIER, P. et Borel, P.** (2002) Carotenoids, mostly the xanthophylls, exchange between plasma lipoproteins. *Int J Vitam Nutr Res*, pp. 300-308.
- VANDABROT, A. et MARIE-REINE, P.** (1996) Identification et quantification des pigments chlorophylliens et caroténoïdes des sédiments marins: un protocole d'analyse par HPLC. *Oceanologica Acta*. Vol. 19-N°6, pp. 623-634.
- VILLANI, P.** (1976) Allevamento larvale di orata *Sparus aurata* L. nprodotta in condizioni artificiali di laboratorio. *Arch. Oceanogr. Limnol.*
- VINCENT, M.** (1988) Rôles et transformations des pigments caroténoïdes dans les réseaux trophiques marins. *La mer* 26, pp. 139-147.
- WHITEHEAD, P., BAUCHOT, M., HUREAU J., NIELSON, J. et TORTONESE, E.** (1984) Fishes of the North-eastern atlantic and the mediterranean. Unesco, vol. I, pp. 139.
- WYSS, A., WIRTZ, G. et WOGGON, W.** (2001) Expression pattern and localization of beta,beta-carotene 15,15'-dioxygenase in different tissues. *Biochem*, pp. 521-529.
- XIANGJUN, S., YU, C., YUANTU, Y., ZHIHONG, M., YONGJUN, L., TIELIANG, L., NA, J., WEI, X. et LIN, L.** (2012) The effect of dietary pigments on the coloration of Japanese ornamental carp (koi, *Cyprinus carpio* L.). *Aquaculture*, pp. 62-68.
- XIN-GENG, W., CHRISTOPHER, M. et KENT M.** (2014) Tri-trophic movement of carotenoid pigments from host plant to the parasitoid of a caterpillar. France : Elsevier, pp. 58-65.
- YTRESTOYL, T., STRUKSNAES, G., RORVIK, K., KOPPE, W. et BJERKENG, B.** (2006) Astaxanthin digestibility as affected by ration levels for Atlantic salmon, *Salma salar*. *Aquaculture*, pp. 215-224.

**YVORE, P. et MAINGUY, P.** (1972) Influence de la coccidiose duodénale sur la teneur en caroténoïdes du sérum chez le poulet. *Ann.Rech. Vétér*, pp. 381-387.

**ZAGALSKY, P., CHEESMAND, D. et CECCALDI, H.** (1967) Studies on carotenoid containing lipoproteins isolated from the eggs and ovaire of certain marine invertebrates. *Comp. Biochem. Physiol*, Vol. 22, pp. 851-871.

**ZAGALSKY, P., et JONES, R.** (1982) Quaternary structures of astaxanthin-proteins of *Valella valella* and of -crustacyanin of lobster carapace, as revealed electron microscopy. *Comp. Biochem. Physiol*, Vol71B, pp. 237- 242.

# ***Annexe***

## Les tableaux

Tableau 8. Évolution des facteurs de conversion entre les caroténoïdes provitaminiques et le rétinol.

| National research council 1989 (Washington DC : National Academic Press, 1989) | Institute of medicine 2000 (Washington DC : National Academic Press, 2000) |
|--|--|
| 1 équivalent rétinol   | 1 équivalent rétinol   |
| = 1 µg de rétinol tout- <i>trans</i>   | = 1 µg de rétinol tout- <i>trans</i>                                       |
| = 2 µg de $\beta$ -carotène tout- <i>trans</i> pur                             | = 2 µg de $\beta$ -carotène tout- <i>trans</i> pur                         |
| = 6 µg de $\beta$ -carotène alimentaire  | = 12 µg de $\beta$ -carotène alimentaire                                   |
| = 12 µg d'autres caroténoïdes provitaminiques A alimentaires                   | = 24 µg d'autres caroténoïdes provitaminiques A alimentaires               |

Tableau 9. Concentration des pigments caroténoïdes dans la chair.

| Wt (g) | Lt (cm) | sexe | stade | quantité (µg/kg de chair) |
|--------|---------|------|-------|---------------------------|
| 76     | 18,2    | IND  |       | 9,083                     |
| 75     | 18,6    | IND  |       | 11,300                    |
| 74     | 18,8    | IND  |       | 12,083                    |
| 88     | 18,9    | F    | II    | 14,473                    |
| 93     | 19      | IND  |       | 8,997                     |
| 91     | 19,2    | F    | II    | 28,295                    |
| 91     | 19,2    | F    | III   | 22,297                    |
| 97     | 19,4    | F    | III   | 16,950                    |
| 95     | 19,4    | F    | II    | 5,433                     |
| 95     | 19,5    | F    | II    | 13,778                    |
| 94     | 19,5    | F    | III   | 24,383                    |
| 90     | 19,5    | F    | II    | 6,954                     |
| 93     | 19,6    | M    | II    | 8,692                     |
| 86     | 19,6    | F    | II    | 9,909                     |
| 92     | 19,8    | F    | II    | 19,558                    |
| 91     | 19,9    | F    | II    | 11,120                    |
| 88     | 20      | M    | III   | 7,910                     |
| 101    | 20      | F    | III   | 6,736                     |
| 107    | 20,3    | F    | II    | 14,603                    |

|     |      |   |     |        |
|-----|------|---|-----|--------|
| 102 | 20,5 | F | II  | 14,771 |
| 103 | 20,6 | F | III | 16,385 |
| 96  | 20,6 | M | III | 26,078 |
| 101 | 20,6 | F | II  | 11,297 |
| 106 | 20,7 | F | II  | 12,300 |
| 116 | 20,8 | F | III | 23,467 |
| 107 | 20,8 | F | II  | 17,606 |
| 102 | 20,9 | F | III | 11,735 |
| 115 | 21   | F | III | 18,692 |
| 116 | 21,2 | M | III | 11,337 |
| 103 | 21,3 | F | III | 15,563 |
| 103 | 21   | F | III | 17,562 |
| 107 | 20,7 | M | II  | 15,085 |
| 117 | 21,1 | F | III | 25,418 |
| 118 | 21,2 | F | III | 21,213 |
| 120 | 21,5 | F | III | 24,864 |
| 122 | 21   | M | II  | 16,258 |
| 122 | 21,2 | M | II  | 12,283 |
| 123 | 21,4 | F | II  | 16,041 |
| 124 | 20,8 | F | IV  | 25,212 |
| 124 | 21,5 | M | II  | 5,128  |
| 126 | 21,5 | F | II  | 15,333 |
| 137 | 22,2 | M | III | 14,343 |
| 137 | 21,6 | F | III | 13,172 |
| 138 | 21,9 | M | III | 13,998 |
| 141 | 22,5 | M | II  | 15,212 |
| 147 | 23,4 | M | II  | 10,608 |
| 149 | 22,4 | F | III | 12,086 |
| 152 | 22,8 | F | II  | 18,676 |
| 155 | 23,2 | F | III | 12,210 |
| 165 | 23   | F | II  | 15,737 |
| 170 | 24,2 | F | II  | 10,561 |
| 173 | 22,2 | F | IV  | 21,912 |

## Les Figure

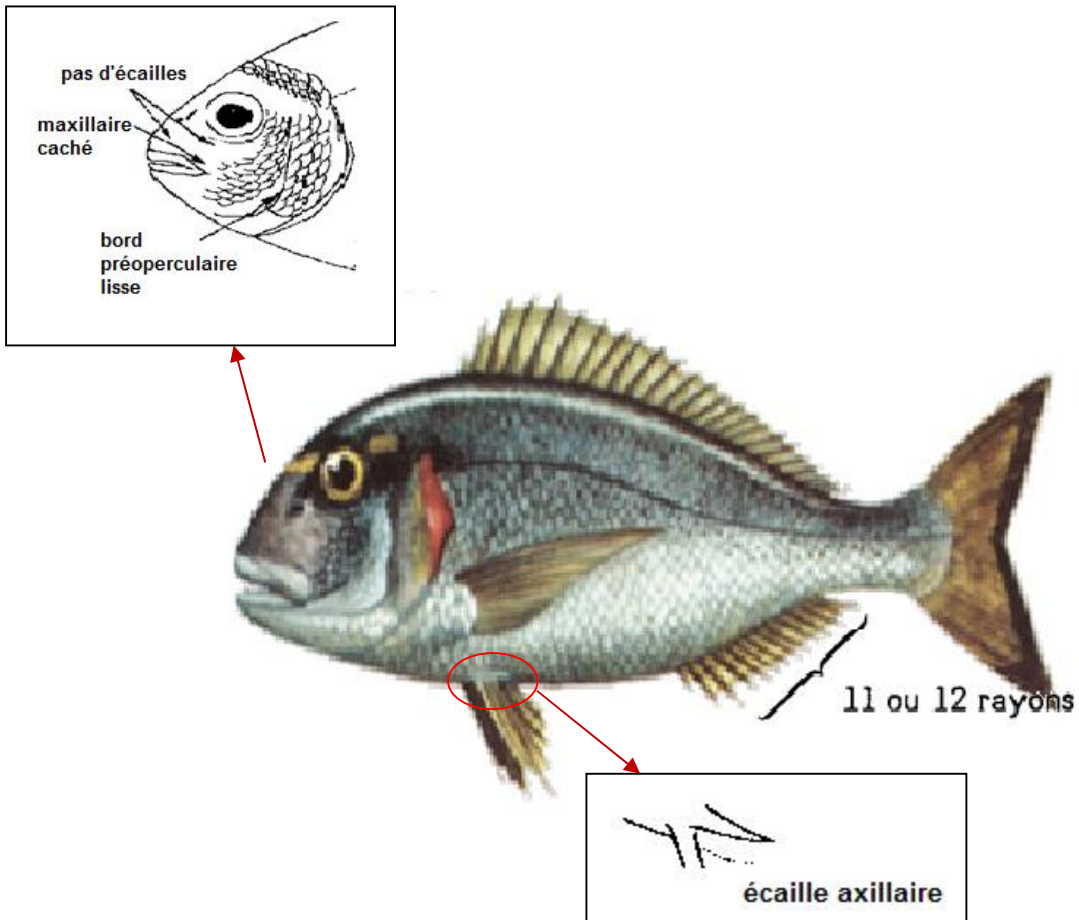


Figure 15. la daurade royale (Fischer et *al.*, 1986).

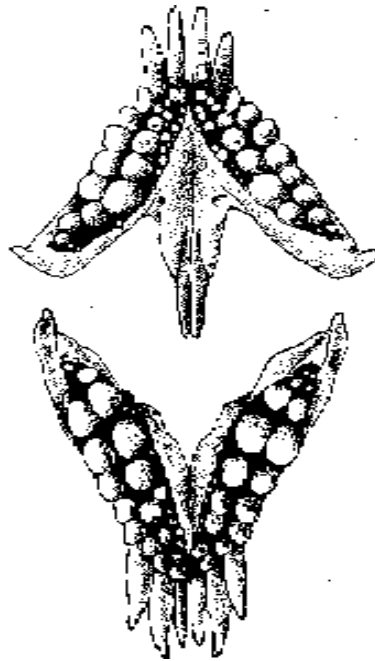


Figure 16. Les mâchoires et les dents de la daurade royale (Fischer et *al.*, 1986).

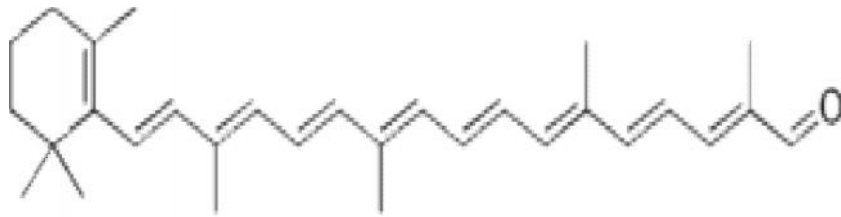


Figure 17. Structure d'apocaroténal.

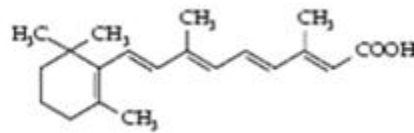


Figure 18. Structure de l'acide rétinoïque.

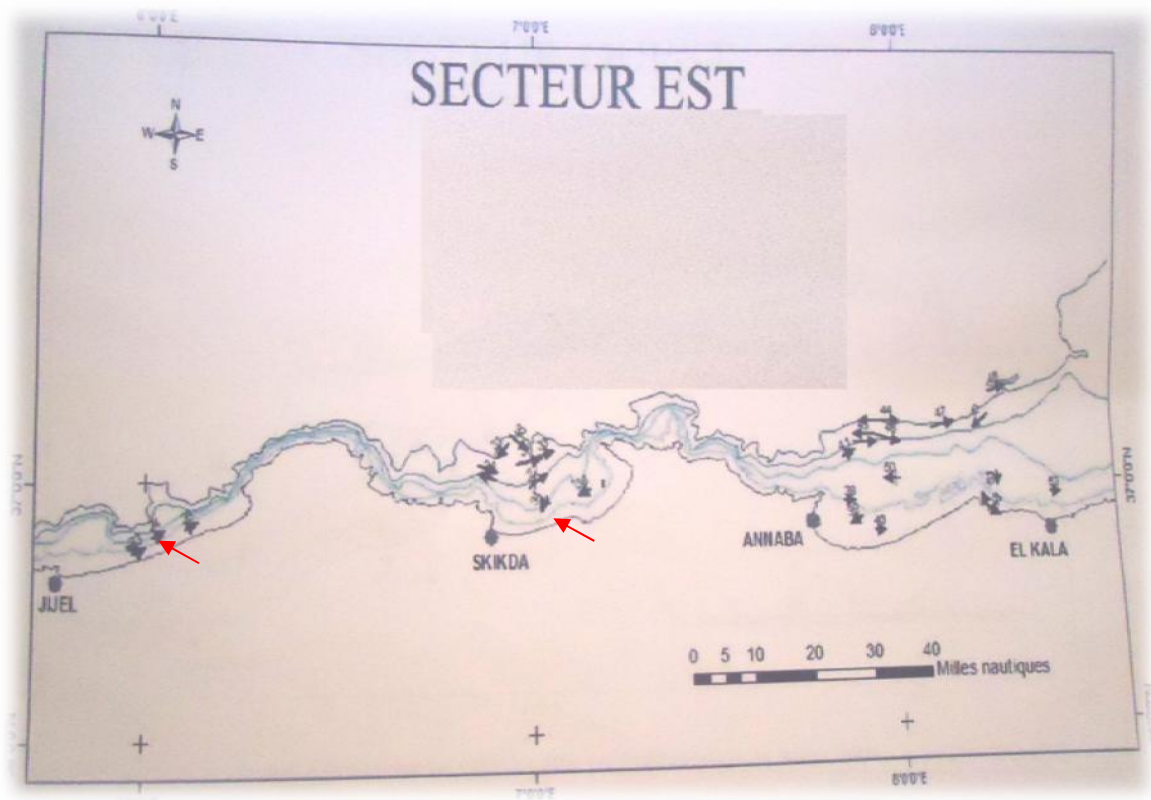


Figure 19. Les traits de pêche au niveau du secteur Est.

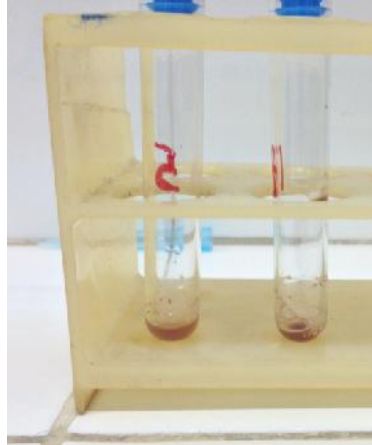


Figure 20. Le sérum obtenu après centrifugation des tubes.



Figure 21. Précipitation du sérum après agitation et apparition de deux phases.

a : Phase éthanoïque ; b : Phase organique.

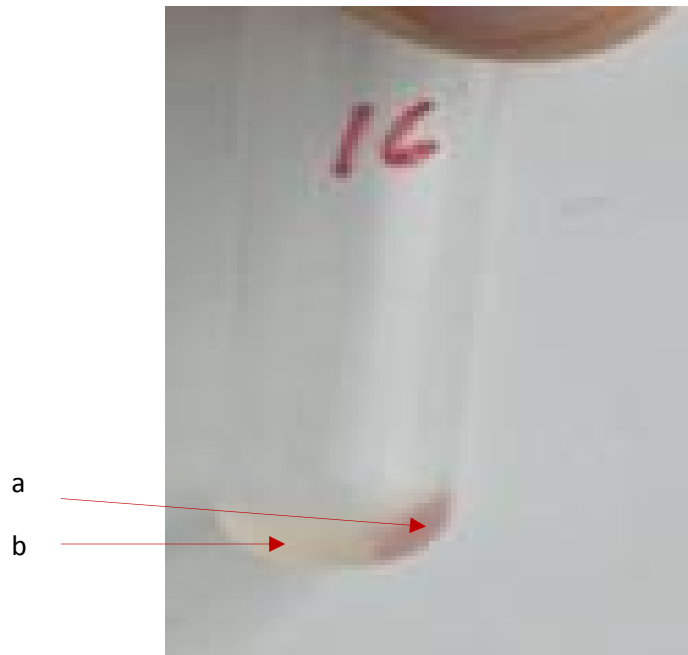


Figure 22. Précipitation du sérum après centrifugation et apparition de deux phases.

a : Phase étherée ; b : Phase organique.

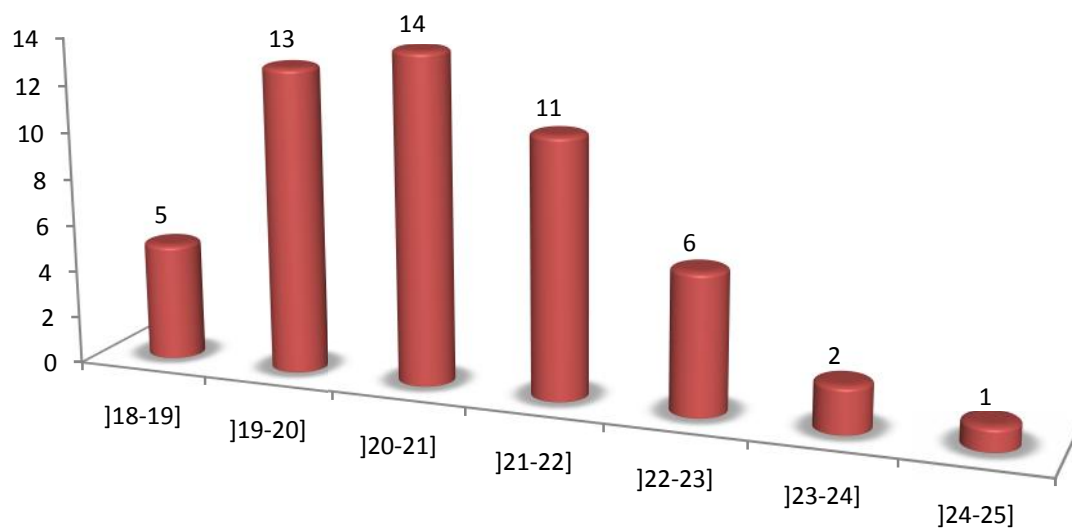


Figure 23. Distribution des classes de taille.

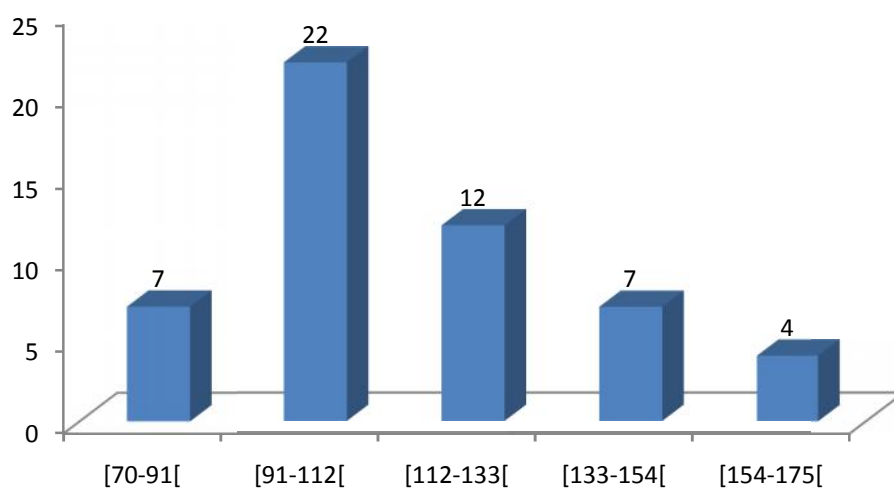


Figure 24. Distribution des classes du poids.

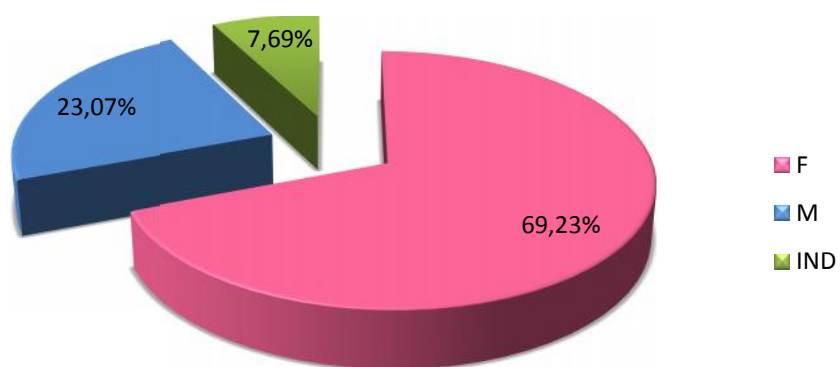


Figure 25. Sex-ratio de *Sparus aurata*

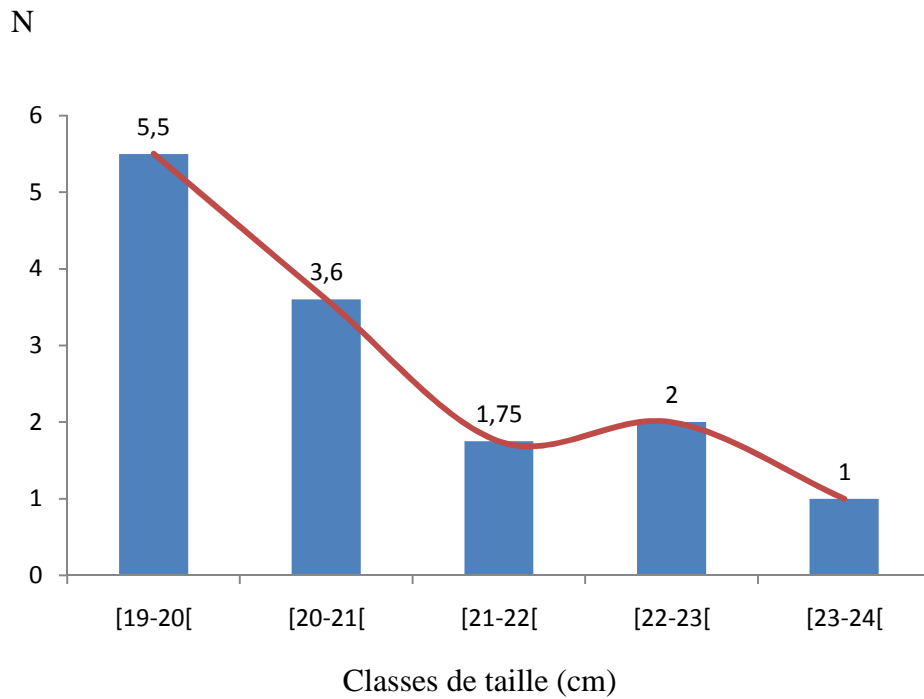


Figure 26. Variation de sex-ratio en fonction des classes de taille.

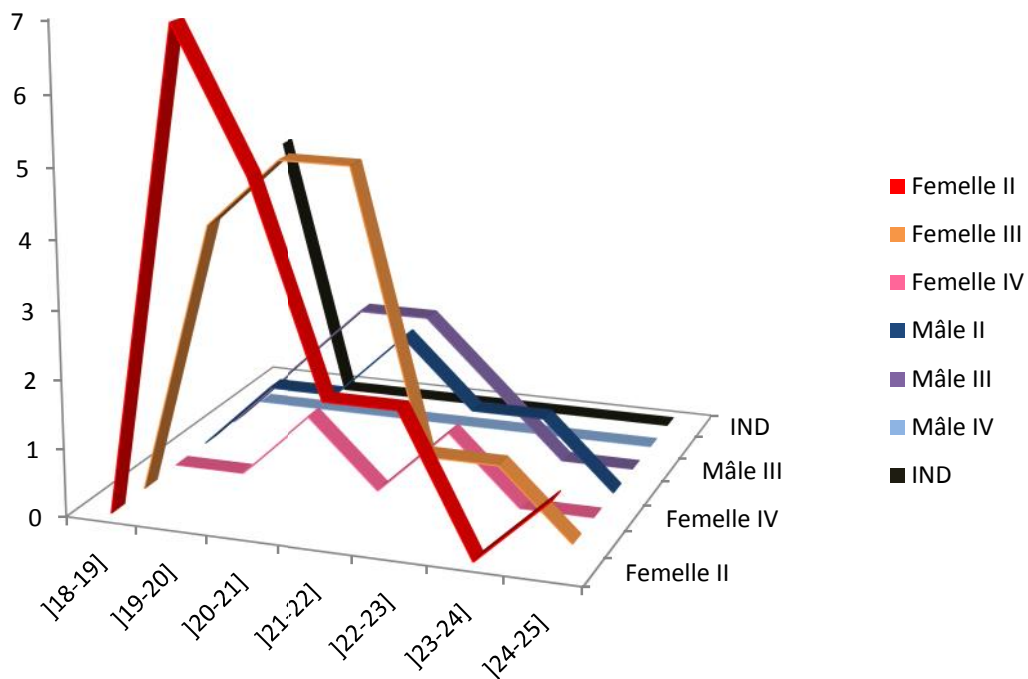


Figure 27. Variation des proportions des stades de maturation sexuelle des femelles, des mâles et des juvéniles de *Sparus aurata* (Linné, 1758) en fonction des classes de taille.