

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر و تهيئة الساحل
Ecole Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral



**Mémoire de fin d'études en vue de l'obtention du diplôme
D'ingénieur en Sciences de la Mer.
Option : aquaculture.**

***Extraction et identification des pigments caroténoïdes
à partir du sang et du foie de la daurade royale
Sparus aurata***

Réalisé par :

Mlle CHABET DIS Chalabia

M.OUSSAID Khalad

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

JE dédie ce travail à :

A mes aimables parents

A mes agréables sœurs et frères

Oussaid Khaled

REMERCIEMENTS

L'encadrement de ce modeste travail a été assuré par notre promotrice Mme AISSOU.CH, professeur à l'ENSSMAL, dont on tient vivement à la remercier pour sa disponibilité, sa compréhension et ses judicieux conseils, ainsi que tous les techniciens du laboratoire pour leur aide particulièrement Mme EDALIA, Mme AICHOUNE, M. MAATOUK et M. MEKKI, aussi Mme BOUZEBERA.

Nous tenons à remercier les membres du jury qui nous ont fait l'honneur de lire et de juger ce travail ainsi que pour tout le temps qu'ils y ont consacré :

Mme DJEGHERI. La présidente de jury qui nous a fait l'honneur de présider le jury.

M.BLEHASNAT et Mme AMROUCHE d'avoir accepté d'évaluer ce travail.

Nous sommes particulièrement reconnaissants et heureux de pouvoir remercier M. KACHER le Directeur du Centre National de Recherche et de Développement de la Pêche et de l'Aquaculture CNRDPA qui nous a accepté au sein du laboratoire et du bateau de recherche.

Notre reconnaissance va aussi à la chargé de division : Mme FERHANE et aux techniciens du CNRDPA : ITCHIR.R, DJEBARA.N, MESSAOUDI.M et FRAY.L pour leurs précieuses aides.

Notre gratitude et nos remerciements vont aussi au groupe Aldem 2014 (BACHOUCHES, SAHIA, BOUICHA.M, MOKRANE.Z, ROUIDIS, BOUHADJA.M, GUECHAOUL.M, BENSMAIL.S, BABA ALI.N et M.IGLESIAS SAMUEL).

Nos vifs remerciements à tout les gens, nos amis, dont à chacun son nom, pour toutes contributions de loin ou de prêt afin de nous encourager et de nous aider pour la réalisation de ce présent travail.

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.

M : mâle.

PSU : practical salinity unit.

P : probabilité de commettre l'erreur.

VLDL : lipoprotéine de très basse densité.

Wt : poids total.

°C : degré celsius.

μ : micro.

Liste des figures

Figure 1 : Daurade royale.	16
Figure 2 : Daurade royale (ALDEM 2014).	16
Figure 3 : Répartition naturelle de la daurade royale.	17
Figure 4 : Circulation sanguine chez les poissons.	18
Figure 5 : Formule développée du pigment β -carotène.	20
Figure 6 : Formule développée du pigment canthaxanthine.	20
Figure 7 : Formule développée du pigment astaxanthine.	20
Figure 8 : Effet des régimes alimentaire sur la concentration musculaire et évaluation de la teneur en caroténoïdes dans le muscle de la truite arc en ciel au cours de la reproduction (Choubert et Blanc, 1993).	23
Figure 9 : Traits de pêche au niveau du secteur Est.	26
Figure 10: Pesée et mensuration des daurades.	27
Figure 11 : Extraction du sang au bord du navire Grine Belkacem.	29
Figure 12 : Sérum obtenu après la centrifugation des tubes.	30
Figure 13 : Précipitation du sérum et apparition des deux phases.	30
Figure 14 : Sérum après la centrifugation.	31
Figure 15 : traitement et écrasement du foie.	31
Figure 16 : Décantation du mélange.	32
Figure 17 : Décantation du mélange et séparation de deux phases après ajout de KOH hydrique.	33
Figure 18: Courbe d'étalonnage des pigments caroténoïdes du sang à 450 nm.	34
Figure 19 : Courbe d'étalonnage des pigments caroténoïdes du foie à 440 nm.	35
Figure 20 : Classes de taille (cm) chez les individus étudiés.	38
Figure 21 : Sex-ratio de <i>Sparus aurata</i> .	39
Figure 22: Variation de sex-ratio en fonction des classes de taille.	39
Figure 23 : Distribution des concentrations des pigments caroténoïdes du sang.	42
Figure 24: Distribution des concentrations des pigments caroténoïdes en fonction des classes de taille.	43
Figure 25 : La distribution des concentrations des pigments caroténoïdes en fonction du poids.	44

Figure 26 : Distribution des pigments caroténoïdes dans l'ensemble des individus étudiés.	49
Figure 27: Distribution des concentrations des pigments caroténoïdes dans le foie en fonction des classes de taille.	50
Figure 28 : La distribution des concentrations des pigments caroténoïdes dans le foie en fonction du poids.	51

Liste des tableaux

Tableau 1. Concentrations équivalentes en caroténoïdes et leurs absorbances.	34
Tableau 2. Valeurs statistiques de la température de surface en °C.	37
Tableau 3. Concentration des pigments caroténoïdes dans le sang.	40
Tableau 4. Concentration moyenne des pigments caroténoïdes du sang en fonction du sexe.	44
Tableau 5. Concentration des pigments caroténoïdes en fonction des stades de maturité chez l'ensemble des individus étudiés.	45
Tableau 6. Concentration des pigments caroténoïdes en fonction des stades de maturité chez les femelles.	46
Tableau 7. Concentration des pigments caroténoïdes en fonction des stades de maturité chez les mâles.	46
Tableau 8. la concentration des pigments caroténoïdes présents dans le foie.	47
Tableau 9. Concentration moyenne des pigments caroténoïdes du foie en fonction du sexe.	51
Tableau 10. Concentration des pigments caroténoïdes en fonction des stades de maturité chez l'ensemble des individus étudiés	52
Tableau 11. Concentration des pigments caroténoïdes en fonction des stades de maturité chez les femelles.	53
Tableau 12. Concentration des pigments caroténoïdes en fonction des stades de maturité chez les femelles.	53

Sommaire

Introduction	12
Chapitre I : Généralités	
I. Espèce étudiée	
1. Noms communs	15
2. Position systématique	15
3. Caractéristiques morphologiques	15
4. Biologie	16
5. Ecologie	17
II. Système circulatoire	18
III. Pigments caroténoïdes	
• Structure	19
• Origine	20
• Teinte distinctive	21
• Digestion et absorption des caroténoïdes	21
• Rôle	22
Chapitre II : Matériel et méthodes	
➤ Matériel animal	26
➤ Echantillonnage	26
➤ Extraction du sang	29
➤ Dosage et analyse des pigments	29
A. Traitement du sang	29

B. Traitement du foie	31
Chapitre III : Résultats et discussion	
I. Caractéristiques du milieu	37
II. Caractéristiques biologiques	37
➤ Sex-ratio	39
III. Pigments caroténoïdes dans le sang	40
• Concentration des pigments caroténoïdes dans le sang en fonction des classes de taille	43
• Concentration des pigments caroténoïdes dans le sang en fonction du poids	43
• Concentration des pigments caroténoïdes dans le sang en fonction du sexe	44
• Concentration des pigments dans le sang en fonction des stades de maturité	45
IV. Pigments caroténoïdes dans le foie	47
• Concentration des pigments caroténoïdes dans le foie en fonction des classes de taille	50
• Concentration des pigments caroténoïdes dans le foie en fonction du poids	50
• Concentration des pigments caroténoïdes dans le foie en fonction du sexe	51
• Concentration des pigments caroténoïdes dans le foie chez juvéniles	52
• Concentration des pigments dans le sang en fonction des stades de maturité	52
Conclusion	56

Introduction

Introduction

La daurade *Sparus auratus* (Linné, 1758) est un poisson marin particulièrement apprécié dans le bassin méditerranéen et il a une valeur commerciale très élevée.

Depuis une dizaine d'année, des recherches sur la daurade royale sont entreprises en Europe ou son élevage est réalisé de façon extensive dans plusieurs pays grâce à la création d'écloseries et des fermes marines qui produisent des daurades royales tout au long de la Méditerranée.

En ce qui concerne l'Algérie, depuis plusieurs années, tente de varier sa production aquacole, en terme qualitatif et quantitatif en tenant compte de la tendance actuelle qui est basée sur le développement de structures d'élevage de poissons marins spécialement le loup *Dicentrarchus labrax* (Linné, 1758) et la daurade royale *Sparus auratus* (Linné, 1758).

La recherche de cette espèce auprès des consommateurs méditerranéens a poussé l'aquaculture à en faire de ce poisson une priorité en termes d'élevage et la nécessité de développer les techniques de production au cours des années 80 s'est suivi d'une nombreuse littérature, tenant en compte de multiples connaissances en termes de physiologie, de reproduction, de nutrition, ou encore de suivi et de croissance dans un milieu contrôlé, dont on peut citer les premières études de Barnabe et René en 1973 en France dans la station expérimentale IFRMER de Palavas, aussi de MM Parazo, LMaB Garcia, FG Ayson, AC Fermin, JME Almendras, DM Reyes, Jr, EM Avila et JD Toledo, Sahar Fahmy Mehanna en 2007.

La pigmentation de la peau et de la chair des poissons et de la carapace des crevettes est un facteur de qualité, elle est recherchée par les pêcheurs, les gastronomes et aussi les pisciculteurs, ces derniers souhaitent améliorer la qualité de leurs produits (Choubert, 1992).

Ainsi, depuis la découverte du carotène en 1881 par Wachenroder, les pigments caroténoïdes ont fait l'objet de plusieurs travaux surtout pour l'élevage des salmonidés, des cyprinidés et les crevettes pénéides , ils sont présents à la fois dans le règne végétal et le règne

Introduction

animal où leur nombre varie autour de six cents ; ils sont des molécules liposolubles et indispensables dont les poissons ne peuvent pas les synthétiser .

Ce modeste travail représente une étude des pigments caroténoïdes présents dans le sang et le foie de la daurade royale *Sparus auratus* (Linné, 1758), ou on a abordé trois grands chapitres, le premier est consacré à l'étude bibliographique sur l'espèce et les pigments caroténoïdes, le second traite les techniques d'extraction des pigments à partir du sang et du foie. Le dernier chapitre présente les différents résultats obtenus et leurs interprétations.

Chapitre I

Généralités

I. Espèce étudiée : La daurade royale *Sparus aurata* (Linné, 1758)

1. Noms communs

Sparus aurata (Linné, 1758) est connu sous le nom de daurade royale en France, « gilthead seabream » à la Grande Bretagne, « orata » en Italie et « dorada » en Espagne.

2. Position systématique

Le genre *Sparus*, défini par Linné en 1758, a été associé à l'espèce *aurata* mais le nom de *Sparus auratu* est souvent jugé plus juste et plus conforme aux règles de systématique.

Règne : Animalia.

Phylum : Chordata.

Embranchement : Vertebrata.

Classe : Ostéichtyes.

Ordre : Perciformes.

Famille : Sparidae.

Genre : *Sparus*.

Espèce : *Sparus aurata*.

3. Caractéristiques morphologiques

La daurade royale *Sparus aurata* (Linné, 1758) a un corps ovale, assez élevé et comprimé, une tête dont le profil est régulièrement convexe, des yeux petits, une bouche basse, très peu inclinée, des lèvres épaisses et des dents caniniformes antérieures à chaque mâchoire de l'ordre de quatre à six dents, doublées et suivies sur les côtes de dents plus obtuses, devenant rapidement molariformes en deux à quatre rangées (les dents dans les deux rangées externes sont beaucoup plus fortes).

Elle possède aussi des branchiospines courtes, d'ordre de 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.

La daurade royale est d'une couleur grise argentée avec une grosse tache noire à l'origine de la ligne latérale, débordante sur le sommet de l'opercule et soulignée sur l'opercule par une zone rougeâtre et une bande dorée entre les yeux bordée de deux zones sombres (moins nette chez les jeunes).



Figure N°1 : Daurade royale
(Publié le 06/06/ 2011 par Admin. FAO)



Figure N°2 : Daurade royale (Aldem, 2014)

Elle a souvent des lignes longitudinales sombres sur le corps, une ligne noire sur la dorsale, aussi la fourche et les pointes caudales sont bordées de noir.

4. Biologie

En Méditerranée, en mer ouverte, la daurade pond à partir de 13°C dans la phase descendante du cycle photopériodique, d'octobre à décembre (Lumare, 1978). La température optimale pour la gamétogénèse est de 14 à 15°C ; elle est de 16 à 18°C pour la ponte ; les juvéniles migrent au début du printemps vers des eaux côtières abritées, où ils peuvent trouver des ressources trophiques abondantes et des températures plus douces.

La daurade royale est une espèce hermaphrodite protandre. La première maturité sexuelle est une spermiation qui se produit en général à l'âge de 2 ans. L'inversion du sexe a lieu à la fin de la troisième ou de la quatrième année.

Les femelles sont des reproducteurs en batch qui peuvent pondre 20 000 à 80 000 œufs chaque jour pendant une période qui peut aller jusqu'à 4 mois, les œufs sont planctoniques, les larves sont pélagiques pendant deux mois et elles sont planctonophages puis les juvéniles sont nectobenthiques. Ce sont des prédateurs qui se nourrissent de mollusques et de crustacés.

5. Ecologie

La daurade royale est une espèce commune de la Méditerranée, présente le long des côtes de l'Est de l'Atlantique en allant de la Grande Bretagne jusqu'au Sénégal, et rare dans la Mer Noire. Comme elle est euryhaline et eurytherme, cette espèce est rencontrée dans des environnements aussi bien marins que saumâtre telle que les lagunes côtières et les zones estuariennes, en particulier durant les stades initiaux de son cycle de vie.



— répartition spatiale de la daurade

Figure N°03 : Répartition naturelle de la daurade royale (Quéro et *al.*, 1997).

La daurade royale se retrouve dans des milieux où la salinité peut varier entre 5‰ à 60‰ mais elle préfère des salinités de 20‰ à 30‰ et des concentrations saturées en oxygène dissous cependant la limite en concentration est de 4 mg/l (Ferra, 2008 in Hamdi et *al.*, 2011).

D'un point de vue écologique, elle vit essentiellement près des côtes et jusqu'à environ 60 mètres de profondeur.

Elle se retrouve sur les fonds sableux, sablovaseux, rocheux ou dans les herbiers à posidonies. Elle est rencontrée aussi bien dans des lagunes hypersalées (Arias, 1976) que dans des estuaires ou des zones dessalées (Lasserre, 1976).

Aussi elle supporte des températures allant de 4°C à 36°C avec un optimum de 25°C à 27°C pour la croissance mais elle est très sensible aux basses températures (des températures inférieures à 4°C), à la fin de l'automne elles retournent en mer ouverte, où les adultes se reproduisent (Ferra, 2008).

Les jeunes poissons restent dans des zones relativement superficielles (jusqu'à 30 m), alors que les adultes peuvent atteindre des eaux plus profondes, généralement pas plus que 50 m.

La daurade royale est une espèce carnivore, elle se nourrit de préférence de mollusques ou de petits poissons (Lequenue, 1984).

II. Système circulatoire

L'exploration des paramètres hématologiques chez les poissons est un élément essentiel qui a des intérêts expérimentaux et pratiques, certains peuvent être utilisés afin de déterminer la condition physiologique du poisson au cours du stress ou d'un événement néfaste (Adams, 1990).

La circulation sanguine est simple chez les poissons, le sang est envoyé par le cœur aux artères qui irriguent les différentes branchies et il repart des branchies par des artères branchiales efférentes qui vont distribuer le sang oxygéné aux organes.

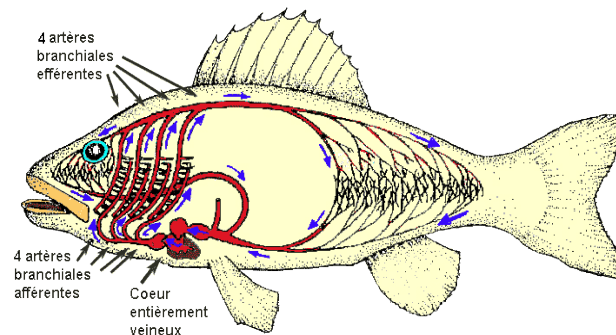


Figure N°4 : Circulation sanguine chez les poissons (Eriksson et Johnson(1979) in Camille Knockaert, 2006).

Le sang sert à transporter rapidement des substances d'une partie à l'autre dans le corps, il a plusieurs fonctions et les plus importantes sont, en particuliers de défendre le corps contre les microbes qui produisent des infections, grâce à l'action des globules blancs, de boucher toutes les blessures ou les fissures pouvant survenir grâce à l'action des plaquettes et enfin de transporter l'oxygène, le dioxyde de carbone, les hormones, et des substances vitales.

III. Pigments caroténoïdes

Les pigments caroténoïdes sont d'origine végétale ou microbienne, ils sont des pigments rouges ou jaunes qui disposent d'une structure aliphatique ou alicyclique, formée dans la majorité des cas par 8 unités isopréniques (Karrer et Jucker, 1950).

Ils sont des molécules liposolubles, ce qui favorise leur intégration directe dans certaines membranes (Ourisson et *al.*, 1987).

Toute fois il faut signaler que les poissons n'ont pas la capacité de synthétiser les molécules caroténoïdes.

- **Structure**

Les pigments caroténoïdes sont des substances polyéniques qui ont une structure d'une longue chaîne hydrocarbonée en C18 qui porte quatre groupements méthyles et deux cycles en C6 (β -ionone) trouvés à chacune des extrémités de la chaîne, et le type de pigment caroténoïde est déterminé par la position et le nombre des groupements méthyles, éventuellement des groupements hydroxyles et souvent une ou deux doubles liaisons portés sur les cycles β -ionone.

La structure symétrique des pigments caroténoïdes qui possède un grand nombre de carbones et peu de groupements fonctionnels montre leur grande lipophilie et leur 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 trouve les carotènes (cryptoxanthines, lycopène, α et β -carotène) exclusivement hydrocarbonés et extrêmement apolaires.

- **β-carotène**: selon Lederer, 1934 ce pigment est un précurseur de la vitamine A, il est très répandu chez les animaux que chez les végétaux, il a deux cycles β-ionones terminaux.

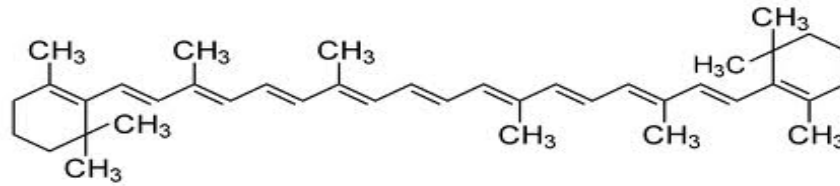


Figure N°5 : Formule développée du pigment β-carotène.

- **Canthaxanthine** : ce pigment a été identifié en 1950 par Haxo, il est synthétisé artificiellement, il se décrit par deux groupements cétones en position 4 et 4'.

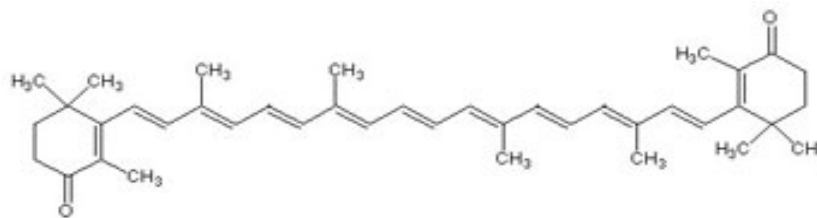


Figure N°6 : Formule développée du pigment canthaxanthine.

- **Astaxanthine**: c'est un pigment rouge, il se caractérise par deux groupes hydroxyles en position 3 et 3' et deux groupes cétonés en position 4 et 4', il peut se trouver sous forme libre ou sous forme estérifiée (mono ou diester) .

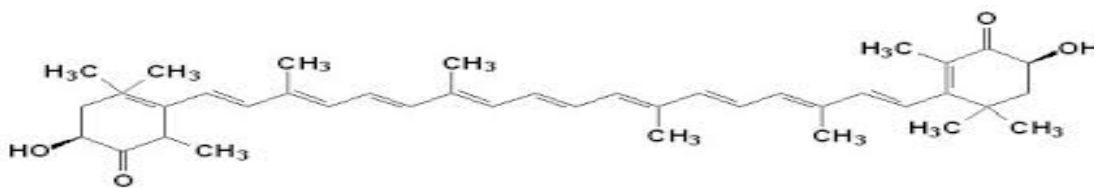


Figure N°7 : Formule développée du pigment Astaxanthine.

• Origine

Les poissons ne peuvent pas synthétiser des pigments caroténoïdes, et leur présence est le résultat d'une absorption alimentaire, cependant ils ont la capacité de les assimiler et de les stocker à partir des aliments.

Les pigments caroténoïdes se trouvent sous diverses formes soit à l'état libre, soit lié à des acides gras, sous forme d'esters ou d'autres complexes, ou à l'état complexe avec des macromolécules sous formes de caroténoprotéines ou caroténolipoprotéines.

- **Teinte distinctive**

La couleur des pigments caroténoïdes varie généralement du jaune à rouge, elle est produite par la présence d'un chromophore, ce dernier est formé d'au moins de 7 doubles liaisons conjuguées.

Le β -carotène est orange, la canthaxanthine est rose à cause de la présence 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 (Fig.8).

- **Digestion et absorption des caroténoïdes**

Les caroténoïdes sont des molécules liposolubles, ils suivent le même chemin que les lipides pour la digestion et l'absorption. La digestion consiste à briser la matrice des aliments et relâcher les caroténoïdes à l'intérieur de petites gouttelettes lipidiques dans l'intestin, ces derniers qui servent à transporter les caroténoïdes dans le milieu aqueux de l'intestin (Furr et Clark, 1997).

Le transfert des caroténoïdes dans ce milieu constitue une étape clé dans leurs absorptions, où le pH du milieu, l'hydrophobicité des caroténoïdes et la concentration en sels biliaires pourraient jouer un rôle dans le taux de transfert et, donc, sur le niveau d'absorption des caroténoïdes.

Olsen *et al.* (2005), ont démontré que la solubilité de l'astaxanthine dans les micelles est en fonction de la taille et la composition de celle-ci.

Les pigments abandonnent ensuite les micelles, entrent dans les cellules absorbantes de la muqueuse intestinale et ils sont dirigés vers les chylomicrons.

Via le système sanguin et lymphatique, les chylomicrons transportent les pigments caroténoïdes de la muqueuse intestinale jusqu'au foie (Tyssandier *et al.*, 2002).

Les lipoprotéines sont responsables du transport des caroténoïdes du foie jusqu'aux tissus périphériques. Chez ces dernières, on retrouve les lipoprotéines à très basse densité (VLDL), à basse densité (LDL), à densité intermédiaire (IDL) et à haute densité (HDL).

Les lipoprotéines du sang et les cellules du foie sont les principaux éléments responsables du transport des pigments vers les tissus périphériques. Le rein est aussi impliqué dans le métabolisme d'excrétion des caroténoïdes (Schiedt *et al.*, 1985) et si le système sanguin devient saturé en caroténoïdes, ils seront transportés vers le rein puis dans l'urine et les fèces.

Le β -carotène est important en tant que précurseur de la vitamine A, il se transforme en celui-ci par la scission enzymatique sous l'influence d'une enzyme d'origine hépatique, la caroténase dans les cellules de la muqueuse de l'intestin grêle. Le rétinol qui se forme au cours de la réaction peut ensuite être transformé en rétinol ou en acide rétinoïque (Bühner-Astfalk, 2011).

- **Rôle**

Les pigments caroténoïdes jouent un rôle très important dans la protection des cellules et des tissus contre les effets nuisibles de la lumière visible, ils interviennent par la modification ou l'atténuation de la lumière en exigeant la présence d'un minimum de 09 doubles liaisons conjuguées dans les molécules des pigments (Choubert *et al.*, 1989).

Ils jouent un rôle comme des photoprotecteurs et inhibiteurs potentiels des dégâts cellulaires produits par l'exposition continuée à des fortes intensités lumineuses chez de nombreuses espèces.

Durant la maturité sexuelle, les pigments caroténoïdes du muscle sont mobilisés et sélectivement transférés vers la peau chez les mâles et vers les ovaires chez la femelle. Cependant cette observation a été faite sur des poissons sauvages dont l'activité alimentaire est réduite lors de la migration anadrome.

Chez les truites d'élevage, nourries jusqu'à 2 à 3 semaines avant la ponte, le processus est différent. La pigmentation musculaire de la truite augmente au cours de la maturation

sexuelle grâce aux caroténoïdes alimentaires. Si, en quantité absolue, la canthaxanthine est répartie de façon égale entre le muscle et les ovaires, les concentrations en pigments, elles sont plus importantes dans les ovaires que dans le muscle. Lors de la maturation sexuelle, les concentrations en caroténoïdes du muscle décroissent de façon importante chez les deux sexes. Quatre mois après la ponte, les femelles ont à nouveau des concentrations en caroténoïdes dans leurs muscles équivalentes à celle qu'elles avaient avant la reproduction (Fig.9), alors que les mâles, 18 semaines après la spermiation, ne retrouvent que le tiers de leur concentrations initiales en pigments musculaires. Cette différence peut s'expliquer par le fait que la spermiation s'étale sur une période plus longue que la ponte.

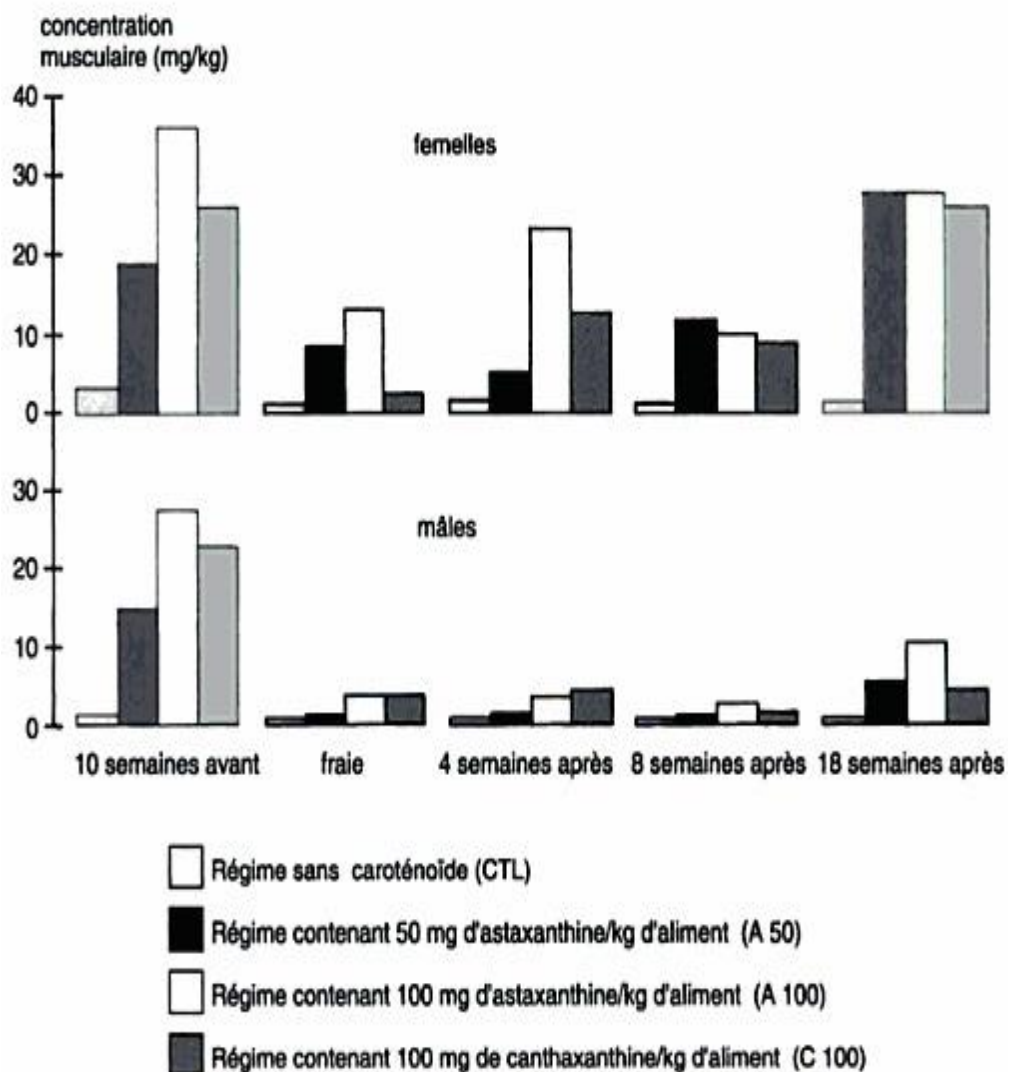


Figure N°8 : Effet des régimes alimentaire sur la concentration musculaire et évaluation de la teneur en caroténoïdes dans le muscle de la truite arc en ciel au cours de la reproduction (Choubert et Blanc, 1993).

Chapitre I : Généralités

Ils sont des précurseurs de la vitamine A dont ils interviennent dans des phénomènes physiologiques de la croissance, de la reproduction, la fécondation des ovules et le développement embryonnaire.

Aussi ils jouent un rôle important dans le système immunitaire par leur action de défense vis-à-vis des radicaux libres.

Chapitre II
Matériel et méthodes

1. Matériel animal

Les poissons étudiés sont des daurades sauvages (*Sparus aurata* (Linné, 1758), des individus pêchés durant la campagne Aldem 2014 par le navire scientifique Grine belkacem (bateau de recherche du CNRDPA) du 5 juin 2014 au 13 juin 2014 dont l'objectif est d'évaluer les ressources halieutiques démersales du plateau continental et du talus dans la région Est de la côte Algérienne, exactement dans la région de Skikda et la région de Jijel dans les strates A qui correspondent à une profondeur de 20 m à 50 m.

L'engin de pêche utilisé est un chalut de fond à corde avec un maillage du sac de 20 mm, une ouverture horizontale de 22 m et une ouverture verticale de 1 m 50 ; le corps de chalut est en polyéthylène et la poche est en polyamide.

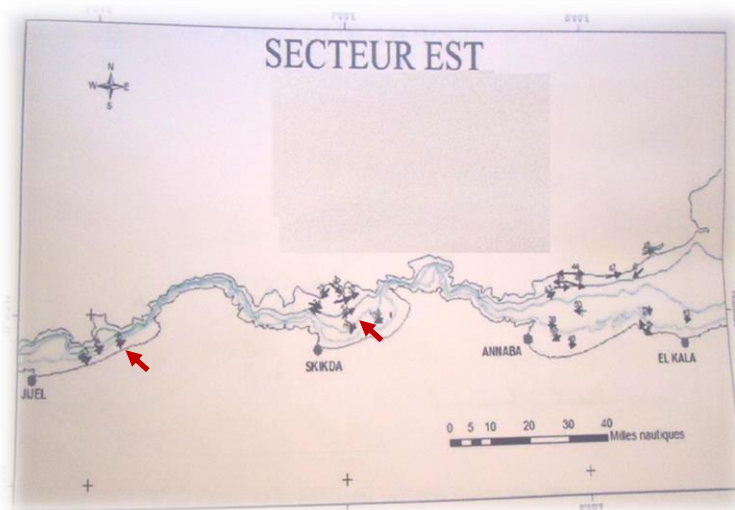


Figure 9 : Traits de pêche au niveau du secteur Est.

2. Echantillonnage

52 individus étudiés ont été pesés et mesurés après l'extraction du sang, ou on a trouvé dans cette dernière des difficultés. Avec la remontée du chalut en surface, il fallait chercher la daurade entre les autres poissons et la mettre dans des bassines remplies en eau de mer et la garder en vie. Malheureusement on n'a pas pu faire l'extraction pour tout les individus et on

l'a fait seulement sur 32 pièces à cause du stress aigu qui est du à la pêche en premier lieu et aussi aux manipulations comme, par exemple, le tri et le prélèvement du sang.

Pour chaque individu, la longueur totale (Lt) au 10^{ème} de cm près et le poids total (Wt) au 10^{ème} de g près sont mesurés respectivement à l'aide d'un ichtyomètre et d'une balance de porté de 500 g. Le sacrifice des individus est nécessaire pour déterminer le sexe, évaluer le stade de maturité et prélever les foies, ces derniers sont conservés dans un congélateur à basse température (-20°C).



a : balance; b : ichtyomètre ; c : daurades royales ; d : flacons pour la conservation du foie.

Figure 10. Pesée et mensuration des daurades (Aldem, 2014).

En ce qui concerne la détermination du sexe, aucun caractère morphologique externe n'a permis de différencier les mâles des femelles pour les individus étudiées, et la distinction s'est réalisée par l'examen à l'œil nu des ovaires ou des testicules du poisson.

Dans la littérature un grand nombre de clés ont été proposées et décrites pour déterminer les stades de maturité des poissons; Dans notre étude on a adopté la clé de Lalèye (1995) inspirée de Micha (1973) pour déterminer le stade de maturité pour chaque individu étudié.

Description des stades de maturité

Stade I : inactivité sexuelle (dans ce stade, le stade immature et le stade repos sont regroupés car les gonades et les ovocytes présentent les mêmes caractères pour ces deux stades et la différenciation entre les deux ne peut se faire que par la connaissance de la taille de la daurade à la première maturité sexuelle) ;

Chapitre II : Matériel et méthodes

L'ovaire est transparent, filamenteux et à membrane très fine.

Dans ce stade les ovocytes sont de forme polyédrique et translucide.

Stade II : maturation en cours ; dans ce stade les plus gros ovocytes deviennent sphériques et il y aura un début d'opacification.

L'opacification du cytoplasme, dû à un début de formation du vitellus, devient plus importante. A la fin de ce stade, il y a apparition d'une couronne périnucléaire de gouttelettes lipidiques.

L'ovaire devient opaque et ferme. La membrane ovarienne est finement vascularisée.

Les ovocytes sont invisibles à l'œil nu.

Stade III : pré-ponte ; les gouttelettes lipidiques se concentrent en une goutte unique de 100 μ de diamètre. Les granulations vitellines augmentent de volume.

Les ovocytes sont bien visibles à travers la membrane ovarienne ; une partie de ceux-ci est de grosse taille et transparente.

Stade IV : ponte ; les ovules présentent les mêmes caractères que les ovocytes du stade précédent ; seul leur diamètre a fortement augmenté.

Les ovaires deviennent très gros et les ovules bien visibles sont expulsés lorsque l'on presse l'abdomen.

Stade V : post-ponte, les ovules résiduels qui n'ont pas été pondus présentent des signes de nécrose ; les ovules éclatés sont très nombreux.

L'ovaire est partiellement épuisé après la ponte ; il est très vascularisé surtout dans sa partie postérieure et très mou. On distingue de nombreux espaces hyalins correspondant à la place précédemment occupée par les ovules.

Stade VI : fin de la dernière ponte. Tous les ovocytes autres que ceux du stock général sont en voie de nécrose.

Les ovaires sont complètement épuisés et congestionnés ; ils ont l'aspect de sacs vides et possèdent une couleur rouge sombre.

3. Extraction du sang

L'extraction du sang est faite au niveau du pédoncule caudal, où l'aiguille montée sur une seringue de 1 ml est insérée sous les écailles, en formant un angle de 45° (avec l'axe longitudinal du poisson) et en direction du crâne ; l'aiguille a été enfoncée de quelques millimètres et on a prélevé un échantillon de sang, puis elle a été retirée et jetée dans un collecteur d'aiguille.



Figure 11. Extraction du sang au bord du navire Grine belkacem (Aldem, 2014).

4. Dosage et analyse des pigments caroténoïdes

A. Traitement du sang

Les méthodes généralement utilisées pour le dosage des caroténoïdes extraits sont basées sur la spectrophotométrie d'absorption visible (Merlin *et al.*, 1986).

Le principe de la spectrophotométrie est de chercher à savoir quelle est l'absorbance d'une substance donnée à une valeur précise de la longueur d'onde. Aussi elle est basée sur la loi de Beer-Lmabert qui est une relation donnant la variation de l'intensité lumineuse en fonction de la distance parcourue dans un milieu transparent, généralement une solution mais peut aussi se faire sur des lames de verre (Berberan-Santos,1990).

L'absorbance peut être calculée à l'aide de l'équation suivante :

$$A = \epsilon.l.c$$

Chapitre II : Matériel et méthodes

A : Absorbance.

ϵ : coefficient d'absorbance (anciennement coefficient d'extinction molaire) en $\text{l.mol}^{-1}.\text{cm}^{-1}$.

l : longueur de la cuve en cm.

C : concentration en mol.l^{-1} .

A partir de Cette relation proportionnelle ($A = \epsilon.l.c$) entre absorbance et concentration, les dosages et les suivis cinétiques sont réalisés.

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

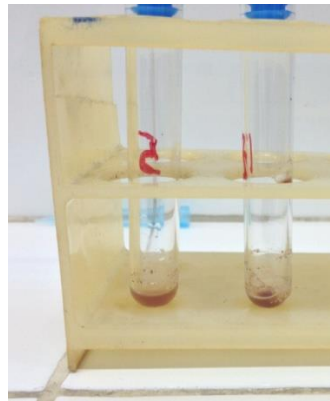


Figure 12 : Sérum obtenu après centrifugation des tubes.

A l'aide d'une micropipette, on prélève 1 ml du sérum dans un tube à essai, puis on ajoute 2 ml d'éthanol et on les agite à l'aide d'un vortex pendant 8 minutes à 10 minutes.

On laisse le mélange se précipiter pendant 5 min pour permettre l'apparition de deux phases, une phase supérieure éthanoïque dont on doit éliminer et une phase organique.



a : Phase éthanoïque ; b : Phase organique.

Figure 13 : Précipitation du sérum et apparition de deux phases.

Ensuite on ajoute 3 ml d'éther de pétrole à la phase organique et on centrifuge à 12.000 g pendant 10 minutes à une température de 4°C.

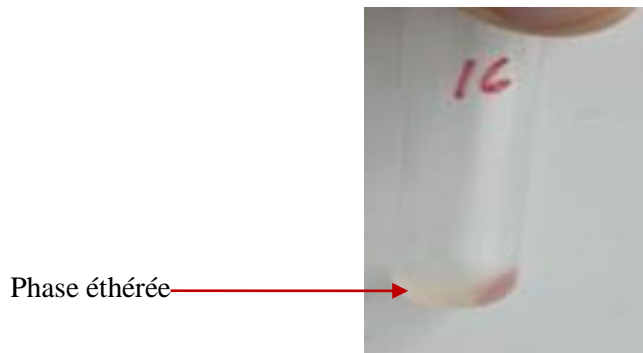


Figure 14 : Sérum après centrifugation.

Après centrifugation, on prélève la phase étherée (phase supérieure) à l'aide d'une micropipette pour la lecture au spectrophotomètre.

La lecture doit être rapide, elle se fait contre l'éther de pétrole (blanc) à une longueur d'onde de 450 nm.

Il faut signaler 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 et que le sérum peut être conservé plusieurs jours à une température de -10°C.

B. Traitement du foie

Avant le traitement et l'extraction des pigments caroténoïdes à partir du foie, ce dernier est lyophilisé puis écrasé à l'aide d'un pilon dans un mortier.



Figure 15 : Traitement et écrasement du foie.

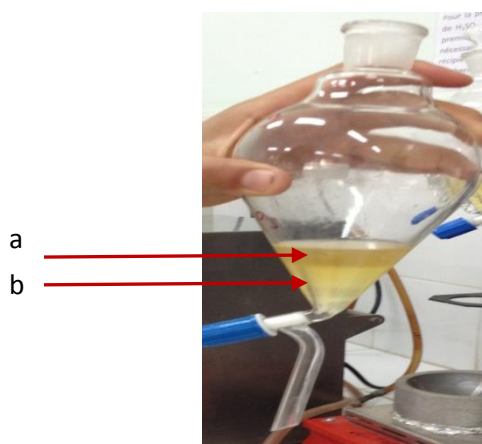
Chapitre II : Matériel et méthodes

On pèse 1 g de tissu et on ajoute 2 ml de l'acétone, 2 ml d'éther de pétrole et une pincée de l'acide ascorbique (antioxydant).

Une fois le mélange est réalisé on ajoute 15 ml de KOH éthanolique et on chauffe le mélange à une température qui ne dépasse pas 40° C dans un bain marie pendant 10 min, puis on le refroidit rapidement dans un bac de glace.

On filtre le mélange et on ajoute 100 ml de diethyl éther par 3 à 4 fractions pour extraire le maximum des caroténoïdes et la filtration est poursuivie avec 100 ml d'eau distillée en lavant l'erenmeyer.

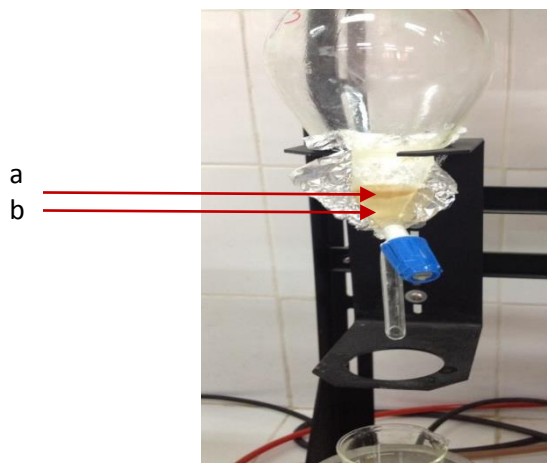
Après la décoloration du résidu, on verse le filtrat dans une ampoule à décanter et on le laisse se précipiter jusqu'à l'apparition de deux phases : une phase étherée au-dessus et une phase hydrique au-dessous dont on doit éliminer.



a : Phase étherée ; b : Phase hydrique.

Figure 16 : Décantation du mélange.

La phase étherée est lavée avec 50 ml de KOH hydrique, puis avec 50 ml d'eau distillée.



a : phase étherée ; b : phase hydrique.

Figure 17 : Décantation du mélange et séparation de deux phases après l'ajout de KOH hydrique.

La phase hydrique est éliminée encore une autre fois et on fait un prélèvement de 10 ml de la phase étherée et on évapore le solvant (diethyl éther) dans un rotavapor à 40° C.

On récupère le résidu avec 10 ml d'éther de pétrole et on fait une lecture au spectrophotomètre contre l'éther de pétrole à une longueur d'onde de 440 nm.

Il faut signaler que l'expérience est faite à l'abri de la lumière, en utilisant le papier aluminium pour le conditionnement de la verrerie utilisée.

- **Les courbes d'étalonnage**

D'après Benk 1960 (in Sali, 2007) 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 préparé des solutions standards qui correspondent à des concentrations en caroténoïdes suivantes : 0, 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 de bichromate de potassium (mg/L)	Concentrations équivalentes en caroténoïdes totaux (mg/L)	Absorbance	
				440 nm	450 nm
S1	4,06	0,406	3	0,097	0,104
S2	8,12	0,812	6	0,177	0,148
S3	12,18	1,218	9	0,213	0,173
S4	16,2	1,62	12	0,308	0,209
S5	20,3	2,03	15	0,35	0,239
S6	27,06	2,7	20	0,454	0,3
Solution mère	36	3,6	26,6	0,612	0,53

La concentration des pigments caroténoïdes dans le sang est exprimée en mg/L et elle est déduite directement à partir de la courbe d'étalonnage à une absorbance de 450 nm (Fig. 16), cependant pour le foie elle exprimé tout d'abord en mg/L à partir de la courbe d'étalonnage correspondante à 440 nm (Fig. 17) puis en mg / 100 g de tissu (Benk, 1960 in Sali, 2007).

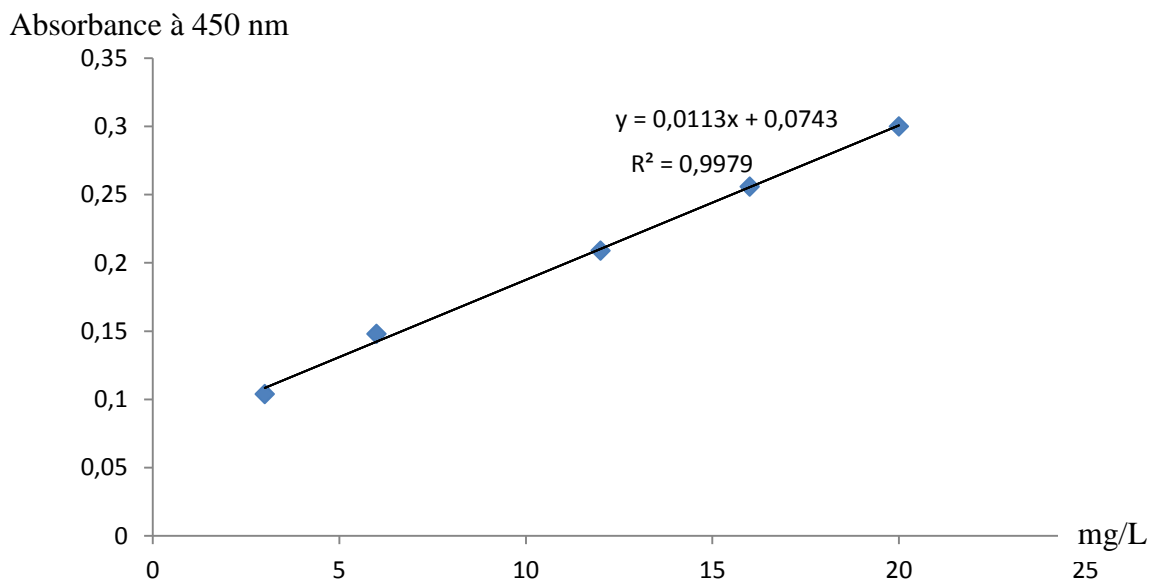


Figure 18: Courbe d'étalonnage des pigments caroténoïdes du sang à 450 nm.

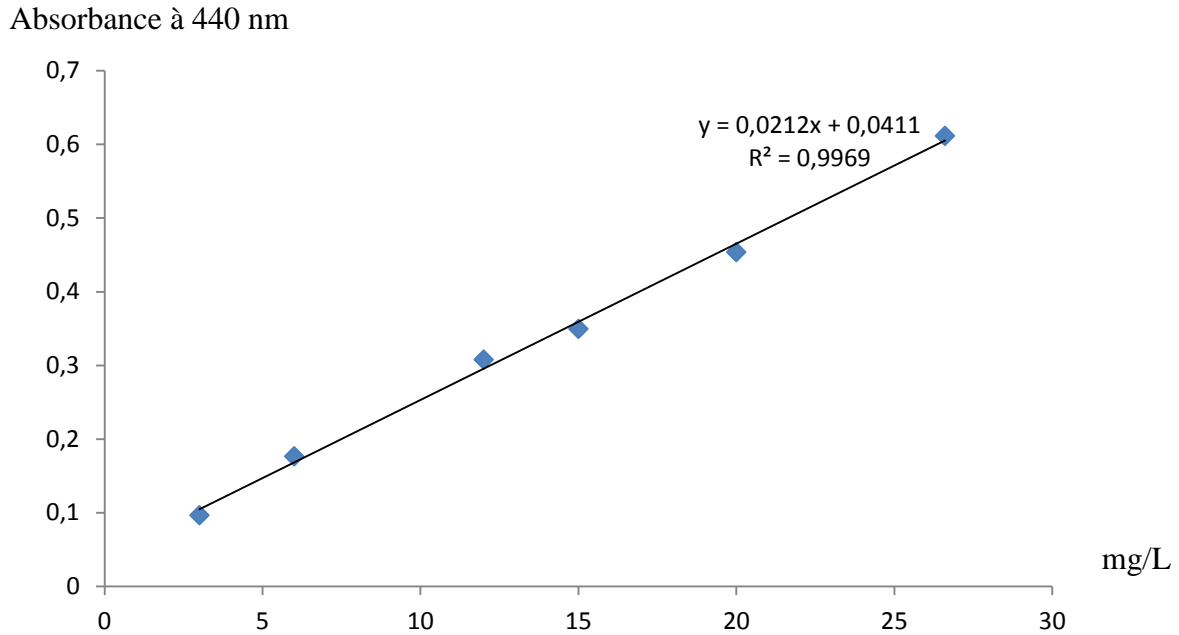


Figure 19 : Courbe d'étalonnage des pigments caroténoïdes du foie à 440 nm.

A partir des deux courbes d'étalonnage, on détermine les concentrations en pigments caroténoïdes extraites à partir du sang et du foie.

Les teneurs du sang sont déduites directement à partir de la courbe d'étalonnage correspondante à une absorbance de 450 nm, elles sont exprimées en mg/L.

Concernant le 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 comestible (Benk, 1960 in Sali, 2007), ensuite en mg/kg.

Pour calculer la quantité des pigments caroténoïdes présente dans 1 kg de tissus on a suivi 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 tissus.

Chapitre III

Résultats et discussion

I. Caractéristiques du milieu

Les résultats de température et de salinité de l'eau de surface obtenus sont indiqués dans le tableau 2.

Tableau 2. Valeurs statistiques de la température de surface en °C

	Région de Skikda	Région de Jijel
Température	18,14°C	18,5°C
Salinité	35,8 Psu	35,61 Psu

La température est un facteur environnemental important, elle agit sur le métabolisme et sa variation influe sur l'ingéré volontaire, elle est associée à d'autres paramètres physico-chimiques comme la salinité qui joue un rôle dans le déroulement du cycle sexuel depuis la gamétogenèse jusqu'à la survie du stade larvaire.

II. Caractéristiques biologiques

L'étude a porté sur un effectif total de 52 individus répartis par sexe comme indiqué dans le tableau N° 11 (annexe des tableaux) et appartenant à une seule espèce de daurade *Sparus aurata* (Linné, 1758), il est pris de deux traits de chalut où la longueur totale moyenne est de $20,91 \pm 1,24$ cm et le poids total moyen est de $110,84 \pm 24,95$ g.

On a créé 7 classes de taille et la distribution des classes de taille est représentée dans la figure N° 22.

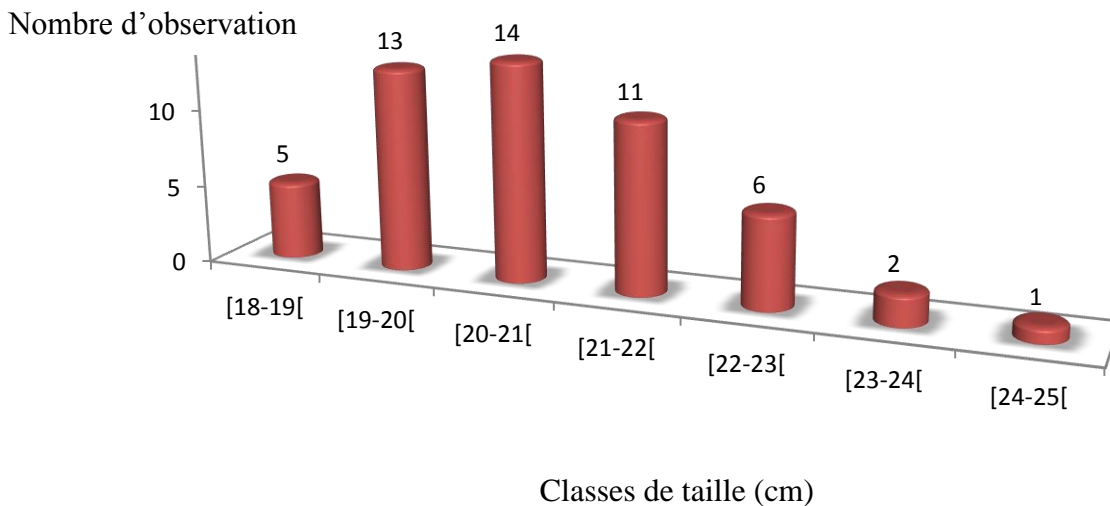


Figure 20 : Classes de taille (cm) chez les individus étudiés.

L'analyse de la distribution des fréquences de taille des daurades royales *Sparus aurata* (Linné, 1758) montre que la structure de la population échantillonnée est constituée d'individus dont la taille est comprise entre 18 cm et 25 cm.

A partir de la figure 21, on constate que la classe de taille]20-21] cm regroupe plus d'individus ($n=14$) que les autres classes, bien que la classe de taille]24-25] cm regroupe un seul individu.

La distribution des fréquences de taille de la population est liée à de nombreux facteurs qui agissent simultanément ou régulièrement, dont on distingue : le recrutement, la mortalité naturelle, la sélectivité des engins de pêche, la biologie et l'écologie de l'espèce.

En raison du manque d'effectifs pour les classes [18-19[et [24-25[, on a redistribué notre échantillon en 5 classes de taille.

➤ Sex-ratio

La proportion des mâles et des femelles dans l'échantillon étudié est variable et elle est représentée dans la figure 22.

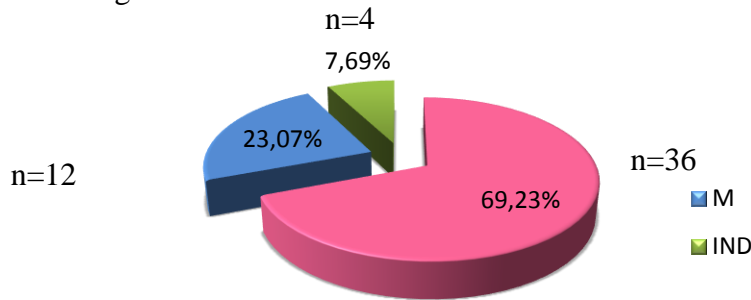


Figure 2 : Sex-ratio de *Sparus aurata*

Au total, 52 spécimens de *Sparus aurata* (Linné, 1758) ont été étudiés dont 12 mâles avec un poids moyen de $119,25 \pm 19,8$ g, une longueur moyenne de $21,31 \pm 1,07$ cm et un pourcentage de 23,07 %, 36 femelles avec un poids moyen de $111,52 \pm 29,76$ g, une longueur moyenne de $20,81 \pm 1,25$ cm et un pourcentage de 69,23 % et 4 juvéniles ont été échantillonnés avec un poids moyen de $79,5 \pm 9,03$ g et une longueur moyenne de $18,65 \pm 0,34$ cm ou ils représentent 7,69 % de l'effectif total.

Nombre d'observation

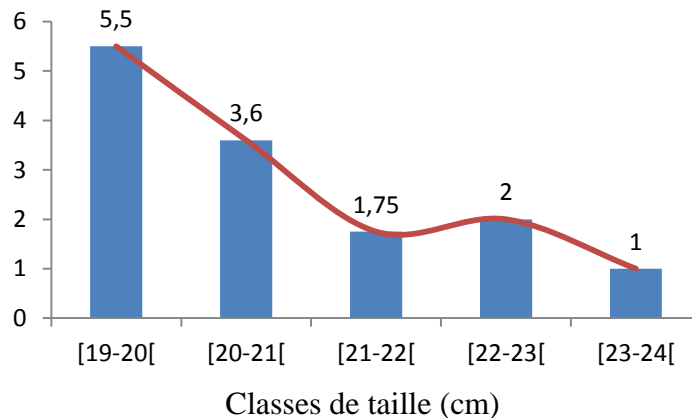


Figure 22 : Variation de sex-ratio en fonction des classes de taille.

Pour *Sparus aurata* (Linné, 1758), le sex-ratio est largement en faveur auprès des femelles pour les tailles inférieures à 22 cm, ou elles sont proportionnellement dominantes dans les captures tandis qu'au-delà de 22 cm le sex-ratio reste presque équilibré entre les deux sexes.

Aussi on a examiné attentivement les ovaires et les testicules en notant leur aspect général, leur coloration et la visibilité des ovocytes à travers la membrane ovarienne.

Chapitre III : Résultats et discussions

L'observation des stades de maturité sexuelle montre que les femelles et les mâles se trouvent à différents stades de maturité sexuelle mais leurs pourcentages sont variables (Fig. 24) et que les individus immatures ont une taille inférieure à 19 cm.

Les femelles aux stades de maturation sexuelle II, III à IV sont observées sur pratiquement tout l'échantillonnage et les mâles aux stades de maturation sexuelle II et III sont apparus dans tout l'échantillonnage.

Toutefois, la proportion d'individus matures ou en reproduction (stade IV) reste très faible presque inexistante. Les femelles et les mâles en fin de reproduction ou en période de repos sexuel sont inexistantes, en raison de la fin du période de reproduction.

Selon Aka *et al.* (2004), la variation du sex-ratio dépend de l'état physiologique des poissons.

Aussi plusieurs facteurs tels que le déplacement pour la recherche de nourriture, la croissance différentielle et le taux de mortalité par sexe influencent également le sex-ratio chez les poissons (Mellinger, 2002).

III. Pigments caroténoïdes dans le sang

La concentration des pigments caroténoïdes dans le sang pour chaque individu est présentée dans le tableau 3 et leurs distributions sont représentées dans la figure 23.

Tableau 3. Concentration des pigments caroténoïdes dans le sang.

N	Lt (cm)	Wt (g)	sexe	stade	Absorbance des pigments caroténoïdes	[pigments caroténoïdes] (µg/ml)
1	18,2	76	IND		-	-
2	18,6	75	IND		-	-
3	18,8	74	IND		0,213	0,07634
4	18,9	88	F	II	-	-
5	19	93	IND		0,249	0,07673
6	19,2	91	F	III	0,127	0,07539
7	19,2	91	F	II	0,19	0,07576
8	19,4	95	F	II	-	-
9	19,4	97	F	III	-	-

Chapitre III : Résultats et discussions

10	19,5	90	F	II	-	-
11	19,5	94	F	III	-	-
12	19,5	95	F	II	-	-
13	19,6	93	M	II	0,116	0,07527
14	19,6	86	F	II	-	-
15	19,8	92	F	II	-	-
16	19,9	91	F	II	-	-
17	20	88	M	III	0,302	0,07732
18	20	101	F	III	0,113	0,07524
19	20,3	107	F	II	0,161	0,07577
20	20,5	102	F	II	-	-
21	20,6	96	M	III	0,169	0,07585
22	20,6	103	F	III	0,163	0,07579
23	20,6	101	F	II	-	-
24	20,7	106	F	II	0,096	0,07505
25	20,7	107	M	II	-	-
26	20,8	116	F	III	0,164	0,0758
27	20,8	107	F	II	-	-
28	20,8	124	F	IV	0,002	0,07402
29	20,9	102	F	III	0,097	0,07506
30	21	103	F	III	0,186	0,07611
31	21	115	F	III	0,192	0,07611
32	21	122	M	II	0,281	0,07709
33	21,1	117	F	III	0,134	0,07547
34	21,2	116	M	III	0,096	0,07505
35	21,2	118	F	III	0,091	0,075
36	21,2	122	M	II	-	-
37	21,3	123	F	III	0,176	0,07593
38	21,4	123	F	II	0,254	0,07679
39	21,5	120	F	III	0,084	0,07492
40	23	165	F	II	0,1	0,0751
41	23,4	147	M	II	-	-
42	23,2	155	F	III	0,132	0,07545
43	24,2	170	F	II	0,178	0,07595
44	21,5	124	M	II	-	-
45	21,5	126	F	II	-	-
46	21,6	137	F	III	0,146	0,07560
47	21,9	138	M	III	0,168	0,07584
48	22,2	137	M	III	0,161	0,07577
49	22,2	173	F	IV	0,001	0,07401
50	22,4	149	F	III	0,211	0,07632
51	22,5	141	M	II	0,121	0,07533
52	22,8	152	F	II	-	-

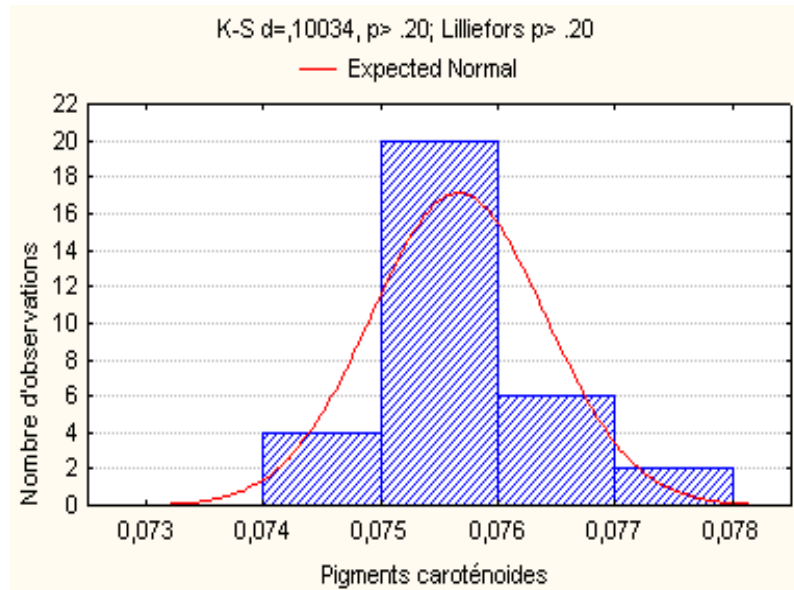


Figure 23 : Distribution des concentrations des pigments caroténoïdes du sang.

Les prélèvements de sang ont été effectués seulement sur 32 individus dont 22 sont des femelles et 8 sont des mâles tandis que le reste sont des juvéniles et la valeur moyenne de concentration est de $0,0756 \pm 0,0007 \mu\text{g/mL}$, cependant la valeur minimale est de $0,0740 \mu\text{g/mL}$ et la valeur maximale est de $0,0773 \mu\text{g/mL}$ et la distribution de ces concentrations au sein de l'échantillonnage est représentée par une courbe en cloche (symétrique) qui inclue une distribution normale.

La valeur moyenne de la concentration des pigments caroténoïdes présents dans le sang de la daurade sauvage est inférieure à celle des poissons d'élevage, comme celle mentionnée par Choubert en 1994 pour la truite où les valeurs étaient de $0,2 \mu\text{g/mL}$ à $1,8 \mu\text{g/mL}$.

La mesure des quantités des pigments caroténoïdes dans le sang des poissons nous renseigne sur la disponibilité de ces derniers. Les pigments se retrouvent dans le sérum à des temps différents, la canthaxanthine se retrouve 3 heures après l'ingestion du repas et sa concentration maximale est atteinte après 24 heures de l'ingestion et l'astaxanthine a une durée de transit dans le sang plus réduite (Choubert, 1994).

➤ **Concentration des pigments caroténoïdes dans le sang en fonction de la taille**

La distribution des concentrations des pigments caroténoïdes en fonction de la taille est représentée dans la figure 24.

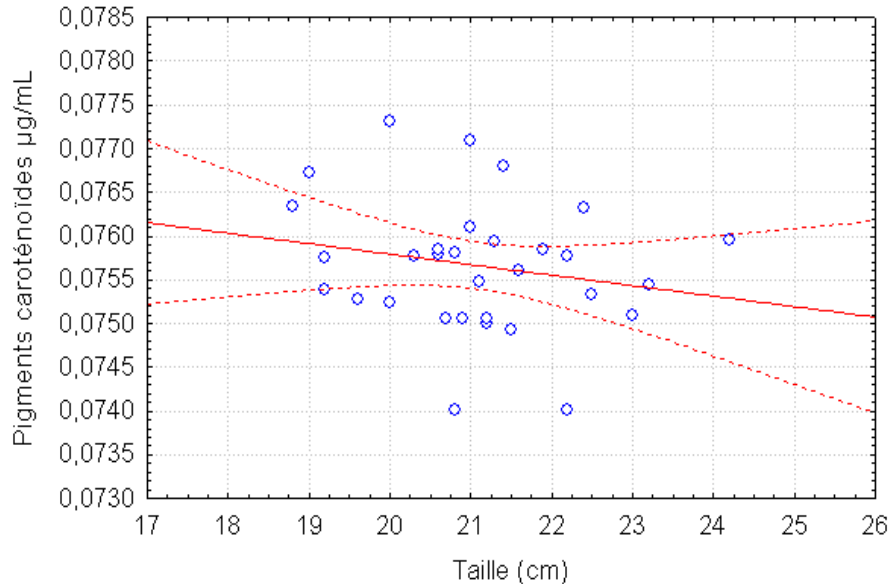


Figure 24: Distribution des concentrations des pigments caroténoïdes en fonction de la taille.

La comparaison deux à deux des concentrations moyennes des pigments caroténoïdes en fonction des classes de taille des poissons est non significative ($P > 0,05$) pour les différentes classes de tailles et aucune corrélation significative ($r = -0,2000$) n'est observée entre la taille des individus de la daurade et les concentrations en pigments caroténoïdes du sang.

➤ **Concentration des pigments caroténoïdes dans le sang en fonction du poids**

Le poids moyens des 32 individus étudié pour le traitement du sang est de $118,968 \pm 24,952$ g dont la valeur minimale est de 74 g et la valeur maximale est de 173 g et la distribution des concentrations des pigments caroténoïdes en fonction du poids est représentée dans la figure 25.

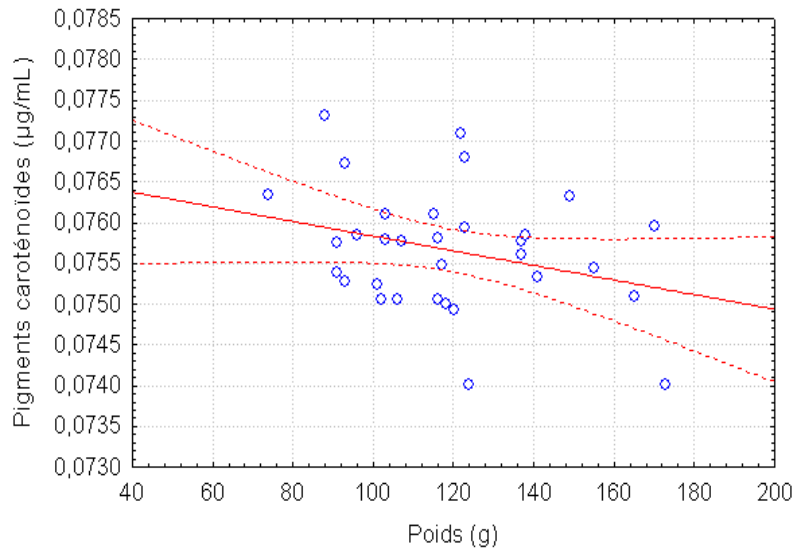


Figure 25 : La distribution des concentrations des pigments caroténoïdes en fonction du poids.

Aucune corrélation significative ($r=-0,3007$) n'est observée entre le poids des individus de la daurade et les concentrations en pigments caroténoïdes du sang, cependant la comparaison deux à deux des concentrations moyennes des pigments caroténoïdes en fonction du poids des poissons étudiées est significative seulement pour la comparaison entre les deux classes de poids : Classe 1 vs. Classe 2 dont $p = 0,028 < 0,05$, cela a été prouvé par Torrissen en 1989 ou il a réussi à démontrer qu'il existe un effet du poids du poisson sur la déposition des caroténoïdes.

➤ **Concentration des pigments caroténoïdes dans le sang en fonction du sexe**

Les concentrations moyennes des pigments caroténoïdes pour chaque sexe sont représentées dans le tableau 4.

Tableau 4 .Concentration moyenne des pigments caroténoïdes du sang (µg/mL) en fonction du sexe.

Sexe	N	Valeur minimale	Valeur maximale	Moy ± ET	P
Femelle	22	0,075	0,0763	0,0755 ± 0,00067 a	a vs. B =0,1332 a vs. C = 0,0413 b vs. C= 0,3672
Mâle	8	0,075	0,0757	0,0759 ± 0,0008 b	
Juvéniles	2	0,0763	0,0767	0,0765 ± 0,0002 c	

Chapitre III : Résultats et discussions

Les concentrations en pigments caroténoïdes les plus élevées sont enregistrées pour les juvéniles avec une moyenne de $0,0765 \pm 0,0002 \mu\text{g/ml}$ tandis que les valeurs basses sont marquées pour les femelles avec une moyenne de $0,0754 \pm 0,0004 \mu\text{g/ml}$, et la concentration moyenne des pigments caroténoïdes chez les mâles est de l'ordre de $0,0759 \pm 0,0008 \mu\text{g/ml}$ et la comparaison des moyennes deux à deux des concentrations des pigments caroténoïdes du sang pour les différents sexes montre que il y a seulement une différence significative entre les femelles et les juvéniles.

➤ Concentration des pigments dans le sang en fonction des stades de maturité

Les distributions des concentrations par stade de maturité pour l'ensemble des individus étudiés et pour chaque sexe sont représentées dans les tableaux N° 5 et N° 6.

Tableau 5. Concentration des pigments caroténoïdes ($\mu\text{g/mL}$) en fonction des stades de maturité chez l'ensemble des individus étudiés.

Stade de maturité	N	Valeur minimale	Valeur maximale	Moy \pm ET	p
II	9	0,0750	0,0770	$0,0757 \pm 0,0007$ a	a vs. b= 0,6805
III	19	0,0749	0,0773	$0,0756 \pm 0,0005$ b	a vs. c= 0,0090
IV	2	0,0740	0,07402	$0,0740 \pm 0,000007$ c	b vs. c= 0,00006

La comparaison des moyennes de deux à deux des concentrations des pigments caroténoïdes du sang pour les différents stades de maturité chez l'ensemble des individus étudiés montre que il y a une différence significative entre la concentration moyenne des pigments caroténoïdes pendant le stade de maturation en cours et celle pendant le stade de ponte et aussi entre la concentration moyenne des pigments caroténoïdes durant le stade de pré-ponte et celle en le stade de ponte.

Chapitre III : Résultats et discussions

Tableau 6. Concentration des pigments caroténoïdes ($\mu\text{g/mL}$) en fonction des stades de maturité chez les femelles.

Stade de maturité	Nombre d'individus	Valeur minimale	Valeur maximale	Moy \pm ET	P
Stade II	6	0,0750	0,0767	0,0757 \pm 0,0006 a	a vs. b= 0,5455 a vs. c= 0,0110 b vs. c= 0,2430
Stade III	14	0,0754	0,0750	0,0755 \pm 0,0004 b	
Stade IV	2	0,0751	0,0752	0,0751 \pm 0,3995 c	

La comparaison des moyennes de deux à deux des concentrations des pigments caroténoïdes du sang pour les différents stades de maturité chez les femelles présente une différence significative entre la concentration moyenne des pigments caroténoïdes pendant le stade de maturation en cours et celle pendant le stade de ponte.

Tableau 7. Concentration des pigments caroténoïdes ($\mu\text{g/mL}$) en fonction des stades de maturité chez les mâles.

Stade de maturité	Nombre d'individus	Valeur minimale	Valeur maximale	Moy \pm ET	P
Stade II	3	0,0752	0,0770	0,0758 \pm 0,001 a	a vs. b= 0,9195
Stade III	5	0,0750	0,0773	0,0759 \pm 0,0008 b	

La comparaison de deux à deux des concentrations moyennes des pigments caroténoïdes en fonction des stades de maturité chez les mâles montre que il n y a pas une différence significative entre les concentrations moyennes pendant les stades de maturité de maturation en cours et pré-ponte.

L'éclairage et la température régulent la maturation et la ponte de la daurade, la photopériode agit sur le développement des premiers stades ovocytaires et la température sur les derniers stades et plus particulièrement sur la ponte (Kuo et *al.*, 1973).

Chapitre III : Résultats et discussions

En Méditerranée, dans des conditions naturelles de maturation, la daurade pond à partir de 13°C et la température optimale pour la gamétogénèse est de 14°C à 15 °C et elle est de 16°C à 18°C pour la ponte (Lumare, 1978)

Selon Choubert (1986), pendant la période de maturité sexuelle, les gonades accumulent les pigments caroténoïdes, cette accumulation s'effectue chez la femelle à partir de son alimentation mais également à partir du réservoir que constitue le muscle. Ainsi, il a signalé que la couleur des ovocytes du médaka (*Oryzias latipes*) dépend directement de la quantité de pigments caroténoïdes ingérée par la femelle.

De même Miki et al., (1984) ont montré que les pigments caroténoïdes ingérés chez la daurade (*Chrysophrys major*) étaient directement stockés dans les ovocytes après hydrolyse.

Steven (1949) a noté chez la truite fario (*Salmo trutta*) une mobilisation quasi-totale des pigments caroténoïdes musculaires et un accroissement quantitatif important de ceux des ovaires.

Chez le mâle, la mobilisation des pigments caroténoïdes vers les testicules et la laitance n'a pas été signalée, en revanche des transferts de pigments ont lieu vers la peau en période de fraie, cet accroissement de la pigmentation de la peau été interprété comme jouant un rôle dans le comportement de reproduction afin d'attirer des femelles (Krinsky, 1971).

IV. Pigments caroténoïdes dans le foie

La concentration des pigments caroténoïdes dans le foie pour chaque individu est montrée dans le tableau 8 et la distribution des concentrations des pigments caroténoïdes dans le foie est représentée dans la figure 26.

Tableau 8. la concentration des pigments caroténoïdes présents dans le foie.

N	Lt (cm)	Wt (g)	Sexe	Stade	Wfoie (g)	[foie] mg/Kg de foie
1	18,2	76	IND		1,84	1,86895425
2	18,6	75	IND		1,46	3,95522876

Chapitre III : Résultats et discussions

3	18,8	74	IND		1,77	2,95555556
4	18,9	88	F	II	1,22	3,43366013
5	19	93	IND		1,3	2,34705882
6	19,2	91	F	III	1,7	2,26013072
7	19,2	91	F	II	1,08	3,12941176
8	19,4	95	F	II	2,67	5,17222222
9	19,4	97	F	III	2,56	2,73823529
10	19,5	90	F	II	2,64	2,78169935
11	19,5	94	F	III	2,46	2,85558824
12	19,5	95	F	II	1,01	2,95555556
13	19,6	93	M	II	1,67	4,14647059
14	19,6	86	F	II	1,19	2,81212418
15	19,8	92	F	II	2,62	4,43333333
16	19,9	91	F	II	1,54	4,08562092
17	20	88	M	III	1,76	3,91176471
18	20	101	F	III	1,56	3,17287582
19	20,3	107	F	II	1,99	5,04183007
20	20,5	102	F	II	2,09	2,9903268
21	20,6	96	M	III	1,11	1,00401961
22	20,6	103	F	III	1,601	3,27718954
23	20,6	101	F	II	1,71	2,21666667
24	20,7	106	F	II	1,64	2,60784314
25	20,7	107	M	II	1,85	3,21633987
26	20,8	116	F	III	3	1,52558824
27	20,8	107	F	II	1,4	2,73823529
28	20,8	124	F	IV	1,18	5,34607843
29	20,9	102	F	III	1,83	2,86862745
30	21	103	F	III	1,88	3,47712418
31	21	115	F	III	2,34	9,34477124
32	21	122	M	II	1,18	2,56437908
33	21,1	117	F	III	1,07	3,10767974
34	21,2	116	M	III	3,42	5,17222222
35	21,2	118	F	III	1,83	-
36	21,2	122	M	II	1,72	2,47745098
37	21,3	13	F	III	1,83	3,39019608
38	21,4	123	F	II	1,48	2,43398693
39	21,5	120	F	III	1,58	5,69379085
40	23	165	F	II	2,83	5,99803922
41	23,4	147	M	II	1,76	2,8251634
42	23,2	155	F	III	4,59	-
43	24,2	170	F	II	5,2	2,21666667
44	21,5	124	M	II	1,26	3,39019608
45	21,5	126	F	II	1,47	4,43333333
46	21,6	137	F	III	2,42	7,6496732
47	21,9	138	M	III	2,66	5,69379085

48	22,2	137	M	III	3	7,43235294
49	22,2	173	F	IV	3,54	5,911111111
50	22,4	149	F	III	3,22	5,12875817
51	22,5	141	M	II	2,22	4,25947712
52	22,8	152	F	II	3,49	2,47745098

L'échantillonnage du foie a été réalisé sur les 52 individus et le poids moyen des foies est d'une valeur de $2,06 \pm 0,88$ g, cependant l'extraction et l'identification des pigments caroténoïdes à partir du foie sont réalisées sur 50 échantillons et la valeur moyenne de concentration est de $3,73 \pm 1,64$ mg/kg, cependant la valeur minimale est de 1,004 mg/kg de foie et la valeur maximale est de 9,344 mg/kg de foie.

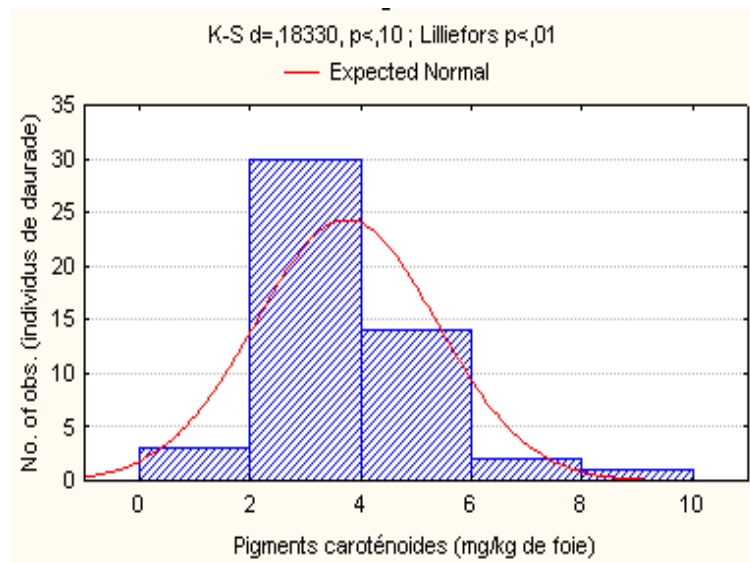


Figure 26: Distribution des pigments caroténoïdes dans l'ensemble des individus étudiés.

La distribution de ces concentrations au sein de l'échantillonnage est représentée par une courbe symétrique qui inclue une distribution normale.

Plusieurs facteurs sont susceptibles d'affecter la pigmentation des poissons, dont la génétique, les facteurs sexuels, l'âge, l'aliment, la source et la concentration des caroténoïdes dans celui-ci. La température de l'eau et la photopériode sont des facteurs environnementaux pouvant aussi influencer la pigmentation (Bjerkeng *et al.*, 1992).

➤ **Concentration des pigments caroténoïdes dans le foie en fonction de la taille**

La distribution des concentrations des pigments caroténoïdes dans le foie en fonction des classes de tailles est représentée dans la figure 27.

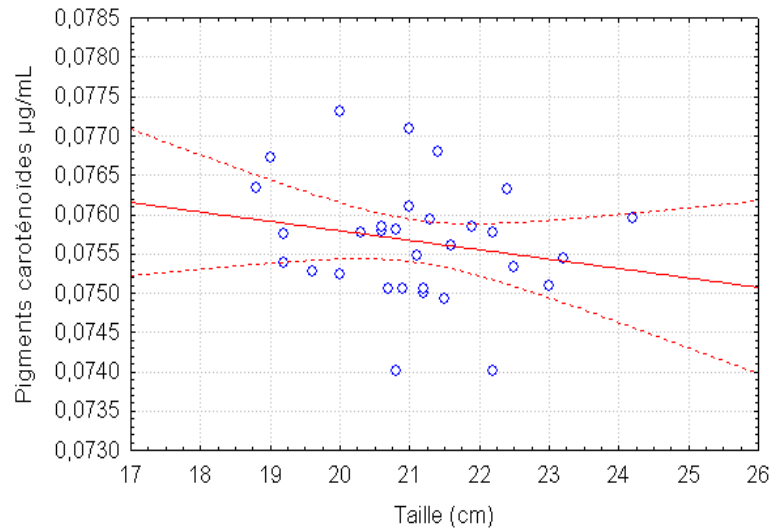


Figure 27: Distribution des concentrations des pigments caroténoïdes dans le foie en fonction de la taille.

Aucune corrélation positive et significative ($r=0,2721$) n'est observé entre la taille des individus de la daurade et les concentrations en pigments caroténoïdes du foie, tandis que la comparaison de deux à deux des concentrations moyennes des pigments caroténoïdes en fonction des classes de taille des poissons est significative ($P<0,05$) pour les classes de tailles 1 et 3, 1 et 4, 2 et 3, 2 et 4.

➤ **Concentration des pigments caroténoïdes du foie en fonction du poids**

Le poids moyens des 50 individus étudié pour le traitement du foie est de $111,8200 \pm 24,2240$ g dont la valeur minimale est de 74 g et la valeur maximale est de 173 g et la distribution des concentrations des pigments caroténoïdes en fonction du poids est représentée dans la figure 28.

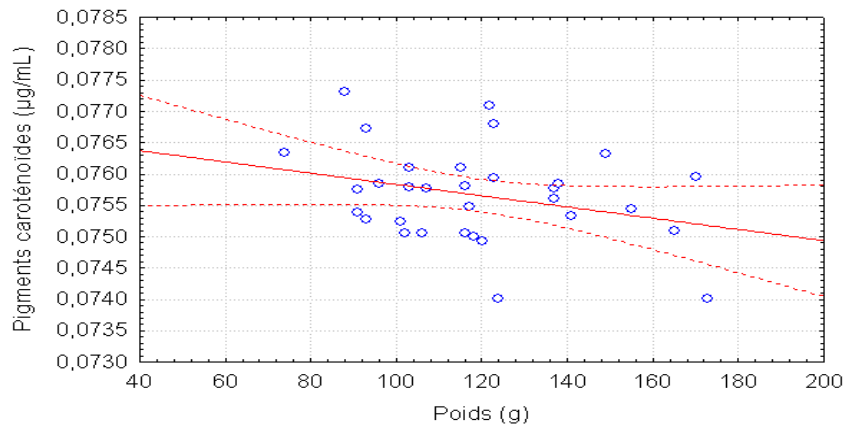


Figure 28 : La distribution des concentrations des pigments caroténoïdes dans le foie en fonction du poids.

Aucune corrélation positive et significative ($r=0,3579$) n'est observée entre le poids des individus de la daurade et les concentrations en pigments caroténoïdes du foie et la comparaison deux à deux des concentrations moyennes des pigments caroténoïdes en fonction du poids des poissons étudiées est significative seulement pour la comparaison entre les deux classes de poids : Classe 1 vs. Classe 3 dont $p = 0,0204 < 0,05$.

➤ **Concentration des pigments dans le foie en fonction du sexe**

La concentration moyenne en pigments caroténoïdes dans le foie la plus grande est marquée chez les femelles avec une valeur de $3,81 \pm 1,68$ mg / kg du foie cependant la valeur la plus basse est trouvée chez les juvéniles avec une moyenne de $2,78 \pm 0,89$ mg / kg du foie. Chez les mâles la concentration moyenne est de $3,84 \pm 1,69$ mg / kg du foie.

Tableau 9. Concentration moyenne des pigments caroténoïdes du foie ($\mu\text{g/mL}$) en fonction du sexe.

Sexe	Nombre d'individus	Valeur minimale	Valeur maximale	Moy \pm ET	P
Femelle	34	1,525	9,344	$3,814 \pm 1,686$ a	a vs. b = 0,9632
Mâle	12	1,004	7,432	$3,841 \pm 1,693$ b	a vs. c = 0,2399 b vs. c = 0,2584
Juveniles	04	1,868	3,955	$2,781 \pm 0,899$ c	

Chapitre III : Résultats et discussions

A partir du tableau 9, on voit que la comparaison des concentrations moyennes en pigments caroténoïdes, deux à deux, est non significative ($p > 0,05$).

➤ Concentration des pigments caroténoïdes dans le foie chez juvéniles

La différence entre les concentrations des pigments caroténoïdes chez les individus immatures ne présente pas une relation avec la taille ou avec le poids, et elle est peut être due à l'aliment et la non compétitivité des juvéniles avec les autres espèces pour la recherche de l'aliment dans le milieu. La concentration moyenne est d'ordre de $2,7 \pm 0,89$ mg/ Kg.

Selon Blaxter et Hempel (1963), les facteurs de l'environnement qui caractérisent le milieu sont susceptibles de faciliter, retarder, ou même inhiber l'apprentissage de la chasse ou la recherche de l'aliment. Autres s'accordent sur le fait que les plus importants sont les caractéristiques trophiques, aussi les conditions d'éclairage (Kiyono et Hirano, 1981) et l'hydrodynamisme du milieu (Shelbourne, 1968).

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

La répartition des concentrations par stade de maturité pour chaque sexe est représentée dans les tableaux 10 et 11.

Tableau 10. Concentration des pigments caroténoïdes ($\mu\text{g/mL}$) en fonction des stades de maturité chez l'ensemble des individus étudiés.

Stade de maturité	Nombre d'individus	Valeur minimale	Valeur maximale	Moy \pm ET	p
II	25	2,2166	5,9980	$3,3934 \pm 1,0250$ a	a vs. b = 0,1135
III	19	1,0040	9,3447	$1,0250 \pm 2,1895$ b	a vs. c = 0,0057
IV	2	5,3460	5,9111	$5,62859 \pm 0,000007$ c	b vs. c = 0,3772

Chapitre III : Résultats et discussions

On constate à partir de ce tableau que la différence est seulement significative ($P > 0,05$) pour les individus du stade de maturité II versus les individus du stade de maturité IV.

Tableau 11. Concentration des pigments caroténoïdes ($\mu\text{g/mL}$) en fonction des stades de maturité chez les femelles.

Stade de maturité	Nombre d'individus	Valeur minimale	Valeur maximale	Moy \pm ET	p
II	18	2,2166	5,9980	3,4421 \pm 1,1370 a	a vs. b = 0,327929
III	14	1,5255	9,3447	4,0350 \pm 2,18372 b	a vs. c = 0,016456
IV	2	5,3460	5,9111	5,6285 \pm 0,39953 c	b vs. c = 0,334035

A partir de ce tableau que la différence est seulement significative ($P > 0,05$) pour les individus du stade de maturité II (a) versus les individus du stade de maturité IV (c) chez les femelles.

Tableau 12. Concentration des pigments caroténoïdes ($\mu\text{g/mL}$) en fonction des stades de maturité chez les mâles.

Stade de maturité	Nombre d'individus	Valeur minimale	Valeur maximale	Moy \pm ET	p
II	7	2,4774	4,2594	3,2684 \pm 0,7174 a	a vs. b = 0,1763
III	5	1,0040	1,0040	4,6428 \pm 2,3948 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 le période de maturité sexuelle, les pigments caroténoïdes sont accumulés dans les gonades, cette accumulation s'effectue chez la femelle à partir de son nourriture et son réservoir musculaire. (Choubet, 1986).

Chapitre III : Résultats et discussions

Krinsky (1971) a montré que pendant la période de reproduction les pigments caroténoïdes sont transférés vers la peau et cet enrichissement en pigments de la peau été expliqué comme un rôle dans le comportement de reproduction moyennant d'attirer des femelles.

Selon Guillou (1991), les différents individus d'une même espèce de poisson ne disposent pas des mêmes capacités physiologiques leur permettant d'accumuler de façon égale les pigments caroténoïdes.

Torrissen et Naevdal (1984) ont montré que chez les salmonidés, la pigmentation du muscle n'est pas influencée par le sexe, mais plutôt par la maturation sexuelle des individus. Les tissus servent de réserve pigmentaire et lipidique, car les pigments sont liposolubles. Les pigments sont redistribués dans la peau chez le mâle et dans les ovaires chez la femelle pendant la période de maturation des gonades. De plus, la température du milieu a une influence sur la pigmentation des individus; elle modifie leur taux métabolique et le temps de rétention des aliments dans l'intestin (Olsen et Mortensen, 1997).

Selon Page et Davies (2003), le foie serait responsable des pertes d'une grande portion des caroténoïdes ingérés. En effet, le taux de sortie des caroténoïdes du foie serait limité à la fois par la capacité des LDL à transporter les pigments (Reboul et *al.*, 2005) et par la quantité de récepteurs de LDL sur les hépatocytes (cellules du foie).

Conclusion

Conclusion

La présente étude est faite sur des individus de daurade sauvage pêchés à l'Est à partir de deux traits de chalut, ou ils ont une longueur totale moyenne de 20,91 cm et un poids moyen de 110,84 g. le sex-ratio observé chez *Sparus aurata* (Linné, 1758) montre qu'il y a une dominance d'un sexe femelle par rapport à l'autre sexe mâle qui est peut être du aux plusieurs facteurs comme le déplacement pour la recherche de nourriture, la croissance différentielle et le taux de mortalité par sexe .les mâles et les femelles se trouvent à différents stades de maturité sexuelle.

L'examen du sang des 32 individus a permet de préciser quelques constatations :

- La quantité des pigments caroténoïdes présente dans le sang de la daurade sauvage est inférieure à celle trouvée chez les poissons d'élevage (salmonidés);
- La concentration des pigments caroténoïdes trouvée chez les juvéniles est beaucoup plus importante que celle trouvée chez les mâles ou chez les femelles.

En ce qui concerne la recherche des pigments caroténoïdes dans le foie des 50 individus, l'étude nous a permet de tirer quelques observations :

- La concentration des pigments caroténoïdes est beaucoup plus importante chez les individus mures que les individus immatures.
- La concentration des pigments caroténoïdes dans le foie augmente avec les stades de maturité pour chaque sexe. Choubert a signalé en 1986 que durant le période de maturité sexuelle, les pigments caroténoïdes sont accumulés dans les gonades.

En effet, les caroténoïdes étant des composées liposolubles, leur absorption est liée à celle des lipides et leur digestibilité est influencée par la teneur de l'aliment en lipides.

De plus, la maturité sexuelle a un effet important sur la quantité des pigments caroténoïdes, ces derniers sont accumulé dans les gonades à partir de l'alimentation et le

réservoir musculaire chez les femelles (Choubert, 1986) et dans la peau chez les mâles (Krinsky, 1971).

Toute fois il faut signaler que la nature et la répartition des pigments caroténoïdes au sein de poisson dépendent de processus métaboliques oxydatifs complexes.

Les poissons ne peuvent pas synthétiser les pigments caroténoïdes, dans la nature, ils sont apportés par les proies naturelles. En aquaculture intensive, ils le sont par l'aliment.

Après l'ingestion, les pigments caroténoïdes peuvent être éliminés en état des fèces, absorbés, ou transformés. Les produits de transformation peuvent, à leur tour, être éliminés ou réabsorbés par la muqueuse intestinale.

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 (comme les facteurs génétiques, la pathologie, l'âge, le sexe,...), 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.

Une étude sur l'extraction et l'identification des pigments caroténoïdes à partir de la chair est nécessaire, car ces derniers sont généralement accumulés au niveau de la peau, des gonades et surtout le muscle (Hirao, 1967), ou ils peuvent être soit dissous dans les gouttelettes lipidiques entre les fibres musculaires soit liés à d'autres molécules comme des sucres (caroténoïdes glycosylés) ou des protéines (caroténo-protéines) dans la membrane sarcoplasmique des fibres musculaires (Choubert, 1992).

Aussi la recherche de ces pigments doit être faite sur des daurades d'élevage la ou il y a une complémentarité ou une supplémentation du régime alimentaire en caroténoïdes, car chez les salmonidés et les poissons à chair blanche, la pigmentation de la chair constitue un critère primordial qui assure l'image du produit (Torrissen, 1998).

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 biología de la dorada *Sparus aurata* de los esteros 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 β -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^{ème} 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 β -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 caroténoïdes 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 – Hawai.

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., ALEJNIK, 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., MOUJET, J., LAVAUD, J., KAZEMPOUR, 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-SZIDLÓWSKI, 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 β -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 color 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*, Linnaeusi Sparidae) from hatching to metamorphosis in mass rearing systems. Aquaculture, 48, pp. 71 - 82.

TANDLER, A. et MASON, C. (1984) The use of ¹⁴C 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 chromatographic 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 α -crustacyanin of lobster carapace, as revealed electron microscopy. Comp. Biochem. Physiol, Vol71B, pp. 237- 242.