

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



MEMOIRE DE FIN D'ETUDES EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME  
D'INGENIEUR ET DE MASTER EN SCIENCE DE LA MER  
**OPTION : Aquaculture**

**Contribution à l'élaboration d'un complément alimentaire algale destiné  
à l'amélioration de la pigmentation des poissons d'élevage**

Présenté par :

- HAMIDI KHODJA Baya Nawel
- REHAILIA Ines

Soutenu le 24 /12/ 2020 devant le jury suivant :

<b>M. MEZOUAR K.</b>	<b>Maître de conférences A (ENSSMAL)</b>	<b>Président</b>
<b>Mme BENTCHIKOUL.</b>	<b>Maître assistante A (ENSSMAL)</b>	<b>Examinatrice</b>
<b>M. LOURGUIOUI H.</b>	<b>Maître de conférences B (ENSSMAL)</b>	<b>Examineur</b>
<b>Mme AISSOU-AKROUR C.</b>	<b>Maître de conférences B (ENSSMAL)</b>	<b>Promotrice</b>
<b>Mme OULD AHMED N.</b>	<b>Maître de conférences B (ENSSMAL)</b>	<b>Co-promotrice</b>

Année universitaire 2019-2020

## *Remerciements*

Avant toute chose, nous remercions le bon Dieu le tout puissant, pour le courage et la force qu'il nous a donné pour mener ce travail à bien jusqu'à son terme.

Nous tenons à exprimer notre reconnaissance, notre haute considération et notre profond respect à notre promotrice, Mme AISSOU-AKROUR C, qui nous a guidées et encouragées tout au long de ce travail, également pour sa gentillesse, sa disponibilité et sa patience.

Nous tenons également à remercier Mme OULD AHMED N d'avoir été notre Co promotrice durant ce travail. On la remercie pour son suivi et ses conseils judicieux.

Nous tenons à témoigner toute notre gratitude à M. MEZOUAR K qui nous a fait l'honneur d'accepter la présidence de ce jury de mémoire.

Nous sommes également très reconnaissantes à Mme BENTCHIKOU L et M. LOURGHIOUI H pour l'honneur qu'ils nous ont accordé en acceptant de juger notre travail et pour l'intérêt qu'ils ont porté à ce dernier.

Nos sincères remerciements s'adressent également à Mme GUERROUMI H l'ingénieur du laboratoire de biochimie marine de l'ENSSMAL pour sa précieuse aide.

Enfin merci à nos familles et à nos proches pour leur soutien continu durant nos longues études.

# Dédicaces

*Je dédie ce modeste travail à :*

*Ma Douce maman Sihem ZINE, celle qui nous fait toujours passer avant elle, qui ne cesse de donner le meilleur d'elle-même sans regrets, source de tendresse et de bonté.*

*Mon papa chéri Noui HAMIDI KHODJA, qui peux trouver ici le fruit de son innombrables privations. Aucune dédicace ne saurait exprimer mon respect, mon amour éternel et ma considération pour les sacrifices que tu m'as consenti pour mon instruction et mon bien être.*

*Je ne saurai comment exprimer mon éternelle gratitude et ma reconnaissance pour  
votre*

*Amour, soutien, patience, tous les sacrifices consentis et vos précieux conseils et prières, pour toute votre assistance et présence dans ma vie*

*MERCI A VOUS :*

*A la meilleure des sœurs Fatima Zahra et son époux Amazigh BRAHIMI.  
Aucune dédicace ne peut exprimer la profondeur des sentiments d'amour, d'attachement que j'éprouve à ton égard. Merci d'être toujours à mes coté. Merci d'être la grande sœur que tu es !*

*A mes chers frères et leurs épouses*

*Mohammed Amin, Soraya et AbdelMalik, Madjeda*

*Pour les merveilleux moments passés en votre compagnie.  
L'ambiance familiale chaleureuse et le soutien que vous m'avez témoigné m'ont été droits au cœur.*

*A mes trois petites nièces Dyna, Nélya, Selma et mon petit neveu Abdellah  
Aucune dédicace ne saurait exprimer tout l'amour que j'ai pour vous, votre joie et votre gaieté me comblent de bonheur.*

*A mes chers oncles que je respect SIDI Abdellah HAMIDI KHODJA et Mounir  
ZINE*

*Ainsi qu'à tout le reste membres de ma famille*

*A mes copines Nadjwa, Houda, Sara, Souhila, Rayen, Djamila, Manel, Marwa*

*A mon binôme Ines REHAILIA qui a partagé avec moi ces 3 dernières années  
avec ses hauts et ses bas*

*Une dédicace toute particulière à ma super promotion d'aquaculture un par un.  
Ces 3 ans ont été riches en belles émotions sur beaucoup de plan, j'en garde des  
souvenirs impérissables*

*Baya Nawel HAMIDI KHODJA*

## Table des matières

### Liste des tableaux

### Liste des figures

### Liste des abréviations

### Introduction.....2

### Chapitre I : Généralités

#### I. Les algues .....5

##### I.1. Généralités sur les algues.....5

##### I.2. Les grands groupes d'algues.....5

###### I.2.1. Les algues bleues .....5

###### I.2.3. Les algues rouges .....6

###### I.2.3. Les algues brunes.....6

###### I.2.4. Les algues vertes.....6

##### I.3. La composition chimique.....7

###### I.3.1. Les protéines.....7

###### I.3.2. Les lipides.....8

###### I.3.3. Les minéraux.....8

###### I.3.4. Les polysaccharides.....8

###### I.3.5. Les vitamines.....9

###### I.3.6. Les polyphénols.....9

###### I.3.7. Les caroténoïdes .....9

##### I.4. Utilisations des algues.....9

#### II. Les caroténoïdes .....12

##### II.1. La pigmentation chez les poissons.....12

##### II.2. Définition des caroténoïdes.....12

##### II.3. Structure.....13

##### II.4. Classification.....13

##### II.5. Les caroténoïdes chez les poissons.....15

###### II.5.1. Rôles.....15

###### II.5.2. Métabolisme.....16

###### II.5.3. Structures des principaux caroténoïdes retrouvés chez les poissons.....17

II.5.4. Amélioration de la pigmentation des poissons par les caroténoïdes.....	18
III. Méthodes d'analyses des pigments caroténoïdes.....	20
III.1. Méthode d'extraction.....	20
III.2. Méthodes de quantification.....	20
III.3. Méthode d'identification qualitative : Chromatographie sur couche mince (CCM).....	21
III.3.1. Chromatographie d'adsorption.....	22
III.3.2. Chromatographie de partage .....	22

## **Chapitre II : Matériel et méthodes**

1. Travail sur terrain .....	24
1.1. Présentation du site de récolte.....	24
1.2. Récolte.....	25
2. Travail au laboratoire.....	25
2.1. Etude de la flore algale.....	25
2.1.1. Identification.....	25
2.1.2. Préparation du matériel végétal.....	25
2.2. Etude biochimique.....	26
2.2.1. Détermination du taux de caroténoïdes.....	26
2.2.1.1. Extraction.....	26
2.2.1.2. Quantification par spectrophotométrie UV-Visible.....	27
2.2.2. Analyse qualitative des caroténoïdes.....	29
2.2.2.1. Identification spectrale.....	29
2.2.2.2. Identification par chromatographie sur couches minces « CCM ».....	29
2.2.3. Incorporation des pigments dans l'aliment.....	30
2.2.3.1. Caractéristiques de l'aliment utilisé.....	30
2.2.3.2. Méthode d'incorporation.....	31
2.2.3.3. Analyse des caroténoïdes.....	32

## **Chapitre III : Résultats et discussion**

I. Résultats.....	34
I.1. Identification des algues.....	34
I.2. Analyse quantitative des caroténoïdes.....	45

I.3. Identification des caroténoïdes par analyse spectrale.....	47
I.4. Identification des caroténoïdes par CCM.....	50
I.4.1. Lecture des plaques imprégnées à l'huile de vaseline.....	52
I.4.2. Lecture des plaques non imprégnées.....	53
I.5. Comparaison entre l'aliment avant et après enrichissement.....	55
II. Discussion .....	57
II.1. Analyse quantitative des caroténoïdes.....	58
II.2. Identification des caroténoïdes par analyse spectrale.....	58
II.3. Identification des caroténoïdes par CCM.....	58
II.3.1. Lecture des plaques imprégnées à l'huile de vaseline.....	58
II.3.2. Lecture des plaques non imprégnées.....	58
II.4. Comparaison entre l'aliment avant et après enrichissement.....	61
<b>Conclusion générale .....</b>	<b>64</b>

## **Références bibliographiques**

## **Annexes**

## Liste des tableaux

### Chapitre II : Matériel et méthodes

<b>Tableau II.1 :</b> Quantités de pigments caroténoïdes obtenues après l'extraction.....	27
<b>Tableau II.2:</b> Concentrations et absorbances des solutions étalons .....	28
<b>Tableau II.3 :</b> Quantité de pigments caroténoïdes à additionner à l'aliment.....	32

### Chapitre III : Résultats et discussion

<b>Tableau III.1 :</b> La teneur en caroténoïdes dans les algues échantillonnées.....	46
<b>Tableau III.2 :</b> Les pics identifiés et leurs pigments caroténoïdes correspondants.....	51
<b>Tableau III.3 :</b> Pigments caroténoïdes correspondants aux taches obtenues pour la chromatographie de partage.....	53
<b>Tableau III.4 :</b> Pigments caroténoïdes correspondants aux taches obtenues pour la chromatographie d'adsorption .....	54
<b>Tableau III.5 :</b> la teneur en caroténoïdes dans l'aliment avant et après enrichissement en caroténoïdes.....	56
<b>Tableau III.6 :</b> Les différents caroténoïdes révélés par les différentes méthodes d'analyses qualitatives.....	59

## Liste des figures

### Chapitre I : Généralités

<b>Figure I.1 :</b> Structure générale de quelques caroténoïdes.....	14
--	----

### Chapitre II : Matériel et méthodes

<b>Figure II.1 :</b> Localisation du site de récolte « Anse de Kouali 3 » (googleearth 2020).....	24
<b>Figure II.2 :</b> Plage de l'Anse de Kouali3.....	24
<b>Figure II.3 :</b> Courbe d'étalonnage du bichromate de potassium.....	28
<b>Figure II.4 :</b> Addition des pigments caroténoïdes dissous dans l'huile de soja a l'aliment.....	32

### Chapitre III : Résultats et discussion

<b>Figure III.1 :</b> Aspect général de l'algue <i>Sphaerococcus coronopifolius</i> .....	34
<b>Figure III.2 :</b> Coupe transversale de l'algue <i>Sphaerococcus coronopifolius</i> G 10*40.....	35
<b>Figure III.3 :</b> Aspect général de l'algue <i>Jania rubens</i> .....	36
<b>Figure III.4 :</b> Aspect général de l'algue <i>Sargassum vulgare</i> .....	38
<b>Figure III.5 :</b> Aspect générale de l'algue <i>Padina pavonica</i> .....	40
<b>Figure III.6 :</b> Coupe transversale de l'algue <i>Padina pavonica</i> . G10*40.....	40
<b>Figure III.7 :</b> Aspect général de l'algue <i>Ulva rigida</i> .....	42
<b>Figure III.8 :</b> Coupe transversale de l'algue <i>Ulva rigida</i> G10*40.....	42
<b>Figure III.9 :</b> Aspect générale de l'algue <i>Cladophora laetevirens</i> .....	44
<b>Figure III.10 :</b> Histogramme présentant les différents teneurs en caroténoïdes chez les différentes algues.....	46
<b>Figure III.11 :</b> Spectre d'absorption des caroténoïdes dans l'hexane chez <i>Sphaerococcus Coronopifolius</i> .....	47
<b>Figure III.12 :</b> Spectre d'absorption des caroténoïdes dans l'hexane chez <i>Jania rubens</i> .....	48
<b>Figure III.13 :</b> Spectre d'absorption des caroténoïdes dans l'hexane chez <i>Sargassum vulgare</i> .....	48
<b>Figure III.14 :</b> Spectre d'absorption des caroténoïdes dans l'hexane chez <i>Padina pavonica</i> .....	49
<b>Figure III.15 :</b> Spectre d'absorption des caroténoïdes dans l'hexane chez <i>Ulva rigida</i> .....	49
<b>Figure III.16 :</b> Spectre d'absorption des caroténoïdes dans l'hexane chez <i>Cladophora laetevirens</i> .....	50
<b>Figure III.17 :</b> Plaque chromatographique imprégnée à l'huile de vaseline présentant les taches apparues chez l'algue brune <i>Sargassum vulgare</i> après développement.....	52

<b>Figure III.18</b> :Développement de la plaque chromatographique dans la cuve .....	54
<b>Figure III.19</b> Taches apparues après 40 min de développement et 10 min de distance parcouru par l'éluant .....	54
<b>Figure III.20</b> : Spectre d'absorption des pigments caroténoïdes dans l'aliment avant enrichissement en caroténoïdes.....	55
<b>Figure III.21</b> : Spectre d'absorbance des pigments caroténoïdes dans l'aliment après enrichissement en caroténoïdes.....	56

## Liste des abréviations

BHT : Butylhydroxytoluène

CaCO<sub>3</sub> : Carbonate de calcium

CCM : Chromatographie sur couche mince

EFS : Extraction par fluide supercritiques

EMA : Extraction assistée par micro-ondes

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

EUA : Extraction assistée par ultrason

Fao : Organisation des Nations unies pour l'alimentation et l'agriculture

KOH : Hydroxyde de potassium

Na<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> : Sulfate de sodium

PLE : Extraction par solvants organiques accélérée par la pression

R<sub>f</sub> : Rapport frontal

UV : Ultra-violet



# Introduction

### Introduction

L'aquaculture contribue de manière significative à l'approvisionnement mondiale des produits de la mer depuis plusieurs décennies. Elle a enregistré le taux de croissance le plus rapide parmi les principaux secteurs de production alimentaire, et en 2018 elle a atteint une production totale de 46% (FAO, 2020 ; VISSIO *et al.*, 2020).

La couleur de la peau des poissons est l'un des plus importants critères de qualité dictant la valeur marchande du poisson destiné à la consommation humaine et l'usage ornemental. Cette couleur dépend principalement de la concentration des pigments caroténoïdes présents dans les tissus. Les caroténoïdes contribuent aux couleurs jaune, orange et rouge de la peau, de la coquille ou de l'exosquelette des animaux aquatiques (PHAM *et al.*, 2014).

En effet, les poissons comme les autres animaux sont incapables de synthétiser les pigments caroténoïdes. Ils doivent donc les absorber via leur alimentation. En milieu naturel, les caroténoïdes sont obtenus principalement à partir d'une alimentation riche en crustacés alors qu'en aquaculture, les poissons doivent être nourris avec des aliments composés complétés par des caroténoïdes afin de maintenir et de rehausser leur pigmentation (CALVO *et al.*, 2020).

Désormais près de 40% de toute la production aquacole dépend des aliments commerciaux. Cela est particulièrement vrai pour les espèces de grande valeur comme les crevettes, le saumon et la truite, dont les aliments contribuent dans la coloration de ces dernières (HEMAISWARYA *et al.*, 2011 ; CALVO *et al.*, 2020).

Plusieurs sources de caroténoïdes s'avèrent efficaces pour augmenter la pigmentation de la peau chez les espèces de poissons d'élevage, les pigments synthétiques ( $\beta$ -carotène, canthaxanthine, zéaxanthine et astaxanthine) et les pigments issus de source naturelle animale ou végétale (les déchets de crabe ou de crevette, les levures, les krills, les plantes terrestres et les algues) (SUN *et al.*, 2012). L'utilisation des caroténoïdes synthétiques est limitée, car elle entraîne une augmentation des coûts de la production d'aliment (EBENEEZAR *et al.*, 2020)

Cependant, il est important d'identifier d'autres sources de caroténoïdes naturels afin de développer de nouveaux régimes, et c'est en effet le but de notre étude : extraire les pigments caroténoïdes à partir de différentes espèces d'algues marines et les compléter au régime alimentaire des poissons d'élevage. L'utilisation des algues comme source naturelle des pigments

## *Introduction*

---

est de plus en plus étudiée et peut être considérée comme une meilleure alternative pour l'amélioration de la pigmentation des poissons.

De ce fait, nous avons partagé notre travail en trois parties. Nous présenterons dans la première partie des généralités sur les algues, les pigments caroténoïdes et les différentes méthodes d'analyse. La deuxième partie sera consacrée aux matériels et méthodes utilisés pour l'identification des algues et l'extraction des pigments ainsi que leur incorporation dans l'aliment. La dernière partie sera attribuée aux résultats et à la discussion. Enfin nous terminerons par une conclusion générale et des perspectives.



# Généralités

**I. Les algues****I.1. Généralité sur les algues**

Les algues sont un groupe d'organismes aquatiques au métabolisme autotrophique qui présentent la chlorophylle (a) comme pigment photosynthétique principal. Elles sont présentes principalement dans les milieux aquatiques marins ou d'eau douce, mais elles peuvent également se développer sur les milieux terrestres ou sur la neige et la glace, car ces organismes vivants tolèrent les conditions les plus extrêmes de températures (PEREIRA *et al.*, 2015).

Le corps de la plante varie de structures unicellulaires à multicellulaires sans système vasculaire, elles sont donc appelées thallophytes dépourvues de racines, tiges et feuilles, le thalle contient une structure à sa base (rhizoïdes, crampons, disques...) permettant l'ancrage de l'algue sur un support : une roche (algues épilithes), ou une plante (algues épiphytes), ou un animal (algues épibiontes) ou parfois même le sable (ZITOUNI, 2015). Il peut y avoir une seule cellule aussi petite que 1 $\mu$  (microalgue) aux grosses algues qui peuvent atteindre plus de 60 m (macroalgues). Cependant, il est difficile de déterminer le vrai nombre d'espèces en raison de leur diversité inconnue et de la difficulté de leur recensement et classification. Récemment, le nombre d'espèces recensées était de 159.728 (GUIRY et GUIRY, 2020). En Méditerranée, on dénombre un total de 1131 espèces de végétaux marins ce qui constitue 6,3% de la flore marine totale dans le monde (OULD AHMED, 2015).

**I.2. Les grands groupes d'algues**

De nombreux critères morphologiques, physiologiques, biochimiques et moléculaires interviennent dans la classification des algues. Les principaux caractères largement utilisés sont : les pigments photosynthétiques : chlorophylles, caroténoïdes (carotènes et xanthophylles), la nature biochimique de la réserve alimentaire et la composition de la paroi cellulaire (LAKHDAR, 2018).

Les algues sont généralement classées en fonction de leurs pigments en quatre grands groupes : algues rouges (Rhodophytes) qui sont les plus diversifiés, algues brunes (Phéophytes), algues vertes (Chlorophytes), et les algues bleues (Cyanophytes).

**I.2.1. Les algues bleues**

Les algues bleues aussi appelées Cyanophycées ou Cyanobactéries, formant un des groupes bactériens les plus larges et les plus diversifiés écologiquement. Elles sont caractérisées par la présence de certains pigments nécessaires à la photosynthèse tels que la chlorophylle (a) et, dans

certaines des cas, également de la chlorophylle (b), ainsi que des pigments accessoires appelés phycobilines (la phycoérythrine, la phycocyanine et l'allophycocyanine), les caroténoïdes ( $\beta$ -Carotène) et les xanthophylles (myxoxanthine et zéaxanthine) (PEREIRA *et al.*, 2015).

### **I.2.2. Les algues rouges**

Les Rhodophytes (algues rouges) sont un des plus anciens groupes d'algues eucaryotes et un des plus importants, avec environ 6000 espèces d'algues (VERBRUGENN *et al.*, 2010). Ils sont principalement marins et pluricellulaires mais il existe quelques formes unicellulaires et quelques-unes vivent également en eau douce.

Les algues rouges doivent leur couleur à une variété de pigments photosynthétiques tels que : la chlorophylle (a), le pigment qui se trouve dans les autres groupes d'algues et même dans les plantes terrestres, pigments accessoires comme les carotènes (par exemple le  $\beta$ -carotène), les xanthophylles (par exemple la lutéine et la zéaxanthine), les phycobilines et les phycobiliprotéines (FLEURENCE *et al.*, 2016).

### **I.2.3. Les algues brunes**

Elles sont aussi nommées Phéophycées. Il existe 1500 espèces différentes d'algues brunes, ce sont les algues marines les plus abondantes. On les retrouve surtout au niveau des côtes rocheuses à faible profondeur (KILINÇ *et al.*, 2013).

Les algues brunes se caractérisent par une couleur brune qui provient de la fucoxanthine (un pigment caroténoïde), ainsi que d'autres pigments photosynthétiques tels que : la chlorophylle (a, c1 et c2), les carotènes (par exemple le  $\beta$ -carotène) et les xanthophylles (par exemple la diatoxanthine, et violaxanthine) (FLEURENCE *et al.*, 2016).

### **I.2.4. Les algues vertes**

Les algues vertes, communément appelées chlorophytes (phylum Chlorophyta), présentent une couleur verte semblable aux plantes terrestres, il existe environ 1200 espèces sous formes très variées, uni-ou pluricellulaires et se trouvent dans les habitats d'eau douce à marins (KILINÇ *et al.*, 2013).

Elles sont caractérisées par la présence de chloroplastes à deux membranes, thylakoïdes empilés et des pigments photosynthétiques : la chlorophylle (a, b), les carotènes, et les xanthophylles (tel que la lutéine qui est le caroténoïde principal, qui se produit généralement à l'extérieur les chloroplastes) (FLEURENCE *et al.*, 2016).

Ces quatre groupes d'algues existent dans la flore marine des substrats rocheux de l'Algérie. Plusieurs études sont faites sur la flore algale de la côte algérienne : les travaux les plus anciens sont ceux de MONTAGNE, 1838, FELDMANN (1931-1961) et FELDMANN-MAZOYER (1940-1949) in OULD AHMED, 2015. D'autres travaux relativement plus récents ont été réalisés par PERRET-BOUDOURESQUE et SERIDI, 1989, SERIDI, 1990 dans la région centre, OULD AHMED, 1994 dans la région Ouest et KADARI-MEZIAN, 1994 dans la région de Bou-Ismaïl, OULD AHMED et MEINESZ, 2007 et SERIDI, 2007. Des études plus récentes ont été faites par OULD AHMED, 2015 et OULD AHMED et al., 2013 et 2019. Suite à ces travaux le nombre d'espèce d'algues recensées en Algérie est de quatre cent quatre-vingt seize 496 (OULD AHMED, 2015).

### **I.3. La composition chimique**

La composition chimique des algues diffère d'une espèce à l'autre et change selon la géographie (l'habitat naturel), les saisons, l'âge et l'état physiologique (stade de maturité) (PERSON, 2010 ; ORTIZ *et al.*, 2006).

Les algues présentent un intérêt nutritionnel connu et exploité depuis de nombreuses années, cela est lié à la présence de différents nutriments comme les protéines, les minéraux, et les polysaccharides, mais également par la présence des métabolites présentant des propriétés antioxydantes et anti-radicalaires tels que les caroténoïdes, les polyphénols, les vitamines et les lipides.

#### **I.3.1. Les protéines**

La teneur en protéines des algues marines est variable. Généralement les algues brunes disposent d'un contenu protéique restreint (5-11% de la matière sèche) comparé à certaines algues rouges qui possèdent une fraction protéique importante (30-40% de la matière sèche).

D'autre part, le contenu protéique des algues vertes peut atteindre 20% de la matière sèche et peut même augmenter jusqu'à 40% si le milieu est riche en azote (PERSON, 2010).

Parmi les protéines algales, il faut citer la présence chez les algues rouges et bleues de molécules particulières : les phycobiliprotéines, qui sont les principaux pigments de ces algues et font partie du système de collecte de l'énergie lumineuse (FAN-JIE *et al.*, 1984 ; MARFAING *et al.*, 2007).

### I.3.2. Les lipides

Les algues ont de très petites quantités de lipides, comprises entre 1 et 5% de matière sèche d'algues. Cependant, les principaux composants lipidiques sont des acides gras polyinsaturés  $\omega$ -3 et  $\omega$ -6, qui réduisent efficacement le risque de diabète, ostéoporose et maladies cardiovasculaires (KEYIMU *et al.*, 2019).

La composition en acides gras des algues vertes est la plus proche de celle des végétaux supérieurs, elles ont une teneur beaucoup plus élevée en acide oléique (C18:1) et en acide alphalinoléique ( $\alpha$ 3-C18:3) (MARFAING, 2004 ;LAKHDAR, 2018). Les algues rouges et brunes comprennent principalement les acides gras polyinsaturés à 20 carbones, l'acide eicosapentaénoïque (EPA,  $\omega$ -3, C 20: 5) et l'acide arachidonique (AA,  $\omega$ -6, C 20: 4).

### I.3.3. Les minéraux

Les algues sont une source importante de minéraux car elles ont la capacité d'absorber des substances inorganiques présentes dans l'environnement marin. La fraction minérale peut représenter jusqu'à 40 % de la masse sèche (KEYIMU *et al.*, 2019).

Elles sont très riches en macroéléments tels que : le sodium, calcium, magnésium, potassium, chlore, soufre, phosphore, ainsi que d'autres oligo-éléments comme : le fluor, le brome, le manganèse, le bore, le nickel, le cobalt (PERSON, 2010).

### I.3.4. Les polysaccharides

Les polysaccharides d'algues sont un groupe étendu de composés ayant diverses fonctions biologiques. Du point de vue nutritionnel, les polysaccharides d'algues jouent un rôle important en tant que fibres alimentaires.

Les algues sont riches en polysaccharides classiques qu'on peut trouver chez les plantes supérieures tels que : l'amidon et la cellulose, mais leur particularité réside dans la présence des polysaccharides non digestibles qui résistent aux enzymes digestives humaines et qui sont présents uniquement dans les algues ce sont les phycocolloïdes (18 à 45% de la masse sèche chez les algues brunes) (PERSON, 2010).

Les principaux polysaccharides obtenus à partir d'algues marines sont : les alginates, les agars, et les carraghénanes. Ces hydrocolloïdes sont couramment utilisés dans les industries alimentaires, pharmaceutiques et en biotechnologie (ŚCIESZKA *et al.*, 2018).

### I.3.5. Les vitamines

Les algues sont une source importante de certaines vitamines hydrosolubles et liposolubles. L'ensemble des vitamines est bien représenté avec des teneurs en provitamine A intéressantes dans les algues rouges, en vitamine E dans les algues brunes et des quantités élevées de vitamine C en moyenne entre 500 et 3000 mg / kg de matière sèche dans les algues vertes et brunes (KEYIMU *et al.*, 2019). En outre, L'intérêt principal réside dans la vitamine B<sub>12</sub> dont les teneurs sont assez importantes dans les algues contrairement aux plantes terrestres qui en sont totalement dépourvues (MACARTAIN *et al.*, 2008).

### I.3.6. Les polyphénols

La plupart des algues marines contiennent des polyphénols algaux aussi appelés phlorotannins. Les composants phénoliques sont des molécules biologiquement actives largement utilisés en thérapeutique comme vasoconstricteurs, anti-inflammatoires, inhibiteurs enzymatiques, antioxydants, anti radicalaires et antimicrobiens. Les algues brunes contiennent la teneur la plus élevée de phlorotannins (5 et 20% du poids sec de l'algue) (MARFAING *et al.*, 2007).

### I.3.7. Les caroténoïdes

Les caroténoïdes algaux sont également de puissants antioxydants, ils représentent en moyenne 0,1% du poids sec de l'algue mais certaines espèces, dans certaines conditions environnementales en produisent beaucoup plus (PERSON, 2011). Les algues brunes sont particulièrement riches en caroténoïdes. Les pigments caroténoïdes que l'on trouve souvent dans les algues sont : le  $\beta$ -carotène, l' $\alpha$ -carotène, la fucoxanthine, la violaxanthine, la zéaxanthine, et la lutéine.

## I.4. Utilisations des algues

Les utilisations des algues sont diverses et variées. Mise à part les usages alimentaires, elles prennent une place croissante dans l'agriculture, dans l'industrie pharmaceutique, ainsi que dans d'autres domaines.

➤ **En agriculture**

Dans le domaine de l'agriculture, les algues sont essentiellement utilisées comme engrais naturel organique, leur teneur en minéraux permet d'améliorer la composition minérale des sols et leur richesse en colloïdes d'accroître la capacité de rétention d'eau des sols, de fixer les limons et de réduire l'érosion des terres arables (PERSON, 2010). Elles permettent, en outre, une meilleure conservation des semences grâce aux fortes concentrations en agar qui a la propriété de les enrober et de les protéger des bactéries et des champignons (CHOUIKHI, 2013).

➤ **En alimentation humaine et animale**

Les macro-algues se retrouvent sur différents secteurs en alimentation humaine. Elles sont avant tout consommées entières en tant que légumes, principalement dans les pays asiatiques.

Les principales espèces consommées sont la wakamé (*Undaria pinnatifida*), le kombu (*Laminaria japonica*) et le nori (*Porphyra sp*). Elles sont riches en polysaccharides sulfatés, dont certains sont devenus des additifs précieux dans les aliments industriels en raison de leurs propriétés gélifiantes et épaississantes (par exemple, alginates, gélose et carraghénane) (PEREIRA *et al.*, 2015).

Les algues sont aussi utilisées pour l'alimentation animale (moutons, bovins, chevaux et poissons), On les retrouve dans la formulation des aliments sous forme de farines et peuvent aussi intervenir comme compléments alimentaires en nutrition pour les espèces aquacoles pour l'amélioration des performances de croissance (ABDEL-WARITH *et al.*, 2016 ; PERSON, 2010).

➤ **Utilisation médicale et pharmaceutique**

Les algues sont connues pour contenir des propriétés médicinales et pharmaceutiques depuis l'Antiquité, car elles renferment des molécules actives à propriétés antioxydantes, anti-cancéreuses, anti-âge, cytoprotectrices, immunomodulatrices, antiinflammatoires, anticoagulantes, antibactériennes, antidiabétiques, antifongiques, antipaludiques, antiplaquettaires, anti-protazoaires, antituberculeuses et antivirales (CHOUIKHI, 2013 ; TABOADA, 2012).

➤ **En cosmétique**

L'extrait d'algue est souvent trouvé sur la liste des ingrédients des emballages cosmétiques, en particulier dans les crèmes et lotions de visage ou des mains (CHOUIKHI, 2013). L'utilisation

des algues dans le domaine cosmétique est due à leurs propriétés antioxydantes, qui est utilisé pour la conservation des produits.

➤ **Autres utilisations**

On les utilise également dans le traitement des eaux usées comme dépolluant. Les macro-algues permettent la réduction de la charge en sels nutritifs en consommant de façon naturelle des nitrates, phosphates, etc. (PERSON, 2010).

## II. LES CAROTENOÏDES

### II.1. La pigmentation chez les poissons

Quatre principaux groupes de pigments sont responsables de la coloration des mammifères, des oiseaux, des poissons et des invertébrés. Ce sont les porphyrines, les ptéridines, les mélanines et les caroténoïdes (GARCIA-CHAVARRIA, 1994) (*in* GARCIA-CHAVARRIA et LARA-FLORES, 2013). Les ptéridines sont responsables d'un grand nombre de colorations jaunes et rouges vifs des poissons, des amphibiens et des reptiles ; ces pigments sont solubles dans l'eau et sont produits de manière endogène. La mélanine confère la couleur noir, grise et brune aux vertébrés et à de nombreux invertébrés. Les mélanines sont des polymères hétérogènes constitués de métabolites de la tyrosine (GARCIA-CHAVARRIA et LARA-FLORES, 2013). Les pigments caroténoïdes, obtenus par les animaux de leur alimentation, donnent la plupart des couleurs rouges vifs, jaunes et orange.

La couleur du poisson est un critère de qualité utilisé par les consommateurs pour évaluer la valeur nutritive, la santé, la fraîcheur et le goût des salmonidés, des crustacés et des autres poissons d'élevage. La valeur marchande, par exemple, du saumon, du pagre commun et de la dorade japonaise dépend de la couleur du poisson ainsi que l'exosquelette et l'épithélium musculaire des crevettes, du homard et d'autres carapaces de crustacés et gonades de mollusques. Chez les poissons d'ornement, la couleur de la peau est également une caractéristique importante affectant le prix du marché.

### II.2. Définition des caroténoïdes

Les caroténoïdes sont parmi les pigments naturels les plus répandus. Ils sont responsables de nombreuses teintes présentes dans la nature ainsi qu'une multitude de fonctions.

Les caroténoïdes sont une classe de 800 pigments (MAOKA, 2019) naturels liposolubles de couleur orange, jaune ou rouge trouvés principalement dans les plantes, les algues, les champignons, les animaux, les bactéries photosynthétiques et certaines bactéries non photosynthétiques (BOTELLA-PAVIA et RODRIGUEZ-CONCEPCION 2006) (*in* MEZZOMO et FERREIRA, 2016).

Seules les plantes, les bactéries, les champignons et les algues peuvent synthétiser les caroténoïdes. Les animaux quant à eux ; ils les apportent de leur alimentation (SCHIEDT, 1998). Les caroténoïdes peuvent également être synthétisés par processus chimique.

### II.3. Structure

Les caroténoïdes sont des molécules apolaires hydrophobes, appartenant à la famille des terpènes à structure linéaire ou cyclique. L'unité de base de ces structures est l'isoprène composé de cinq atomes de carbone (C5). La plupart des caroténoïdes sont des tétraterpènes, issus de la condensation de huit unités en C5 et ont donc une structure hydrocarbonée composée de 40 atomes de carbone (structure en C40), mais il existe aussi des structures en C30 ou C50 (figure I.1).

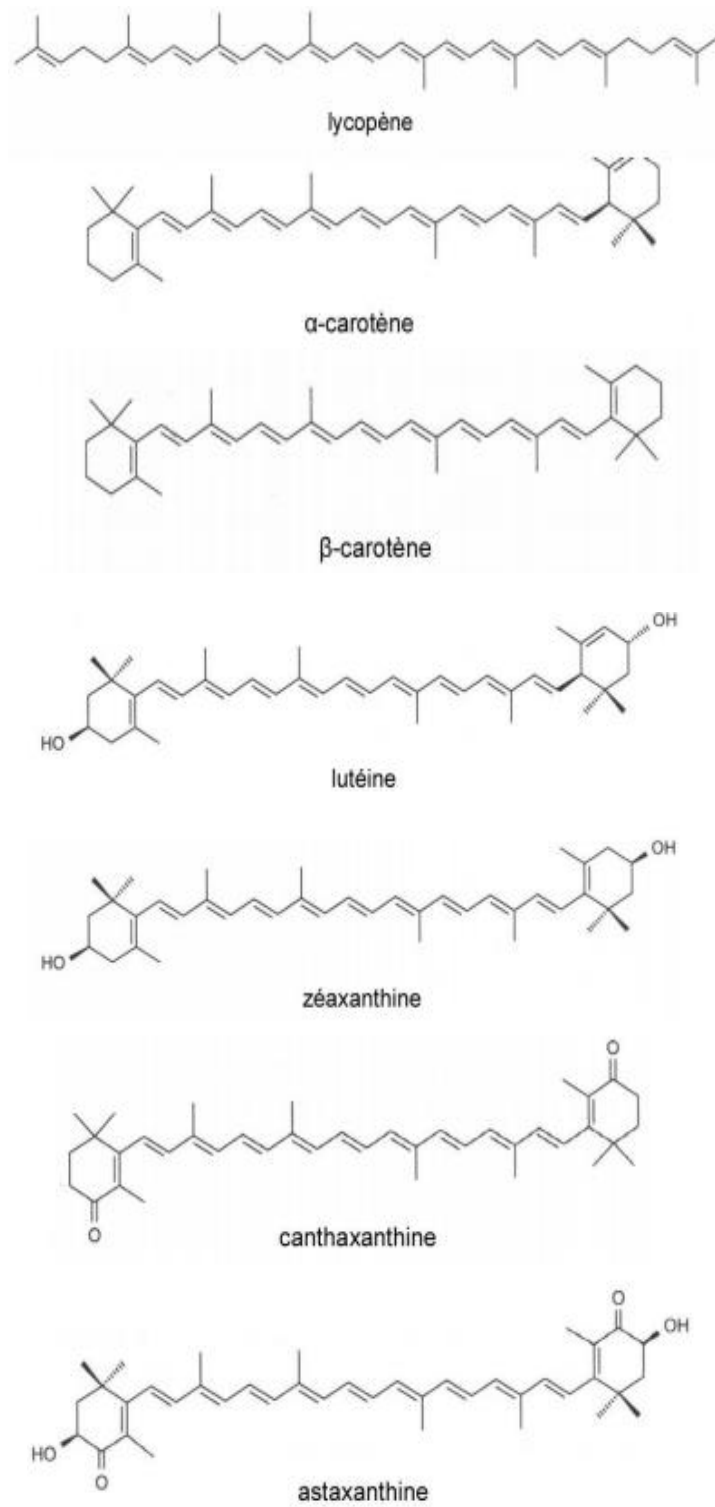
### II.4. Classification

Selon leurs groupements fonctionnels, on peut classer les caroténoïdes en deux groupes :

-Les carotènes : ce sont des pigments hydrocarbonés représentés majoritairement par l' $\alpha$ -carotène, le  $\beta$ -carotène, le lycopène et le  $\gamma$ -carotène...

-Les xanthophylles : ce sont des dérivés oxygénés des carotènes. Ils rassemblent la zéaxanthine, la lutéine, l'anthéroxanthine, la violaxanthine, l'astaxanthine, la canthaxanthine, la capsanthine, la néoxanthine, la crocétine ainsi que d'autres molécules.

Les xanthophylles sont initialement des produits de l'hydroxylation des carotènes (c'est le cas de la zéaxanthine ou de la lutéine). Cette hydroxylation peut être suivie d'une autre oxydation pour donner des époxydes (c'est le cas de l'anthéroxanthine ou de la violaxanthine) ou des cétones (c'est le cas de capsanthine ou de l'astaxanthine). Enfin les apocaroténoïdes constituent un petit groupe de xanthophylles qui ont perdu des fragments à une ou aux deux extrémités de la chaîne (c'est le cas de la crocétine).



**Figure I.1** : Structure générale de quelques caroténoïdes.

## II.5. Les caroténoïdes chez les poissons

Les poissons contiennent différents types de caroténoïdes, dont le dominant est propre à l'espèce concernée. Les caroténoïdes couramment rencontrés chez les poissons sont : la tunaxanthine (jaune), la lutéine (jaune verdâtre), le  $\beta$ -carotène (orange), l' $\alpha$ -doradexanthine (jaune), la zéaxanthine (jaune-orange), canthaxanthine (orange-rouge), l'astaxanthine (rouge), l'eichinénone (rouge) et la taraxanthine (jaune) (GARCIA-CHAVARRIA et LARA-FLORES, 2013).

De nombreux poissons accumulent les caroténoïdes dans les téguments et les gonades, seule exception faite pour les Salmonidés qui accumulent notamment l'astaxanthine dans le muscle. Dans les téguments, les pigments sont accumulés dans les chromatophores, cellules étoilées ou ramifiées, dont on distingue deux types selon la nature des pigments qu'elles renferment : les érythrophores, cellules à pigment rouge (astaxanthine) et les xanthophores, cellules à pigment jaune (lutéine).

Les caroténoïdes accumulés dans les téguments des poissons existent sous une forme estérifiée, à l'exception du poisson chat.

Bien que les poissons ne puissent synthétiser les caroténoïdes, certains poissons ont tout de même la capacité de convertir un caroténoïde d'une forme à une autre. En effet, selon leur aptitude à métaboliser les caroténoïdes en astaxanthine, les animaux aquatiques se répartissent en trois groupes (GUILLAUME *et al.*, 2006) : Le premier groupe concerne ceux qui sont capables de convertir la zéaxanthine et la lutéine en astaxanthine notamment les Cyprinidés. Ces derniers synthétisent le (3S, 3'S)-astaxanthine à partir de la zéaxanthine par conversion métabolique oxydative (figure 1 annexe).

Le deuxième groupe rassemble les animaux capables de synthétiser l'astaxanthine à partir du  $\beta$ -carotène comme presque tous les crustacés. Et le troisième regroupe ceux ne pouvant effectuer aucune synthèse de l'astaxanthine à partir d'autres molécules. C'est le cas des Salmonidés et des Perciformes (MATSUNO *et al.*, 2001). L'astaxanthine présente dans ces poissons provient de leur alimentation riche en crustacés et zooplanctons et elle est convertie en zéaxanthine (figure 2 annexe).

La tunaxanthine est largement distribuée chez les Perciformes. La couleur jaune vif dans leurs nageoires et leur peau est due à la présence de la tunaxanthine.

### II.5.1. Rôles

Les caroténoïdes sont connus pour conférer la coloration jaune, rouge ou orange à de nombreux végétaux terrestres (fruits, légumes, fleurs...), aux crustacés marins et sont à l'origine de la chair

rose de la truite et du saumon. Mais le rôle des caroténoïdes ne se limite pas seulement à cela puisqu'ils jouent un rôle critique dans le processus de la photosynthèse chez les organismes photosynthétiques (rôle de collecteurs de lumière et rôle de photoprotecteurs). Chez les poissons, ces pigments possèdent d'autres fonctions importantes ; ils sont en effet des précurseurs de la vitamine A (propriété des carotènes), antioxydants, immunorégulateurs et sont également impliqués dans la reproduction et la survie des larves (TSUSHIMA *et al.*, 1997) (*in* DE CARVALHO et CARAMUJO, 2017). Les poissons avec un taux élevé de caroténoïdes seraient également plus résistants aux maladies bactériennes et fongiques (SHAHIDI *et al.*, 1998).

### II.5.2. Métabolisme des caroténoïdes

Les caroténoïdes sont des composés hydrophobes qui ne sont pas facilement solubilisés dans l'environnement aqueux du tractus gastro-intestinal des poissons ; par conséquent, les processus de digestion, d'absorption et de transport sont associés aux lipides (CASTENMILLER et WEST, 1998).

Dans le tractus digestif, les pigments caroténoïdes peuvent être absorbés, éliminés ou transformés. A leur tour, les produits de transformation peuvent être éliminés ou absorbés par la muqueuse intestinale.

La digestion consiste à briser la matrice des aliments et relâcher les caroténoïdes à l'intérieur de petites gouttelettes lipidiques dans l'intestin. Les pigments sont ensuite transférés dans des gouttelettes lipidiques aux micelles. Les micelles servent à transporter les caroténoïdes dans le milieu aqueux de l'intestin. Elles sont formées de sels biliaires, de phospholipides, d'acides gras libres et de triacylglycérols (FURR, 1997). Les pigments quittent ensuite les micelles, entrent dans les cellules absorbantes de la muqueuse intestinale et sont dirigés vers les chylomicrons. Les chylomicrons sont responsables du transport des caroténoïdes de la muqueuse intestinale jusqu'au foie, via le système sanguin et lymphatique (TYSSANDIER *et al.*, 2002) (*in* GARCIA-CHAVARRIA et LARA-FLORES, 2013). Les lipoprotéines du sang et les cellules du foie sont en charge d'effectuer le transport des pigments jusqu'aux tissus périphériques. Le rein lui, est impliqué dans le métabolisme d'excrétion des caroténoïdes (SCHIEDT *et al.*, 1988). En effet, si le système sanguin devient saturé en caroténoïdes, ceux-ci seront transportés vers le rein puis dans l'urine et les fèces.

En comparaison avec d'autres nutriments pour les poissons, l'absorption des caroténoïdes est considérée comme lente.

### II.5.3. Structures des principaux caroténoïdes retrouvés chez les poissons

- **Le  $\beta$ -carotène ( $\beta$ ,  $\beta$ -carotène)**

Il s'agit d'un pigment carotène de couleur orange qui fait partie des substances naturelles les plus répandues tant chez les animaux que chez les végétaux. C'est le composé le mieux connu depuis son isolement en 1831 de la carotte et son fractionnement en 1931 en trois isomères  $\alpha$ -,  $\beta$ - et  $\gamma$ -carotène (LERAY, 2010). Sa structure présente deux cycles  $\beta$ -ionones terminaux (GUILLAUME *et al.*; 2006). Le  $\beta$ -carotène est le composé le plus important comme précurseur de la vitamine A (provitamine A), par clivage central de la molécule en rétinol et acide rétinoïque. Sa production industrielle est effectuée par synthèse chimique mais également par culture de microalgues (*Dunaliella salina*) ou de champignons (*Blakeslea trispora*, *Mucor circinelloides*) (LERAY, 2010).

- **L'astaxanthine (3,3'-dihydroxy- $\beta$ ,  $\beta$ -carotène 4, 4'-dione)**

Ce pigment possède deux groupes hydroxyle en position 3 et 3' et deux groupes cétoniques en position 4 et 4'. Il peut se trouver sous forme libre ou estérifiée (mono ou diester) (CHOUBERT, 1986 ; GUILLAUME *et al.*, 2006). C'est le pigment naturel principal des Salmonidés et de nombreux crustacés et mollusques. Combiné à une protéine, cette xanthophylle donne la couleur bleue du homard (LERAY, 2010). Le krill antarctique (*Euphausia superba*), la micro algue *Haematococcus pluvialis* et la levure *Phaffia rhodozyma* sont utilisés comme source naturelle de pigment dans l'alimentation du saumon, de la truite et de la dorade japonaise (*Pagrus major*) (GUPTA *et al.*, 2006) (*in* MAOKA, 2011)

- **La canthaxanthine ( $\beta$ ,  $\beta$ -carotène-4-4'-dione)**

Cette xanthophylle présente une structure proche l'astaxanthine avec 2 groupes cétoniques en position 4 et 4 et deux groupes méthyle remplaçant les deux hydroxyles (GUILLAUME *et al.*, 2006). Elle est utilisée pour colorer la chair des salmonidés et est produite par synthèse chimique ou par la microalgue *Chlorella vulgaris* (GOUVEIA, 1996) (*in* REBELO *et al.*, 2020).

- **La zéaxanthine ( $\beta$ ,  $\beta$ -carotène-3,3'-diol)**

Ce pigment xanthophylle est caractérisé par la présence de deux groupements hydroxyles en position 3 et 3'. Chez les salmonidés, la zéaxanthine a été mise en évidence chez la truite arc-en-ciel et le saumon atlantique (*Salmo salar*) (CHOUBERT, 1992). La spiruline est considérée

comme une source riche en zéaxanthine utilisée pour améliorer la pigmentation de la carpe d'ornement et des poissons rouges (MAOKA, 2011 ; MAOKA, 2019).

- **La lutéine ( $\beta$ ,  $\epsilon$ -carotène-3,3'-diol)**

Ce pigment caroténoïde possède une structure de type  $\alpha$ -carotène. Assez fréquemment identifié chez les salmonidés, tant dans la peau que dans le muscle (CHOUBERT, 1979) (*in* CHOUBERT, 1992) sous forme libre ou estérifiée (CHOUBERT, 1992). Les tagètes (plantes herbacées) constituent une source naturelle en lutéine utilisée en aquaculture pour la pigmentation du poisson sériole et de la dorade rouge (MAOKA, 2011).

## II.6. Amélioration de la pigmentation des poissons par les caroténoïdes

Dans l'industrie de l'aquaculture, les caroténoïdes sont inclus dans les régimes alimentaires des Salmonidés, de la dorade japonaise (*Pagrus major*), du pagre commun (*Pagrus pagrus*) et des crustacés principalement sous formes de pigments dans le but d'améliorer la pigmentation de leur chair ou de leur peau et donner ainsi une coloration souhaitable à ces organismes d'élevage (DE CARVALHO et CARAMUJO, 2017). En effet, la pigmentation de la chair du saumon atlantique (*Salmo salar*) et de la truite arc-en-ciel (*Oncorhynchus mykiss*) est considérée comme le plus important critère de qualité avec celui de la fraîcheur.

D'autres études sont faites sur la possibilité d'inclure les caroténoïdes, de sources naturelle ou synthétique, dans l'alimentation d'autres espèces de poisson.

DOOLAN *et al.*, 2008 parlent de l'astaxanthine synthétique comme étant le meilleur caroténoïde pour améliorer la coloration rouge du poisson *Pagrus auratus* et suggèrent une concentration de 30 mg kg<sup>-1</sup> pendant 50 jours.

BOONYARATPALIN et UNPRASERT., 1989 ont incorporé la poudre de spiruline à 10 % dans l'alimentation du tilapia du Nile (*Oreochromis niloticus*) pendant 8 semaines et ont observé la coloration rouge de la peau du poisson. Ces mêmes auteurs ont également obtenu une coloration orange en incluant 15% de farine de crevette chez le même poisson. Chez la dorade royale (*Sparus aurata*), l'utilisation de 40 mg kg<sup>-1</sup> de la biomasse algale de la micro algue *Chlorella vulgaris* 40 mg kg<sup>-1</sup> d'aliment pendant 9 semaines a contribué à l'amélioration de la pigmentation de la peau. (GOUVEIA *et al.*, 2002).

Les poissons d'ornement tels que la carpe Koï, les poissons rouges, les cichlidés, les tétras, les gouramis et de nombreux autres sont également sujets aux pratiques d'amélioration de la pigmentation par les caroténoïdes. Et beaucoup d'essais sont réalisés sur ça ; l'incorporation de 100 mg kg<sup>-1</sup> de canthaxanthine extraite du paprika (*capsicum sp*) dans l'aliment du barbus cerise

*Puntius titteya* a permis au poisson d'avoir la coloration rouge. Les poissons de cette espèce dont l'alimentation n'a pas été enrichie avec l'extrait, dans les conditions similaires, étaient dépourvus de couleur rouge (LOVELL, 1988). SCHIEDT en 1998, avait observé une amélioration de la pigmentation de *Xiphophorus helleri* lorsque ce dernier était nourri avec un aliment contenant *Calendula officinalis* (plante herbacée) concluant que la lutéine contenue dans cette plante peut être utilisée comme source de pigment.

Dans l'union européenne, les doses recommandées pour l'astaxathine et la canthaxanthine synthétiques sont de 80 mg kg<sup>-1</sup> et 100 mg kg<sup>-1</sup> d'aliment, respectivement (GUILLAUME *et al.*, 2006).

### III. Méthodes d'analyses des pigments caroténoïdes

#### III.1. Méthode d'extraction

L'extraction des caroténoïdes peut être réalisée en utilisant des huiles ou des solvants organiques. Mais la technique d'extraction par solvant est généralement la plus utilisée. Elle consiste à épuiser une matrice solide ou liquide en molécules extractibles par un solvant qui va être ensuite éliminé par évaporation.

Beaucoup de solvants sont utilisés pour l'extraction des caroténoïdes mais le choix du solvant ou la combinaison de solvants appropriés reste un facteur difficile car les caroténoïdes présentent des différences dans leur groupement fonctionnel (polarité) et dans leur longueur de chaînes. La structure de la matrice joue également un rôle dans la sélection du bon solvant.

Par exemple, l'acétone et l'éthanol sont souvent utilisés pour extraire les caroténoïdes polaires (xanthophylles) tandis que l'hexane présente un meilleur choix de solvant d'extraction pour les caroténoïdes non polaires (carotènes) (ZAGHDOUDI, 2015).

Il existe beaucoup de méthodes utilisant les solvants organiques pour l'extraction des caroténoïdes à savoir : l'extraction par soxhlet, l'extraction assistée par micro-ondes (EMA), l'extraction assistée par ultrason (EUA), l'extraction par solvants organiques accélérée par la pression (PLE), l'extraction par fluide supercritiques (EFS) etc.

#### III.2. Méthode de quantification

La quantification des caroténoïdes est généralement réalisée par des techniques spectroscopiques comme la spectrophotométrie UV-visible.

La spectrophotométrie UV-Visible est une méthode d'analyse quantitative et qualitative d'une substance en solution mettant en jeu des photons dont les longueurs d'onde sont comprises dans le domaine du visible (400-800nm) et de l'ultraviolet (200-400nm). Lorsqu'un rayonnement ( $I_0$ ) de longueur d'onde donnée ( $\lambda$ ) est projeté sur une substance, une partie sera absorbée et une autre partie sera transmise ( $I$ ). La quantité de lumière absorbée par l'échantillon est calculée. En utilisant la loi de Beer-Lambert, cette absorption peut être utilisée pour mesurer les concentrations des solutions suivant la relation suivante :

$$A = \log \left( \frac{I_0}{I} \right) = \varepsilon \cdot l \cdot c$$

A : L'absorbance ou la densité optique (DO)

$\varepsilon$  : Le coefficient d'extinction en fonction de  $\lambda$  en (L mol<sup>-1</sup> cm<sup>-1</sup>)

l : La longueur du trajet optique dans la solution traversée, correspondant à l'épaisseur de la cuve utilisée (1 cm)

c : La concentration molaire de la solution (en mol/L)

La loi de Beer-Lambert n'est applicable que pour des radiations monochromatiques et pour des solutions suffisamment diluées dans la limite de la linéarité.

### III.3.Méthode d'identification qualitative : Chromatographie sur couche mince (CCM)

Parmi les techniques utilisées pour l'analyse qualitative des caroténoïdes, on retrouve la chromatographie sur couche mince (CCM) qui est une méthode d'analyse simple, rapide, polyvalente et peu coûteuse. Elle permet la séparation, l'isolement, l'identification et la quantification des différents constituants d'une substance complexe. (FRIED *et al.*, 1982).

Elle utilise un équilibre hétérogène établi pendant l'écoulement d'un solvant pur ou d'un mélange de solvants appelé phase mobile à travers une phase stationnaire qui est un solide actif appelé sorbant (de nombreux sorbants sont disponibles, mais généralement on utilise le gel de silice qui sera fixé sur un support solide de feuille de verre, d'aluminium ou de plastique) pour séparer deux ou plusieurs composants d'un échantillon transporté par le solvant (FRIED *et al.*, 1994).

Les composants de l'échantillon interagissent à la fois avec les phases stationnaires et mobiles selon que le mécanisme est dominé par le processus d'adsorption ou d'absorption. Dans le premier cas, le mécanisme est appelé chromatographie d'adsorption et dans le second cas, chromatographie de partage (TOUCHSTONE *et al.*, 1983).

Le facteur principal dans toutes formes de chromatographie est le rapport frontal « R<sub>f</sub> Factor » appelé R<sub>f</sub>. Ceci est défini comme le quotient obtenu en divisant la distance parcourue par la substance échantillon et la distance parcourue par le solvant.

$$R_f = \frac{\text{la distance parcourue par la substance échantillon (a)}}{\text{la distance parcourue par le solvant (b)}}$$

Le résultat obtenu est une grandeur sans unité et toujours inférieure à 1 :  $0 < R_f < 1$ .

### III.3.1. Chromatographie d'adsorption

C'est un procédé par lequel un échantillon est séparé par interaction entre les forces d'adsorption d'un milieu (phase stationnaire) et d'un solvant (phase mobile) (TOUCHSTONE *et al.*, 1983). Au fur et à mesure que la phase mobile migre à travers le sorbant par écoulement capillaire, les analytes faiblement adsorbés se déplacent avec le front du solvant, tandis que ceux qui sont plus fortement liés sont retenus plus près du point d'application de l'échantillon (WALL, 2005).

### III.3.2. Chromatographie de partage

Dans la CCM de partage, une phase stationnaire liquide est adsorbée ou liée chimiquement au support de gel de silice. La phase stationnaire doit être insoluble dans la phase mobile. Lors de l'application de l'échantillon sur la couche de sorbant, les composants de l'échantillon s'équilibrent entre les phases mobile et stationnaire. La migration des composants dépend de leur solubilité relative ou de leur préférence pour les phases mobiles ou stationnaires. Sur cette base, un composant qui a une plus grande affinité pour la phase mobile sera élué avant celui qui a plus d'affinité pour la phase stationnaire (WALL, 2005).



Matériel et  
méthodes

## 1. Travail sur terrain

### 1.1. Présentation du site de récolte (Anse de Kouali 3)

Le site de collecte des algues se situe dans la wilaya de Tipaza à 70 Km à l'ouest d'Alger. La récolte des échantillons a été effectuée au niveau de la plage de l'Anse de Kouali 3 ayant pour coordonnées géographiques : 36°59.0805' N, 2°49.2942' E et 36°59.1762' N, 2°49.4142' E (figure II.1 et II.2).



Figure II.1: Localisation du site de récolte « Anse de Kouali 3 » (GoogleEarth 2020).



Figure II.2 : Plage de l'Anse de Kouali 3.

## **1.2. Récolte**

La récolte d'algues a été faite en mars 2020 à la main à des niveaux superficiels allant de 0 à 50 cm de profondeur sur un substrat rocheux.

Pour notre étude, six (6) espèces d'algues ont été choisies aléatoirement. Celles-ci se répartissent en 2 rhodophytes (algues rouges), 2 chromophytes (=ochrophytes) (algues brunes) et 2 chlorophytes (algues vertes).

Ces algues ont été transportées dans des seaux en plastiques remplis d'eau de mer pour leur identification spécifique au laboratoire.

## **2. Travail au laboratoire**

### **2.1. Etude de la flore algale**

#### **2.1.1. Identification**

Les algues récoltées ont été identifiées à l'aide d'une loupe binoculaire (ST-39) et d'un microscope optique (Mod.B3) au laboratoire de biologie de l'ENSSMAL.

Pour la précision spécifique de ces algues nous avons réalisé des observations morphologiques, anatomiques et des coupes cytologiques.

#### **2.1.2. Préparation du matériel végétal**

Les algues destinées à l'étude biochimique ont d'abord été séparées manuellement et débarrassées de toute source de contamination (débris, épiphytes, larves, crustacées...) puis rincées à l'eau du robinet pour être bien nettoyer.

Les algues ont ensuite été séchées dans des journaux à l'air libre à l'abri de la lumière et de l'humidité pendant quelques semaines. Une fois séchées, les algues ont été broyées à l'aide d'un mortier jusqu'à l'obtention d'une poudre fine puis passées dans un tamis pour homogénéiser la poudre et conservées dans des flacons en verre recouverts en papier aluminium afin d'éviter l'effet négatif de la lumière sur le taux des caroténoïdes.

## 2.2. Etude biochimique

### 2.2.1. Détermination du taux de caroténoïdes

#### 2.2.1.1. Extraction

L'extraction des caroténoïdes ainsi que toutes les analyses biochimiques ont été effectuées au niveau du laboratoire de biochimie de l'ENSSMAL.

L'extraction a été réalisée à partir des six échantillons d'algues récoltées. On notera : Rhodo 1, Rhodo 2, Chromo 1, Chromo 2, Chloro 1 et Chloro 2 pour les deux algues rouges, les deux brunes et les deux vertes, respectivement.

La méthode utilisée pour cela est la suivante (C. Akrou-Aissou, 2020. Protocole travaux pratiques Nutrition-Alimentation, 4<sup>ème</sup> année Aquaculture) :

Filtration sous vide :

-Filtration de 10 g de poudre de chaque échantillon dans un Buchner sous vide avec 40 ml d'Hexane-Ethanol (1 :1). (maintien du mélange pendant quelques minutes).

-Poursuite de la filtration jusqu'à la décoloration du résidu. (épuisement de l'échantillon 3 à 4 fois), soit V1 ce volume.

Saponification :

-Ajout d'un volume égal de KOH méthanique 10 % à la solution V1 obtenue.

-Chauffage du mélange pendant 10 min sur une plaque chauffante à 40°C puis refroidissement direct dans un bac de glace.

Lavage :

-Transvasement du mélange dans une ampoule à décanter avec ajout de 25 ml d'Hexane et 20 ml d'eau distillée.

-Légère agitation de 30 à 60 secondes et décantation.

-Après décantation, obtention de 2 phases : organique et aqueuse.

-Extraction de la phase aqueuse 2 fois par 40 ml de solvant Ethanol-Hexane (1 :1).

(Récupération de la deuxième phase organique et rajout à la première).

-Evaporation de la solution obtenue dans un rotavapor à 40 °C pour la récupération de l'Hexane.

\*Durant cette étape, le travail s'est effectué dans l'obscurité et les extraits obtenus ont été conservés au frais à 4° C dans des ballons enveloppés dans du papier aluminium.

\*Les ballons ont été pesés avant et après l'extraction afin de calculer les quantités de pigments caroténoïdes extraites (TableauII.1).

**TableauII.1** : Quantités de pigments caroténoïdes obtenues après l'extraction

Echantillon	Rhodo 1	Rhodo 2	Chromo 1	Chromo 2	Chloro 1	Chloro 2
Poids du ballon vide (g)	109.6519	128.1881	137.4693	99.8222	129.9386	107.4369
Poids du ballon après extraction (g)	110.0564	128.3414	137.6551	100.0414	130.5128	107.7712
Quantité de pigment extraite (g)	0.4045	0.1533	0.1858	0.2192	0.5742	0.3343

#### 2.2.2.2. Quantification par spectrophotométrie UV-Visible

L'absorbance des extraits pigmentaires précédemment obtenues a été mesurée, à 450 nm qui correspondent au maximum d'absorbance du  $\beta$ -carotène (RODRIGUEZ-AMAYA, 2001), à l'aide d'un spectrophotomètre UV-Visible. Pour ce faire, le volume dans les ballons a été ajusté à 25 ml avec de l'hexane et les échantillons dilués 6 fois. Les concentrations ont été ensuite calculées à partir de la courbe d'étalonnage d'une solution de bichromate de potassium adaptée par BENK (1960) et préparée comme suit :

-Dissolution de 0.036g de bichromate de potassium dans 100ml d'eau distillée ; chaque ml de la solution correspond à 0.0266mg de caroténoïdes totaux calculés comme  $\beta$ -carotène.

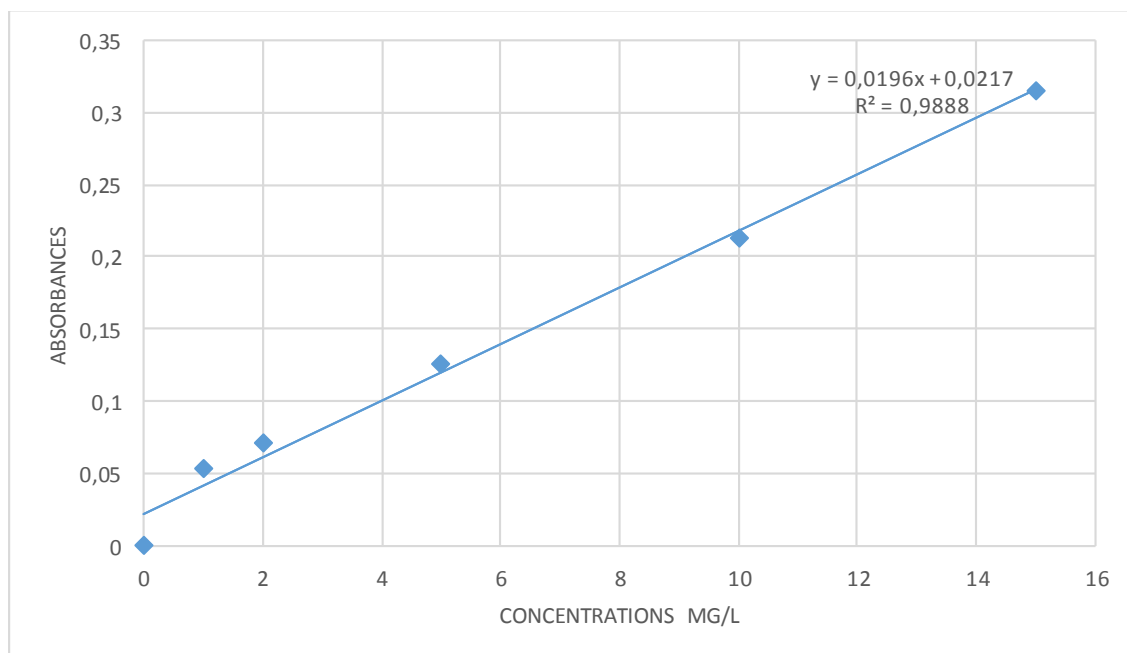
-Obtention d'une solution d'une concentration de 26.6 mg /L de caroténoïdes et préparation de standards aux différentes concentrations : 1 mg/L, 2 mg/L, 5 mg/L, 10 mg/L et 15 mg/L.

-Lecture de l'absorbance de chaque standard contre l'eau distillée (blanc) à 450 nm

-Traçage de la courbe d'étalonnage.

**Tableau II.2:** Concentrations et absorbances des solutions étalons.

Etalons	Concentrations (mg/l)	Absorbances
Blanc (eau distillée)	0	0
Solution mère	26.6	0.477
S <sub>1</sub>	1	0.053
S <sub>2</sub>	2	0.07
S <sub>3</sub>	5	0.126
S <sub>4</sub>	10	0.213
S <sub>5</sub>	15	0.314

**Figure II.3:** Courbe d'étalonnage du bichromate de potassium.

### 2.2.2. Analyse qualitative des caroténoïdes

#### 2.2.2.1. Identification spectrale

Une analyse qualitative par spectrophotométrie UV-Visible a été utilisée sur les extraits pigmentaires obtenues afin d'identifier les différents caroténoïdes existants, dans une plage de balayage entre 380 et 800 nm de longueur d'onde. Les résultats obtenus (spectres d'absorption) ont ensuite été rapportés sur ordinateur et identifiés selon la littérature.

#### 2.2.2.2. Identification par chromatographie sur couches minces « CCM »

Deux techniques de chromatographie sur couches minces (CCM) ont été utilisées pour identifier les caroténoïdes présents dans les six échantillons d'algues : une CCM d'adsorption et une CCM de partage. Dans la première, les couches ont été donc imprégnées par l'huile de vaseline et dans la seconde ; les couches n'ont pas été imprégnées.

Deux protocoles ainsi que deux systèmes d'éluants différents pour la phase mobile ont été utilisés pour chacune de ces deux techniques.

- **Séparation des caroténoïdes sur couches imprégnées par l'huile de vaseline (protocole travaux pratique 4<sup>ème</sup> année aquaculture)**

#### Réalisation

-1g d'échantillon est d'abord broyé dans 5 ml d'acétone avec la présence du sulfate de sodium NaSO<sub>4</sub> (une pincée) et de carbonate de calcium CaCO<sub>3</sub> (une pincée également) jusqu'à obtention d'une solution bien verte.

-Filtration de cette solution avec du papier filtre.

-Ajout de 0.2 ml d'éther de pétrole à 1 ml de cette solution.

-En parallèle, la plaque chromatographique prête à l'emploi est plongée dans une cuve chromatographique contenant une solution d'huile de vaseline à 8% dans l'éther de pétrole.

-L'imprégnation est interrompue quand le front arrive à 3 cm du bord supérieur.

-Les plaques sont ensuite séchées à l'air libre pour l'élimination totale de l'éther de pétrole.

-Une ligne de départ est tracée à 2 cm dans la partie non imprégnée sur laquelle une goutte de chaque échantillon est déposée deux fois, à l'aide d'une micropipette.

-Les plaques sont plongées, en position verticale, dans une cuve contenant le système de solvant méthanol/acétone (5 :2) à 1 cm du bord inférieur de la plaque (partie non imprégnée), puis la cuve est fermée pour qu'elle se sature de vapeurs de solvants.

-La migration est arrêtée à 10 cm du bord supérieur (front du solvant).

- **Séparation des caroténoïdes sur couches non imprégnées**

### **Réalisation**

-Broyage de 5 g d'échantillon avec 10 ml d'éthanol.

-Filtration de la solution obtenue dans des ballons.

-Evaporation de l'éthanol avec le rotavapor.

-Récupération de l'extrait sec avec le système éthanol-acétone (9 : 1).

-Dépôt des échantillons dans des plaques chromatographiques sur une ligne de départ tracée à 2 cm du bord inférieur de la plaque.

-Plongement des plaques dans une cuve chromatographique contenant le système de solvant Ether de pétrole /acétone (6 :4).

-Arrêt de la migration à 10 cm (front du solvant).

## **2.2.3. Incorporation des pigments dans l'aliment**

### **2.2.3.1. Caractéristiques de l'aliment utilisé**

Il s'agit d'un aliment commercial destiné aux poissons d'élevage de la marque « NatureAlleva » qui provient d'Italie. C'est un aliment complet extrudé se présentant sous formes de granulés fabriqué à partir de tourteau de farine de soja, de farine de poisson, de gluten de maïs, de féverole, de tourteau de colza, d'huile de poisson, de blé, d'huile de colza, de chlorure de choline, de lécithine, d'oligoéléments et d'antioxydants.

Un dosage des caroténoïdes sur l'échantillon d'aliment ainsi qu'une analyse spectrale par un spectre UV-Visible ont été effectués suivant les mêmes protocoles utilisés précédemment pour les algues. Le but était de déterminer la teneur de l'aliment commercial en caroténoïdes et d'identifier les différents pigments déjà existant avant incorporation des nouveaux.

### 2.2.3.2. Méthode d'incorporation

Les extraits de pigments de chaque échantillon d'algue sont dissous dans 25 ml d'hexane qui par la suite seront évaporés à l'aide d'un évaporateur sous flux d'azote jusqu'à l'obtention d'un volume de 5ml afin d'avoir un concentré de pigments (cette étape a été réalisée au niveau du laboratoire de chimie marine à la station de Sidi Fredj de l'ENSSMAL).

L'ensemble de ses préparations est introduit dans l'aliment commercial, de façons à réaliser une concentration d'environ 80 mg jusqu'à 100 mg de pigments caroténoïdes dans 1 kg d'aliment (cette quantité a été choisie par rapport à plusieurs études faite par CHOUBERT, 1992 et GUILLAUME *et al.*,2006 sur l'incorporation des pigments dans le régime alimentaire des poissons).

Dans notre étude nous avons travaillé avec 600 g d'aliment, les quantités de caroténoïdes à incorporer étaient donc calculées en fonction de cette nouvelle quantité d'aliment (soit 60 mg-90 mg / 600g d'aliment). Pour rentrer dans cette norme, nous avons pris des quantités de pigments plus ou moins égales de chaque échantillon d'algue (TableauII.3).

Les extrais pigmentaires obtenus sont dissous dans l'huile de soja pour les incorporer par la suite dans l'aliment (broyé) en raison de : 1% de pigment avec 1% d'huile végétale. Le mélange est ensuite soumis à un agitateur vortex (WEERATUNGE et PERERA,2016).

Le choix de l'huile de soja ainsi que cette même proportion pour l'incorporation dans l'aliment est basé sur une étude faite par WEERATUNGE et PERERA,2016 sur les poissons rouges, où ils ont révélé que l'aliment formulé à base de l'huile de soja avait une grande efficacité sur l'amélioration de la pigmentation de la peau des poissons comparé aux aliments préparés avec d'autres types d'huiles.

✚ Exemple de calcul de la quantité de caroténoïdes (à incorporer) chez l'algue rouge

*Rhodo 1*

153 mg       $\longrightarrow$       5 ml d'hexane

10 mg       $\longrightarrow$       x

x (Quantité d'hexane prélevé pour avoir environ 10 mg de pigments) =0.326 ml


**Tableau II.3** : Quantité de pigments caroténoïdes à additionner à l'aliment

Echantillon	Rhodo 1	Rhodo 2	Chromo 1	Chromo 2	Chloro1	Chloro2
Poids du tube vide (g)	14.8063	14.9282	14.8748	14.8170	14.8157	14.8257
Poids du tube après concentration des caroténoïdes (g)	14.8256	14.9410	14.8946	14.8290	14.8240	14.8321
Quantité de pigments obtenue (à additionner) (mg)	18.8	12.8	19.8	12	8.3	6.4

**Figure II.4**: Addition des pigments caroténoïdes dissous dans l'huile de soja à l'aliment.

### 2.2.3.3. Analyse des caroténoïdes

L'aliment enrichi a été séché pendant 24h à l'air libre et à l'abri de la lumière, les caroténoïdes ont été ensuite quantifiés par spectrophotométrie UV-Visible. Une analyse qualitative des spectres a également été faite. Les résultats obtenus ont été comparés avec ceux de l'aliment non enrichi.



Résultats et  
discussion

## I. Résultats

### I.1. Identification des algues

Les six algues échantillonnées correspondent à :

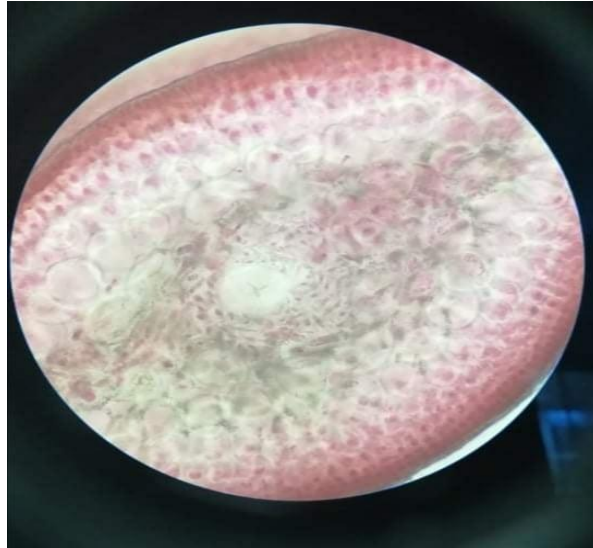
Algue 1 (Rhodo 1) : *Sphaerococcus coronopifolius*

- Systématique :

Embranchement	Rhodophyta
Classe	Florideophyceae
Sous-classe	Rhodymeniophycidae
Ordre	Gigartinales
Famille	Sphaerococcaceae
Genre	Sphaerococcus
Espèce	<i>Sphaerococcus coronopifolius</i> Agardh 1842



**Figure III.1** : Aspect général de l'algue *Sphaerococcus coronopifolius*.



**Figure III.2 :** Coupe transversale de l'algue *Sphaerococcus coronopifolius* G 10\*40.

- Description

C'est une algue cartilagineuse, de couleur allant d'un rouge sombre à la base vers un rouge vif aux extrémités, peut atteindre jusqu'à 25cm de hauteur (DELEPINE *et al.*, 1987) , notre échantillon mesure environ 11 cm. Elle se fixe au substrat par un large disque basal à partir duquel s'élèvent un ou plusieurs axes cylindriques, son thalle est généralement très ramifié, est formée d'éléments légèrement aplatis, avec une croissance apicale.

- Biologie

C'est une algue pérennante (qui peut vivre plusieurs années).le cycle de développement de cette algue est trigénétique avec gamétophyte et tétrasporophyte isomorphe (DELEPINE *et al.*, 1987).

- Ecologie

Vit sur les fonds rocheux peu éclairés, dans les eaux calmes ou battues. On la trouve de la surface jusqu'à 30 m de profondeur (GARCIA-GOMEZ,2015).

- Distribution géographique

Dans l'Atlantique Est, des îles Britanniques au Maroc. Présente dans toute la Méditerranée jusqu'au détroit de Gibraltar. Également présente dans la mer Noire (GARCIA-GOMEZ, 2015).

En Algérie : Iles Habibas, Arzew, Chercher, Chenoua, Ain Tagourait, Anse de Kouali, Bousmail, Sidi-Fredj, Ain Benian, Boumerdes, Gouraya, Taza (OULD AHMED, 2015)

- Utilisation :

Cette espèce a une utilisation potentielle médicale si on se réfère à son exploitation en Chine (DELEPINE *et al.*, 1987).

Algue2 (Rhodo 2) : *Jania rubens*

- Systématique :

Embranchement	Rhodobionta / Rhodophyta
Classe	Sphaerococcaceae
Sous classe	Corallinophycidae
Ordre	Corallinales
Famille	Corallinaceae
Genres	<i>Jania</i>
Espèce	<i>Jania rubens</i> (Linnaeus) Lamouroux, 1812



**Figure III.3** : Aspect général de l'algue *Jania rubens*.

- Morphologie

C'est une algue calcaire, elle forme une touffe de filament de 2 à 5 cm de diamètre de couleur rose violacé, voire blanche quand elle est morte. Son thalle est formé de filaments cylindriques, dressés, à ramification dichotome. Sa croissance se fait par un ensemble d'initiales apicales.

- Biologie

Algue vivace (qui vit plusieurs années) dont le thalle persiste en totalité (phanérophytécée) pendant la mauvaise saison. Le cycle de développement de cette algue est complexe tri-génétique : les thalles sexués portent à la fois des conceptacles mâles (en forme de fuseaux aux extrémités des filaments) et de conceptacles femelles (en forme de cryptes), il existe aussi un troisième type de conceptacles, les conceptacles à tétrasporocystes (BOUDOURESQUE *et al.*, 2006).

- Ecologie

Elle se trouve généralement à l'état d'épiphyte sur diverses algues (*Cystoseira*, *Halopteris*, *Halopitys*, *Digenea*, etc....). C'est une espèce photophile qui vit sur les rochers éclairés dans l'étage infralittoral (proche de la surface jusqu'à 20m), en mode calme (GARCIA-GOMEZ, 2015).

- Distribution géographique

On peut trouver cette algue dans la mer Baltique, l'Atlantique et l'océan Indien ainsi que la mer Méditerranée (GARCIA-GOMEZ, 2015).

En Algérie : Iles Habibas, Ain Tagourait, Anse de Kouali, Bousmail, Sidi-Fredj, Ain Benian, Gouraya, Taza (OULD AHMED, 2015).

- Utilisation :

Cette espèce est utilisée comme vermifuge dans plusieurs pays. Dans l'industrie cosmétique, *Jania rubens* est souvent dénommée comme « corail végétal » utilisée dans la fabrication de crèmes dont le but est d'assouplir la peau et l'hydrater (DELEPINE *et al.*, 1987).

Algue 3 (Chromo 1) : *Sargassum vulgare*

- Systématique

Embranchement	Ochrophyta
Classe	Phaeophyceae
Ordre	Fucales
Famille	Sargassaceae
Genres :	Sargassum
Espèce :	<i>Sargassum vulgare</i> C. Agardh 1820



**Figure III.4 :** Aspect général de l'algue *Sargassum vulgare*.

- Description

C'est une algue coriace, de couleur brun clair à brun foncé, de 20 à 80 cm de longueur (DELEPINE *et al.*, 1987), la taille de notre échantillon est de 15 cm , très ramifiées, a nombreux

rameaux qui portent des ramifications ressemblant à des feuilles , au bord dentelé ou légèrement ondulé, porte généralement des vésicules sphériques ou flotteur. Elle est d'une croissance apicale.

- Biologie

C'est une algue autotrophe, avec un cycle de développement monogénétique (BOUDOURESQUE *et al.*, 2006).

- Ecologie

Elle colonise les substrats durs de l'étage infralittoral supérieur (DELEPINE *et al.*, 1987).

- Distribution géographique

Elle se trouve dans la zone tempérée à chaude et tropicale de l'Atlantique, dans l'ensemble de la Méditerranée et dans la mer Noire. Elle est originaire du Pacifique (GARCIA-GOMEZ, 2015).

En Algérie : Ain Tagourait, Kouali, Bou-Ismaïl, Sidi Fredj, Ain Benian, Bourmedes, Gouraya, Taza) (OULD AHMED *et al.*, 2013).

- Utilisation

Elle est utilisée dans l'alimentation humaine (surtout en Asie et en Europe), dans la médecine (pour ses propriétés vermifuges) et aussi l'utilisation potentielle comme source de phycocolloïdes (DELEPINE *et al.*, 1987).

Algue 4 (Chromo 4) : *Padina pavonica*

- Systématique :

Embranchement	Ochrophyta
Classe	Phaeophyceae
Sous-classe	Dictyotophycidae
Ordre	Dictyotales
Famille	Dictyotaceae
Genres	Padina
Espèce	<i>Padina pavonica</i> (Linnaeus) Thivy, 1960



**Figure III.5 :** Aspect général de l'algue *Padina pavonica*.



**Figure III.6 :** Coupe transversale de l'algue *Padina pavonica*. G 10\*40.

- Description

*Padina* est une algue brune très reconnaissable grâce à son thalle en forme d'éventail enroulé, fixé par une touffe de rhizoïdes avec une base cylindrique, sa taille varie de 5 à 15cm (DELEPINE *et al.*, 1987), la taille de notre échantillon est de 7cm, de couleur brun jaunâtre plus ou moins masquée sur une face par un fin revêtement qui calcaire. La croissance du thalle se fait par les marges.

- Biologie

C'est une espèce qui se trouve souvent fixée sur d'autres algues, elle est présente toute l'année (surtout en été). Son cycle de reproduction est digénétique isomorphe (NI-NI-WIN *et al.*, 2011).

- Ecologie

Elle se développe sur les rochers et les pierres des fonds peu profonds bien éclairés, horizontaux ou peu inclinés, aux eaux calmes. On la trouve de la limite inférieure de la marée jusqu'à 30 m de profondeur (GARCIA-GOMEZ, 2015).

- Distribution géographique

Atlantique nord-est (des îles britanniques à la Mauritanie), Atlantique nord-ouest, Méditerranée, mer Noire (DELEPINE *et al.*, 1987).

En Algérie : Iles Habiba, Arzew, Cherchell, Chenoua, Ain Tagourait, Kouali, Bou-Ismaïl, Sidi Fredj, Ain Benian, Bourmedes, Gouraya, Taza (OULD AHMED *et al.*, 2013).

- Utilisation

Cette espèce est utilisée en pharmacie et en cosmétique (favorise le renouvellement des glycosaminoglycanes de la peau), utilisée en médecine et présente aussi des possibilités alimentaire (en se référant au pratique asiatiques) (DELEPINE *et al.*, 1987).

Algue 5 (Chloro 1) : *Ulva rigida*

- Systématique

Embranchement	Chlorophyta
Classe	Ulvophyceae
Ordre	Ulvales
Famille	Ulvaceae
Genres	Ulva
Espèce	<i>Ulva rigida</i> C. Agardh, 1824



**Figure III.7 :** Aspect général de l'algue *Ulva rigida*.



**Figure III.8 :** Coupe transversale de l'algue *Ulva rigida* G 10\*40.

- Description

L'algue *Ulva rigida* ou « laitue de mer » est une macroalgue verte qui se distingue par un thalle foliacé, mince, fixé au substrat par un petit disque formé de nombreux rhizoïdes, Sa taille varie de quelques centimètres carrés à plusieurs décimètres carrés ; elle est d'autant plus grande que les eaux sont peu agitées et sont eutrophisées (LAURET *et al.*, 2011). Sa croissance est d'abord terminale puis diffuse quand la structure distromatique apparaît.

- Biologie

C'est une espèce pérenne, abondante au printemps et en hiver. Le cycle reproductif est digénétique. Les gamétophytes engendrent des gamètes biflagellés anisogames et les sporophytes des spores quadri flagellées (SERIDI, 1990).

- Ecologie

C'est une espèce qui vit dans les eaux peu profonde, étages médiolittoral et infralittoral supérieur, elle se trouve en abondance dans des zones bien illuminées et riches en sels nutritifs (LAURET *et al.*, 2011).

- Distribution géographique

Se trouve généralement dans l'Atlantique Est, de la Scandinavie et l'Islande aux Canaries, dans l'Atlantique Ouest, en Méditerranée, en mer Noire, et dans l'océan Pacifique (GARCIA-GOMEZ, 2015).

En Algérie : Alger, Bordj El Kiffan, El Marsa, Sidi-Fredj , Ain Benian Surcouf; Bourmerdès, Boudouaou; Tipaza, Bouharoun, Bou-Ismaïl, Anse de Kouali, Ain Tagourait, Cherchell ; Oran, Mers El Hadjadj, Iles Habibas, Arzew (OULD AHMED *et al.*, 2019).

- Utilisation

Cette espèce est utilisée généralement dans l'alimentation humaine (peut être consommées cru sous forme de salade), dans l'alimentation animale et médicale en raison de sa richesse en vitamine C, A, fer, calcium et magnésium, utilisée aussi en cosmétique (pour les soins purifiants, revitalisants, calmants et anti-âge) (DELEPINE *et al.*, 1987).

Algue 6 (Chloro 6) : *Cladophora laetevirens*

- Systématique

Embranchement	Chlorophyta
Classe	Ulvophyceae
Ordre	Cladophorales
Famille	Cladophoraceae
Genres	<i>Cladophora</i>
Espèce	<i>Cladophora laetevirens</i> (Dillwyn) Kützing 1843



**Figure III.9** : Aspect général de l'algue *Cladophora laetevirens*.

- Morphologie

C'est une algue de couleur vert claire, souvent plus foncé à sa base. Elle forme des touffes de filaments ramifiés et articulés, qui se fixent au substrat par des rhizoïdes, la taille de notre échantillon est d'environ 7 cm de hauteur. Sa croissance est apicale et intercalaire.

- Biologie

Cette algue est annuelle. Elle se développe en fin d'hiver et au printemps puis régresse en été. Son cycle de développement est digénétique isomorphe (SERIDI, 1990).

- Ecologie

Cette algue est présente dans l'étage médiolittoral à l'infralittoral supérieur, dans les cuvettes et plus rarement dans des chenaux rocheux, plus ou moins ensablés ou avec des graviers, voire même sur sable pur (JULVE *et al.*, 2006).

- Distribution géographique

C'est une espèce qui se trouve en Méditerranée, Corse, Tunisie, Atlantique, Maroc, îles Canaries.

En Algérie : Alger, Surcouf, Sidi-Fredj, Ain Benian; Oran, Mers El Hadjadj, Iles Habibas, Arzew; Tipaza, Cherchell, Chenoua, Ain Tagourait, Anse de Kouali; Jijel, Taza (OULDAHMED *et al.*, 2019).

- Utilisation

Cette algue est utilisée généralement pour l'alimentation des poissons herbivores, car elle est riche en protéine (utilisée en pays asiatiques pour l'alimentation du poisson chano) (MIHRANYAN, 2010).

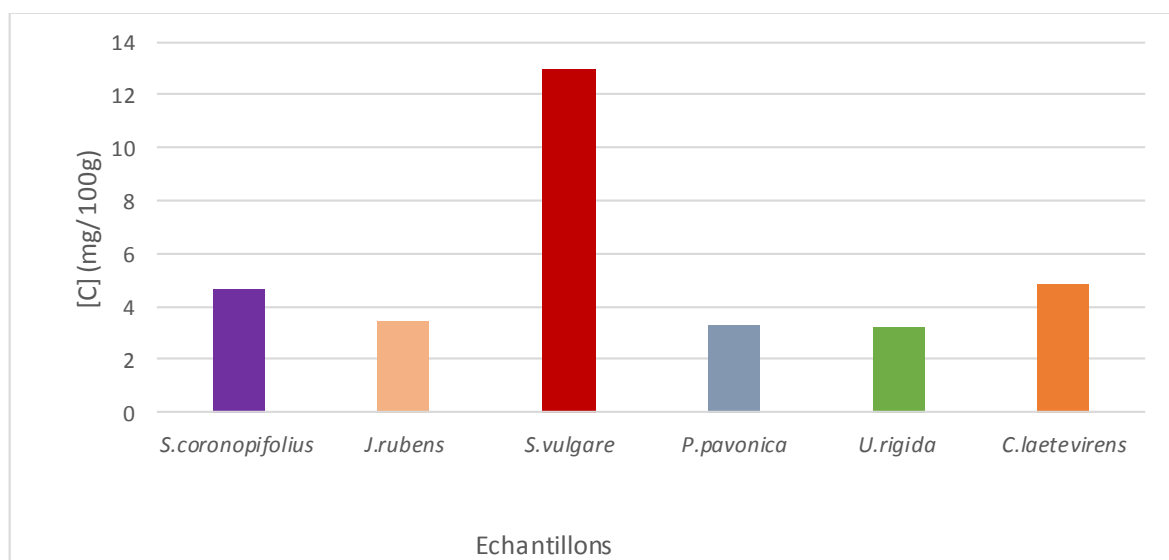
## **I.2. Analyse quantitative des caroténoïdes**

Les concentrations des échantillons en caroténoïdes (représenté par le  $\beta$ -carotène) correspondantes aux absorbances ont été déterminées à partir de l'équation de régression linéaire de la courbe d'étalonnage. Les résultats obtenus sont présentés dans le tableau III.1 et la figure III.10.

**Tableau III.1** : La teneur en caroténoïdes totaux dans les algues échantillonnées

Echantillon	Absorbance	Concentration mg/ L	Concentration mg/10g *	Teneur en caroténoïdes mg/100g
Blanc (hexane)		0	0	0
<i>Sphaerococcus coronopifolius</i>	0.083	18.765	0.462	4.62
<i>Jania rubens</i>	0.061	12.030	0.340	3.40
<i>Sargassum vulgare</i>	0.233	32.341	1.299	12.99
<i>Padina pavonica</i>	0.059	11.418	0.329	3.29
<i>Ulva rigida</i>	0.058	11.112	0.323	3.23
<i>Cladophora laetevirens</i>	0.086	19.684	0.479	4.79

\*10g correspond à la prise d'essai de l'échantillon

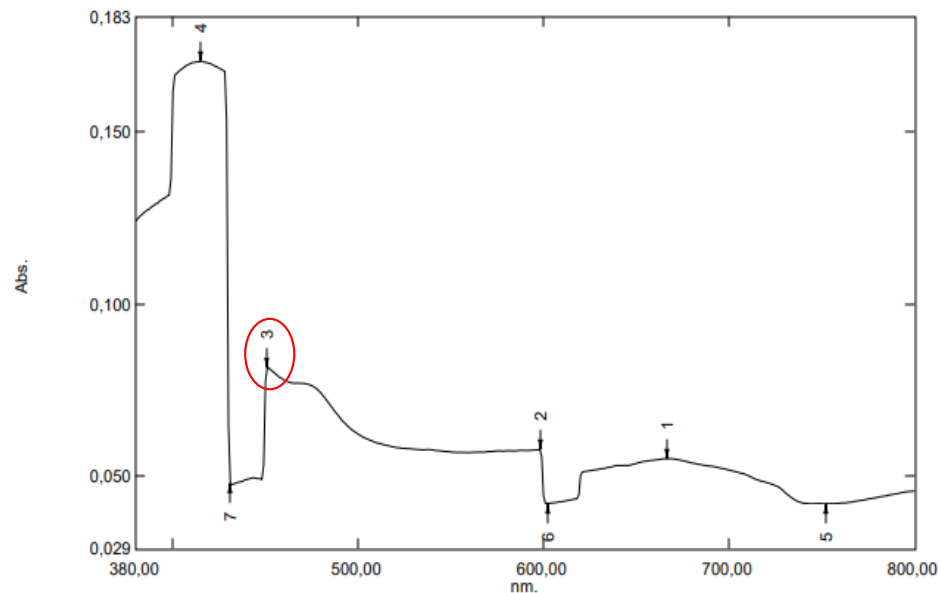


**Figure III.10:** Histogramme présentant les différentes teneurs en caroténoïdes chez les différentes algues.

### I.3. Identification des caroténoïdes par analyse spectrale

Les spectres obtenus par le balayage d'absorbances des échantillons d'algues sont présentés dans les figures ci-dessous.

Nous avons identifié quelques pics d'après les maximums d'absorbances de certaines molécules de caroténoïdes dans l'hexane établis par (HAGER et MEYER-BERTERATH, 1966 ; RODRIGUEZ-AMAYA, 2001). Les résultats sont donnés dans le tableau III.2.



**Figure III.11** : Spectre d'absorption des caroténoïdes dans l'hexane chez *Sphaerococcus Coronopifolius*

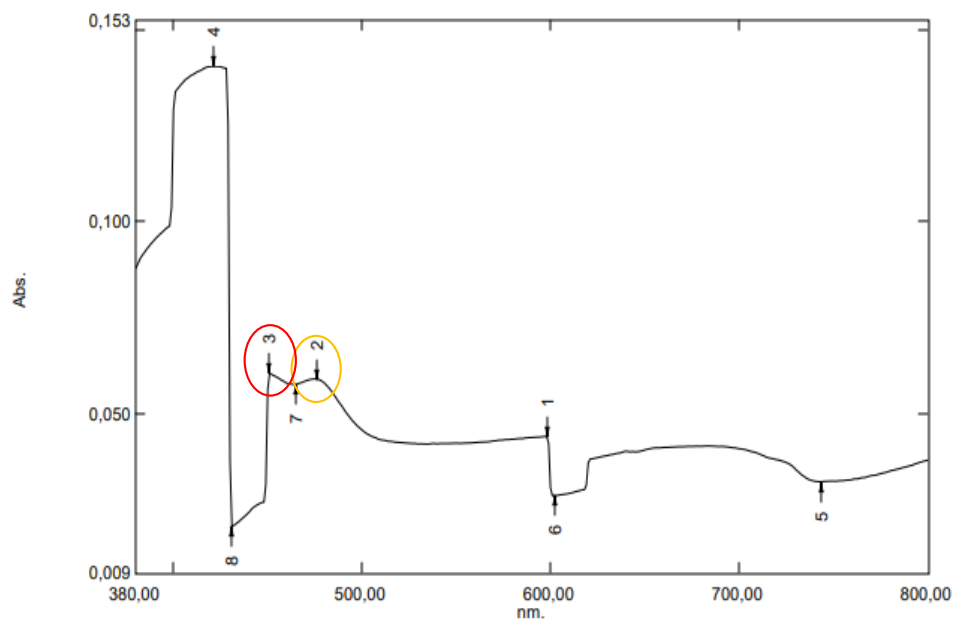


Figure III.12 : Spectre d'absorption des caroténoïdes dans l'hexane chez *Jania rubens*

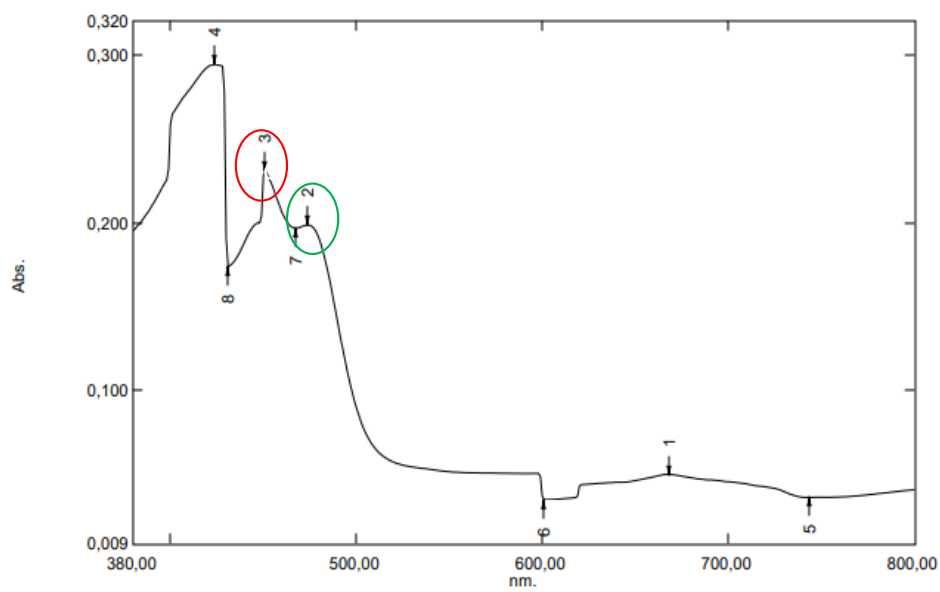
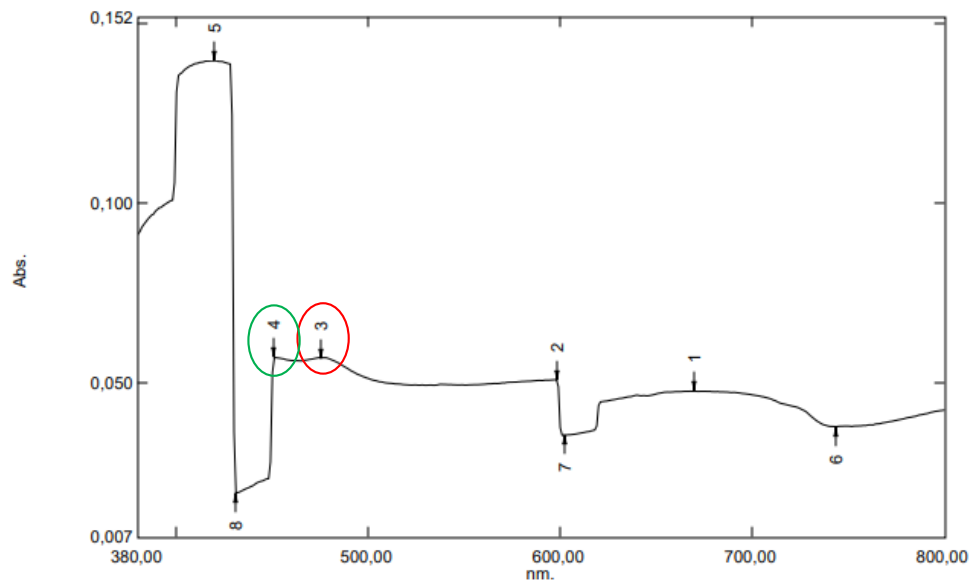
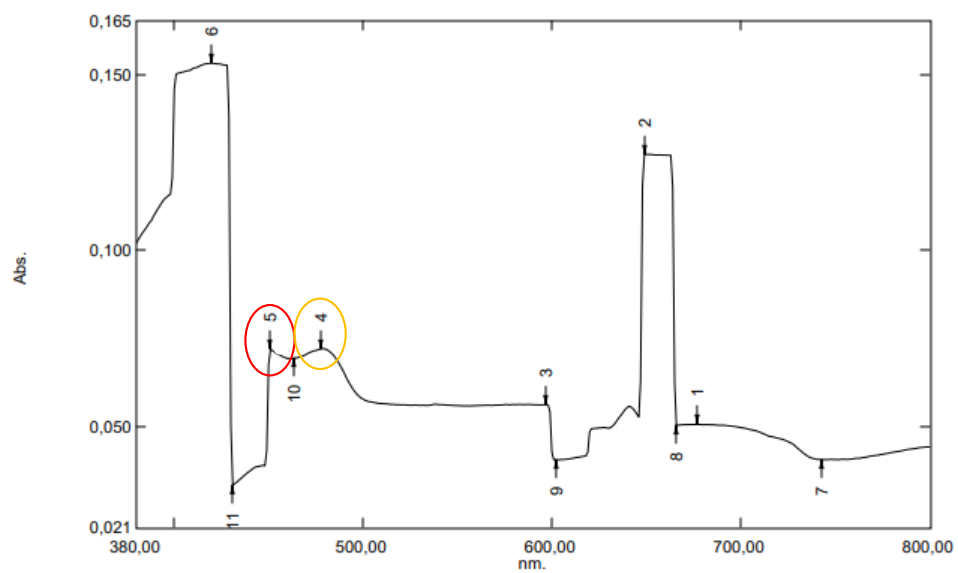


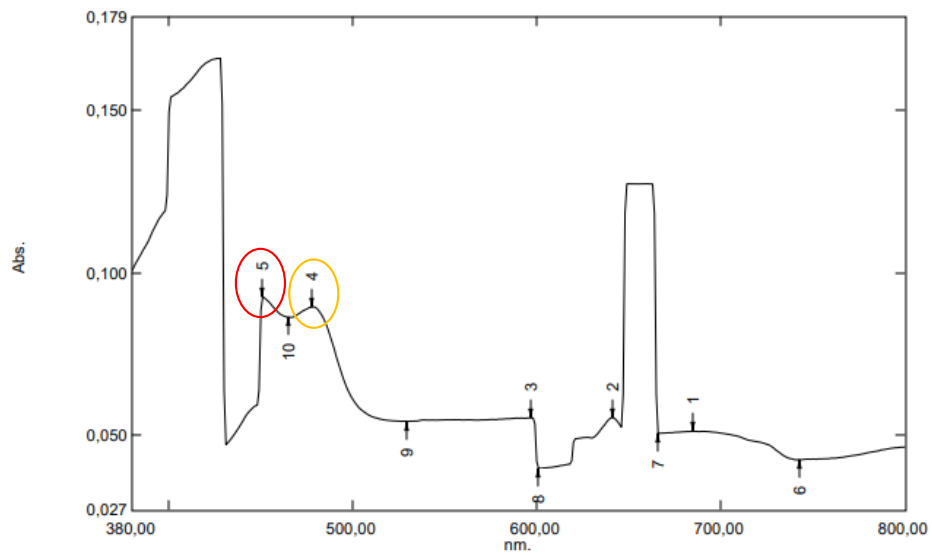
Figure III 13: Spectre d'absorption des caroténoïdes dans l'hexane chez *Sargassum vulgare*



**Figure III 14:** Spectre d'absorption des caroténoïdes dans l'hexane chez *Padina pavonica*



**Figure III.15 :** Spectre d'absorption des caroténoïdes dans l'hexane chez *Ulva rigida*



**Figure III.16** : Spectre d'absorption des caroténoïdes dans l'hexane chez *Cladophora laetevirens*

**Tableau III.2** : Les pics identifiés et leurs pigments caroténoïdes correspondants (HAGER et MEYER-BERTERATH, 1966 ; RODRIGUEZ-AMAYA, 2001).

Echantillon	Numéro du pic dans la figure	Longueur d'onde (nm)	Pigment correspondant
<i>Sphaerococcus coronopifolius</i>	3	451 ~ 450	<b><math>\beta</math>- carotène <math>\beta</math>-cryptoxathine Zéaxanthine</b>
<i>Jania rubens</i>	2	476~ 477	<b><math>\beta</math>- carotène tout-<i>tans</i></b>
	3	451~ 450	<b><math>\beta</math>- carotène <math>\beta</math>-cryptoxathine Zéaxanthine</b>
<i>Sargassum vulgare</i>	2	474~ 472	<b>Lycopène</b>
	3	451~ 450	<b><math>\beta</math>- carotène <math>\beta</math>-cryptoxathine Zéaxanthine</b>
<i>Padina pavonica</i>	3	475~ 472	<b>Lycopène</b>
	4	451~ 450	<b><math>\beta</math>- carotène <math>\beta</math>-cryptoxathine Zéaxanthine</b>
<i>Ulva rigida</i>	4	478~ 477	<b><math>\beta</math>- carotène tout-<i>tans</i></b>
	5	451~ 450	<b><math>\beta</math>- carotène <math>\beta</math>-cryptoxathine Zéaxanthine</b>
<i>Cladophora laetevirens</i>	4	478~ 477	<b><math>\beta</math>- carotène tout-<i>tans</i></b>
	5	451~ 450	<b><math>\beta</math>- carotène <math>\beta</math>-cryptoxathine Zéaxanthine</b>

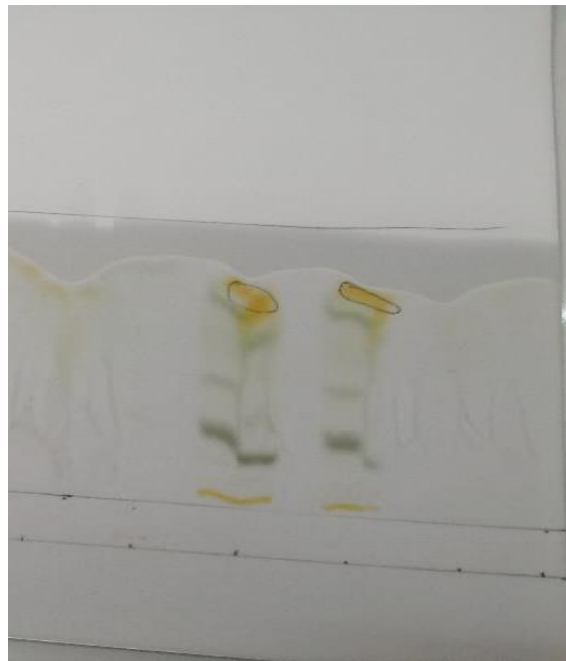
#### 4. Identification des caroténoïdes par CCM

##### 4.1. Lecture des plaques imprégnées à l'huile de vaseline (chromatographie de partage)

Nous avons procédé à la lecture des plaques après de 45 min de développement. La distance parcourue par l'éluant durant ce temps a été de 10 cm.

Les plaques ont révélé des taches de couleur verte, noire, orange et jaune mais seules ces deux dernières ont été identifiées car elles sont caractéristiques des pigments caroténoïdes tandis que les taches vertes correspondent aux pigments chlorophylliens et les noires aux phéopigments ou pigments dégradés (figure III.17). Les Rf ont été calculés et comparés à ceux trouvés dans la littérature utilisant le même système éluant dans la phase mobile (méthanol/acétone (5 :2))

Les résultats de l'identification selon (RANDERATH, 1971) sont présentés dans le tableau III.3 :



**Figure III.17:** Plaque chromatographique imprégnée à l'huile de vaseline présentant les taches apparues chez l'algue brune *Sargassum vulgare* après développement.

**Tableau III.3** : Pigments caroténoïdes correspondants aux taches obtenues par la chromatographie de partage (RANDERATH, 1971).

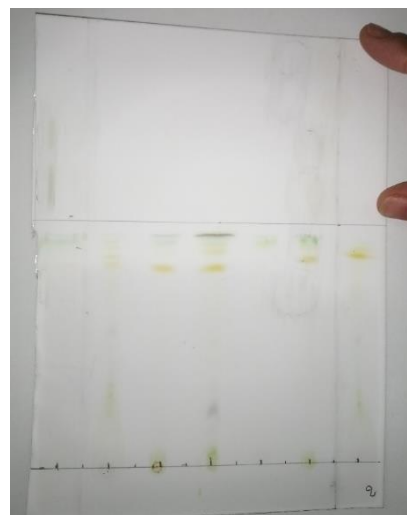
Algue	Rf obtenu	Couleur de la tache	Rf voisinant selon la littérature	Pigment correspondant
<i>Sphaerococcus Coronopifolius</i>	0.84	Orange	0.83	$\beta$ -apo-8'-caroténal (C30)
<i>Jania rubens</i>	0.83	Orange	0.83	$\beta$ -apo-8'-caroténal (C30)
<i>Sargassum vulgare</i>	0.13	Orange	0.10	$\beta$ -carotène
<i>Ulva rigida</i>	0.83	Jaune orange	0.83	$\beta$ -apo-8'-caroténal (C30)
<i>Cladophora laetevirens</i>	0.83	Jaune orange	0.83	$\beta$ -apo-8'-caroténal(C30)

#### 4.2. Lecture des plaques non imprégnés (chromatographie d'adsorption)

Après développement durant 40 min et 10 cm de distance parcourue par l'éluant, les plaques chromatographique ont révélé des taches dont le Rf a été calculé et comparé à celui donné par (CSERHAT, 2007) utilisant le même système éluant dans la phase mobile (éther de pétrole /acétone (6 :4)). Les résultats de l'identification sont présentés dans le tableau III.4.



**Figure III.18** : Développement de la plaque chromatographique dans la cuve.



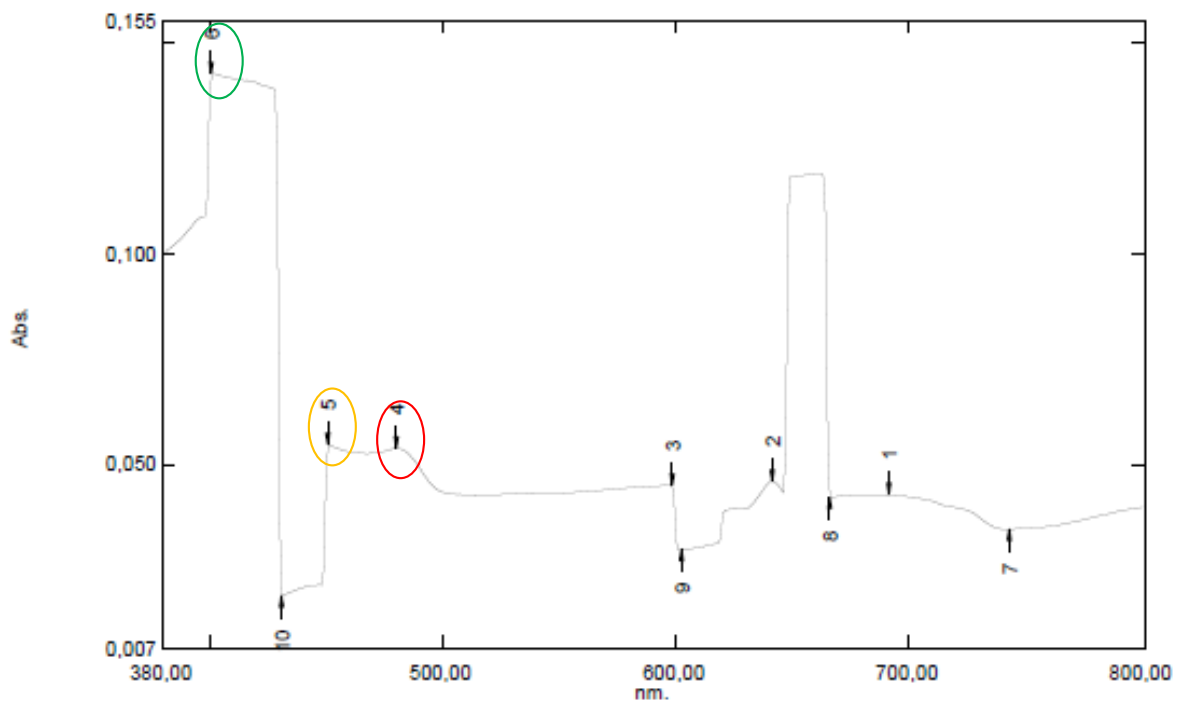
**Figure III.19** : Taches apparues après 40 min de développement et 10 min de distance parcouru par l'éluant.

**Tableau III.4** : Pigments caroténoïdes correspondants aux taches obtenues par la chromatographie d'adsorption (CSERHAT, 2007)

Algue	Rf obtenu	Couleur de la tache	Rf voisinant selon la littérature	Pigment correspondant
<i>Sphaerococcus Coronopifolius</i>	0.89	Jaune orange	0.91	$\beta$ -carotène diépoxyde
	0.93	Jaune	0.93	$\beta$ -carotène
<i>Janiarubens</i>	0.88	Jaune	0.91	$\beta$ -carotène diépoxyde
	0.93	Jaune	0.93	$\beta$ -carotène
<i>Sargassum vulgare</i>	0.89	Jaune orange	0.91	$\beta$ -carotène diépoxyde
	0.95	Jaune	0.93	$\beta$ -carotène
<i>Ulva rigida</i>	0.94	Jaune	0.93	$\beta$ -carotène

### 5. Comparaison entre l'aliment avant et après l'incorporation des pigments

Les figures III.20 et III.21 présentent les spectres obtenus par spectroscopie des caroténoïdes présents dans l'aliment avant et après enrichissement en caroténoïdes. On trouve dans les deux aliments des pics 5 et 6 situés à 451 nm qui correspondent au pigment  $\beta$ -carotène, des pics 4 et 5 situés à 480 nm qui correspondent à la rhodoxanthine, ainsi que des pics 6 et 7 situés à 401 nm que nous n'avons pu identifier. Les autres pics sont attribués aux pigments chlorophylliens qui ne font pas l'objet de notre étude. L'identification des pics a été faite selon HAGER *et al.*, 1967.



**Figure III.20 :** Spectre d'absorption des pigments caroténoïdes dans l'aliment avant enrichissement en caroténoïdes.

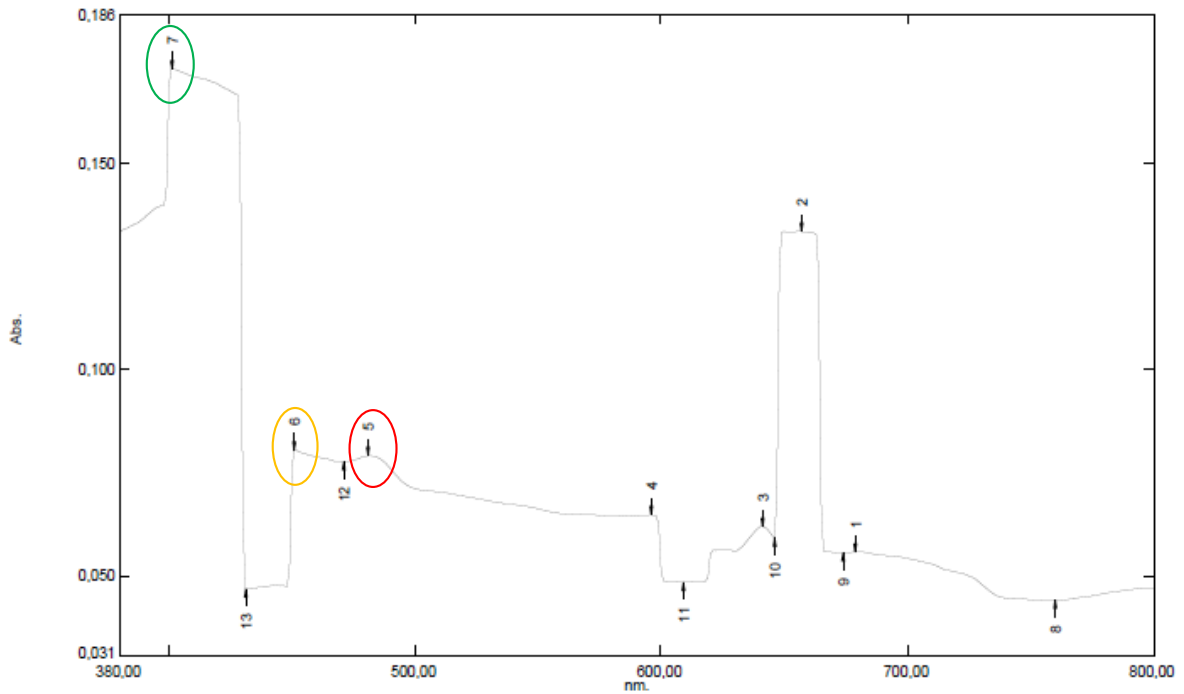


Figure III.21 : Spectre d'absorbance des pigments caroténoïdes dans l'aliment après enrichissement en caroténoïdes.

Les résultats du dosage des caroténoïdes dans l'aliment avant et après enrichissement en caroténoïdes sont rapportés dans le tableau III.5.

Tableau III.5 : La teneur en caroténoïdes dans l'aliment avant et après enrichissement en caroténoïdes.

Echantillon	Absorbance	Concentration mg/ L	Concentration mg/10g	Teneur en caroténoïdes mg/100g
Aliment commercial	0.058	11.112	0.323	3.23
Aliment après l'incorporation des pigments caroténoïdes	0.089	20.60	0.496	4.96

## II. Discussion

### II.1. Analyse quantitative des caroténoïdes

Les teneurs en caroténoïdes des différentes algues sont hétérogènes et varient entre 3.23 et 12.99 mg/100g de matière sèche. La quantité la plus élevée a été obtenue avec l'algue brune *Sargassum vulgare* avec un taux de 12.99 mg/100g de matière sèche, tandis que la quantité la plus faible a été observée chez l'algue verte : *Ulva rigida* avec un taux de 3.23 mg/100g de matière sèche. Ainsi que pour les autres algues les teneurs étaient de 4.79, 4.62, 3.40, 3.29 mg/100g de matière sèche pour *Cladophora laetevirens*, *Sphaerococcus coronopifolius*, *Jania rubens* et *Padina pavonica* respectivement (Tableau III.1).

Selon des études faites par FU *et al.*, 2014 et MINHAS *et al.*, 2016, la production des caroténoïdes chez les algues peut être induite par différents facteurs de stress telles que la température, la salinité et l'irradiance, et d'après ORTIZ *et al.*, 2006 les teneurs en pigments chez les algues changent selon leur répartition géographique.

En générale, les algues brunes sont les plus riches en caroténoïdes, d'où la forte concentration obtenu chez l'algue brune *Sargassum*.

Cependant, aucune étude à notre connaissance n'a été trouvée dans la littérature sur les teneurs en caroténoïdes chez les macroalgues, qui nous permettra de comparer nos résultats.

En revanche, ces valeurs sont inférieures à celles trouvées chez certaines espèces de microalgues, qui constituent une source naturelle exceptionnelle de caroténoïdes. Parmi ces microalgues on note : *Tetraselmis suecica*, *Arthrospira platensis* (spiruline) et *Porphyridium cruentum* qui contiennent 297.24 mg 100g<sup>-1</sup>, 169 mg 100g<sup>-1</sup>, 167.2 mg 100g<sup>-1</sup> respectivement, d'après DI LENA *et al.*, 2018 et CHOUBERT, 1979.

## II.2. Identification des caroténoïdes par analyse spectrale

L'analyse qualitative des caroténoïdes par spectrophotométrie UV-Visible entre 380 et 800 nm de longueur d'onde sur les échantillons d'algues, nous a révélé la présence de deux pigments carotènes : le  $\beta$ -carotène et le lycopène dont le maximum d'absorbance dans l'hexane selon la littérature est de 450nm et 772 nm respectivement (HAGER et MEYER-BERTERATH, 1966 ; RODRIGUEZ-AMAYA, 2001). Le  $\beta$ -carotène a été identifié chez les six algues échantillonnées à savoir : les rouges, les vertes et les brunes .Le lycopène cependant n'a été identifié que chez les deux espèces d'algues brunes *S.vulgare* et *P.pavonica*. Une autre molécule présentant un pic à 477 nm dans l'hexane a également été identifiée d'après la littérature comme  $\beta$ -carotène all-*trans*; molécule isomère du  $\beta$ -carotène chez les deux espèces d'algues vertes *U.rigida* et *C.laetevirens* et chez une seule espèce d'algue rouge *Jania rubens*.L'analyse spectrale nous a également révélé la présence de deux pigments xanthophylles : la  $\beta$ -cryptoxanthine et la zéaxanthine avec un maximum d'absorbance de 450 nm pour les deux molécules; maximum d'absorbance égale à celui du  $\beta$ -carotène (HAGER et MEYER-BERTERATH, 1966 ; RODRIGUEZ-AMAYA, 2001).Ces deux xanthophylles ont été retrouvées chez toutes les espèces d'algues étudiées.

## II.3. Identification des caroténoïdes par CCM

### II.3.1. Lecture des plaques imprégnées à l'huile de vaseline (CCM de partage)

L'identification des caroténoïdes par CCM de partage nous a permis de constater la présence majoritaire d'un apocaroténoïde ; le  $\beta$ -apo-8'-caroténal (C 30) ( $R_f \sim 0.83$ ) chez toutes les algues échantillonnées sauf chez l'algue brune *Padina pavonica*. Il s'agit d'un dérivé des caroténoïdes résultant de leur oxydation. Nous avons également retrouvé le  $\beta$ -carotène chez l'algue brune *Sargassum vulgare* seulement ( $R_f \sim 0.10$ ).Cependant, aucune tache n'a pu être identifiée chez la deuxième algue brune *P. pavonica*.

### II.3.2.Lecture des plaques non imprégnées (CCM d'adsorption)

Nous avons noté, d'après la séparation des caroténoïdes par CCM d'adsorption, que le  $\beta$ -carotène ( $R_f \sim 0.93$ ) était présent chez les deux algues rouges, l'algue brune *Sargassum vulgare* et l'algue verte *Ulva rigida*. Aucune tâche n'a cependant pu être identifiée chez les deux autres algues restantes (*Padina pavonica* et *Cladophora laetevirens*). Nous avons également retrouvé une forme oxydée du  $\beta$ -carotène (époxyde) comme le  $\beta$ -carotène di époxyde probablement dû à l'oxydation par l'air ou la lumière.

La distribution des différents caroténoïdes retrouvés dans les algues échantillonnées d'après nos résultats de l'analyse qualitative par spectrophotométrie UV-Visible ainsi que la chromatographie sur couches minces de partage et d'adsorption peuvent être résumés dans le tableau suivant :

**Tableau III.6** : Les différents caroténoïdes révélés par les différentes méthodes d'analyses qualitatives.

Echantillon	Caroténoïdes révélés par analyse qualitative spectrale	Caroténoïdes révélés par CCM de partage	Caroténoïdes révélés par CCM d'adsorption	
Algues rouges	<i>Sphaerococcus coronopifolius</i>	$\beta$ - carotène $\beta$ -cryptoxathine Zéaxanthine	$\beta$ -apo-8'-caroténal	$\beta$ -carotène $\beta$ -carotène diépoxyde
	<i>Jania rubens</i>	$\beta$ - carotène $\beta$ -cryptoxathine Zéaxanthine $\beta$ - carotène tout- <i>tans</i>	$\beta$ -apo-8'-caroténal	$\beta$ -carotène $\beta$ -carotène diépoxyde
Algues brunes	<i>Sargassum vulgare</i>	$\beta$ - carotène $\beta$ -cryptoxathine Zéaxanthine Lycopène	$\beta$ -carotène	$\beta$ -carotène $\beta$ -carotène diépoxyde
	<i>Padina pavonica</i>	$\beta$ - carotène $\beta$ -cryptoxathine Zéaxanthine Lycopène	N.I	N.I
Algues vertes	<i>Ulva rigida</i>	$\beta$ - carotène $\beta$ -cryptoxathine Zéaxanthine $\beta$ - carotène tout- <i>tans</i>	$\beta$ -apo-8'-caroténal	$\beta$ -carotène
	<i>Cladophora laetevirens</i>	$\beta$ - carotène $\beta$ -cryptoxathine Zéaxanthine $\beta$ - carotène tout- <i>tans</i>	$\beta$ -apo-8'-caroténal	N.I

\*N.I : non identifié

Selon la littérature, les travaux de GOODWIN, 1976 et TAKAISHI, 2011 rapportent que les quatre pigments caroténoïdes dominants des algues rouges (Rhodophytes) sont : l' $\alpha$ -carotène,

le  $\beta$ -carotène, la lutéine, et la zéaxanthine. D'autres pigments tels que la  $\beta$ -cryptoxanthine, l'antheraxanthine et la violaxanthine ont aussi été rapportés chez quelques espèces. (GOODWIN, 1976).

Chez les algues brunes (Ochrophytes), la fucoxanthine est le pigment caroténoïde dominant. Chez les Phéophycées (macroalgues brunes), le  $\beta$ -carotène et la violaxanthine ont été rapporté en plus de la fucoxanthine. (GOODWIN, 1976).

Selon (TAKAISHI, 2011), les phéophycées contiennent de la zéaxanthine, la diatoxanthine et la diadinoxanthine en plus des trois pigments déjà cités.

GOODWIN (1976) et TAKAISHI (2011), signalent la présence de l' $\alpha$ -carotène, le  $\beta$ -carotène, la zéaxanthine, la violaxanthine, la néoxanthine, la lutéine, la lodoxanthine et la siphonaxanthine chez les ulvophycées (classe appartenant aux algues vertes ou Chlorophytes).

En comparant nos résultats de l'analyse qualitative des caroténoïdes avec les données bibliographiques sur la distribution des caroténoïdes chez les macroalgues marines, nous avons trouvé une qu'ils étaient plus ou moins similaires notamment pour les caroténoïdes les plus réponsus chez les algues comme le  $\beta$ -carotène et la zéaxanthine. L'absence d'autres pigments rapportés comme majoritaires chez les algues marines comme la lutéine et la violaxanthine pourrait s'expliquer par les techniques d'analyses choisies pour l'identification des caroténoïdes. Par exemple l'utilisation de la spectrophotométrie UV-Visible pour l'analyse qualitative des molécules. En effet cette méthode est peu efficace et on privilégie la HPLC (Chromatographie liquide à haute performance) à la place. Les techniques analytiques concernent également le choix du solvant de l'extraction et le solvant de l'éluant contenu dans la cuve chromatographique (phase mobile) de la chromatographie sur couches minces. De plus, les caroténoïdes sont des molécules instables qui se dégradent et s'oxydent facilement au contact de l'air, de la lumière ou de la chaleur. Ceci expliquerait la présence du  $\beta$ -carotène di époxyde dans nos résultats ou des apocaroténoïdes comme le  $\beta$ -apo-8'-caroténal (C 30).

#### II.4. Comparaison entre l'aliment avant et après enrichissement en caroténoïdes

Nos résultats ne montrent pas une différence significative entre les deux aliments. En effet, on retrouve dans les deux spectres des pics caractéristiques situés à 451 et 480 nm et qui correspondent aux pigments caroténoïdes  $\beta$ -carotène et Rhodoxanthine respectivement selon la littérature.

Cependant, on constate que le taux des caroténoïdes dans l'aliment enrichi est de 4.96 mg100g<sup>-1</sup>. Ce taux est en moyenne supérieur à celui trouvé dans l'aliment commercial qui est de 3.23 mg 100g<sup>-1</sup>, mais il reste insuffisant par rapport à la quantité souhaitable (10mg 100g<sup>-1</sup>).

Par ailleurs, au regard des valeurs obtenus, il ressort que nous n'avons pas abouti à des résultats concluants concernant l'incorporation des pigments dans l'aliment commercial destiné aux poissons d'élevage. Ceci peut être expliqué par :

- Le protocole d'incorporation suivi
- La durée d'analyse d'aliment après l'incorporation des pigments qui est de 24h.
- L'altération de nos pigments qui a empêché leur apparition dans l'aliment.

D'après une étude faite par CALVO *et al* 2020, l'ajout de l'antioxydant butylhydroxytoluène (BHT) aide à augmenter la stabilité du pigment astaxanthine dissout dans l'huile de soja. Dans notre étude on n'a pas utilisé le BHT ce qui a peut-être causé cette altération.

En outre, il existe peu d'étude à notre connaissance sur l'incorporation des extraits pigmentaires issus des macroalgues dans l'aliment pour poisson et leur effet sur la pigmentation, qui nous permettrons de comparer nos résultats. La plupart des études utilisent la poudre des macroalgues comme supplément alimentaire pour l'amélioration de la croissance et la pigmentation des poissons, SOLER-VILA *et al.*, 2009 montrent que l'additionnement de l'algue rouge *Porphyra dioica* dans le régime alimentaire de la truite arc-en-ciel augmente la croissance et la coloration de la peau du poisson. Ainsi, MORONEY *et al.*, 2014, ont trouvé une amélioration dans la couleur rouge des filets du saumon lors de l'inclusion de la macroalgue rouge *Palmaria palmata* dans le régime alimentaire du poisson.

Cependant, les recherches menées à ce jour, implique l'utilisation des microalgues comme source de nutriments pour améliorer la croissance et la coloration des poissons d'élevage, en raison de leur activité stabilisante contre l'oxydation des nutriments et ceci a été démontré par CAMACHO-RODRIGUEZ *et al.*, 2017, ou ils ont affirmé la stabilité des teneurs des pigments dans les aliments aquatiques complétés par des microalgues.

Les microalgues ont attiré l'attention dans l'alimentation humaine et animale en raison de leur haute teneur en protéines et en composés bioactifs (polysaccharides), pigments (chlorophylles, caroténoïdes et phycobiliprotéines), minéraux, vitamines, stérols, acides aminés essentiels, etc. (YADAV *et al.*, 2019).

Plusieurs auteurs affirment l'utilité de l'inclusion des microalgues dans l'alimentation des poissons. GOUVEIA *et al.*, 2005, ont obtenu une meilleure coloration de la peau chez les poissons rouges lorsqu'ils ont utilisé la microalgue verte *Chlorella vulgaris* comme source de pigment dans leurs régime alimentaire.

SUN *et al.*, 2012, rapporte que la Carpe ornementale japonaise nourrie avec un régime enrichi avec 75 g kg<sup>-1</sup> poids sec de *Spirulina platensis* alimentaire, présente une croissance considérable et une amélioration remarquable de la pigmentation de la peau.

### **Conclusion**

L'analyse quantitative et qualitative des caroténoïdes contenus dans les algues nous a permis d'identifier les différents pigments existants et de déterminer leur concentration. Cependant, la méthode utilisée pour leur incorporation dans l'aliment s'est révélée inefficace.



Conclusion générale

### Conclusion générale

L'inclusion des pigments caroténoïdes contenus dans les algues dans l'alimentation des poissons d'élevage constitue non seulement une source naturelle riche en caroténoïdes contribuant à l'amélioration de leur pigmentation mais permet également de substituer aux pigments synthétiques dont l'utilisation en aquaculture exige des coûts supplémentaires à l'aliment.

Notre étude s'est axée sur l'application d'une méthode qui nous permettra d'additionner les caroténoïdes extraits d'algues à un aliment pour poissons.

Nos résultats concernant l'analyse quantitative des caroténoïdes contenus dans les échantillons algues (entre 3.23 et 12.99 mg / 100g de matière sèche), nous ont montré des teneurs largement inférieures à celles des microalgues trouvées dans les données bibliographiques.

Les résultats de l'analyse qualitative par spectrophotométrie UV-Visible nous ont révélé la présence du  $\beta$ - carotène, de la  $\beta$ -cryptoxathine, de la zéaxanthine, du  $\beta$ - carotène tout-*trans* et du lycopène.

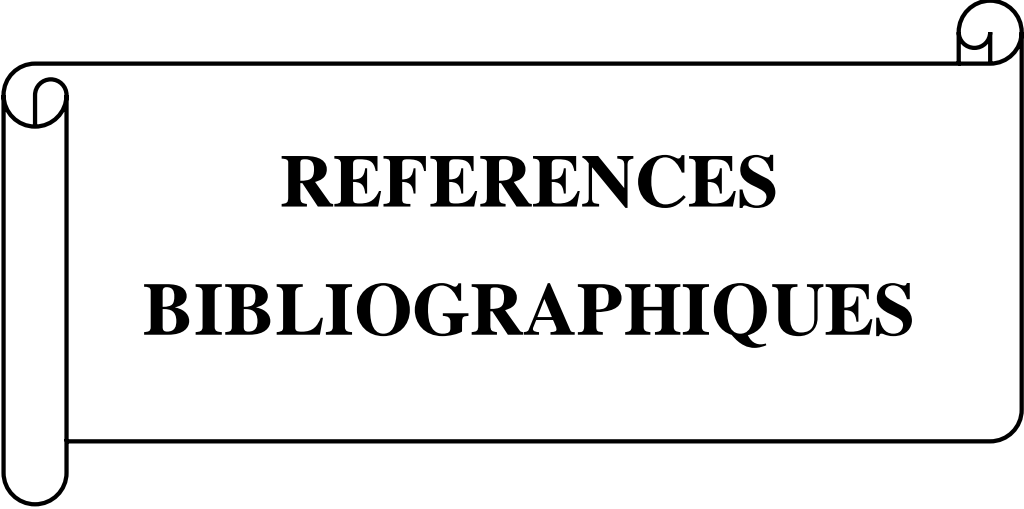
D'après les résultats de l'identification par CCM de partage, nous avons noté la présence du  $\beta$ -carotène et du  $\beta$ -apo-8'-caroténal.

Les résultats trouvés par la CCM d'adsorption quant à eux, nous ont permis d'identifier le  $\beta$ -carotène et le  $\beta$ -carotène diépoxyde.

L'incorporation des caroténoïdes totaux dans l'aliment de poisson n'a pas abouti au résultat souhaité c'est-à-dire une concentration de 10 mg/100g d'aliment puisque la teneur des caroténoïdes dans l'aliment était de 3.23 mg /100g avant l'enrichissement et n'avait atteint que 4.96 mg/ 100 g. De plus, l'analyse qualitative des spectres n'a pas signalé de différence entre les types de pigments caroténoïdes identifiés dans l'aliment avant et après enrichissement.

Il serait donc souhaitable à l'avenir de reprendre ce travail en ciblant des algues plus riches (brunes) en caroténoïdes et de penser à incorporer toute la biomasse algale dans l'aliment car, d'une part, cela évite les pertes, réduit la dégradation des pigments et limite l'usage de solvants organiques. Et d'autre part, cela permet d'enrichir l'aliment en éléments nutritifs notamment les protéines et les acides gras que renferment les algues. Il serait aussi souhaitable d'utiliser une méthode plus efficace pour enrichir l'aliment tout en tenant compte du temps de l'extraction et

de l'incorporation. Il faudrait penser également à rajouter un additif afin de stabiliser le pigment extrait. Enfin, il est nécessaire de développer l'algoculture.



**REFERENCES**  
**BIBLIOGRAPHIQUES**

## Références bibliographiques

- ABDEL-WARITH A.-W. A., YOUNIS E.-S. M. I., et al (2016).** Potential use of green macroalgae *Ulva lactuca* as a feed supplement in diets on growth performance, feed utilization and body composition of the African catfish, *Clarias gariepinus*. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 23(3), p.p.404–409.
- BOONYARATPALIN, M et UNPRASERT, N (1989).** Effects of pigments from different sources on colour changes and growth of red *Oreochromis niloticus*. *Aquaculture*.79(1-4), p.p.375-380.
- BOUDOURESQUE, C-F et CABIOUCH, J (2006).** Guide des algues des mers d'Europe. Paris : Edite de la chaux et niestlé.267p.
- BUTNARIU, M (2016).** Methods of Analysis (Extraction, Separation, Identification and Quantification) of Carotenoids from Natural Products. *Journal of Ecosystem Ecography*.6(2),19 p.
- CALVO N. S., REYNOSO C. M., et al (2020).** Thermal stability of astaxanthin in oils for its use in fish food technology. *Animal Feed Science and Technology*, 114668.
- CAMACHO-RODRÍGUEZ J., MACÍAS-SÁNCHEZ M. D., et al (2017).** Microalgae as a potential ingredient for partial fish meal replacement in aquafeeds: nutrient stability under different storage conditions. *Journal of Applied Phycology*, 30(2),p.p. 1049–1059.
- CASTENMILLER, J-J et WEST, C-E (1998).** Bioavailability and bioconversion of carotenoids. *Annu.Rev.Nutr.*18,p.p.19-38.
- CHOUBERT, G (1979).** Tentative utilization of spirulin algae as a source of carotenoid pigments for rainbow trout. *Aquaculture*, 18, p.p.135-143.
- CHOUBERT, G (1986).** Flesh pigmentation of rainbow trout fed astaxanthin or canthaxanthin at different feeding rates in freshwater and saltwater. *Aquaculture*. 95(3-4), p.p.289-295.
- CHOUBERT, G (1986).** Pigments caroténoïdes et reproduction des poissons. *Bull. Fr. Pêche Piscic.*300,p.p.25- 32.
- CHOUBERT, G (1992).** La pigmentation des Salmonidés : Dynamique et facteurs de variations. INRA Productions Animales, Paris: INRA,5 (4), p.p.235-246.
- CHOUIKHI, A (2013).** Potential applications of marine seaweeds and pharmacological activities of their metabolites:A review. *International Congress of the Populations & Animal Communities*:40.
- CSERHATI, T (2007).** *Liquid chromatography of natural pigments and synthetic dyes*.1<sup>ère</sup> édition. Amestardam :Cserhati. p.p.63-65

- Das, A-P et Biswas, S-P (2016).** Carotenoids and Pigmentation in Ornamental Fish. *Journal Of Aquaculture and Marine Biology*.4(4),3 p.
- DE CARVALHO, C et CARAMUJO, M-J (2017).** Carotenoids in Aquatic Ecosystems and Aquaculture: A Colorful Business with Implications for Human Health. *Frontier in Marine Scienc*.4(9),14 p.
- DELEPINE R., BOUDOURESQUE C F., et al (1987).** Algues et autres végétaux marins. Fiches FAO d'identification des espèces pour les besoins de la pêche. Révision méditerranée et mer noire, zone de la pêche, volume I végétaux et invertébrés. Rome : FAO.136 p.
- DI LENA G., CASINI I., et al (2019).** Carotenoid profiling of five microalgae species from large-scale production. *Food research international*, p.p.9-14.
- DOOLAN, B-J; Geoff, L-A ., et al (2008).** Effect of carotenoids and background colour on the skin pigmentation of Australian snapper *Pagrus auratus* (Bloch & Schneider, 1801).*Aquaculture Research*.39, 10 p
- EBENEEZAR S., PRABU D. L., et al (2020).** Evaluation of dietary oleoresins on the enhancement of skin coloration and growth in the marine ornamental clown fish, *Amphiprion ocellaris*. *Aquaculture*, 735728.
- FAN-JIE Z., ZI-XUAN Y., et al (1984)** Isolation and characterization of R-phycoyanin from *Polysiphonia urceolata*. *Hydrobiologia* 116/117:594-6.
- FAO (2020).** The State of World Fisheries and Aquaculture 2020. Sustainability in action. Rome, Italy.
- FELDMANN, J (1931).** Contribution à la flore algale marine de l'Algérie. Les algues de Cherchell. *Bull. Soc. Hist. Nat. Afr. Nord*, 22: p.p.179-254.
- FELDMANN, J (1961).** Note sur les algues marines de la Galite. *Rapp. PV.Réun. Commiss.Internat. Explor.Sci.mer Médit.*, 16(2),p.p.503-508.
- FELDMANN-MAZOYER, G (1940).** Recherche sur les Ceramiaceae de la Méditerranée occidentale. Thèse Doct. Impr. Minerva, Alger, Algérie: p.p.1-510.
- FELDMANN-MAZOYER G. (1949).** Une nouvelle espèce de Chondria des côtes d'Algérie. *Trav.Bota. dédiés à René Maire, Mém. hors-série. Soc, Hist. nat. Afr. Nord, Algeria*, 2:p.p. 95-101.
- FLEURENCE J., et LEVINE I. (2016).** Seaweed in Health and Disease Prevention. 1st Edition.476 p.
- FRIED B., et SHERMA, J (1994).** Thin-layer chromatography: techniques and applications. Volume 66. Madesion avenue: New York: frierd Bernard.

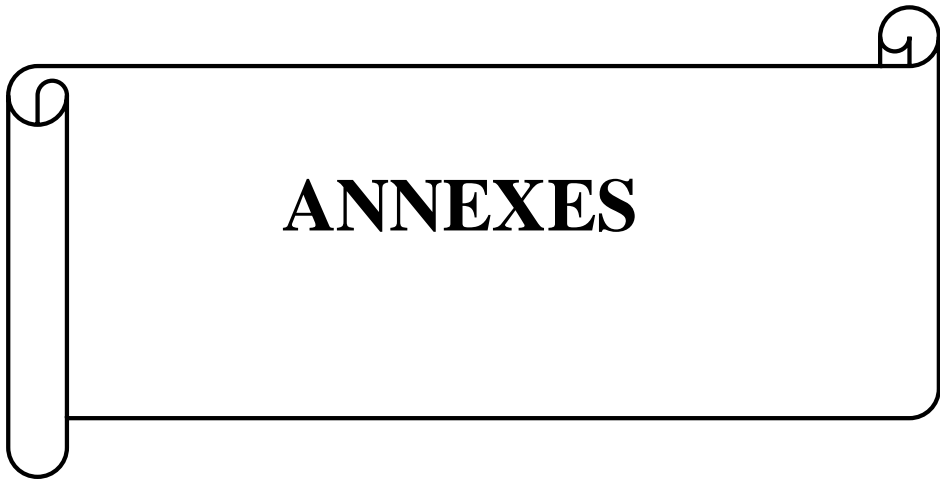
- FRIED, B.**, et **SHERMA, J (1982)**. Thin-layer chromatography: techniques and applications. Volume 17. Madision avenue: New York: frierd Bernard.
- FU, W.,GUOMUNDSSON, O., et al (2013)**. Enhancement of carotenoid biosynthesis in the green microalga *Dunaliella salina* with light-emitting diodes and adaptive laboratory evolution. *Applied Microbiology and Biotechnology*. 97, p.p.2395–2403.
- FURR, H-C (1997)**. Intestinal absorpion and tissue distribution of carotenoids. *Nutritional Biochemistry*. 8,p.p.364-377.
- GARCIA-CHAVARRIA, M** et **LARA-FLORES, M (2013)**. The use of carotenoids in aquaculture. *Research Journal of Fisheries and Hydrobiology*. 8(2),p.p.38-49.
- GARCIA-GOMEZ J C. (2015)**. Guide de suivi environnemental des fonds rocheux dans les Aires Marines Protégées de Méditerranée et leurs zones limitrophes.CAR/ASP - PNUE/PAM, 482p.
- GOUVEIA, L** et **REMA, P (2005)**. Effect of microalgal biomass concentration and temperature on ornamental goldfish (*Carassius auratus*) skin pigmentation. *Aquaculture Nutrition*. 11,p.p.19-23.
- GOUVEIA, L ., CHOUBERT, G ., et al (2002)**. Pigmentation of gilthead seabream, *Sparus aurata* (L. 1875), using *Chlorella vulgaris* (Chlorophyta, Volvocales) microalga.*Aquaculture Research*.33,p.p.987-993..
- GUILLAUME J., KAUSHIK S., et al (1999)**. Nutrition et alimentation des poissons et crustaces.Paris : Institute National de la recherche Agronomique (INRA),273-276 p.
- GUIRY M.D.** et **GUIRY., G.M. (2020)**. AlgaeBase. Worldwide electronic publication. [En ligne]. [Consulté le 21/08/2020]. Disponible sur le web : <https://www.algaebase.org>.
- GUPTA, S-K ., JHA, A-K ., et al (2007)**. Use of natural carotenoids for pigmentation in fishes. *Natural Product Radiance*. 6(1),p.p.46-49.
- HAGER, A.**, et **MAYER-BERTENRATH, T (1967)**. Die Identifizierung der an DtinnschichtengetrenntenCarotinoidegrunerBlatter und Algen.Planta (Berl.) 76, 149—168.
- HEMAISWARYA,S., RAJA, R., et al (2011)**. Microalgae: A sustainable feed source for aquaculture. *World J. Microb. Biot.* 27 (8), p.p.1737–1746.
- JULVE, P** et **MANNEVILLE, O (2006)**. Contribution à l'étude synusiale des végétations littorales de macroalgues marines des côtes atlantiques françaises, *Acta BotanicaGallica*, 153(2),p.p.219-234.

- KADARI-MEZIANE, Y (1994).** Contribution à l'étude de l'impact de la pollution sur la distributionspatio-temporelle des peuplements phytobenthiques dans la baie de Bou-Ismaïl (Algérie).Thèse Magister ENS Alger. p.p.1-226.
- KEUM, Y-S et SAINI, R-K (2018).** Carotenoid extraction methods: A review of recent developments. *Food Chemistry*.240, p.p.90-103.
- KEYIMU, X-G., et ABUDULI, M (2019).** Seaweed composition and potential uses. International journal of chemtech research,12(1), p.p.105-111.
- KILINÇ, B., CIRIK S., et al (2013).** Seaweeds for Food and Industrial Applications. InSeaweeds for food and Industrial Applications, p.p.735–748.
- LAKHDAR, F (2018).** Contribution à l'étude des potentialités antiproliférative et antibactérienne des algues brunes et rouges de la côte d'El Jadida pour une valorisation médicale et environnementale. Thèse de doctorat en Biologie des organismes – Biotechnologie animales, végétales et microbiennes. UNIVERSITE DE NANTES, France. p.p. 190.
- LAURET, M.,OHEIX,J.,et al (2011).** Guide de reconnaissance et de suivi des macrophytesdes lagunes du Languedoc-Roussillon : 148 p.
- LERAY, C (2010).** *Les lipides dans le monde vivants*. France :Edi.Tec & Doc ,Lavoisier. p.p. 86- 90.
- MACARTAIN, P., GILL C-I-R., et al (2008).** Nutritional Value of Edible Seaweeds. *Nutrition Reviews*, 65(12), p.p.535–543.
- MAOKA, T (2011).** Carotenoids in marine animals.*Mar Drugs*. 9, p.p.278–293.
- MAOKA, T (2019).** Carotenoids as natural functional pigments. *Journal of Natural Medicines*.74,16p.
- MARFAING, H et LERAT, Y (2007).** Les algues ont-elles une place en nutrition.
- MARFAING, H (2004).** Les algues dans notre alimentation : Intérêt nutritionnel et utilisations. CEVA, Dietecom Bretagne. Rev Nut. Prat. p.p.1-9.
- MATSUNO, T (2001).** Aquatic animal carotenoids. *Fish Sci*.67, p.p.771–789.
- MEZZOMO, N et FERREIRA, S (2016).** Carotenoids Functionality, Sources, and Processing by Supercritical Technology. *Journal of Chemistry*.16 p.
- MINHAS, A. K., HODGSON, P., et al (2016).** A review on the assessment of stress conditions for simultaneous production of microalgal lipids and carotenoids. *Frontiers in Microbiology*7:546 p.
- MIHRANYAN, A (2010).** Cellulose from cladophorales green algae: From environmental problem to high-tech composite materials. *Jornal of Applied Polymer Science*, 119(4)11p.

- MONTAGNE, C (1838).** Cryptogames algériennes ou plantes recueillies par M. Roussel aux environs d'Alger. Bull. Stat. Aquacult. Pêche Castiglione, Alger, 4: p.p.335-362.
- MORONEY, N-C., WAN A-H., et al (2014).** Inclusion of *Palmariapalmate* (red seaweed) in Atlantic salmon diets: effects on the quality, shelf-life parameters and sensory properties of fresh and cooked salmon fillets. Journal of the Science of Food and Agriculture, 95(5), p.p.897–905.
- NI-NI-WINA N-N., HANYUDAB T., et al (2011).** *Padinaditristromatica* sp. nov. and *Padinapavonicoides* sp. nov. (Dictyotales, Phaeophyceae), two new species from the Mediterranean Sea based on morphological and molecular markers, European Journal of Phycology, 46(4), p.p. 327-341.
- ORTIZ J., ROMERO N., et al (2006).** Dietary fiber, amino acid, fatty acid and tocopherol contents of the edible seaweeds *Ulva lactuca* and *Durvillaea Antarctica*. Food Chemistry, 99(1), p.p.98-104.
- OULD-AHMED, N (1994).** Étude des espèces phytobenthiques au voisinage de la centrale thermique de Mers El Hadjdj (Golfe d'Arzew; Ouest algérien). Mention particulier sur une espèce remarquable Chlorophyte, *Caulerpa prolifera* (Forsskal) Lamouroux. Thèse Magister ISMAL: 1-178 + 78 tab + 45 pl.
- OULD-AHMED N. (2015).** Les algues des côtes algériennes. Connaissance, Caractérisation, Conservation et Utilisation. Thèse de doctorat, ENSA, Alger.
- OULD-AHMED, N et MEINESZ, A (2007).** First record of the invasive alga *Caulerpa racemosa* (Caulerpales, Chlorophyta) on the coast of Algeria. Cryptogamie Algologie, 28 303-305.
- OULD-AHMED N., GÓMEZ GARRETA A., et al (2013).** Checklist of the benthic marine macroalgae from Algeria. I. Phaeophyceae. Anales Jard. Bot. Madrid 70(2), p.p.136-143.
- OULD-AHMED N., GÓMEZ GARRETA A., et al (2019).** Checklist of the benthic marine macroalgae from Algeria, part II: *Ulvophyceae*. Anales del Jardín Botánico de Madrid 76 (2): e087
- PALERMO, J-A ; GROS, E-G , et al (1991).** Carotenoids from three red algae of the corallinaceae. *Phytochemistry*. 30(9), p.p.2983-2986.
- PEREIRA, L., et NETO, J-M. (2015).** Marine Algae: Biodiversity, Taxonomy, Environmental Assessment, and Biotechnology. CRC Press Taylor & Francis Group, 397p.
- PERRET-BOUDOURRESQUE, M. et SERIDI, H (1989).** Inventaire des algues marines benthiques d'Algérie. GIS, Posidonie publ., Marseille, Fr.: p.p. 1-117.
- PERSON, J (2010).** Algues, filières du futur, colloque algues : filières du futur, livre turquoise, Adebitech, Romainville. 200 p.

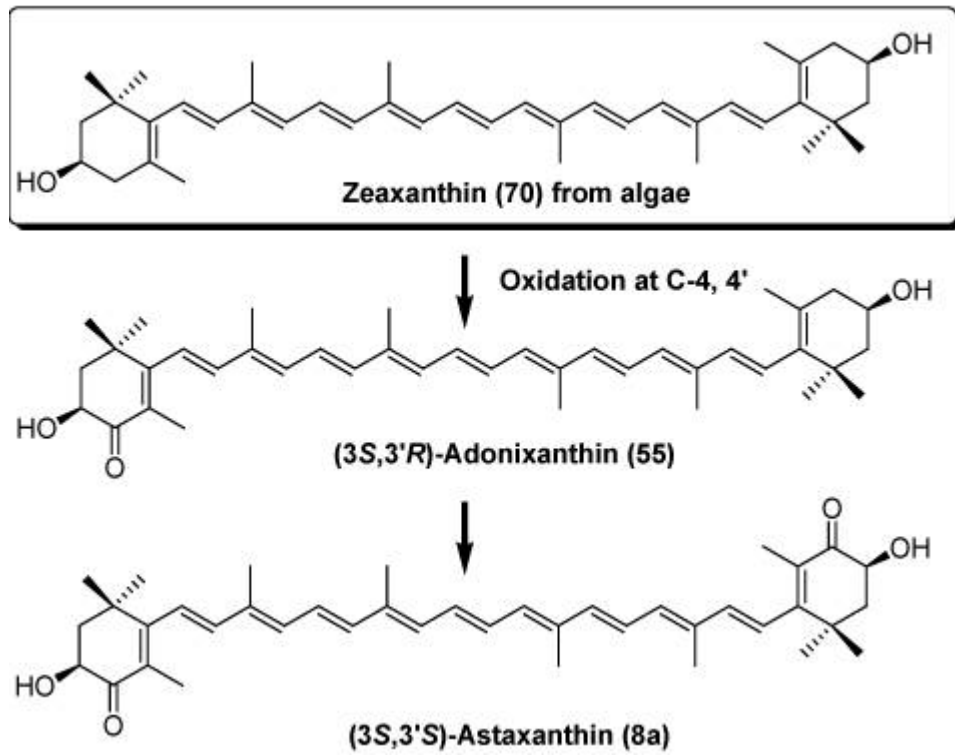
- PHAM M.A., BYUN H-G., et al (2014).** Effects of dietary carotenoid source and level on growth, skin pigmentation, antioxidant activity and chemical composition of juvenile olive flounder *Paralichthys olivaceus*, *Aquaculture*,
- RANDERATH, K (1971).** *Chromatographie sur couche minces*. Paris: Ed. Gauthier-Villars. p.p.180-185.
- REBELO, B-A., FARRONA, S., et al (2020).** Canthaxanthin, a Red-Hot Carotenoid: Applications, Synthesis, and Biosynthetic Evolution. *Plants*.9(8),18 p.
- RODRIGUEZ-AMAYA, D-B (2001).** *A guide to carotenoid analysis in foods*. Washington, D. C,60 p.
- SCHIEDT, K (1998).** Absorption and metabolism of carotenoids in birds, fish and crustaceans : Carotenoids Biosynthesis and Metabolism. Ed. Birkhäuser: Bâle, Suisse, p.p.285-358.
- ŚCIESZKA, S et KLEWICKA, E (2018).** Algae in food- a general review. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, p.p.1–23.
- SERIDI, H (1990).** Etude des algues marines benthiques de la région d'Alger. Thèse magister., USTHB, Alger : 221p.
- SERIDI, H (2007).** Étude de la flore algale de l'Algérie .Etude phytosociologique des peuplements algaux photophiles de l'infralittoral supérieur de substrat dur. Thèse doctorat- Sciences Biologiques(USHB) :172 p.
- SHAHIDI, F., METUSALACH, A., et al (1998).** Carotenoid pigments in seafood and aquaculture. *Critical Reviews of Food Science and Nutrition*, 38, 67p.
- SHERMA, J et Fried, B (2005).** Thin Layer Chromatographic Analysis of Biological Samples. *Journal of Liquid Chromatography & Related Technologies*.28(15), p.p.2297-2314.
- SOLER-VILA, A., COUGHLAN S., et al (2009).** The red alga, *Porphyridioica*, as a fish-feed ingredient for rainbow trout *Oncorhynchus mykiss* effects on growth, feed efficiency, and carcass composition. *J. Appl. Phycol.* 21, p.p.617–624.
- SPURGEON, S-L et PORTER, J-W (1980).** *The Biochemistry of Plants. Chapitre 14,* Carotenoids. p.p.420-469.
- SUN X., CHANG Y., et al (2012).** The effect of dietary pigments on the coloration of Japanese ornamental carp (koi, *Cyprinus carpio* L.). *Aquaculture*, 342-343, p.p.62–68.
- SY, C (2011).** Nouveaux caroténoïdes issus de bactéries marines : étude de leur stabilité, de leur pouvoir antioxydant et de leur biodisponibilité à l'aide de modèles chimiques et biologiques. Comparaison avec les propriétés fonctionnelles de caroténoïdes de référence. *Thèse de doctorat.* École Doctorale Sciences des Procédés, Sciences des Aliments, de Montpellier :479 p.

- TABOADA, M-C., MIGUEZ, M-I (2012).** Nutritional value of the marine algae wakame (*Undaria pinnatifida*) and nori (*Porphyra purpurea*) as food supplements. *Journal of Applied Phycology* 25.
- TAKAICHI, S (2011).** Distributions, biosyntheses and functions of carotenoids in algae. *Marine Drugs*.9(6), p.p.1101-1118.
- TOUCHSTONE, J -C., et DOUBBINS, M -F (1983).** Practice of thin layer chromatography. New York, Wiley: Touchstone Joseph.405 p.
- VERBRUGGEN, H ., MAGGS, C-A ., et al (2010).** Data mining approach identifies research priorities and data requirements for resolving the red algal tree of life. *BMC Evol.biol.*10, 16.
- VISSIO, P-G., DARIAS, M-J., et al (2020).** Fish skin pigmentation in aquaculture: the influence of rearing conditions and its neuroendocrine regulation. *General and Comparative Endocrinology*, 113662.
- WALL, P-E (2005).** Thin-layer chromatography: a modern practical approach. Loughborough University of Technology, UK: Smith Roger M.
- YADAV G., MEENA D. K., SAHOO A. K., DAS B. K., et SEN R. (2019).** Effective valorization of microalgal biomass for the production of nutritional fish-feed supplements. *Journal of Cleaner Production*, 118697.
- ZAGHDOUDI, K (2015).** Thèse Optimisation de l'extraction des caroténoïdes à partir du persimmon (*Diospyros kaki L.*), de l'abricot (*Prunus armeniaca L.*) et de la pêche (*Prunus persica L.*) : étude photophysique en vue d'une application en thérapie photodynamique (PDT). *Thèse de doctorat*. Université de Lorraine : 314 p.
- ZITOUNI.H, (2015).** Valorisation nutritionnelle d'algues marines du littoral Algérien chez le ruminant via des méthodes chimiques, biologiques et moléculaires. Thèse de doctorat en biotechnologies microbiennes génomes et environnements. université des frères Mentouri Constantine : 196 p.

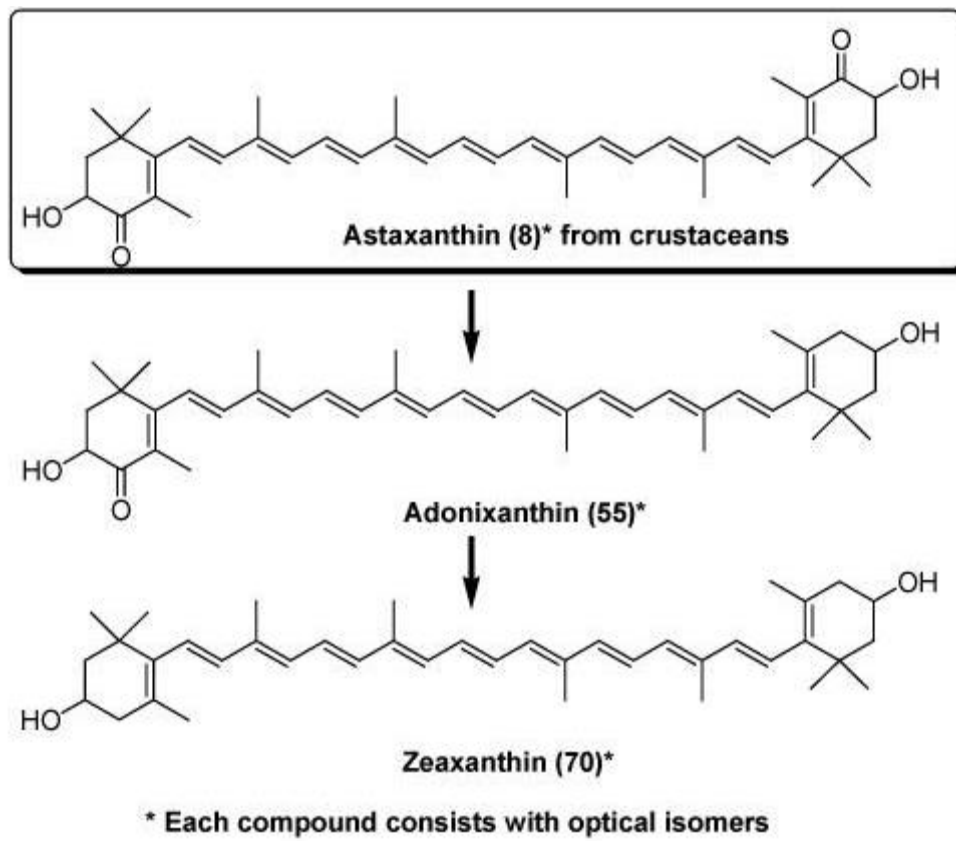


**ANNEXES**

Annexes



**Figures 1 :** Conversion métabolique de la zéaxanthine en astaxanthine chez les Cyprinidés



**Figure 2 :** Conversion métabolique de l'astaxanthine en zéaxanthine chez les Salmonidés



**Figure 3 :** Evaporation de l'hexane par un évaporateur sous flux d'azote.

## RESUME

En aquaculture, la pigmentation des poissons est un critère important qui détermine la qualité et donne une valeur ajoutée à ces espèces. Les pigments responsables de cela sont principalement les caroténoïdes ; ces derniers sont inclus dans l'alimentation des poissons d'élevage leur conférant les colorations rouges, jaunes et orange souvent rencontrées sur la peau, ou dans la chair. L'objectif de cette étude est d'extraire les pigments caroténoïdes contenues dans les algues, de les quantifier et identifier leurs différents types pour ensuite les incorporer dans un aliment pour poissons en vue d'améliorer leur pigmentation. Car en effet, les algues constituent une source naturelle en caroténoïdes et permettent de substituer aux caroténoïdes synthétiques.

**Mots clés :** pigments, caroténoïdes, algues, incorporer, aliment pour poisson.

## ABSTRACT

In aquaculture, the pigmentation of fish is an important criterion which determines the quality and gives added value to these species. The pigments responsible for this are mainly carotenoids ; the latter are included in the diet of the farmed fish giving them the red, yellow and orange colorings often encountered on the skin, or in the chair. The objective of this study is to extract the carotenoid pigments found in the algae, to quantify them and identify their different types and then to incorporate them into a food for fish in order to improve their pigmentation. Indeed, algae constitute a natural source of carotenoids and can replace synthetic ones.

**Keywords:** pigments, carotenoids, algae, to incorporate, fish feed.

## ملخص

في تربية الأحياء المائية، يعتبر صبغ الأسماك معياراً مهماً يحدد الجودة ويعطي قيمة مضافة لهذه الأنواع. والأصباغ المسؤولة عن ذلك هي أساسا الكاروتينات. يتم تضمين هذه الأخيرة في النظام الغذائي للأسماك المستزرعة ، مما يمنحها اللون الأحمر والأصفر والبرتقالي التي غالباً ما نجده على الجلد أو في اللحم. الهدف من هذه الدراسة هو استخراج أصباغ الكاروتين الموجودة في الطحالب، لتحديد كميتها وتحديد أنواعها المختلفة ثم دمجها في علف الأسماك من أجل تحسين تصبغها نظراً لما تشكله الطحالب من مصدرًا طبيعيًا للكاروتينات حيث يمكن استعمالها عوضاً عن الكاروتينات الاصطناعية

**الكلمات المفتاحية:** أصباغ ، كاروتينات ، طحالب ، لتغذية الأسماك.