

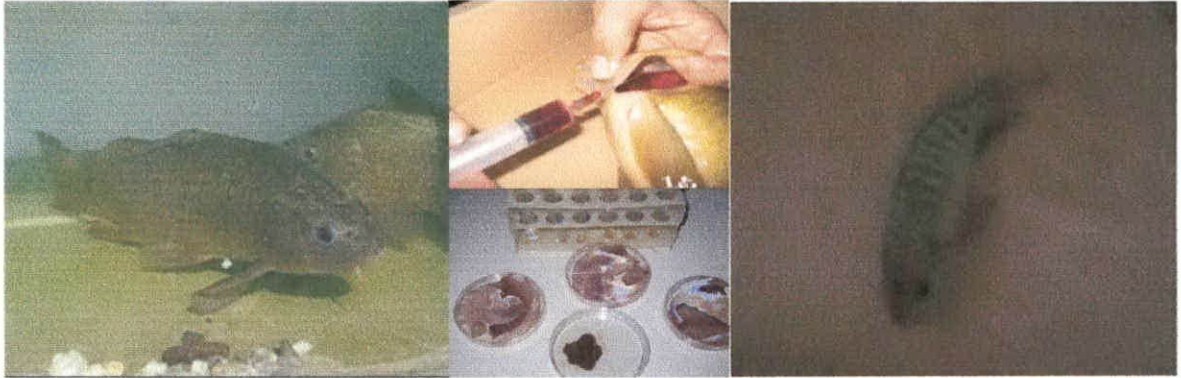
الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية  
République Algérienne Démocratique et Populaire  
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي  
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique  
المعهد الوطني لعلوم البحر و هيمّة الساحل

Institut National des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral



*Mémoire de fin d'étude  
présenté en vue de l'obtention du diplôme d'Ingénieur  
en sciences de la mer et de l'aménagement du littoral  
Option : Aquaculture.*

**Thème :** *Extraction et dosage des Provitamines A  
du sang, de la chair et du foie de la Carpe commune et du Tilapia du Nile*



**Présenté par :**  
Mr. Sali Abdelkader

**Soutenu le :** 31 Octobre 2007

**Devant les jury :**

-Mr BELHASNET R.  
-Mme BOURABAIN F.  
-Mme MESLEM N.  
-Mme AISSOU C.

Chargé de cours (ISMAL)  
Chargée de cours (ISMAL)  
Chargée de cours (ISMAL)  
Chargée de cours (ISMAL)

Président  
Examinatrice  
Examinatrice  
Promotrice

*Promotion 2006-2007*

# Remerciements

*Au terme de ce travail, je remercie notre Bon Dieu le tout puissant pour m'avoir donné la santé, le courage et la volonté, pour réaliser ce modeste travail.*

*D'abord, je tiens à remercier madame C. AISSOU, pour avoir accepté, de diriger et de suivre constamment le progrès de ce travail, par ses suggestions et ses critiques constructives, dont la patience et la sympathie m'ont fait aimer le domaine de la biochimie.*

*Je tiens à exprimer ma vive gratitude à tout mes enseignants, depuis la première année fondamentale, jusqu'à la cinquième année universitaire, en particulier mes enseignants de la spécialité : Mme MESLAM, Mr ZOAKH, Mr BELHASNET, Mr LOURGUEVI et Mme BOURABAINÉ.*

*Tous mes sincères remerciements s'adressent aussi au personnel du CNDDPA en particulier Mr H. NABIL.*

*Mes remerciements vont également aux ingénieurs et aux techniciens de l'ISMAL : Mr BOUKRINA, Mr BOUDJLAL, Mr DJAMEL, Mme FARIZA et Mme NABILA qui ont ménagé leurs efforts pour la bonne marche de la présente étude.*

*D'autres remerciements atteignent aussi le personnel du laboratoire du contrôle de COR-GRAL.*

*Enfin, je tiens vivement à remercier toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce présent mémoire.*

# SOMMAIRE

## INTRODUCTION.

## PREMIERE PARTIE : ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE.

Chapitre I : BIOLOGIE DES POISSONS ETUDIEES.....	1
I.1- Biologie de la Carpe.....	1
I.1.1- Systématique.....	1
I.1.2- Origine.....	1
I.1.3- Description.....	2
I.1.4- Espérance de vie.....	2
I.1.5- Limites écologiques.....	2
I.1.6- Répartition géographique.....	3
I.1.7- Régime alimentaire.....	4
I.1.8- Reproduction.....	4
I.1.9- Intérêts piscicoles .....	5
I.2- Biologie du Tilapia.....	6
I.2.1- Systématique.....	6
I.2.2- Origine.....	6
I.2.3- Description.....	6
I.2.4- Espérance de vie.....	7
I.2.5- Limites écologiques .....	7
I.2.6- Répartition géographique.....	7
I.2.7- Régime alimentaire.....	9
I.2.8- Reproduction.....	9
I.2.9- Intérêts piscicoles .....	10
I.3- Introduction des deux espèces en Algérie.....	11
Chapitre II : LES PROVITAMINES A CHEZ LES POISSONS.....	13
II.1- Définition et chimie structurale des provitamines A.....	13
II.1.1- Définition et classification.....	13
II.1.2- Structure.....	14
II.1.3- Aspects physico-chimiques.....	16
II.2- Métabolisme des provitamines A.....	17
II.2.1- Unités.....	17
II.2.2- Besoins.....	17
II.2.3- Sources.....	18
II.2.4- Absorption.....	20
II.2.5- Biogenèse.....	21
II.2.6- Stockage.....	25
a- Hépatique.....	25
b- Musculaire.....	25
II.3- Rôles physiologiques.....	25
II.3.1- Vision.....	25
II.3.2- Croissance.....	26
II.3.3- Reproduction.....	26
II.4. Effets de la carence.....	27

## **DEUXIEME PARTIE : MATERIEL ET METHODES.**

Chapitre I : MATIERE PREMIERE .....	28
I.1- Echantillonnage .....	28
I.2- Préparation des échantillons .....	29
I.2.1- Anesthésie des poissons .....	29
I.2.2- Prélèvement sanguin.....	29
I.2.3- Prélèvement du foie.....	30
I.2.4- Prélèvement de la chair.....	31
Chapitre II : EXTRACTION DES PROVITAMINES A.....	32
II.1- Extraction des provitamines A à partir du sang.....	32
II.1.1- Préparation du sérum.....	32
II.1.2- Extraction.....	33
II.1.3- Lecture.....	33
II.2- Extraction des provitamines A à partir des tissus.....	33
II.2.1- Préparation des tissus.....	34
II.2.2- Saponification.....	34
II.2.3- Extraction.....	34
II.2.4- Lecture.....	35
Chapitre III : ANALYSE QUANTITATIVE PAR SPECTROPHOTOMETRIE.....	36
III.1- Principe.....	36
III.2- Préparation des courbes d'étalonnage.....	36
III.3- Expression des résultats.....	39

## **TROISIEME PARTIE : RESULTATS ET DISCUSSION.**

Chapitre I : RESULTATS.....	40
I.1- Absorbances.....	40
I.2- Concentrations.....	41
I.3- Comparaison des teneurs en provitamines A chez les deux espèces étudiées..	43
Chapitre II : DISCUSSION.....	44

## **CONCLUSION.**

## **REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.**

## **ANNEXES.**

A decorative border with a repeating geometric pattern surrounds the page. The border is composed of small squares and lines, with larger square motifs at the corners.

# *Introduction*

## **INTRODUCTION :**

La pisciculture continentale en Algérie a connue un développement très ralenti depuis son apparition en 1880 (selon le biologiste français NOVELLA), mais dernièrement, l'Etat a donné un appui important pour l'évolution de cette activité via l'épuisement des stocks naturels des poissons.

L'importation d'une souche pure du Tilapia de Nile (*Oreochromis niloticus niloticus*) à partir de l'Egypte en 2002 est le meilleur indice de l'encouragement l'aquaculture en Algérie.

L'espèce est sélectionnée sur plusieurs critères, à savoir la bonne croissance dans les conditions d'alimentation et d'acclimatation normales, et la résistance aux facteurs d'environnement très délicats.

A son tour, la Carpe présente aussi ces critères où elle a été peuplée les différents plans d'eaux en Algérie.

Ces deux espèces sont beaucoup plus riches en matière protéiques et lipidiques comme tous les autres poissons, mais elles présentent des taux considérables en provitamines A qui sont des précurseurs de la vitamine A<sub>1</sub> et A<sub>2</sub> (structure : voire annexes).

Ces précurseurs de la vitamine A jouent divers rôles, elles interviennent dans les processus de la vision, de la fertilité, de la différenciation cellulaire, de la régénération cutanée et de la résistance aux microbes.

La faculté des poissons et des crustacés à convertir les provitamines A en métabolites actifs (vitamine A<sub>1</sub> et vitamine A<sub>2</sub>) fait que l'étude de ces substances est très importante et nous permet d'avoir un aperçu sur les teneurs provitaminiques A des poissons (MORTON et GUEL 1939, GRANGAUD et al 1957, KATAYAMA et al. 1973).

Les poissons sont capables d'assurer la couverture de leurs besoins en vitamine A, qui est indispensable à leur survie, ils sont directement ou indirectement tributaires des végétaux qui édifient, à partir de radicaux dicarbonés, les composés polyéniques du groupe des caroténoïdes au nombre desquels figurent les provitamines A (MOORE, 1930).

Dans le milieu aquatique, le phytoplancton représente la source principale de ces composés qui, absorbés par le zooplancton, n'y seront pas simplement accumulés, mais, au contraire, pour la plupart d'entre eux, transformés.

Ainsi les poissons trouvent-ils dans leur nourriture (phyto et zooplanctons) d'une part de la vitamine A préformée qu'utilisent les prédateurs et, d'autre part, des composés de nature identique ou constitution comparable à celle des provitamines A classique, mais également d'autre caroténoïdes comme la lutéine, la canthaxanthine, et l'astaxanthine qui ne sont pas des précurseurs de la vitamine A pour les animaux supérieurs terrestres.

La chaîne alimentaire se termine chez l'être humain qui sera le dernier consommateur de ces composants à travers les poissons.

L'étude proposée vise à mettre un protocole d'extraction des provitamines A à partir du sang, de la chair et du foie des poissons, à quantifier les quantités extraites par une analyse spectrophotométrique ainsi que la mise au point d'une technique de prélèvement sanguin.



*Etude bibliographique*

## **Chapitre I : BILOGIE DES POISSONS ETUDIEES :**

En aquaculture, plusieurs espèces de poissons ont été sélectionnés et élevés grâce aux connaissances parfaites de leurs biologie, surtout les poissons d'eau douce où leur milieu naturel est plus limité (donc maîtrisé) que celui des poissons d'eau de mer. A cet effet, la FAO a apporté beaucoup d'encouragements aux pays en voie de développement (Afrique et Amérique centrale) pour l'élevage de la Carpe et du Tilapia comme une source alimentaire équilibrée.

### **I.1- Biologie de la Carpe (*Cyprinus carpio*) :**

*Cyprinus carpio* est toujours nommée Carpe commune ou royale. C'est une espèce d'eau douce, elle est très répandue dans la pisciculture mondiale, surtout en Asie, depuis longtemps. Actuellement plusieurs pays maîtrisent bien leurs modes d'élevages depuis la reproduction ; soit naturelle ou artificielle, jusqu'au stade final de la commercialisation.

#### **I.1.1- Systématique de la Carpe commune :**

Embranchement	<i>Chordata</i>
Sous-embranchement	<i>Vertebrata</i>
Super-classe	<i>Osteichthyes</i>
Classe	<i>Actinopterygii</i>
Sous-classe	<i>Neopterygii</i>
Super-ordre	<i>Ostariophysi</i>
Ordre	<i>Cypriniformes</i>
Sous-ordre	<i>Cyprinoidea</i>
Famille	<i>Cyprinidae</i>
Genre	<i>Cyprinus</i>
Espèce	<i>Cyprinus carpio</i> , (LINNAEUS, 1758). [01]

#### **I.1.2- Origine de la Carpe commune :**

Originnaire de la Chine, elle a été introduite en Europe à l'époque des romains, mais des fossiles ont été retrouvés dans l'ancien lit de la Seine. Par contre, en Australie, elle a été peuplée dans les rivières du sud-est, mais elle est considérée, là-bas, comme un prédateur redoutable et nuisible pour les espèces indigènes, et elle est en cours d'éradication. [02]

### **I.1.3- Description :**

La Carpe commune est écailleuse, sa taille peut atteindre 50 cm (maximum observé : 150 cm avec un poids de 37 kg). [03]

Le corps est allongé et aplati latéralement. Sa bouche est protractile (qui s'allonge vers l'avant), elle possède quatre barbillons sur la mâchoire supérieure. La couleur est très variable: dos brun-vert, bleu-vert ou vert foncé; flancs et ventre plus clairs; nageoires souvent rouges clair (Fig. 01). Elle possède une seule nageoire dorsale à rayons mous et à bord échancré. [03]



**Figure 01 :** Photo d'une Carpe commune (*Cyprinus carpio*, LINNAEUS 1758)

### **I.1.4- Espérance de vie :**

Elle peut vivre de 15 à 20 ans dans le milieu naturel et au maximum 50 ans en captivité. [03]

### **I.1.5- Limites écologiques :**

La Carpe commune est un poisson typique des cours inférieurs et des milieux lenticules (eaux tranquilles, stagnantes, chaudes et peu profondes des rivières, des canaux, des étangs et des lacs...). Elle se rencontre également dans les milieux saumâtres (< 10 g/L de sel) où elle peut effectuer son cycle biologique. Elle recherche des milieux vaseux où la végétation est dense. [04]

Elle se prête aisément à l'élevage, où elle a une très grande tolérance vis-à-vis des facteurs environnementaux :

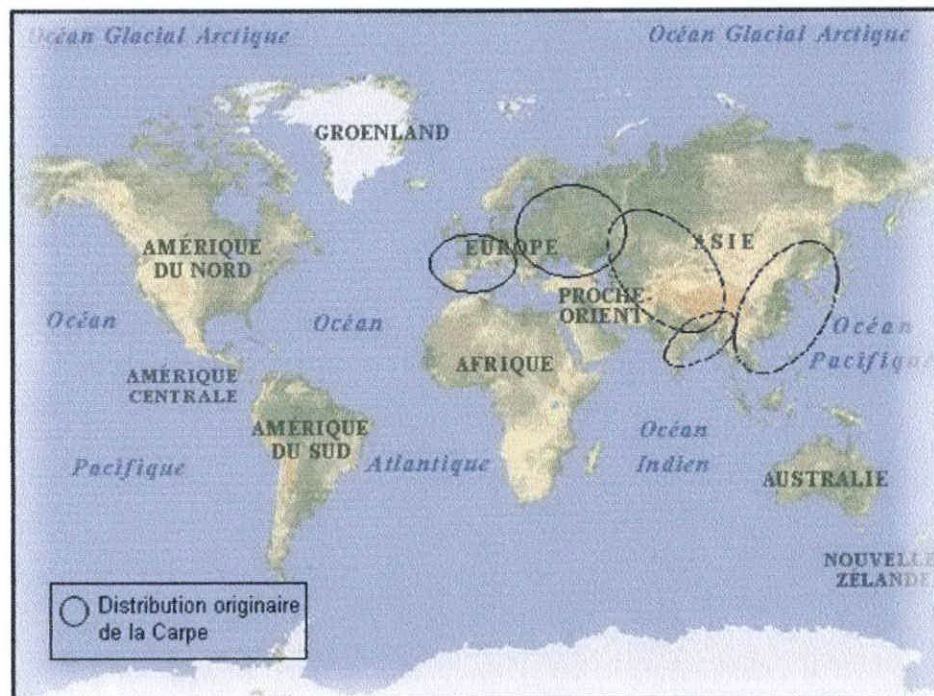
- Température < 30°C ; elle préfère les eaux relativement chaudes (entre 15 et 27°C).
- Salinité maximale de 14 -15 PSU.
- Faible concentration en oxygène dissout (jusqu'à 0,5 ppm).
- Le pH : la gamme supportée est de 5 à 9.

Son mode de vie est plutôt actif au crépuscule et à la nuit. L'hiver elle s'engourdit, et ralentit son activité qui reste tout de même marquée, surtout la nuit où elle perd entre 5 à 15 % de son poids. [04]

### **I.1.6- Répartition géographique :**

La carpe occupe les eaux douces de l'Europe occidentale et centrale, elle se trouve aussi au Sud-est de l'Asie, en Sibérie et en Inde (Fig. 02).

L'introduction de la Carpe dans d'autres pays, dans le cadre des opérations des peuplements et repeuplements a donné à l'aquaculture et à la pêche un apport économiquement très significatif, atteint maintenant une distribution mondiale de cette espèce. [04]



**Figure 02** : Répartition géographique mondiale de l'origine de la Carpe. [04]

### **I.1.7- Régime alimentaire :**

L'activité alimentaire, chez la Carpe, est dominante par rapport aux autres espèces. Elle se nourrit surtout au crépuscule ; au début et à la fin de la journée, ainsi que la nuit.

Elle est omnivore, se nourrissant principalement d'insectes aquatiques, de crustacés, de vers annélides, de mollusques, de semences de végétaux, de riz sauvage, de plantes aquatiques et d'algues. C'est un poisson fouilleur des fonds et déracineur des végétaux, et à l'occasion elle s'attaque aux autres poissons, et mange leurs œufs.

Son activité trophique est très élevée durant l'été mais elle cesse de se nourrir à des températures < 6°C et supporte bien ces longues périodes de jeûne. [05]

### **I.1.8- Reproduction :**

Les Carpes communes deviennent matures à partir de deux (02) ans pour les mâles et de trois (03) ans pour les femelles. La reproduction naturelle est assez tardive : entre mai et juin car elle nécessite une eau de la température supérieure à 18°C. Si la température est insuffisante, la ponte n'a pas lieu. Chaque femelle pond en plusieurs fois entre 80 000 et 120 000 œufs par kg. Ainsi une femelle de 5 kg produit environ 765 000 œufs. La maturation ovarienne est asynchrone. Elle est faite de vagues successives d'ovocytes et la ponte est, de ce fait, fractionnée : chaque femelle dépose ses œufs en deux à trois fois sur une période de 10 à 14 jours. Elle se produit à l'aube et un peu au crépuscule, en eau peu profonde et donne lieu à des manifestations bruyantes par des sauts, chaque femelle étant accompagnée de plusieurs mâles. Les œufs de 1,5 mm de diamètre environ (leur diamètre augmente avec l'âge de la femelle) adhèrent à la végétation aquatique et éclosent au bout de 5 jours à 20°C.

Les larves mesurent de 4,5 à 5 mm ; elles sont d'abord fixées aux plantes aquatiques puis libres. Elles se nourrissent tout d'abord de plancton (rotifères de 50 à 150 µm), puis elles deviennent benthophages à une taille de 2 cm. La croissance est rapide dans les eaux tièdes.

La Carpe commune peut aussi s'hybrider avec le carassin (*Carassius carassius*) et peut donc être à l'origine d'une pollution génétique. Leur hybridation produit des individus stériles nommés « Carpe de Kollar ». Ces poissons, aux

caractères intermédiaires (forme générale du carassin mais présence possible de 1 à 4 barbillons), sont très résistants et ont une croissance rapide. [06]

### **I.1.9- Intérêts piscicoles de la Carpe :**

Les cyprinidés, dont la production mondiale en élevage dépasse 6 127 000 tonnes/an dont 1 184 000 tonnes/an de la Carpe commune, soit 57 % en chine, c'est le groupe le plus exploité en aquaculture, la production des salmonidés n'excédant guère 0,6 million de tonne/an (FAO, 1993).

Ce succès aquacole peut se désigner par :

- ⇒ Large répartition géographique de cette espèce et leur nombre.
- ⇒ Leur capacité à supporter une large gamme de température et de qualité de l'eau.
- ⇒ Leur capacité de s'alimenter à différents niveaux du réseau trophique, ce qui permet la réalisation de la polyculture.
- ⇒ Elle peut s'élever dans différents modes d'élevage (intensif, semi intensif et en extensif).
- ⇒ En plus la maîtrise de tout le cycle d'élevage, depuis la reproduction soit artificielle ou semi artificielle jusqu'au grossissement.

## I.2- Biologie du Tilapia :

*Oreochromis niloticus* est un poisson d'eau douce qu'il apparaît comme concurrent de plusieurs poissons nobles dans la pisciculture, en raison de la connaissance de son cycle biologique d'un côté, et de son comportement vis-à-vis de l'alimentation qui est plus diversifiée et de sa résistance aux différentes conditions écologiques (température, salinité, pH, oxygène dissout, pollution,...) d'un autre côté.

### I.2.1- Systématique du Tilapia :

Embranchement	<i>Chordata</i>
Sous-embranchement	<i>Vertebrata</i>
Super-classe	<i>Osteichthyes</i>
Classe	<i>Actinopterygii</i>
Sous-classe	<i>Neopterygii</i>
Super-ordre	<i>Ostariophysii</i>
Ordre	<i>Perciformes</i>
Sous-ordre	<i>Labroidei</i>
Famille	<i>Cichlidae</i>
Genre	<i>Oreochromis</i>
Espèce	<i>Oreochromis niloticus</i>
Sous espèce	<i>Oreochromis niloticus niloticus</i> (LINNAEUS, 1758). [07]

### I.2.2- Origine du Tilapia :

Le genre *Oreochromis* comprend environ 40 espèces d'origine africaine. [07]

### I.2.3- Description :

- ⇒ Tête portant une seule narine de chaque côté,
- ⇒ Os operculaire non épineux,
- ⇒ Corps comprimé latéralement (Fig. 03) couvert essentiellement d'écaillés cycloïdes et parfois d'écaillés cténoïdes,
- ⇒ Longue nageoire dorsale sur la partie antérieure épineuse.



**Figure 03 :** Photo d'un Tilapia

(*Oreochromis niloticus*, LINNAEUS 1758).

#### **1.2.4- Espérance de vie :**

Sa durée de vie est relativement courte (4 à 7 ans), mais, elle présente un indice de croissance le plus performant par rapport aux autres Tilapias (PAULY et al, 1988).

#### **1.2.5- Limites écologiques :**

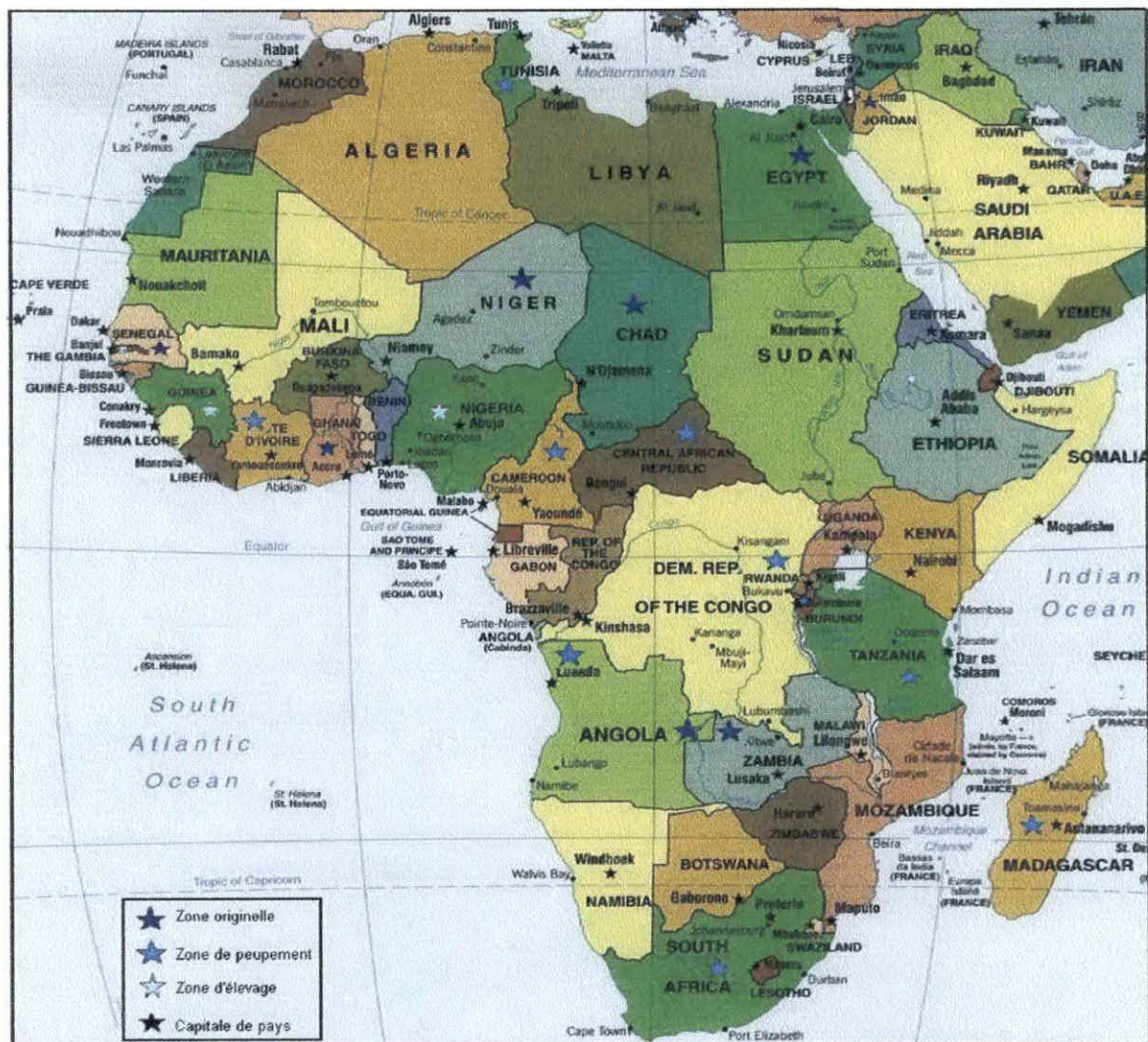
- La température :
  - ⇒ La température optimale pour l'alimentation, la croissance et la reproduction est entre 26 et 28°C, environ 30°C pour les alevins et Pas moins de 20°C pour les adultes (MELARD et al. 2000).
- L'oxygène dissous :
  - ⇒ Il est de 0,12 jusqu'à 3 ppm. (FAO, 1990).
- Le pH : entre 5-10 ; les limites létales sont : <3,7 et >10,3. (MURTY et al. 1981)
- La salinité : les limites létales sont : <0,015 et >30 PSU, pour une croissance optimale, il préfère 5-10 PSU. (SURESH et KWEILIN, 1992).

#### **1.2.6- Répartition géographique :**

Cette espèce présente une répartition originelle strictement africaine couvrant les bassins du Nil, du Tchad, du Niger, des Volta (Ghana), du Sénégal et du Jourdain ainsi que les lacs du graben est-africain jusqu'au lac Tanganika (Congo) (PHILIPPART et RUWET, 1982).

Elle a été largement répandue en Afrique hors de sa zone d'origine pour compléter le peuplement des lacs naturels ou de barrages déficients ou pauvres en espèces planctonophages ainsi que pour développer la pisciculture. WELCOMME (1988) signale son introduction (Fig. 04) au Burundi et au Rwanda en 1951, à Madagascar en 1956, en République Centrafricaine et en Côte d'Ivoire en 1957, au Cameroun en 1958, en Tunisie en 1966, en Afrique du Sud en 1976 et à des dates inconnues au Zaïre et en Tanzanie.

A cela on peut ajouter que cette espèce est également cultivée, hors de sa zone originelle dans de petits bassins versants, au Gabon (OYEM), au Ghana, au Kenya (Baobab farm près de Mombassa), au Nigeria (ARAC, PORT - HARCOURT), etc... Mais ces introductions ne se sont pas limitées à l'Afrique puisqu'on la retrouve (WELCOMME, 1988) dans les lacs, les fleuves et les piscicultures aussi bien d'Amérique Centrale (Guatemala, Mexique, Nicaragua, Honduras, Costa Rica, Panama), d'Amérique du Sud (Brésil), d'Amérique du Nord (Auburn, etc...) et d'Asie (Sri Lanka, Thaïlande, Bengladesh, Vietnam, Chine, Hong Kong, Indonésie, Japon, Philippines), ce qui lui vaut une distribution actuelle pantropicale. Enfin cette espèce commence également à être cultivée dans les eaux chaudes industrielles en régions tempérées. C'est le cas en Europe (Allemagne, 1977 et Belgique, 1980).



**Figure 04:** Répartition géographique de l'origine du Tilapia. [08]

### **I.2.7- Régime alimentaire :**

*Oreochromis niloticus* est un poisson phytoplanctonophage filtrant qui consomme de multiples espèces de Chlorophycées, Cyanophycées, Euglenophycées, etc...; ce qui ne l'empêche pas également d'absorber du zooplancton et même des sédiments riches en bactéries et Diatomées.

Cependant, toutes les algues présentes dans le milieu peuvent être plus ou moins consommées, selon les critères de taille, de forme, ou de leur adhérence plus ou moins grande, vis-à-vis du mucus qui couvre les branchiospines. (LAUZANNE, 1994)

Mais en milieu artificiel (systèmes de pisciculture) cette espèce est pratiquement omnivore (euryphage) valorisant divers déchets agricoles (tourteaux d'oléagineux, drèches de brasserie, etc...), tirant parti des excréments de porcs ou de volailles, de déchets ménagers, acceptant facilement des aliments composés sous forme de granulés, etc... Cette capacité d'adaptation à divers aliments et déchets est phénoménale et est à la base de sa haute potentialité pour la pisciculture.

On peut noter que les mâles grandissent plus rapidement que les femelles, ce qui permet la réalisation d'élevage monosexue mâle. [07]

### **I.2.8- Reproduction :**

Dans les milieux naturels, la taille de première maturité de cette espèce varie généralement entre 14 et 20 cm ( $\pm 2$  ans) mais peut atteindre 28 cm et diffère entre les mâles et les femelles (PLISNIER *et al.* 1988). Toutefois cette taille de maturité peut se modifier au sein d'une même population en fonction des conditions fluctuantes du milieu (GWAHABA, 1973).

La période de reproduction du Tilapia est potentiellement continue pendant toute l'année, si la température de l'eau est supérieure à 22°C. Toutefois on constate des pics d'activité reproductrice induits par :

- une augmentation de la photopériode et de l'intensité lumineuse,
- une augmentation de la température de l'eau,
- une augmentation du niveau de l'eau.

Ces poissons sont des incubateurs buccaux uniparentaux maternels. Lorsque les conditions abiotiques deviennent favorables, les adultes migrent vers la zone littorale peu profonde et les mâles se rassemblent en arène de reproduction sur une zone en pente faible à substrat meuble, sablonneux ou argileux où ils délimitent chacun leur petit territoire et creusent un nid en forme d'assiette creuse. Les femelles vivent en groupe à l'écart des arènes de reproduction où elles effectuent de brefs passages. En allant d'un territoire à l'autre, elles sont sollicitées successivement par les mâles. En cas d'arrêt au-dessus d'un nid et après une parade nuptiale de synchronisation sexuelle, la femelle dépose un lot d'ovules que le mâle féconde immédiatement et que la femelle les reprend en bouche pour les incuber. Cette opération peut être recommencée avec le même mâle ou un voisin (RUWET *et al.* 1976). Après cette reproduction successive, la femelle quitte l'arène et va incuber ses oeufs fécondés dans la zone peu profonde.

L'éclosion des oeufs a lieu dans la bouche, 4 à 5 jours après fécondation. Une fois leur vésicule vitelline résorbée (environ 10 jours après l'éclosion) les alevins capables de nager sont encore gardés par la femelle pendant plusieurs jours. Toutefois, ils restent à proximité de leur mère et, au moindre danger, se réfugient dans sa cavité buccale. A la taille d'environ 10 mm, les alevins, capables de rechercher leur nourriture, quittent définitivement leur mère et vivent en petits bancs dans les eaux littorales peu profondes. [07]

### **1.2.9- Intérêts piscicoles du Tilapia :**

Beaucoup de faveurs piscicoles pour cette espèce, ils résident dans :

- ⇒ Ça capacité à supporter une large gamme des limites écologiques (température, salinité, oxygène dissout,...)
- ⇒ L'espèce possède un bon indice de croissance à une température optimale.
- ⇒ Le Tilapia a une capacité d'accepter facilement l'aliment artificiel.
- ⇒ La maîtrise de tout le cycle biologique, depuis la reproduction qu'elle soit artificielle ou semi artificielle jusqu'au grossissement.
- ⇒ Le pouvoir à subir les différents modes d'élevage (intensif, semi intensif et extensif) avec les différents types d'élevage (élevage mixte ou par classes d'âge mélangées, élevage par classes d'âges séparées et l'élevage monosexé mâle).
- ⇒ La possibilité d'avoir une génération monosexé (mâle) par l'inversion hormonale de sexe.

### **I.3- L'introduction des deux espèces en Algérie :**

Actuellement, la pisciculture des tilapias et des carpes, enregistre un développement rapide dans le monde.

De sa part, et en 1991, l'Algérie dans le cadre de repeuplement, 6 millions d'alevins de carpes ont été lâchés dans les plans d'eau des barrages : Baraka, Gargar, Meurdjet-El amel, Benaouda et lac Oubeira (voir Tabl. 01).

Ensuite, et dans le cadre du PNDA <sup>(1)</sup>, dans sa composante pisciculture en zones sahariennes, a lancé une opération d'introduction de Tilapia de souche pure : *Oreochromis niloticus niloticus* provenant d'Egypte, en avril 2002. Cette introduction s'est effectuée par voie aérienne, et a porté sur 4000 alevins et 200 géniteurs. Les poissons ont été entreposés dans un premier temps au niveau de l'ex-C.N.D.P.A <sup>(2)</sup> et l'ex-O.N.D.P.A <sup>(3)</sup> à titre préventif du point de vue sanitaire, ensuite ces poissons ont été distribués aux agriculteurs disposants d'infrastructures hydriques à usage d'irrigation agricole.

---

(1) : Plan National du Développement de l'Aquaculture.

(2) : Centre National de Développement de la Pêche et de l'Aquaculture.

(3) : Office National de Développement et de Production Aquacole.

**Tableau 01:** Bilan de peuplement et repeuplement de la Carpe et du Tilapia :

	Sites (barrages)	Espèces déversées	Quantité Nombre d'espèce	Date Mois/année
<b>AIN DEFLA</b>	-Bougara,	Carpe	5000	05/04
	-M'gila,	Carpe	5000	
	-Deurdeur,	Carpe	5000	
	-Harreza,	Carpe	5000	06/04
	-Ghrib.	Carpe	2000	
	- Bessami (Ferme)	Tilapia	500	09/04
	Carpe	200	09/04	
<b>SIDI BEL ABBES</b>	-Hammam (Lac)	Carpe	5000	05/04
	-Ouarka	Carpe	5000	05/04
	-Saida (R.C)	Carpe	100	09/04
		Tilapia	500	09/04
<b>SETIF</b>	- K'sob	Tilapia	400	02/04
		Tilapia	1000	09/04
		Carpe	100	09/04
<b>SIKIDA</b>	-Guenitra	Carpe	250000	05/04
	-Beni Zid	Carpe	250000	05/04
	COLLO	Carpe	100	10/04
		Carpe	200	
<b>OUARGLA</b>	-F. Guersa	Carpe	250000	04/04
	-Gazelles	Carpe	250000	04/04
	-Azzam (Lac)	Carpe	3000	02/04
		Tilapia	1000	10/04
<b>BECHAR</b>		Tilapia	1000	10/04
<b>GUELMA</b>	-H.Debagh Gafta (R.C)	Carpe	500000	04/04
		Carpe	1000	06/04
<b>RELIZANE</b>		Carpe	3500	06/04
		Carpe	200	10/04
<b>ALGER</b>		Carpe	200	10/04
<b>BOUMERDES</b>		Carpe	1000	06/04
<b>MOSTAGANEM</b>		Carpe	200	10/04

DPRH <sup>(1)</sup>, Décembre 2004 in MESLEM F. et BENATHMANE T. (2006).

R.C : Retenue collinaire.

(1) : Direction de la Pêche et des Ressources Halieutiques.

## **Chapitre II : LES PROVITAMINES A CHEZ LES POISSONS :**

Les provitamines A (certains caroténoïdes), précurseurs de la vitamine A, sont des substances organiques dont l'organisme ne peut en général effectuer la synthèse et qui sont indispensables au métabolisme des poissons.

Dans le milieu naturel, les animaux aquatiques apportent ces composés à travers l'alimentation où le phytoplancton et le zooplancton sont les sources principales des ces derniers.

### **II.1- Définition et chimie structurale des provitamines A :**

#### **II.1.1- Définition et classification :**

Ce sont des hydrocarbures fortement insaturés, peuvent être plus ou moins oxygénés, ce caractère a permis leur classement en deux grands groupes (PAOLO – ROVESTI, 1976 *in* BENCHOUK D. & BENKHEROUF S., 1996) :

#### **1<sup>er</sup> Groupe : Les carotènes :**

Sont des hydrocarbures polyéniques formés par de longues chaînes hydrophobes, sont associés à la chlorophylle dans les cellules vertes.

Ces carotènes peuvent être considérés comme la structure de base de tous les autres caroténoïdes en dérivent par cyclisation, déshydrogénation et oxydation, (Tabl. 02). (NEWMAN, 1972 *in* GHAZI F. et SAHRAOUI S., 2005).

Le principal représentant de ce groupe est le  $\beta$ -carotène, qui donne, par oxydation au niveau de la double liaison médiane, naissance à deux molécules de rétinol (vitamine A) ; (ADRIAN *et al.* 1981 *in* BENCHOUK D. et BENKHEROUF S., 1996).

**Tableau 02** : Les principaux carotènes et leurs caractéristiques.

Carotène	Forme	Solubilité	Point de fusion	Remarques
$\alpha$ -carotène	Prisme polyédrique brillant.	- Ether de pétrole. - Chloroforme.	187°C à 188°C	- Peu soluble dans les alcools et l'éther.
$\beta$ -carotène	Cristallisé en paillettes rhombiques rouges presque carrées.	- Sulfure de carbone. - Benzène. - Toluène.	190°C à 193°C	- Le plus abondant dans la nature. - Peu soluble dans les solvants organiques.
$\gamma$ -carotène	Prismes rouges.	-	178°C	- Faibles proportions dans la nature.
$\delta$ -carotène		-	172°C	

FOUASSIN, 1975 *in* BENCHOUK D. *et al.*, 1996

## **2<sup>ème</sup> Groupe : Les xanthophylles :**

Les xanthophylles sont un ensemble de pigments caroténoïdes oxygénés, portant des groupes hydroxylés. Elles sont dépourvues d'efficacité vitaminique A à l'exception de la cryptoxanthine (CAPON et *al.* 1993 *in* GHAZI F. et SAHRAOUI S., 2005). Ces xanthophylles sont initialement des produits d'hydroxylation des carotènes, possèdent des fonctions alcool ou cétone (c'est le cas de la zéaxanthine ou de la lutéine) (Fig. 05). Cette hydroxylation peut être suivie par une autre oxydation pour donner des époxydes ; c'est le cas de la capsanthine ou de l'astaxanthine.

Les xanthophylles les plus connues sont : Xanthophylle, zéaxanthine, lutéine, astaxanthine, violaxanthine, cryptoxanthine.

### **II.1.2- Structure :**

Les caroténoïdes se regroupent en deux grands groupes les : hydrocarbures polyéniques et les caroténoïdes oxygénés. (NEWMAN, 1972 *in* BOUMEDINE A., 1991).

#### **II.1.2.1- Les caroténoïdes hydrocarburés :**

Sont des composés considérés comme des précurseurs d'autres caroténoïdes. La structure de ce groupe est un système de 8 à 9 doubles liaisons conjuguées de formule générale  $C_{40} H_{56}$  (Fig. 05).

Au fur et à mesure que ces doubles liaisons conjuguées sont saturées, le produit perd sa couleur. Ce groupe est très répandu aussi bien dans le règne végétal que dans le règne animal.

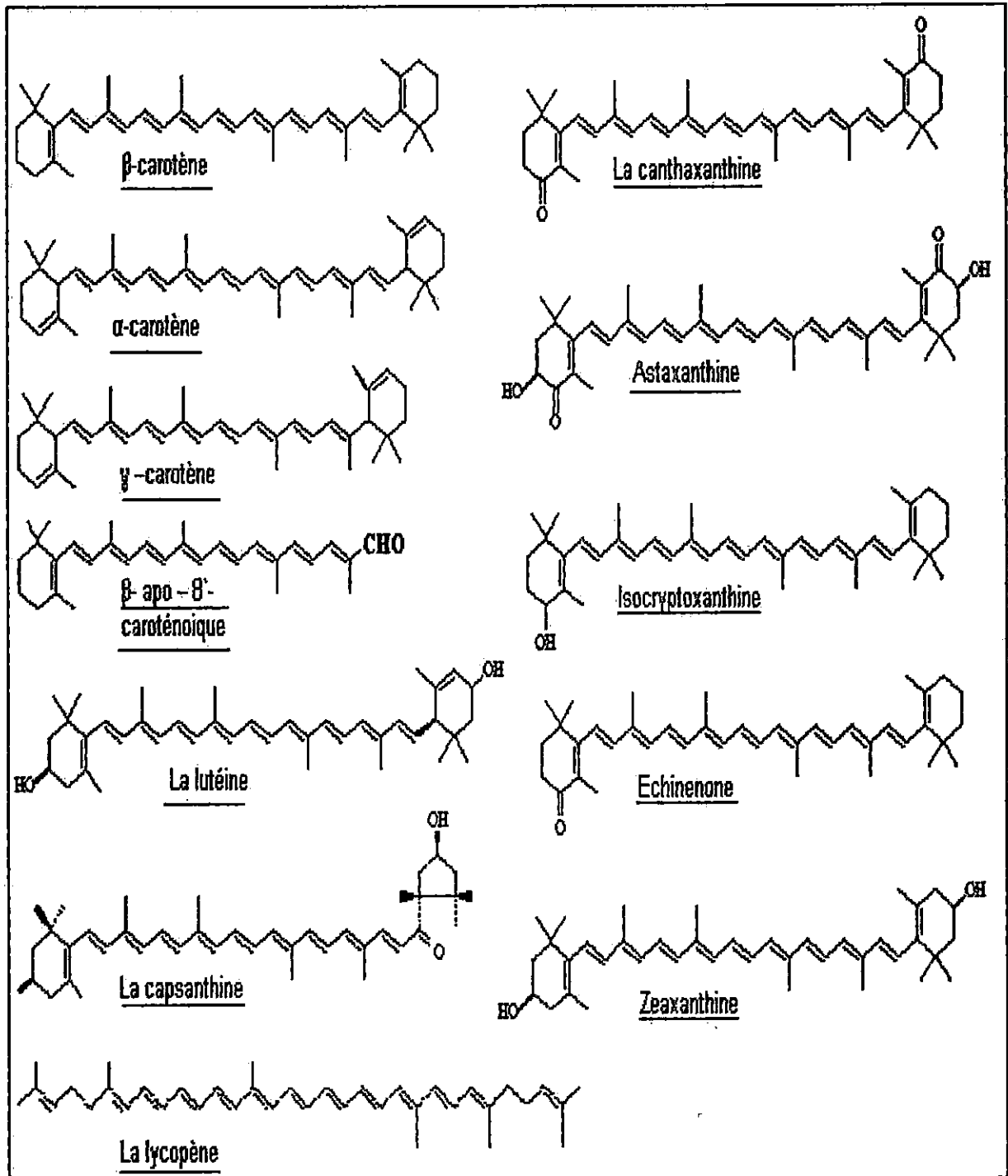
#### **II.1.2.2- Les caroténoïdes oxygénés :**

Ils s'appellent aussi les xanthophylles, possèdent de plus par rapport aux carotènes, des atomes d'oxygène (groupes cétoniques  $-C=O$  et groupes hydroxyles  $-C-OH$ ) (voir Fig. 05)..

Ce groupe est dérivé par oxydation des caroténoïdes hydrocarburés.

Le groupe des caroténoïdes oxygénés compte plusieurs dérivés (LIAAN – JENSEN et STOREBAKKEN, 1990 *in* GHAZI F. et SAHRAOUI S., 2005), parmi lesquels :

- les dérivés hydroxyles (lutéine, zéaxanthine).
- les dérivés cétoniques (cantaxanthine).
- les dérivés hydroxylés et cétoniques (capsanthine).
- les dérivés acides (acide apo – 8`- caroténoïque).



**Figure 05 :** Structure de quelques caroténoïdes (SIEMENSMA A.D. ,1997 ; LIAAN – JENSEN et STOREBAKKEN ; 1990 in TEBAKH F. et BOUKHERCHOUFA N. ,2006).

### **II.1.3- Aspects physico-chimiques :**

Les pigments caroténoïdes sont instables à la température, à la lumière et à l'air (l'oxygène). Les phénomènes de dégradation sont accélérés sous l'action de ces facteurs. Cependant, leur intensité dépend largement du type de caroténoïdes et du milieu dans lequel se trouve le pigment. (BENCHOUK D. et BENKHEROUF S. *in* TEBAKH F. et BOUKHERCHOUFA N., 2006).

CABIBEL (1976) signale que le  $\beta$ -carotène cristallisé à l'air, à la lumière et à 20°C pendant quatre semaines perd 25 % de son absorbance maximale. Dans les mêmes conditions mais à 45°C et pendant six semaines, la perte de son absorbance maximale est totale. (BENCHOUK D. et BENKHEROUF S., 1996, BOUMEDINE A., 1991).

Les colorants naturels jaune à jaune orange offrent en général une assez bonne stabilité thermique jusqu'aux environs de 80 à 100°C. (BENCHOUK D. et BENKHEROUF S. *in* TEBAKH F. et BOUKHERCHOUFA N., 2006).

La résistance des caroténoïdes aux traitements thermiques diffère d'un type à un autre. Ainsi, lors des essais en cuisson l'extrusion à des températures sont de 180 à 200 °C, la norbixine apparaît comme la plus résistante, suivie par la bixine viennent ensuite la cantaxanthine, le  $\beta$ -apo – 8'- caroténal et le  $\beta$ -carotène (BERSET *et al.* ,1984 ; BERSET et MARTY, 1986 *in* BENCHOUK D. et BENKHEROUFS., 1996).

En solution ou en suspension dans les huiles et graisses non oxydés, les caroténoïdes sont stables. Cependant, l'oxydation de ces substances provoque la formation de peroxydes. (CHICHESTER et MMC. FETERS, 1972 *in* TABAKH F. et BOUKHERCHOUFA N., 2006).

Dans la nature les caroténoïdes se trouvent généralement, sous la forme « trans ». Extraits et isolés de leur milieu naturel, soumis son protection à l'action de la lumière ou de la température, une stréomutation de la molécule se produit conduisant à l'apparition d'isomère « Cis ».

Cette isomérisation s'accompagne d'un affaiblissement de la couleur, et le maximum d'absorption du spectre se déplace vers les courtes longueurs d'onde (GROSS, 1977 *in* BOUMEDINE A., 1991).

Une température de 100°C peut provoquer une perte de 50 % des caroténoïdes, à 140°C la perte est de 80 % à 95 % (BRADOCK et ESTERSON, 1974 *in* TEBAKH F. et BOUKHERCHOUFA N., 2006).

## **II.2- Métabolisme des provitamines A :**

### **II.2.1- Les unités :**

Le terme provitamine A est utilisé pour tous les caroténoïdes qui, comme précurseurs, possèdent une activité biologique comparable à celle de la vitamine A. Une cinquantaine de caroténoïdes ont été décrits, le plus important quantitativement étant le trans- $\beta$ -carotène.

La concentration de la vitamine A préformée ou de provitamine A (caroténoïdes) dans un aliment ou un repas est généralement exprimée en microgramme ( $\mu\text{g}$ ). La provitamine A étant biologiquement beaucoup moins active que le rétinol (vitamine A), on a convenu d'utiliser le concept d'équivalent rétinol (ER) en vue de simplifier le calcul de la teneur vitaminique globale d'un repas ou d'un aliment (rétinol + caroténoïdes) dans le quel :

<p><b>1 <math>\mu\text{g}</math> de rétinol = rétinol équivalent = 6 <math>\mu\text{g}</math> de <math>\beta</math>-carotène = 12 <math>\mu\text{g}</math> de mélange de carotènes = 3,33 Unités Internationales (UI).</b></p>
--

### **C'est-à-dire :**

- ➔ 1  $\mu\text{g}$  de  $\beta$ -carotène d'origine alimentaire = 0,167  $\mu\text{g}$  d'équivalent rétinol.
- ➔ 1  $\mu\text{g}$  d'autres caroténoïdes d'origine alimentaire à activité vitaminique A = 0,084  $\mu\text{g}$  d'équivalent rétinol.
- ➔ UI de vitamine A = 0,33  $\mu\text{g}$  de rétinol.

Généralement, on utilise la formule suivante pour calculer la quantité totale d'équivalent rétinol d'un repas ou d'un aliment :

<p><b>ER = <math>\mu\text{g}</math> rétinol + <math>\mu\text{g}</math> <math>\beta</math>-carotène /6 + <math>\mu\text{g}</math> autres caroténoïdes /12</b></p>
--

(O. AMEEDÉ-MANESME *in* RICOUR C. 1993).

### **II.2.2- Les besoins :**

En théorie, la détermination d'un besoin en caroténoïdes s'effectue comme celui d'un autre nutriment à l'aide d'une courbe dose-réponse. Elle en diffère par une multitude de critères utilisables pour quantifier la réponse : vitesse de croissance, état des réserves, fonctions biochimiques, et même taux de survie ou suppression des symptômes de carence ; elle est également compliquée par les interactions multiples entre nutriments et leurs difficultés analytiques, ainsi que l'instabilité de ces composés aux différents facteurs (Température, oxygène, lumière,...).

Ceci fait que la détermination des besoins de différentes espèces, surtout les espèces destinées à l'élevage, est un travail difficile.

A titre d'exemple, et pour la Truite, la distribution d'un aliment contenant 80 mg/kg en canthaxanthine assura une pigmentation durant 2 à 3 semaines, et le poisson fixera 5 à 6 mg dans un kilogramme de la chair.

En général, les nutritionnistes et les fabricants d'aliments en sont réduits à utiliser les normes établies pour les salmonidés.

**Tableau 03 :** Besoins de quelques vitamines pour la Carpe commune.

Vitamine (UI ou mg/kg aliment)	Carpe commune
Vitamine A	1000-2000
Vitamine D	-
Vitamine C	100-150
Vitamine E	80-300
Vitamine K	-
Vitamine B <sub>1</sub>	2-3

(GUILLAUME J. et al. ,1999).

### **II.2.3- Les sources**

Les poissons apportent les provitamines A à leurs organismes à partir de leur alimentation, soit dans le milieu naturel où le phytoplancton est considéré comme la source principale de ces composés, qui sert à alimenter ces animaux aquatiques (poissons) a travers le zooplancton, soit dans le milieu d'élevage où les poissons ingèrent des aliments d'origine animale et végétale contenant des proportions différentes en provitamines A et assurent leurs besoins vitaminiques ou pigmentaires.

Le tableau 04 représente des valeurs en vitamines A pour différent produits alimentaire d'origines animales.

**Tableau 04 :** Teneurs en vitamine A pour 100 g de substance comestible (en équivalent rétinol) d'origine animale.

Organismes aquatiques	Description	ER
Poisson chat	Cru	6-29
Morue	Cru	8-12
	Huile	9009
Anguille	Cru	48-180
	fumé	27-180
Flétan	Cru	15-47
	Foie	15000
Bras de mer	Chair	11
	foie	8690
Huître	crue	90-96
Patin de mer	Cru	3
Sole	Cru	Trace
Thon	Cru	80-830
<b>Animaux terrestres</b>		
Boeuf	Chair crue	24
	Cœur cru	40
	Rein cru	300
	Foie cru	810
chèvre	Chair crue	0
	Foie cru	13500
Mouton	Chair crue	0-45
Dinde	Chair	13
Poulet	Chair	10-74
	Cœur	9
	Foie	6-20
Oie	Chair	44-97
	Foie	9880
<b>Lait et œufs</b>		
Lait de buffle	Entier	64
Lait de chèvre	Entier	19-71
Yaourt	normale	23
Œuf de poulet	Entier	260
	Blanc	0
	Jaune	870
Œuf de oie	Entier	540

D'après BOOTH S. L. et al. ,1992.

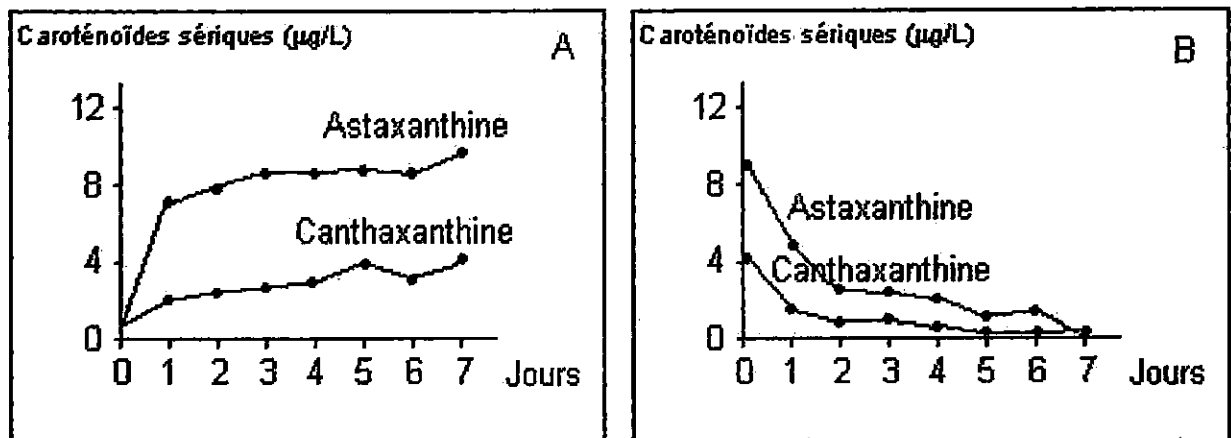
## II.2.4- Absorption :

Les vitamines du groupe A, ainsi que les caroténoïdes sont des composés liposolubles, leur absorption est liée à celle des lipides, via les micelles (particules transporteuses formées d'acide gras, de phospholipides et d'acides biliaires) et diffusent au travers de la double couche lipidique intestinale après décomposition de la micelle, elles quittent l'entérocyte par exocytose et gagnent les divers organes via les vaisseaux sanguins (GUILLAUME J. et al. ,1999).

En 1939, MORTON et GEED ont constaté que l'intestin grêle était enrichi en Vitamine A<sub>1</sub> et plus encore en A<sub>2</sub> suite à l'expérience menée sur les Perches (*Cymatogaster aggregata*) en captivité où ils les ont administré un extrait de feuilles vertes contenant un mélange de carotène  $\alpha$  et  $\beta$ .

Selon les mêmes auteurs, l'absorption peut s'évaluer en mesurant les quantités des pigments contenus dans le sang des poissons, la canthaxanthine se retrouve dans le sérum dès 3 heures après le repas d'épreuve. La concentration maximale est atteinte 24 heures après l'ingestion. Pour l'astaxanthine, ces durées sont réduites (fig. 06 A). Pour un même niveau d'ingestion, la teneur du sérum en astaxanthine est supérieure (d'environ 2 à 3 fois) à celle de la canthaxanthine.

Les concentrations en caroténoïdes dans le sang décroissent en moins de 3 jours après toute cessation de supplémentation en caroténoïdes (fig. 06 B).



**Figure 06 :** A : Evaluation de la teneur en pigments caroténoïdes du sérum des Truites ayant ingéré de la canthaxanthine et de l'astaxanthine. B : après cessation d'ingestion de pigments (CHOUBERT et al. ,1994).

## **II.2.5- Biogenèse :**

### **A. Conversion des carotènes en vitamines A :**

On déduit par l'expérience qui a été faite par MORTON et GEEL (1939) (décrite auparavant) que les Perches ont converti le carotène  $\alpha$  et  $\beta$  en vitamine  $A_1$  et  $A_2$ .

Cependant, en 1957, GRANGAUD et *al.* ont constaté que chez la Gambusie, après épuisement totale des réserves vitaminiques, l'administration de  $\beta$ -carotène entraîne la formation de la seule vitamine  $A_1$ .

En 1973, BARUA et *al.* ont fait la même constatation chez *Sacchobranthus fossilis* <sup>(1)</sup>.

Plus récemment, BARUA et GOSWAMI (1977) ont mis en évidence l'apparition d'acide rétinoïque dans l'intestin quatre heures après l'ingestion de  $\beta$ -carotène, ce qui les a conduits à suggérer que la biosynthèse de la vitamine  $A_2$  pourrait ne pas passer nécessairement par celui-ci. La propriété des carotènes d'être des provitamines à la fois  $A_1$  et  $A_2$  pour les poissons pourrait donc limitée à certaines espèces.

### **B. Conversion des caroténoïdes oxygénés :**

KATAYAMA et *al.* (1972 ; 1973) ont montré que *Penaeus japonicus* <sup>(2)</sup> pouvait convertir le  $\beta$ -carotène en astaxanthine, de même que *Panulirus japonicus* <sup>(3)</sup> et *Portunus trituberculatus* <sup>(4)</sup>. Les stades intermédiaires étant l'isocryptoxanthine, l'échinénone, la canthaxanthine et la 3-hydroxycanthaxanthine.

En outre, TANAKA et *al.* (1976) ont démontré que, chez *Penaeus japonicus*, la zéaxanthine est également métabolisée en astaxanthine via la  $\alpha$ -doradexanthine. Il existe donc, chez les crustacés, deux voies possibles pour la synthèse de l'astaxanthine (Fig. 08).

Dés 1947, STEVEN avait effectivement montré que chez la Truite vivant en liberté, les deux pigments principaux sont la lutéine et l'astaxanthine et que la pigmentation s'atténue et tend à disparaître lorsque les sujets maintenus en aquarium sont nourris de vers de terre et de viande hachée.

---

(1) : Poisson chat.

(2) : Crevette impériale ou crevette japonaise.

(3) : Langouste rouge ou l'Homard.

(4) : Crabe bleu japonais.

Il ne fait aucun doute, selon MASSONET et *al.*, que l'astaxanthine si largement répandue dans le zooplancton peut être directement fixée par divers poissons, la question reste cependant ouverte de savoir si certains d'entre eux ne peuvent pas, à l'instar des crustacés, en effectuer la synthèse partielle. L'expérimentation effectuée sur *Carassius auratus* (MOATTI, 1959) montre que la pigmentation s'atténue ou disparaît après quatre à six mois de régime exempt de vitamine A et de caroténoïdes, mais qu'elle réapparaît par administration, soit d'astaxanthine soit de  $\beta$ -carotène.

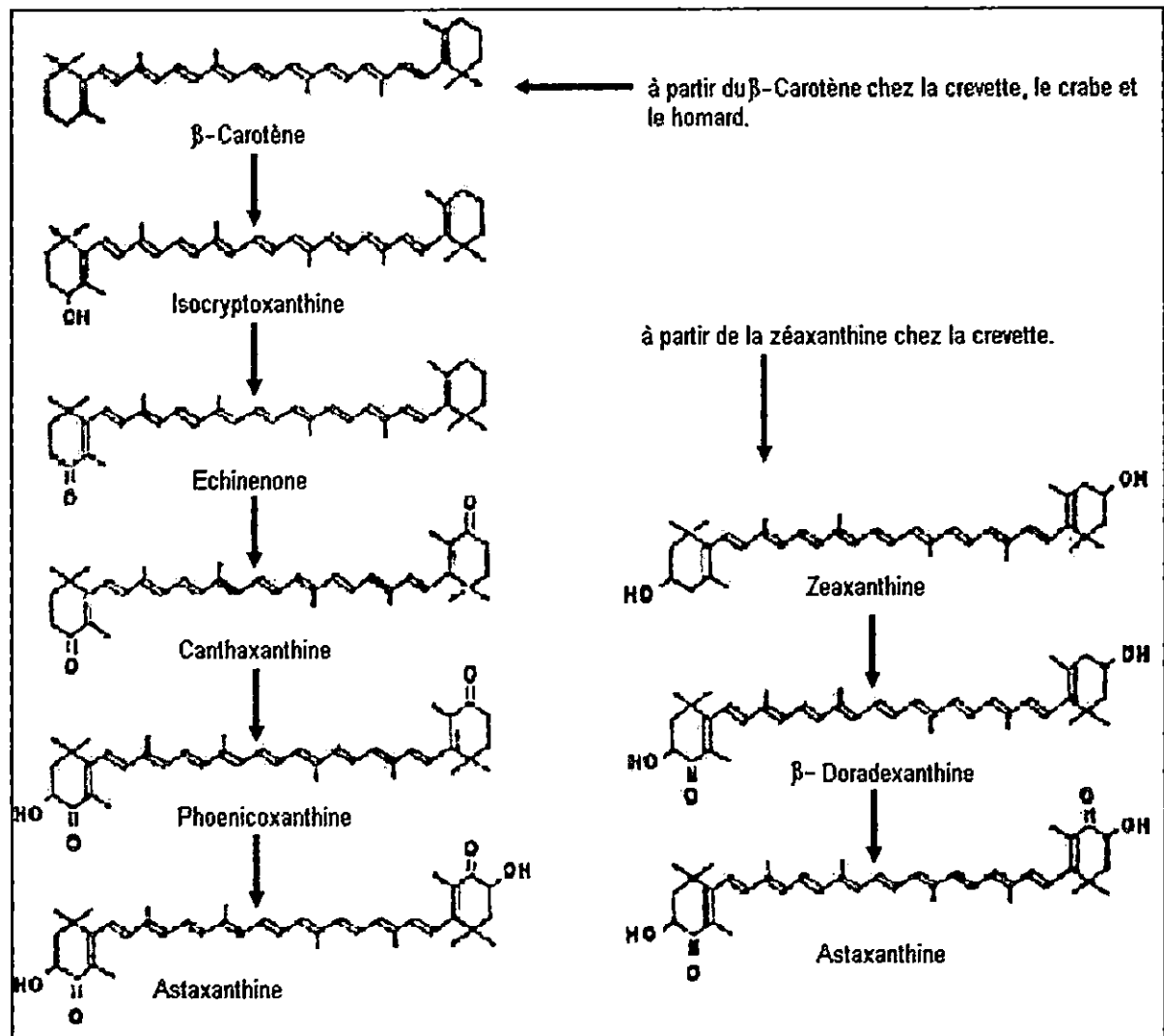
La même observation a été faite et précisée par HSU et *al.* (1972), qui ont détecté comme intermédiaire de ce métabolisme l'isocryptoxanthine, l'isozéaxanthine, l'échinénone et du 4-hydroxy4'-oxo- $\beta$ -carotène. Toutefois, dans des conditions voisines, TANAKA et *al.* (1976) concluent que *Carassius auratus* <sup>(1)</sup>, de même que *Cyprinus carpio*, supplémentés en  $\beta$ -carotène ne le transforment pas en astaxanthine.

Ces auteurs ont au contraire constaté que la lutéine conduit à l'astaxanthine (en accord avec Hsu et *al.* 1972), de même que la zéaxanthine (en accord avec HATA et HATA 1973 ; 1976). TANAKA et *al.* (1976) en concluent que les Cyprins peuvent oxyder les sites 4 et 4' et non 3 et 3', au contraire des crustacés qui sont capables d'oxyder les deux sortes de sites de la structure caroténoïde. Enfin, TANAKA et *al.* (1976) ont également rapporté que chez *Chrysophrys major* <sup>(2)</sup>, ni la zéaxanthine, ni même la canthaxanthine, mais elles sont simplement déposées dans le tissu musculaire sans modification : le comportement de *Chrysophrys*, poisson d'eau de mer, serait donc différent de celui de *Cyprinus carpio*, poisson d'eau douce.

---

(1) : Cyprinidés de 60 cm environ, appelé tête de lion ou queue de voile.

(2) : Daurade appelé brème marine.



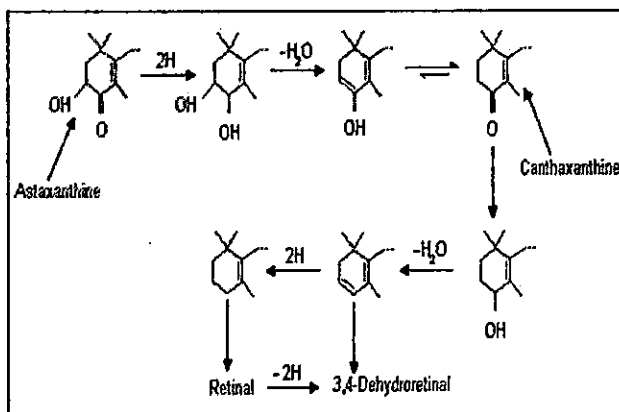
**Figure08** : Biosynthèse de l'astaxanthine chez les crustacés (d'après TANAKA et al., 1976)

Des essais préliminaires faites par GRANGAUD et MASSONET (1955) ; GRANGAUD et al. (1956) ; GRANGAUD et al. (1957), ont montré que chez les sujets sauvages de la Gambusie, les vitamines  $A_1$  et  $A_2$  sont simultanément présentes, avec une forte prédominance de la vitamine  $A_1$  et que, après trente jours d'un régime exempt de caroténoïdes et de vitamine A, celle-ci est pratiquement disparue de l'organisme, seules des traces restant dans l'appareil oculaire.

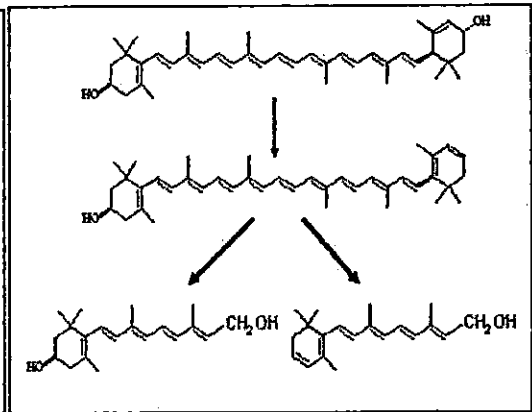
L'incorporation de l'astaxanthine à ce régime conduit à la réapparition de la vitamine A dans les yeux. Donc, l'astaxanthine se comporte comme une provitamine  $A_1$  et  $A_2$ .

Ces auteurs ont essayé de distribuer la lutéine à la place de l'astaxanthine et ils ont constaté qu'il n'y a aucune formation de vitamine A n'est enregistrés. Donc, la lutéine n'est pas une provitamine A pour la Gambusie (GRANGAUD et al., 1957).

La même constatation a été faite chez *Lebistes reticulatus* <sup>(1)</sup> et *Xyphophorus variatus* <sup>(2)</sup> par GROSS et BUDOWSKI (1966), qui ont, en outre enregistré la formation de vitamine A<sub>1</sub> et A<sub>2</sub> après administration de canthaxanthine, ce qui leur a permis de proposer le schéma suivant qui rend compte de l'ensemble des résultats acquis (Fig. 09). De même que chez la Gambusie, la lutéine s'est montrée totalement inactive chez *Lebistes* et *Xyphophorus*. Au contraire, son administration à *Saccobranchus fossilis* <sup>(3)</sup> a permis à BARUA et al. (1973) ; BARUA et DAS (1975) ; BARUA et al. (1977) de mettre en évidence la formation de vitamine A<sub>2</sub> à l'exclusion de vitamine A<sub>1</sub>.



**Figure 09 :** Séquence des réactions qui conduisent de l'astaxanthine aux vitamines A<sub>1</sub> et A<sub>2</sub> chez *Lebistes reticulatus* et *Xyphophorus variatus*. D'après GROSS et BUDOWSKI (1966).



**Figure 10 :** Schéma de la biosynthèse de la vitamine A<sub>2</sub> à partir de la lutéine chez *Bagarius bagarius* et *Wallago attu*. D'après BARUA et al. (1977)

Reprenant en 1977 la même expérience sur *Bagarius bagarius* <sup>(4)</sup> et *Wallago attu* <sup>(5)</sup>, BARUA et al. ont, en outre, démontré que du 3-hydroxyrétinol se forme au cours de la séquence métabolique et ils ont proposé en conséquence le schéma reproduit à la figure 10, où l'anhydrolutéine constitue l'étape initiale essentielle de la transformation. Ce dernier résultat confère à la lutéine le caractère d'une provitamine spécifiquement de la vitamine A<sub>2</sub> pour ces espèces étudiées.

(1) : Guppy : petit poisson de 4-6 cm, très coloré appartient à la famille des Poecilides.  
 (2) : Platy : petit poisson de 6-7 cm, très coloré appartient à la même famille.  
 (3,4 et 5) : Poissons chats.

## **II.2.6- Stockage :**

### **a- Hépatique :**

L'expérience qui a été faite par MORTON et GEEL (1939) sur les Perches (décrite précédemment) a été mise en évidence qu'il y avait une quantité importante des vitamines A<sub>1</sub> et A<sub>2</sub> dans le foie (50 à 80% de la vitamine A totale de l'organisme), donc cet organe est un lieu de conversion et de stockage de vitamines A.

### **b- Musculaire :**

En 1952, GRANGAUD et *al.*, ont administré des concentrations élevées en astaxanthine aux alevins de *Salmo irideus* (Truite arc-en-ciel), puis ils ont constaté que le pigment s'est fixé dans la peau, le muscle et l'intestin.

La confirmation de cette expérience venait en 1976 par TANAKA *et al.* qui ont démontré que les provitamines A s'accumulent dans les muscles et les téguments des poissons, qui peuvent être apportées directement par l'alimentation.

CHOUBERT et LUQUET (1975) et CHOUBERT (1977) ont obtenu un résultat comparable chez la Truite arc-en-ciel ayant ingéré de l'huile rouge de Capelan contenant du  $\beta$ -carotène, de l'échinénone et du mono-ester d'astaxanthine ont été identifiés au niveau de la peau, tandis qu'au niveau du muscle, seule l'astaxanthine libre était présente.

## **II.3- Rôles physiologiques :**

### **II.3.1- Vision :**

Les provitamines A n'interviennent pas directement dans les processus de la vision, elles doivent subir la conversion en vitamine A pour qu'elles puissent s'utiliser dans ces mécanismes. Elle se combine à différentes protéines du pourpre rétinien et participe ainsi à la formation de la rhodopsine (rétinal plus protéine), récepteur de la lumière pour la vision à faible intensité (vision crépusculaire) (ADEL S. A., 2003)

Selon KON (1953), chez les mollusques et les crustacés, les quantités de la vitamine A varient beaucoup d'une espèce à l'autre et elle se localise presque entièrement dans les yeux.

Les essais qu'ont été faites par GRANGAUD et MASSONET (1955), (ensuite par GRANGAUD et *al.*, 1956 ; puis 1957) ont montré que, seules des traces persistant dans l'appareil oculaire de la Gambusie sauvage après la distribution d'un régime exempt de caroténoïdes et de vitamine A.

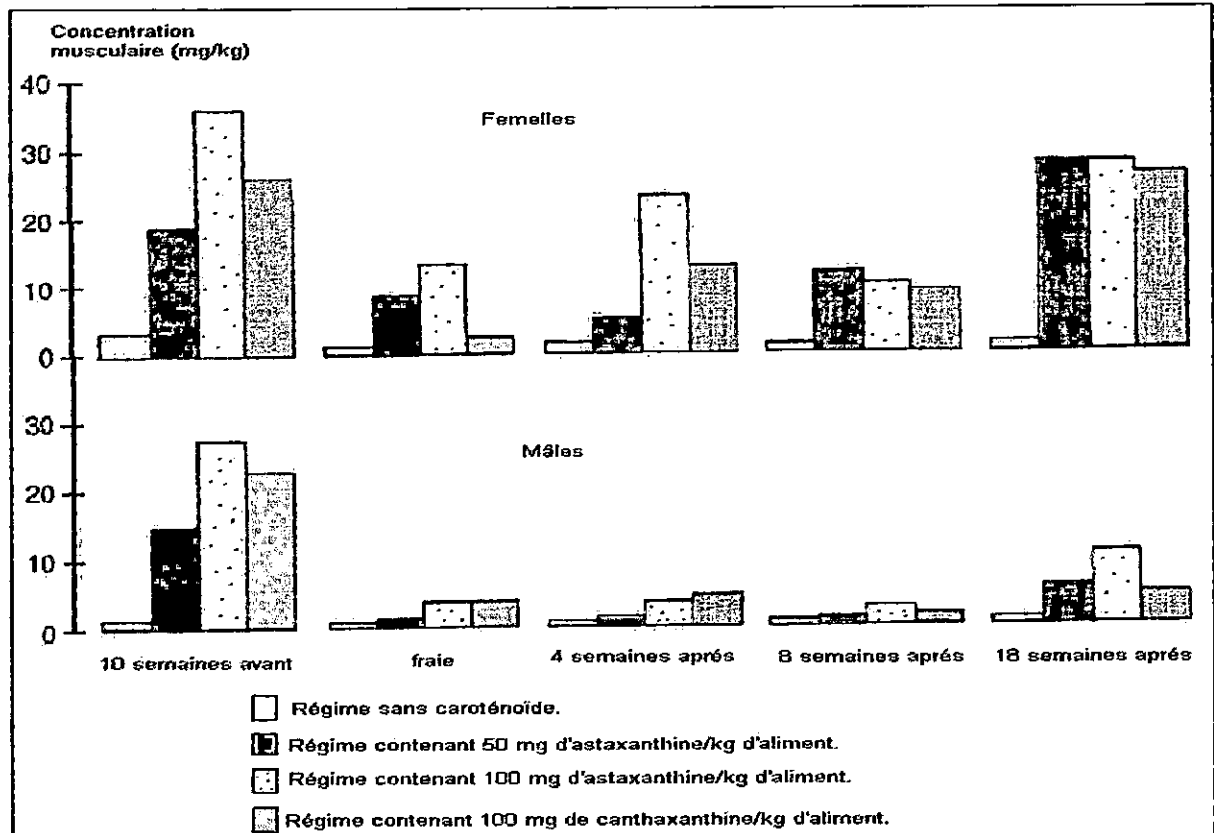
### **II.3.2- Croissance :**

L'acide rétinoïque accomplit sa fonction pseudo-hormonale de contrôle de la croissance et du développement tissulaire dans le système musculo-squelettique, (SOMMER et WEST, 1996). La vitamine A et l'acide rétinoïque provoquent tous deux une libération rapide d'adénosine monophosphate cyclique (AMPc) et la sécrétion d'hormone de croissance (DJAKOURE, GUIBOURDEUCHE, PORQUET et *al.*, 1996).

Les provitamines A jouent, à leurs tours, un rôle important au renouvellement cellulaire de la peau et les membranes. Elles interviennent aussi dans la croissance des os ainsi que leurs solidification (ADEL S. A., 2003).

### **II.3.3- Reproduction :**

Durant la maturité sexuelle des salmonidés, les caroténoïdes du muscle sont mobilisés et sélectivement transférés vers la peau chez le mâle et vers les ovaires chez la femelle. Cependant, cette observation a été faite sur des poissons sauvages dont l'activité alimentaire est réduite ou interrompue lors de la migration anadrome. Chez les Truites d'élevage, nourries jusqu'à 2 à 3 semaines avant la ponte, le processus est peut différent. La pigmentation musculaire de la truite augmente au cours de la maturation sexuelle grâce aux caroténoïdes alimentaires. Si, en quantité absolue, la canthaxanthine est répartie de façon égale entre le muscle et les ovaires, les concentrations en pigments, elles, sont plus importantes dans les ovaires que dans le muscle. Lors de la maturation sexuelle, les concentrations en caroténoïdes du muscle décroissent de façon importante chez les deux sexes. Quatre mois après la ponte, les femelles ont à nouveau des concentrations en caroténoïdes dans leurs muscles équivalentes à celle qu'elles avaient avant la reproduction (fig. 11), alors que les mâles, 18 semaines après la spermiation, ne retrouvent que le tiers de leur concentrations initiales en pigments musculaires. Cette différence peut s'expliquer par le fait que la spermiation s'étale sur une période plus longue que la ponte.



**Figure 11 :** Evaluation de la teneur en caroténoïdes dans le muscle de la truite au cours de la reproduction. (D'après GUILLAUME J. et al. , 1999).

#### **II.4. Effets de la carence :**

La carence des provitamines A et de la vitamine A peut s'exprimer par plusieurs phénomènes, on cite : la mauvaise pigmentation de la peau et de la chair, des troubles de l'audition et de la vue, des problèmes de la croissance et diminution de la fertilité (du fait de l'assèchement des muqueuses) et décalcification des os.

Chez les salmonidés, ces carences peuvent entraîner des lésions oculaires avec dégénérescence de la rétine.

De même ces carences peuvent causer la dépigmentation de la peau et l'exophtalmie ont été observées chez les Salmonidés, la Carpe et le poisson chat.

Il a été observé aussi des oedèmes chez le poisson chat et chez les Salmonidés.

Des hémorragies touchent la Carpe, le poisson chat et les Sérioles, en plus, le mélanisme frappe les Sériols par manque de ces composés.

(GUILLAUME J., et al. , 1999).

# *Matériel et méthodes*

## **Chapitre I : LA MATIERE PREMIERE :**

### **I.1- Echantillonnage :**

#### **- La Carpe commune (*Cyprinus carpio*; Linnaeus, 1758) :**

Les individus de la Carpe ont été ramenés du CNDPA, ils ont été pêchés l'été 2006 dans la réserve de chasse de ZERALDA dans une opération de sauvetage de cette espèce, à cause d'une grave pollution qui a touché cette zone et a occasionné une mortalité importante.

Les poissons ont passé un séjour de dix mois dans des bassins de stockage où ont un milieu presque identique au milieu naturel, ils ont été alimentés par les granulés de type Tilapia et de toute sorte d'aliment de poissons et déchets alimentaires (pain, fruits,...).

Trois individus maigres ont été traités dont deux mâles et une femelle de taille entre 30 à 40 cm. Les poissons ont été transportés (selon les conditions de transport) vers un grand aquarium et ont été alimentés par la farine des poissons pendant deux semaines.

#### **- Le Tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus*; Linnaeus, 1758) :**

Les individus du Tilapia, ont été récupérés suite à un échec d'essai d'une opération de reproduction.

Trois individus (géniteurs) ont été ramenés du CAEAC <sup>(1)</sup> dont deux mâles et une femelle de taille entre 10 à 12 cm ont subi les mêmes conditions (transport et stockage) que celles de la Carpe.

---

(1) : Bureau d'étude spécialisé dans la réalisation des projets aquacoles de tout types et importation des navires de pêches et commercialisation des produits aquatiques.

## **I.2- Préparation des échantillons :**

### **I.2.1- Anesthésie des poissons :**

Le choix de l'anesthésiant est fait en fonction de l'espèce et la disponibilité de ce dernier. Dans notre cas, pour la carpe et le Tilapia, la dissolution de bicarbonate de sodium à raison de 642 mg/L est efficace après la 5<sup>ème</sup> minutes et durant 10 minutes (BOOK, 1978).

Après avoir sacrifier les poissons par une dissolution d'un excès de l'anesthésiant dans l'eau qui entraîne la mort des poissons, on procède a prélever les échantillons.

### **I.2.2- Prélèvement sanguin :**

La technique de prélèvement proposée et adoptée dans ce modeste travail est basée sur la ponction qui se fait sur les branchies.

Pourquoi les branchies ?

Les branchies sont considérées comme la zone d'échange ( $O_2/CO_2$ ) ; où l'oxygène dissout pénètre du milieu extérieur (eau) vers le milieu intérieur (sang), et l'excrétion du  $CO_2$ , s'effectuent à travers les lamelles branchiales, et puis l'oxygène sera transporté et diffusé par le sang dans le corps selon les exigences des organes. Cet endroit doit avoir une circulation permanente du sang ce qui rends les branchies l'organe idéal pour faire le prélèvement.

Selon la littérature, l'arc branchial possède une artère afférente qui conduit le sang vers l'aorte ventral puis le cœur, et une autre artère efférente qui ramène le sang par l'aorte dorsale pour le distribuer.

**PROTOCOLE :**

Le prélèvement se fait avant que le poisson ne soit mort par l'anesthésiant pour éviter la coagulation du sang.

On pénètre attentivement l'aiguille d'une seringue à la base et parallèlement avec l'arc branchial, (on essaie de cibler une des artères) puis on aspire doucement le sang. (Fig. 12)



**Figure 12 :** Prélèvement sanguin au niveau d'une branchie de la Carpe.

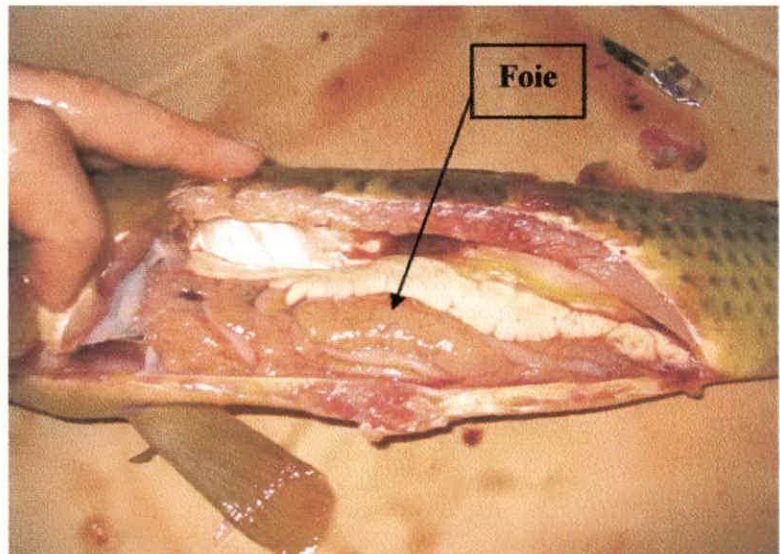
On verse le sang dans les tubes à essais contenus dans un bac de glace afin de le maintenir au froid.

**Remarque :**

Après l'aspiration, il est nécessaire d'enlever l'aiguille de la seringue pour éviter l'hémolyse (éclatement des globines rouges).

**I.2.3- Prélèvement du foie :**

D'abord le poisson subit une dissection afin de mettre en évidence ces organes internes, et après la localisation du foie (Fig. 13) on procède à la séparation de ce dernier à l'aide d'une pincette.



**Figure 13 :** Dissection d'une Carpe et localisation du foie.

On met le foie dans une boîte de pétrie (Fig. 16).

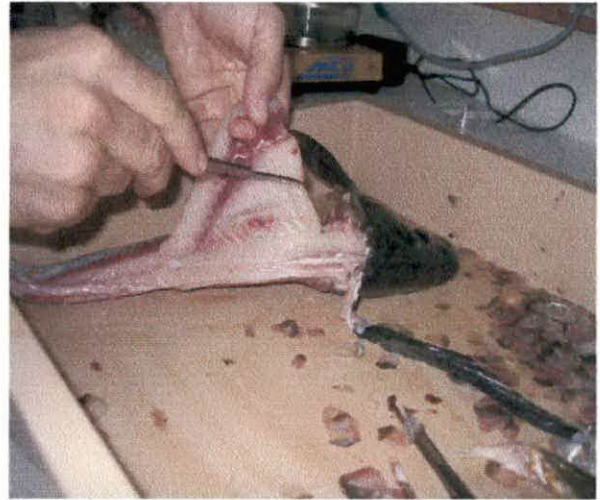
Certains échantillons ont été traités le jour même et d'autres ont été conservés au congélateur à  $-10^{\circ}\text{C}$  (ADEL S. A., 2003).

**I.2.4- Prélèvement de la chair :**

Il faut écailler le poisson d'abord à l'aide d'une spatule, puis enlever la peau en utilisant un ciseau (Fig. 14), et prélever la chair à l'aide d'une lame chirurgicale (Fig.15)



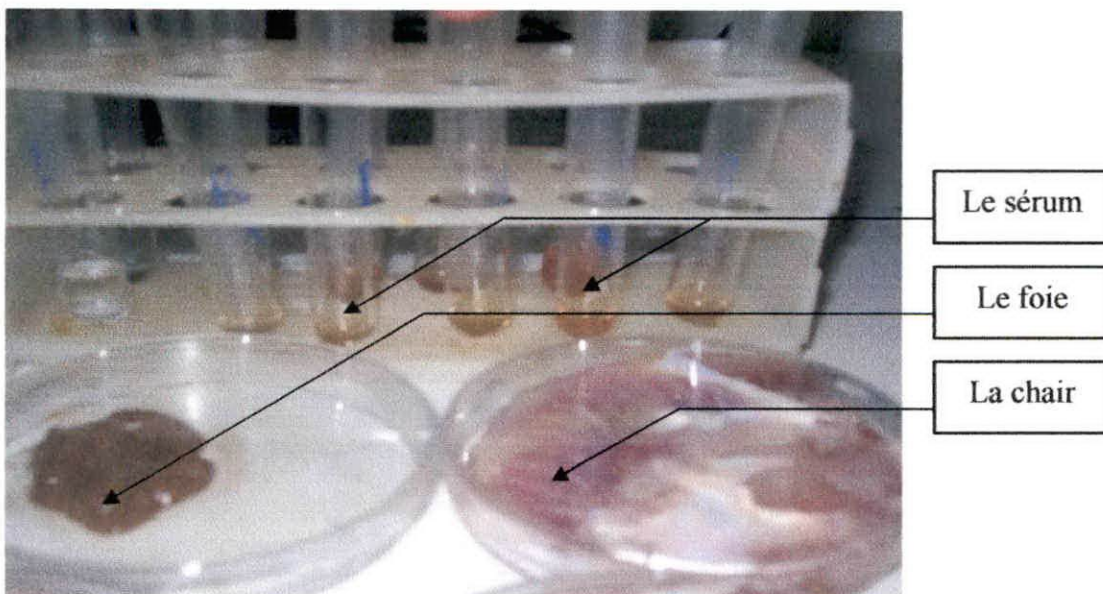
**Figure 14 :** Ecaillage d'une carpe et enlèvement de la peau.



**Figure 15 :** Prélèvement de la chair.

Comme le foie, on met la chair dans une boîte de pétrie (Fig. 16).

Les différents échantillons prélevés (sang, chair et foie) ont été marqué par les lettres A, B et C (trois individus de chaque espèce).



**Figure 16 :** Les différents échantillons prélevés.

## **Chapitre II : EXTRACTION DES PROVITAMINES A :**

### **II.1- Extraction des provitamines A à partir du sang :**

Le travail se fait dans un bac de glace et à l'abri de la lumière par couverture de la verrerie avec le papier aluminium. Le protocole d'extraction a été adopté par le D<sup>r</sup> ADEL.

#### **- Matériel :**

- Spectrophotomètre.
- Centrifugeuse réfrigérée.
- Vortex.
- Tubes à essais en verre de 10 ml avec bouchons pour éviter l'oxydation par l'oxygène de l'air.
- Micropipettes automatiques de 1, 2 et 5 ml avec les embouts correspondants.
- Seringue.
- Papier aluminium.

#### **- Solvants :**

- Acétone.
- Ether de pétrole.

#### **II.1.1- Préparation du sérum :**

- ⇒ A l'aide d'une seringue, et selon la procédure de prélèvement sanguin (décrite précédemment), on prélève attentivement 1 à 2 ml du sang, dans un tube à essai avec bouchon.
- ⇒ On centrifuge les tubes à essai à 3000 tr/mn pendant 10 mn pour obtenir le sérum.

#### **Remarques :**

- ◆ Le sérum peut se conserver plusieurs semaines à une température -10°C.
- ◆ La décongélation du sérum se fait à une température ambiante dans un bac de glace.

### **II.1.2- Extraction :**

- ⇒ On prélève 1 ml du sérum dans un tube à essai.
- ⇒ On ajoute 2 ml d'éthanol et on agite au vortex pendant 8 à 10 mn.
- ⇒ Après précipitation de 5 mn, on a apparition de deux phases : une éthanoïque et l'autre organique (Photo 01 : voire annexe).
- ⇒ On élimine l'éthanol (phase supérieure).
- ⇒ On additionne 3 ml d'éther de pétrole.
- ⇒ On centrifuge à 3000 tr/mn pendant 10 mn.
- ⇒ On prélève la phase étherée (phase supérieure) à l'aide d'une micropipette et on passe cette dernière au spectrophotomètre.

### **II.1.3- La lecture :**

On fait rapidement une lecture au spectrophotomètre contre l'éther de pétrole comme blanc à une longueur d'onde de 450 nm.

### **III.2-Extraction des provitamines A à partir des tissus (foie et chair):**

Le travail se fait dans un bac de glace et à l'abri de la lumière, en couvrant au maximum la verrerie utilisée avec du papier aluminium. Cette technique d'extraction est toujours adoptée par le même auteur (Dr. Adel S. A., 2003).

#### **- Matériel :**

- Erlenmeyers 100 ml.
- Ampoules de décantation de 250 ml.
- Pompe de filtration à vide.
- Rotavapor.
- Bain marie.
- Mortier en porcelaine.
- Papier aluminium.

#### **- Produits et solvants :**

- KOH hydrique de 0.5 N. KOH éthanoïque de 0.5 N.
- Ether de pétrole. Diethyl éther. Acétone. Eau distillée.
- Silica gel. Acide ascorbique.

### **II.2.1- Préparation des tissus :**

Le foie et la chair soit sont traités directement après la dissection ou bien décongelés (si ont été conservés).

La décongélation se fait à l'air libre dans un bac de glace.

- ⇒ On pèse 1 g de tissu.
- ⇒ On ajoute une pincée de Silica gel qui facilite le broyage et l'élimination de l'eau.
- ⇒ On pile le mélange dans un mortier (Fig. 17).
- ⇒ On additionne 2 ml de l'acétone et 2 ml d'éther de pétrole (v:v) plus une pincée de l'acide ascorbique (antioxydant).



**Figure 17** : Broyage du tissu.

### **Remarque :**

- ◆ Des expériences ont montré que le Silica gel ne réagit pas avec les caroténoïdes et n'a aucun effet sur l'absorbance spectrale de ces derniers.

### **II.2.2- Saponification :**

- ⇒ On mélange 15 ml de KOH éthanolique avec l'échantillon préparé dans un erlenmeyer de 100 ml.
- ⇒ On chauffe ce dernier dans un bain marie pendant 10 mn à une température ne dépasse pas 40°C.
- ⇒ On refroidit rapidement le mélange dans un bac de glace.

### **II.2.3- Extraction :**

- ⇒ On filtre l'échantillon dans un becher sous vide et on ajoute 100 ml de diethyl éther par 3-4 fractions pour extraire le maximum des caroténoïdes.
- ⇒ La filtration est poursuivie avec 100 ml d'eau distillée en lavant l'erlenmeyer.

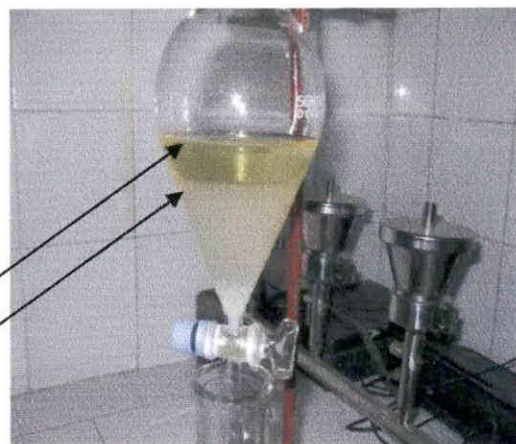
**Remarque :**

♦ On constate qu'il y a une dégradation de la couleur du résidu sur le filtre de la rampe.

⇒ On verse le filtrat dans une ampoule à décanter et on le laisse se précipiter.

Après quelques seconds de repos, on a apparition de deux phases (Fig. 18) :

- Phase étherée au-dessus.
- Une autre phase hydrique au-dessous.



**Figure 18 :** Séparation des phases avant lavage.

⇒ On élimine la phase hydrique.

⇒ On lave la phase étherée avec 50 ml de KOH hydrique, puis avec 50 ml d'eau distillée (Fig. 19).

⇒ On élimine la phase hydrique.

⇒ On prélève 10 ml de la phase étherée et on évapore le solvant (diétyl éther) dans un Rotavapor à 40°C (voir annexe : photo 02).



**Figure 19 :** Séparation des phases après lavage.

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

**II.2.4- Lecture :**

On fait rapidement une lecture au spectrophotomètre et contre l'éther de pétrole comme blanc à une longueur d'onde de 440 nm.

## **Chapitre III: ANALYSE QUANTITATIVE PAR SPECTROPHOTOMETRIE :**

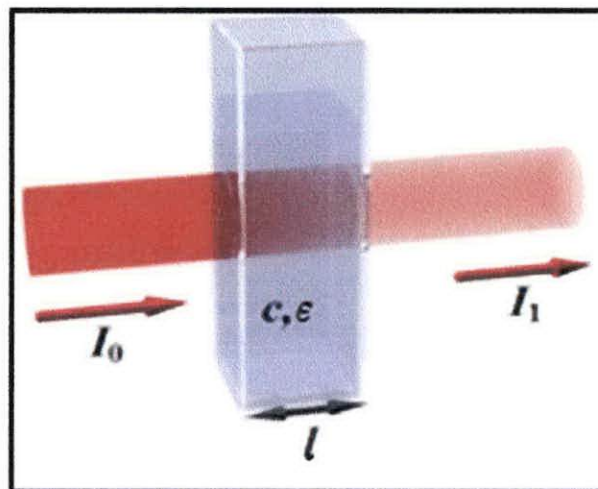
### **III.1- Principe :**

Selon la loi de Beer-Lambert, l'absorption d'un faisceau lumineux monochromatique dans un milieu homogène et isotrope est proportionnelle à la longueur du trajet optique suivie par cette radiation et la concentration, de la solution (Fig. 20).

La loi de Beer-Lambert peut s'exprimer ainsi :

$$A_{\lambda} = -\log_{10} I_1/I_0 = \varepsilon_{\lambda} \cdot \ell \cdot C$$

- $I_1/I_0$  est la transmission de la solution (sans unité).
- $A$  est l'absorbance ou la densité optique à une longueur d'onde  $\lambda$  (sans unité).
- $\varepsilon$  est le coefficient d'extinction molaire (en  $L \cdot mol^{-1} \cdot cm^{-1}$ ). Il dépend de la longueur d'onde, la nature chimique de l'entité et la température.
- $\ell$  est la longueur du trajet optique dans la solution traversée, elle correspond à l'épaisseur de la cuve utilisée (en cm).
- $C$  est la concentration molaire de la solution (en  $mol \cdot L^{-1}$ ).



**Figure 20** : Schéma d'un faisceau lumineux monochromatique traversant une solution

### **III.2- Préparation des courbes d'étalonnage :**

Selon BENK (1960) ; la dissolution de 36 mg de bichromate de potassium dans 100 ml d'eau distillée donne une concentration correspondante à 26,6 mg/l de caroténoïdes totaux.

Donc, on prépare une série de solutions standards dont elles correspondent à des concentrations en caroténoïdes suivantes : 0, 3, 6, 9, 12 et 15 mg/l, le tableau 04 montre comment on obtient ces concentrations.

On fait une lecture de ces standards au spectrophotomètre (dans le domaine du visible) en réglant la longueur d'onde à 450 nm, pour le sérum, puis à 440 nm, pour les tissus (foie, chair) contre l'éther de pétrole (comme blanc) afin de déterminer l'absorbance de chaque standard (ADEL SID A., 2003) le tableau 05 présente ces valeurs.

**Tableau 05 :** Les quantités de bichromate de potassium dissoutes dans 10 ml d'eau distillée, et les concentrations équivalentes en caroténoïdes ainsi que leurs absorbances.

Standards	Poids de bichromate de potassium (mg)	Concentrations de bichromate de potassium (mg/L)	Concentrations équivalentes en caroténoïdes totaux (mg/L)	Absorbances	
				440 nm	450 nm
Ether de petrol	0	0	0	0,045	0,042
S <sub>1</sub>	0,406	40,6	3	0,072	0,067
S <sub>2</sub>	0,812	81,2	6	0,140	0,110
S <sub>3</sub>	1,218	121,8	9	0,181	0,186
S <sub>4</sub>	1,624	162,4	12	0,262	0,210
S <sub>5</sub>	2,03	203	15	0,315	0,267
Solution mère	3,6	360	26,6	0,486	0,487

La solution mère est proposée par BENK (1960).

A partir de tableau 05 on trace les courbes d'étalonnage (Fig. 21 et 22)

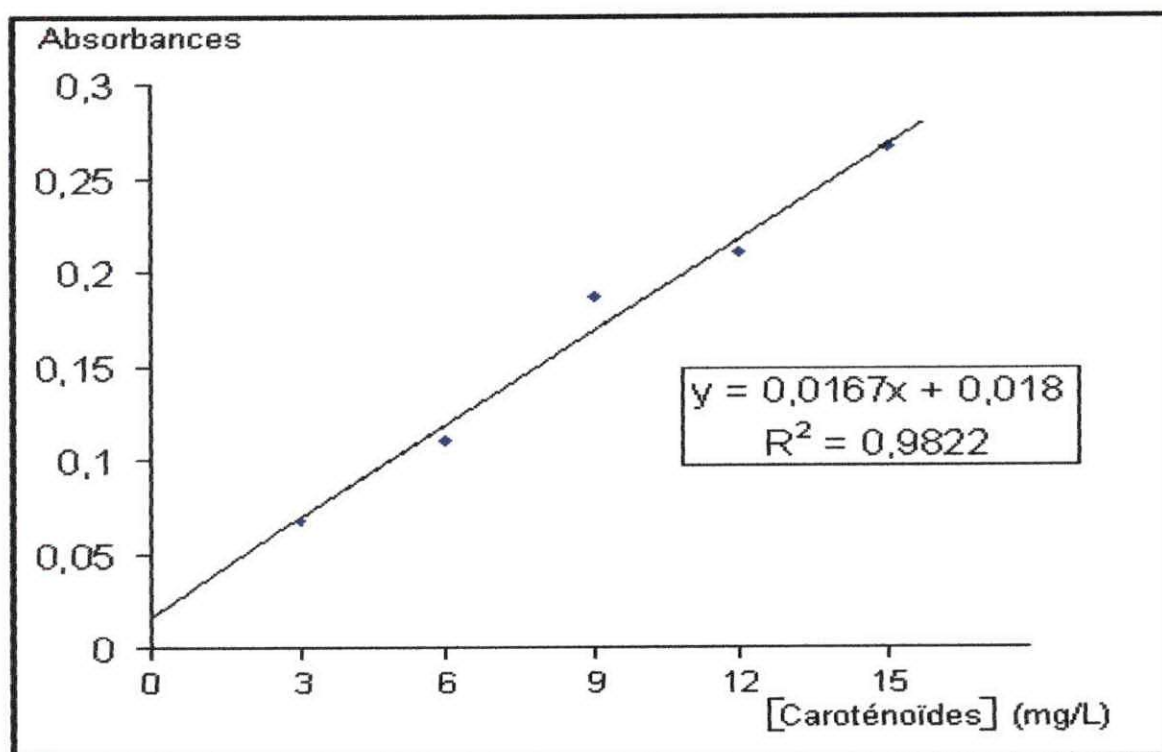


Figure 21 : Courbe d'étalonnage pour le sérum (à 450 nm).

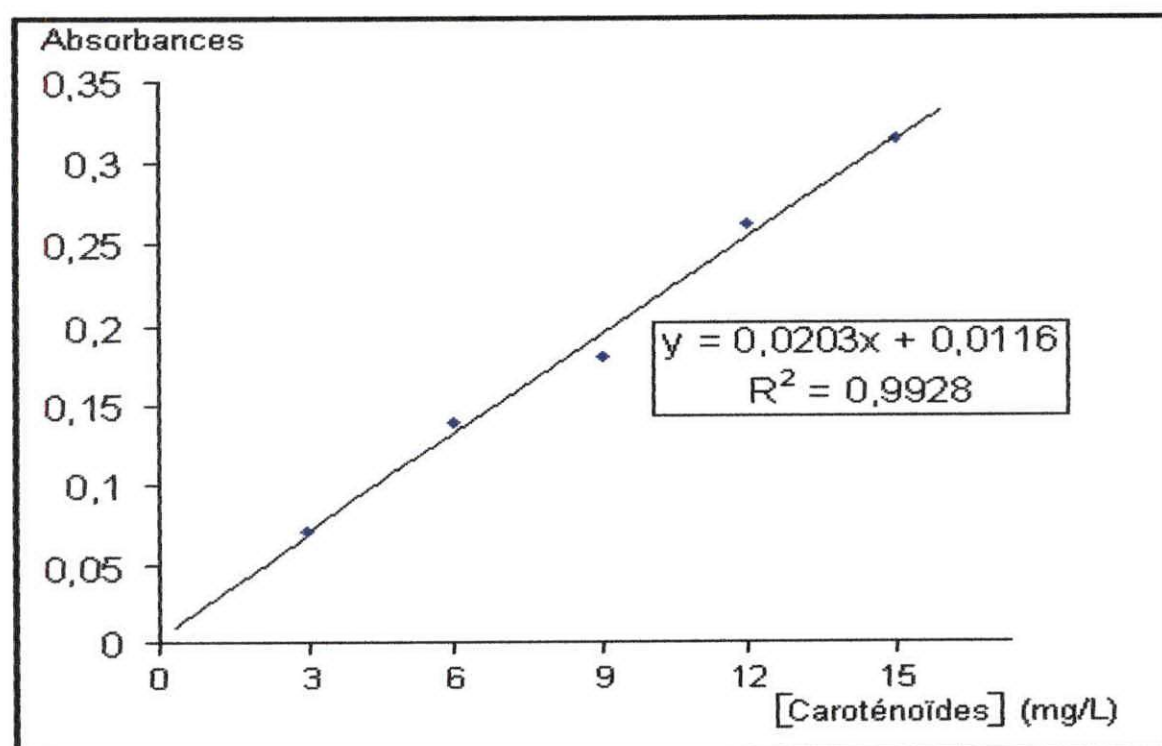


Figure 22 : Courbe d'étalonnage pour les tissus (à 440 nm).

### **III.3- Expression des résultats :**

A partir des deux courbes d'étalonnage, on détermine les concentrations en provitamines A représentés par le  $\beta$ -carotène, extraites à partir du sang et des tissus (foie et la chair).

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

Concernant les tissus (chair et foie), les teneurs sont exprimées en mg/L déduites à partir de la courbe d'étalonnage correspondante à une absorbance de 440 nm, puis en (mg/100 g) du tissu comestible (Benk 1960), puis convertis en équivalent rétinol par 100 g de tissu (ER/100 g) (page 17).

Le calcul est fait comme suite :

Densité optique de la solution mère ( $DO_{SM}$ )  $\longrightarrow$  0,0266 mg des caroténoïdes totaux.

Densité optique d'un échantillon ( $DO_{échan}$ )  $\longrightarrow$  X mg des caroténoïdes totaux.

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

Le résultat trouvé sera exprimé dans 100 g de tissu.

# Résultats et discussion

**Chapitre I : RESULTATS :****I.1- Absorbances:**

Les différentes absorbances obtenues après la lecture des échantillons (provitamines A extraites à partir du sang, foie et chair des espèces étudiées) sont résumées dans les tableaux 06 et 07.

**I.1.1- La Carpe (*Cyprinus carpio*) :****Tableau 06 :** Absorbances des provitamines A extraites à partir du sang, foie et chair de la Carpe.

Absorbances Echantillons	440 nm		450 nm	Remarques
	Chair	Foie	Sang	
Echantillon A	Chair (1s)	Foie (3s)	Sang (0j)	Poisson : mort. Sang : traité le jour même. Tissus : après congélation.
	0,083	0,162	0,170	
Echantillon B	Chair (3s)	Foie (3s)	—	Poisson : vivant. Tissus : congelés. Sang : autre méthode d'extraction non fiable.
	0,194	0,306		
Echantillon C	Chair (0j)	Foie (1j)	Sang (0j)	Poisson : vivant. Echantillons analysés le jour même.
	0,091	0,179	0,172	

J : jour, s : semaine

**I.1.2- Le Tilapia (*Tilapia nilotica*) :****Tableau 07 :** Absorbances des provitamines A extraites à partir du sang, de chair et du foie du Tilapia.

Absorbances Echantillons	440 nm		450 nm	Remarques
	Chair	Foie	Sang	
Echantillon A	Chair (2j)	Foie (2j)	Sang (0j)	Poissons vivants. Echantillons traités le jour même.
	0,191	0,217		
Echantillon B	Chair (2j)	Foie (6j)	0,071	Quantité insuffisante de sang (échantillons A+B).
	0,179	0,203		
Echantillon C	Chair (0)	Foie (1j)	Sang (0j)	
	0,140	0,277	0,198	

J : jour, s : semaine

**I.2- Concentrations :**

Les différentes concentrations en provitamines A représentées par le  $\beta$ -carotène sont calculées à partir de la courbe d'étalonnage où les résultats sont exprimés en (mg/l) et à partir du principe énoncé précédemment (page 39) où les résultats sont exprimés en (mg/100 g de matière) et selon la formule de conversion des unités (équivalent rétinol par 100 g de matière, page 17), les tableaux 08 et 09 résumant ces résultats.

**Tableau 08 :** Concentrations en provitamines A (représentées par le  $\beta$ -carotène) extraites à partir du sang, de la chair et du foie de la Carpe.

Echantillon de poisson	Sang	Chair			Foie		
	mg/L	mg/L	mg/100g de chair	ER/100g de chair	mg/L	mg/100g du foie	ER/100g du foie
Echantillon A	9,101	3,517	0,454	37,8	7,408	0,887	73,9
Echantillon B	—	8,985	1,062	88,5	14,502	1,675	139,5
Echantillon C	9,221	3,911	0,498	41,5	8,246	0,98	81,6
Moyenne	9,161	5,471	0,671	55,9	10,052	1,180	98,3

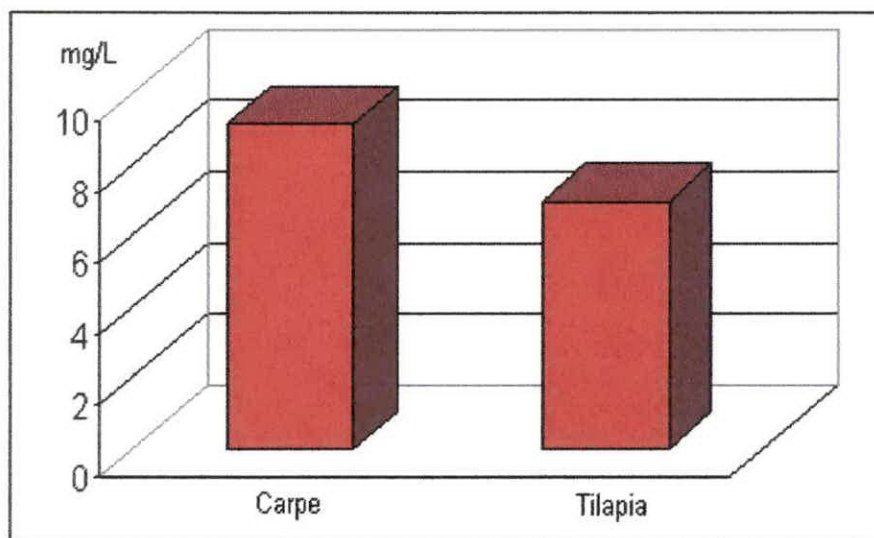
**Tableau 09** : Concentrations en provitamines A (représentées par le  $\beta$ -carotène) extraites à partir du sang, de la chair et du foie du Tilapia.

Echantillon de poisson	Sang	Chair			Foie		
	mg/L	mg/L	mg/100g de chair	ER/100g de chair	mg/L	mg/100g du foie	ER/100g du foie
Echantillon A	3,173	8,837	1,045	87	10,118	1,187	99
Echantillon B		8,246	0,980	82	9,428	1,111	92,5
Echantillon C	10,778	6,325	0,766	64	13,073	1,516	126,3
Moyenne	6,976	7,802	0,930	77,6	10,873	1,271	106

### **I.3- Comparaison des teneurs en provitamines A chez les deux espèces étudiées :**

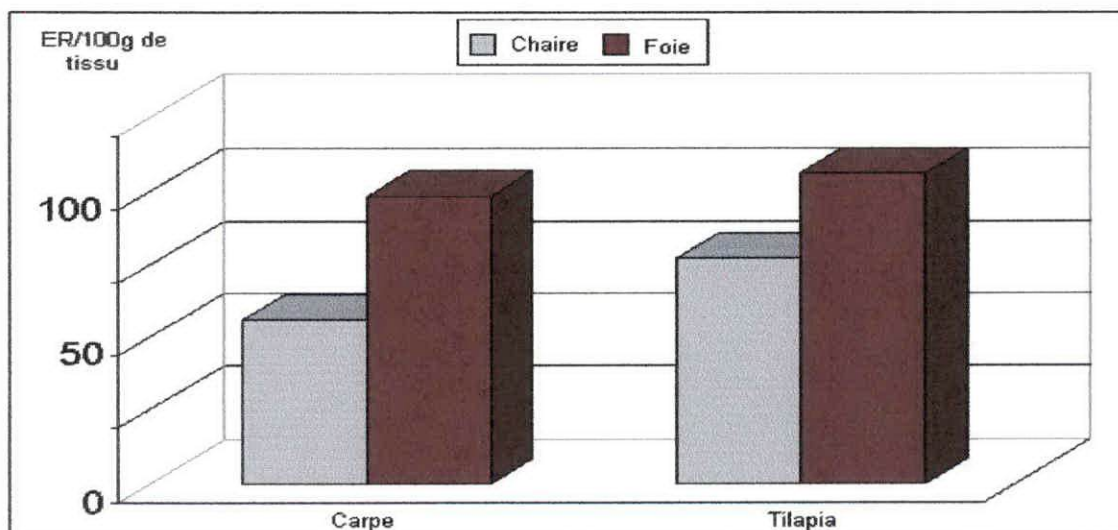
Les histogrammes de la figure 23 et 24 illustrent les teneurs moyennes en provitamines A extraite à partir du sang, de la chair et du foie de la Carpe et du Tilapia.

#### **I.3.1- Teneurs en provitamines A du sang de la Carpe et du Tilapia :**



**Figure 23 :** Teneurs moyennes en provitamines A dans le sang des deux espèces.

#### **I.3.2- Teneurs en équivalents rétinol des provitamines A de la chair et du foie de la Carpe et du Tilapia :**



**Figure 24 :** Teneurs moyennes en provitamines A dans la chaire et le foie des deux espèces.

ER : Equivalent rétinol.

## **Chapitre II : DISCUSSION**

La faculté des poissons de convertir les provitamines A en vitamine A joue d'une part un rôle nutritionnel multiple engendré principalement dans la vision, la croissance, la reproduction et le renforcement du système immunitaire des poissons. D'autre part, la richesse des poissons d'élevage en provitamines A donne aux consommateurs un nutriment très essentiel sachant que l'être humain peut convertir facilement ces composés en vitamine A et gagne l'activité biologique de cette molécule pour couvrir ses besoins vitaminiques.

Les pigments caroténoïdes (précurseurs de la vitamine A) à leur confèrent toute sorte de coloration entre le jaune clair et le rouge foncé, et donnent de beaux revêtements aux poissons (surtout les poissons d'aquarium), qui améliorent leur qualité marchande.

Concernant les poissons traités dans ce modeste travail, les deux espèces ont subi presque les mêmes conditions de stockage au début, afin de les manipuler. Ces conditions (alimentation, température, oxygène dissout, pH, ...) semblent être identiques à celles du milieu d'élevage, mais la distribution de l'alimentation (qualitativement et quantitativement) n'est pas du tout la même, sachant que les provitamines A (caroténoïdes) sont des composés non synthétisées par les poissons, donc leur disponibilité dans le corps (sang et tissus) est liée directement à la richesse de l'alimentation d'un côté et à l'apport alimentaire (richesse et fréquence de la distribution de la ration alimentaire). Mais après une durée de temps (2 à 21 jours), par manque du système de filtration et d'oxygénation de l'aquarium dans lequel quelle j'ai stocké l'espèce *Cyprinus carpio*, les individus restés vivants ont passé des périodes de jeûne jusqu'à 3 jours, pour cela, j'ai été amené à distribuer des quantités infimes d'aliment pour éviter la pollution par accumulation des déchets (qui peuvent causer une intoxication par l'ammoniaque) et la prolifération des germes pathogènes dans l'aquarium. Ce facteur primordial (aliment) influence sur les teneurs en provitamines A chez ces individus. Ainsi, la composition inconnue de l'aliment distribué en provitamines A constitue un autre facteur qui influence sur les teneurs provitaminiques A de ces poissons.

Les individus de l'espèce *Oreochromis niloticus* ont connu un autre sort, meilleur que celui des individus de l'espèce *Cyprinus carpio*, où ils ont été alimentés avec des granulés et stockés seulement pendant 2 jours avant de les disséquer.

La congélation des échantillons à  $-10^{\circ}\text{C}$ , et à l'abri de la lumière et de l'air n'influe pas sur les résultats en comparant les valeurs obtenues dans notre étude (Tableaux 08 et 09).

Concernant la méthode utilisée pour l'extraction des provitamines A, la seule technique d'extraction que j'ai trouvée est celle décrite dans la deuxième partie (matériel et méthodes) proposée par le D<sup>r</sup> ADEL S. A. cette technique nécessite certaines mesures de précautions, à savoir :

- Travailler à l'abri de la lumière pour éviter la dégradation des provitamines A ;
- Exécuter les étapes du protocole rapidement.
- Une grande précision devrait se faire lors du pesage des quantités et les mesures des volumes.
- Une grande prudence est indiquée lors d'utilisation du matériel (seringue, lames chirurgicales, ciseau,...).

Malgré la difficulté de l'exécution du protocole qui nécessite une bonne maîtrise des différentes opérations : préparation des échantillons, extraction des provitamines A à partir du sang et des tissus ainsi que leur dosage on a pu mener à terme ce protocole et obtenir des quantités en provitamines A contenues dans la chair, comparables et parfois concurrentielles à celles d'autres espèces d'intérêt aquacole citées dans la littérature (Tableau 04, p19).

En effet, les teneurs en provitamines A de la chair de la Carpe (55,9 ER/100g) sont supérieures à celles du poisson chat, morue, sole, et patin de mer. Par contre, elles sont comparables à celles de l'anguille et sont inférieures au thon et à huître, on constate la même chose chez le Tilapia (77,6 ER/100g) avec une légère élévation ce qui lui permet de se rapprocher de l'intervalle inférieur du thon (80 - 830 ER/100g).

On remarque aussi que les taux de la chair des deux espèces (55,9 et 77,6 ER/100g) sont importants par rapport aux animaux terrestres, on cite par exemple la chair du bœuf (24 ER/100g), de la chèvre (0 ER/100g), du mouton (0 - 45 ER/100g) et de la dinde (13 ER/100g). Ces espèces ont les mêmes teneurs que le poulet (10-74 ER/100g) et l'oie (44-97 ER/100g).

L'analyse du foie (organe de stockage) des deux espèces a révélé la présence des quantités en provitamines A ; la Carpe : 98,3 ER/100g et le Tilapia : 106 ER/100g. En absence de références sur les teneurs du foie de ces deux espèces, il nous a été difficile de conclure si ces valeurs répondent aux normes ou non et si les conditions de stockage et d'alimentation distribuée ont affectés ou pas les réserves hépatiques de ces deux espèces.

Par contre, en comparant ces valeurs trouvées à d'autres espèces de poissons, bras de mer (8690 ER/100g) et le flétan (15000 ER/100g) elles sont très faibles.

De même, les taux provitaminiques A sont abaissés devant le foie des animaux terrestres (foie de bœuf : 810 ER/100g), mais ils sont importants par rapport au foie du poulet (6 - 20 ER/100mg).

Les concentrations en provitamine A chez la Carpe et le Tilapia dans la chair et le foie, apparaissent compétitives a celles trouvées dans le lait de chèvre et le lait du buffle (64 et 19 - 71 ER/100g).

Le yaourt (avec 23 ER/100g) ne contient pas assez de provitamines A pour qu'il confronte les deux espèces étudiées.

Quelque soit la nature des œufs, ils contiennent dans leur jaune des quantités particulières en provitamines A, le jaune d'œuf du poulet contient 870 ER/100g, mais dans le blanc on a 0 ER/100g, ceci donne un taux de 260 ER/100g pour l'œuf entier, il est supérieur à celui de nos poissons.

Les taux moyens circulants en provitamines A dans le sang du Tilapia et de la Carpe sont respectivement 6,976 mg/l et 9,161 mg/l, ces deux valeurs n'ont pas pu être comparées en l'absence de la littérature.

# Conclusion

## **CONCLUSION :**

La Carpe commune et le Tilapia du Nil présentent un intérêt piscicole très important, et sont élevées dans beaucoup de région du monde et en Algérie.

L'exploitation de ces deux espèces pour des fins alimentaires constitue une solution pour les pays où les ressources alimentaires pour des fins alimentaires constitue une solution pour les pays où les ressources alimentaires sont limitées, d'où l'intérêt d'étudier leur état nutritionnel en particulier leur richesse en provitamines A.

Les provitamines A jouent plusieurs rôles physiologiques pour le poisson même (vision, croissance, reproduction) et pour le consommateur après conversion des provitamines A en vitamine A a forte activité biologique.

L'objectif recherché dans cette étude, est la mis en au point des techniques d'extraction des provitamines A à partir du sang, chair et du foie des poissons puis de quantifier ces substances par une analyse spectrophotométrique.

Les résultats trouvés relèvent que les deux espèces étudiées renferment des quantités acceptables (Carpe ; chair : 55,9 ER/100g, foie : 98,3 ER/100g, sang : 9,161 mg/l et le Tilapia ; chair : 77,6 ER/100g ; foie : 106 ER/100g ; sans : 6,976 mg/l) par rapport à certaines espèces aquacoles (exemple : anguille ; chair : 48-180 ER/100g et le poisson chat : 6-29 ER/100g) et à certains animaux terrestres (exemple : le buffle ; chaire : 24 ER/100g et le poulet ; chair : 10-74 ER/100g).

Cependant, il serait intéressant de reprendre ce travail en utilisant d'autres techniques d'analyse pour l'extraction et pour la quantification des provitamines A afin de valider les résultats obtenues.

D'autre part, il serait souhaitable de compléter ce travail en étudiant les différents composants provitaminiques A par séparation en chromatographie sur couches minces (CCM) ou par chromatographie liquide à haute performance (HPLC).

Par conséquent, les provitamines A (forme atoxique) leur apport est plus indiqué que la vitamine A (forme peut être toxique à des doses élevées).

Et comme le proverbe dit : *« le poison est dans chaque substance et rien n'exempt de poison, ce n'est que le dosage qui en fait soit un poison, soit un remède »* PARACELSE (1494-1541).

# *Bibliographie*

## **Liste des livres consultés :**

ADEL S. A. ; 2003. Analyse des vitamines ; Faculté d'agronomie ; Egypte, 287p.

ADEL S. A. ; 2000. Les vitamines ; Faculté d'agronomie ; Egypte, 331p.

AMEDEE-MANESME O. ; 1993. Vitamine A *in* RICOUR C. traité de nutrition pédiatrique ; Edition MALOINE, P 228-241.

BILLARD R., 1995. Les carpes : biologie et élevage ; INRA ; Paris, 387p.

BOOTH S. L., JOHNS T. and KUHNLEIN H. V. ; 1992. Natural food sources of vitamin A ; Food and Nutrition Bulletin, vol. 14, no 1 ; United Nations Unive, P 6-11.

GRANGAUD R., NICOL M., MASSONET R. et CHAUVEL A. ; 1969. Données actuelles sur la biogenèse des vitamines liposolubles ; Extrait des ANNALES DE LA NUTRITION ET DE L'ALIMENTATION, vol. 23, N° 5, P 81-98.

GUILLAUME J., KAUSHIK S., BERGOT P., METAILLER R. ; 1999. Nutrition et alimentation des poissons et des crustacés ; INRA & IFREMER ; Paris. 489p.

HADJADJI N. & TOUMI M. ; 2003. Etude des différentes espèces de tilapia introduites en Algérie et essai de leur élevage ; Mémoire d'Ingénieur en halieutique ; CNDPA, 101p.

HRODL H. SCHMITZ, CHRISTOPHER L. POOR, WELLMAN R. B. and JOHN W. ERDMAN ; 1991. Concentrations of selected carotenoids and vitamin A in human liver ; kidney and lung tissue *in* The journal of nutrition : oct 1991, P 1613-1621.

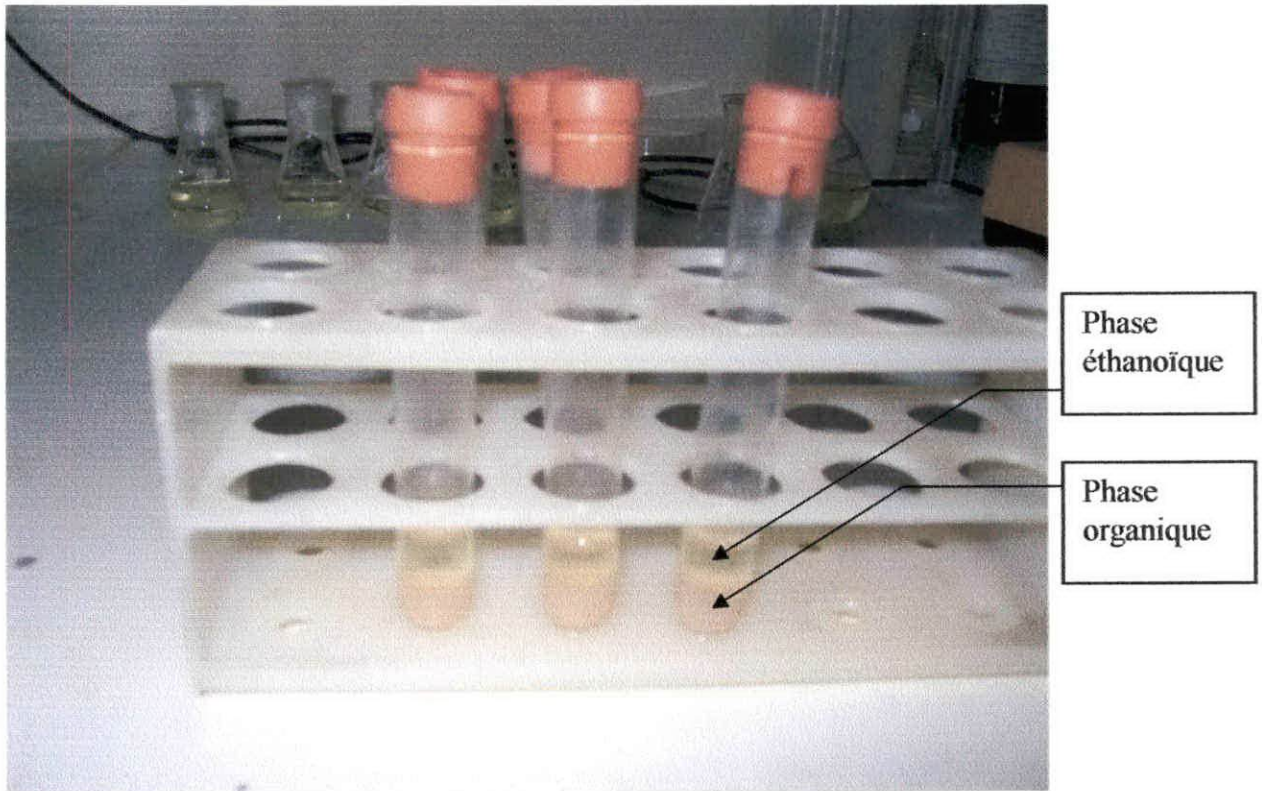
KHALIL AHMED k. ; 1999. Analyse des vitamines (en arabe), Faculté d'agronomie ; Egypte, 394p.

- MASSONET R., GRANGAUD R. et LEGRAS B. ; 1980. Biogenèse de la vitamine A *in* les pigments caroténoïdes : nature, origine et importance métabolique ; Laboratoire de Biochimie Médicale, Faculté de Médecine et Pharmacie ; RENS, P 297-308.
- MESLEM F. et BENATHMANE T. ; 2006. Synthèse bibliographique sur la potentialité aquacole de l'Algérie ; mémoire d'Ingénieur en aquaculture ; ISMAL.
- MICHELINE M. and MATHEWS-ROTH ; 1990. Plasma concentrations of carotenoids after large dose of  $\beta$ -carotene ; Am J Clin Nutr 1990;52:500-1 ; American Society for Clinical Nutrition, P 500-501.
- MURRAY N., TUKER MAN T. and SALVATORE Y. ; 1983. The fast-soluble vitamins in Human nutrition ; Lea et Flebiger ; Philadelphia. P 62-63.
- SAOU A., BENYOUNES O. W. ; 2005. culture de la spéruline et détermination de certains composants biochimiques ; mémoire d'Ingénieur ISMAL. 49p.

### **Liste des sites internet consultés:**

- [01] : [http://doris.ffessm.fr/fiche2.asp?fiche\\_numero=248&fiche\\_espece=Cyprinus%20carpio](http://doris.ffessm.fr/fiche2.asp?fiche_numero=248&fiche_espece=Cyprinus%20carpio)
- [02] : [http://fr.wikipedia.org/wiki/Carpe\\_\(poisson\)](http://fr.wikipedia.org/wiki/Carpe_(poisson))
- [03] : [http://doris.ffessm.fr/fiche2.asp?fiche\\_numero=248&fiche\\_espece=Cyprinus%20carpio](http://doris.ffessm.fr/fiche2.asp?fiche_numero=248&fiche_espece=Cyprinus%20carpio)
- [04] : <http://www.passionbassin.com/biologie-carpe-koi.php>
- [05] : [http://fr.wikipedia.org/wiki/Carpe\\_\(poisson\)](http://fr.wikipedia.org/wiki/Carpe_(poisson))
- [06] : <http://www.passionbassin.com/biologie-carpe-koi.php>
- [07] : [http://fr.wikipedia.org/wiki/Classification\\_classique](http://fr.wikipedia.org/wiki/Classification_classique)
- [08] : <http://www.lib.utexas.edu/maps/africa/africa-po/01.jpg>

# Annexes



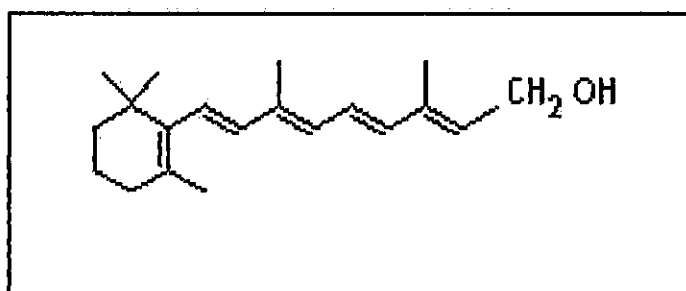
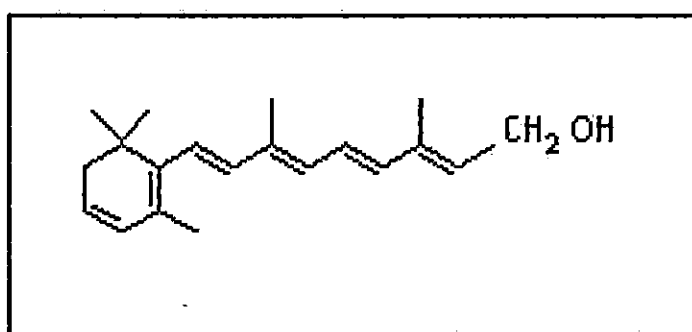
**Photo 01** : Séparation des phases lors de l'extraction provitamines A à partir du sérum (Sali, 2007).



**Photo 02** : Evaporation du solvant dans un Rotavapor (Sali, 2007).

**Tableau 01** : Biosynthèse des vitamines A<sub>1</sub> et A<sub>2</sub> chez la Gambusie (Grangaud *et al.*, 1957).

	Vitamine A <sub>1</sub> en µg/g de tissus frais	Vitamine A <sub>2</sub> en µg/g de tissus frais
Lot I (300 témoins)	Intestins	Néant
	Foies	4,0
	Yeux	7,6
Lot II (507 sujets Traités)	Intestins	Néant
	Foies	4,3
	Yeux	8,2
		12,5
		2,0
		5,6
		Traces

**Figure 01** : Structure de la vitamine A<sub>1</sub> (d'après KARER et MORE ; 1933)**Figure 02** : Structure de la vitamine A<sub>2</sub> (d'après KARER et MORE ; 1933)

## Liste des figures :

Figure 01 : Photo d'une Carpe commune ( <i>Cyprinus carpio</i> , L. 1758).....	2
Figure 02 : Répartition géographique mondiale de l'origine de la carpe.....	3
Figure 03 : Photo d'un Tilapia ( <i>Oreochromis niloticus</i> , L. 1758).....	6
Figure 04 : Répartition géographique de l'origine du Tilapia.....	8
Figure 05 : Structure de quelques caroténoïdes .....	15
Figure 06 : Evaluation de la teneur en pigments caroténoïdes du sérum de Truites.....	20
Figure 07 : Différentes étapes de la biosynthèse des caroténoïdes.....	21
Figure 08 : Biosynthèse de l'astaxanthine chez les crustacés.....	23
Figure 09 : Séquence des réactions qui conduisent de l'astaxanthine aux vitamines A <sub>1</sub> et A <sub>2</sub> chez <i>Lebistes réticulatus</i> et <i>Xiphophorus variatus</i>	24
Figure 10 : Schéma de la biosynthèse de la vitamine A <sub>2</sub> à partir de la lutéine chez <i>Bagarius bagarius</i> et <i>Wallago attu</i> .....	24
Figure 11 : Evaluation de la teneur en caroténoïdes dans le muscle au cours de la reproduction.....	27
Figure 12 : Prélèvement sanguin à partir d'une carpe commune.....	30
Figure 13 : Dissection d'une carpe et localisation du foie.....	30
Figure 14 : Ecaillage d'une carpe et enlèvement de la peau.....	31
Figure 15 : Prélèvement de la chair.....	31
Figure 16 : Les différents échantillons prélevés.....	31
Figure 17 : Broyage du tissu.....	34
Figure 18 : Séparation des phases avant lavage.....	35
Figure 19 : Séparation des phases après lavage.....	35
Figure 20 : Schéma d'un faisceau lumineux monochromatique traversant une solution.....	36
Figure 21 : Courbe d'étalonnage pour le sérum (à 450nm).....	38
Figure 22 : Courbe d'étalonnage pour les tissus (à 440nm).....	38
Figure 23 : Histogramme visualisant les teneurs moyennes en provitamine A chez les deux espèces .....	43
Figure 24 : Histogramme illustrant les différentes teneurs moyennes en provitamines A chez les deux espèces.....	43

## **Liste des tableaux :**

Tableau 01 : Bilan de repeuplement de la Carpe et du Tilapia.....	12
Tableau 02 : Les principaux carotènes et leurs caractéristiques.....	13
Tableau 03 : Besoins de quelques vitamines pour la Truite et la Carpe commune.....	18
Tableau 04 : Teneurs en vitamine A pour 100 g de substance comestible (en équivalent rétinol) d'origine animale.....	19
Tableau 05 : Les quantités de bichromate de potassium dissoutes dans 10 ml d'eau distillée, et les concentrations équivalentes en caroténoïdes ainsi que leurs absorbances.....	37
Tableau 06 : Absorbances des provitamines A extraites à partir du sang, foie et chair de la Carpe.....	40
Tableau 07 : Résultats d'analyse du Tilapia.....	40
Tableau 08 : Concentrations en provitamines A extraites à partir du sang, de chair et du foie de la Carpe .....	41
Tableau 09 : Concentrations en provitamines A extraites à partir du sang, de chair et du foie du Tilapia.....	42