



REPUBLIQUE DU BENIN

\*\*\*\*\*

MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR  
ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

\*\*\*\*\*

UNIVERSITE D'ABOMEY-CALAVI

\*\*\*\*\*

FACULTE DES SCIENCES ET TECHNIQUES

\*\*\*\*\*

DEPARTEMENT DE ZOOLOGIE

\*\*\*\*\*

**Licence Professionnelle en Hydrobiologie Appliquée**

**THEME**

Production de la spiruline (*Spirulina platensis*) et incorporation de ses déchets dans l'alimentation du Tilapia du Nil *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758)

**Réalisé par :**

ASSIFA Nassirath

**Sous la supervision du :**

Prof Youssouf ABOU  
Maitre de Conférences en  
Hydrobiologie et Aquaculture

**Soutenu le 14 Aout 2017 devant un jury composé de:**

**Président:** Dr ABOU Youssouf, Maitre de Conférences des Universités,

Enseignant-Chercheur à la FAST / UAC.

**Rapporteur:** Dr AGBANKOTO Adam, Maitre de Conférences des

Universités, Enseignant-Chercheur à la FAST / UAC.

**Membre:** Dr KPOGUE Diane, Maitre-Assistant des Universités,

Enseignant-Chercheur à la FAST / UAC.



*Année Académique 2015 - 2016*

*4ème promotion*

## **Certification**

Je soussigné, **Youssef ABOU**, Enseignant-chercheur à la Faculté des Sciences et Techniques (FAST), Maître de conférences des Universités, Responsable du Laboratoire d'Ecologie et de Management des Ecosystèmes Aquatiques (LEMEA) et Coordonnateur de la License en Hydrologie Appliquée, certifie que ce travail a été réalisé par Nassirath ASSIFA sous ma supervision.

Le superviseur,

Prof. Dr Youssef ABOU  
*Maître de Conférences en  
Hydrobiologie et Aquaculture*

*Réalisé par Nassirath ASSIFA*



## **Dédicace**

*A mon feu père **Souradjou ASSIFA**, qu'il trouve là, le fruit de ses efforts et ma reconnaissance.*

*A ma mère **Laouratou BAWA** pour ses prières, ses conseils et son soutien constant. Qu'elle trouve dans ce document la récompense de ses nombreux efforts et sacrifices ainsi que toute ma gratitude et ma reconnaissance.*

## Remerciements

A l'issue de ce travail, il m'est particulièrement agréable de remercier toutes les personnes qui d'une manière ou d'une autre ont contribué à sa réalisation.

Je tiens à remercier DIEU en premier qui m'a donné la force pour accéder à ce niveau.

J'adresse mes plus sincères remerciements :

- Au Professeur Youssouf ABOU, Enseignant-Chercheur à la FAST, Maître de conférences en Hydrobiologie et Aquaculture, Responsable du Laboratoire d'Ecologie et de Management des Ecosystèmes Aquatiques (LEMEA) et Coordonnateur de la Licence Hydrobiologie Appliquée (LHA), pour avoir accepté de m'encadrer. Ses précieux conseils et critiques scientifiques ont été d'une grande utilité dans la réalisation de ce travail.
- A Monsieur Cayen ALOFA, Doctorant en Hydrobiologie. Je ne le remercierais jamais assez, pour m'avoir guidé et enseigné les réflexes pour bien rédiger et aussi pour son temps, sa grande disponibilité, ses multiples conseils et précieuses critiques.
- A Monsieur Roger K. ADOUNKPE et Madame Cécilia AHONDOKPE responsables de l'UPS-IREDESA pour m'avoir accordé un stage dans leur unité.
- A tous les Enseignants de la FAST, particulièrement ceux de la Licence en Hydrobiologie Appliquée, pour avoir contribué à la réussite de cette formation ainsi qu'aux autorités décanales pour leur soutien.
- Au Président et membres du jury, pour avoir accepté de présider et de faire partie de notre jury malgré leurs multiples occupations.
- A tous les doctorants du LEMEA pour leur disponibilité à nous aider.
- A mes camarades de la quatrième promotion de la LHA pour leur amitié.
- A toutes les familles ASSIFA, BAWA, ALI et MAROGUI pour leurs soutiens
- A mes oncles et tantes, cousins et cousine pour leurs assistances et leurs attentions.
- A mon frère et mes sœurs Djamal, Maskourath, Amdalath et Takyhath ASSIFA pour vos prières et soutiens, que Dieu nous garde.
- Et enfin, à tous ceux qui de près ou de loin, ont contribué à la réalisation de ce travail.

## Résumé

La première partie de cette étude a été consacrée à la production de la spiruline à l'Unité de Production de la Spiruline. L'étude visant à remplacer la farine de poisson par les déchets de la spiruline dans l'alimentation du Tilapia *Oreochromis niloticus*, a été menée à la suite de la production de la spiruline, afin de proposer une formule alimentaire moins coûteuse et répondant aux besoins de ce poisson. Un total de 450 monosexes mâles de *Oreochromis niloticus* ayant un poids moyen initial de 8,60 g a été répartis dans neuf bassins. Trois aliments iso-protéiques (35% de protéine) et iso-énergétiques (18-19KJ/g) ont été testés en triplicat. Il s'agit de l'aliment témoin Skretting (Sk), de l'aliment contrôle A<sub>0</sub> (30% de la farine de poisson) et de l'aliment testé A<sub>1</sub> (10% de la farine des sous-produits de spiruline). L'expérience a duré 42 jours, durant lesquels les poissons ont été nourris trois fois par jour à satiété apparente. Les taux de survie et de conversion alimentaire n'ont pas varié suivant les traitements ( $P > 0.05$ ). Les poids moyens finaux sont de  $37,37 \pm 0,75$ g ;  $38,48 \pm 2,08$ g ;  $31,40 \pm 0,51$ g respectivement pour les poissons des traitements SK, A<sub>0</sub>, A<sub>1</sub>. La même tendance a été observée avec les gains de poids total et journalier, avec une différence significative entre les valeurs moyennes du poids moyen final, gain de poids et du gain de poids journalier entre les poissons nourris avec Sk, A<sub>0</sub> et le traitement A<sub>1</sub>. Le taux de conversion alimentaire le plus élevé a été obtenu avec le traitement A<sub>1</sub> ( $1,28 \pm 0,03$ ) et la valeur la plus faible avec le traitement. A<sub>0</sub> ( $1,15 \pm 0,03$ ). Le taux de croissance spécifique le plus élevé est obtenu avec A<sub>0</sub> ( $3,55 \pm 0,16\%/j$ ). Bien qu'il y ait des différences en termes de croissance entre les poissons nourris avec l'aliment contenant les déchets de spiruline et ceux nourris aux régimes témoins, il est possible d'utiliser les sous-produits de la spiruline dans les régimes alimentaires de *Oreochromis niloticus* afin de minimiser les coûts d'aliment dans l'élevage de ce poisson.

**Mots clés :** *Oreochromis niloticus*, *Spirulina platensis*, farine de poisson, Skretting, croissance.

## Abstract

The first part of this study has been devoted to the Spirulina production in the Spirulina Production Unity (UPS/ IREDESA). The study aiming to replace fishmeal by the spirulina wastes in the practical diets of tilapia *Oreochromis niloticus*, has been conducted after the production of the spirulina in order to propose a less expensive alimentary formula and answering to this fish needs. A total of 450 monosex males of *Oreochromis niloticus* having an average initial weight of 8,60g has been shared into nine pools. Three isonitrogenous (35% of proteins) and isoenergetics (18-19 KJ/g) have been tested in triplicate. It is the blank feed "Skretting" (Sk), the control diet A<sub>0</sub> (30% fish meal) and of the tested feed A<sub>1</sub> (10% of Spirulina by-products meal). The experiment has lasted 42 days during which all fish have been fed at three times per day. The survival rate and the feed conversion ratio did not vary according to the feedings ( $P > 0.05$ ). The final average weight are  $37,37 \pm 0,75$  g ;  $38,48 \pm 2,08$  g ;  $31,40 \pm 0,51$  g respectively for fish fed Sk, A<sub>0</sub>, A<sub>1</sub>. The same result has been observed with the total and daily weight gain with a significant difference between the average values of the final average weight, weight gain and the daily weight gain between the Pisces fed with Sk, A<sub>0</sub> and the A<sub>1</sub> treatment. The highest feed conversion ratio has been obtained with the A<sub>1</sub> treatment ( $1,28 \pm 0,03$ ) and the smallest value with the treatment. A<sub>0</sub> ( $1,15 \pm 0,03$ ). The highest specific growth rate is obtained with A<sub>0</sub> ( $3,55 \pm 0,16\%/j$ ). Although there are differences in terms of growth between the Pisces fed with the diet containing the Spirulina wastes and these fed with the blank feeds, it is possible to use the Spirulina by-products in the practical diets of *Oreochromis niloticus* in order to minimize the feed cost in the farming of this fish.

**Keywords:** *Oreochromis niloticus*, *Spirulina platensis*, fish meal, Skretting growth performances.



## Table des matières

Certification.....	i
Dédicace .....	ii
Remerciements .....	iii
Résumé .....	iv
Abstract .....	v
Liste des tableaux .....	ix
Liste des figures .....	ix
Liste des sigles et abréviations .....	x
INTRODUCTION.....	1
1. Synthèse bibliographique .....	4
1.1. Généralités sur la spiruline .....	4
1.1.1. Historique.....	4
1.1.2. Taxonomie .....	4
1.1.3. Morphologie, différentes formes et variétés de spiruline .....	5
1.1.4. Répartition géographique.....	6
1.1.5. Conditions de croissance et reproduction .....	6
1.1.6. Composition chimique de la spiruline .....	7
1.1.6.1. Composition en protéines et acide aminées .....	7
1.1.6.2. Compositions lipide et en glucide .....	8
1.1.6.3. Composition en Vitamines .....	8
1.1.6.4. Composition en minéraux et oligoéléments .....	9
1.1.6.5. Composition en pigments.....	9
1.2. Généralités sur <i>Oreochromis niloticus</i> .....	9
1.2.1. Position systématique de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	9
1.2.2. Caractères morphologiques.....	10
1.2.3. Répartition géographique.....	11

1.2.4. Biologie, écologie de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	11
1.2.4.1. Reproduction .....	12
1.2.5. Régime alimentaire .....	14
1.2.6. Besoins nutritionnels.....	14
1.2.6.1. Besoins en protéines.....	14
1.2.6.2. Besoins en lipides.....	15
1-2-6-3. Besoins en vitamines et minéraux .....	15
1-2-6-4. Besoins en énergie.....	15
2. Matériel et Methodes.....	17
2.1. Présentation des lieux de stage .....	17
2.2. Culture de la spiruline <i>Spirulina platensis</i> .....	17
2.2.1. Ensemencement .....	18
2.2.2. Récolte et essorage.....	18
2.2.3. Séchage .....	19
2.4. Dispositif expérimental.....	20
2.5. Ingrédients .....	20
2.6. Pêche de contrôle.....	22
2.7. Contrôle de la qualité de l'eau .....	22
2.8. Paramètres zootechniques.....	23
2.9 Analyses statistiques.....	24
3. Resultats et Discussion.....	26
3.1. Résultats.....	26
3.1.1. Paramètres physico-chimiques de l'eau des bassins.....	26
3.1.2. Paramètres zootechniques .....	27
3.1.2.1. Paramètres zootechniques. ....	27
3.1.2.2. Croissance des alevins.....	27
3.1.2.3. Gains de poids .....	29

3.1.2.4. Taux de survie .....	29
3.1.2.5. Quantité d'aliments distribués.....	29
3.1.2.6. Taux de croissances spécifique (TCS) .....	29
3-1-2-8. Rendement et production annuelle .....	30
3.2. Discussion.....	31
3.2.1. Conditions du milieu .....	31
3.2.2. Les performances de croissance de <i>O.niloticus</i> .....	31
Conclusion et suggestions .....	33
References bibliographiques .....	34

## Liste des tableaux

Tableau 1: Composition en acides aminés de <i>Spirulina platensis</i> .....	8
Tableau 2 : Formulation des différents aliments .....	21
Tableau 3 : Résultats de la production de la spiruline.....	26
Tableau 4: Les valeurs moyennes des paramètres physico-chimiques de l'eau des bassins....	27
Tableau 5: Indice de performance de croissance de alevins de <i>O.niloticus</i> nourris aux régimes expérimentaux. ....	28

## Liste des figures

Figure 1: Différentes formes prises par la Spiruline. A = Forme spiralée ; B= Forme ondulée ; C= Forme droite. (Source: Antenna Technologie modifiée.).....	6
Figure 2 : <i>Oreochromis niloticus</i> .....	10
Figure 3 : Répartition originelle de <i>O. niloticus</i> (Source: FAO, 2002).....	11
Figure 4: Vue d'un bassin .....	18
Figure 5 : Dispositif de filtration.....	19
Figure 6 : Récolte de la spiruline .....	19
Figure 7: Pressage de la spiruline.....	19
Figure 8: Spiruline fraîche.....	19
Figure 9 : Une balance .....	22
Figure 10 : Mélange des ingrédients .....	22
Figure 11 : La granuleuse.....	22
Figure 12 : Aliments granulés .....	22
Figure 13 : Photo du multi paramètre HANNA 9829 .....	23
Figure 14 : Evolution de la croissance des alevins de <i>O. niloticus</i> au cours de l'expérience ..	28

## Liste des sigles et abréviations

<b>FAST</b>	: Faculté des Sciences et Techniques
<b>FAO</b>	: Food and Agriculture Organization
<b>LEMEA</b>	: Laboratoire d'Ecologie et de Management des Ecosystèmes Aquatique
<b>UPS-</b>	: Unité de Production de La Spiruline de l'Institut Régional pour le
<b>IREDESA</b>	Développement et la Santé.
<b>UAC</b>	: Université d'Abomey-Calavi
<b>VALDERA</b>	: Valorisation des Déchets en Energie Renouvelable et en Agriculture
<b>EPAC</b>	: Ecole Polytechnique d'Abomey-Calavi
<b>g</b>	: Gramme
<b>j</b>	: Jour
<b>m<sup>2</sup></b>	: Mètre carré
<b>m<sup>3</sup></b>	: Mètre cube
<b>%</b>	: Pourcentage
<b>µm</b>	: Micromètre
<b>h</b>	: Heure
<b>°C</b>	: Degré Celsius
<b>LHA</b>	: Licence Hydrobiologie Appliquée
<b>TCA</b>	: Taux de Conversion Alimentaire
<b>TS</b>	: Taux de Survie
<b>TCS</b>	: Taux de Croissance Spécifique
<b>R</b>	: Rendement
<b>PA</b>	: Production Annuelle
<b>kg</b>	: Kilogramme
<b>L</b>	: Longueur
<b>l</b>	: Largeur
<b>H</b>	: hauteur

## INTRODUCTION

La production aquacole mondiale, y compris les crustacés, les mollusques et d'autres animaux aquatiques propres à la consommation humaine, a atteint 55,1 millions de tonnes en 2009 (FAO, 2010), avec une augmentation annuelle de 8,8% au cours de la période 1980-2010 (FAO, 2012). Malgré l'essor important que connaît cette production aquacole, ce secteur n'a pas encore atteint une dimension économique viable en Afrique, que ce soit en termes de volume ou en termes de place de cette activité dans les autres systèmes de production (FAO, 2010).

La production aquacole en Afrique au Sud du Sahara repose essentiellement sur deux groupes d'espèces autochtones : les Tilapias et les poissons chats d'une part et les espèces introduites d'autre part (Legendre et Levêque, 2000). *O. niloticus* est reconnu être le poisson dont la productivité et le taux de croissance sont parmi les plus élevés en pisciculture. Elle présente une résistance aux manipulations, une tolérance de la température. Sa faculté de vivre dans divers milieux, la possibilité de l'élevé en milieux restreints et sa capacité d'accepter des régimes alimentaire très varié sont des atouts très importants en pisciculture (Mélard, 1986).

Au Bénin, le poisson constitue la principale source de protéine et représente 30% à 40% de protéine d'origine animale consommé (FAO, 2010). En 2015, les besoins sur le plan national ont été estimés à plus de 144 247 tonnes tandis que la production halieutique nationale ne représente que 43 145 tonnes (Direction des Pêches, 2016). Pour compenser ce déficit, le pays est obligé d'importer des poissons congelés (Imorou Toko, 2007), avec des importations dépassant la production halieutique nationale et causant ainsi une perte de devise et une dépendance vis-à-vis de l'extérieur. Devant cet état de fait, le développement de l'aquaculture s'avère indispensable. L'accroissement de la production piscicole passe alors par la maîtrise des techniques de reproduction artificielle ainsi que la formulation d'aliments adéquats à la croissance des espèces élevées et accessibles à moindre coûts. En effet, l'alimentation constitue un poste important dans le processus d'élevage des espèces. De ce fait, plusieurs études ont été menées dans le but d'offrir aux producteurs des aliments pouvant couvrir les besoins des poissons tout en étant facilement accessibles (Delpuech *et al.*, 1976). Pour que ces formulations soient performantes, elles doivent satisfaire tout d'abord les besoins nutritionnels spécifiques de l'espèce élevée en termes d'énergie, de protéines, de lipides, de vitamines, et de sels minéraux. Les ingrédients qui la composent doivent ensuite être disponibles, moins coûteux et digestibles (Cowey 1993). La farine de poisson est la principale source protéique dans les aliments en raison de sa teneur élevée en protéines et de sa composition en acides aminés répondant aux besoins des poissons. Cependant, la baisse des pêches de capture associée à une

demande croissante de la farine de poisson, ont considérablement augmenté le coût de cet ingrédient. La farine de poisson disponible sur le marché local est d'une qualité douteuse et fluctuante. Il urge donc de trouver d'autres sources alternatives à cet ingrédient. Parmi les sources de protéines disponibles, les algues présentent une composition biochimique acceptable.

La spiruline (*Spirulina platensis* ou *Arthrospira platensis*), en raison de ses caractéristiques biochimiques, de son contenu élevé en acides aminés, minéraux, et acides gras a un grand intérêt dans la formulation des aliments (Hanel *et al.*, 2007). L'algue spiruline appartient au groupe des Cyanobactéries, bactéries capables de photosynthèse. La farine de spiruline peut remplacer jusqu'à 40% la farine de poisson chez les alevins du tilapia *Oreochromis mossambicus* (Olvera-Novoa *et al.*, 1998). Le remplacement total de la farine de poisson par la farine spiruline est possible chez les carpes (*Cyprinus carpio*) (Nandeeshia *et al.*, 1998) et le poisson-chat du Mekong géant *Pangasianodon gigas* (Tongsiri *et al.*, 2010). Mais les données relatives aux performances de croissance des poissons nourris à base de spiruline sont très peu documentées. Au Bénin, il existe des unités de production de la spiruline. Les déchets issus du processus de production et de conditionnement de la spiruline peuvent être utilisés en alimentation des poissons. C'est dans cette optique que s'inscrit le présent travail intitulé : « **Production de la spiruline (*Spirulina platensis*) et incorporation de ses déchets dans l'alimentation du Tilapia du Nil *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758)** ».

L'objectif général de ce travail est de produire la spiruline *Spirulina platensis* et de nourrir les alevins de *Oreochromis niloticus* avec les sous-produits afin d'améliorer le niveau alimentaire de la population béninoise. De façon spécifique, il s'agira de :

- ✓ Produire la spiruline *Arthrospira platensis*.
- ✓ Evaluer l'effet de l'incorporation des sous-produits de la spiruline sur les performances de croissance et de production d'*Oreochromis niloticus* nourris à la spiruline.

Les hypothèses formulées sont :

- ✓ L'efficacité alimentaire dépend des éléments nutritifs de la spiruline
- ✓ La spiruline favorise la croissance rapide des alevins.

Ce présent travail s'articulera autour de trois parties. La première partie sera consacrée à la synthèse bibliographique sur *Oreochromis niloticus* et la spiruline, la seconde partie quant à elle sera consacrée à la méthodologie utilisée pour la conduite des essais, et la dernière partie présentera les différents résultats obtenus ainsi que la discussion.

CHAPITRE I:  
SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

## 1. Synthèse bibliographique

### 1.1. Généralités sur la spiruline

#### 1.1.1. Historique

Les Aztèques étaient le peuple originel du Mexique qui s'est construit autour de zones lacustres. Bien que les poissons fournissent un apport protéique, cela ne suffisait pas à combler les besoins de ces populations (Farrar *et al.*, 1966). Les auteurs avaient suggérés que la source complémentaire de protéines tirait son origine, d'une ressource qui provenait du lac, appelée « Tecuitlat ». De par sa composition, le « tecuitlat » a joué un rôle important dans l'alimentation de la population Aztèque (Paniagua-michel *et al.*, 1993). Cependant, 125 ans après la colonisation, le développement de l'agriculture et de l'élevage du bétail a relégué le « tecuitlat » au rang du souvenir. Bien que déjà décrite par Wittrock et Nordstedt en 1844 (Fox, 1999) sous le nom de *Spirulina jenniferi platensis*, l'algue ne fut vraiment redécouverte que quelques 450 ans après, par le botaniste belge J. Leonard lors d'une expédition belgo-française basée au Tchad (1964 - 1965). En effet, ce dernier a constaté que les Kanembous du sud Kanem (Tchad) écumaient la surface des mares aux environs du lac Tchad, mares riches en carbonates de sodium, à la recherche de la fameuse algue abondante sur ce lac. Elle était récoltée sous forme d'une purée bleu-vert. Cette purée était ensuite utilisée dans la préparation de gâteaux vendus dans la région. Dangeard (1947) avait examiné ces gâteaux dès 1940 et avait constaté qu'ils étaient faits d'une algue bleue, *Spirulina platensis*. Les chercheurs belges démontreront qu'ils sont extrêmement riches en protéines (Leonard et Compère, 1967). La redécouverte par Léonard des gâteaux à base de spirulines, a fait naître beaucoup d'intérêt. L'analyse des gâteaux des Kanembous prouve que la spiruline, qui en constitue la masse essentielle, a un contenu fabuleux : 50 à 60 % de leur masse est faite de protéines de bonne qualité alimentaire, le reste représente des graisses pour 6 %, et des sucres pour 15 à 20 % (Sautier et Tremolieres, 1976). A cela s'ajoute tout une multitude de vitamines et une série d'autres molécules rares, fort utiles à une nutrition saine et complète. La valeur alimentaire de la spiruline a été clairement établie (Delpeuch *et al.*, 1975). Grâce à son contenu remarquable permettant maintes applications utiles, la spiruline est devenue très importante dans plusieurs domaines.

#### 1.1.2. Taxonomie

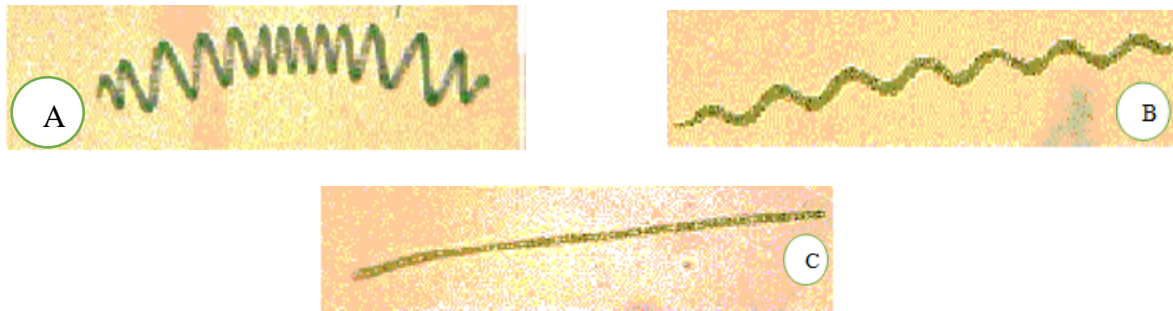
La taxonomie de la spiruline reste encore confuse jusqu'à ce jour. En effet, la spiruline est une cyanobactérie (anciennement désignée par le terme « algue bleue » puis cyanophycée). Elle appartient donc au domaine des bactéries (Bacteria) et se classe parmi les bactéries Gram négatif (Gram-) (Wheeler *et al.*, 2000). Les cyanobactéries forment l'essentiel des bactéries

capables de photosynthèse avec production d'oxygène et peuvent être unicellulaires ou pluricellulaires.

<u>Règne</u> :	Bactéria ou Monera
<u>Sous-règne</u> :	Prokaryota
<u>Phylum</u> :	Cyanophyta
<u>Classe</u> :	Cyanophyceae
<u>Ordre</u> :	Nostocales Oscillatoriales
<u>Famille</u> :	Oscillatoriaceae
<u>Genre</u> :	Arthrospira ou Spirulina
<u>Espèce</u> :	<i>Arthrospira platensis</i> ou <i>Spirulina platensis</i>

### 1.1.3. Morphologie, différentes formes et variétés de spiruline

La spiruline est une algue microscopique, cyanobactérie de couleur bleu-verte due à la présence des pigments. Il s'agit de la chlorophylle qui lui donne la couleur verte et la phycocyanine qui lui donne la couleur bleue. D'une longueur moyenne d'environ 250µm, elle a la capacité de réaliser la photosynthèse. Elle est composée de filaments mobiles de 10 à 12 µm de diamètre non ramifiés et enroulés en spirale, généralement en 6 ou 7 spires. Cette forme hélicoïdale lui donnant l'allure d'une minuscule ressort qui lui a valu son appellation de « Spiruline » (Geitler, 1932). Cependant les spirulines présentent différentes formes. On trouve des formes spiralées classiques, ondulées et parfois droites (figure 1). Cette particularité est en relation directe avec les conditions écologiques rencontrées dans leur habitat. Plus précisément, la spiruline est constituée de cellules empilées bout à bout formant ainsi un filament. L'enroulement du filament sur lui-même s'effectue suivant le sens des aiguilles d'une montre lorsqu'on regarde au-dessus de la spirale. Les facteurs environnementaux, tels que la température auraient cependant une influence sur l'orientation de l'hélice (Muhling *et al.*, 2003). Ainsi la spiruline change de forme en fonction des caractéristiques physico-chimiques du milieu dans lequel elle se trouve. Cette morphologie typique lui permet de se déplacer dans l'eau en adoptant le mouvement d'une vis.



**Figure 1:** Différentes formes prises par la Spiruline. A = Forme spiralée ; B= Forme ondulée ; C= Forme droite. (Source: Antenna Technologie modifiée.)

En ce qui concerne les variétés de spiruline nous avons les types Lonar, Toliara, Paracas et Maxima.

#### 1.1.4. Répartition géographique

Le biotope de la spiruline est assez particulier, elle pousse naturellement dans des eaux alcalines, chaudes, saumâtres, riches en nutriments azotés, phosphorés et en présence de la lumière. Son caractère thermophile et ses besoins importants en lumière limitent son aire de répartition à une bande intertropicale située environ entre 35° de latitude Nord et 35° de latitude Sud. A l'état naturel on retrouve la spiruline à la fois dans les lacs alcalins en Afrique (Tchad, Ethiopie, Tunisie), en Amérique latine (Mexique, Pérou), en Asie du Sud (Inde, Sri Lanka, Thaïlande) (Castenholz et Garrity, 2001).

#### 1.1.5. Conditions de croissance et reproduction

Les conditions de croissance de la spiruline sont spécifiques. Pour son développement la spiruline a besoin d'éléments tels que l'eau, les sels minéraux, le CO<sub>2</sub> et O<sub>2</sub> tirés du milieu de culture. Elle a aussi besoin de la lumière solaire. De même, elle a besoin des éléments tels que les phosphates, les carbonates, les nitrates, les sulfates et l'urée pour croître. La température du milieu a une influence sur la vitesse de croissance de la spiruline. Ainsi la température est optimale pour la croissance lorsqu'elle est comprise entre 28 et 40°C. La spiruline évolue dans les eaux saumâtres, chaudes, alcaline (8 < pH < 11). La construction de bassins sous serre serait favorable car cet abri constitue non seulement une protection contre le froid, l'évaporation, les insectes et les poussières mais aussi contre les pluies diluviennes, comme les orages, qui peuvent faire déborder les bassins et donc provoquer une perte ou au moins une dilution du milieu de culture. Le vent peut jouer également un rôle en créant une agitation qui favorise une dispersion homogène de la spiruline dans le milieu et son exposition à la lumière. Une forte intensité lumineuse conjuguée avec une agitation adéquate donnera la croissance optimale. La

reproduction de la spiruline est asexuée et s'effectue par division simple ou multiple par bourgeonnement ou encore par fragmentation des filaments (Falquet et Hurni. 2006).

### **1.1.6. Composition chimique de la spiruline**

La composition de la spiruline dépend des éléments chimiques dont elle dispose dans le milieu. Ainsi, en milieu artificiel, il est possible de jouer sur les intrants et d'agir sur sa composition. La culture en bassin permet de maîtriser la qualité par rapport au milieu naturel. La plupart des études sur la constitution de la spiruline du genre *Spirulina* connue aussi sous l'appellation de *Arthrospira platensis* montre qu'elle est une référence en raison de sa composition relativement constante même si elle varie selon la souche, les conditions de culture et le mode de conditionnement. La spiruline est riche en protéine (60 à 70 % de matière sèche), avec les acides aminés indispensables, 15 à 25 % de glucides, 6 à 8% de lipides ainsi que des vitamines, des minéraux (principalement des oligoéléments), de la chlorophylle et de phycocyanine, qui sont des antioxydants.

#### **1.1.6.1. Composition en protéines et acide aminées**

La teneur en protéine de la spiruline est assez élevée. Cependant en moyenne, la spiruline contient en poids sec 60 à 70 % de protéine. Par sa composition protéique, la spiruline est un aliment très riche (Clément, 1975 ; Fox, 1999). Le tableau 1 présente la composition en acides aminés de la spiruline.

**Tableau 1:** Composition en acides aminés de *Spirulina platensis* (Source: Takeuchi *et al.*, 2002).

Acides aminés essentiels	Quantité (g/100g)
Isoleucine	2,73
Leucine	5,27
Lysine	2,65
Méthionine	1,58
Phénylalanine	2,62
Thréonine	3,04
Tryptophane	0,73
Valine	3,33
Acides aminés non essentiels	Quantité (g/100g)
Alanine	4,57
Arginine	3,78
Acide aspartique	5,54
Cystéine	0
Acide glutamique	7,35
Glycine	2,86
Histidine	0,94
Proline	2,03
Sérine	3,03
Tyrosine	2,80

### 1.1.6.2. Compositions en lipide et en glucide

Les lipides représentent généralement de 6 à 8% du poids sec de la spiruline mais ce pourcentage peut atteindre 11% (Hudson et Karis, 1974). La composition en lipides totaux se caractérise par un bon équilibre entre acides gras saturés et acides gras polyinsaturés. Elle se subdivise en deux fractions : une fraction saponifiable « ou acides gras » (83%) et une fraction insaponifiable (17%) (Clément, 1975). Les glucides constituent 15 à 25 % de la matière sèche des spirulines (Falquet et Hurni, 2008).

### 1.1.6.3. Composition en Vitamines

La spiruline contient une large gamme de vitamines. Elle est très riche en vitamines du groupe B, notamment en vitamine B12. Même si la biodisponibilité de cette vitamine B12 n'est pas clairement établie, la spiruline demeure une source exceptionnellement élevée pour un végétal (Falquet et Hurni, 2006). D'autre part, elle se distingue par sa richesse en  $\beta$ -carotène (jusqu'à 80% des caroténoïdes totaux) convertible chez l'homme en vitamine A. La vitamine E est aussi retrouvée (Falquet et Hurni, 2006).

#### **1.1.6.4. Composition en minéraux et oligoéléments**

Les oligoéléments présents dans la spiruline sont le fer, le zinc, le cuivre, le sélénium, l'iode, le fluor, le chrome, le calcium et magnésium, les autres éléments, en quantité plus significative, sont considérés comme des minéraux (Falquet et Hurni, 2006).

#### **1.1.6.5. Composition en pigments**

La spiruline est riche en pigments responsables de sa couleur. Les principaux pigments sont la phycocyanine et la chlorophylle. La phycocyanine est une phycobiliprotéine. Seul colorant bleu alimentaire naturel. Les phycocyanines, composants de l'appareil photosynthétique des cyanobactéries, sont les protéines majeures de la spiruline. Naturellement colorées d'un bleu intense et pourvue d'une fluorescence rouge, elles sont responsables du bleuissement de la poudre de spiruline exposée trop longtemps à la lumière : moins sensible que la chlorophylle, leur couleur domine lorsque le vert chlorophyllien disparaît (Australian *et al.*, 2006). C'est aussi aux phycocyanines que l'on doit l'intense couleur bleue qui apparaît plus ou moins rapidement lorsque l'on réhydrate de la spiruline sèche : l'éclatement des cellules libère ces protéines très solubles dans l'eau, alors que la chlorophylle reste associée aux débris cellulaires.

## **1.2. Généralités sur *Oreochromis niloticus***

### **1.2.1. Position systématique de *Oreochromis niloticus***

La position systématique de *Oreochromis niloticus* est la suivante :

<u>Règne</u> :	Animal
<u>Embranchement</u> :	Gnathostome
<u>Classe</u> :	Téléostéen
<u>Ordre</u> :	Perciforme
<u>Famille</u> :	Cichlidae
<u>Genre</u> :	<i>Oreochromis</i>
<u>Espèce</u> :	<i>Oreochromis niloticus</i>
<u>Autres appellations</u> :	Tilapia du Nil

Noms locaux : fon : Akpavi ; dendi : Fotoforoh ou Kossia- Bi

### 1.2.2. Caractères morphologiques

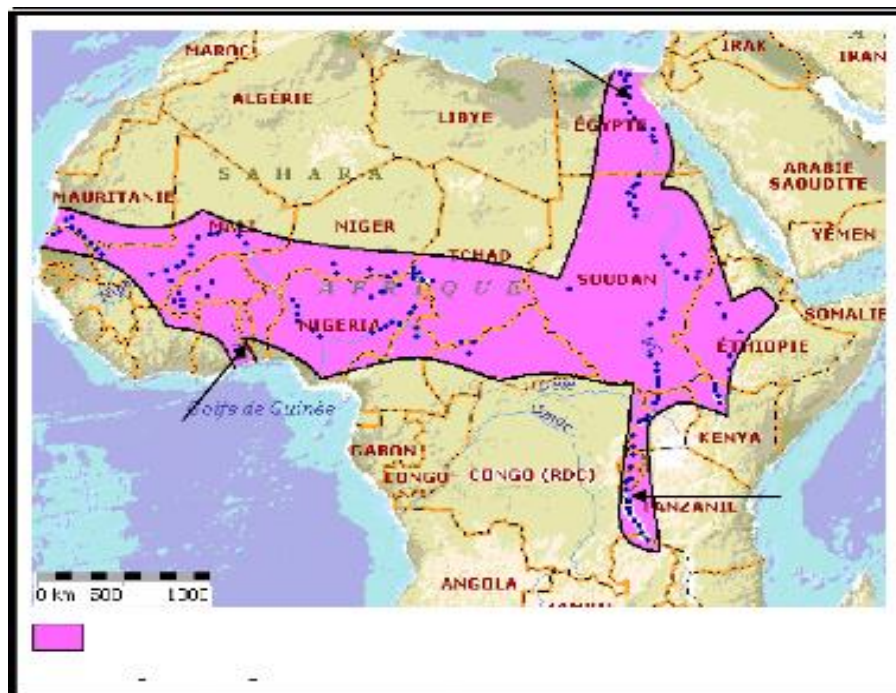
*Oreochromis niloticus* se distingue aisément par certaines caractéristiques typiques à la famille Cichlidae. Il présente un corps non aplati couvert entièrement ou partiellement d'écailles (cycloïdes et parfois cténoïdes). C'est un poisson à squelette osseux avec une seule ouverture branchiale de chaque côté. La tête porte une narine et un œil de chaque côté. Le premier arc branchial compte 27 à 33 branchiospines. La ligne latérale est interrompue. Des rayons épineux et mous forment une ligne continue de la nageoire dorsale qui contient 16 - 17 épines et 11 à 15 rayons mous. La nageoire anale a 3 épines et 10 à 11 rayons. La nageoire caudale est tronquée. La couleur des nageoires pectorales, dorsale et caudale pendant la saison de frai devient rougeâtre (Trewavas, 1983). On note également l'existence de trois à quatre séries de dents sur chaque mâchoire et six chez les spécimens dépassant 20cm (Longueur Standard). *Oreochromis niloticus* est une espèce facilement reconnaissable grâce aux bandes verticales régulières noires qui existent sur la nageoire caudale (figure 2). La teinte générale est grisâtre, relativement foncée chez l'adulte. Le dos est vert-olive ; les flancs sont plus pâles avec six à neuf bandes transversales peu apparentes, le ventre est blanchâtre. Les nageoires pelviennes sont grises et celles pectorales sont transparentes. La tache tilapienne ne se distingue pas les adultes, mais les alevins en possèdent une assez apparente.



Figure 2 : *Oreochromis niloticus*

### 1.2.3. Répartition géographique

*Oreochromis niloticus* présente une répartition originelle strictement africaine couvrant les bassins du Nil, du Tchad, du Niger, des Volta du Sénégal et du Jourdain. Originnaire du Haut Nil, l'espèce a d'abord progressée vers le sud, colonisant tous les lacs du sud-africains jusqu'au lac Tanganika. Par les bassins du Tchad et du Niger, elle a aussi colonisé l'Afrique centrale et de l'ouest. Son expansion est encore en cours, notamment dans les rivières côtières de l'Afrique occidentale et dans certains affluents du haut Niger (figure 3). Elle fut introduite dans de nombreuses régions du globe telles que l'Asie, l'Amérique, l'Europe (Philippart et Ruwet, 1982).



**Figure 3** : Répartition originelle de *O. niloticus* (Source: FAO, 2002)

### 1.2.4. Biologie, écologie de *Oreochromis niloticus*

Le tilapia *Oreochromis niloticus* est un poisson d'eau douce, qui résiste bien aux manipulations, s'adapte aux conditions de captivité et ne présente que de rares événements pathologiques. C'est donc un poisson robuste avec une croissance rapide (Welcomme, 1972). Cette espèce supporte de larges variations des facteurs écologiques du milieu aquatique en colonisant des milieux extrêmement variés (Pullin et Lowe-McConnel, 1982). C'est un poisson thermophile qui préfère les températures de 14 à 35°C ; en conditions extrêmes, il peut supporter des températures de 7 à 41°C pendant plusieurs heures (Balarin et Hatton, 1979). Il supporte également une salinité de 0,015 à 30 ppm et un pH de 5 à 11. Du point de vue concentration en

oxygène dissous, cette espèce peut supporter de vivre plusieurs heures à des teneurs en oxygène dissous de l'ordre de 0,1 ppm (partie par million) (Mélard, 1986).

#### **1.2.4.1. Reproduction**

Le sexe peut se distinguer de façon macroscopique en examinant la papille génitale. Chez le mâle, elle est protubérante en forme de cône et porte un pore urogénital à l'extrémité, alors que chez la femelle, elle est arrondie avec une fente transversale au milieu (pore génital) et un pore urinaire à l'extrémité.

#### ***Reproduction en milieu naturel***

De façon naturelle, la reproduction chez *Oreochromis niloticus*, a lieu lorsque la température est supérieure à 22°C. Les mâles se réunissent sur une zone de nidification à faible profondeur et sur un substrat meuble (gravier, sable, argile). Chaque mâle délimite et défend un territoire, en y aménageant un nid où il tentera d'attirer et de retenir une femelle mature et prête à pondre (Ruwet *et al.*, 1975). Il s'agit d'une organisation sociale en arène de reproduction. Les femelles qui vivent en bande à proximité de l'aire de reproduction n'effectuent que de brefs séjours sur les arènes. Allant d'un territoire à l'autre, elles sont courtisées par des mâles successifs jusqu'au moment où, s'arrêtant au-dessus de la cuvette d'un nid, elles forment chacune un couple éphémère. Après une parade de synchronisation sexuelle, la femelle dépose un lot d'ovules, le mâle les féconde immédiatement, puis la femelle les prend en bouche pour les incubes. Le nombre et la taille des ovules sont en rapport avec la taille de la femelle. Les travaux de McBay (1961) rapportent une moyenne de 300 œufs par ponte à intervalles de six (6) semaines. La ponte dure à peu près 30 minutes. Cette opération peut être recommencée, soit avec le même mâle, soit avec un autre mâle dans un territoire voisin (Ruwet, 1963). Lorsque la femelle a fini de pondre, elle s'éloigne de l'arène où les mâles demeurent cantonnés et emportent en bouche les œufs fécondés qu'elle va incubes dans des zones abritées. L'éclosion a lieu dans la bouche de la femelle quatre (4) à cinq (5) jours après la fécondation et la vésicule vitelline est complètement résorbée à l'âge de onze (11) à dix-huit (18) jours post-fécondation. La durée de cette phase dépend principalement de la température (Mélard, 1986). Dès que la vésicule vitelline est résorbée et que les alevins sont capables de prendre de la nourriture exogène, la femelle laisse s'échapper de la bouche un nuage d'alevins qui s'oriente par rapport à la mère et se réfugie dans sa bouche au moindre danger et à l'appel de ses mouvements (Voss et Ruwet, 1966). Lorsque les alevins atteignent une taille de neuf (9) à dix (10) millimètres, ils s'affranchissent définitivement de leur mère, celle-ci les libère en eau peu profonde (sur les

bords) où ils s'organisent en banc et continuent leur croissance (Melard, 1986). Une femelle en bonnes conditions peut se reproduire avec une périodicité de trente (30) à quarante (40) jours (Ruwet *et al.*, 1975) quand la température est comprise entre 25-28°C. Une même femelle peut donc produire 7-8 pontes par an. Cependant toutes les femelles d'un lot sont loin de se reproduire aussi fréquemment (Mires, 1982).

### ***Reproduction artificielle***

Les tilapias sont très résistants, et particulièrement appréciés pour leur robustesse, leur large distribution, leur taux de croissance important et leur reproduction aisée. Ces particularités biologiques conduisent, en milieu contrôlé, à une surpopulation (Lazard, 1980). C'est pourquoi le contrôle strict de la reproduction devrait permettre d'améliorer la rentabilité des élevages. Les techniques envisagées pour contrôler la reproduction des poissons cherchent à agir sur le développement des gonades, soit en modulant leurs activités (stimulation, inhibition temporaire ou définitive), soit en les orientant vers le sexe qui possède les meilleures potentialités aquacoles (population monosexue) (Mires, 1982). La population monosexue consiste à la sélection des poissons géniteurs, il est important de choisir des poissons adultes, sains et robustes, qui présentent les caractéristiques typiques de la lignée génétique choisie. De ce fait les tilapias deviennent sexuellement différencié quelques jours après la résorption du sac vitellin (Mélard, 1986). La technique d'inversion hormonale du sexe, démontrée pour la première fois (Yamamoto 1964 *in* FAO, 2002), consiste à obtenir une population d'individus phénotypiquement identiques par administration de stéroïdes, à des doses et selon des moments, des modes et des temps d'administration propres à chaque espèce (Baroiller, 1996). Ainsi avec les androgènes, les alevins à génotype femelle sont amenés à se développer comme des mâles fonctionnels, ce qui conduit à l'obtention d'une population à phénotype 100% mâle. L'inversion directe consiste à administrer le 17 $\alpha$ -méthyltestostérone aux alevins avant qu'ils n'aient atteint la différenciation sexuelle (avant le 60<sup>ème</sup> jour chez *O. niloticus*). Ce traitement est appliqué depuis 3 à 7 jours après l'éclosion pendant 2 à 4 semaines, ce qui permet d'obtenir 95 à 100 % de mâles à la suite de l'inversion des femelles en mâles à génotype femelle.

La préparation et l'administration de l'aliment sont décrites par Rothbard *et al.*, 1983. Le 17  $\alpha$  méthyl testostérone (MT) est ajouté à l'aliment commercial en poudre ou à la farine de poisson en poudre, contenant plus de 40% de protéine, en la dissolvant dans 95 à 100 pour cent d'éthanol, qui est mélangé aux aliments pour obtenir une concentration de 60 mg MT/kg après évaporation de l'alcool. L'alcool est toujours ajouté à 200 ml/kg d'aliment et bien mélangé jusqu'à ce que tout l'aliment soit humide. L'aliment humide est séché à l'air sans être exposé à

la lumière solaire directe, ou remué dans un mélangeur jusqu'à ce qu'il soit sec, et ensuite il est stocké à l'abri de la lumière dans des conditions car les androgènes se décomposent une fois exposés à la lumière du soleil ou aux températures élevées. Les alevins sont stockés à 3 000 à 4 000/m<sup>2</sup> dans les bassins avec renouvellement d'eau. Des densités de plus de 20 000/m<sup>2</sup> sont adoptées si la bonne qualité d'eau peut être maintenue. Un taux d'alimentation initiale de 20 à 30 pour cent du poids corporel par jour est graduellement diminué à 10 ou 20 pour cent vers la fin de la troisième et quatrième semaine de l'inversion sexuelle. Les rations sont ajustées quotidiennement, et l'alimentation est distribuée quatre fois ou plus par jour. Si l'inversion sexuelle est menée dans les bassins, les aliments doivent être d'une consistance qui leur permet de flotter. Autrement une quantité considérable d'aliment serait perdue puisqu'elle s'entasse sur le fond du bassin. L'inversion sexuelle permet d'atteindre un poids moyen de 0,2 g après trois semaines et 0,4 g après quatre semaines.

### **1.2.5. Régime alimentaire**

Plusieurs travaux relatifs aux contenus stomacaux d'*Oreochromis niloticus* révèlent qu'en milieu naturel l'espèce est essentiellement phyto-planctonophage, mais peut aussi ingérer des algues bleues, du zooplancton ainsi que des sédiments riches en bactéries et diatomées (Moriarty, 1973). Il convient de relever que l'acidité gastrique particulièrement forte chez *Oreochromis niloticus*, lui permet d'être parmi les rares espèces à pouvoir digérer les cyanophycées (abondante source de protéines) sans concurrence notable avec d'autres espèces piscicoles dans l'écosystème aquatique (Lauzanne, 1988). Cette capacité phénoménale d'adaptation à divers aliments et déchets est à la base de sa haute potentialité pour la pisciculture. Mais en milieu artificiel, cette espèce est pratiquement omnivore, valorisant divers déchets agricoles (tourteaux d'oléagineux, sons, etc.), et animaux (sang, viscères), acceptant facilement des aliments composés sous forme de granulés (Kestmont *et al.*, 1989).

### **1.2.6. Besoins nutritionnels**

#### **1.2.6.1. Besoins en protéines**

Les besoins en protéine alimentaire chez les poissons de manière générale et en particulier chez *Oreochromis niloticus* varient en fonction de l'âge, de la taille du poisson, de la source protéique, de la qualité de l'eau et des sources d'élevage (De Silva et Perera, 1985). Il existe une abondante littérature sur les besoins ou les teneurs optimales en protéines des rations destinées aux tilapias. Selon la taille des poissons et la teneur énergétique des rations. Les taux de protéines brutes recommandés peuvent varier de 25 à plus de 35 % (De Silva et Perera, 1985). Selon El Sayed et Teshima (1992), durant les stades larvaires les besoins protéiques sont

relativement élevé 50% mais il diminue quand la taille augmente. Chez les juvéniles elle est comprise entre 30 à 40% et chez l'adulte 20 à 30% (El Sayed et Teshima, 1992).

#### **1.2.6.2. Besoins en lipides**

L'apport de lipides dans l'alimentation des poissons est d'abord indispensable pour satisfaire les besoins en acides gras essentiels, acides gras non synthétisés par l'organisme et nécessaires au métabolisme cellulaire (pour la synthèse des prostaglandines et composés similaires) ainsi qu'au maintien de l'intégrité des structures membranaires. Les lipides servent aussi de vecteur lors de l'absorption intestinale des vitamines liposolubles (vitamines A, D, E, K) et des pigments caroténoïdes. Enfin, les lipides, généralement bien digérés, jouent également un rôle majeur pour la fourniture d'énergie, rôle d'autant plus important chez les poissons que la majorité de ces derniers digèrent mal les glucides complexes (Guillaume *et al.*, 1999). La quantité de lipides à apporter pour un régime dépend de la source de matières grasses et de l'équilibre protéines énergie du régime. En utilisant des régimes iso-caloriques à teneurs en lipides variables, De Silva et Perera (1985) mettent en évidence une épargne des protéines chez l'alevin du tilapia rouge, qui augmentait avec l'incorporation croissante des lipides dans le régime, jusqu'à un maximum de 18 %. Takeuchi *et al.* (1983) ont montré que chez les tilapias, le besoin en acides gras de la série oméga 6 (acide linoléique 18 : 2 w6) est plus important. Ce besoin est évalué à 0,5 % du régime.

#### **1-2-6-3. Besoins en vitamines et minéraux**

Certains aliments composés contiennent un supplément vitaminé et minéral appelé prémix. Il faut toutefois signaler que la vitamine B<sub>12</sub> peut être synthétisé dans l'intestin de l'espèce. Il n'est donc pas nécessaire de l'inclure dans le régime (Lovell et Limsuwan, 1982).

#### **1-2-6-4. Besoins en énergie**

L'efficacité de l'utilisation des nutriments d'un régime chez le poisson est généralement appréciée en termes de pourcentage de rétention des protéines ou d'énergie. Kaushik *et al.* (1993) estiment les besoins énergétiques d'entretien de *O. niloticus* à 70 kJ/kg de poids vif/j (température 28-30°C). Par rapport aux autres espèces, *O. niloticus* fixe de manière générale avec une meilleure efficacité les protéines ingérée avec un taux de fixation des protéines et d'énergie est supérieure à 55%. La rétention de l'énergie sous forme non protéique serait par contre beaucoup plus faible chez le tilapia (30-41%) (Luquet 1993).

## CHAPITRE II : MATERIEL ET METHODES

## 2. MATERIEL ET METHODES

### 2.1. Présentation des lieux de stage

Le présent travail a été réalisé à l'Unité de Production de la Spiruline de l'Institut Régional pour le Développement et la Santé (UPS-IREDESA) et sur la ferme d'expérimentation du Laboratoire d'Ecologie et de Management des Ecosystèmes Aquatiques (LEMEA).

La production de la spiruline s'est déroulée à UPS-IREDESA à Pahou. Cette unité de production est située à Pahou dans la commune Ouidah, département de l'Atlantique. Elle est équipée de trois (3) compartiments. Un compartiment pour la production, un second pour l'obtention de la matière sèche de la spiruline et le dernier pour les besoins du personnel. Le premier comporte trois (3) grands bassins servant à la production. Le second est équipé de la salle de pressage, séchage et de conditionnement. Et enfin le dernier compartiment est constitué de deux (2) vestiaires et deux (2) toilettes.

La ferme de pisciculture LEMEA est située dans l'enceinte de l'Université d'Abomey Calavi. Elle s'étend sur une superficie de 2795,072m<sup>2</sup> et est limité au nord par le centre de Valorisation des Déchets en Energie Renouvelable et en Agriculture, au sud par le site de génie civil de l'EPAC, à l'est par le village EPAC et à l'ouest par la clôture de l'UAC.

La ferme dispose de :

- Vingt-quatre (24) bassins circulaires en béton (diamètre 1,2m, hauteur 1m).
- Dix-huit (18) bassins rectangulaire en béton (L= 1,2m, l=1m, H=1m).
- deux (2) bassins de productions (L=8m, l=4m, H=1m).
- Un filtre biologique
- Un château d'eau alimenté par un forage.
- Un bâtiment comportant une salle de cours, une écloserie, un bureau et un magasin.
- Une aire de séchage des aliments (L=6m, l=4m).
- Un bloc de deux toilettes.

### 2.2. Culture de la spiruline *Spirulina platensis*

L'Unité de Production de la Spiruline est équipée de trois bassins arrondis aux angles en béton d'une superficie de 70 m<sup>2</sup> chacun. Il est installé sur chaque bassin une serre permettant de le protéger contre les excès de pluie, de soleil ou de froid, et contre les chutes de feuilles, fientes d'oiseaux, vents de sable et débris divers, tout en lui permettant de respirer. Une roue à aube (agitateur) permet l'agitation du bassin afin d'homogénéiser, favoriser l'élimination de l'oxygène et assurer une bonne répartition de l'éclairage parmi toutes les spirulines.

### 2.2.1. Ensemencement

Après le nettoyage des bassins, ces derniers sont remplis d'eau. L'ensemencement de la spiruline se fait quelques jours après (3 jours) afin d'éviter que l'alcalinité du ciment frais puisse jaunir très rapidement la spiruline. Pour l'ensemencement il faut disposer des intrants, d'une balance pour peser et d'une bonne souche de spiruline. La souche Lonar est cultivée dans l'unité. Le bassin (figure 4) contient 10 m<sup>3</sup> d'eau pour une hauteur 20 cm. Pour 1 m<sup>3</sup> d'eau on a :

- ✓ 8kg de bicarbonate de sodium NaHCO<sub>3</sub>
- ✓ 2kg de sel marin NaCl
- ✓ 2kg de nitrate de sodium NaNO<sub>3</sub>
- ✓ 0,12kg de phosphate diammonique H(NH<sub>4</sub>)<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>
- ✓ 0,2kg de sulfate de magnésium MgSO<sub>4</sub>
- ✓ 0,02kg d'urée CO(NH<sub>2</sub>)
- ✓ 0,02kg de chaux Ca(OH)
- ✓ 0,01kg de sulfate de fer FeSO<sub>4</sub>

Après avoir pesé les intrants, ils sont ensuite transvasés dans le bassin et on démarre la roue à aube. Après homogénéisation, on ajoute la souche mère.

### 2.2.2. Récolte et essorage

Lorsque la culture commence à être concentrée en spiruline (transparence), on peut la récolter.



**Figure 4:** Vue d'un bassin

Avant la récolte les règles d'hygiène doivent être respectées. La récolte se fait très tôt le matin à partir de sept heures (7h). Elle consiste à filtrer le milieu de culture à travers deux dispositifs, en général superposés. Les filtres sont sur des supports de telle manière que le liquide issu de

la filtration se retrouve dans le bassin (figure 5). Le premier est constitué d'une toile fine (maillage environ 300  $\mu\text{m}$  de diamètre) qui retient les grosses particules. Le second est un tissu à mailles encore plus fines (environ 30  $\mu\text{m}$ ) qui retient la spiruline (figure 6). Après la filtration, on laisse égoutter la biomasse pendant quelques minutes. La biomasse humide obtenue est mise en colis dans les toiles et ensuite pressée dans la salle de pressage (figure 7). On obtient ainsi la



Figure 5 : Dispositif de filtration



Figure 6 : Récolte de la spiruline

### 2.2.3. Séchage



Figure 7: Pressage de la spiruline



Figure 8: Spiruline fraîche

A l'aide d'une extrudeuse la biomasse fraîche sera transformée en spaghettis. Les spaghettis sont ensuite étalés sur des claies métalliques afin de pouvoir la sécher plus facilement. Le séchage se fait dans une étuve pendant 4 à 5h à 60°C. La norme de la teneur en eau de spiruline sèche est inférieure à 10%. En général la spiruline vouée à la commercialisation contient 7 % d'eau. Le séchage dans une étuve semble ne pas modifier de façon notable les propriétés de la spiruline.

La spiruline sèche sous forme de paillettes est alors broyée pour obtenir la forme poudre et conservée dans un récipient étanche à l'abri de l'humidité et de la lumière. La spiruline peut être conditionnée dans des sachets opaques, boîtes ou flacons sous formes de paillettes, de poudre, de gélules et de comprimés. Le suivi du bassin de culture consiste tout d'abord à faire une observation visuelle de l'aspect du bassin (contrôle du milieu de culture) ensuite prendre

les paramètres physico-chimiques des mesures du milieu de culture (température, transparence, pH). Et enfin vérifier la couleur de la spiruline dans le bassin. Lorsque le milieu est moins concentré il faut lui apporter des intrants.

### 2.3. Poissons expérimentaux

Les mono-sexes mâles de *Oreochromis niloticus* ont été achetés à la ferme "Dieu Exauce" située à Tori-Avamè dans la commune de Tori-Bossito. Les alevins sont restés à jeun pendant 72h à compter de la veille du transport. Le transport s'est fait tôt le matin à l'aide d'une moto tricycle. Les alevins ont été transportés dans des bidons de 25 litres à raison de cent vingt (120) alevins par bidon. Arrivé sur la ferme, ils ont été stockés dans cinq (5) bassins à une densité de cinquante (50) poissons par m<sup>3</sup> puis acclimaté pendant une semaine. Au cours de cette phase d'acclimatation, ils ont été nourris une fois par jour avec un mélange des aliments expérimentaux. Avant le démarrage de l'expérience, ils ont été répartis dans neuf (9) bassins à une densité de mise en charge de 50 alevins par m<sup>3</sup>.

### 2.4. Dispositif expérimental

Le dispositif expérimental est constitué de neuf (9) bassins de forme circulaire en béton (Diamètre=1,2m ; Hauteur 1m). Ces bassins fonctionnent en circuit fermé. Ce système de trop plein permet d'assurer le renouvellement de l'eau à un débit d'environ 3L par minute environ. Une partie de chaque bassin est recouvert de claie dans le but de réduire les grandes variations de la température et le développement des algues. Les bassins ont été regroupés en triplica recevant un régime alimentaire chacun.

### 2.5. Ingrédients

Pour la formulation des aliments nous avons utilisé des ingrédients tels que les farines de poisson et de sang et un aliment testé A<sub>1</sub>. Les ingrédients entrant dans la formulation de l'aliment sont : le farine de poisson, la farine de sang et les sous-produits de spiruline, tourteaux de soja et de coton, son de maïs, huile de palme et du sel de cuisine (NaCl).

La farine de poisson utilisé dans la présente expérience est obtenue à partir de *Sardinella sp*. Il a été acheté au marché Dantokpa et séché pendant trois (3) jours au soleil avant d'être transformé en farine. Le sang de bœuf a été collecté à l'abattoir d'Abomey-calavi. Après la collecte nous avons procédé à la pré-cuisson à la vapeur puis au découpage en de très petits morceaux. Ils sont ensuite séchés au soleil pendant 72h avant d'être moulu.

Trois aliments expérimentaux iso-protéiques (35% de protéine) et iso-énergétiques (18-19KJ/g) sont testés. Le Skretting est un aliment commercial importé de la France, il est utilisé comme

l'aliment de référence. L'aliment contrôle A<sub>0</sub> contient 30% de la farine de poisson et l'aliment A<sub>1</sub> contient 10% de la farine des sous-produits de spiruline en remplacement partiel à la farine de poisson.

Le tableau 2 nous renseigne sur la formule alimentaire.

Tableau 2 : Formulation des différents aliments

Aliments expérimentaux (g/100g)	Skretting <sup>1</sup>	A <sub>0</sub>	A <sub>1</sub>
<b>Ingrédients</b>			
Farine de poisson	-	30	10
Farine de sang	-	7	9
Farine de spiruline	-		10
Tourteau de soja	-	15	25
Tourteau de coton	-	11	18
Son de maïs	-	34	25
Huile de palme	-	2	2
Sel (NaCl)	-	1	1
Total	-	100	100
<b>Composition proximale</b>			
Matières sèches (%)		90,18	90,32
Protéines brutes (%/MS)		35,9	35,71
Lipides brutes (% /MS)		8,29	8,95
Cendres (%/MS)		8,04	6,82
Energie brute (KJ/g) <sup>2</sup>		18,31	18,68
Prix des aliments (FCFA/kg)	1000	540	340

1 Composition biochimique de Skretting: protéiques brutes 35%; matières grasses brutes 9%; cellulose brutes 3,3%; cendres brutes 7,5%; calcium 1,5%; sodium 0,2%; phosphore 1%. Microéléments (kg) : Fer 42 mg; Iode 2,1 mg; Cuivre 5 mg; Manganèse 16 mg; Zinc 100mg. Les antioxydants (kg): Ethoxyquinine : 50mg.

Ingrédients : farine de blé, amidon de maïs, tourteau de soja, protéines animales transformées de volailles, farine de poisson, huile de colza.

L'énergie brute a été calculée selon la formule de Guillaume *et al.* 1999. Selon la formule on a 23,7 KJg<sup>-1</sup> de protéines, 39,5 KJg<sup>-1</sup> de lipides et 17,2 KJg<sup>-1</sup> glucides. (MS= matière sèche)

Le processus de fabrication des aliments consiste tout d'abord à faire un mélange homogène des ingrédients (figure 10) pesés à l'aide d'une balance de la marque DOMO (figure 9). Ensuite de

l'eau tiède sera ajoutée afin d'obtenir une pâte. Cette pâte est passée dans une granuleuse (hachoir avant d'obtenir des spaghettis) (figures 11 et 12) qui seront enfin séchés pendant trois (3) jours puis concassés à la main. Les granulés obtenus sont stockés dans des sachets en plastiques hermétiquement fermés et conservés au congélateur jusqu'au nourrissage.



Figure 9 : Une balance



Figure 10 : Mélange des ingrédients



Figure 11 : La granuleuse



Figure 12 : Aliments granulés

## 2.6. Pêche de contrôle

Le nourrissage se fait manuellement à satiété trois fois par jour à neuf heures (9h :00), treize heures (13h00) et dix-sept heures (17h00).

Les pêches de contrôle se font toutes les deux semaines. Au cours de cette pêche de contrôle, les bassins sont entièrement vidangés et nettoyés. Le nombre de poisson est noté. La biomasse des poissons a été pesée à l'aide d'une balance électronique de marque DOMO.

## 2.7. Contrôle de la qualité de l'eau

Les paramètres physico-chimiques tels que la température (°C), oxygène dissous (mg/L), le pH, la salinité (psu), le TDS (soldes totaux dissouts), conductivité de l'eau sont prise chaque semaine à trois reprises au moyen du paramètre HANNA 9829 (figure 13).



**Figure 13** : Photo du multi paramètre HANNA 9829

## 2.8. Paramètres zootechniques

Pour estimer la croissance des poissons au cours de l'élevage et caractériser l'efficacité des aliments distribués, différents paramètres zootechniques et indices ont été calculés. Il s'agit du :

➤ **Poids moyen initial ( $Pm_i$ )**

$Pm_i(g)$  = biomasse initiale (g) / Nombre initial de poisson

➤ **Poids moyen final ( $Pm_f$ )**

$Pm_f(g)$  = biomasse final / Nombre total de poisson

➤ **Gain de biomasse finale**

$B_f$  = Nombre final  $\times$  Poids moyen final

➤ **Taux de survie (TS)**

$TS(\%)$  = (Nombre d'individu en fin d'expérimentation / Nombre d'individu initial)  $\times 100$

Il permet d'évaluer le poids gagné par le poisson chaque jour, en pourcentage de poids vif.

$TCS (\%/j)$  =  $100 \times (\ln Pm_f - \ln Pm_i) /$  Durée de l'expérimentation

➤ **Gain de poids**

$GP(\%)$  =  $((Pm_f - Pm_i) / Pm_i) \times 100$

➤ **Gain de Poids Journalier (GPJ)**

Ce coefficient permet d'évaluer l'efficacité des aliments utilisés sur la croissance des poissons.

Il se traduit par la formule suivante.

$GPJ(g)$  =  $P_f - P_i /$  Nombre de jours

➤ **Taux de Conversion Alimentaire (TCA)**

Permet d'évaluer la quantité d'aliment qu'il faut donner pour obtenir 1kg en termes de croissance.

$TCA$  = Quantité d'aliment distribué / Gain de biomasse

➤ **Rendement ( $g/m^3$ )**

$$R (g /m^3) = (B_f - B_i) / \text{volume}$$

➤ **Production annuelle ( $g/m^3 /an$ )**

$$PA (g/m^3 /an) = (R \times \text{Nombre de jours}) / 365$$

## 2.9 Analyses statistiques

Les données collectées ont été encodées dans un tableau Microsoft Excel. Elles ont servi à calculer les paramètres zootechniques des poissons. Pour chaque paramètre la moyenne accompagnée de l'écart-type ont été calculée. Ces résultats sont analysés statistiquement par l'analyse de variance à un critère (ANOVA 1) suivi du test de comparaison des moyennes selon Duncan (1955). Ces analyses ont été effectuées au seuil de significativité de 5% avec le programme statistique SPSS Version 22.0.

CHAPITRE III :  
RESULTATS ET DISCUSSION

### 3. RESULTATS ET DISCUSSION

#### 3.1. Résultats

Les résultats de la production de la spiruline sont présentés dans le tableau ci -après.

Tableau 3 : Résultats de la production de la spiruline

Durée	Nbre de récolte	Biomasse fraîche (kg)	Moy±ec	Biomasse sèche (kg)	Moy±ec
Semaine 1	1	6,03	8,73±3,50	1,85	2,35±0,82
	2	7,58		2,33	
	3	14,76		3,73	
	4	6,73		1,64	
	5	8,57		2,20	
Semaine 2	1	10,29	10,72±2,79	2,74	2,72±0,63
	2	6,98		1,87	
	3	12,83		3,20	
	4	9,45		2,35	
	5	14,02		3,43	
Semaine 3	1	11,97	10,56±1,99	2,67	2,48±0,35
	2	9,00		2,33	
	3	13,30		3,00	
	4	9,75		2,27	
	5	8,76		2,15	
Semaine 4	1	8,15	9,81±3,99	2,05	2,52±1,08
	2	6,91		1,75	
	3	14,36		3,76	

#### 3.1.1. Paramètres physico-chimiques de l'eau des bassins

Le tableau 4 présente les valeurs moyennes des paramètres physico-chimiques de l'eau de chaque bassin.

Tableau 4: Les valeurs moyennes des paramètres physico-chimiques de l'eau des bassins.

Paramètres	SK	A <sub>0</sub>	A <sub>1</sub>
pH	5,74 ± 0,23	5,78 ± 0,23	5,80 ± 0,33
Taux de saturation	30,90 ± 17,80	21,38 ± 15,36	31,95 ± 18,08
Oxygène dissous (mg/l)	2,90 ± 1,52	2,50 ± 1,43	2,53 ± 1,40
Conductivité (μS/cm)	150,32 ± 75,04	165,35 ± 80,05	160,26 ± 81,38
TDS (ppm)	81,02 ± 39,51	82,21 ± 38,97	80,15 ± 40,63
Salinité (psu)	0,07 ± 0,07	0,07 ± 0,07	0,07 ± 0,07
Température (°C)	29,90 ± 0,45	30,10 ± 0,55	29,91 ± 0,55

Les caractéristiques de la qualité de l'eau dans tous les bassins durant l'expérience sont résumées dans le tableau ci-dessous. Le pH de l'eau varie de 5,74 à 5,80, oxygène dissous à partir de 2,50 à 2,90 mg/L et la température est dans intervalle de 29,90 à 30,10°C. Aucune différence significative n'a été observée entre tous ces paramètres ( $p > 0,05$ ).

### 3.1.2. Paramètres zootechniques

#### 3.1.2.1. Paramètres zootechniques.

#### 3.1.2.2. Croissance des alevins

La figure 14 montre l'évolution de la croissance des alevins de *O. niloticus* au cours de l'expérience. On constate que les poids moyens finaux les plus élevés sont obtenus chez les poissons nourris aux aliments A<sub>0</sub> ( $38,48 \pm 2,03$ g) et SK ( $37,37 \pm 0,75$ g). Le poids moyen le plus faible est obtenu chez les poissons nourris avec le régime A<sub>1</sub> ( $31,40 \pm 0,51$ g). Le test d'ANOVA montre qu'il existe une différence significative entre les poids moyens finaux des poissons nourris aux régimes SK, A<sub>0</sub> et ceux nourris au régime A<sub>1</sub> ( $p < 0,05$ ).

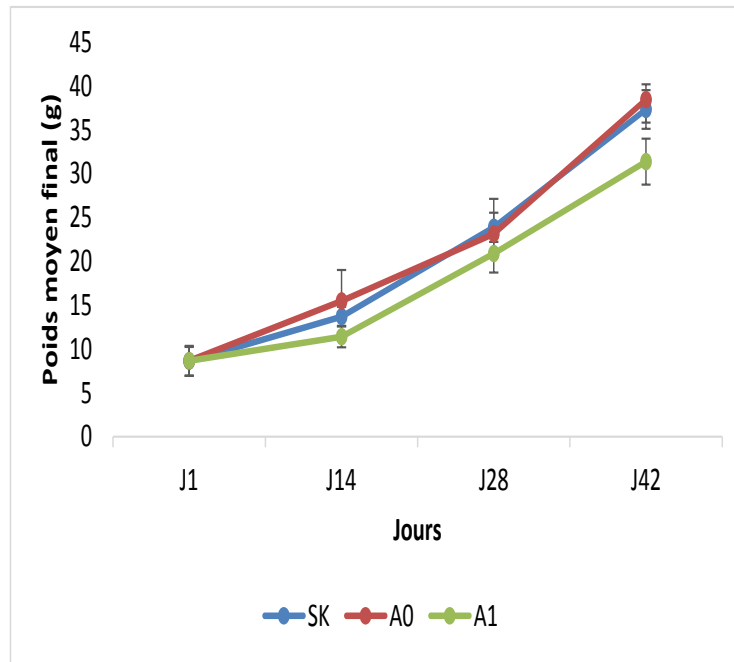


Figure 14 : Evolution de la croissance des alevins de *O. niloticus* au cours de l'expérience

Le tableau 5 présente les indices de performance de croissance des alevins de *O. niloticus* nourris aux régimes expérimentaux pendant 42 jours.

Tableau 5: Indice de performance de croissance de alevins de *O. niloticus* nourris aux régimes expérimentaux.

Paramètres	Skretting	A <sub>0</sub>	A <sub>1</sub>
Pmi (g)	8,60 ± 0,05	8,66 ± 0,14	8,67 ± 0,13
Pmf (g)	37,37 ± 0,75 <sup>a</sup>	38,48 ± 2,03 <sup>a</sup>	31,40 ± 0,51 <sup>b</sup>
Bi (g)	429,90 ± 2,86	432,85 ± 7,12	433,73 ± 6,62
Bf (g)	1780 ± 60 <sup>a</sup>	1798,30 ± 170,60 <sup>a</sup>	1433,30 ± 41,60 <sup>b</sup>
Gb (g)	1350,10 ± 57,50 <sup>a</sup>	1365 ± 177 <sup>a</sup>	999,60 ± 42,80 <sup>b</sup>
Gp (%)	334,67 ± 11,65 <sup>a</sup>	344,80 ± 29,90 <sup>a</sup>	262,05 ± 7,61 <sup>b</sup>
GPJ (g)	0,69 ± 0,02 <sup>a</sup>	0,71 ± 0,05 <sup>a</sup>	0,54 ± 0,01 <sup>b</sup>
Qtité alm (g)	1553,30 ± 41,30	1500 ± 163,70	1285 ± 80,50
TS (%)	95,33 ± 5,03 <sup>a</sup>	93,33 ± 4,16 <sup>a</sup>	91,33 ± 4,16 <sup>a</sup>
TCS (%/j)	3,50 ± 0,06 <sup>a</sup>	3,55 ± 0,16 <sup>a</sup>	3,06 ± 0,05 <sup>b</sup>
TCA	1,15 ± 0,03 <sup>a</sup>	1,10 ± 0,05 <sup>a</sup>	1,28 ± 0,03 <sup>a</sup>
Rendement (g/m <sup>3</sup> )	1327,50 ± 56,60 <sup>a</sup>	1343 ± 174 <sup>a</sup>	982,90 ± 42,10 <sup>b</sup>
Production (g/m <sup>3</sup> /an)	11537 ± 492 <sup>a</sup>	11668 ± 1514 <sup>a</sup>	8542 ± 366 <sup>b</sup>

Les valeurs ne portant pas de lettres sur la même ligne ne sont pas significativement différentes.

Pmi: Poids moyen initial; Pmf: Poids moyen final; Bi: Biomasse initiale; Bf: Biomasse finale ; Gb: Gain de biomasse; Gp: Gain de poids; Gb: Gain de biomasse ;GPJ: Gain de Poids Journalier; TS: Taux de Survie; TCS :Taux de Croissance Spécifique ; TCA: Taux de Con version Alimentaire

### 3.1.2.3. Gains de poids

Le gain de poids au niveau des poissons nourris aux régimes SK ( $334,67 \pm 11,65\%$ ) et A<sub>0</sub> ( $344,80 \pm 29,90\%$ ) est supérieur à celui obtenu avec le régime A<sub>1</sub> ( $262,05 \pm 7,61\%$ ) ( $p < 0,05$ ).

La même tendance est observée en ce qui concerne le gain de poids journalier. Les valeurs du GPJ des traitements SK ( $0,69 \pm 0,02\text{g/j}$ ) et A<sub>0</sub> ( $0,71 \pm 0,05\text{g/j}$ ) sont plus élevées comparativement à celles obtenues chez les poissons nourris avec l'aliment A<sub>1</sub> ( $0,54 \pm 0,01\text{g/j}$ ).

### 3.1.2.4. Taux de survie

Il ressort du tableau 4 que le taux de survie des poissons nourris aux régimes SK ( $95,33 \pm 5,03\%$ ) et A<sub>0</sub> ( $93,33 \pm 4,16\%$ ) présentent les plus fort taux de survie. Cependant, il n'existe aucune différence significative entre les valeurs du taux de survie ( $p > 0,05$ ).

### 3.1.2.5. Quantité d'aliments distribués

D'après le tableau 4 on constate que les quantités consommées des aliments SK ( $1553,30 \pm 41,30\text{g}$ ) et A<sub>0</sub> ( $1500 \pm 163,70\text{g}$ ) sont plus élevées que celle de l'aliment A<sub>1</sub> ( $1285 \pm 80,50\text{g}$ ). Cependant, il n'existe aucune différence significative entre les valeurs quantités d'aliment ( $p > 0,05$ ).

### 3.1.2.6. Taux de croissances spécifique (TCS)

Les taux de croissance spécifique les plus élevés sont obtenus chez les alevins nourris aux régimes A<sub>0</sub> ( $3,55 \pm 0,16\%/j$ ) et SK ( $3,50 \pm 0,06\%/j$ ). Le faible taux de croissance spécifique a été enregistré chez les alevins nourris de l'aliment A<sub>1</sub> ( $3,06 \pm 0,05\%/j$ ). Les valeurs du TCS obtenues avec les traitements SK et A<sub>0</sub> sont statistiquement différentes de celle obtenue avec le traitement A<sub>1</sub>,  $p < 0,05$ .

### 3.1.2.7. Taux de conversion alimentaire (TCA)

Le taux de conversion alimentaire le plus élevé est obtenu avec le traitement A<sub>1</sub> ( $1,28 \pm 0,03$ ). Les valeurs de ceux nourris au régime SK ( $1,15 \pm 0,03$ ) et A<sub>0</sub> ( $1,10 \pm 0,05$ ) sont plus faibles. Néanmoins, il n'existe aucune différence significative entre les valeurs de ces taux de conversion alimentaire ( $p > 0,05$ ).

**3-1-2-8. Rendement et production annuelle**

Les rendements et les productions les plus élevés sont obtenus chez les alevins nourris avec le Skretting ( $1327,50 \pm 56,60\text{g/m}^3$  et  $11537 \pm 492\text{g/m}^3/\text{an}$ ) et A<sub>0</sub> ( $1343 \pm 174\text{g/m}^3$  et  $11668 \pm 1514\text{g/m}^3/\text{an}$ ). La valeur la plus faible est observée au niveau des poissons nourris au régime A<sub>1</sub>. ( $982,90 \pm 42,10\text{g/m}^3$  et  $8542 \pm 366 \text{g/m}^3/\text{an}$ ). Il existe une différence significative entre les valeurs obtenues (rendement et production) au niveau des régimes SK, A<sub>0</sub> et celle obtenue au niveau de A<sub>1</sub> ( $p < 0,05$ ).

## 3.2. Discussion

### 3.2.1. Conditions du milieu

Les valeurs moyennes de la température de l'eau des bassins ( $29,90 \pm 0,45^{\circ}\text{C}$  -  $30,10 \pm 0,55^{\circ}\text{C}$ ) du pH ( $5,74 \pm 0,23$  à  $5,80 \pm 0,33$ ) et de la teneur en oxygène dissous (2,53 à 2,90 mg/L) se situent dans la gamme supporté par *Oreochromis niloticus*. En effet, les poissons peuvent supporter des températures allant de 7 à  $41^{\circ}\text{C}$ . Mais l'optimum thermique pour la croissance des tilapias se situe entre  $27$  et  $32^{\circ}\text{C}$  (Balarin et Hatton, 1979). Les valeurs moyennes de pH sont restées dans les limites tolérables 5 à 11 (Mélard, 1986). Les valeurs moyennes de l'oxygène dissous sont comprise dans les normes .Ils peuvent survivre pendant plusieurs leurs heures à des teneurs en oxygène dissous de l'ordre de 0,1ppm (partie par million) (Mélard ,1986).

### 3.2.2. Les performances de croissance de *O.niloticus*

Les valeurs les plus élevées des paramètres de performances de croissances comme : le poids moyen final, les gains de poids journalier, ont été enregistrés chez les poissons nourris à l'aliment  $A_0$ . Les valeurs les plus faibles ont été observées avec l'aliment testé  $A_1$ . De plus, le gain de poids obtenu avec le traitement  $A_1$  ( $\text{GP} = 262,05\% \pm 7.61$ ) est inférieure à celui trouvé par Takeuchi *et al.* (2002) sur les juvéniles de *O. niloticus* nourris exclusivement à la spiruline pendant neuf (9) semaines. Cette différence serait due soit à la densité de mise en charge des poissons ou soit à la durée de l'expérimentation. En effet, la densité de mise en charge influence considérablement la croissance des poissons (Agadjihouede *et al.*, 2014).

Le taux de croissance spécifique obtenu chez les poissons nourris avec l'aliment  $A_1$  ( $3,06 \pm 0,05\%/j$ ) est similaire à celui obtenu par Takeuchi *et al.* (2002) qui est de  $3,14\%/jour$ . Par contre, Kim *et al.* (2013), ont trouvé un taux de croissance spécifique de  $0,74\%/jour$  pour le Parrot (*Oplegnatus fasciatus*) nourri avec un aliment dans lequel la spiruline était incorporée à hauteur de 10% en remplacement à la farine de poisson. Cette différence observée peut être due d'une part à la taille de l'espèce et d'autre part aux matières premières utilisées dans la fabrication des aliments.

Quant au TCA, il est de 1,28 pour l'aliment  $A_1$ . Nos résultats sont conformes à ceux trouvés par Dawah *et al.* (2002) qui ont constaté que les taux de conversion alimentaire les plus élevés sont obtenus pour *O. niloticus* avec un régime alimentaire contenant 10 % et 20% de farine de spiruline. Sheekh *et al.* (2014) ont nourris les alevins hybrides entre *O. niloticus* x *O. mossambicus* avec un régime alimentaire contenant 50% de farine de spiruline ont trouvés des taux de conversion alimentaire plus bas.

Les taux de survie enregistrés au cours de cette expérience sont compris entre 91,33 et 95,33%. Il n'y a aucune différence significative entre ces taux de survie ( $p > 0,05$ ). Nos résultats sont différents de ceux de Sheekh *et al.* (2014) et de Vonshak (1997), qui ont trouvé que les taux de survie les plus élevés sont obtenus au niveau des poissons nourris avec des régimes alimentaires à base de spiruline. Les mortalités enregistrées au cours de l'expérience seraient liées au stress occasionné par les manipulations lors des pêches de contrôle.

Concernant le rendement, les faibles valeurs sont enregistrées pour le traitement A<sub>1</sub>. Les valeurs les plus élevées ( $1327,50 \pm 56,60\text{g/m}^3$  et  $1343 \pm 174\text{g/m}^3$ ) sont enregistrées respectivement au niveau des régimes SK et A<sub>0</sub>. Ce faible résultat enregistré au niveau des poissons nourris au régime A<sub>1</sub> est dû au faible poids moyen enregistré et surtout à la baisse de l'ingestion observée chez ces derniers.

La plus forte production annuelle est obtenue au niveau des poissons nourris au régime A<sub>0</sub> ( $11668 \pm 1514\text{g/m}^3/\text{an}$ ) et la plus faible au niveau des poissons nourris à l'aliment A<sub>1</sub> ( $8542 \pm 366\text{g/m}^3/\text{an}$ ). La baisse de la production observée lors de cette expérience chez les poissons nourris au régime A<sub>1</sub> pourrait s'expliquer par la faible performance de croissance journalière enregistrée chez ces derniers au cours de l'expérience.

## Conclusion et suggestions

Malgré son coût élevé, la spiruline, outre ses qualités nutritives, renferme des molécules présentant un potentiel thérapeutique qui pourrait lui donner une place de premier choix dans les stratégies de lutte contre la malnutrition en Afrique. De plus, les sous-produits générés lors de la production de la spiruline, qui ne rentrent pas en alimentation humaine, peuvent être utilisés en alimentation des poissons. Ainsi, la spiruline pourra être utilisée d'une part comme un complément alimentaire en alimentation humaine afin de pallier aux problèmes de malnutrition dans les pays en voie de développement et d'autre part un substitut végétal par excellence à la farine de poisson dans les aliments pour poissons. Une comparaison des résultats entre les poissons nourris avec les différents aliments expérimentaux montre que ceux nourris avec les aliments Skretting et A<sub>0</sub> présentent en toute évidence les meilleures performances zootechniques avec les taux de croissance spécifique et des gains de biomasse plus élevés par rapport aux autres traitements. L'aliment importé Skretting et le régime contrôle A<sub>0</sub> apparaissent cependant beaucoup plus chers que le régime contenant les déchets de spiruline. Ils ne sont donc pas économiquement rentables dans l'élevage du Tilapia *Oreochromis niloticus*. Toutefois, le régime à base des déchets de spiruline A<sub>1</sub> permet d'avoir des performances de croissance acceptables et les taux de conversion alimentaire obtenus sont satisfaisants. Au vu de ces résultats, nous suggérons :

Dans le cadre de la production de la spiruline,

- L'utilisation d'un multi-paramètre pour la prise les paramètres physico-chimique de l'eau.
- Le renouvellement des appareils défectueux et rudimentaire.
- Trouver d'autres techniques de récolte afin de faciliter la tâche aux personnels

Dans le cadre des essais d'alimentation des poissons,

- Déterminer le taux optimal d'incorporation de la farine de spiruline dans l'alimentation du tilapia *O. niloticus*.
- Utiliser les sous-produits de la spiruline dans l'alimentation d'autres espèces piscicoles

## Références bibliographiques

- Agadjihouede H., Chikou A., Montchowui E., Laleye P. (2014) Effet de densité initiale de mise en charge sur la survie et la croissance des larves d'*Heterobranchus longifilis* (Valenciennes, 1840) élevées en bassins fertilisés. Journal of Applied Biosciences.
- Australian government, Department of Health and Ageing Therapeutic (2006) Compositional guideline, *Arthrospira platensis*.
- Balarin, J.D. & J. P. (1979) Tilapia. A guide to their biology and culture in Africa. Unit of Aquatique pathobiology, University of Sterling, Scotland
- Baroiller, J. F., O. Desprez, Y. Carteret, P. Tacon, M.C. Hoareau, C. Melard & Jalabert B. (1996) Influence of environmental and social factors on the reproductive efficiency in three tilapia species, *Oreochromis niloticus*, *O. aureus* and the red tilapia (Red florida Strain). In K. Fitzsimmons (ed), proceedings of the forth international symposium on tilapia in aquaculture, 9-12 november. 1997, Orlando, Florida, USA, PP. 238-252
- Castenholz R.W., Garrity G.M. (2001) The Archaea and the deeply branching and phototrophic Bacteria. In: Boone D.R & Castenholz R.W.(ed.).Bergey's Manual of Systematic Bacteriology. New York: Springer-Verlag.
- Clément G. (1975) Production et constituants caractéristiques des algues *Spirulina platensis* et *maxima* Ann. Nutr. Alim. 29: 477-488.
- Cowey C.B. (1993) Some effects of nutrition on flesh quality of cultured fish. INRA.227-236.
- Dawah, M.A., Khater, A.M., Shaker, I.M.A. and Ibrahim, N.A. (2002) Production of *Scenedesmus bijuga* (Chlorophyceae) in large scale in outdoor tanks and its use in feeding monosex Nile tilapia (*Oeochromis niloticus*) fry. J. Egypt. Acad. Soc. Environ. Devel. (B. Aquaculture), 2(1): 113-125.
- De Silva S. & Perera M. (1985) Effects of dietary protein level on growth, food conversion, and protein use in young Tilapia nilotica at four salinities. Trans. Am. Fish. Soc., 583-589.
- Delpuech F., Joseph A. & Cavelier C. (1975) Consommation alimentaire et apport nutritionnel des algues bleues (*Oscillatoris platensis*) chez quelques populations du Kanem (Tchad). Annales de la Nutrition et de l'Alimentation 29: p. 497-515.
- Direction des Pêches (2016) Statistiques de la production halieutique nationale et les besoins de la population au Bénin en 2015.
- El-Sayed A. M. & Teshima S. (1992) Protein and energy requirements of Nile tilapia *Oreochromis niloticus*. Aquaculture, 103: 55-63.

- El-Sheekh M. (2014) Effect of Feeding *Arthrospira platensis* (*Spirulina*) on Growth and Carcass Composition of Hybrid Red Tilapia (*Oreochromis niloticus* x *Oreochromis mossambicus*).
- Falquet J. & Hurni J-P. (2006) *Spiruline* : aspects nutritionnels. [www.antenna.ch/documents/AspNutr.pdf](http://www.antenna.ch/documents/AspNutr.pdf), page consultee le 20 janvier 2008.
- FAO (2002) GLOBEFISH World Production and Trade in Small Pelagics, GLOBEFISH, Research Program.
- FAO (2010) The States of world fisheries and Aquaculture. Table1.Rome 197p.
- FAO (2012) *In*: [www.fao.org](http://www.fao.org), consulté le 01/07/12 à 15 h.
- Farrar W.V (1966) Tecuitlat, A Glimpse of Aztec Food Technology. *Nature*. 23 juillet 1966;211: p. 341-342.
- Fox R.D. (1999) *Spiruline*, Technique pratique et promesse. Aix en provence: Edisud.
- Geitler L. (1932) Cyanophyceae. Rabenhorst's Kryptogamenflora von Deutschland, Osterreich und der Schweiz Leipzig, Akademy Verslagsges. New York: Johnson. Reprinted 1971. p.1-1196.
- Guillaume J., Kaushik S., Bergot P. & Metailler R. (1999) Nutrition et alimentation des poissons et crustacés. Paris (France): INRA Éditions., 489 p.
- Hanel R., Broekman, D., de Graaf, S. & Schnack, D. (2007) Partial replacement of fishmeal by lyophilized powder of the microalgae *Spirulina platensis* in pacific white shrimp diets, *The Open Marine Biology Journal*, 1: 1-5.
- Hudson B.J.F., Karis IG (1974) The lipids of the alga *Spirulina*. *J. Sci. Food Agric* 25: 759-763.
- Imorou Toko I. (2007) Amélioration de la production halieutique des trous traditionnels à poissons (whedos) du delta de l'Ouémé (sud Bénin) par la promotion de l'élevage des poissons- chats *Clarias gariepinus* et *Heterobranchus longifilis*. Thèse de doctorat ; Faculté universitaire Notre-Dame de a paix de NAMUR (Belgique), 127p.
- Kaushik S. J., Doudet T., Medale F., Aguirre P. & Blanc D. (1993) Estimation of protein and energy needs for maintenance and growth of nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) using different criteria. *In* : Proceedings Abstracts EIFAC Workshop on Methodology for Determination of Nutrient Requirements in fish, 29 June-1 July 1993, Eichenau, Germany, p. 19.
- Kestemont, P. ; Micj-Ia, J. C., Falter, U. (1989) Les méthodes de production d'alevins de *Tilapia nilotica*. FAOIPNUD - Programme de mise en valeur et de coordination de l'aquaculture.

- Kim S., Rahimnejad S., Kim K., Jun-Lee K. (2013) Partial replacement of fish meal with *Spirulina pacifica* in diet for parrot fish (*Oplegnatus fasciatus*) Turkish journal of fisheries and aquatic science.
- Lauzanne L. (1988) Les habitudes alimentaires des poissons d'eau douce africains, pp. 221-242.
- Lazard, J. (1980) La pêche en eau libre et le développement de la pisciculture dans les eaux continentales ivoiriennes. Thèse Doct. Ing. USTL, Montpellier, 253 pages.
- Legendre M. & Leveque C. (2000) l'aquaculture, page 459
- Leonard J. et Compere P. *Spirulina platensis* (Gom.) Geitler (1967), algue bleue de grande valeur alimentaire par sa richesse en protéines ; 37 (1): p. Suppl. 23 p.
- Lovell R. T. & Limsuwan T. (1982) Intestinal synthesis and dietary nonessentiality of vitamin B<sub>12</sub> in *Tilapia nilotica*. Trans. Am. Fish. Soc. 111, 485.
- Luquet P. (1993). Practical considerations on the protein nutrition and feeding of tilapia. 99-104.
- McBay L.G. (1961) the biology of *Tilapia nilotica* (Linnaeus). Proc. Conf. Southeast. Assoc. Game Fish.
- Melard, C. (1986) Les bases biologiques de l'élevage intensif du tilapia du Nil. Cahiers d'Ethologie appliquée, Fasc. 3, Vol. 6, 224p.
- Mires, D. (1982) A study of the problems of the mass production of hybrids tilapia fry, p 317-329.
- Moriarty C.D. (1973) The physiology of digestion of blue-green algae in the cichlid fish *Tilapia nilotica*. J. Zool. 171: 25-40.
- Muhling M., Harris N., Belay A., Whitton B.A. (2003) Reversal of helix orientation in the cyanobacterium *Arthrospira*. Journal of Phycology 39: 360-367.
- Nandeesh, M.C., Gangadhara, B., Varghese, T.J. and Keshavanath, P. (1998) Effect of feeding *Spirulina platensis* on the growth, proximate composition and organoleptic quality of common carp, *Cyprinus carpio*. Aquaculture Research, 29: 305-312.
- Olvera-Novoa, M.A., Dominguez-Cen, L.J., Olivera-Castillo, L. and Martínez-Palacios C.A. (1998) Effect of the use of the microalgae *Spirulina maxima* as fish meal replacement in diets for tilapia, *Oreochromis mossambicus*, fry. Aquaculture research, 29: 709-715.
- Paniagua-michel J., Dujardin E. & Sironval C. (1993) Le Tecuitlal, concentré de spirulines source de protéines comestibles chez les Aztèques. Cahiers de l'Agriculture. p. 283-287.
- Philippart, I. C. & Ruwet, (1982) Ecology and distribution of *Tilapia*, p. 15-59.

- Pullin, R.S.V. & Lowe-McConnell R.H. (1982) The biology and culture of tilapia. I.C.L.A.R.M. Manille. Philippines, 432p
- Rothbard, S., Moav. B. & Laron Z. (1987) Changes in steroid concentrations during sexual ontogenesis in tilapia. *Aquaculture*, 61 (1): 59-74.
- Ruwet & Voss. (1966) Inventaire des mouvements d'expression chez *Tilapia guineensis* (Blgr, 1983) et *T. macrochir* (Blgr, 1912) (poissn, Cichlidae). *Ann. Soc. Roy. Zool Belg.*, 96 (2-3) : 146-187.
- Ruwet J. C., Voss J., Hanon L. et Micha J. C. (1975) Biologie et élevage des tilapias. FAO/CIFA Tech. Pap., 4 : 332-364.
- Ruwet, J. C. (1963) Observations sur le comportement sexuel de *Tilapia macrochir* (Blgr) (Pisces Cichlidae) au lac retenu de la Lufira (Katanga). *Rev. Zool. et Bot. africaine*. LXVI, Fax. 3-4 : 243-275.
- Sautier C. & Tremolieres J. (1976) *Food value of spirulina in humans*. *Annales de la Nutrition et de l'Alimentation*.
- Takeuchi, T., Lu, J., Yoshizaki, G. and Satoh, S. (2002) Effect on the growth and body composition of juvenile tilapia *Oreochromis niloticus* fed raw *Spirulina*. *Fisheries Science*, 68: 34-40.
- Takeuchi, T., Satoh, S. et Watanabe, W., (1983) Dietary lipids suitable for practical feed of *Tilapia nilotica*. *Bull. Jap. Soc. Sci. Fish.* 49, 9, 1361-1365.
- Tongsiri, S., Mang-Amphan, K. and Peerapornpisal, Y. (2010) Effect of Replacing Fishmeal with *Spirulina* on Growth, Carcass Composition and Pigment of the Mekong Giant Catfish. *Asian Journal of Agricultural Sciences*, 2: 106-110.
- Trewavas, E. (1983) Tilapine fishes of the genera *Sarotherodon*, *Oreochromis*, and *Danakilia*. British Museum (Natural History), London.
- Vonshak, A. (1997) *Appendix: Spirulina platensis (Arthrospira): Physiology Cell-biology and Biotechnology*. Taylor and Francis Ltd., London, 214 pp.
- Welcomme, R. L. (1972) *Evaluation de la pêche intérieure, son état actuel et ses possibilités*. Rome. FAO AT. 2938. 95 p.
- Wheeler D.L., Chappey C., Lash A.E., Leipe D.D., Madden T.L. and Schuler G.D. (2000) Database resources of the National Center for Biotechnology Information. 2000; 28 p. 10-14.
- Yamamoto T. (1953) Artificially induced sex reversal in genotypic males of the medaka (*Oryzias latipes*).