

Mémoire présenté pour l'obtention du diplôme de

MAGISTER

En Gestion des Ressources Aquatiques

Laboratoire : Aquaculture et Bioremédiation (AQUABIOR)

**Etude expérimentale sur l'activité des enzymes digestives
(trypsine et chymotrypsine) chez les alevins du tilapia du Nil
(*Oreochromis niloticus*) (Linnaeus, 1758) en relation avec la
qualité du régime alimentaire protéique distribué.**

Présenté par :

M. BENABDELLAH Nouredine

Soutenu le : 13/06/2011

Devant le jury :

Président :	M. BOUTIBA Z.	Professeur Université d'Oran (Es-Sénia).
Promoteur :	M. BENSAHLA TALET A.	M. C. A. Université d'Oran (Es-Sénia).
Co-promoteur :	M. ABI AYAD S.-M. E-A.	M. C. A. Université d'Oran (Es-Sénia).
Examineur :	M. TALEB M. Z.	M. C. A. Université d'Oran (Es-Sénia).
Examineur :	M ^{lle} BOUKORTT F.	M. C. A. Université d'Oran (Es-Sénia).

Année universitaire 2010 - 2011

Remerciements

La reprise des études après 10 longues années d'éloignement n'a pas été une chose facile, néanmoins elle m'a permis d'approfondir mes connaissances, d'élargir mes compétences, ainsi que de rencontrer et de partager des opinions avec de nombreuses personnes intéressantes. Arrivé au terme de la rédaction de mon mémoire, il m'est particulièrement agréable d'adresser ma gratitude et ma reconnaissance à tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

Tout d'abord, j'aimerais remercier profondément Dr. BENSAPHLA TALET Ahmed, mon promoteur, de m'avoir accueilli dans son laboratoire, pour ces nombreux conseils et informations pertinentes sur le plan aussi bien humain que scientifique, lors de l'année théorique et durant la réalisation de ce travail ainsi que pour son humour.

J'éprouve une déférence particulière à l'égard du Dr. ABI AYAD S.- M. E.-A., mon co-promoteur, pour ses connaissances scientifiques et les remarques substantielles qu'il a formulées pour la finalisation de ce travail. Je ne le remercierai jamais assez, pour m'avoir donné l'opportunité d'entreprendre un travail de recherche si intéressant, d'avoir patienté avec moi durant mon initiation à la recherche, de m'avoir guidé et enseigné les réflexes du bon chercheur et aussi pour son temps, sa grande disponibilité, ses multiples conseils et précieuses (voir raisonnables) critiques.

Je remercie Dr BABA HAMED M. B. de m'avoir ouvert les portes de son laboratoire.

Je pense aussi au Dr. ALI MEHIDI et je le remercie pour ces vastes connaissances biochimiques qui m'ont été d'une aide précieuse. Ses conseils m'ont permis de franchir plusieurs étapes difficiles lors de la mise au point de mes analyses et procédures expérimentales.

Mes remerciements s'adressent également à tous les membres du jury qui m'ont honoré en acceptant d'évaluer et d'enrichir ce modeste travail. Je remercie :

Pr. BOUTIBA Z. pour l'honneur qu'il m'a fait en acceptant d'être le président du jury de ce mémoire.

Dr. TALEB M. Z. d'avoir accepté d'être l'examineur de ce mémoire.

Dr. BOUKORTT F. d'avoir accepté d'être l'examinatrice de ce mémoire.

Toutefois, l'aboutissement de ce travail n'aurait pas eu lieu sans l'aide et l'encouragement de mes amis et collègues d'études. Je les remercie tous profondément, sans citer de noms, de peur d'en oublier certains.

Enfin, Je voudrais saisir la présente opportunité pour exprimer toute ma reconnaissance à ma famille et tout spécialement mes parents pour tous les sacrifices et les efforts consentis depuis mon enfance et jusqu'à ce jour, ainsi que pour leur soutien moral et matériel. Un grand merci à mes parents!

Dédicaces

Je dédie ce travail :

A mes parents,

A mes frères et sœurs,

A mes oncles et tantes,

A mes cousins et cousines,

A mes neveux et nièces,

A mes ami(e)s,

A tous mes enseignant(e)s.

Liste des abréviations

Δ Abs : Différence d'absorbance.

°C : Degré(s) Celsius.

A.C.S. : Activité chymotrypsique spécifique.

A.G.I. : Acide gras insaturé.

A.T.S. : Activité trypsique spécifique.

ANOVA 1 : Analyse of variance one way (analyse de la variance à un critère de classification).

AQUAUBIOR : Laboratoire d'Aquaculture et de Bioremédiation.

B.A.P.N.A. : N α -Benzoyl-DL-Arginine-4-Nitroanilide hydrochloride.

Bm_f : Biomasse finale.

Bm_i : Biomasse initiale.

C.E.P. : Coefficient d'efficacité protéique.

C.I.P.A. : Comité Interprofessionnel des Produits de l'Aquaculture.

DH : Degré d'hydrolyse.

EC : Commission des Enzymes.

E : Enzyme.

F.A.O. : Food and Agriculture Organisation (Organisation des nations unies pour l'Alimentation et l'Agriculture).

g : Gramme(s).

G.M.P.J. : Gain moyen de poids journalier.

G.P.N.A. : N-Glutaryl-L-Phénylalanine-p-Nitroanilide.

hab. : Habitant(s).

I.F.R.E.MER : Institut Français de Recherche pour l'Exploitation de la Mer.

I.N.R.A. : Institut scientifique de Recherche Agronomique.

J : Jour.

kg : Kilogramme(s).

km : Kilomètre(s).

kW : Kilowatt(s).

l : Litre(s).

M : Mole(s).

mg : Milligramme(s).

min : Minute(s).

ml : Millilitre(s).

MM : Masse molaire.

mM : Millimole(s)

Mt : Million(s) de tonne.

Nb_f : Nombre de poissons final.

Nb_i : Nombre de poissons initial.

nm : Nanomètre(s).

O. niloticus : *Oreochromis niloticus*.

O.N.D.P.A. : Office National de Développement et de Production Aquacole.

P.A. : Protéine animale.

P.L.S.D. : Post hoc least Significant Difference (faible différence significative).

P.V. : Protéine végétale.

P.V.C. : PolyVinylChlorure (des tuyaux en polychlorure de vinyle).

pH : Potentiel d'hydrogène.

Pm_f : Poids moyen final.

Pm_i : Poids moyen initial.

Pp : Quantité de protéines distribuées entre les deux pesées (g).

ppm : Partie par million.

Qp : Quantité d'aliments distribués entre les deux pesées (g).

Qpi : Quantité de protéines ingérées.

Qpr : Quantité de protéines retenues.

R1, R2 et R3 : Régime 1, régime 2, régime 3.

S : Substrat.

S.G.R. : Specific growth rate (ou **T.C.S.** : Taux de croissance spécifique).

t : Tonne.

T.C.A. : Taux de conversion alimentaire.

T.S. : Taux de survie.

UI : Unité internationale.

V.P.P. : Valeur productive des protéines.

W : Watt(s).

Index des figures

Figure 1 : Evolution des captures de la pêche et des productions de l'aquaculture dans le monde (F.A.O., 2010).....	2
Figure 2 : Production de la pêche continentale déclarée par la FAO depuis 1950 (F.A.O., 2010).....	3
Figure 3 : Les parts respectives de la pêche et de l'aquaculture en 2009 (F.A.O., 2010).....	4
Figure 4 : Des différences par pays, entre production halieutique et aquacole (F.A.O., 2006).....	5
Figure 5 : Répartition géographique d' <i>O. niloticus</i> et principales zones d'élevage et d'importation de l'espèce (F.A.O., 2009).	7
Figure 6 : Tilapia du Nil, <i>Oreochromis niloticus</i> (AQUABIOR, 2010).....	10
Figure 7 : Tractus digestif	17
Figure 8 : Représentation schématique de l'action des enzymes pancréatiques (Van Dyke, 1989).....	19
Figure 9 : Assimilation des protéines au niveau de l'intestin (Ganapathy <i>et al.</i> , 1994).....	20
Figure 10 : Exemple de l'hydrolyse des liens de peptide par différents types de protéases (Bartolini <i>et al.</i> , 2003).....	21
Figure 11 : Nomenclature de Schechter et Berger (1967). Le lien peptidique hydrolysé est en position P1-P1' et les sites d'interactions sur l'enzyme sont identifiés par S1 et S1'	22
Figure 12 : Régulation du mécanisme d'activation des protéases à sérine (Bossi <i>et al.</i> , 2004).....	25
Figure 13 : Hydrolyse du substrat BAPNA par la trypsine (Whitaker, 1994).....	26
Figure 14 : Hydrolyse du p-Nitrophénylacétate par la chymotrypsine (Whitaker, 1994).....	26
Figure 15 : Activation d'un zymogène inactive (chymotrypsinogène) en protéase active (chymotrypsine) (Whitaker, 1994).....	27

Figure 16 : Circuit d'élevage en système fermé. (AQUABIOR, 2010).....	29
Figure 17 : Variations de la température et de la concentration en oxygène de l'eau dans le circuit d'élevage du tilapia du Nil (<i>Oreochromis niloticus</i>) durant un mois.....	35
Figure 18 : Variation de la concentration en ammoniacque, en nitrates et en nitrites de l'eau dans le circuit d'élevage du tilapia du Nil (<i>Oreochromis niloticus</i>) durant un mois.....	35
Figure 19 : Variations du poids moyen (moyenne $\pm$ écart-type) chez les alevins d' <i>Oreochromis niloticus</i> nourris avec les 3 régimes alimentaires durant un mois.....	37
Figure 20 : Variation du gain moyen de poids journalier (moyenne $\pm$ écart-type) chez les alevins d' <i>Oreochromis niloticus</i> nourris avec les 3 régimes expérimentaux durant un mois.....	38
Figure 21 : Variation du taux de croissance spécifique (moyenne $\pm$ écart-type) chez les alevins d' <i>Oreochromis niloticus</i> nourris avec les 3 régimes alimentaires durant un mois.....	39
Figure 22 : Variation du taux de conversion alimentaire (moyenne $\pm$ écart-type) chez les alevins d' <i>Oreochromis niloticus</i> nourris avec les 3 régimes alimentaires durant un mois.....	40
Figure 23 : Variation du coefficient d'efficacité protéique (moyenne $\pm$ écart-type) chez les alevins d' <i>Oreochromis niloticus</i> nourris avec les 3 régimes alimentaires durant un mois.....	41
Figure 24 : Variation de la valeur productive de protéines (moyenne $\pm$ écart-type), chez les alevins d' <i>Oreochromis niloticus</i> nourris avec 3 régimes alimentaires durant un mois.....	42
Figure 25 : Variation de l'activité trypsique spécifique (moyenne $\pm$ écart-type) chez les alevins d' <i>Oreochromis niloticus</i> nourris avec les 3 régimes alimentaires durant un mois.....	43
Figure 26 : Variation de l'activité chymotrypsique spécifique (moyenne $\pm$ écart type) chez les alevins d' <i>Oreochromis niloticus</i> nourris avec les 3 régimes alimentaires durant un mois.....	44
Figure 27 : Variation de la température et de la concentration de l'eau en oxygène dans le circuit d'élevage du tilapia du Nil (<i>Oreochromis niloticus</i>) durant un mois.....	45

Figure 28 : Variation de la concentration de l'eau en ammoniacque, en nitrates et en nitrites dans le circuit d'élevage du tilapia du Nil (<i>Oreochromis niloticus</i>) durant un mois.....	45
Figure 29 : Variations du poids moyen (moyenne $\pm$ écart-type) chez les alevins d' <i>Oreochromis niloticus</i> nourris avec les 3 régimes alimentaires durant un mois.....	47
Figure 30 : Variation du gain moyen de poids journalier (moyenne $\pm$ écart-type) chez les alevins d' <i>Oreochromis niloticus</i> nourris avec les 3 régimes alimentaires durant un mois.....	48
Figure 31 : Variation du taux de conversion alimentaire (moyenne $\pm$ écart-type) chez les alevins d' <i>Oreochromis niloticus</i> nourris avec les 3 régimes alimentaires durant un mois.....	49
Figure 32 : Variation du taux de croissance spécifique (moyenne $\pm$ écart-type) chez les alevins d' <i>Oreochromis niloticus</i> nourris avec les 3 régimes alimentaires durant un mois.....	50
Figure 33 : Variation du coefficient d'efficacité protéique (moyenne $\pm$ écart-type) chez les alevins d' <i>Oreochromis niloticus</i> nourris avec les 3 régimes alimentaires durant un mois.....	51
Figure 34 : Variation de la valeur productive de protéines (moyenne $\pm$ écart-type), chez les alevins d' <i>Oreochromis niloticus</i> nourris avec 3 régimes alimentaires durant un mois.....	52
Figure 35 : Variation de l'activité trypsique spécifique (moyenne $\pm$ écart-type) chez les alevins d' <i>Oreochromis niloticus</i> nourris avec les 3 régimes alimentaires durant un mois.....	53
Figure 36 : Variation de l'activité chymotrypsique spécifique (moyenne $\pm$ écart type) chez les alevins d' <i>Oreochromis niloticus</i> nourris avec les 3 régimes alimentaires durant un mois.....	54

Index des tableaux

Tableau 1 : Composition des régimes alimentaires utilisés	31
Tableau 2 : Performances de croissance des juvéniles d' <i>O. niloticus</i> , recevant 3 régimes alimentaires durant la 1 ^{ère} expérience.....	36
Tableau 3 : Performances de croissance des juvéniles d' <i>O. niloticus</i> , recevant 3 régimes alimentaires durant la 2 ^{ème} expérience.....	46

Table des matières

Introduction	1
1. Etude bibliographique.....	2
1.1. Situation mondiale de la pêche et de l'aquaculture.....	2
1.2. Production de tilapia dans le monde.....	6
1.3. Activités halieutique et aquacole en Algérie	7
1.4. Culture du tilapia en Algérie.....	8
1.5. Intérêt de l'aquacultur.....	9
1.6. Biologie de l'espèce.....	10
1.6.1. Caractéristiques taxonomiques et morphologiques.....	11
1.6.2. Distribution géographique.....	13
1.6.3. Exigences environnementales du tilapia.....	13
1.6.3.1. Oxygène dissout.....	13
1.6.3.2. Température.....	13
1.6.3.3. Salinité.....	14
1.6.3.4. Potentiel en hydrogène (pH).....	14
1.6.3.5. Photopériode et intensité de la lumière.....	14
1.6.4. Régime alimentaire du tilapia.....	15
1.6.5. Digestion des protéines.....	16
1.6.5.1. Digestion gastrique.....	17
1.6.5.2. Digestion intestinale.....	18
1.6.5.3. Absorption intestinale.....	19
1.6.6. Activité enzymatique.....	20
1.6.6.1. Enzymes.....	20

1.6.6.2. Protéases.....	21
1.6.6.3. Structure et fonction des enzymes.....	22
1.6.6.4. Facteurs affectant la réaction enzymatique.....	22
1.6.6.4.1. Température	23
1.6.6.4.2. pH.....	23
1.6.6.4.3. Ionisation	23
1.6.6.4.4. Forme du site actif	23
1.6.6.4.5. Hydrolyse des protéines.....	24
1.6.6.4.6. Digestion in vitro.....	24
1.6.6.5. Trypsine.....	25
1.6.6.6. Chymotrypsine.....	26
2. Matériels et méthodes.....	28
2.1. Origine et répartition des poissons	28
2.2. Mise en place de l'infrastructure d'élevage	28
2.3. Protocole expérimental.....	30
2.4. Préparation des régimes alimentaires et alimentation des poissons	30
2.5. Contrôle des facteurs physicochimiques	31
2.5.1. Température	31
2.5.2. Oxygénation.....	31
2.5.3. Teneur en déchets azotés	31
2.6. Facteurs zootechniques.....	32
2.7. Facteurs biochimiques	33
2.7.1. Dosage des protéines	33
2.7.2. Dosage des enzymes.....	33
2.8. Analyse statistique des paramètres zootechniques et biochimiques.....	34

3. Résultats.....	35
3.1. Résultats de la 1 ^{ère} expérience.....	35
3.1.1. Facteurs physicochimiques.....	35
3.1.1.1. Température et oxygénation.....	35
3.1.1.2. Composés azotés	35
3.1.2. Facteurs zootechniques.....	36
3.1.2.1. Taux de survie.....	36
3.1.2.2. Poids moyen (Pm)	37
3.1.2.3. Gain moyen de poids journalier (G.M.P.J.).....	38
3.1.2.4. Taux de croissance spécifique (S.G.R.)	39
3.1.2.5. Taux de conversion alimentaire (T.C.A.).....	40
3.1.2.6. Coefficient d'efficacité protéique (C.E.P.).....	41
3.1.2.7. Valeur productive des protéines (V.P.P.)	42
3.1.3. Facteurs biochimiques.....	43
3.1.3.1. Activité trypsique spécifique (A.T.S.).....	43
3.1.3.2. Activité chymotrypsique spécifique (A.C.S.).....	44
3.2. Résultats de la 2 ^{ème} expérience.....	45
3.2.1. Facteurs physicochimiques.....	45
3.2.1.1. Température.....	45
3.2.1.2. Composés azotés.....	45
3.2.2. Facteurs zootechniques.....	47
3.2.2.1. Poids moyen individuel (Pm).....	47
3.2.2.2. Gain moyen de poids journalier (G.M.P.J.).....	48
3.2.2.3. Taux de conversion alimentaire (T.C.A.)	49
3.2.2.4. Taux de croissance spécifique (S.G.R.)	50
3.2.2.5. Coefficient d'efficacité protéique (C.E.P.).....	51

3.2.2.6. Valeur productive de protéines (V.P.P.)	52
3.2.3. Facteurs biochimiques.....	53
3.2.3.1. Activité trypsique spécifique (A.T.S.).....	53
3.2.3.2. Activité chymotrypsique spécifique (A.C.S.)	54
4. Discussion	55
5. Conclusion.....	58
6. Perspectives.....	59
7. Références bibliographiques.....	60
8. Références webographiques.....	69
9. Annexes	71

Résumé

Le but principal de cette étude expérimentale est de déterminer la quantité appropriée de protéines végétales à incorporer dans le régime alimentaire des alevins d'*Oreochromis niloticus* dont le poids moyen varie entre $1,83 \pm 0,61$ g et $29,13 \pm 3,51$ g. Les poissons sont nourris avec 3 régimes expérimentaux ne différant que par l'origine (animale ou végétale) et les proportions en protéines :

R1= PV 50 % / PA 50 % ; R2= PV 72 % / PA 28 % ; R3= PV 90 % / PA 10 %

Plusieurs facteurs zootechniques (taux de survie, croissance pondérale, taux de croissance spécifique, gain de poids moyen journalier, taux de conversion alimentaire et coefficient d'efficacité protéique) et biochimiques (activité spécifique de la trypsine et chymotrypsine) sont utilisés pour suivre les performances de croissances des alevins. Ces facteurs sont tous en faveur des alevins de tilapia nourris avec le régime R2.

A partir de ces résultats (G.M.P.J. = $0,15 \pm 0,02$ g ; S.G.R. = $4,31 \pm 0,19$ % ; C.E.P = $0,62 \pm 0,05$) pour la 1^{ère} expérience et (G.M.P.J. = $0,67 \pm 0,04$ g ; S.G.R. = $3,22 \pm 0,28$ % ; C.E.P = $0,32 \pm 0,10$) pour la 2^{ème} expérience, nous pouvons dire que le régime R2 répond le mieux aux besoins d'énergie et de croissance des alevins d'*Oreochromis niloticus* et que la protéine végétale peut remplacer la protéine animale à un rapport de PV 72 % / PA 28 % dans le régime alimentaire des alevins d'*Oreochromis niloticus*. Ainsi il est possible de réduire le coût de fabrication de l'aliment destiné au prégrossissement de cette espèce.

Mots-clés : *Oreochromis niloticus*, alevins, protéines animales, protéines végétales, trypsine, chymotrypsine, croissance, survie.

Abstract

The main purpose of this experimental study was to determine the appropriate amount of plant protein to incorporate into the diet of *Oreochromis niloticus* fingerlings with a mean weight range from 1.83 ± 0.61 and 29.13 ± 3.51 g. The fish were fed three experimental diets differing only from origin (animal or vegetable) and proportions of protein:

R1= V.P. 50 % / A.P. 50 %; R2 = V.P. 72 % / A.P. 28 %; R3 = V.P. 90 % / A.P. 10 %

Several zootechnical factors (survival, mean weight, specific growth rate, weight gain, feed conversion and protein efficiency ratio) and biochemical (specific activity of trypsin and chymotrypsin) were used to follow the performance of fingerlings growth. These factors are all in favor of tilapia fingerlings fed diet R2.

From these results, (W.G. = 0.15 ± 0.02 g ; S.G.R. = 4.31 ± 0.19 % ; P.E.R.= 0.62 ± 0.05) for the first experience and (W.G. = 0.67 ± 0.04 g ; S.G.R. = 3.22 ± 0.28 % ; P.E.R.= 0.32 ± 0.10) for the second experience, we can say that the diet R2 who correspond a better to an energical and growth needs for a fingerlings of *Oreochromis niloticus* and vegetable protein can replace animal protein at a ratio of V.P. 72 % / A.P. 28 %, in the diet of *Oreochromis niloticus* fingerlings. Thus it is possible to reduce the manufacturing cost of the food intended for the pre-growth of this species.

Keywords: *Oreochromis niloticus*, fingerlings, animal protein (A.P.), vegetable protein (V.P.), trypsin, chymotrypsin, growth, survival.

ملخص

الهدف الرئيسي من هذه الدراسة التجريبية, هو تحديد الكمية المناسبة من البروتينات النباتية, التي ينبغي إدماجها في النظام الغذائي لصغار سمك البلطي النيلي *Oreochromis niloticus* و التي تراوحت أوزانها المتوسطة ما بين $0,61 \pm 1,83$ غ و $3,51 \pm 29,13$ غ. إن الأسماك يتم تغذيتها من خلال ثلاث أنظمة غذائية تجريبية تختلف فقط فيما بينها في أصل البروتينات (حيوانية أو نباتية). إن نسب البروتينات هي كالآتي:

النظام الغذائي الأول = (50 % بروتينات نباتية / 50 % بروتينات حيوانية) ؛ النظام الغذائي الثاني = (72 % بروتينات نباتية / 28 % بروتينات حيوانية) ؛ النظام الغذائي الثالث = (90 % بروتينات نباتية / 10 % بروتينات حيوانية).

إن عوامل النمو (نسبة البقاء على قيد الحياة , الزيادة الوزنية, معدل النمو الخاص, الزيادة في الوزن المتوسط اليومي, معدل التحول الغذائي و كذلك معامل الفعالية البروتينية) و أيضا العوامل البيوكيميائية (النشاط الخاص لإنزيم التربيسين و الكيموتريبسين).

انطلاقا من هذه النتائج (الزيادة الوزنية = $0,02 \pm 0,15$ غ ; معدل النمو الخاص = $0,19 \pm 4,31$ % ; معامل الفعالية البروتينية = $0,05 \pm 0,62$) بالنسبة للتجربة الأولى و (الزيادة الوزنية = $0,04 \pm 0,67$ غ ; معدل النمو الخاص = $0,28 \pm 3,22$ % م عامل الفعالية البروتينية = $0,10 \pm 0,32$) بالنسبة للتجربة الثانية, نستطيع القول بأن النظام الغذائي الثاني هو الأفضل من حيث الاستجابة للاحتياجات الطاقة و النمو لصغار السمك البلطي النيلي *Oreochromis niloticus* ومنه نستخلص أن البروتينات النباتية بإمكانها تعويض البروتينات الحيوانية بمعدل 72 % بروتينات نباتية مقابل 28 % بروتينات حيوانية. و بالتالي فانه من الممكن تخفيض التكلفة الإنتاجية للعلف المخصص لمرحلة ما قبل التسمين لهذه السلالة من السمك.

الكلمات المفتاح: البلطي النيلي, صغار السمك, بروتينات نباتية, بروتينات حيوانية, إنزيم التربيسين, إنزيم الكيموتريبسين, النمو, البقاء على قيد الحياة.

Introduction

L'aquaculture, à travers le monde, connaît ces dernières années une importante expansion de la production. En 2009, la production aquacole mondiale était de 55,1 millions de tonnes ce qui représente environ 38 % de tout le tonnage de produits de la mer mis sur le marché (F.A.O., 2010). Cette production a été possible grâce à l'amélioration incessante des formules alimentaires et des technologies concernant la fabrication de l'aliment de poisson. Pour que ces formulations soient performantes, elles doivent satisfaire tout d'abord les besoins nutritionnels spécifiques de l'espèce cultivée en termes d'énergie, de protéines, de lipides, de vitamines et de sel minéraux. Les ingrédients qui le composent doivent, ensuite, être disponibles, facilement accessibles, moins onéreux et digestibles (Cowey, 1993; Kaushik & Médale, 1994).

En Algérie, les pisciculteurs trouvent, malheureusement, de grosses difficultés à s'approvisionner en aliment de poisson faute d'une industrie alimentaire (pour animaux aquatiques) locale développée. Cette situation est la conséquence de l'interdiction d'importer et/ou de fabriquer localement les farines de poissons, et qui a été décrétée, par les autorités publiques algériennes, pour prévenir toute propagation de l'épidémie de l'encéphalopathie spongiforme bovine (ou maladie de la vache folle).

Devant cet état de fait, le développement de formules alimentaires de remplacement à bases de produits et/ou de sous produits issus de l'industrie agro-alimentaire locale (farines, sons, et drèches de céréaliers ; tourteau d'oléagineux etc.) est la seule alternative qui reste.

C'est dans ce cadre que s'inscrit la présente étude où nous essayons de préciser les besoins en protéines (d'origine animale et végétale) des alevins du tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus*) en élevage intensif. Ces besoins en protéines seront estimés à partir de l'analyse comparée des paramètres de croissance et de l'activité digestive de la trypsine et de la chymotrypsine.

Au sein de notre laboratoire, des travaux antérieurs de substitution de protéines d'origine animale (sardine) par des protéines d'origine végétale (soja) ont montré qu'un régime alimentaire à base de 50 % de protéines végétales répondait aux exigences des alevins du tilapia du Nil. Dans ce travail, nous avons tenté de réduire davantage la ration protéique d'origine animale en la remplaçant par des protéines d'origine végétale et étudier les effets probables sur la croissance des alevins.

1. Etude bibliographique

1.1. Situation mondiale de la pêche et de l'aquaculture

Les derniers rapports de la F.A.O. (2010) sont alarmants. Ils font état d'une surexploitation qui mènera la pêche par capture à son lent déclin. En 2009, on parle d'environ 100 millions de tonnes de poissons qui sont issues du milieu marin et environ 45 millions de tonnes, issues de l'eau douce (annexe 1); ces deux domaines comprenant chacun captures et aquaculture (figure 1).

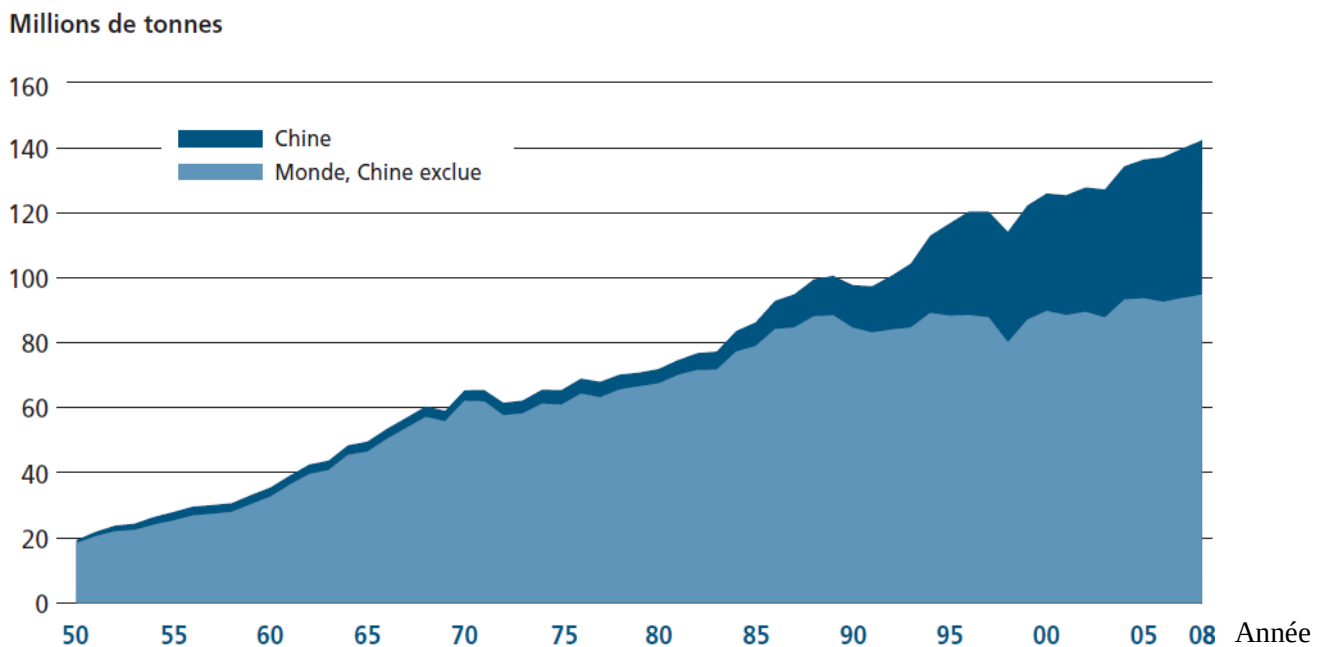


Figure 1 : Evolution des captures de la pêche et des productions de l'aquaculture dans le monde (F.A.O., 2010).

Kempf (2007), confirme que la moitié des stocks marins est à la limite de la surexploitation, un quart est surexploité et en déclin et un quart seulement présente un potentiel de progression. Quoique, l'état actuel des ressources de la pêche et de leurs écosystèmes ne permet pas vraiment de postposer les actions de gestions qui auraient dû être prises durant ces trente dernières années.

La pêche est l'exploitation des organismes aquatiques par le public comme ressource de propriété commune, avec ou sans permis appropriés. Ce qui fait que les stocks de poissons dans les eaux du littoral sont plus difficiles à surveiller. De plus, très peu de pays ont les moyens de fournir des données complètes. Les ressources de pêche des eaux intérieures sont souvent sous-évaluées et menacées par des activités de pêche non durables et par la

modification ou la dégradation de l'habitat. De nombreux bassins fluviaux, particulièrement dans les pays en développement, servent à la pêche intensive, et dans de nombreux cas les quantités pêchées augmentent (figure 2). Les poissons des eaux intérieures sont le groupe le plus menacé parmi les vertébrés exploités par l'homme (Tacon, 2003). Néanmoins, des efforts ont été réalisés dans beaucoup de régions pour augmenter les stocks de pêche des eaux intérieures. Les captures dans les eaux continentales qui concernent par exemple l'Afrique et l'Asie, à environ 90 %, sont en augmentation légère (repeuplement des stocks) mais régulière depuis 1950 (F.A.O., 2010).

Production déclarée (millions de tonnes)

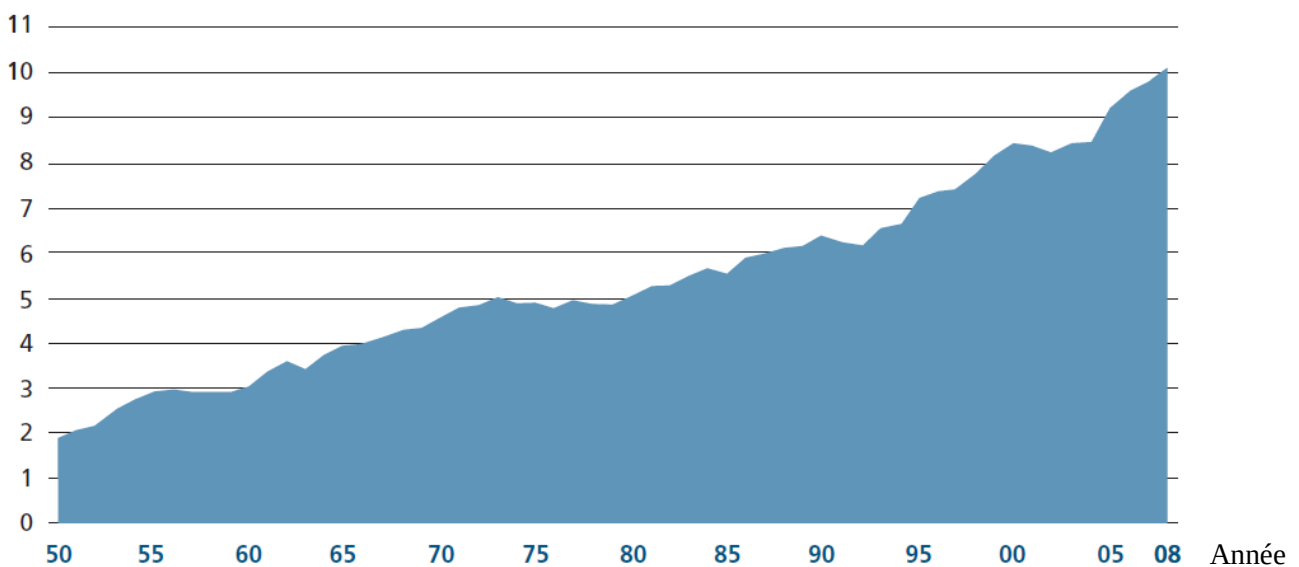


Figure 2 : Production de la pêche continentale déclarée par la F.A.O. depuis 1950 (F.A.O., 2010).

Les préoccupations grandissantes relatives aux écosystèmes sont appelées à approfondir les recherches sur les processus qui interagissent avec les stocks de poissons. Il est nécessaire d'en savoir plus sur les interactions entre les habitats, les communautés aquatiques, les activités sur terre ferme, les changements climatiques, etc.

L'aquaculture est l'élevage des organismes aquatiques, comprenant les poissons, les mollusques, les crustacées et les plantes aquatiques, que ce soit en d'eau douce, en eau saumâtre ou en eau de mer. La contribution de l'aquaculture par rapport à la somme globale des débarquements des pêches était très basse durant la période de 1950-1970, se limitant à seulement 3,2 % en 1950 et à 5,2 % en 1970. La production globale de l'aquaculture a continué à croître allant de 9,6 % en 1980 à 16,3 % en 1990. L'élevage de poissons d'eau douce s'élevait à 6 millions de tonnes en 1987, dont plus de 84 % en Asie et moins de 0,5 %

en Afrique. Dans les années 90 et jusqu'à 2000, cette production s'est développée à un taux exceptionnel pour atteindre 32,1 % /an pour l'année 2000, 34 % en 2001 et 35,2 % en 2002. Le taux de croissance combiné annuel moyen de la production d'aquaculture était de 9 % par an pendant la période qui va de 1970 à 2000, contre seulement 1,3 % pour les captures de la pêche. La moitié du total de la production mondiale de l'aquaculture en 2002 était des poissons (25.728.611 Mt) en particulier dans les pays en développement. (Tacon, 2003).

L'aquaculture poursuit, donc, son essor à un rythme plus rapide que celui de tous les autres secteurs de production alimentaire d'origine animale. Alors que le développement de l'aquaculture est tel, qu'en 2007, la consommation humaine moyenne mondiale de produits d'élevage égalait pratiquement celle de poissons sauvages : 8,5 kg /hab./an pour les poissons sauvages contre 8,1 kg /hab./an pour les poissons d'élevage ce qui représente une consommation totale de 16,61 kg/hab./an (annexe 1).

(<http://www.fenip.org.ma/upload/documentation/01%20marche%20PdM3.pdf>).

A lui seul, le secteur de l'aquaculture représente près d'un tiers de la distribution mondiale de produits halieutiques (figure 3). La Chine reste de loin le plus grand producteur de poissons, avec 47,5 millions de tonnes en 2008, dont 32,7 millions de tonnes provenant de l'aquaculture et 14,8 millions de tonnes, des pêches de capture (F.A.O., 2010).

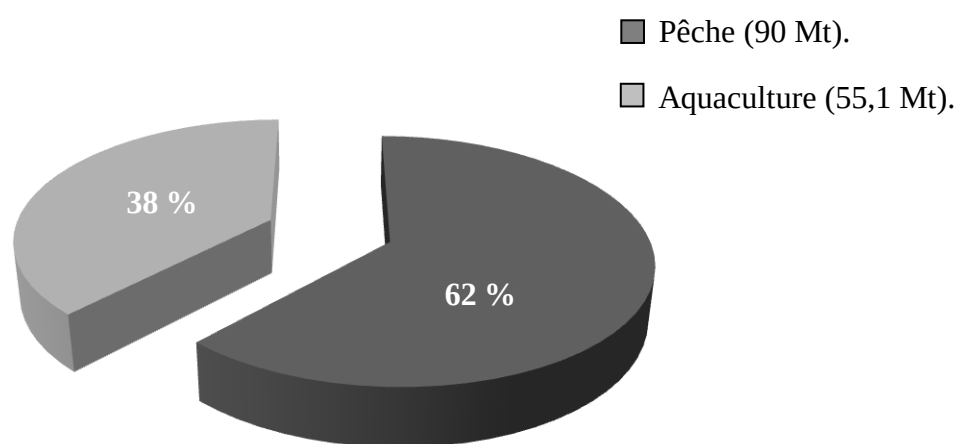


Figure 3 : Les parts respectives de la pêche et de l'aquaculture en 2009 (F.A.O., 2010).

Dans la production mondiale de produits de la mer (figure 4), diverses situations se présentent. Cela varie de pays presque totalement "pêcheurs" comme la Norvège et l'Equateur, à des pays majoritairement "aquacoles" comme Malte et la Macédoine (F.A.O., 2006).

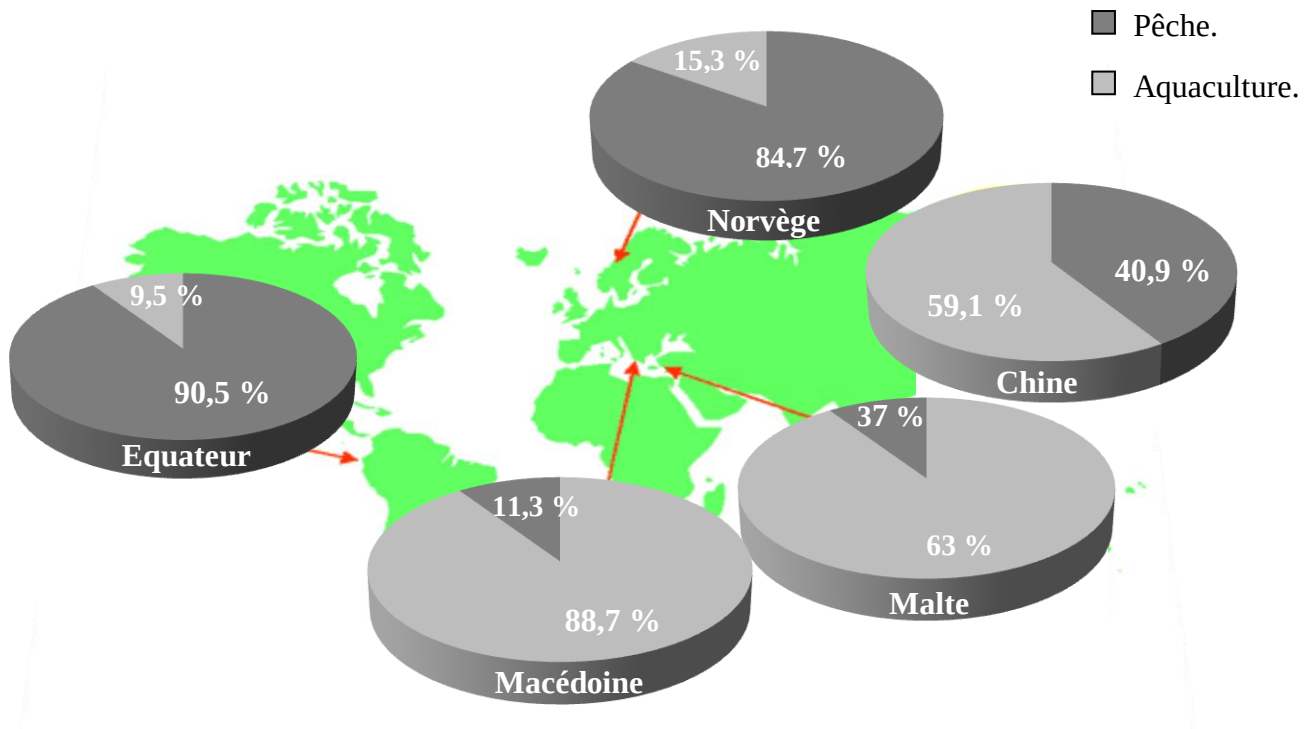


Figure 4 : Différences par pays, entre production halieutique et aquacole (F.A.O., 2006).

Les analyses de la F.A.O. (2004) concernant la production et la consommation de la période actuelle et jusqu'à 2030 font ressortir les tendances suivantes :

- La production mondiale, la consommation totale, la demande alimentaire et la consommation alimentaire par habitant augmenteront au cours des trois prochaines décennies, mais leur taux de croissance diminuera progressivement.
- La production mondiale des pêches de capture devrait stagner, tandis que celle de l'aquaculture devrait augmenter, mais plus lentement que dans le passé.
- Dans les pays développés, les modes de consommation refléteront la demande et les importations d'espèces de prix élevé et de haute valeur nutritive.
- Dans les pays en développement, les flux commerciaux refléteront l'exportation d'espèces de prix élevé et de haute valeur nutritive ainsi que l'importation d'espèces peu coûteuses et de faible valeur nutritive.

1.2. Production de tilapia dans le monde

La culture de tilapia est censée être vieille de 4000 ans, environ 1000 ans avant que la culture de la carpe n'ait été connue en Chine (Balarin & Hatton, 1979). Cependant, à part les références bibliques et les illustrations des tombeaux égyptiens antiques, très peu d'informations sont disponibles sur leur culture pendant ces âges anciens.

La contribution de la production de tilapia au total de production globale d'aquaculture avant 1970 était mineure, représentant moins de 1 % de la production totale.

Le tilapia, originaire d'Afrique, occupe la troisième place (près de 250.000 tonnes) en termes de production par groupes d'espèces : il s'agit là du poisson le plus facile à élever (Lazard *et al.*, 1990 ; Arrignon, 1986). Le développement global de la culture de tilapia est passé par 3 phases distinctes : avant 1970 ; de 1970 à 1990 ; et de 1990 jusqu'à maintenant.

Les statistiques courantes de production d'aquaculture données par la F.A.O. indiquaient qu'environ 100 pays pratiquaient la culture de tilapia, production qui n'a été signalée qu'en 2002 (F.A.O., 2004).

Le Tilapia était devenu en 2002 le 3^{ème} plus important groupe de poissons cultivés dans le monde, après les carpes et les salmonidés. La culture de tilapia était également l'une des activités aquacoles à croissance la plus rapide, avec un taux de croissance annuel moyen de 13,4 % entre 1970-1999. En conséquence, la production du tilapia issu de l'aquaculture a grimpé de 233.601 Mt en 1990 jusqu'à 1.047.885 Mt en 2000. Au cours de la même période, la valeur de ces poissons a grimpé de 515,2 million US\$ jusqu'à 1706,5 million US\$. Le Tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus*) est de loin la plus importante des espèces cultivées de tilapia dans le monde. La production du Tilapia du Nil cultivé a atteint 1.217.055 Mt en 2002, représentant 82 % de la production totale de tilapia cultivé, estimée à 1.505.804 Mt, et 6 % du total des poissons d'élevage en 2002 (F.A.O., 2004).

Les dernières statistiques de la F.A.O. (figure 5) indiquent une production mondiale de tilapia dépassant les 2 millions de tonnes

(<http://aquaculture-aquablog.blogspot.com/2009/08/malgre-les-tempetes-le-tilapia-garde.html>).

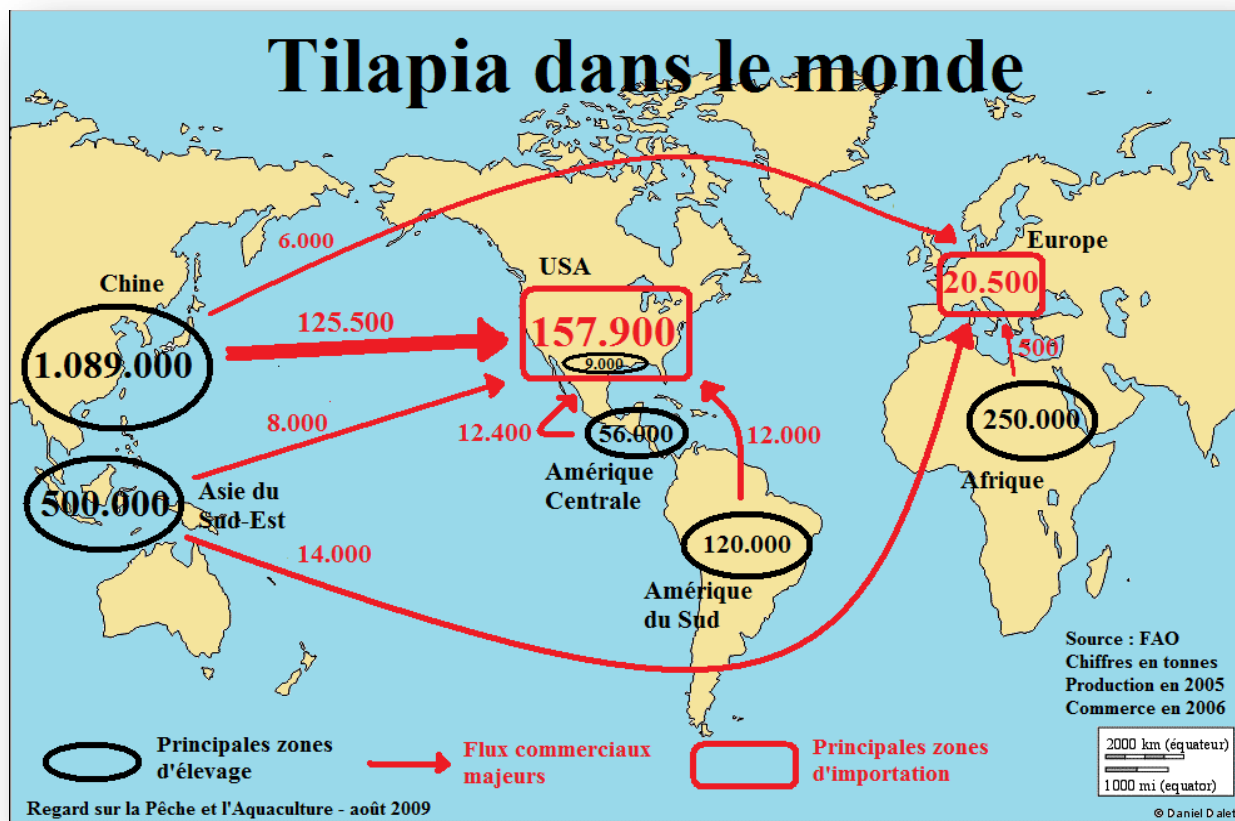


Figure 5 : Répartition géographique d'*O. niloticus* et principales zones d'élevage et d'importation de l'espèce (<http://aquaculture-aquablog.blogspot.com/2009/08/malgre-les-tempestes-le-tilapia-garde.html>).

1.3. Activités halieutiques et aquacoles en Algérie

La production nationale de poissons, toutes espèces confondues, est passée de 137.108 t en 2004 à 139.000 t en 2005. Alors que la consommation du poisson est passée de 2,2 kg/hab./an à 5 kg/hab./an (annexe 1). Le ratio de consommation a donc évolué et se rapproche de la norme internationale fixée à 7kg/hab/an. Le seuil requis par la FAO est de 6,2 kg par habitant et par an.

Bien que l'Algérie a intensifié ses efforts pour, d'une part, renforcer le secteur de la pêche qui recèle des ressources halieutiques importantes aussi bien sur le plan quantitatif que qualitatif et, d'autre part, garantir l'efficacité de la stratégie de gestion durable de ces ressources, les prix à la vente des produits de la mer dépassent tout entendement et restent encore inabordables pour les consommateurs qui se tournent vers le surgelé et le congelé. (<http://www.lexpressiondz.com/news/actualite/33297-280.000-tonnes-de-poisson-%C2%ABsous-exploit%C3%A9es%C2%BB.html>).

En ce qui concerne la production aquacole, elle a connu de son côté une nette amélioration après l'application du Plan National de Développement de l'Aquaculture (P.N.D.A.). En effet, elle est passée de 250 t en 1999 à 454 t en 2001. Cette activité très prometteuse a mis en objectif une production de 30.000 t/an à moyen terme (http://www.fao.org/fishery/countrysector/FI-CP_DZ/fr).

1.4. Culture du tilapia en Algérie

Tout a commencé, en 1920, date de création de la station de Bou-Ismaïl (est d'Alger) avec pour objectifs :

- Détermination des meilleures méthodes et lieux pour la pratique de l'ostréiculture (*Crassostrea gigas*) et de la mytiliculture (*Mytilus galloprovincialis*).
- Développement de l'élevage de poissons d'eaux douces.

L'office national de développement et de production aquacole (O.N.D.P.A.) et les responsables de l'instance égyptienne des ressources halieutiques sont parvenus à un accord sur l'introduction du Tilapia en Algérie.

Suite au succès de la première expérience concernant le lancement en 2001 de la production du tilapia en Algérie, une cargaison, estimée à 1,5 t d'alevins de tilapia a été livrée. Ces alevins destinés pour le repeuplement des barrages, bassins, et rivières, ont bien supporté le climat froid, des régions nord d'Algérie.

L'O.N.D.P.A. envisage maintenant de passer à l'étape de la production artificielle. Il s'agit de faire appel aux privés pour la création de fermes spécialisées dans la culture du tilapia selon des techniques modernes.

L'O.N.D.P.A. souhaite également l'importation de ce poisson et sa vente en Algérie. Il espère ainsi la création, par des promoteurs privés, de quelques 30 fermes aquacoles pour l'élevage du Tilapia, d'autant que l'Etat a adopté un programme national pour l'encouragement de l'aquaculture (<http://www.lemaghreb.dz.com/imprimer.php?id=5995>).

Selon la direction de la pêche et des ressources halieutiques, cette approche est corroborée par les recommandations de la F.A.O. qui demande aux pays membres une production de plus de 50% de poissons à partir d'élevage (en mer et dans les bassins) pour remédier à la raréfaction des ressources halieutiques (<http://www.tamanrasset.net/article.item.224/un-nouvel-essor-pour-l>).

1.5. Intérêt de l'aquaculture

L'aquaculture jouit de plusieurs atouts, qui nous incitent et nous encouragent à la promouvoir, et à l'approuver comme une solution à la rareté des produits de la mer. Ces avantages sont les suivants :

- Alors que la demande mondiale en poisson est aujourd'hui croissante, les volumes de pêche ont tendance à stagner, voire à diminuer, et la bonne gestion de la ressource halieutique ne permet pas d'envisager une augmentation de l'offre par la pêche. Or, le maintien de la consommation nécessite d'accroître la production de poissons. Dans ce contexte fragile, la pisciculture se positionne comme une véritable solution, complément à l'apport d'une pêche responsable.

- Globalement, 20 à 25 millions de tonnes d'aliments de poissons ont été employés en aquaculture pour produire 30 millions de tonnes de poissons et de crustacés en 2003. Le poids d'aliment de poisson nécessaire pour produire un poids spécifique de farine de poisson varie d'une espèce à une autre, mais ne dépasse pas habituellement 5 kg. A titre d'exemple, la quantité de poisson fourrage nécessaire pour produire 1 kg de truite portion (200 à 250 g), est de 2,4 kg. Or dans la nature, les poissons carnassiers consomment 5 à 10 kg de poissons-proies.

- Par ailleurs, afin d'assurer le développement de l'aquaculture, tout en préservant les ressources halieutiques, les organismes de recherche français (I.N.R.A. - I.F.R.E.MER - C.I.P.A.), ont prouvé depuis 20 ans, la possibilité de substituer partiellement les huiles et les farines de poissons par des protéines et des huiles végétales, tout en conservant la qualité et l'intérêt nutritionnel des poissons d'aquaculture (annexe 2). Cela permet même une aquaculture durable.

- L'aquaculture, comme toute production agricole, rejette des éléments dans le milieu naturel. La particularité de la pisciculture en eau douce comme en milieu marin, réside dans la nature du milieu d'élevage (eau des bassins...) qui est identique au milieu naturel. Ainsi, l'environnement aquacultural est au cœur des préoccupations des acteurs de la filière piscicole. Ils utilisent l'eau, sans la consommer, et s'attachent à la restituer dans de bonnes conditions d'où l'importance des recherches menées autour de l'alimentation des poissons pour fournir des aliments les plus digestibles possibles afin de limiter les rejets. Ainsi, grâce à l'utilisation de plus en plus généralisée d'aliments extrudés de haute digestibilité et à une meilleure maîtrise des rationnements, aux modernisations et adaptations des techniques de

production (aération, suivi des biomasses, etc.) les élevages piscicoles sont plus respectueux de l'environnement.

▪ Afin de réduire encore l'impact de l'aquaculture sur l'environnement, la prise en compte de chaque contexte de production et des spécificités des différents milieux naturels, est devenue une étape incontournable. Les travaux de recherche en cours conduiront à la caractérisation de la sensibilité des écosystèmes aux rejets piscicoles, à la création d'outils de suivi et à la limitation des impacts plus adaptés aux différents contextes. (http://www.inra.fr/presse/jrfrp_aquaculture_une_solution_d_avenir_pour_repondre_aux_besoins_alimentaires_croissants).

1.6. Biologie de l'espèce

Le tilapia est un poisson d'eau douce appartenant à la famille des Cichlidés. Ils sont originaires d'Afrique, mais ils ont été introduits dans beaucoup de régions tropicales, subtropicales et tempérées du monde pendant la deuxième moitié du 20^{ème} siècle (Pillay, 1990).

Depuis le siècle dernier, le nombre d'espèces de tilapia a fortement augmenté avec la découverte d'espèces nouvelles, ce qui a conduit les systématiciens à revoir régulièrement la taxonomie de ce genre.



Figure 6 : Tilapia du Nil, *Oreochromis niloticus* (AQUABIOR, 2011).

1.6.1. Caractéristiques taxonomiques et morphologiques

Oreochromis niloticus appartient au :

Règne :	Animal.
Embranchement :	Chordatés.
Sous-embranchement :	Vertébrés.
Super classe :	Gnathostomes.
Sous classe :	Actinoptérygiens.
Super ordre :	Téléostéens.
Ordre :	Perciformes.
Famille :	Cichlidés.
Genre :	<i>Oreochromis</i> .
Espèce :	<i>Oreochromis niloticus</i> .

En 1983 Trewavas, proposa une distinction générique du tilapia. Sa dernière proposition sépare les tilapias en trois genres importants en se basant sur l'anatomie, le comportement reproducteur et la nutrition : les *Tilapia*, les *Oreochromis* et les *Sarotherodon*.

- ***Oreochromis*** : avec une incubation buccale et une garde uniparentale maternelle, ils sont planctonophages ;
- ***Sarotherodon*** : avec une incubation buccale et une garde biparentale ou paternelle, ils sont planctonophages ;
- ***Tilapia*** : avec une incubation des œufs sur substrat et une garde biparentale (en couple), ils sont macrophytophages.

En élevage, seul le genre *Oreochromis* est représenté par cinq espèces principales : *Oreochromis niloticus* ; *Oreochromis mossambicus* ; *Oreochromis aureus* ; *Oreochromis hornorum* et le tilapia rouge, issu du croisement : *O. mossambicus* X *O. niloticus*.

O. niloticus, est facilement reconnaissable par (annexe 3):

- Une tête portant une seule narine de chaque côté ;
- Des branchiospines sont au nombre de 21 à 26 en bas et 5 à 7 en haut ;
- La ligne latérale supérieure est composée de 21 à 24 écailles, alors que la ligne latérale inférieure est au nombre de 14 à 18 ;
- Le dos est vert olive tandis que les flancs, plus pâles, présentent 6 à 9 bandes transversales peu apparentes ;
- La nageoire dorsale formée d'une seule pièce comprend une partie épineuse présentant 17 ou 18 épines et une partie molle comptant 12 à 14 rayons souples alors que la nageoire anale possède au moins les 3 premiers rayons épineux ;
- Rayures verticales blanches et noires de la nageoire caudale ;
- Les nageoires dorsales et anales sont grisâtres, avec parfois une lisière rouge très mince qui le distingue du *Tilapia aurea*, la partie molle étant rayée verticalement (ou ayant entre les rayons des tâches claires alignées donnant un aspect rayé) ;
- Les nageoires pelviennes sont grises alors que les pectorales sont transparentes ;
- La teinte générale est grisâtre, relativement foncée chez l'adulte ;
- Un corps comprimé latéralement, couvert essentiellement d'écailles cycloïdes et parfois d'écailles cténoïdes ;
- Un ventre et une lèvre inférieure blanchâtres ;
- La tâche (tilapienne) ne se distingue plus chez les adultes, mais les alevins en possèdent une assez apparente ; ils ont en outre les bandes transversales mieux marquées dans la partie supérieure du pédoncule caudal ;
- Les mâles matures ont la gorge, le ventre et les nageoires impaires teintées de noir.

(Trewavas, 1983).

1.6.2. Distribution géographique

La distribution géographique d'une espèce (animale ou végétale) est fortement liée à ses exigences écologiques. Toutefois pour leurs survies dans le milieu naturel, bon nombre de facteurs écologiques sont connus pour avoir une influence sur la reproduction des poissons dont celle d'*O. niloticus*. Ce sont notamment, le niveau d'eau, les précipitations, la température, la conductivité, le pH et la transparence (Benech et Dansoko, 1994).

O. niloticus est un poisson thermophile ; donc sa distribution géographique est principalement déterminée par la température (Mélard, 1986).

Il fut introduit avec succès dans de nombreuses régions du globe (Afrique, Asie, Amérique, Europe). Originaire de l'Afrique, *O. niloticus* présente une très large distribution couvrant le bassin du Tchad, du Nil, du Niger, et du Jourdain. Venant du Haut Nil, l'espèce a d'abord progressé vers le sud, colonisant tous les lacs du Gabran 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 (Philippart & Ruwet, 1982 ; Mélard, 1986).

1.6.3. Exigences environnementales du tilapia

1.6.3.1. Oxygène dissout

Le niveau d'oxygène dissout dans l'eau est de première importance pour toutes les espèces de poissons. La pointe critique de consommation d'oxygène pour *O. niloticus* est à 3,1 mg l⁻¹. Entre 3,1 et 2,6 mg l⁻¹, la consommation d'oxygène est uniforme, mais au dessous la concentration est mortelle (Magid & Babiker, 1975). Une basse teneur en oxygène et l'accroissement du taux de respiration subséquent augmentent les besoins en énergie du poisson (Phillips, 1972).

Toutefois, l'*O. niloticus* survit durant plusieurs heures à des teneurs en oxygène dissout très faibles de l'ordre de grandeur de 0,1 ppm (Magid & Babiker, 1975 ; Mélard, 1986 ; Mélard & Philippart, 1981 a, b).

1.6.3.2. Température

Balarin & Hatton, (1979) rapportent qu'*O. niloticus*, supporte des températures extrêmes de 14 à 33 °C. Dans des conditions de laboratoire, *O. niloticus* tolère des températures de 7 °C et 41 °C pendant plusieurs heures. Pour Chervinski, (1982) le tilapia s'alimente moins au-dessous de 20 °C et cesse de s'alimenter au-dessous de 16 °C alors que la

mort se produit au-dessous de 12 °C. Les températures appropriées pour la reproduction sont au-dessus de 20 °C (Philippart & Ruwet, 1982 ; Popma & Lovshin, 1996).

1.6.3.3. Salinité

O. niloticus peut vivre dans des eaux dont la salinité est comprise entre 0,015 ‰ et 30 ‰ (Philippart & Ruwet, 1982).

Une salinité élevée peut affecter la performance reproductrice des tilapias, en supprimant l'agression des mâles dominants. *O. mossambicus* peut se reproduire entre $3,5 \times 10^{-8}$ et $4,9 \times 10^{-8}$ ‰ (Chervinski, 1982). *O. aureus* et *Tilapia zilli* ne se reproduisent pas en eau de mer et *O. niloticus* cesse la reproduction à plus que 3×10^{-8} ‰ (Watanabe, 1985 ; Fineman-Kalio, 1988),

1.6.3.4. Potentiel en hydrogène (pH)

Pour les tilapias, les niveaux mortels inférieurs et supérieurs du pH sont 4 et 11 (Chervinski, 1982). Pour d'autres, le meilleur niveau pour la croissance est à pH neutre ou légèrement alcalin (Popma & Lovshin, 1996).

1.6.3.5. Photopériode et intensité de la lumière

La photopériode agit en tant que synchroniseur artificiel, réglant les rythmes endogènes quotidiens chez les poissons (Biswas *et al.*, 2002). Elle affecte également la croissance, l'activité locomotrice, le taux métabolique, la pigmentation du corps, la maturation sexuelle et la reproduction (Gross *et al.*, 1995 ; Silva-Garcia, 1996 ; Boeuf & Le Bail, 1999 ; Trippel & Neil, 2002 ; Biswas & Takeuchi, 2002 ; Biswas *et al.*, 2002).

Paradoxalement, peu d'études ont considéré l'effet de la photopériode sur la croissance du tilapia, l'efficacité de l'alimentation, le métabolisme, les fonctions physiologiques et la reproduction sous conditions d'élevage contrôlé (Ross & McKinney, 1988 ; Lourenco *et al.*, 1998 ; Ridha & Cruz, 2000 ; Biswas & Takeuchi, 2002 ; Biswas *et al.*, 2002).

El-Sayed & Mamdouh. (2004) ont étudié l'effet de la photopériode sur la survie, le taux de croissance et l'efficacité d'utilisation de l'aliment chez les larves (0,02 g) et les juvéniles (2,4 g) du tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus*).

Une différence non significative de la performance des poissons entre les groupes de (24 Lumière : 0 Obscurité) et (18 Lumière : 6 Obscurité). En tenant compte du coût de l'électricité, des phases de plus courtes durée d'éclairage sont suggérées pour une croissance optimale, une efficacité d'alimentation et une survie optimale des juvéniles. C'est d'ailleurs la

raison pour laquelle, nous avons délaissé intentionnellement ce facteur dans nos deux expériences quoique, ceci n'empêche pas que tous les poissons étaient exposés aux mêmes conditions de photopériode.

1.6.4. Régime alimentaire du tilapia

Dans le milieu naturel, *O. niloticus* est un poisson omnivore à tendance herbivore. Son régime alimentaire est constitué de phytoplancton représenté par les Chlorophycées, Cyanophycées, Euglonophycées, etc. (Moriarty, 1973). Il peut consommer du sédiment, riche en bactéries et en diatomées (Freyer & Iles, 1972), ainsi que du zooplancton, des insectes aquatiques et toute sorte de sous produits agricoles dont le son de riz, les tourteaux de coton, et de soja etc. (Yashouv & Chervinski, 1971 ; Hastings, 1973).

En milieu d'élevage extensif, le tilapia est pratiquement euryphage, valorisant divers déchets agricoles (tourteaux d'oléagineux, drèches de brasserie, déchets ménagers, excréments de porc ou de volailles), acceptant facilement des aliments composés sous forme de granulés. Cette capacité d'adaptation à divers aliments est à la base de sa haute potentialité pour la pisciculture. Tandis qu'en élevage intensif, l'aliment apporté est pratiquement la seule source nutritive pour les poissons (Kestemont *et al.*, 1989).

Besoins nutritionnels de l'*Oreochromis niloticus* en élevage intensif

La composition d'un aliment équilibré à la fois en protéines, lipides, glucides, sels minéraux et vitamines, influence grandement la croissance, la production et le comportement des poissons :

- Les besoins en protéines et en acides aminés sont les principaux facteurs affectant la croissance. Le déficit en acides aminés essentiels des régimes alimentaires affecte directement la croissance du poisson (Halver, 1976). Pour plusieurs espèces de poissons, une teneur d'environ 40 % de protéines brutes donne la meilleure croissance. Cependant, compte tenu du prix des sources protéiques, le pourcentage en protéines est souvent inférieur à l'optimum pour la croissance (Hastings & Dickie, 1972). Du point de vue économique, la plupart des protéines devraient venir de sources végétales.
- Les lipides sont généralement bien digérés par les poissons et sont une bonne source d'énergie. L'addition des acides gras insaturés (A. G. I.) à l'aliment des poissons tel que l'acide linoléique peut améliorer la croissance dans certains cas (Guillaume *et al.*, 1999). Takeuchi *et al.* (1983) ont montré que chez les tilapias, le besoin en acides gras de la série oméga 6 (acide linoléique 18 : 2n-6) est plus important. Ils évaluent ce besoin à 0,5 % du régime. Ce

chiffre nous est également rapporté par Kaushik *et al.* (1993). Les mêmes auteurs ont par ailleurs montré que l'apport d'acides gras autres que le 18 : 2n-6 ne stimule pas la croissance chez *O. niloticus*. Seulement, une haute teneur en lipides (jusqu'à un maximum de 18 %) et en énergie dans l'aliment, produirait un poisson très gras (Silva, 1996). Bien que ceci soit apprécié par les consommateurs locaux, le stockage et le transport de ces poissons à l'état frais posent des problèmes. (Lee & Sinnhuber, 1972).

- La digestion des glucides diffèrent largement avec l'espèce de poisson et son régime alimentaire. Etant donné que le tilapia est plutôt herbivore, une augmentation de l'énergie par les glucides et les lipides dans l'aliment peut générer une économie des besoins en protéines (Philips, 1972). Cependant l'alimentation à haute teneur d'amidon réduira l'activité des protéases du *Tilapia nilotica*, et accroîtra l'activité des amylases (Nagayama & Saito, 1969).

- Les besoins en vitamines sont connus pour quelques espèces de poissons seulement. Le manque d'une vitamine spécifique est manifesté par le défaut du métabolisme et du système de coenzymes. Par ailleurs, chez le groupe de poissons phytoplanctoniques dont le *Tilapia nilotica* fait partie, la vitamine B1 par exemple, prend alors plus d'importance, car les besoins de cette vitamine sont liés à la consommation d'hydrates de carbone. (Halver, 1976).

Les essais de formulation des aliments adaptés à l'élevage de *Tilapia nilotica* ont suivi les principes majeurs suivants :

- La substitution de certains ingrédients (ex : protéines et lipides) d'origine animale par des ingrédients d'origine végétales (annexe 4 et 5) afin de diminuer, du point de vue économique, le prix de l'aliment ;
- L'augmentation de la teneur en acides aminés indispensables pour voir l'effet sur la croissance (normalement présents dans la farine de poisson) ;
- L'augmentation de calories par la haute teneur en hydrates de carbone et lipides afin d'économiser les besoins en protéines (trop chères et indisponibles) ;
- L'introduction d'un complexe de vitamines dans l'aliment pour déterminer l'insuffisance en vitamines dans l'aliment.

1.6.5. Digestion des protéines

Après l'ingestion, les protéines traversent successivement la bouche, l'œsophage, l'estomac, et un long et sinueux intestin caractéristique des animaux à chaîne alimentaire courte (figure 7). Lors de ce transit, les protéines sont dégradées par différentes protéases.

L'hydrolyse des protéines débute dans l'estomac et se poursuit au niveau de l'intestin grêle où les produits de dégradation (peptides et acides aminés libres) sont alors absorbés. Plusieurs facteurs peuvent influencer l'efficacité de la digestion, de même que l'absorption des produits libérés. L'acidité stomacale, l'évacuation gastrique, le taux de sécrétion des différentes enzymes digestives, le pH intestinal, la durée du transit intestinal et la flore microbienne sont des exemples de ces facteurs. De plus, certaines caractéristiques des protéines alimentaires peuvent aussi influencer leurs hydrolyses gastro-intestinales telles leurs compositions en acides aminés, leurs séquences primaires et leurs conformations, ainsi que la présence de substances anti-nutritionnelles qui inhibent les protéases.

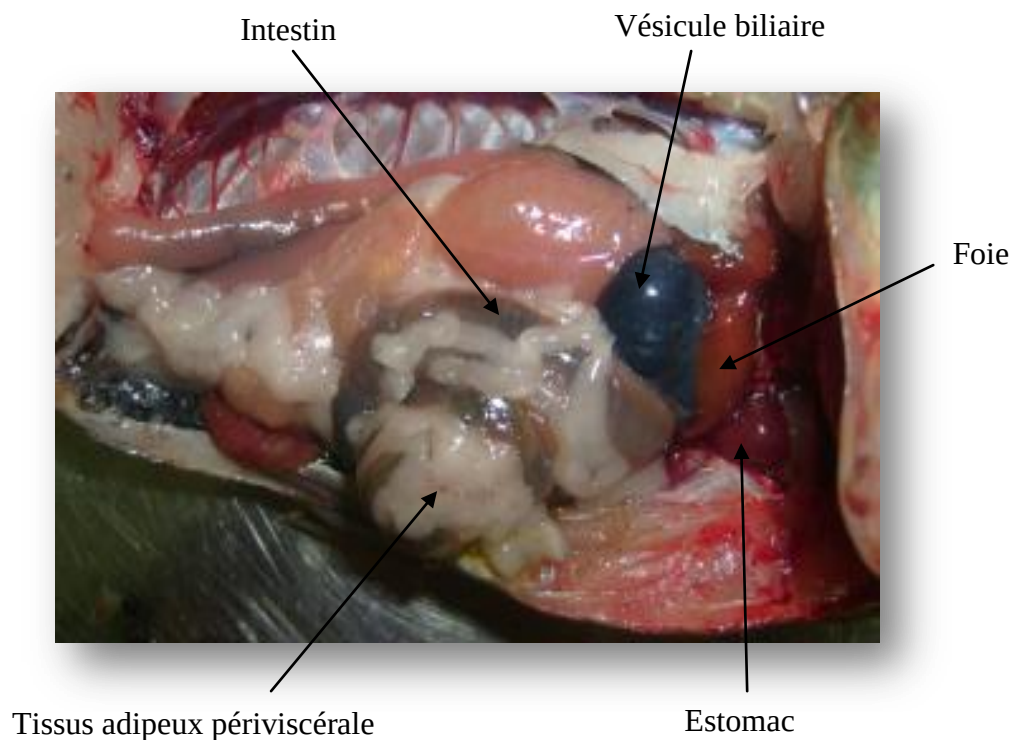


Figure 7 : Tractus digestif (AQUABIOR, 2009).

1.6.5.1. Digestion gastrique

Une étude histologique de l'estomac d'*O. niloticus* révèle une structure permettant une grande possibilité de distension, d'où une accommodation facile à des aliments très variés. Dans un premier temps, les cellules épithéliales sécrètent d'abord des mucines neutres et absorbent les composés aisément digestibles tels que les disaccharides et les acides gras courts. Ensuite, le milieu devient de plus en plus acide (jusqu'à un pH 1,25). Dans ces conditions, la chlorophylle est décomposée et la lyse des parois cellulaires des algues bleues est possible.

(Moriarty, 1973). La sécrétion d'acide chlorhydrique par les cellules pariétales favorise aussi l'exposition des liens peptidiques pour l'attaque enzymatique. La pepsine, une endoprotéase sécrétée par la muqueuse gastrique sous forme de pepsinogène, est alors activée par l'acidité de l'estomac, mais aussi par autolyse (Fruton, 2002). Le pH optimal de la pepsine se situe entre 1,8-3,5 (Samloff, 1971) et sa spécificité se limite généralement aux acides aminés aromatiques (Fruton, 2002). Bien que les protéines soient partiellement hydrolysées à leur sortie de l'estomac, cette étape est importante puisqu'elle permet ensuite une action plus efficace des enzymes pancréatiques.

1.6.5.2. Digestion intestinale

L'intestin est différencié en un duodénum antérieur court à parois minces, et une section postérieure très longue, avec un plus petit diamètre. La longueur totale de l'intestin entier varie de 5 à 8 fois la longueur du corps (Moriarty, 1973). L'arrivée dans le duodénum du chyme gastrique, fortement acide, stimule alors la sécrétion d'une hormone intestinale, la sécrétine. Cette hormone stimule à son tour la sécrétion pancréatique de bicarbonate qui neutralise le chyme gastrique. Cette neutralisation permet d'inhiber l'action de la pepsine qui subit une dénaturation irréversible à pH 6 - 7 (Konno *et al.*, 2000).

La digestion des protéines se poursuit par la suite au niveau de la lumière intestinale à un pH de 6,8 à 8,8 sous l'action de cinq enzymes protéolytiques d'origine pancréatique (figure 8) : la trypsine, la chymotrypsine, l'élastase, la carboxypeptidase A et la carboxypeptidase B. (Moriarty, 1973).

Les enzymes pancréatiques sont synthétisées et libérées par les cellules acineuses du pancréas sous forme de zymogènes inactifs. Elles sont ensuite activées dans le duodénum où elles complètent l'hydrolyse des protéines en un mélange d'acides aminés libres (30 %) et d'oligopeptides de faible poids moléculaire (70 %).

Les oligopeptides sont alors hydrolysés par les peptidases de la bordure en brosse ou absorbés au niveau des entérocytes par des mécanismes de transport spécifiques (Van Dyke, 1989). La bordure en brosse de l'intestin grêle contient plusieurs peptidases qui participent à la phase finale de la digestion. Ces enzymes sont synthétisées dans le réticulum endoplasmique rugueux et sont transportées à travers l'appareil de Golgi jusqu'à la membrane de la bordure en brosse (Van Dyke, 1989 ; Erickson & Kim, 1990)

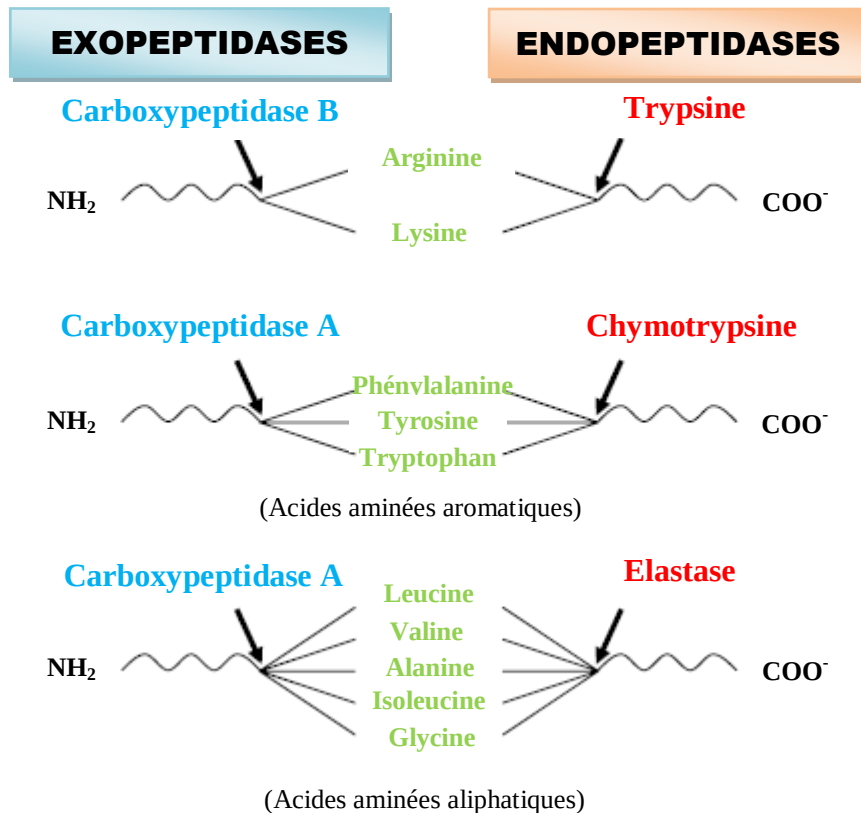


Figure 8 : Représentation schématisée de l'action des enzymes pancréatiques (Van Dyke, 1989).

1.6.5.3. Absorption intestinale

Les acides aminés et les peptides libérés par les enzymes digestives sont ensuite absorbés au niveau de la paroi intestinale (figure 9). L'absorption des protéines se fait principalement au niveau de l'intestin antérieur. Dans la bordure en brosse de l'entérocyte, il existe des mécanismes de transport distincts pour les acides aminés et les peptides (Van Dyke, 1989 ; Erickson & Kim, 1990 ; Ganapathy *et al.*, 1994).

Une portion significative (30-50%) des acides aminés est absorbée sous forme de courts peptides (Roberts *et al.*, 1999). Des fragments protéiques peuvent également être absorbés par pinocytose ou par les jonctions paracellulaires. Après leur absorption, les acides aminés libres et les peptides non-hydrolysés sont retrouvés dans la circulation sanguine (Bernier, 1984 ; Bernier *et al.*, 1988 ; Van Dyke, 1989 ; Ganapathy *et al.*, 1994). La prise alimentaire en milieu contrôlé a lieu essentiellement en période éclairée, et l'ingéré met 9 à 11 heures pour traverser le tube digestif chez l'adulte et moins de 2 heures chez le juvénile (Bowen, 1982).

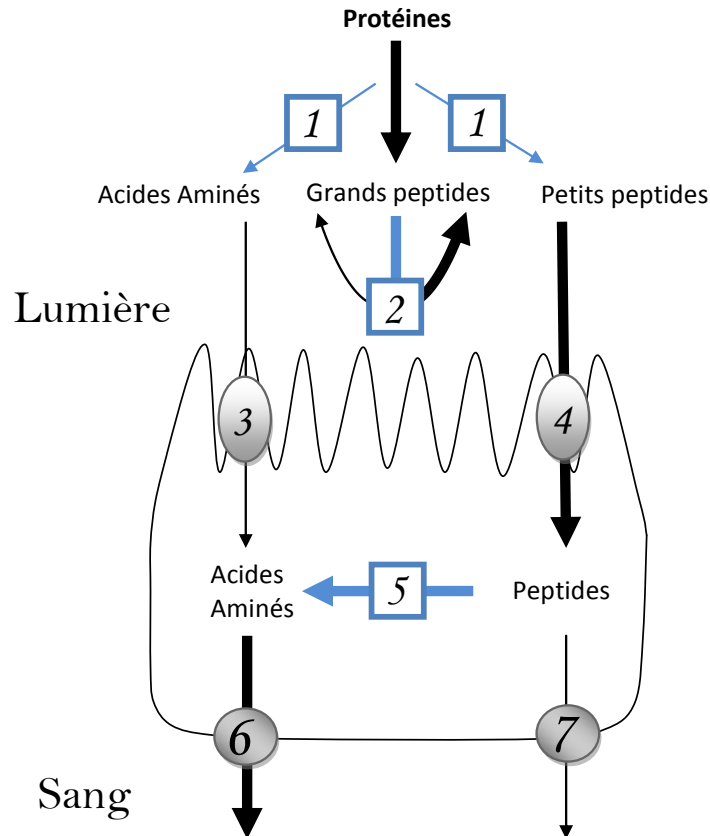


Figure 9 : Assimilation des protéines au niveau de l'intestin (Ganapathy *et al.*, 1994).

1. protéases et peptidases gastriques et pancréatiques ; 2. Peptidases de la bordure en brosse ; 3. Systèmes de transport des acides aminés de la bordure en brosse ; 4. Système(s) de transport des peptides de la bordure en brosse ; 5. Peptidases cytoplasmiques ; 6. Systèmes de transport basolatéral des acides aminés ; 7. Système(s) de transport basolatéral des peptides.

1.6.6. Activité enzymatique :

1.6.6.1. Enzymes

Les enzymes sont des catalyseurs des systèmes biologiques de nature protidique ou glycoprotéique. Elles accélèrent les réactions métaboliques (augmentent la constante de vitesse k), diminuent l'énergie libre d'activation (ΔG) et se retrouvent intactes en fin des réactions. Les enzymes contiennent une partie protéique (apoenzyme) et une autre chimique organique ou inorganique (coenzyme ou cofacteur). Elles ont une grande spécificité au substrat (pour les enzymes protéolytiques, la spécificité porte sur le lieu d'attaque de l'enzyme) (Hayashi & Ikada, 1990 ; Bartolini *et al.*, 2003 ; Nouaimi *et al.*, 2001).

1.6.6.3. Structure et fonction des enzymes

Un enzyme est beaucoup plus volumineux que son substrat. Il semble qu'on ait besoin d'une architecture très complexe pour permettre à quelques acides aminés de se trouver juste dans la position qu'il faut pour servir de catalyseur à une réaction. La structure de l'enzyme sera donc déterminante pour sa fonction. Le site actif d'une enzyme est la région qui réunit et met en contact les réactifs (souvent appelés substrats) et facilite ainsi la réaction. On peut distinguer dans le site actif, d'une part le site de fixation qui se combine au substrat par des liaisons faibles et le site catalytique qui agit sur le substrat pour lui faire subir la réaction chimique. Les liaisons disulfures jouent souvent un rôle fondamental en rapprochant les acides aminés du site actif ; les liaisons faibles jouent également ce rôle (Kruh, 1987).

Pour mieux visualiser la spécificité des protéases, Schechter & Berger (1967) ont proposé une nomenclature (figure11). Selon cette dernière, le lien peptidique hydrolysé se situe entre les résidus P1 et P1' sur la protéine, alors que les sites d'interaction sur l'enzyme sont représentés par S1 et S1'.

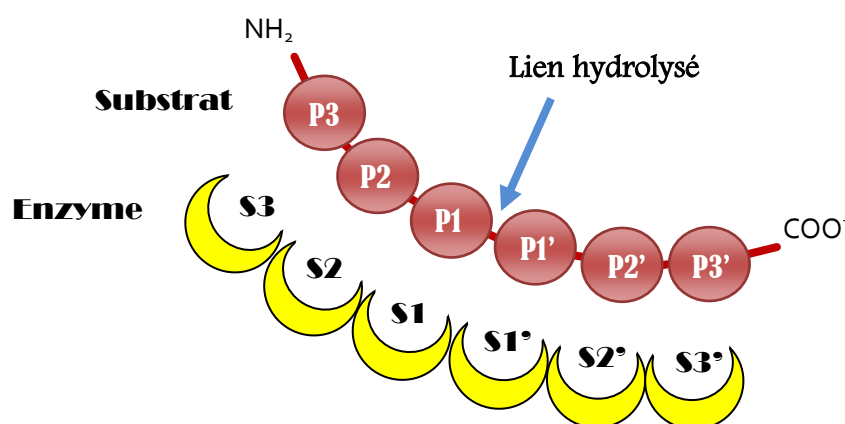


Figure 11 : Nomenclature de Schechter & Berger (1967). Le lien peptidique hydrolysé est en position P1-P1' et les sites d'interactions sur l'enzyme sont identifiés par S1 et S1'.

1.6.6.4. Facteurs affectant la réaction enzymatique :

Plusieurs facteurs entreront en ligne de compte pour le bon fonctionnement d'un enzyme. La température, le pH et le ratio enzyme / substrat (E / S) sont tous des facteurs qui affectent la cinétique d'une réaction enzymatique, de même que le degré d'hydrolyse (DH) et la composition finale de l'hydrolysats obtenu. (Adler-Nissen, 1976).

1.6.6.4.1. Température

Comme la rencontre entre l'enzyme et son substrat dépend du mouvement moléculaire, l'activité d'un enzyme croîtra avec la température (puisque la température est le reflet du mouvement moléculaire). Cependant, cela ne sera plus vrai quand la température sera assez haute pour affecter la structure tertiaire de l'enzyme : il pourrait alors perdre rapidement son activité. Un enzyme dénaturé ne peut plus fonctionner.

1.6.6.4.2. pH

Le pH optimum pour les activités enzymatiques diffère selon la structure et la nature de leur site actif. La pepsine a un pH optimal de 1,5 approprié pour une enzyme gastrique ; la trypsine a un pH optimal de 7,7.

1.6.6.4.3. Ionisation

L'état d'ionisation des différents acides aminés d'une protéine aura une grande influence sur sa structure. On doit également considérer l'état d'ionisation des acides aminés du site actif. La liaison du substrat implique souvent de nombreuses liaisons non-covalentes de type hydrophobique, des ponts hydrogènes, ou des interactions de Van der Waals.

1.6.6.4.4. Forme du site actif

La forme du site actif de l'enzyme va lui permettre de reconnaître un substrat particulier. Le substrat est la clef dont le site actif est la serrure. Certains enzymes sont extrêmement spécifiques et ne fonctionneront que sur un seul et unique substrat ; d'autres ont un large spectre et fonctionnent sur une structure partagée par de nombreuses molécules qui peuvent toutes lui servir de substrat.

Le site actif est constitué d'au moins deux parties fonctionnelles, qui peuvent ou non être voisines sur la chaîne polypeptidique (sinon, la structure tertiaire les amène l'une près de l'autre). Le premier site permet à l'enzyme de reconnaître son substrat ; le second de lui faire subir son traitement catalytique. On retrouvera souvent une activité enzymatique associée à un domaine d'une protéine, et ce domaine peut parfois être transporté par ingénierie génétique sur une autre protéine. La nature a probablement favorisé la conservation de tels domaines au cours des nombreuses recombinaisons de gènes qui ont accompagné notre évolution. De même, il n'est pas rare qu'une même protéine ait plusieurs activités enzymatiques. Le facteur de transcription basal TFIID contient un polypeptide, TAFII 250, qui combine des activités kinase, acétylase et ubiquitinylation-transférase (Hayashi *et al.*, 1987).

1.6.6.4.5. Hydrolyse des protéines

Durant l'hydrolyse, les enzymes scindent les liens peptidiques par l'addition d'une molécule d'H₂O. Ceci provoque de nombreux changements dans la structure moléculaire en libérant ainsi des acides aminés libres et de nombreux peptides dont la taille et les propriétés sont très différentes de celles de la protéine initiale (Kester & Richardson, 1984 ; Mahmoud, 1994 ; Mahmoud & Taylor, 1994 ; Panyam & Kilara, 1996 ; Gauthier & Pouliot, 2003). La composition d'un hydrolysats enzymatique dépend principalement de la nature de la protéine hydrolysée, du type de protéase(s) utilisée(s), des conditions physico-chimiques du milieu réactionnel et du traitement d'inactivation de l'enzyme appliqué en fin de réaction (Hayashi *et al.*, 1987). Au cours de l'hydrolyse enzymatique d'une protéine, par exemple, on observe une diminution du poids moléculaire et une augmentation du nombre de groupements ionisables (NH₃⁺ et COO⁻) ce qui modifie l'hydrophilicité et la charge nette de l'hydrolysats comparées à la protéine initiale (Panyam & Kilara, 1996). On assiste également à l'exposition des groupements hydrophobes de la protéine, initialement enfouis dans sa structure, ce qui mène parfois à une diminution de la solubilité de la protéine après son hydrolyse (Mahmoud, 1994). De plus lorsqu'on met en œuvre des protéases, des phénomènes d'hydrolyse mutuelle des enzymes (autolyse) se produisent et conduisent à leur inactivation rapide en phase homogène (Mozhaev *et al.*, 1990 ; Yamada *et al.*, 2003).

1.6.6.4.6. Digestion in vitro

Les préparations commerciales d'enzymes sont souvent des mélanges contenant différents types de protéases. Par exemple, la pancréatine est un extrait de pancréas contenant un mélange d'endo- et d'exo-protéases. Généralement, l'utilisation de ces enzymes, pour la digestion in vitro des protéines alimentaires est utilisée afin d'améliorer leurs propriétés fonctionnelles, nutritionnelles ou biologiques (Mahmoud, 1994 ; Panyam & Kilara, 1996 ; Clemente, 2000 ; Foegeding *et al.*, 2002 ; Gauthier & Pouliot, 2003).

Le coût des enzymes est très variable et dépend de leur pureté (ex : trypsine, chymotrypsine) et des difficultés rencontrées lors de leur isolement. Ainsi, de plus en plus d'enzymes d'origine microbienne sont maintenant utilisées en raison de leur faible coût (Yamamoto *et al.*, 1999 ; Belem *et al.*, 1999 ; Otte *et al.*, 2000 ; Ipsen *et al.*, 2001 ; Leclerc *et al.*, 2002 ; Prioult *et al.*, 2005).

1.6.6.5. Trypsine

La trypsine (EC.3.4.21.4) fait partie du groupe des protéases à sérine qui comporte également la chymotrypsine, l'élastase et la subtilisine. Son précurseur inactif, le trypsinogène, est produit dans le pancréas et est sécrété dans l'intestin. Il y est activé en trypsine active en subissant une coupure protéolytique effectuée par l'enzyme entérokinase. On peut noter que les trypsines déjà présentes dans l'intestin peuvent réaliser la coupure sur le trypsinogène et former ainsi de nouvelles trypsines (processus d'autocatalyse), comme elles peuvent catalyser aussi l'activation du chymotrypsinogène, pro-élastase et la pro-carboxypeptidase (figure 12). Le rôle physiologique de la trypsine est alors de participer au processus de digestion : hydrolyse des protéines alimentaires en petits peptides ou acides aminés assimilables (Stryer, 1988).

La trypsine contient 223 acides aminés, 6 ponts disulfures (S-S) reliant deux à deux les 12 cystéines, avec une masse moléculaire de 23,3 kDa. Elle possède une forte spécificité (figure 13) qui en fait un outil de choix pour la cartographie des protéines (Bossi *et al.*, 2004). En effet, la trypsine coupe uniquement les liaisons peptidiques situées du côté carboxyle - c'est à dire «à droite» dans la convention habituelle de représentation d'une séquence protéique - des résidus lysine ou arginine (Whitaker, 1994).

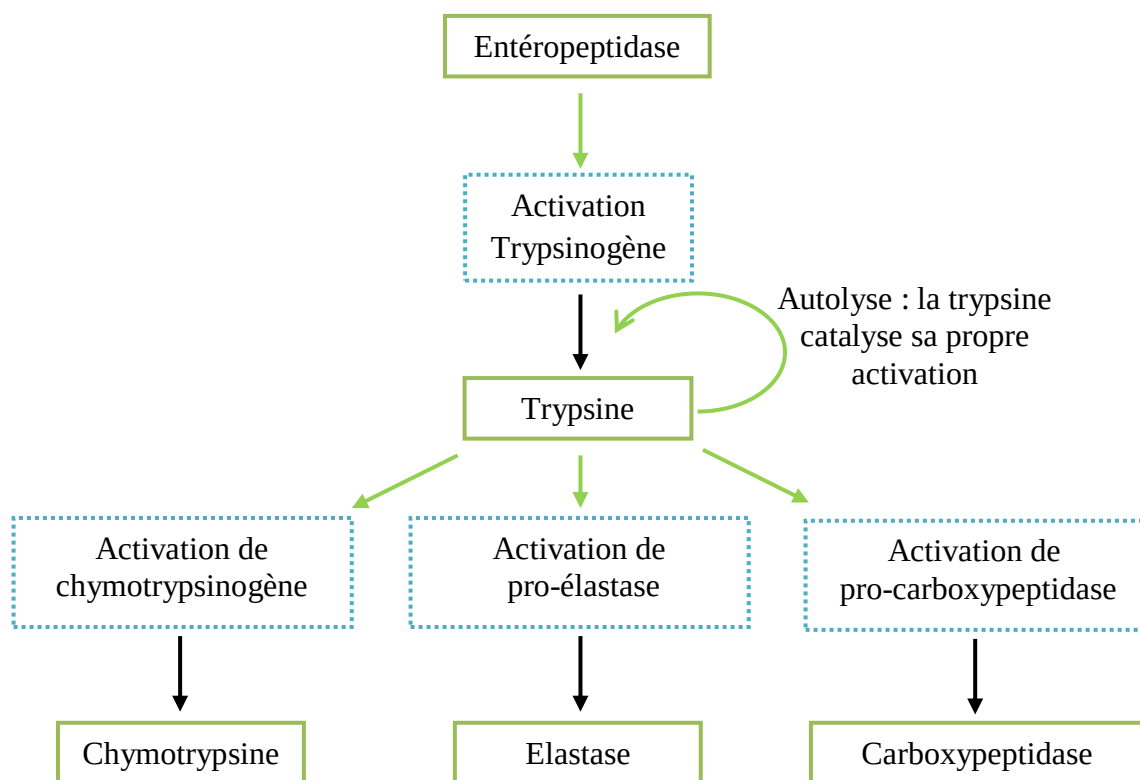


Figure 12 : Régulation du mécanisme d'activation des protéases à sérine (Bossi *et al.*, 2004).

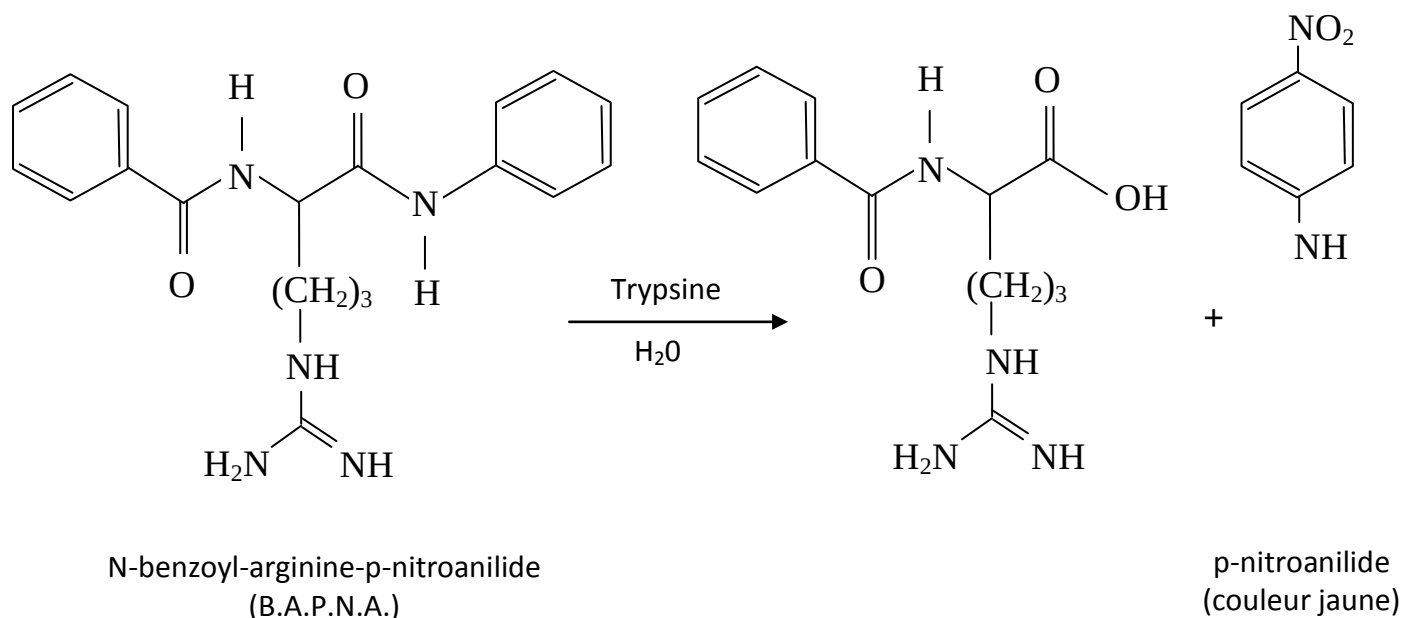


Figure 13 : Hydrolyse du substrat B.A.P.N.A. par la trypsine (Whitaker, 1994).

1.6.6.6. Chymotrypsine

La chymotrypsine, comme son homologue la trypsine, est synthétisée dans le pancréas et sécrétée dans l'intestin grêle sous forme d'un zymogène, la chymotrypsinogène. Sa forme active est une protéase à très large spectre (figure 14) : elle coupe le lien peptidique qui suit les acides aminés dotés d'une grosse chaîne latérale hydrophobique comme la phénylalanine, tryptophane, tyrosine, méthionine; qui sont des acides aminés aromatiques. Elle peut aussi, plus faiblement, couper les liens peptidiques après la leucine, isoleucine (avec une affinité décroissante dans l'ordre cité) et peut, aussi, agir avec une très faible affinité après une Histidine (Whitaker, 1994).

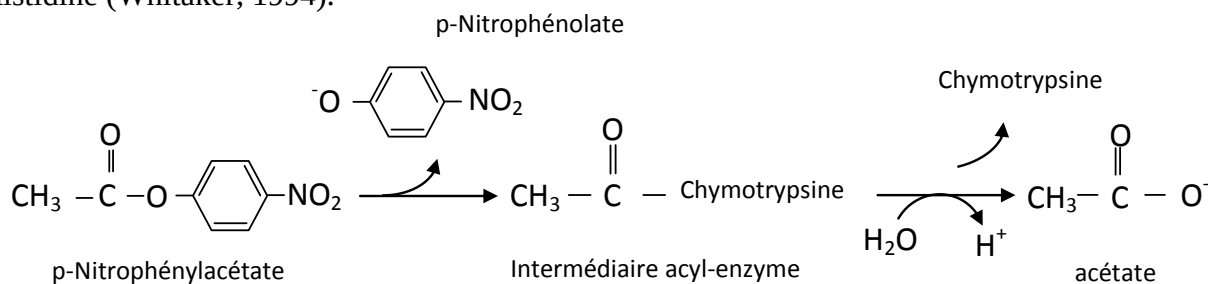
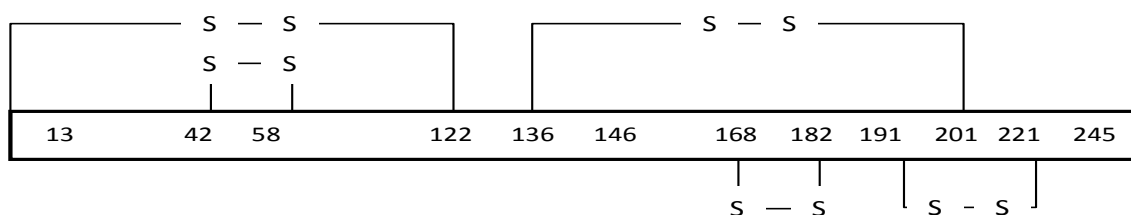


Figure 14 : Hydrolyse du p-Nitrophénylacétate par la chymotrypsine (Whitaker, 1994).

Le délai nécessaire à l'activation du chymotrypsinogène protège le pancréas de la protéolyse par la chymotrypsine. L'activation se produit quand deux dipeptides sont retirés au chymotrypsinogène : Serine 14-Arginine 15 et Thréonine 147-Asparagine 148 (figure 15).

Chymotrypsinogène (zymogène inactif)



Chymotrypsine (protéase active)

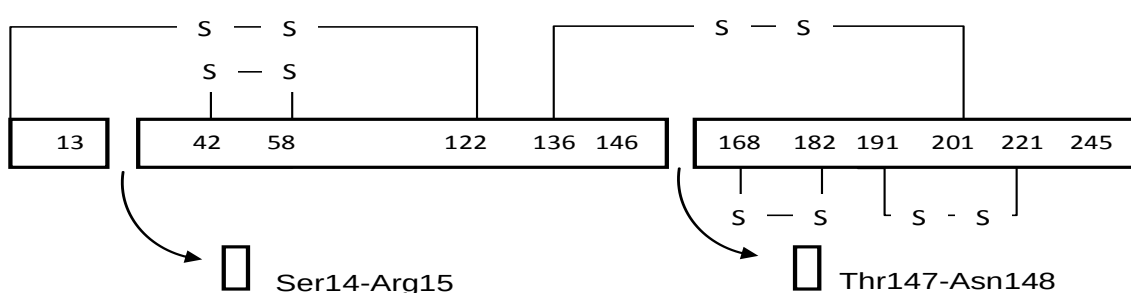


Figure 15 : Activation d'un zymogène inactive (chymotrypsinogène) en protéase active (chymotrypsine) (Whitaker, 1994).

Le mécanisme réactionnel de la chymotrypsine a été partiellement déduit à partir de sa structure. L'enzyme compte trois chaînes polypeptidiques A, B et C reliées entre elles par des ponts disulfures (figure 15). Le site d'attache du substrat dans la chymotrypsine consiste en une région ressemblant à une crevasse bordée d'acides aminés hydrophobiques. La conformation de cette crevasse permet à ces acides aminés hydrophobes d'interagir avec les chaînes latérales hydrophobiques de W, F et Y présentes dans les substrats. Les petites chaînes latérales hydrophobiques et hydrophiles ne permettent pas les liaisons non-covalentes nécessaires à la fixation au site actif de l'enzyme.

Les protéines globulaires protègent la plupart de leurs résidus hydrophobiques à l'intérieur de leur structure. La chymotrypsine aurait du mal à digérer les aliments si ceux-ci ne transitaient pas d'abord dans l'estomac. En effet, le pH acide (1 - 2) dénature la plus grande partie des protéines. Ces dernières, déjà partiellement dégradées, arrivent dans l'intestin pour être digérées par la chymotrypsine (Hayashi *et al.*, 1987).

2. Matériels et méthodes

Origine et répartition des poissons

Les alevins utilisés lors de cette expérience proviennent d'une ferme aquacole, située à Ain-Skhouna (90 km au sud de la wilaya de Saïda). Au total, 585 alevins d'un poids moyen de $1,83 \pm 0,61$ g sont utilisés.

A leur arrivée au laboratoire, les poissons sont placés en stabulation dans deux aquariums de 250 litres pendant un mois. Durant cette période d'adaptation et d'acclimatation, les poissons ont été nourris avec le régime de référence (R1= P.V. 50 % /P.A. 50 %).

2.1. Mise en place de l'infrastructure d'élevage

Les deux expériences ont été réalisées dans un système fonctionnant en circuit fermé. Le mode d'élevage utilisé correspond à un élevage en mode intensif. La structure d'élevage utilisée durant ces expériences, se compose de deux unités principales (figure 16) :

- La première unité est destinée à l'élevage des poissons. Elle se compose de 9 aquariums d'un volume utile de 45 l chacun. L'eau provenant de ces aquariums est épurée des déchets solides (restes d'aliments et d'excréments) à l'aide de filtres mécaniques.
- La deuxième unité est utilisée pour la filtration biologique des eaux d'élevage. Elle se compose de 2 bacs reliés l'un à l'autre par des tuyaux en P.V.C., d'un volume utile d'environ 150 l chacun.

En effet, dans les systèmes d'élevage fonctionnant en circuit fermé, la filtration biologique est primordiale en raison de la très haute toxicité des ions de nitrite (NO_2), nitrate (NO_3) et ammonium (NH_4).

Après filtration, l'eau d'élevage est pompée de l'unité de filtration, vers les aquariums d'élevage avec un débit moyen d'1 litre/minute. Cette eau est ensuite évacuée par système de trop-plein munis d'une crépine de filtration. L'évacuation des eaux usées d'élevage est assurée par une rigole en matière P.V.C. qui se déverse dans l'unité de filtration. Après cette double filtration, l'eau recyclée se déverse, grâce à une pompe à eau immergée (Espa Vigila 100 M, puissance : 0,22 KW et débit maximum de 80 l/min), dans un bassin de pompage où elle est pompée et redistribuée dans les bassins d'élevage. Environ 20 % d'eau du circuit est renouvelée quotidiennement (apport d'eau fraîche).



Figure 16 : Système d'élevage en circuit fermé (AQUABIOR, 2010).

- 1-9 : Aquariums d'élevage (unité d'élevage).
- 10 : Bassin de filtration.
- 11 : Bassin d'alimentation en eau filtrée.
- 12 : Tuyau d'alimentation de l'eau filtrée.
- 13 : Tuyau trop-plein d'évacuation des eaux usées.
- 14 : Pompe à eau submersible.
- 15 : Oxygénateur (diffuseur d'oxygène dissout).

2.2. Protocole expérimental

Trois (3) régimes alimentaires isoprotéiques et isoénergétiques sont préparés à base de farine de soja, maïs, blé et de farine de sardine. Les régimes ne diffèrent que par l'origine des protéines utilisées.

Pendant la première expérience, les alevins de tilapia ont été élevés dans 9 aquariums (45 litres) à une densité de 65 alevins par aquarium. Durant la deuxième expérience 6 aquariums seulement étaient utilisés à une densité de 43 alevins par aquarium.

La durée totale de chaque expérience était de 28 jours. Les animaux sont nourris à la ration maximale durant les 2 expériences. Pour la première expérience les rations alimentaires ont été fixées à 16, 15, 13, 12 % de la biomasse par aquarium, pour les périodes de J1-J7, J8-J14, J15-J21, et J22-J28 respectivement. Alors que pour la deuxième expérience les rations alimentaires ont été fixées à 10 % et 8 % de la biomasse par aquarium, pour les périodes de J1-J14 et J15-J28 respectivement.

Le dénombrement de la mortalité, les mesures de température, les contrôles de l'oxygène dissous, ont été effectués quotidiennement. Les contrôles des composés azotés (ammoniaque, nitrate et nitrite) ont été réalisés de façon hebdomadaire.

Des contrôles hebdomadaires de croissance ont été effectués par prélèvement et pesée de 10 poissons par aquarium pris au hasard.

Cinq (5) individus à jeun et par bac ont été prélevés au hasard et ont été utilisés pour les analyses des activités enzymatiques.

Le taux de croissance spécifique, le taux de survie, le taux de conversion alimentaire, le cannibalisme, et les activités spécifiques (UI/mg de protéines) des enzymes protéolytiques trypsine et chymotrypsine, constituent les paramètres utilisés pour étudier la qualité des régimes alimentaires.

2.3. Préparation des régimes alimentaires et alimentation des poissons

Trois régimes alimentaires sont utilisés. Pour ce faire, les poissons sont divisés en 3 lots. La 1^{ère} expérience est menée en triplicata tandis que la deuxième est menée en duplicata.

Les régimes utilisés (tableau 1) sont tous les trois isoprotéiques (47 % de protéines brutes) constitués de protéines végétales (P.V.) et protéines animales (P.A.).

Tableau 1 : Composition des régimes alimentaires utilisés.

Constituants	R1	R2	R3
	(P.V. 50%/ P.A. 50%)	(P.V. 72%/ P.A. 28%)	(P.V. 90%/ P.A. 10%)
Mélange de farines	87 g	87 g	87 g
Lipides (huile de tournesol)	10 g	10 g	10 g
Prémix vitaminé*	1 g	1 g	1 g
Agar	2 g	2 g	2 g
TOTAL	100 g	100 g	100 g

R1 : Régime 1, R2 : Régime 2, R3 : Régime 3, P.V. : Protéine végétale, P.A. : Protéine animale.

* : Composition du prémix vitaminé et sels minéraux (annexe 7).

2.4. Contrôle des facteurs physicochimiques

En condition d'élevage intensif en circuit fermé, la qualité physico-chimique de l'eau doit être irréprochable pour supporter des densités d'élevages importantes. De plus, pour une croissance optimale, l'espèce étudiée présente des seuils de tolérances ainsi que des teneurs optimales vis-à-vis des paramètres suivants :

2.4.1. Température : La température de l'eau d'élevage (vérifiée quotidiennement) est maintenue à 27 °C, grâce à des résistances de type thermoplongeur (Visitherm, 300W).

2.4.2. Oxygénation : La concentration en oxygène dissout dans le circuit est maintenue à un minimum de 5 ppm, grâce à un oxygénateur (Resun : AC-4000, 12 l/min). La teneur en oxygène dissout est vérifiée à l'aide d'un oxymètre (HANNA 9145).

2.4.3. Teneur en déchets azotés : La teneur en nitrites, nitrates et ammonium rejetés dans le circuit est maintenue à un seuil minimal à l'aide du système de double filtration utilisé. Par ailleurs, la concentration de ces ions est mesurée en début et milieu de chaque semaine à l'aide d'un spectrophotomètre spécial aquaculture (HANNA 83203). Pour éviter tout problème de pathologie, les aquariums sont nettoyés par siphonage tous les jours avant le 1^{er} nourrissage. Les pompes sont nettoyées hebdomadairement.

Pour étudier les performances de croissance d'*Oreochromis niloticus* et l'assimilation des aliments, nous avons utilisé un certain nombre de facteurs zootechniques et biochimiques.

2.5. Facteurs zootechniques

Lors de notre expérience, les poissons sont pesés à jeun le 1^{er} jour d'expérimentation (J1), puis à la fin de chaque semaine et ce pendant 1 mois (J7, J14, J21 et J28, respectivement, à l'aide d'une balance électronique de marque OHAUS (portée : 200 g et précision : 0,01 g).

- **Taux de survie (T.S.)** : Ce paramètre renforce la validité des résultats obtenus.

$$T.S. (\%) = 100.(Nb_f.Nb_i^{-1})$$

Nb_i : Nombre de poissons initial

Nb_f : Nombre de poissons final

- **Poids moyen (Pm)**: Le poids moyen (g) est calculé à partir de la pesée individuelle de 10 poissons pris au hasard.
- **Gain moyen de poids par jour (G.M.P.J.)** : Un paramètre qui sert à la surveillance des performances de croissance dans les élevages. Il indique la vitesse moyenne de croissance pendant une période déterminée.

$$G.M.P.J. (g.j^{-1}) = (Pm_f - Pm_i) / \Delta T^{-1}$$

Pm_i : poids moyen initial (g)

Pm_f : poids moyen final (g)

ΔT : temps (jours)

- **Taux de croissance spécifique (T.C.S.) ou (S.G.R.= Specific Growth Rate)** : Il ressemble au gain moyen de poids journalier mais exprimé en pourcentage (%) du poids des poissons pour une période déterminée.

$$S.G.R. (\%.J^{-1}) = 100.(\ln Pm_f - \ln Pm_i) . \Delta T^{-1}$$

- **Taux de conversion alimentaire (T.C.A.)** : il s'agit de la mesure de l'efficacité de la conversion d'un aliment en poids vif de poissons.

$$T.C.A. = Qp.(Bm_f - Bm_i)^{-1}$$

- **Coefficient d'efficacité protéique (C.E.P.)** : C'est l'inverse du taux de conversion alimentaire. Ce facteur indique l'aptitude du poisson à retenir ou utiliser les protéines alimentaires par rapport à la quantité d'aliment distribué.

$$C.E.P. = (Bm_f - Bm_i).Pp^{-1}$$

Bm_i : biomasse initiale (g).

Bm_f : biomasse finale (g).

Qp : quantité d'aliments distribués entre les deux pesées (g).

Pp : quantité de protéines distribuées entre les deux pesées (g).

- **Valeur productive des protéines (V.P.P.)** : ce facteur permet de mesurer la quantité de protéines retenues dans la chair du poisson par rapport à la quantité de protéines alimentaires ingérées.

$$\text{V.P.P. (\%)} = 100 \cdot (\text{Qpr} \cdot \text{Qpi}^{-1})$$

Qpr : quantité de protéines retenues.

Qpi : quantité de protéines ingérées.

2.6. Facteurs biochimiques

Le dosage des paramètres biochimiques est réalisé sur des alevins prélevés à la fin de chaque semaine à J7, J14, J21 et J28.

2.6.1. Dosage des protéines

Après l'extraction des protéines, au niveau du muscle dorso-latéral des alevins du tilapia du Nil, nous avons effectué un dosage de protéines selon la méthode de Bradford (1976). Une gamme d'étalonnage des protéines ($y = 0,0174x$; $R^2 = 0,958$) a été réalisée au préalable à partir d'une solution mère de B.S.A. (1 mg/ml) comme protéine de référence.

Le principe de cette méthode est basé sur la formation d'un complexe coloré entre le bleu de Coomassie G250 et les chaînes latérales des acides aminés basiques (lysine, arginine, histidine) ainsi que sur les fonctions amines libres de la chaîne polypeptidique en formant un complexe chromogène présentant un maximum d'absorption à 595 nm.

2.7.2. Dosage des enzymes

Les dosages de la trypsine et de la chymotrypsine (annexe 8 et 9) ont été réalisés d'après la méthode de Dabrowski *et al.* (1992). Une gamme d'étalonnage de la trypsine ($y = 5927,6x$; $R^2 = 0,991$) et de la chymotrypsine ($y = 648,39x$; $R^2 = 0,937$) a été réalisé au préalable à partir d'une solution mère de trypsine (5 mg/ml) et de chymotrypsine (20 mg/ml) respectivement.

La mesure de l'activité enzymatique a été réalisée individuellement sur tous les alevins échantillonnés. Le poids total des alevins échantillonnés ainsi que celui de leur tube digestif entier, de leur estomac, et de leur intestin seul sont mesurés. Les intestins sont broyés sur glace dans 1 ml de HCl 0,001N à l'aide d'un Potter en verre puis centrifugés à 20.000 x g pendant 20 min à 4 °C. Les surnageants sont récupérés et conservés au congélateur à -18°C pendant 2 jours.

Le principe de la méthode est de faire réagir un substrat spécifique synthétique, le N α -Benzoyl-DL-Arginine-4-Nitroanilide hydrochloride (B.A.P.N.A.) avec une solution de trypsine ou le N-Glutaryl-Phenyl-Alanine-p-Nitroanilide (G.P.N.A.) avec une solution de chymotrypsine, à pH 8,5 et à température de 25°C en présence de CaCl₂. La cinétique enzymatique peut être suivie à l'aide d'un spectrophotomètre (John, 2002) à une longueur d'onde de 385 nm en mode cinétique de 5 minutes à une fréquence de 30 secondes.

2.8. Analyse statistique des paramètres zootechniques et biochimiques

Les statistiques descriptives (moyenne $\pm$ écart type) sont utilisées pour décrire l'ensemble des résultats. Avant toute analyse statistique nous avons vérifié l'homogénéité des variances. Lorsque les variances sont homogènes ($p < 0,05$), l'analyse statistique consiste en un test paramétrique d'ANOVA 1. Lorsque les variances ne sont pas homogènes, le test statistique consiste en un test non paramétrique de Kruskal-Wallis. Pour déterminer si les différences entre les moyennes obtenues, sont significatives, nous utilisons le test de Fisher (P.L.S.D.) dans le cas de l'ANOVA 1 et celui de Mann-Witney dans le cas du Kruskal-Wallis.

3. Résultats

3.1. Résultats de la 1^{ère} expérience

3.1.1. Données physicochimiques

3.1.1.1. Température et oxygène

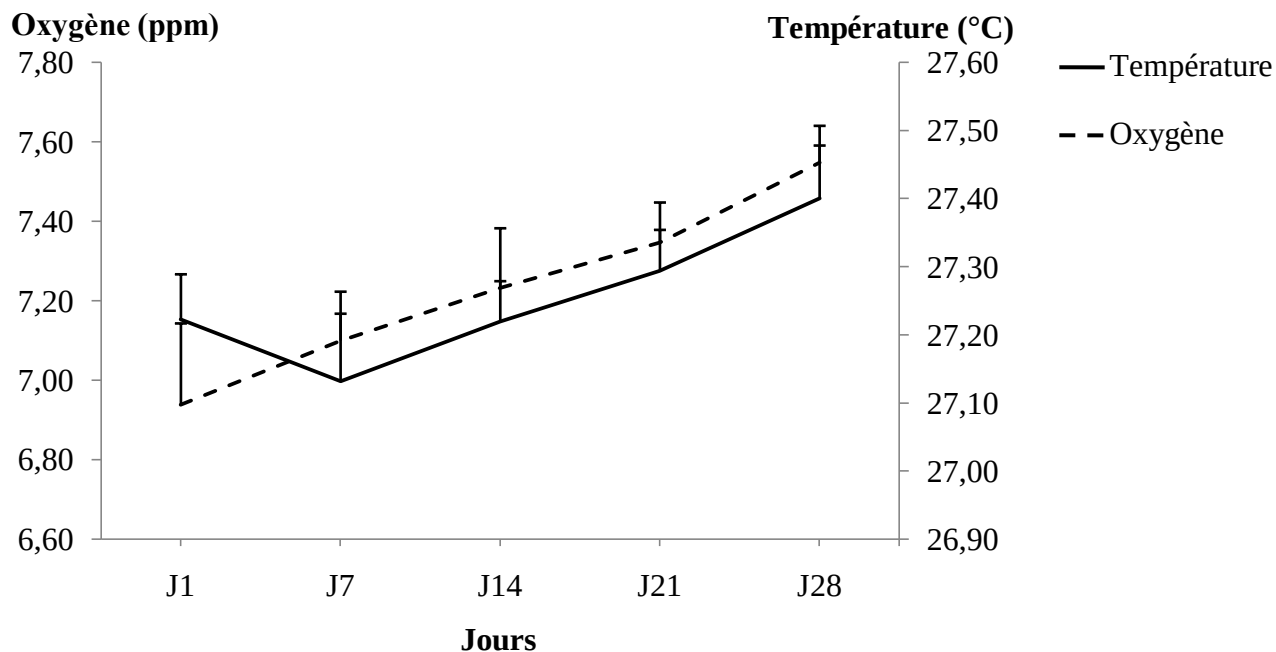


Figure 17 : Variations de la température et de la concentration en oxygène de l'eau dans le circuit d'élevage du tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus*) durant un mois.

3.1.1.2. Composés azotés

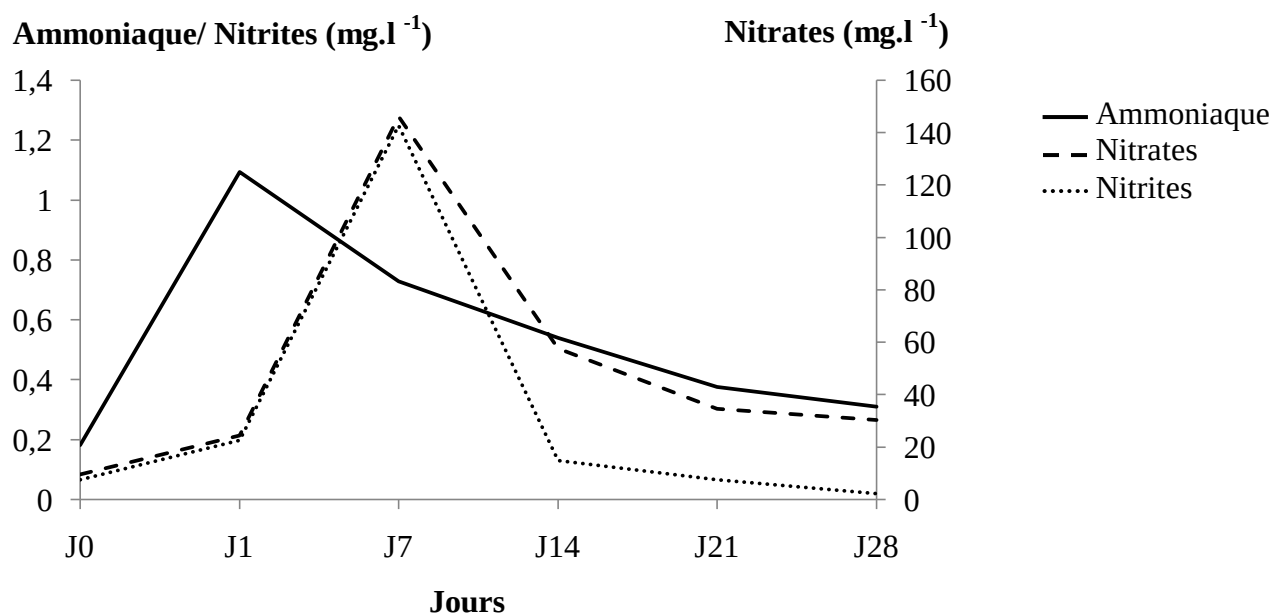


Figure 18 : Variation de la concentration (mg.l⁻¹) en ammoniacque, en nitrates et en nitrites de l'eau dans le circuit d'élevage du tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus*) durant un mois.

Durant la 1^{ère} expérience, la température varie entre 27,10 et 27,40 °C et la concentration en oxygène varie entre 7,00 et 7,60 ppm (figure 17).

La concentration en ammoniacque de l'eau varie entre 0,18 et 1,09 mg.l⁻¹, tandis que la concentration en nitrates varie entre 9,52 et 146,19 mg.l⁻¹ et la concentration en nitrites entre 0,02 et 1,25 mg.l⁻¹ (figure 18). Cette augmentation est due au début de nourrissage.

3.1.1. Facteurs zootechniques

Les résultats de croissance des alevins d'*O. niloticus* et d'assimilation des aliments expérimentaux sont repris dans le tableau 2. Ces résultats concernent les moyennes obtenues en début (J1) et en fin d'expérience (J28) : résultats mensuels. Les histogrammes des paramètres zootechniques et biochimiques comportant les mêmes lettres ou chiffres montrent qu'elles ne sont pas significativement différentes ($p \geq 0,05$).

Tableau 2 : Performances de croissance des juvéniles d'*O. niloticus*, recevant les 3 régimes alimentaires expérimentaux.

Paramètres	Régime 1	Régime 2	Régime 3
Taux de survie (%)	100	100	100
Poids d'aliment distribué (g)	1794,25	1901,96	1659,56
Poids moyen initial (g)	1,83 ± 0,64	1,84 ± 0,63	1,80 ± 0,59
Poids moyen final (g)	5,55 ± 1,42	6,17 ± 1,86	5,27 ± 1,67
Biomasse initiale (g)	117,01 ± 7,22	118,02 ± 3,59	115,50 ± 5,96
Biomasse finale (g)	272,06 ± 21,16	302,44 ± 24,62	258,20 ± 27,53
G.P.M.J. (g. J ⁻¹)	0,13 ± 0,01	0,15 ± 0,02	0,12 ± 0,02
S.G.R. (%. J ⁻¹)	3,96 ± 0,19	4,31 ± 0,19	3,82 ± 0,38
T.C.A.	3,88 ± 0,34	3,36 ± 0,28	3,96 ± 0,63
C.E.P.	0,55 ± 0,05	0,62 ± 0,05	0,55 ± 0,10
V.P.P. (%)	0,79 ^a ± 0,09	0,87 ^a ± 0,06	0,45 ^b ± 0,22

G.P.M.J. : Gain de poids moyen journalier, S.G.R. : Taux de croissance spécifique, T.C.A. : Taux de conversion alimentaire, C.E.P. : Coefficient d'efficacité protéique, V.P.P. : Valeur productive de protéines.

Les moyennes des paramètres zootechniques comportant les mêmes lettres montrent qu'elles ne sont pas significativement différentes ($p \geq 0,05$).

3.1.2.1. Taux de survie (T.S.) :

Après 28 jours d'expérience et quel que soit le régime alimentaire distribué, le taux de survie est égal à 100 % (tableau 2).

3.2.3.2. Poids moyen (Pm) :

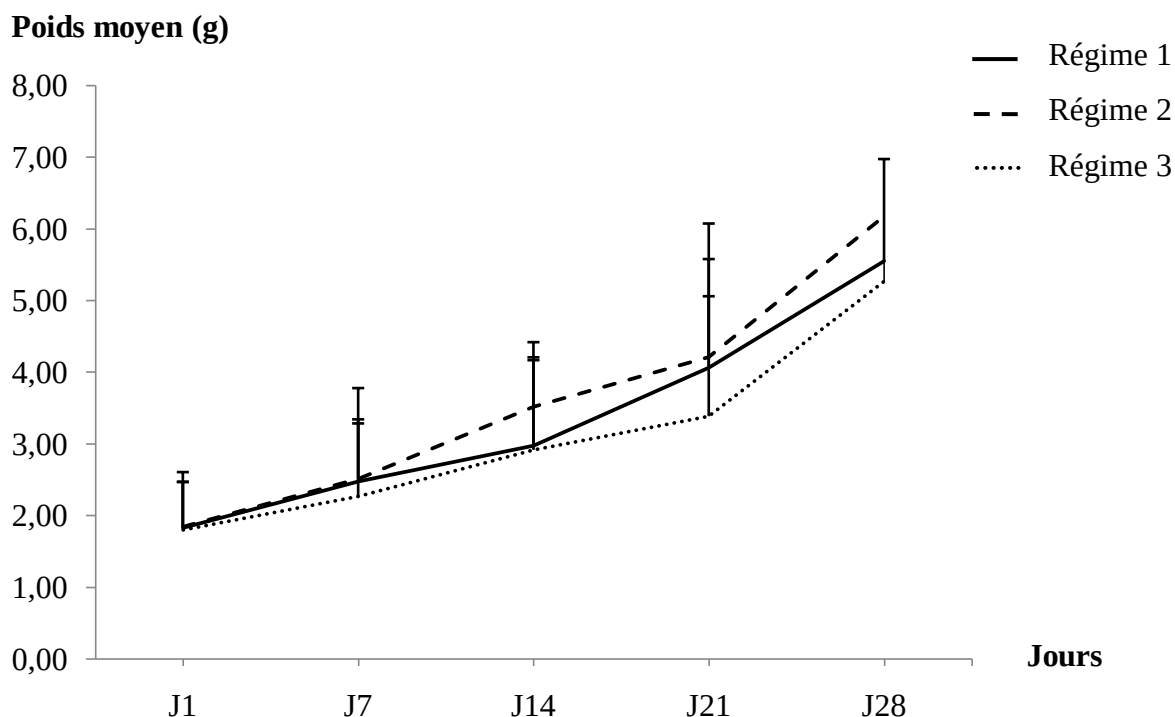


Figure 19 : Variations du poids moyen (moyenne $\pm$ écart-type) chez les alevins d'*Oreochromis niloticus* nourris avec les 3 régimes alimentaires durant un mois.

En ce qui concerne la variation du poids moyen (Pm) en fonction du régime alimentaire, l'analyse statistique ANOVA 1 des résultats mensuels ne montre aucun effet significatif ($p \geq 0,05$) des régimes alimentaires R1, R2 et R3 sur la croissance des alevins d'*Oreochromis niloticus*. Après 28 jours de nourrissage, le poids moyen final des alevins nourris avec les régimes R1, R2 et R3 est respectivement égale à $5,55 \pm 1,42$, $6,17 \pm 1,86$ et $5,27 \pm 1,67$ g (tableau 2).

Pour ce qui est des résultats hebdomadaires (figure 19), la variation de la croissance (Pm) en fonction du régime alimentaire montre qu'à J7, les alevins nourris avec le régime 3 présentent un poids moyen significativement inférieur ($P < 0,05$) à celui des alevins nourris avec le régime R1. Par ailleurs, durant les périodes J14, J21 et J28 l'analyse statistique ANOVA 1 ne montre aucun effet significatif du régime alimentaire distribué ($p \geq 0,05$) sur la croissance des alevins d'*O. niloticus*.

3.2.3.2. Gain moyen de poids journalier (G.M.P.J.)

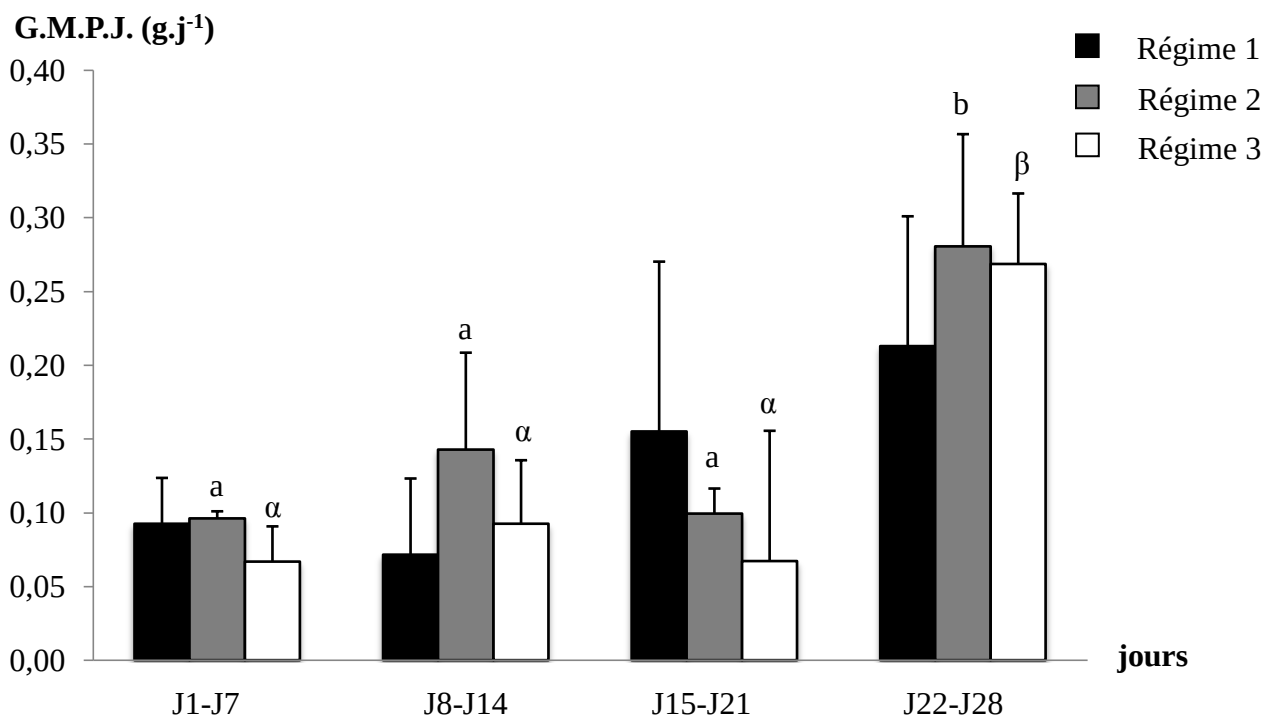


Figure 20 : Variation du gain moyen de poids journalier (moyenne $\pm$ écart-type) chez les alevins d'*Oreochromis niloticus* nourris avec les 3 régimes alimentaires durant un mois.

L'analyse statistique (hebdomadaire et mensuelle) de la variation du gain moyen de poids journalier (G.P.M.J.) en fonction du régime alimentaire (figure 20), ne montre aucun effet significatif ($p \geq 0,05$) du régime alimentaire distribué (R1, R2, R3) sur ce paramètre mesuré chez les alevins d'*O. niloticus*.

Cependant d'un point de vue valeurs absolues, le G.M.P.J. obtenu en J1-J7 chez les alevins nourris avec les régimes R1 et R2 est supérieur à celui des alevins nourris avec le régime R3. En J8-J14, le G.M.P.J. des alevins nourris avec le régime R2 ($0,14 \pm 0,07$) est supérieur à celui des alevins nourris avec les deux autres régimes. En J15-J21, le G.M.P.J. ($0,16 \pm 0,12 \text{ g.j}^{-1}$) obtenu chez les alevins nourris avec le régime R1 est supérieur à celui des alevins nourris avec les régimes R2 et R3. Enfin à J22-J28, le G.M.P.J. ($0,28 \pm 0,08 \text{ g.j}^{-1}$) obtenu chez les alevins nourris avec les régimes R2 et R3 est plus important que celui des alevins nourris avec le régime R1.

L'analyse statistique du gain de poids moyen journalier en fonction du temps (figure 20) ne montre aucune différence significative de ce paramètre chez les alevins d'*O. niloticus* nourris avec le régime R1 ($p \geq 0,05$), durant les 4 semaines de nourrissage. Par contre, chez

les alevins nourris avec les régimes R2 et R3, le G.M.P.J. est significativement supérieur durant la période J21-J28 comparativement à celui obtenu durant les 3 premières semaines.

3.1.2.4. Taux de croissance spécifique (S.G.R.)

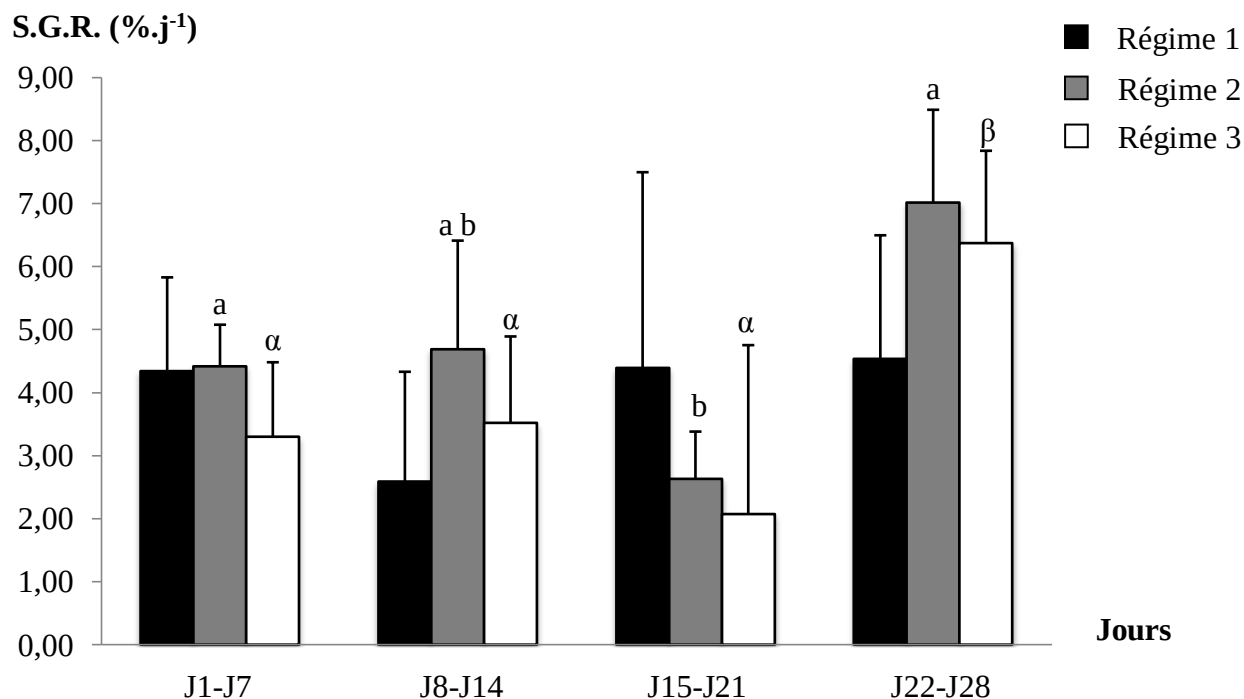


Figure 21 : Variation du taux de croissance spécifique (moyenne $\pm$ écart-type) chez les alevins d'*Oreochromis niloticus* nourris avec les 3 régimes alimentaires durant un mois.

L'analyse statistique de la variation du taux de croissance spécifique (S.G.R.) en fonction du régime alimentaire (figure 21), calculé hebdomadairement et mensuellement, ne montre aucun effet significatif ($p \geq 0,05$) du régime alimentaire distribué sur ce paramètre chez les alevins d'*O. niloticus*. D'un point de vue valeurs absolues, le S.G.R. obtenu à J1-J7 chez les alevins nourris avec les régimes R1 et R2 est supérieur à celui des alevins nourris avec le régime R3. A J8-J14, le S.G.R. ($4,69 \pm 1,73 \text{ \%} \cdot \text{J}^{-1}$) obtenu chez les alevins nourris avec le régime R2 est supérieur à celui obtenu chez les alevins nourris avec les deux autres régimes. A J15-J21, le S.G.R. ($4,39 \pm 3,11 \text{ \%} \cdot \text{J}^{-1}$) obtenu chez les alevins nourris avec le régime R1 est supérieur à celui obtenu chez les alevins nourris avec les régimes R2 et R3. Alors qu'à J22-J28, le S.G.R. ($6,38 \pm 1,47 \text{ \%} \cdot \text{J}^{-1}$) obtenu chez les alevins nourris avec les régimes R2 et R3 est plus important que celui obtenu chez les alevins nourris avec le régime R1.

Pour ce qui est de l'évolution du taux de croissance spécifique (S.G.R.) au cours du temps (figure 21), l'ANOVA 1 ne montre aucune différence significative du S.G.R. chez les alevins soumis au régime R1 tout au long de l'expérience. Par contre, à J15-J21 les alevins soumis au régime R2 présentent un S.G.R. significativement différent de celui obtenu durant la 1^{ère} et 4^{ème} semaine. De même, à J22-J28 les alevins soumis au régime R3 présentent un S.G.R. significativement plus élevé que celui obtenu durant les 3 premières semaines.

3.1.2.5. Taux de conversion alimentaire (T.C.A.)

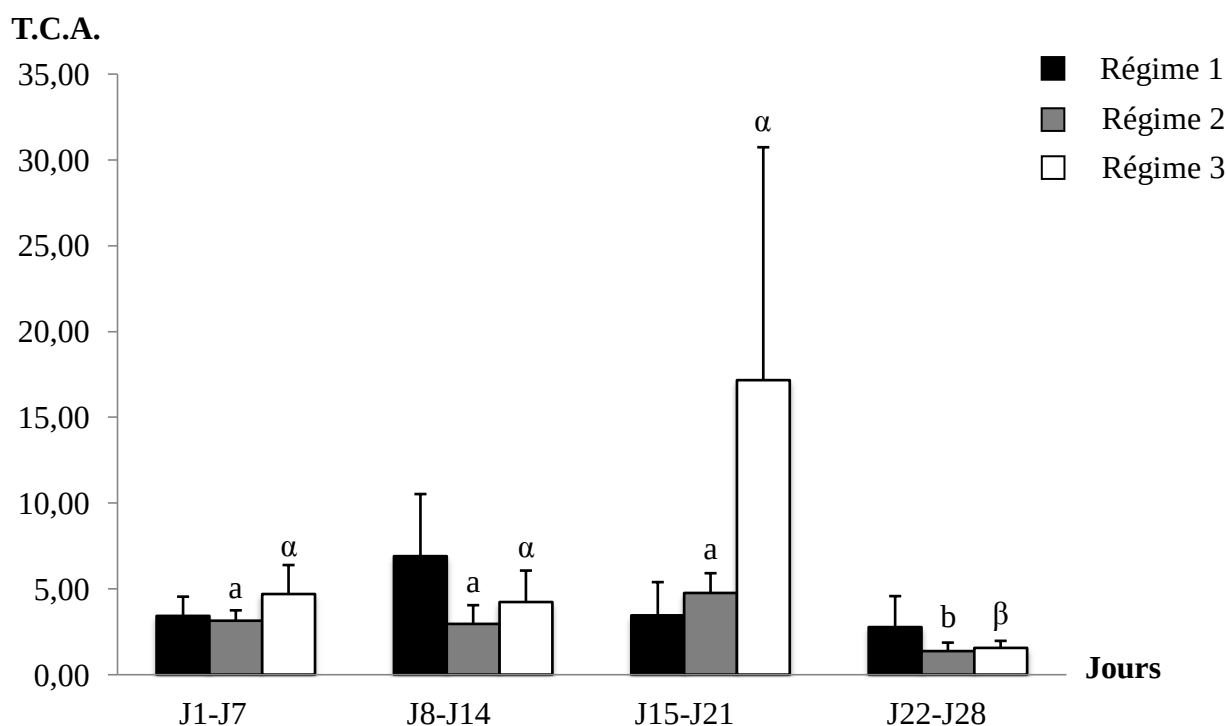


Figure 22 : Variation du taux de conversion alimentaire (moyenne $\pm$ écart-type) chez les alevins d'*Oreochromis niloticus* nourris avec les 3 régimes alimentaires durant un mois.

L'analyse statistique de la variation du taux de conversion alimentaire en fonction du régime alimentaire (figure 22), ne montre aucun effet significatif ($p \geq 0,05$) du régime alimentaire distribué sur le T.C.A. hebdomadaire et mensuel mesuré chez les alevins d'*O. niloticus*. En valeurs absolues, un T.C.A. plus élevé est obtenu à J15-J21, exceptionnellement chez les alevins nourris avec le régime R3. En effet, on remarque que les valeurs moyennes du taux de conversion alimentaire durant la 3^{ème} semaine sont égales à $3,45 \pm 1,97$; $4,75 \pm 1,16$ et $17,17 \pm 13,56$ pour les alevins nourris respectivement avec les régimes R1, R2 et R3.

L'analyse statistique du taux de conversion alimentaire (T.C.A.) en fonction du temps (figure 22), montre une baisse significative ($p < 0,05$) en fin d'expérience (J22-J28) chez les

alevins d'*O. niloticus* nourris avec les régimes R2 et R3 comparativement à celui mesuré durant les premières semaines de nourrissage. En effet, la valeur du T.C.A. obtenue durant la 4^{ème} semaine chez les alevins nourris avec les régimes R1, R2 et R3 est respectivement égale à $2,77 \pm 1,80$; $1,36 \pm 0,50$ et $3,76 \pm 0,41$.

3.1.2.6. Coefficient d'efficacité protéique (C.E.P.)

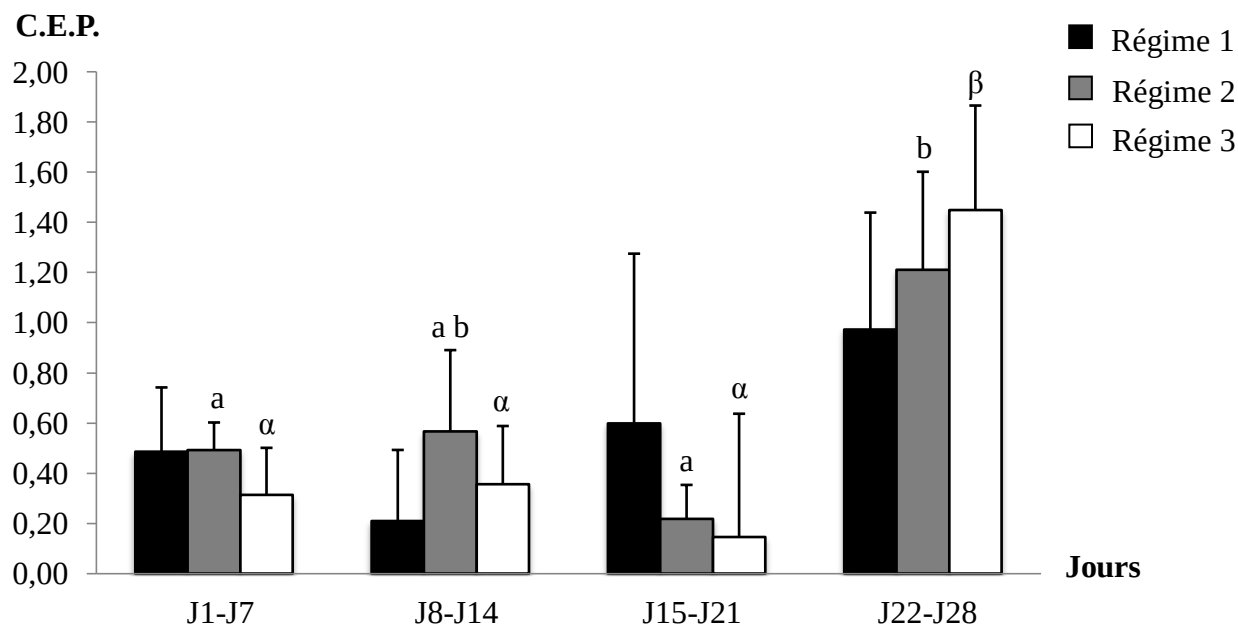


Figure 23 : Variation du coefficient d'efficacité protéique (moyenne $\pm$ écart-type) chez les alevins d'*Oreochromis niloticus* nourris avec les 3 régimes alimentaires durant un mois.

Concernant la variation du coefficient d'efficacité protéique (C.E.P.) en fonction du régime alimentaire (figure 23), l'analyse statistique ANOVA 1, ne montre aucun effet significatif ($p \geq 0,05$) du régime alimentaire distribué (R1, R2 et R3) sur le C.E.P. mesuré hebdomadairement et mensuellement chez les alevins d'*O. niloticus*.

Cependant d'un point de vue valeurs absolues, nous remarquons qu'à J1-J7, les alevins d'*O. niloticus* nourris avec les régimes R1 et R2 présentent un C.E.P. plus élevé que les alevins nourris avec le régime R3. A J8-J14, les alevins nourris avec le régime R2 présentent un C.E.P. ($0,57 \pm 0,32$) supérieur à celui obtenu chez les alevins nourris avec les deux autres régimes. A J15-J21, les alevins nourris avec le régime R1 présentent un C.E.P. ($0,60 \pm 0,68$) plus important que celui obtenu chez les alevins nourris avec les deux autres régimes. A J22-J28, lorsque les poissons sont de plus grande taille, les alevins nourris avec le régime R3 présentent le C.E.P. le plus élevé à savoir $1,45 \pm 0,42$, contre $0,97 \pm 0,47$ et $1,21 \pm 0,39$ pour les alevins nourris respectivement avec le régime R2 et R1.

En fonction du temps (figure 23), le coefficient d'efficacité protéique (C.E.P.) hebdomadaire obtenu en fin d'expérience chez les alevins nourris avec les régimes R2 et R3 est significativement plus élevé ($p < 0,05$) comparativement à celui obtenu durant les 3 premières semaines de nourrissage.

3.1.2.7. Valeur productive de protéines (V.P.P.)

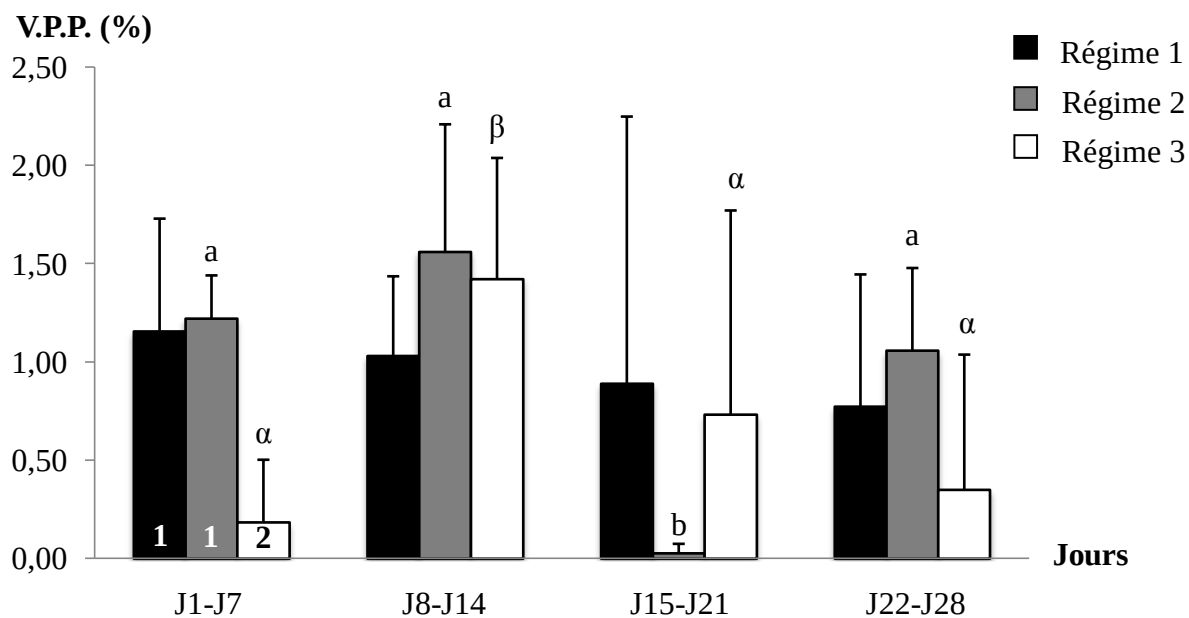


Figure 24 : Variation de la valeur productive de protéines (moyenne $\pm$ écart-type), chez les alevins d'*Oreochromis niloticus* nourris avec les 3 régimes alimentaires durant un mois.

En ce qui concerne la variation de la valeur productive de protéines en fonction du régime alimentaire (figure 24), l'analyse statistique montre un effet significatif ($p < 0,05$) du régime alimentaire distribué sur la croissance des alevins d'*O. niloticus* au bout de 28 jours de nourrissage (tableau 2). En effet, la V.P.P. chez les alevins nourris avec le régime R3 (PV 90 %) est significativement plus bas ($0,45 \pm 0,22$ %) que celui des alevins nourris avec les régimes R1 et R2 respectivement $0,79 \pm 0,09$ et $0,87 \pm 0,06$ %. Par contre les alevins nourris avec les régimes R2 (PV 72 %) et R1 (PV 50 %) présentent un V.P.P. comparable ($p \geq 0,05$).

Durant la 3^{ème} semaine, l'analyse statistique de la valeur productive de protéines en fonction du temps, montre une baisse significative ($p < 0,05$) de ce paramètre zootechnique uniquement chez les alevins d'*O. niloticus* nourris avec le régime R2. Une augmentation significative ($p < 0,05$) de ce paramètre chez les alevins nourris avec le régime R3 durant la 2^{ème} semaine comparativement à ceux obtenus durant les autres semaines. Par contre aucun effet significatif du régime alimentaire R1 distribué sur la V.P.P. n'est décelé durant les 28 jours d'élevage.

3.1.3. Facteurs biochimiques

3.1.3.1. Activité trypsique spécifique (A.T.S.)

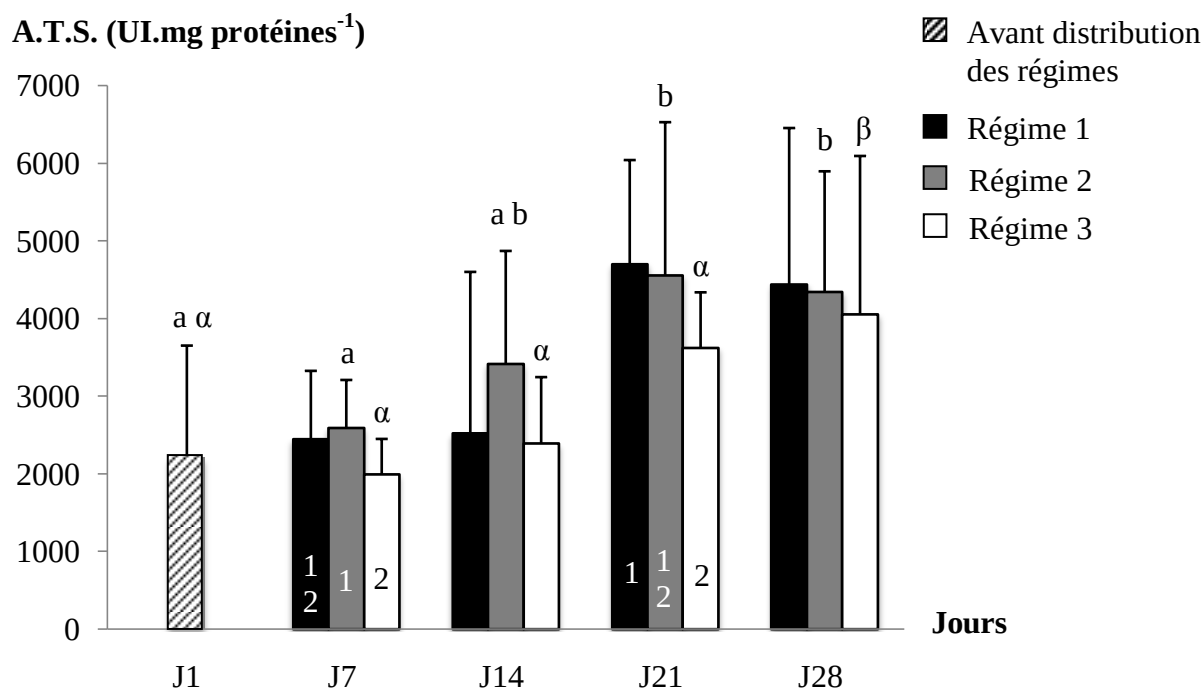


Figure 25 : Variation de l'activité trypsique spécifique (moyenne $\pm$ écart-type) chez les alevins d'*Oreochromis niloticus* nourris avec les 3 régimes alimentaires durant un mois.

La mesure de l'activité trypsique spécifique hebdomadaire en fonction du régime alimentaire (figure 25), présente des variations statistiques significatives. En effet l'analyse statistique montre qu'à J7 l'activité trypsique spécifique obtenue chez les alevins nourris avec le régime R2 est significativement supérieure à celle obtenue chez les alevins nourris avec le régime R3. A J21 l'activité trypsique spécifique obtenue chez les alevins nourris avec le régime R1 est significativement supérieure à celle obtenue avec chez les alevins nourris avec le régime R3. Par contre, à J14 et J28 l'activité spécifique de la trypsine obtenue chez les alevins nourris avec les régimes R1, R2 et R3 est comparable ($p \geq 0,05$).

Concernant l'évolution de l'activité trypsique spécifique au cours du temps (figure 25), l'analyse statistique montre que l'A.T.S. chez les alevins nourris avec le R1 est comparable ($p \geq 0,05$), tout au long de l'expérience. Chez les alevins nourris avec le régime R2, l'A.T.S. augmente progressivement ($p < 0,05$) pour atteindre un maximum d'activité à J21 et se stabilise jusqu'à la fin de l'expérience. Par ailleurs, chez les alevins nourris avec le régime R3, l'A.T.S. reste stable ($p \geq 0,05$) durant les 3 premières semaines de nourrissage, ensuite augmente significativement ($p < 0,05$) pour atteindre un maximum d'activité à J28.

3.1.3.2 Activité chymotrypsique spécifique (A.C.S.)

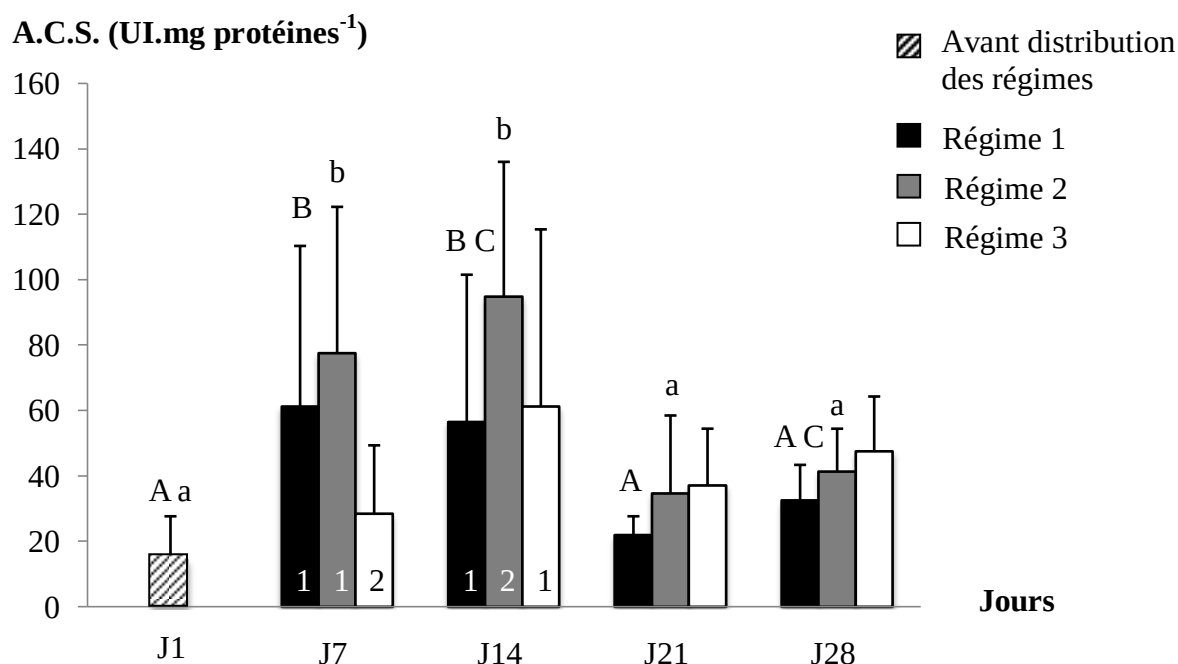


Figure 26 : Variation de l'activité chymotrypsique spécifique (moyenne $\pm$ écart type) chez les alevins d'*Oreochromis niloticus* nourris avec 3 régimes alimentaires durant un mois.

L'analyse statistique de la variation de l'activité chymotrypsique spécifique hebdomadaire mesurée en fonction du régime alimentaire (figure 26), montre que l'A.C.S. mesuré à J7 chez les alevins nourris avec les régimes R1 et R2 est significativement plus élevée que celle mesurée avec chez les alevins nourris avec le régime R3. A J14, l'activité chymotrypsique spécifique mesurée chez les alevins nourris avec le régime R2 est significativement plus élevée que celle obtenue chez les alevins nourris avec les régimes R1 et R3. Par contre, à J21 et J28 l'activité spécifique de la chymotrypsine obtenue chez les alevins nourris avec les régimes R1, R2 et R3 est comparable ($p \geq 0,05$).

Concernant, l'évolution de l'A.C.S. hebdomadaire mesurée au cours du temps, l'analyse statistique montre que les alevins nourris avec les régimes R1 et R2 présentent une A.C.S. significativement supérieure à celle mesurée à J1, J21 et J28. Durant J7 et J14, les alevins nourris avec le régime R2 présentent une activité chymotrypsique spécifique significativement supérieure ($p < 0,05$) à celle mesurée durant les périodes J21 et J28.

3.2. Résultats de la 2^{ème} expérience

3.2.1. Données physicochimiques

3.2.1.1. Température et oxygène

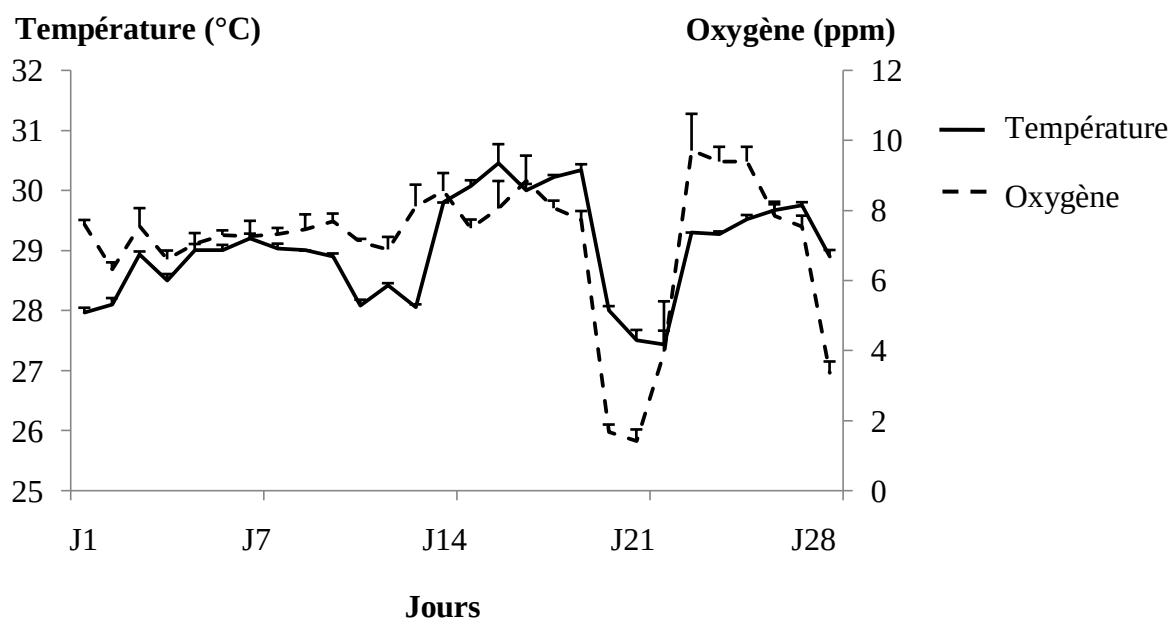


Figure 27 : Variation de la température et de la concentration de l'eau en oxygène dans le circuit d'élevage du tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus*) durant un mois.

3.2.1.2. Composés azotés

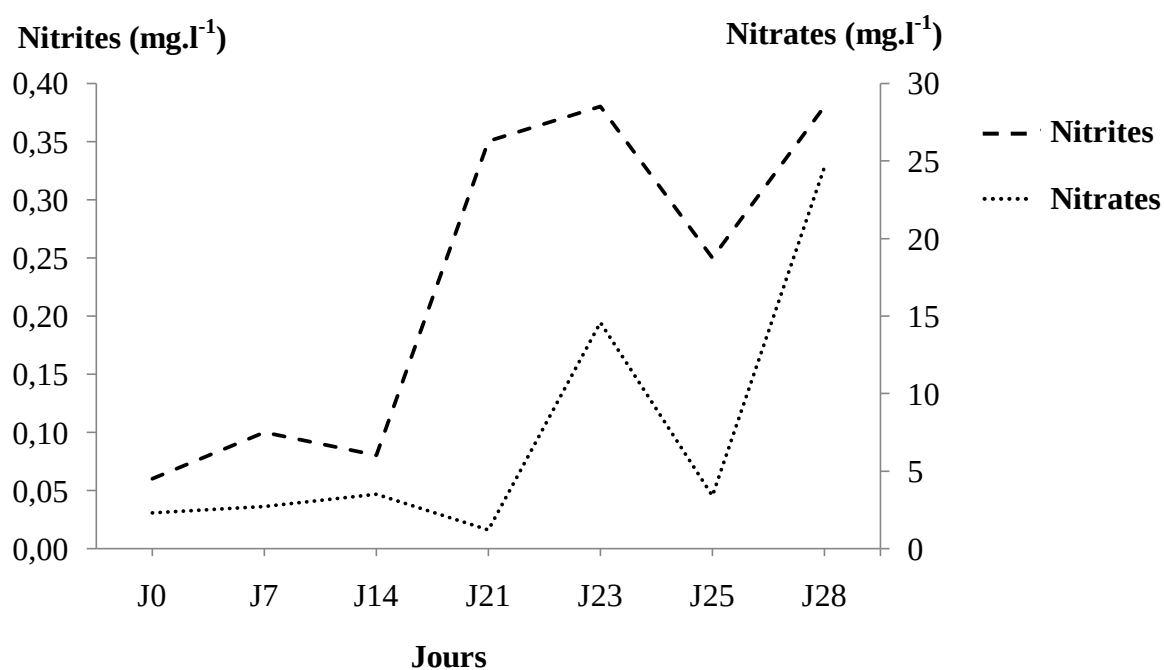


Figure 28 : Variation de la concentration de l'eau en ammoniacque, en nitrate et en nitrite dans le circuit d'élevage du tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus*) durant un mois.

Durant la 2^{ème} expérience, la température a varié entre 28 et 31 °C alors que la concentration en oxygène a varié entre 6,50 à 9,70 ppm.

Signalons que les paramètres de l'oxygène et de la température ont été perturbés pendant la période de coupure d'électricité survenue, entre le 19^{ème} et le 22^{ème} d'expérimentation. Suite à l'arrêt des oxygénateurs, une baisse de la teneur en oxygène (1 ppm) a été enregistrée. Ces perturbations ont grandement affecté les performances des alevins du tilapia du Nil, entraînant une mortalité parmi la population.

En ce qui concerne les composés azotés, les mesures effectuées hebdomadairement, montrent que la concentration des nitrites et nitrates était relativement stable durant les 3 premières semaines d'élevage. Pendant cette période le taux des nitrates a varié entre 1,2 et 24,6 mg.l⁻¹ alors que le taux des nitrites a varié entre 0,06 et 0,38 mg.l⁻¹.

Tableau 3 : Performances de croissance des juvéniles d'*Oreochromis niloticus* recevant 3 régimes alimentaires expérimentaux.

Paramètres	Régime 1	Régime 2	Régime 3
Taux de survie (%)	97,61	98,80	95,23
Poids d'aliment distribué (g)	2548,08	2730,77	2472,86
Poids moyen initial (g)	12,62 ± 2,73	12,90 ± 2,37	12,73 ± 2,78
Poids moyen final (g)	28,40 ± 3,43	31,72 ± 2,66	27,28 ± 2,86
Biomasse initiale (g)	529,91 ± 35,10	541,59 ± 40,69	534,64 ± 37,98
Biomasse finale (g)	651,85 ± 1,72	745,42 ± 24,02	600,09 ± 3,92
G.P.M.J. (g.J ⁻¹)	0,56 ± 0,09	0,67 ± 0,04	0,52 ± 0,04
S.G.R. (%.J ⁻¹)	2,90 ± 0,47	3,22 ± 0,28	2,73 ± 0,28
T.C.A.	10,96 ± 3,37	7,06 ± 2,27	23,77 ± 15,26
C.E.P.	0,21 ± 0,06	0,32 ± 0,10	0,11 ± 0,07
V.P.P. (%)	0,79 ± 0,15	0,84 ± 0,09	0,42 ± 0,04

G.P.M.J. : Gain de poids moyen journalier, S.G.R. : Taux de croissance spécifique, T.C.A. : Taux de conversion alimentaire, C.E.P. : Coefficient d'efficacité protéique, V.P.P. : valeur productive de protéines.

3.2.2. Facteurs zootechniques

3.2.2.1. Poids moyen (Pm)

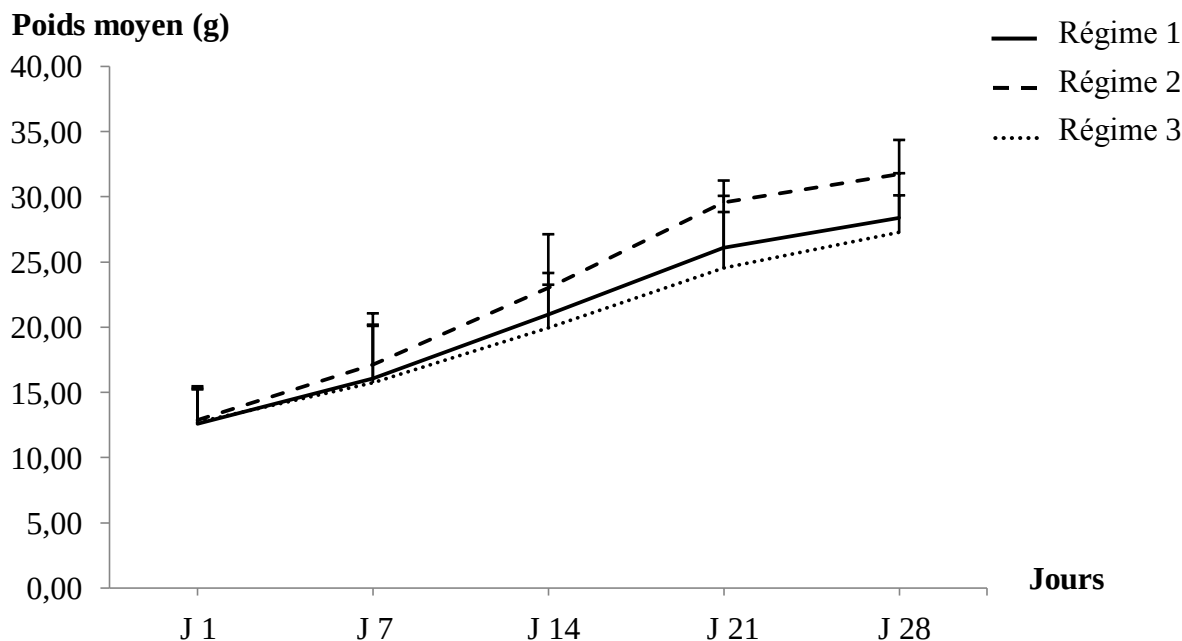


Figure 29 : Variations du poids moyen (moyenne $\pm$ écart-type) chez les alevins d'*Oreochromis niloticus* nourris avec les 3 régimes alimentaires durant un mois.

Concernant la variation du poids moyen (Pm) mesuré mensuellement en fonction du régime alimentaire, l'ANOVA 1 ne montre aucun effet significatif du régime alimentaire (R1, R2 et R3) sur la croissance des alevins d'*O. niloticus*. Après 28 jours de nourrissage, les poids moyens des alevins nourris avec les régimes R1, R2 et R3 sont respectivement 28,40 ; 31,72 et 27,28 g (tableau 3).

En fonction du temps (figure 29) et durant la 1^{ère} semaine de nourrissage le poids moyen des alevins d'*Oreochromis niloticus* ne présente aucune variation significative en fonction du régime alimentaire distribué ($p \geq 0,05$). Par contre, à J14 les alevins nourris avec le régime R2 présentent un poids moyen ($23,02 \pm 4,14$ g) significativement supérieur ($p < 0,05$) à celui des alevins nourris avec le régime R3 ($19,96 \pm 3,32$ g). De même, à J21 et J28, les alevins nourris avec le régime R2 présentent un poids moyen significativement supérieur ($p < 0,05$) à celui des alevins nourris avec le régime R1 et R3.

3.2.2.2. Gain moyen de poids journalier (G.M.P.J.)

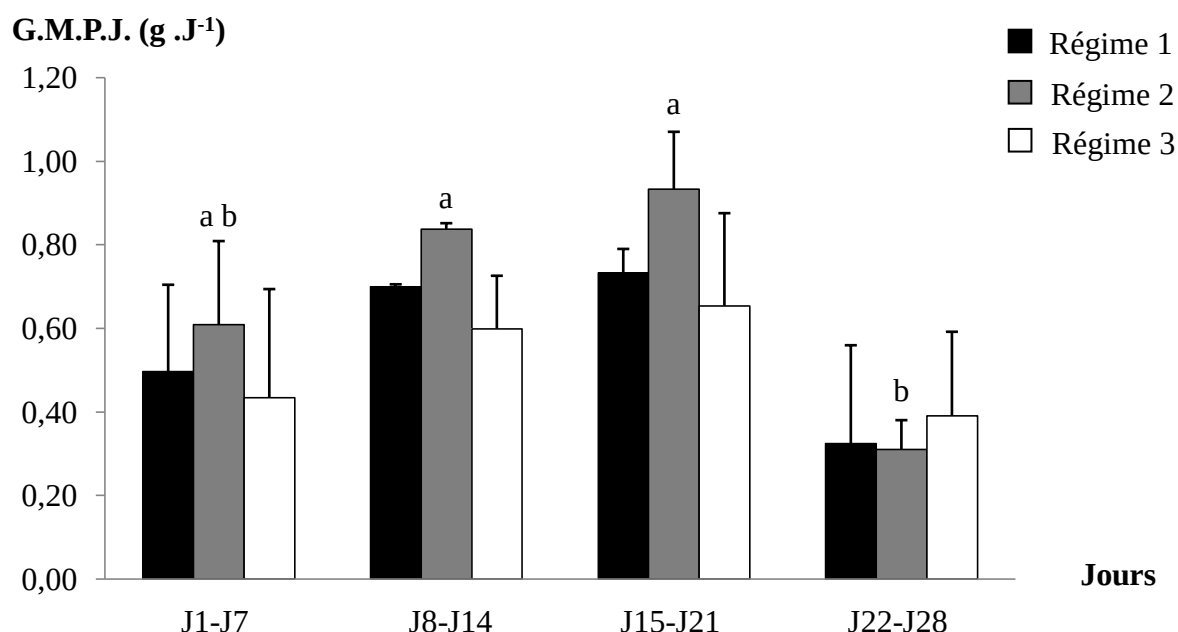


Figure 30 : Variation du gain moyen de poids journalier (moyenne $\pm$ écart-type) chez les alevins d'*Oreochromis niloticus* nourris avec les 3 régimes alimentaires durant un mois.

Durant cette expérience le régime alimentaire n'influence pas significativement le G.M.P.J. mensuel (tableau 3) et hebdomadaire (figure 30) mesuré chez les alevins d'*O. niloticus*. En valeurs absolues, le G.M.P.J. mesuré durant les 3 premières semaines (J1-J7 ; J8-J14 et J15-J21) est plus élevé chez les alevins nourris avec le régime R2 comparativement à celui mesuré chez les alevins nourris avec les régimes R1 et R3. Cependant, en fin d'expérience (J22-J28) une baisse a été observée mais qui reste statistiquement non significative ($p \geq 0,05$).

Pour ce qui est de la variation du G.M.P.J. en fonction du temps (figure 30), une baisse significative ($p < 0,05$) du G.M.P.J. est enregistrée durant la 4^{ème} semaine (J22-J28), uniquement chez les alevins soumis au régime R2. D'un point de vue valeurs absolues et indépendamment du régime alimentaire distribué, nous remarquons une augmentation progressive du G.M.P.J. de manière continue entre la 1^{ère} et la 3^{ème} semaine, passant de $0,50 \pm 0,21$, $0,61 \pm 0,20$ et $0,43 \pm 0,26$ g.J⁻¹ pour les alevins nourris respectivement avec les régimes R1, R2 et R3 à $0,73 \pm 0,06$; $0,93 \pm 0,14$ et $0,65 \pm 0,22$ g.J⁻¹. Par contre, nous remarquons une diminution de ce même facteur durant la 4^{ème} semaine quel que soit le régime alimentaire distribué.

3.2.2.3. Taux de conversion alimentaire (T.C.A.)

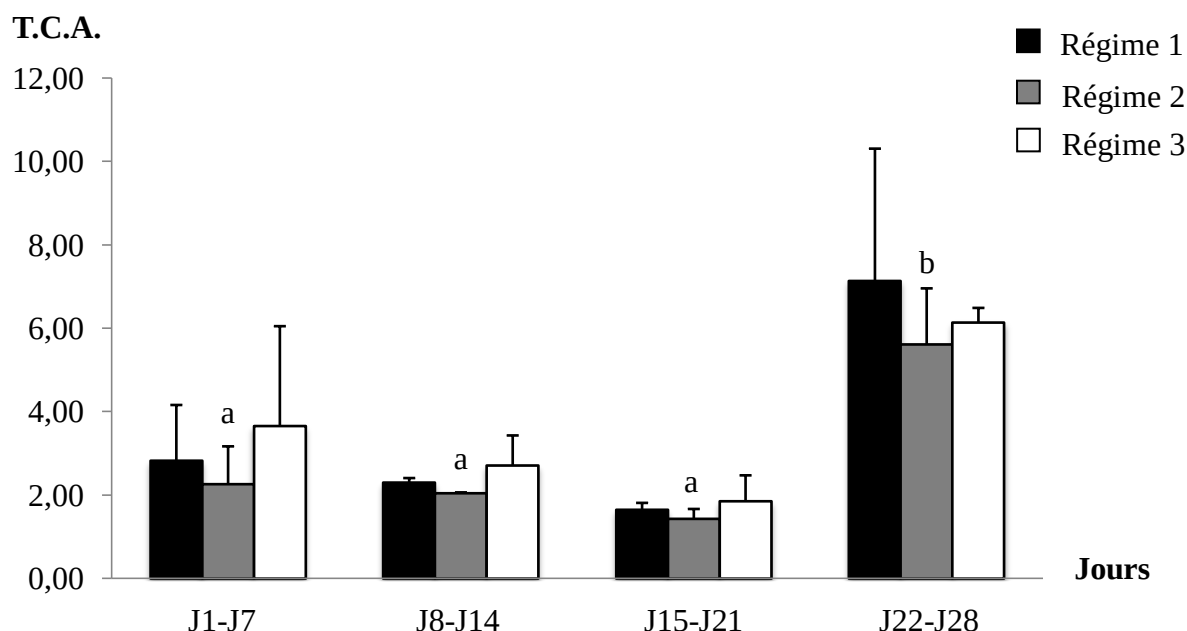


Figure 31 : Variation du taux de conversion alimentaire (moyenne $\pm$ écart-type) chez des alevins d'*Oreochromis niloticus* nourris avec les 3 régimes alimentaires durant un mois.

De même, le T.C.A. mensuel (tableau 3) et hebdomadaire (figure 31) mesuré chez les alevins d'*O. niloticus*, ne présente aucune variation significative ($p \geq 0,05$) en fonction du régime alimentaire distribué. D'un point de vue valeurs absolues, le taux de conversion alimentaire obtenu tout au long des 28 jours d'élevage est plus bas ($3,36 \pm 0,28$) chez les alevins nourris avec le régime R2 que chez les alevins nourris avec les régimes R1 et R3.

En fonction du temps (figure 31), une augmentation significative ($p < 0,05$) du T.C.A. est enregistrée à la 4^{ème} semaine (J22-J28), uniquement chez les alevins soumis au régime R2 comparativement à celui mesuré durant les 3 premières semaines. En termes de valeurs absolues et quel que soit le régime alimentaire distribué, le taux de conversion alimentaire diminue progressivement de la 1^{ère} à la 3^{ème} semaine. Par contre, durant la 4^{ème} semaine (coupure d'électricité) un taux de T.C.A. très élevé est mesuré aux 3 premières semaines.

3.2.2.4. Taux de croissance spécifique (S.G.R.)

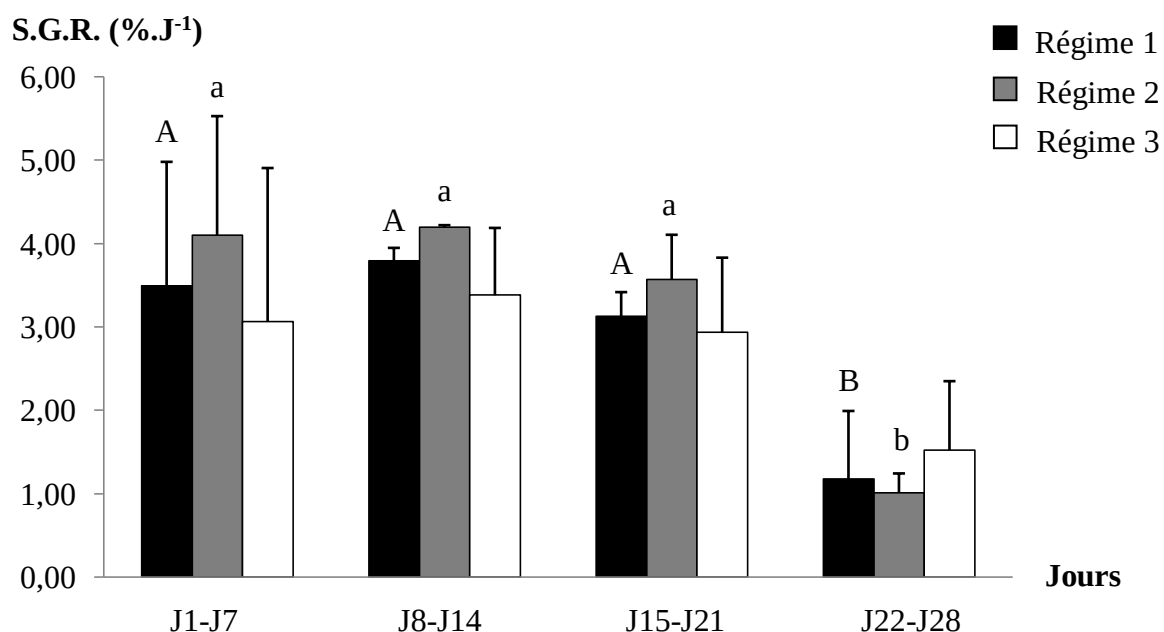


Figure 32 : Variation du taux de croissance spécifique (moyenne $\pm$ écart-type) chez les alevins d'*Oreochromis niloticus* nourris avec les 3 régimes alimentaires durant un mois.

En ce qui concerne la variation du taux de croissance spécifique (S.G.R.) hebdomadaire (figure 32) et mensuel (tableau 3) chez les alevins d'*O. niloticus*, ANOVA 1 ne montre aucun effet significatif ($p \geq 0,05$) du régime alimentaire distribué (R1, R2 et R3) sur ce facteur. Durant les 3 premières semaines et d'un point de vue valeurs absolues, les alevins nourris avec le régime R2 présentent un S.G.R. supérieur à celui des alevins nourris avec les deux autres régimes. A J22-J28 les alevins soumis au régime R3 présentent un S.G.R. plus élevé que celui des alevins nourris avec les régimes R1 et R2. Les plus hautes valeurs de S.G.R. sont enregistrées durant la 2^{ème} semaine à savoir $3,80 \pm 0,16$; $4,20 \pm 0,03$ et $3,38 \pm 0,81$ $\% \cdot J^{-1}$ chez les alevins nourris respectivement avec les régimes R1, R2 et R3.

En fonction du temps (figure 32), l'analyse statistique montre une baisse significative ($p < 0,05$) du S.G.R. durant la 4^{ème} semaine (J22-J28), chez les alevins soumis aux régimes R1 et R2. En valeurs absolues on remarque que le S.G.R. mesuré chez les alevins d'*O. niloticus* est relativement stable (avoisinant les 4 $\% \cdot J^{-1}$) durant les trois premières semaines et diminue durant la dernière semaine d'élevage pour atteindre sa valeur maximale.

3.2.2.5. Coefficient d'efficacité protéique (C.E.P.)

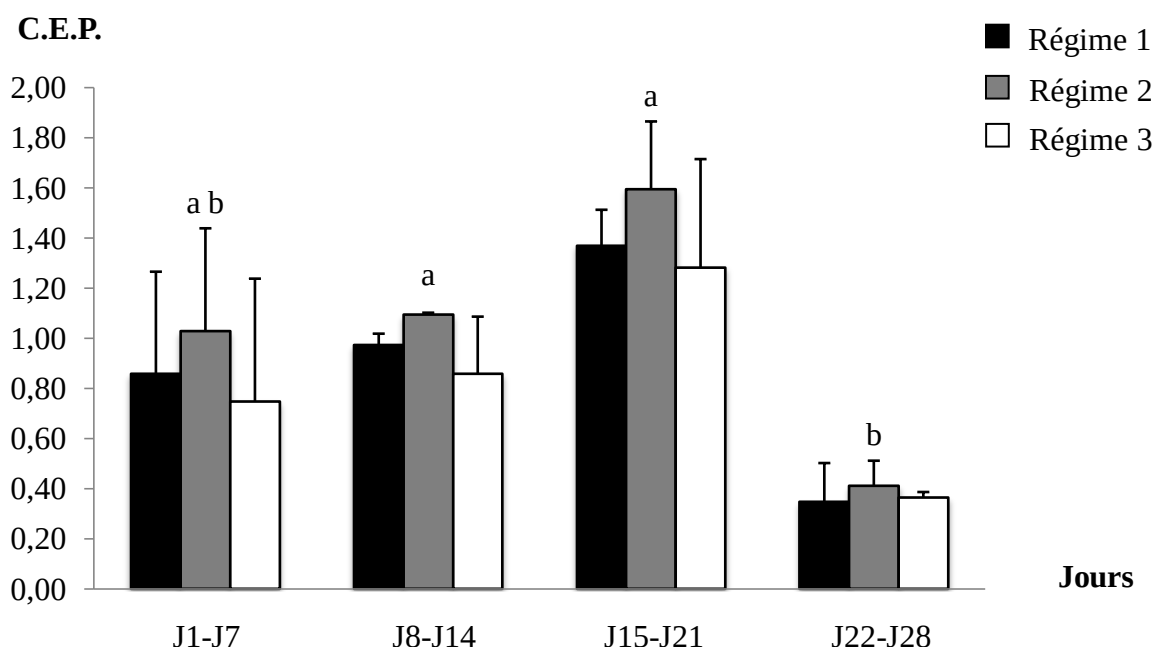


Figure 33 : Variation du coefficient d'efficacité protéique (moyenne $\pm$ écart-type) chez les alevins d'*Oreochromis niloticus* nourris avec les 3 régimes alimentaires durant un mois.

Les valeurs du coefficient d'efficacité protéique (C.E.P.) mesurées hebdomadairement (figure 33) et mensuellement (tableau 3) chez les alevins d'*O. niloticus*, ne présentent aucune variation significative ($p \geq 0,05$) en fonction du régime alimentaire distribué. En termes de valeurs absolues, les alevins nourris avec le régime R2 présentent un C.E.P. supérieur à celui des alevins nourris avec les régimes R1 et R3 tout au long de l'expérience.

En fonction du temps (figure 33) et quel que soit le régime alimentaire distribué nous remarquons que le C.E.P. chez les alevins du tilapia augmente progressivement pour atteindre un maximum durant la 3^{ème} semaine de nourrissage, ensuite diminue fortement pour atteindre sa valeur minimale en fin d'expérience (J22-J28).

3.2.2.6. Valeur productive de protéines (V.P.P.)

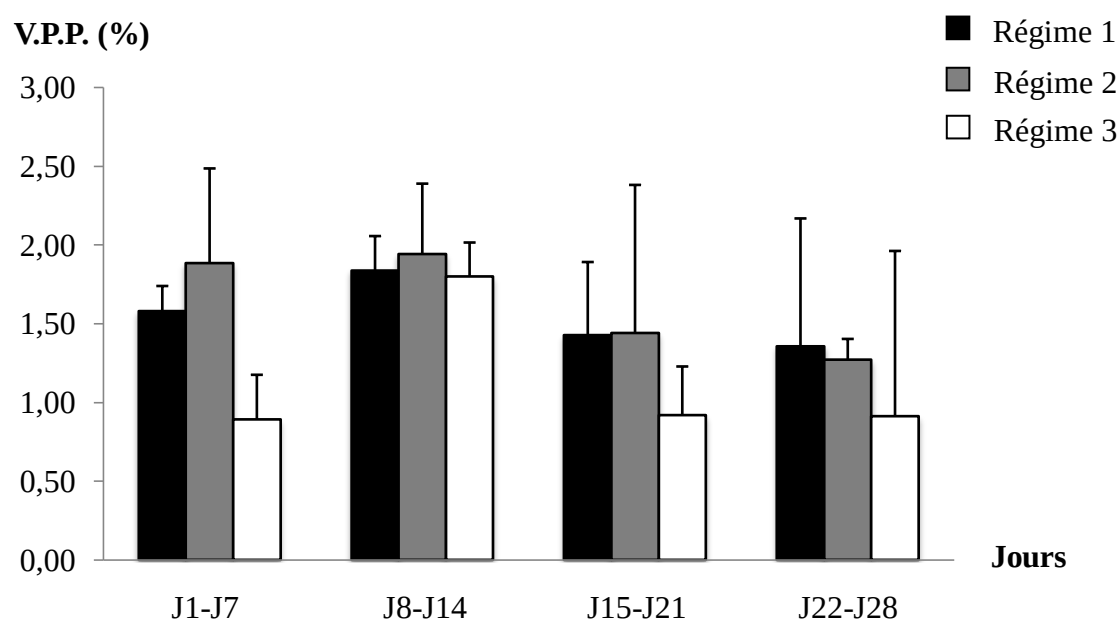


Figure 34 : Variation de la valeur productive des protéines (moyenne $\pm$ écart-type), chez les alevins d'*Oreochromis niloticus* nourris avec 3 régimes alimentaires durant un mois.

Concernant la variation de la valeur productive de protéines (V.P.P.) hebdomadaire (figure 34) et mensuelle (tableau 3) en fonction du régime alimentaire, ANOVA 1 ne montre aucun effet significatif ($p \geq 0,05$) du régime alimentaire sur ce paramètre zootechnique mesuré chez les alevins d'*O. niloticus*. En valeurs absolues, le V.P.P. mesuré à J1-J7 ; J15-J21 ; J22-J28 chez les alevins nourris avec les régimes R1 et R2 est supérieur à celui des alevins nourris avec le régime R3.

En fonction du temps (figure 34), l'analyse statistique ne montre aucune différence significative du V.P.P. chez les alevins d'*O. niloticus* tout le long de l'expérience.

3.2.3. Facteurs biochimiques

3.2.3.1. Activité trypsique spécifique (A.T.S.)

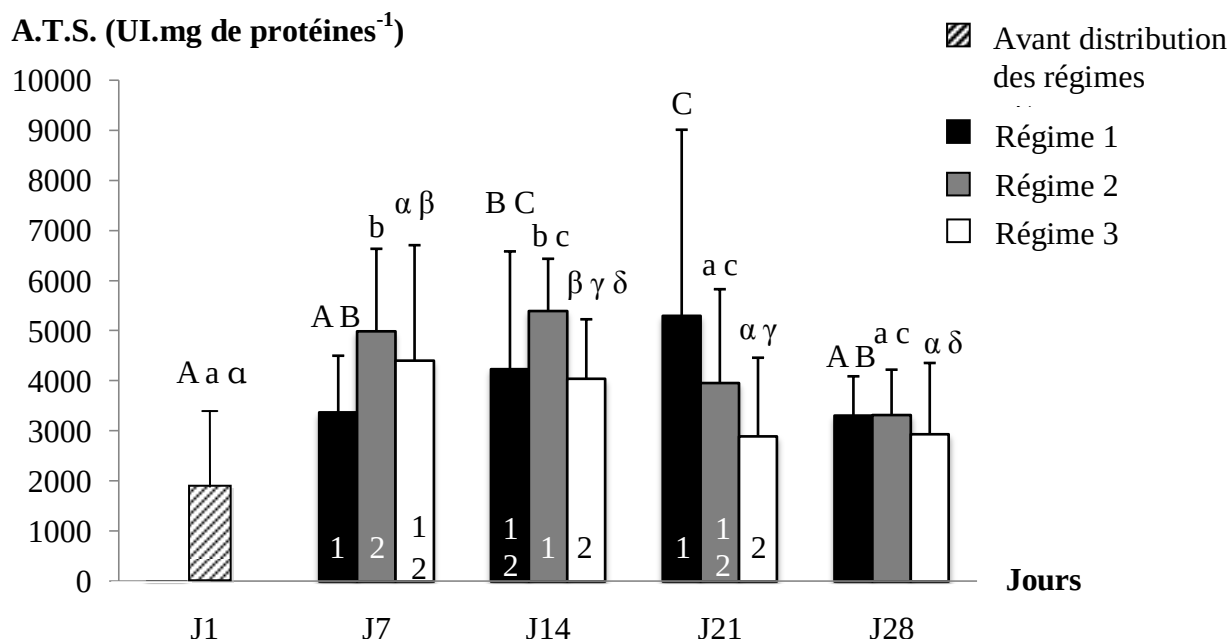


Figure 35 : Variation de l'activité trypsique spécifique (moyenne ± écart-type) chez les alevins d'*Oreochromis niloticus* nourris avec les 3 régimes alimentaires durant un mois.

Pour ce qui est de la variation de l'activité trypsique spécifique hebdomadaire en fonction du régime (figure 35), l'analyse statistique montre qu'à J7, l'A.T.S. mesurée chez les alevins nourris avec le régime R2 est significativement supérieure ($p < 0,05$) à celle mesurée chez les alevins nourris avec le régime R1. A J14, l'A.T.S. mesurée chez les alevins nourris avec le régime R2 est significativement supérieure ($p < 0,05$) à celle obtenue chez les alevins nourris avec le régime R3. Alors qu'à J21, l'A.T.S. obtenue chez les alevins nourris avec le régime R1 est significativement supérieure à celle obtenue chez les alevins nourris avec le régime R3.

Concernant, l'évolution de l'activité trypsique spécifique en fonction du temps (figure 35), l'analyse statistique montre qu'à J21, les alevins nourris avec le régime R1 présentent une activité trypsique spécifique significativement supérieure ($p < 0,05$) à celle obtenue durant les périodes J1, J7 et J28. A J7 et J14, l'A.T.S. chez les alevins nourris avec le régime R2 est significativement supérieure à celle mesurée à J1. L'A.T.S. mesurée à J14 chez les alevins nourris avec le régime R3 est significativement supérieure à celle mesurée à J1.

3.2.3.2. Activité chymotrypsique spécifique (A.C.S.)

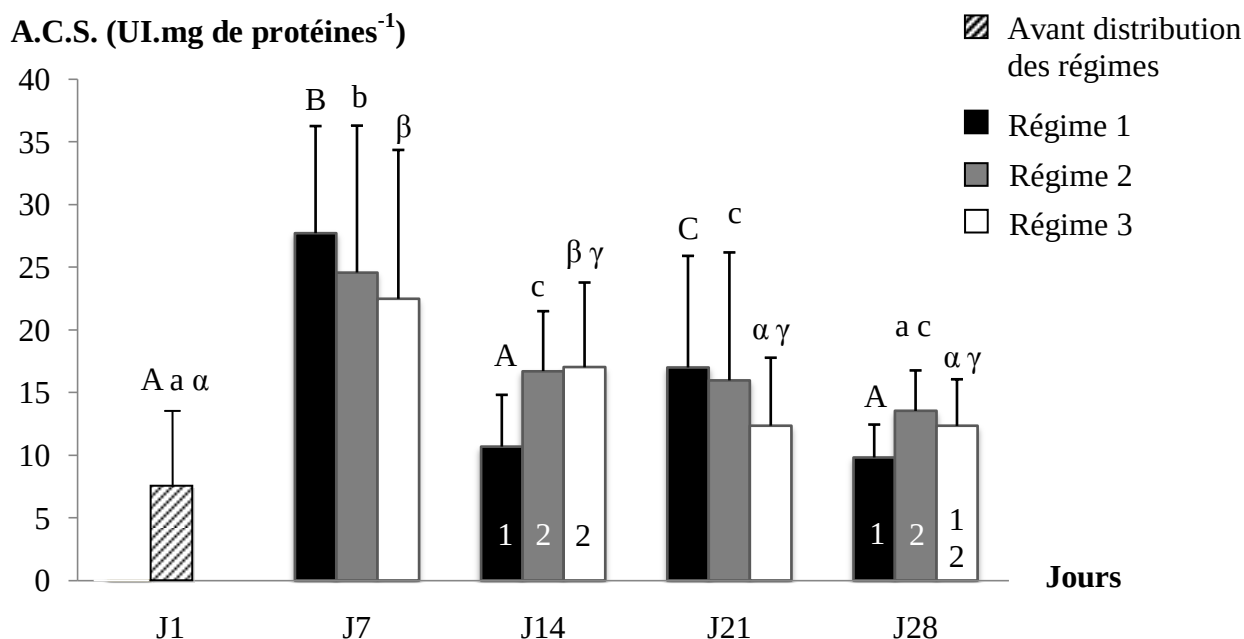


Figure 36 : Variation de l'activité chymotrypsique spécifique (moyenne $\pm$ écart type) chez les alevins d'*Oreochromis niloticus* nourris avec les 3 régimes alimentaires durant un mois.

Pour ce qui est de la variation de l'activité chymotrypsique spécifique hebdomadaire en fonction du régime (figure 36), l'analyse statistique montre qu'à J7 et J21 l'A.C.S. chez les alevins nourris avec les régimes R1, R2 et R3 est comparable. A J14, l'A.C.S. chez les alevins nourris avec les régimes R2 et R3 est significativement supérieure ($p < 0,05$) à celle des alevins nourris avec le régime R1. A J21, l'A.C.S. mesurée chez les alevins nourris avec le régime R2 est significativement plus élevée à celle des alevins nourris avec le régime R1.

Concernant, l'évolution de l'activité chymotrypsique spécifique au cours du temps (figure 36), l'analyse statistique montre qu'à J7 et J21, les alevins nourris avec le régime R1 présentent une activité chymotrypsique spécifique significativement supérieure ($p < 0,05$) à celle obtenue durant les périodes J1, J14 et J28. L'A.C.S. mesurée chez les alevins nourris avec le régime R2 à J7, J14 et J21 est significativement plus élevée ($p < 0,05$) que celle mesurée à J1 et J28. A J7, l'A.C.S. chez les alevins nourris avec le régime R3 est significativement plus élevée que celle mesurée à J1, J21 et J28.

4. Discussion

Durant les deux expériences et ce quel que soit le régime alimentaire utilisé, les alevins de tilapia s'en sont adaptés et présentent un taux de survie maximum après 28 jours de nourrissage. Des résultats similaires ont été obtenus par Mohsen *et al.* (2010) qui ont montré qu'un régime alimentaire contenant 70 % de PV (30 % PA) permettent une survie de l'ordre de 90 %.

Indépendamment de la teneur protéique végétale distribuée, nous observons une croissance importante et continue chez tous les poissons. Ceci peut être expliqué par le fait que les régimes préparés répondent parfaitement aux différents besoins métaboliques des tilapias. La plus haute valeur est observée chez les alevins nourris avec le régime 2. Partant d'un poids moyen initial de $1,84 \pm 0,63$ g, les poissons ont atteint un poids moyen final de $31,72 \pm 2,66$ g. Ce résultat est comparable à celui obtenu par Mohsen *et al.* (2010) qui ont travaillé sur la même espèce durant 1 mois de nourrissage.

En outre, nous remarquons que les régimes utilisés n'ont pas d'effet négatif sur le gain moyen de poids journalier (G.M.P.J.) chez les alevins d'*O. niloticus*, durant les deux expériences. En effet, le remplacement de 90 % de protéines animales par des protéines végétales n'a affecté ni la croissance ni la digestibilité chez les poissons.

Concernant le taux de croissance spécifique, les résultats obtenus sont comparables à ceux rapportés par Jauncey (1982) et Mohsen *et al.* (2010) qui ont travaillé sur l'*Oreochromis niloticus*. Par ailleurs, nos résultats sont supérieurs à ceux obtenus par Fiogbe (1996), Perumal & Klaus (2001) et Azaza *et al.* (2009) qui ont travaillé respectivement sur *Perca fluviatilis* ($3,39 \pm 0,31$ %.J⁻¹), *Cyprinus carpio* ($3,32 \pm 0,07$ %.J⁻¹) et *Oreochromis niloticus* ($2,54 \pm 0,03$ %.J⁻¹). La carpe est pourtant, connue pour ses performances zootechniques élevées en élevage intensif. Ces taux élevés confirment la qualité des aliments expérimentaux, préparés au sein de notre laboratoire ainsi que la bonne adaptation des alevins à ces régimes alimentaires.

Par ailleurs, le taux de conversion alimentaire (T.C.A.) chez les alevins d'*O. niloticus* n'a pas été affecté par l'origine des protéines distribuées. En termes de valeurs absolues, le meilleur taux de conversion alimentaire obtenu est de $3,36 \pm 0,28$. Cette valeur, contrairement au SGR, n'est pas aussi bonne que celle observée (1,49) par Mohsen *et al.* (2010). Les taux élevés de conversion alimentaire durant ces expériences sont probablement dus à la ration alimentaire maximale distribuée et aux perturbations des conditions d'élevage constatées suite aux coupures d'électricité. En effet, durant la coupure d'électricité, le taux d'oxygène dissous

a chuté brutalement pour atteindre 1 ppm. Il est démontré que le *Tilapia nilotica* cesse de s'alimenter au dessous de 3 ppm d'oxygène dissous (Kassoum & Campbell, 1976). D'après Mélard (1986) Les performances de croissance des alevins d'*O. niloticus* sont dépendantes des conditions thermiques et de disponibilité d'Oxygène dissous dans le milieu d'élevage plutôt que des régimes alimentaires distribués.

Les coefficients d'efficacité protéique (C.E.P.) obtenus au terme de nos expériences sont supérieurs à ceux obtenu par Fagbenro (1994) et Huang (2004). Par contre ceux de Mohsen *et al.* (2010) étaient plus importants (1,19 et 1,58 respectivement). Les faibles valeurs du C.E.P, enregistrées durant la 2^{ème} expérience, coïncident avec la coupure d'électricité. Avant ces coupures, le C.E.P calculé ($1,59 \pm 0,27$) était comparable à celui obtenu par Mohsen *et al.* (2010).

L'efficacité de l'utilisation des nutriments d'un régime chez le poisson est généralement appréciée en terme de pourcentage de rétention des protéines (Kaushik *et al.*, 1993). Bien que les résultats de la valeur productive de protéines (V.P.P.) que nous avons mesurés sont inférieurs à ceux obtenus par Mohsen *et al.* (2010), nous remarquons que les alevins du tilapia du Nil convertissent de la même façon, les protéines d'origine animale et végétale de l'aliment en protéines corporelles. D'après Hastings & Dickie (1972), les facteurs zootechniques des poissons sont hautement affectés par la mortalité, le stress et la proportion des mâles dans la population.

Durant les 2 expériences, une augmentation significative des activités enzymatiques spécifiques est observée dès la première semaine. Cette augmentation traduit une mobilisation des capacités enzymatiques des alevins d'*O. niloticus* pour une meilleure utilisation de l'aliment. Nagase (1964) a montré qu'une espèce omnivore comme le Tilapia adapte ses productions enzymatiques (amylase et trypsine) aux changements qualitatifs des régimes alimentaires.

Cependant, nous remarquons que les alevins d'*O. niloticus* présentent une activité trypsique spécifique beaucoup plus forte que celle de la chymotrypsine. Contrairement, à l'activité spécifique de la trypsine, celle de la chymotrypsine diminue avec l'âge et l'augmentation de la taille des poissons. De plus, nous constatons que l'activité des enzymes pancréatiques chez les alevins du tilapia du Nil est proportionnelle aux variations des performances zootechniques (S.G.R., T.C.A., etc.) et aux conditions environnementales (température, taux d'oxygène, concentration en composés azotés). Cette corrélation étroite

entre activité trypsique et état nutritionnel des larves a été déjà observée par d'autres auteurs (Govoni *et al.*, 1986 ; Ueberschär, 1993).

Contrairement à Moyano Lopez *et al.* (1999) qui ont montré un ralentissement de l'activité protéasique chez l'*O. niloticus* nourris avec un régime végétal (70 %), les résultats de la présente étude montrent que l'activité des enzymes trypsine et chymotrypsine chez les alevins d'*Oreochromis niloticus* sont élevés et ne sont pas affectés par le taux des protéines végétales intégrées dans les régimes alimentaires, ce qui s'est traduit par un gain de masse corporelle et un taux de survie comparables pour tous les lots.

Nous concluons qu'en dehors de la période des coupures électriques, les alevins d'*O. niloticus* présentent une haute activité enzymatique se traduisant par une bonne utilisation des protéines ainsi qu'une bonne digestibilité des aliments utilisés durant nos deux expériences.

5. Conclusion

Le développement ainsi que l'expansion de l'aquaculture dans le monde et plus particulièrement en Algérie repose sur des formules alimentaires économiques, efficaces et répondant aux exigences de chaque espèce. L'absence d'une alimentation adéquate dans un système d'élevage intensif menace sérieusement la viabilité économique des fermes aquacoles et leur rentabilité. En effet, en plus de la mortalité et des maladies, le déséquilibre nutritionnel entraîne d'une part la diminution du taux de conversion alimentaire et du taux de croissance et d'autre part, perturbe les prévisions de la production.

De plus, une alimentation inappropriée engendre une augmentation de la quantité d'aliment distribué, un alourdissement de la facture alimentaire, un rallongement de la durée d'élevage, une hausse du coût de revient du poisson et peut même avoir comme conséquence la dévalorisation ou le rejet du produit.

Dans cette optique, nous nous attelons au laboratoire à développer les formules alimentaires les plus adaptées aux exigences des alevins du tilapia du Nil. Ces aliments intègrent des ingrédients d'origine animale (farine de sardine) et végétale (farine de maïs, farine de blé, farine de tourteau de soja) sans recourir, tel que suggéré par Viola *et al.* (1986, 1988), El-Sayed, (1987, 1990) et Wu *et al.* (2003) à la supplémentation en acides aminés.

Au terme de nos deux expériences, nous avons pu démontrer que les performances de croissance ainsi que l'activité enzymatique (trypsine et chymotrypsine) chez les alevins du Tilapia du Nil soumis au régime alimentaire contenant 90 % de protéines végétales sont statistiquement comparables à ceux obtenus avec les alevins soumis aux régimes alimentaires contenant 72 % et 50 % de protéines végétales. En accord avec les travaux de Francis *et al.* (2001) ; Drossou *et al.* (2006) ; Azaza *et al.* (2009) et Mohsen *et al.* (2010) les résultats obtenus au cours des deux expériences montrent que les régimes alimentaires, majoritairement à base de protéines végétales, sont appétents et de bonne qualité digestive et répondent aux exigences alimentaires et nutritionnelles des alevins du tilapia du Nil. Le régime alimentaire développé dans notre laboratoire constitue, donc, une contribution à l'amélioration du schéma d'alimentation destiné à l'élevage intensif du tilapia du Nil.

En conséquence, la farine de poisson ne doit plus être considérée comme une source majeure de protéines dans la fabrication des aliments utilisés pour le prégrossissement du tilapia.

6. Perspectives

Afin d'établir un diagnostic précis et complet de l'état nutritionnel des poissons permettant d'éviter des pertes économiques inutiles, des études plus poussées restent indispensables pour cerner encore mieux les besoins nutritionnels du tilapia du Nil.

Parmi les paramètres à approfondir encore plus, nous pouvons citer par ordre de priorité :

- La possibilité de réduire encore plus le taux des protéines animales afin de réduire le coût de fabrication puisque une substitution de 90 % a donné des résultats satisfaisants. Le soja peut, d'après Webster *et al.* (1995), remplacer totalement l'aliment à base de poisson sans ajout supplémentaire de L-méthionine ce qui permettrait aux producteurs d'utiliser un aliment plus économique sans effets contraires sur la croissance et le taux de survie.
- L'effet des régimes alimentaires expérimentaux sur les larves.
- L'activité des protéases gastriques (pepsine) ou d'autres protéases intestinales chez les alevins du tilapia du Nil en relation avec un régime alimentaire protéique d'origine végétale.
- L'activité de l'amylase et le niveau maximum de tolérance à l'incorporation des hydrates de carbones dans l'alimentation du tilapia du Nil (pour épargner l'utilisation des protéines alimentaires comme source d'énergie) afin d'augmenter les marges bénéficiaires des tilapiaculteurs.

7. Références bibliographiques

- Adler-Nissen, J., 1976. Enzymatic hydrolysis of proteins for increased solubility. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. 24(6), 1091-1093.
- Arrignon J., 1986. L'aquaculture en Afrique. In: Lavoisier (Ed.). Aquaculture. Paris. France. 2(6), 1017-1058.
- Azaza M.S., Wassim K., Mensi F., Abdelmouleh A., Brini B. and Kraïem M.M., 2009. Evaluation of faba beans (*Vicia faba* L. var. *minuta*) as a replacement for soybean meal in practical diets of juvenile Nile tilapia *Oreochromis niloticus*. *Aquaculture*. 287, 174-179.
- Balarin J. D., Hatton J. P., 1979. Tilapia. A guide to their biology and culture in Africa. Unit of Aquatic pathobiology. *University of Sterling, Scotland*. 174 p.
- Bartolini M., Andrisano V. and Wainer I. W., 2003. Development and characterization of an immobilized enzyme reactor based on glyceraldehydes-3-phosphate dehydrogenase for on line enzymatic studies. *Journal of Chromatography A*. 987, 331-340.
- Belem M. A. F., Gibbs B. F. and Lee B. H., 1999. Proposing sequences for peptides derived from whey fermentation with potential bioactive sites. *Journal of Dairy Science*. 82(3), 486-493.
- Benech V., Dansoko D. F., 1994. Reproduction des espèces d'intérêt halieutique. In: Quensière J. (Ed.). La pêche dans le Delta Centrale du Niger. Paris. 213-228.
- Bernier J. J. 1984. Physiologie de la digestion chez l'homme normal et l'opéré du tube digestif, Doin (Ed.). Paris. 25-84.
- Bernier J. J., Adrian J. and Vidon N., 1988. Les aliments dans le tube digestif. Doin (Ed.). Paris. 450p.
- Biswas A.K., Takeuchi T., 2002. Effect of different photoperiod cycles on metabolic rate and energy loss of both fed and unfed adult tilapia *Oreochromis niloticus*: Part II. *Fish of Science*. 68, 543-553.
- Biswas A. K., Endo M. and Takeuchi T., 2002. Effect of different photoperiod cycles on metabolic rate and energy loss of both fed and unfed young tilapia *Oreochromis niloticus*: Part I. *Fish of Science*. 68, 465-477.
- Boeuf G., Le Bail P., 1999. Does light have an influence on fish growth. *Aquaculture* 177, 129-152.
- Bossi L., Guizzardi M. R. D.-A. and Righetti P. G., 2004. Controlled enzyme-immobilisation on capillaries for microreactors for peptide mapping. *Analytical and Bioanalytical*

- Chemistry*. 378, 1722-1728.
- Bowen S., 1982. Feeding, digestion, and growth qualitative considerations. *In*: Pullin R., Lowe-McConnell R. (Ed.). *The Biology and Culture of Tilapias*. ICLARM Proceedings Bellagio Conference. Manila. Philippines. 141-156.
- Bradford M. M., 1976. A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Analytical Biochemistry*. 72, 248-254.
- Chervinski J., 1982. Environmental physiology of tilapias. 119-128. *In*: Pullin R.S.V., Lowe-McConnell R.H., *The biology and culture of tilapias*, I.C.L.A.R.M. *Conference Proceedings 7, International Center for Living Aquatic Resources Management, Manila, Philippines*. 432p.
- Clemente A., 2000. Enzymatic protein hydrolysates in human nutrition. *Trends in Food Science and Technology*. 11, 254-262.
- Cowey C.B., 1993. Some effects of nutrition on flesh quality of cultured fish. *In*: S. Kaushik and P. Luquet (Ed.), *Fish Nutrition in Practice. Proceedings. IV International Symposium. Fish Nutrition and Feeding*. INRA, Paris. 227-236.
- Dabrowski K., Krumschnabel G., pauku M. and Labanowski J., 1992. Cyclic growth and activity of pancreatic enzymes in alevins of arctic charr (*salvenilus alpinus* L.). *Journal of fish biology*. 40, 511-521.
- Drossou A., Ueberschar B., Rosenthal H. and Herzig K.H., 2006. Ontogenetic development of the proteolytic digestion activities in larvae of *Oreochromis niloticus* fed with different diets. *Aquaculture* 256, 479-488.
- El-Sayed A.-F.M., Mamdouh K., 2004. Effects of photoperiod on the performance of farmed Nile tilapia *Oreochromis niloticus*: I. Growth, feed utilization efficiency and survival of fry and fingerlings. *Aquaculture*. 231, 393-402.
- El-Sayed, A.-F.M. 1987. Protein and energy requirements of *Tilapia zillii*. Ph.D. Thesis, Michigan State University, East Lansing, Michigan, USA. 147 p.
- El-Sayed, A.-F.M. 1990. Long-term evaluation of cotton seed meal as a protein source for Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*. *Aquaculture* 84, 315-320.
- Erickson R. H., Kim Y. S., 1990. Digestion and absorption of dietary protein. *Annual Review of Medicine*. 41, 133-139.
- Fagbenro O.A., 1994. Dried fermented fish silage in diets for *Oreochromis niloticus*. *Israeli Journal of Aquaculture-Bamidgeh* 46(3). 140-147.

- F.A.O., 2004. Situation mondiale des pêches et de l'aquaculture (SOFIA). Département des pêches de la F.A.O. 164p.
- F.A.O., 2006. Use of fishery resources as feed inputs to aquaculture development: trends and policy implications. F.A.O. Fisheries Circular No. 1018. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Rome.
- F.A.O., 2010. The State of World Fisheries and Aquaculture. Table 1. Rome. 197p.
- Fineman-Kalio A. S., 1988. Preliminary observations on the effect of salinity on the reproduction and growth of freshwater Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* (L.). Cultured in brackishwater ponds. *Aquaculture and the Fisheries Management* 19, 313-320.
- Fiogbe E. D., 1996. Contribution à l'étude des besoins nutritionnels chez les larves et juvéniles de la perche fluviatile, *perca fluviatilis* (L.). Thèse de doctorat. Ing. : faculté Universitaire de Notre-Dame de la paix. Namur. 334 p.
- Foegeding E. A., Davis J. P., Doucet D. and McGuffey M. K., 2002. Advances in modifying and understanding whey protein functionality. *Trends in Food Science and Technology*. 13, 151-159.
- Francis G., Makkar H.P.S. and Becker K., 2001. Antinutritional factors present in plant-derived alternate fish feed ingredients and their effects in fish. *Aquaculture*. 199, 197-227.
- Freyer G., Iles T., 1972. The chichlid fishes of the great lakes of Africa. Edinburgh, Oliver Boyd. 641p.
- Fruton J. S., 2002. A history of pepsin and related enzymes. *The Quarterly Review of Biology*. 77(2), 127-147.
- Ganapathy V., Brandsh M. and Leibach F. H., 1994. Intestinal transport of amino acids and peptides. Physiology of the gastrointestinal tract. Johnson, L. R. (Ed.); 3^{ème} edition. Raven Press. New-York. 1773-1793.
- Gauthier S. F., Y. Pouliot., 2003. Functional and biological properties of peptides obtained by enzymatic hydrolysis of whey proteins. *Journal of Dairy Science*. 86, 78-87.
- Govoni J.J., Boehlert G.W., and Watanabe Y., 1986. The physiology of digestion in fish larvae. *Environmental Biology of Fishes*. 16, 59-77.
- Gross W.L., Roelofs E.W., and Fromm P.O., 1995. Influence of photoperiod on growth of green sunfish, *Lepomis cyanellus*. *Journal of Fisheries Research*. Board Can. 22, 1379-1386.
- Guillaume J., Kaushik S., Bergot P., and Metailler R., 1999. Nutrition et alimentation des poissons et crustacés. INRA (Ed.). IFREMER. Paris. France. 489 p.

- Halver J. E., 1976. Formulating practical diets for fish. *Journal of Fisheries Research. Board Can.* 33, 1032-1039.
- Hastings W. H., 1973. Expériences relatives à la préparation d'aliments des poissons et à leur alimentation. F.A.O. Pub. FI : DP/RAF/ 66/054/1:24.
- Hastings W. H., Dickie L. M., 1972. Feed formulation and evaluation. *In* : Halver J. E. (Ed.). Fish nutrition. Academic Press. London. 327-374.
- Hayashi R., Kawamura Y. and Kunugi S., 1987. Introduction of high pressure to food processing: preferential proteolysis of β -lactoglobulin in milk whey. *Journal of Food Science.* 52(4), 1107-1108.
- Hayashi T., Ikada Y., 1990. Protease immobilization onto polyacrolein microspheres. *Biotechnology and Bioengineering.* 35(5), 518-524.
- Huang C.H., 2004. Replacement of fish meal with de-hulled soybean meal in diets on growth of subadult hybrids tilapia, *Oreochromis niloticus* (L.). *Aquaculture* 146, 245-259.
- Ipsen R., Otte J., Sharma R., Nielsen A., Hansen L. G., and Qvist K. B., 2001. Effect of limited hydrolysis on the interfacial rheology and foaming properties of beta-lactoglobulin A. *Colloids and Surfaces B: Biointerfaces.* 21(1-3), 173-178.
- Jauncey K., Ross B., 1982. A guide to tilapia feeds and feeding. *Institute of Aquaculture, University of Stirling. Stirling.* R-U. 111 p.
- John R.A., 2002. Enzyme Assays. *In*: Eienthal R., Danson M.J. (Ed.). Oxford University Press (2^{ème} édition), Oxford. 49–78.
- Kassoum T., Campbell D., 1976. La circulation des eaux du lac de Kossou, ses causes, ses manifestations et ses conséquences. Rapport d'information AVB/IUET (mimeo).
- Kaushik S. J., Doudet T., Medale F., Aguirre P. and 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, 19 p.
- Kaushik S.J., Medale F., 1994. Energy requirements utilization and dietary supply to salmonids. *Aquaculture.* 124, 81-97.
- Kestemont P., Micha J. C. and Falter U., 1989. Les méthodes de production d'alevins de *Tilapia nilotica*. FAO/PNUD-Programme de mise en valeur et de coordination de l'aquaculture. *ADCP/REP/89/46.* 131 p.
- Kester J. J., Richardson T., 1984. Modifications of whey proteins to improve functionality.

- Journal of Dairy Science*. 67, 2757-2774.
- Konno T., Kamatari Y. O., Tanaka N., Kamikubo H., Dobson C. M. and Nagayama K., 2000. A partially unfolded structure of the alkaline-denatured state of pepsin and its implication for stability of the zymogen-derived protein. *Biochemistry*. 39(14), 4182-4190.
- Kruh J., 1987. Biochimie: études médicales et biologiques, I. biologie cellulaire et moléculaire. Hermann (Ed.). *Sciences et des arts*. Paris. 150 p.
- Lazard J., Jalabert B. and Doudet T., 1990. L'aquaculture des Tilapias du développement à la recherche. *Cahiers scientifiques*, C.T.F.T., Paris, France. 10, 116.
- Leclerc P.-L., Gauthier S. F., Bachelard H., Santure M. and Roy D., 2002. Antihypertensive activity of casein-enriched milk fermented by *Lactobacillus helveticus*. *International Dairy Journal*. 12, 995-1004.
- Lee D., Sinnhuber R., 1972. Lipid requirements. En: Fish nutrition, J.E. Halver, (Ed.). London, *Academic Press*. 145-180.
- Lourenco J.N.P., Vicentini-Paulino M.L.M. and Delicio H.C., 1998. Influence of photoperiod on the growth and gain of weight in Nile tilapia *Oreochromis niloticus*, under constant temperature in the two seasons. In: Valenti W.C., Zimmermann S., Poli C.R., Bassanesi Poli A.T., Moraes F.R., De Volpato G. and Camara M.R. (Ed.). *Proceedings of the Aquaculture Brazil '98. Sustainable Development*. 2, 561-569.
- Magid A., Babiker M., 1975. Oxygen consumption and respiratory behavior of three Nile fishes. *Hydrobiologia*. 46 (4), 359-367.
- Mahmoud M. I., 1994. Physicochemical and function properties of protein hydrolysates in nutritional products. *Food Technology*. 48, 89-95.
- Mahmoud M. I., Taylor S. L., 1994. Protein hydrolysates: properties and uses in nutritional products. *Food Technology*. 48, 67-98.
- Mélard Ch., 1986. Recherche sur la biologie d'*Oreochromis (Tilapia) niloticus* L. (piscies Cichlidae) en élevage expérimental: reproduction, croissance, bioénergétique. Thèse de doctorat en Sciences Zoologiques, Université de Liège. 192 p.
- Mélard Ch., Philippart J.C., 1981a. Pisciculture intensive du Tilapia *Sarotherodon niloticus* dans les effluents thermiques d'une centrale nucléaire Belgique. In proceedings word symposium on aquaculture in heated effluents and recirculation systems, Stavanger. 28-30 May 1980, Vol 1, Berlin. 637-658.
- Mélard Ch., Philippart J.C., 1981b. La production de Tilapia de consommation dans les rejets industriels d'eau chaude en Belgique. *Cahiers d'Ethologie Appliquée*. 2 (2), 122 p.

- Mohsen A.-T., Mohammad H. A., Yassir A.E.K. and Adel M.E.S., 2010. Effect of dietary protein level, initial body weight, and their interaction on the growth, feed utilization, and physiological alterations of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* (L.). *Aquaculture*. 298, 267-274.
- Moryarty D.J.W., 1973. The physiology of digestion of blue-green algae In the Cichlid fish, *Tilapia nilotica*. *Journal of Zoology London*. 171, 25-39.
- Moyano López F.J, Martínez Díaz I., Di'az López M. and Alarcón López F.J., 1999. Inhibition of digestive proteases by vegetable meals in three fish species; seabream (*Sparus aurata*), tilapia (*Oreochromis niloticus*) and African sole (*Solea senegalensis*). *Comparative Biochemistry and Physiology Part B*. 122, 327-332.
- Mozhaev V. V., Melik-Nubarov N. S., Sergeeva M. V., Siksnis V. and Martinek K., 1990. Strategy for stabilizing enzyme. Part one: Increasing stability of enzyme via their multi-point interaction with a support. *Biocatalysis*. 3, 179-187.
- Nagase G., 1964 - Contribution to the physiology of digestion in *Tilapia mossambica*, Peters : digestive enzymes and the effects of diets on their activity. *Zeitschrift Fur Vergleichende Physiologie*. 49, 270-284.
- Nagayama F., Saitoo Y., 1969. Distribution of several hydrolytic enzymes in fish. In: European Inland Fisheries Advisory Commission. *Technical Papers*. (9), 103-106.
- Nouaimi M., Möschel K. and Bisswanger H., 2001. Immobilization of trypsin on polyester fleece via different spacers. *Enzyme and Microbial Technology*. 29, 567-574.
- Otte J., Lomholt S. B., Halkier T. and Qvist K. B., 2000. Identification of peptides in aggregates formed during hydrolysis of β -lactoglobulin B with a Glu and Asp specific microbial protease. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. 48, 2443-2447.
- Panyam D., Kilara A., 1996. Enhancing the functionality of food proteins by enzymatic modification. *Trends in Food Science and Technology*. 7, 120-125.
- Perumal S., Klaus B., 2001. Preliminary nutritional evaluation of Mucuna seed meal (*Mucuna pruriens* var. *utilis*) in common carp (*Cyprinus carpio* L.) : an assessment by growth performance and feed utilization. *Aquaculture*. 196, 105-123.
- Philippart J.-C.L., Ruwet J.-C.L., 1982. Ecology and distribution of tilapias. 15–59. In: Pullin R.S.V., Lowe-McConnell R.H. (Ed.). The biology and culture of tilapias, ICLARM Conference Proceedings 7 International Center for Living Aquatic Resources Management, Manila, Philippines. 432 p.
- Phillips A., 1972. Calories and energy requirement. En: Fish nutrition, J. E. Halver (Ed.). London, *Academic Press*. 1-18.

- Pillay T.V.R., 1990. Aquaculture Principles and Practices. *Fishing News Books, Blackwell Science*, Oxford, UK. 575 p.
- Popma T.J., Lovshin L.L., 1996. Worldwide prospects for commercial production of tilapia. Research and development series no. 41, Department of Fisheries and Allied Aquacultures Auburn University, AL, USA, 23 p.
- Prioult G., Pecquet S. and Fliss I., 2005. Allergenicity of acidic peptides from bovine β -lactoglobulin is reduced by hydrolysis with *Bifidobacterium lactis* NCC362 enzymes. *International Dairy Journal*. 15(5), 439-448.
- Ridha M.T., Cruz E.M., 2000. Effect of light intensity and photoperiod on Nile tilapia *Oreochromis niloticus*. *Aquaculture Research*. 31, 60- 617.
- Roberts P. R., Burney J. D., Black K. W. and Zaloga G. P., 1999. Effect of chain length on absorption of biologically active peptides from the gastrointestinal tract. *Digestion*. 60, 332-337.
- Ross L.G., McKinney R.W., 1988. Photoperiod mediated variation in respiratory rate of *Oreochromis niloticus* and its implication for tilapia culture. In: Pullin R.S.V., Bhukaswan T., Tonguthai K. and Maclean J.L. (Ed.), The 2nd International Symposium on Tilapia in Aquaculture. Bangkok, Thailand. ICLARM Conference Proceedings, vol. 15. International Center for Living Aquatic Resources Management, Manila, Philippines. 421-428.
- Rouger Y., 1996. Déterminisme du comportement sexuel et territorial chez les males de *Oreochromis niloticus* et *Oreochromis mossambicus*. 450-458.
- Samloff I.M., 1971. Pepsinogens, pepsins and pepsin inhibitors. *Gastroenterology*. 60 (4), 586-599.
- Schechter I., Berger A., 1967. On the size of the active site in proteases. *Biochemical and Biophysical Research Communications*. 27(2), 157-162.
- Silva-Garcia A.J., 1996. Growth of juvenile gilthead seabream (*Sparus auratus* L.) reared under different photoperiod regimes. *Israeli Journal Aquaculture-Bamidgeh*. 48, 84- 93.
- Stryer L., 1988. Biochemistry. International Student Edition, Third Edition. 289 p.
- Tacon A.G.J., 2003. Global trends in aquaculture and compound aquafeed production. *International Aquafeed Directory*. 8-23.
- Takeuchi T., Satoh S. and Watanabe W., 1983. Dietary lipids suitable for practical feed of *Tilapia nilotica*. *Bulletin of the Japanese Society of Scientific Fisheries*. 49 (9), 1361-

- 1365.
- Trewavas E., 1983. Tilapine fishes of the genera *Sarotherodon*, *Oreochromis*, and *Danakilia*. *British Museum-Natural History*. 583 p.
- Trippel E.A., Neil S.R.E., 2002. Effect of photoperiod and light intensity on growth and activity of juvenile haddock (*Melanogrammus aeglefinus*). *Aquaculture*. 217, 633-645.
- Ueberschär B., 1993. Measurement of proteolytic enzyme activity: significance and application in larval fish research. In: Walter, B.T., Fyhn, H.J. (Ed.). *Physiological and biochemical aspects of fish development*. University of Bergen. Norway. 233-239.
- Van Dyke R. W., 1989. Mechanisms of digestion and absorption of food. In: Sleisenger M., Fordtran J. (Ed.). 4th edition. *Gastrointestinal disease Pathphysiology diagnosis management*. Saunders. Philadelphia. 1062-1088.
- Viola, S., Arieli, Y. and Zohar, G. 1988. Animal protein-free feeds for hybrid tilapia (*Oreochromis niloticus* x *O. aureus*) in intensive culture. *Aquaculture*. 75, 115-125.
- Viola, S., Zohar, G. and Arieli, Y. 1986. Phosphorus requirements and its availability from different sources for intensive pond culture species in Israel. Part 1. Tilapia. *Bamidgeh*. 38(1), 3-12.
- Watanabe W.O., 1985. Experimental approaches to the saltwater culture of tilapias. *ICLARM Newsletter*. January 1985. 3-5.
- Webster C. D., Tidwell J. H., Tiu L. S., Yancey D. H. 1995. Use of soybean meal as partial or total substitute of fish meal in diets for blue catfish (*Ictalurus furcatus*). *Aquatic living resources* 8, 379-384.
- Whitaker J. R., 1994. *Principles of enzymology for the food sciences*. 2nd Ed; Marcel Dekker inc. New York. 469-93,499-511.
- Wu G.S., Chung Y.M., Lin W.Y., Chen S.Y. and Huang CH., 2003. Effect of substituting de-hulled or fermented soybean meal for fish meal in diets on growth of hybrid tilapia, *Oreochromis niloticus* x *O. Aureus*. *Journal of the Fisheries Society. Taiwan*. 30, 291-297.
- Yamada K., Nakasone T., Nagano R. and Hirata M., 2003. Retention and reusability of trypsin activity by covalent immobilization onto grafted polyethylene plates. *Journal of Applied Polymer Science*. 89, 3574-3581.
- Yamamoto N., Maeno M. and Takano T., 1999. Purification and characteristaion of an antihypertensive peptide from a yogurt-like product fermented by *Lactobacillus helveticus* CPN4. *Journal of Dairy Science*, 82(7), 1388-1393.

Yashouv A., Chervinski J., 1971. Preliminary experiments on the growth of *Tilapia aurea* in seawater ponds. *Bamidgeh*. 23, 125-129.

8. Références webographiques

- 2^{èmes} journées de recherche de la filière piscicole : 1^{er} et 2 juillet 2009. L'aquaculture, une solution d'avenir pour répondre aux besoins alimentaires croissants. Disponible sur : <http://www.inra.fr/presse/jrfp_aquaculture_une_solution_d_avenir_pour_repondre_aux_besbeso_alimentaires_croissants> (consulté le 26.02.2011).
- Dalila B., 2007. Aquaculture en Algérie : L'expérience du poisson Tilapia a bien réussi. Diponible sur : <<http://www.lemaghrebdz.com/imprimer.php?id=5995>> (consulté le 27.02. 2011).
- Equilibres de produits : Cultures équivalent primaire. [en ligne]. Disponible sur :<<http://faostat.fao.org/site/616/DesktopDefault.aspx?PageID=616#ancor>> (consulté le 26.02.2011).
- Equilibres de produits : Elevage et pêches équivalent primaire. [en ligne]. Disponible sur : <<http://faostat.fao.org/site/617/default.aspx#ancor>> (consulté le 26.02.2011).
- Hamidache N., 2006. 280.000 tonnes de poisson « sous-exploitées ». [en ligne]. Disponible sur : < <http://www.lexpressiondz.com/news/actualite/33297-280.000-tonnes-de-poisson-%C2%ABsous-exploit%C3%A9es%C2%BB.html> /> (consulté le 12.03.2011).
- Kempf H., 2007. La croissance de l'aquaculture compense le déclin de la pêche. Journal : Le Monde, Edition du 06.03.2007. Disponible sur :<http://www.lemonde.fr/cgibin/ACHATS/acheter.cgi?offre=ARCHIVES&type_item=ART_ARCH_30J&objet_id=979276> (consulté le : 12.03.2011).
- Nesrine S., 2007: Un nouvel essor pour l'aquaculture à Ouargla. APS. Disponible sur : <<http://www.tamanrasset.net/article.item.224/un-nouvel-essor-pour-l->> (consulté le 27.02. 2011).
- Profils des pêches et de l'aquaculture par pays : Algérie. Disponible sur : <http://www.fao.org/fishery/countrysector/FI-CP_DZ/fr> (consulté le 27.02.2011).
- Projet « Composition nutritionnelle des produits aquatiques ». Disponible sur : <http://www.nutraqua.com/index.php?option=com_neocomposition&Itemid=53&task=edit&llan=>> (consulté le 27.02.2011).
- Favreliere P., 2009. Regard sur la pêche et l'aquaculture: Malgré les tempêtes, Tilapia l'Africain garde son cap mondial. Mise à jour le 16 août 2009. Disponible sur : <<http://aquaculture-aquablog.blogspot.com/2009/08/malgre-les-tempetes-le-tilapia-garde.html>> consulté le (27.02.2011).

Partie 1: situation du secteur des produits de la mer, situation de la capture, situation de la consommation, situation du secteur halieutique marocain. Mise à jour le Jeudi 24.02.2011. Disponible sur :
<<http://www.fenip.org.ma/upload/documentation/01%20marche%20PdM3.pdf> > (consulté le 27.02.2011).

9. Annexes

Annexe 1: Production et consommation de produits aquatiques (données 2007).

(<http://faostat.fao.org/site/617/default.aspx#ancor>)

produit	Code produit	Algérie (code pays : 4)		Monde (code pays : 5000)	
		Prod. (S) (tonne)	Consom. (Fc) (kg/personne/an)	Prod. (A) (tonne)	Consom. (Fc) (kg/personne/an)
Poissons d'eau douce	2761	354	0,01	38.795.797	5,41
Poissons marins	2764	6452	0,19	8.854.314	1,09
Poissons et fruits de mer + (total)	2960	148.841 _(A)	5,15	135.528.839	16,69
Produits aquatiques / Aut + (total)	2961	/	0,00	16.779.989	1,8
Poissons pélagiques	2763	126076	4,42	37.123.808	3,08
Animaux aquatiques, Autres	2769	/	/	852.962	0,14
Plantes aquatiques	2775	/	0,00	15.927.027	1,66
Huile de poisson	2781	/	0,00	920.912	0,02
Farine de poisson	2855	/	/	1.961.760	/

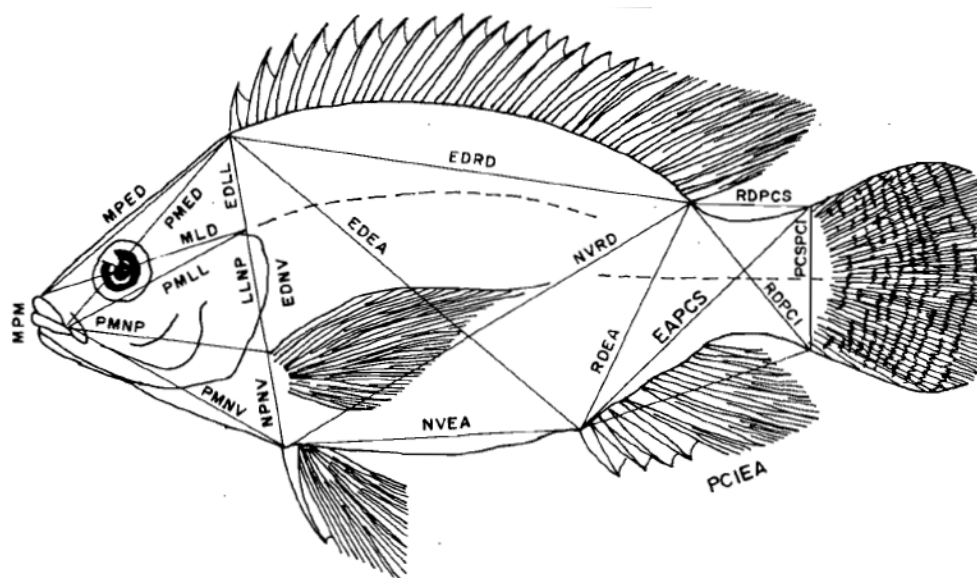
Prod. : Production ; Consom. : Consommation ; (A) : Peut inclure des données officielles, semi-officielles, ou estimées ; (Fc) : Données calculées ; (S) : Données statistiques.

Annexe 2 : Composition de la chair du tilapia du Nil.

(http://www.nutraqua.com/index.php?option=com_neocomposition&Itemid=53&task=edit&llan=)

COMPOSITION (pour 100g de chair)		MOYENNE	MINI	MAXI
Valeur nutritionnelle	Valeur calorique (Kcal)	93	84	98
	Valeur calorique (Kj)	392	355	413
	Humidité (g)	78,5	77,9	80,0
	Cendres (g)	0,8	0,6	0,9
	Protides (g)	18,1	17,4	19,4
	Glucides par différence (g)	0,5	0,1	1,6
	Lipides totaux (g)	2,1	1,5	2,7
	Cholestérol (mg)	39,5	32,5	43,5
Vitamines	Vitamine A (µg)	< 2	-	-
	Vitamine E (mg)	0,93	0,73	1,16
	Vitamine D (µg)	15,61	< 0,5	53,60
	Vitamine B1 (mg)	< 0,04	-	-
	Vitamine B2 (mg)	0,05	0,04	0,07
	Vitamine B5 (mg)	0,68	0,41	26
	Vitamine B6 (mg)	0,23	0,18	0,30
	Vitamine PP (mg)	3,28	2,78	3,77
	Vitamine B12 (µg)	1,07	0,13	1,77
	Caroténoïdes totaux (mg)	-	-	-
Minéraux et oligoéléments	Sodium (mg)	28,3	23,9	29,8
	Calcium (mg)	8,2	7,5	9,1
	Potassium (mg)	282	229	331
	Magnésium (mg)	25,4	23,8	27,2
	Fer (mg)	0,27	0,21	0,32
	Cuivre (mg)	< 0,1	-	-
	Zinc (mg)	0,32	0,28	0,35
	Manganèse (mg)	< 0,1	-	-
	Manganèse (mg)	< 0,1	-	-
	Phosphore (mg)	131	118	148
	Iode (µg)	6	3	13
	Sélénium (µg)	18	12	23
	Chlorures de sodium (sel) (mg)	-	-	-
Acides gras	AG saturés (mg)	565	387	751
	AG mono-insaturés (mg)	643	456	809
	AG polyinsaturés (mg)	440	356	561
	Dont oméga 6 (mg)	278	157	485
	Dont oméga 3 (mg)	158	75	271
	Dont EPA (mg)	11	2	26
	Dont DHA (mg)	71	26	116

Annexe 3 : Réseau de mesures tenant compte de 21 points situés sur le profil du poisson, mesurés lors de la caractérisation morphologique de huit souches d'*Oreochromis niloticus*. (Rouger Y, 1996).



A) MESURES ANTERO-DORSALES :

MPED :	Museau-première épine dorsale.
MPM :	Museau prémaxillaire
MLD :	Museau-ligne dorsale
PMED :	Prémaxillaire-épine dorsale.
PMLL :	Prémaxillaire-ligne latérale
PMNP :	Prémaxillaire-nageoire pectorale.
PMNV :	Prémaxillaire-nageoire ventrale.
EDLL :	Epine dorsale-ligne latérale.
LLNP :	ligne latérale-nageoire pectorale.
NPNV :	Nageoire pectorale-nageoire ventrale.

B) MESURES DU CORPS ET LONGUEUR :

EDNV :	Epine dorsale nageoire ventrale
NVEA :	Nageoire ventrale épine anale.
NVRD :	Nageoire ventrale rayons dorsaux.
EDEA :	Epine dorsale épine anale.
EDRD :	Epine dorsale épine anale.
RDEA :	Rayons dorsaux épine anale.

C) MESURE DE LA REGION CAUDALE :

EAPCS :	Epine anale-pédoncule caudal supérieur.
RDPCI :	Rayons dorsaux-pédoncule caudal inférieur.
RDPCS :	Rayons dorsaux-pédoncule caudal supérieur.
PCSPCI :	Pédoncule caudal supérieur-pédoncule caudal inférieur.
PCIEA :	Pédoncule caudal inférieur-épine anale.

Annexe 4 : Production et importation (données 2008) de quelques céréales en Algérie et dans le monde (<http://faostat.fao.org/site/616/DesktopDefault.aspx?PageID=616#ancor>).

Produits agricoles		Algérie (code pays : 4) ⁽¹⁾		Monde (code pays : 5000) ⁽²⁾
Produits	Code produit	Prod. ^(S) (tonne)	Import. ^(S) (tonne)	Prod. ^(A) (tonne)
Maïs	2514	1644	2.347.730	826.224.247
Blé	2511	2.318.963	4.891.184	683.406.527
Soja	2555	/	114	230.581.106

; Prod. : Production ; Import. : Importation ; (A) : Peut inclure des données officielles, semi-officielles, ou estimées ; (Fc) : Données calculées ; (S) : Données standardisées. (1) : Données 2007 ; (2) : Données 2008.

Annexe 5 : Composition approximative (% poids sec) et énergie (kJ.g⁻¹) de quelques exemples (soja et maïs) d'ingrédients alimentaires (Azaza *et al.*, 2009).

		Farine de soja (%)	Farine de maïs (%)
Eléments nutritifs	Matière sèche	90,85	90,04
	Protéine brute	42,86	7,58
	Lipide brute	1,38	1,72
	Fibre brute	6,60	7,13
	cendre	6,80	1,16
	Extrait d'azote libre	33,21	72,45
	Energie brute (KJ g⁻¹)	16,08	14,83
	Calcium	0,31	0,03
	phosphores	0,68	0,26
Acides aminés essentiels	Lysine	2,62	0,14
	Valine	1,34	0,26
	Leucine	3,83	0,73
	histidine	1,01	0,15
	Arginine	2,48	0,32
	Thréonine	1,69	0,17
	Isoleucine	1,38	0,29
	Méthionine	0,59	0,20
	phénylalanine	1,85	0,47

Annexe 6 : Classification des enzymes. (Bartolini *et al.*, 2003)

Exemple : la lipase pancréatique qui hydrolyse les triglycérides porte le code : **E.C.3.1.1.3**

- **E.C.** : Abréviation de "Enzyme Commission".
- **W** : Chiffre (1 à 6) indiquant le type de réaction catalysée, c'est la classe de l'enzyme (ex : W = 3).
 - W = 1 : Oxydoréductases (catalysent des transferts d'électrons et de protons d'un donneur à un accepteur).
 - W = 2 : Transférases (catalysent transfert d'un groupe fonctionnel d'une molécule à une autre).
 - W = 3 : Hydrolases** (catalysent des réactions d'hydrolyse tel que C-C, C-O, C-N et autres par de l'eau).
 - W = 4 : Lyases (catalysent l'addition de groupes à des liens doubles ou l'inverse).
 - W = 5 : Isomérases (catalysent le transfert de groupes dans une même molécule pour produire des formes isomères (ex. conversion d'un acide aminé L en acide aminé D).
 - W = 6 : Ligases (forment des liens C-C, C-S, C-O et C-N lors des réactions de condensation couplées à l'utilisation d'ATP).
- **X** : Indique la nature du substrat général ou groupe de substrats impliqué (ex : X = 1).
 - X = 1 : Action sur les liens ester.**
 - X = 2 : Glycosylases.
 -
 - X = 11 : Action sur les liens Carbone – Phosphore.
 - X = 12 : Action sur les liens Sulfure – Sulfure.
 - X = 13 : Action sur les liens Carbone – Sulfure.
- **Y** : Indique le substrat spécifique ou la coenzyme (ex : Y = 1).
 - Y = 1 : Carboxylic Ester Hydrolases.**
 - Y = 2 : Thiolester Hydrolases.
 - Y = 3 : Phosphoric Monoester Hydrolases.
 -
 - Y = 30 : Endoribonucleases Action sur le ARN ou ADN et Produisant 5'-Phosphomonoesters.
 - Y = 31: Endoribonucleases Action sur le ARN ou ADN et Produisant 3'-Phosphomonoesters
- **Z** : Le numéro de série de l'enzyme (ex : Z = 3).
 - Z = 1 : carboxylesterase.
 - Z = 2 : arylesterase.
 - Z = 3 : triacylglycerol lipase.**
 -
 - Z = 78 : polynéuridine-aldehyde esterase.
 - Z = 79 : hormone-sensitive lipase

Annexe 7 : Composition du complément alimentaire utilisé dans les deux expériences (vétotfish).

Prémix vitaminé	
Composées	Unités/ 100g
Rétinol palmitate (A)	250.000 UI
Cholécalciférol (D ₃)	40.000 UI
Acide ascorbique (C)	3.200 mg
tocophérols (E)	3.000 mg
Ménadione (K ₃)	200 mg
Thiamine (B ₁)	200 mg
Riboflavine (B ₂)	280 mg
Acide pantothénique (B ₅)	600 mg
Pyridoxine (B ₆)	200 mg
Choline	16.000 mg
Biotine (B ₈)	10 mg
Acide folique (B ₉)	80 mg
Cobalamine (B ₁₂)	0,8 mg
Niacine (PP)	800 mg
Inositol	600 mg
Méthionine	1.200 mg
Lysine	1.200 mg
Iode	6 mg
Manganèse	1.000 mg
Zinc	1.000 mg
Fer	900 mg
Potassium	162,64 mg
Cobalt	1,4 mg
Cuivre	80 mg
Sélénium	5 mg

Annexe 8 : Protocole de dosage de l'activité protéasique d'après la méthode de Dabrowski et al. (1992).

1. Préparation des solutions :

Tampon Tris-HCl (0.1 M, pH 8.5)

On dissout du Tris-buffer ($MM=121.14$) dans de l'eau distillée que l'en ramène avec du HCl (0.1 M) avant de ramener à 500 ml. Après filtration, la solution préparée est conservée à 4°C durant 15 jours.

Le substrat B.A.P.N.A. ou G.P.N.A.

Les substrats se préparent en deux étapes. La première consiste à dissoudre le B.A.P.N.A. ($MM = 434.9g$) ou du G.P.N.A. ($MM = 399.4 g$) à 2,5 mM dans du D.M.S.O. ($MM= 78.13 g$). Ces deux solutions se conservent durant 1 mois.

La deuxième étape consiste à mélanger chacune des deux solutions obtenues dans la première étape avec du tampon Tris-HCl (0,1 M). Cette dernière solution se prépare juste avant les mesures et ne se conserve que durant 4h au maximum.

Chlorure de calcium $CaCl_2$ (200mM)

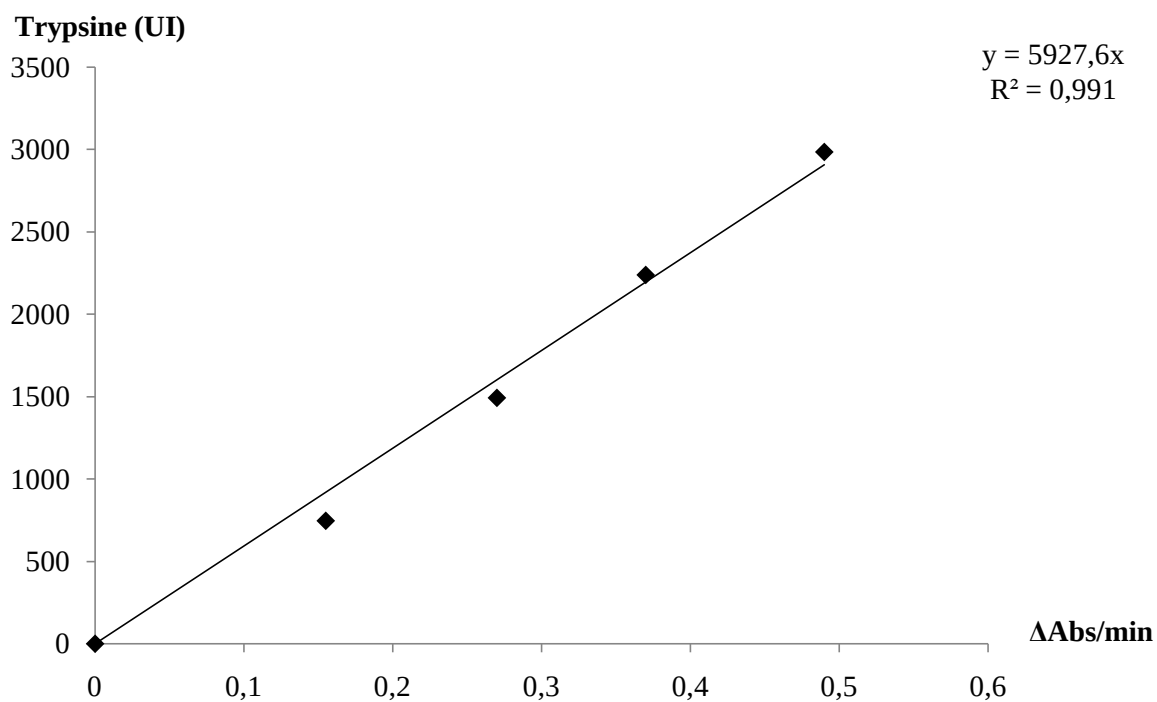
Cette solution se prépare par la dissolution du $CaCl_2$ ($MM= 111.02 g$) dans de l'eau distillée. Après filtration, cette solution est conservée à 4°C durant toute la période du dosage.

2. Réaction et mesure :

Les mesures se font en deux étapes :

La première étape consiste à mélanger le Tampon tris-buffer (pH 8.5) avec le surnageant (échantillon) et la solution de $CaCl_2$. Le tout est incubé à 25 °C pendant 10 min.

La deuxième étape consiste à ajouter du substrat B.A.P.N.A. ou G.P.N.A. au mélange obtenu dans la première étape, selon qu'il s'agit de détecter une activité trypsique ou chymotrypsique ensuite, on procède à la lecture au spectrophotomètre (385 nm) en mode cinétique de 5 minutes à une fréquence de 30 secondes.

Annexe 9 : Courbe d'étalonnage de la trypsine et chymotrypsine.**1. Courbe étalon de la trypsine****2. Courbe étalon de la chymotrypsine**