

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
جامعة 8 ماي 1945 قالمة

Université 8 Mai 1945 Guelma
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Sciences de la Terre et de l'Univers



Mémoire En Vue de l'Obtention du Diplôme de Master

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie
Filière : Sciences Biologiques
Spécialité/ Option : Qualité des Produits et Sécurité Alimentaire
Département : Biologie

THEME

Effets de différentes sources d'aliments aquacoles sur les performances de croissance et le profil en acides gras de dix Tilapias rouges élevés dans le système d'élevage intensif

Présenté par :

- ALI MESSIAD Fares

Devant le jury composé de :

Président : Dr. HEMICI Ahmed (MCB).....Université 8 Mai 1945 Guelma
Examineur : Dr. GUETTAF Mohamed (MCA).....Université 8 Mai 1945 Guelma
Encadreur : Dr. BOUCHELAGHEM EL Hadi (MCB).....Université 8 Mai 1945 Guelma
Co-Encadr. : Dr. ALLOUCHE Widad (Dr. Vétérinaire)Ferme Crevetticulture Marsa-Skikda

Juin 2024

Remerciements

A Dieu, Tout Puissant et Miséricordieux, merci de nous avoir donné la force et la patience ainsi pour tous les bienfaits dont tu nous as comblés sans lesquels ce travail n'aurait pas eu lieu.

Nous adressons nos remerciements les plus chaleureux à nos parents, pour tout le support moral indéfectible, aux sacrifices qu'ils se sont imposés et l'encouragement qu'ils nous avaient donné et toutes nos familles pour leur patience durant toutes ces années, sans qui nous ne serions sûrement pas arrivés jusque-là.

Au terme de ce travail de fin d'étude, nous exprimons nos sincères remerciements à tous nos responsables de l'Université 8 Mai 1945 Guelma et tout particulièrement, Les responsables de la Faculté des Sciences de la Nature et Sciences de la Terre et l'Univers, pour leur soutien et détermination dans la réalisation de ce projet.

Nos plus vifs remerciements s'adressent aussi au président de notre jury Dr. A. HEMICI de nous avoir fait l'honneur d'y accepter la présidence ainsi qu'à Dr. M. GUETTAF de sa participation au jury en tant qu'examineur et à tous les membres, pour l'honneur qu'ils nous ont fait en acceptant d'expertiser objectivement et avec diligence ce manuscrit de mémoire. Qu'ils trouvent ici l'expression de notre reconnaissance et de notre profond respect.

Nous pensons particulièrement au Dr. BOUCHELAGHEM El Hadi, qui nous a honorés en acceptant de diriger ce travail, pour la finesse de ses attitudes sur le plan aussi bien humain que scientifique. Pour ses encouragements, ses remarques successives ont permis d'améliorer les différentes parties de ce travail. Il a toujours trouvé comme Encadreur le juste équilibre entre la liberté qu'il nous a laissé dans le choix des grandes orientations et dans la détermination des pistes à suivre, d'une part, et un soutien total et sans faille dans les moments délicats, d'autre part. Merci d'avoir nous guidée avec patience et d'avoir consacré autant d'heures pour les remarques substantielles qu'il a formulé pour la finalisation de ce travail et pour avoir supervisé les travaux sur le terrain. Nous lui en saurons infiniment gré.

Tout le corps enseignant de la faculté SNVSTU de l'Université 8 Mai 1945 Guelma pour la qualité de leur enseignement.

Notre travail ne saurait être mené à de meilleurs résultats sans les précieuses informations de M. M. SAD DJABALLAH, Chef de Station Expérimentale de Crevetticulture, Commune de la Marsa, Wilaya de SKIKDA, Mme W. ALLOUCHE Dr Vétérinaire à la même Station et Co-Encadreur de ce travail.

Nous voudrions remercier M. N. BOUFLIH Directeur du Centre national de recherche et de développement de la pêche et l'aquaculture (CNRDPA) et chef de projet de développement de la filière Crevetticulture en Algérie, et tous le personnel de la Station Expérimentale de Crevetticulture, Commune de la Marsa, wilaya de SKIKDA, M. F. BENYETTOU Technicien Supérieur en Aquaculture : fidèles complices et compagnons mémorables pour leurs soutiens multiformes et pour la bonne ambiance dans laquelle ils nous ont permis de travailler. Merci à nos camarades étudiants, pour le soutien inestimable qu'ils nous ont apporté.

A tous ceux qui, de près ou de loin, ont contribué, d'une manière ou d'une autre à la réussite de ce travail.

Dédicace

De tout profond respect et amour je dédie ce projet à :

- ✓ Mon père, qui n'a cessé de me donner son soutien ;
- ✓ Ma mère, pour toutes les concessions qu'elle a faites pour moi ;
- ✓ Ma sœur et mes frères, pour qui Je serai toujours présent ;
- ✓ Mon « Mon Grand » SALIM qui ne cesse de mon encourager et de me soutenir ;
- ✓ Mes collègues : ZAHRA, LINA pour leurs soutiens.

Résumé

L'objectif de ce travail est de comparer la qualité nutritionnelle de la chair de deux lots de tilapia hybride (dite rouge) *Oreochromis sp*, composés de 5 individus chacun, alimentés par deux aliments commerciaux variés en termes d'ingrédients et de composition. A cet effet, la méthode procurée est basée sur les analyses confrontées des compositions biochimiques de la chair des deux lots de poissons, cela inclut la teneur en protéines, lipides, eau et en cendre. Les bacs d'élevage ont subi les mêmes procédés de contrôle des paramètres physico-chimiques, zootechniques et de nourrissage où ils ont été maintenus semblables dans les différents traitements, en tenant compte de la préférence des poissons tilapia hybrides. Les résultats de recherche concernant la composition chimique globale de la chair de ces deux lots sont plus ou moins différente et les valeurs consignées sont dans les normes de référence pour l'aquaculture des poissons de tilapia hybride. Ce projet constitue une excellente source d'information sur l'importance des technologies nutritionnelles qui serviront à améliorer les qualités hygiéniques, technologiques, organoleptiques et nutritionnelles des poissons utiles pour la consommation humaine. Ce présent travail est considéré pionnier du genre dans notre université 8 Mai 1945 Guelma, dans l'espoir d'ouvrir les portes sur de nouvelles axes de recherche du même genre, permettant d'approfondir ces aspects pour une compréhension plus précise dans le domaine de l'aquaculture et la pisciculture dans la région.

Mots-clés : Pisciculture intensive, Nutrition, Tilapia hybride, Paramètres zootechniques, développement durable.

Abstract

The aim of this work is to compare the nutritional quality of the meat of two batches of hybrid tilapia (called red) *Oreochromis sp*, consisting of 5 individuals each, fed by two commercial foods varied in terms of ingredients and composition. For this purpose, the method provided is based on the analysis of the biochemical compositions of the meat of the two lots of fish, this includes the content of proteins, lipids, water and ashes. The breeding tanks underwent the same physical-chemical, zootechnical and feeding controls where they were reined similar in different treatments, taking into account the preference of hybrid tilapia fish. The research results regarding the overall chemical composition of the meat of these two batches is more or less different and the recorded values are in the reference standards for aquaculture of hybrid tilapia fish. This project is an excellent source of information on the importance of nutritional technologies that will be used to improve the hygienic, technological, organoleptic and nutritional qualities of fish useful for human consumption. This work is considered a pioneer of its kind in our university 8 May 1945 Guelma, in the hope of opening the doors to new areas of research of the same kind, allowing to deepen these aspects for a more accurate understanding in the field of aquaculture and fisheries in the region.

Keywords: Intensive fish farming, Nutrition, Hybrid Tilapia, Zootechnical parameters, sustainable development.

الخلاصة

الهدف من هذا العمل هو مقارنة الجودة الغذائية للحم دفعتين من أسماك البلطي الهجين (ما يسمى بالبلطي الأحمر) *Oreochromis sp*، كل منها يتكون من 5 أفراد، تتغذى على علفين تجاريين يختلفان من حيث المكونات والتركيب. وتحقيقاً لهذه الغاية، تعتمد الطريقة المقدمة على تحليلات مقارنة للتركيبات الكيميائية الحيوية للحم الدفعتين من الأسماك، بما في ذلك محتوى البروتين والدهون والماء والرماد. وخضعت أحواض التربية لنفس الإجراءات للتحكم في المعايير الفيزيائية الكيميائية والحيوية والتغذوية حيث تم الاحتفاظ بها متشابهة في المعالجات المختلفة، مع مراعاة تفضيل أسماك البلطي الهجين. إن نتائج البحث المتعلقة بالتركيب الكيميائي العام للحم هاتين الدفعتين مختلفة إلى حد ما، والقيم المسجلة هي ضمن المعايير المرجعية لتربية أسماك البلطي الهجين. يعد هذا المشروع مصدرًا ممتازًا للمعلومات حول أهمية التقنيات الغذائية لتحسين الصفات الصحية والتكنولوجية والحسية والتغذوية للأسماك للاستهلاك الأدمي. يعتبر هذا العمل رائدًا من نوعه في جامعتنا 8 ماي 1945 بقائمة على أمل فتح الأبواب أمام مجالات جديدة من البحث من نفس النوع، مما يسمح لنا بتعميق هذه الجوانب لفهم أكثر دقة في مجال تربية الأحياء المائية وتربية الأسماك في المنطقة.

الكلمات المفتاحية: الاستزراع المكثف للأسماك، التغذية، البلطي الهجين، المعايير الحيوانية التقنية، التنمية المستدامة.

TABLE DES MATIERES

Index des figures	i
Index des tableaux.....	ii
Index des acronymes	iii
Résumé.....	iv
Abstract	v
ملخص.....	vii

INTRODUCTION GENERALE

a. Approche méthodologique	1
b. Contexte et objectifs.....	2
c. Organisation du document.....	2

CHAPITRE 1 : NUTRITION ET FORMULATION EN PISCICULTURE.

▪ 1.1 Historique de l'alimentation des poissons d'élevage.....	4
▪ 1.2 Régimes alimentaires des poissons sauvages	5
▪ 1.3 Les besoins nutritionnels des poissons d'élevage.....	6
▪ 1.3.1 Besoins en énergie.....	7
▪ 1.3.2 Besoins en protéines/acides aminés indispensables	7
▪ 1.3.3 Besoins en lipides/acides gras essentiels	9
▪ 1.3.4 Besoins en vitamines	10
▪ 1.3.5 Besoins en minéraux et oligo-éléments (macro et micro-minéraux)	10
▪ 1.4 Evolution des aliments aquacoles/diminution des farines et des huiles de poissons	11
▪ 1.5 Enjeux et perspectives.	12
▪ 1.6 Le respect de la réglementation.....	14
▪ 1.7 Les exigences de l'aval jusqu'au consommateur (cahiers des charges).....	15
▪ 1.8 Technologie de fabrication et comportement alimentaire.....	15
▪ 1.8.1 La cuisson-extrusion	16
▪ 1.8.2 La granulation (aliments pressés)	17
▪ 1.8.3 Intérêts et inconvénients de l'extrusion par rapport à la granulation.....	17
▪ 1.8.4 Comportement de l'aliment dans l'eau	18
▪ 1.8.4.1 Flottabilité	18
▪ 1.8.4.2 Agrégation/caractéristiques de la dissolution.....	19
▪ 1.8.4.3 Taux de nutriments perdus	19
▪ 1.8.4.4 Effets sur la qualité de l'eau.....	20
▪ 1.9 La disponibilité, la qualité et le prix des matières premières.	20
▪ 1.10 Qualité organoleptique et nutritionnelle de la chair du poisson produit	21
▪ 1.11 Respect de l'environnement	22
▪ 1.12 La formulation en pratique.....	23
▪ 1.13 Taux d'efficacité alimentaire.....	23

CHAPITRE 2 : MATERIEL ET APPROCHE METHODOLOGIQUE

▪ 2.1 Présentation de la structure d'élevage	25
▪ 2.2 Matériel biologique.....	25
▪ 2.2.1 Présentation de l'espèce étudiée, Tilapia rouge (<i>Oreochromis sp</i>)	25
▪ 2.2.1.1 Distribution géographique	26
▪ 2.2.1.2 Systématique	27
▪ 2.2.1.3 Description biologique	27
▪ 2.2.1.4 Eléments d'Anatomie	29
▪ 2.2.1.5 Reproduction et comportement.....	30
▪ 2.2.1.6 Régime alimentaire des Tilapias.....	31
▪ 2.3 Infrastructures d'élevage et cycle de production	31
▪ 2.3.1 Gestion du volume d'eau	31
▪ 2.3.2 Nettoyage des filtres	32
▪ 2.3.3 Traitements de l'eau	33

▪ 2.3.4 Suivi de la qualité physicochimique de l'eau.....	33
▪ 2.3.5 Approche et conduite expérimentales	34
▪ 2.3.6 Aliments et pratique du nourrissage	35
▪ 2.3.7 Paramètres zootechniques	36
▪ 2.3.7.1 Paramètres de croissance	36
▪ 2.3.7.2 Paramètres d'utilisation alimentaire	37
▪ 2.4 Analyse chimique de la chair de poisson de Tilapia	37
▪ 2.4.1 Dosages de la teneur en eau	37
▪ 2.4.2 Dosages de la teneur des cendres	38
▪ 2.4.3 Dosages de la teneur des protéines	38
▪ 2.4.3.1 Minéralisation	39
▪ 2.4.3.2 distillations	40
▪ 2.4.3.3 Titration	41
▪ 2.4.4 Dosages de la teneur des lipides	42
▪ 2.4.4.1 Mode opératoire	44
CHAPITRE 3 : EXPRESSION DES RESULTATS ET DISCUSSIONS.....	45
▪ CONCLUSIONS ET PERSPECTIVES	56
▪ BIBLIOGRAPHIE	57
▪ ANNEXES.....	65

Listes des figures

Figure 1.1 : Évolution mondiale du prix du soja et de céréales 2006-07. (Source Inaporc Space 07 Feed)	6
Figure 1.2 : Bilan d'utilisation de l'énergie alimentaire chez le poisson (d'après Cho et Kaushik, 1985).	7
Figure 1.3 : Schéma de l'organisation macroscopique d'une darne de truite (coupe transversale) Source : (Lefèvre & Bugeon, 2008)	22
Figure 2.1 : Vue satellite de l'Animalerie de la faculté SNV-STV 08 Mai 1945, Guelma (Source : Google Maps)	26
Figure 2.2 : Principaux pays producteurs du tilapia rouge (FAO, 2006)	26
Figure 2.3 : Aspect morphologique du Tilapia Rouge <i>Oreochromis</i> sp.	28
Figure 2.4. Caractéristiques morphologiques spécifiques de <i>Tilapia nilotica</i> : tête de <i>T. nilotica</i> avec premier arc branchial découvert (18 et 4 branchiospines respectivement sur partie inférieure et supérieure) (d'après PULLIN, 1988)	28
Figure 2.5. Caractéristiques morphologiques spécifiques de <i>Tilapia nilotica</i> : papilles génitales de <i>T. mossambica</i> mâle, fendue transversalement chez la femelle (d'après HUET, 1970)	28
Figure 2.6. Multi paramètres « HANNA HI 9828 »	34
Figure 2.7. Mise en charge des géniteurs dans les bacs.	35
Figure 2.8. L'échantillon après séchage.	37
Figure 2.9. Les échantillons dans le Four à moufle (Type Nabertherm L5/11)	38
Figure 2.10. Montage de l'appareil de Kjeldahl.	40
Figure 2.11. Montage de l'appareil de distillation (Soxlet)	41
Figure 2.12 Principe de titrage virage de couleur vers le rouge clair	42
Figure 2.13 Montage de l'appareil de Soxhlet pour l'extraction des lipides.	44

Listes des tableaux

Tableau 1.1 : Besoin en acides aminés essentiels (% matière azotée totale) de différentes espèces de poisson d'élevage.....	8
Tableau 1.2 : Quantité (% de la ration) de protéines recommandées dans l'aliment de différentes espèces de poisson d'élevage en fonction de leur poids.....	9
Tableau 1.3 : Données sur les besoins quantitatifs en minéraux pour quelques espèces de poissons, (D'après NRC, 2011)	11
Tableau 1.4 : Présentation de l'aliment en fonction du comportement alimentaire (D'après Le Gouvello, 2017).....	16
Tableau 2.1 : Paramètres physiques-chimiques du bac « A »	45
Tableau 2.2 : Paramètres physiques-chimiques du bac « B ».....	46
Tableau 3.3 Evolution de la taille et du poids individuel chez Tilapia rouge « Initial » du bac « A »	47
Tableau 4.4 Evolution de la taille et du poids individuel chez Tilapia rouge « Initial » du bac « B »	47
Tableau 5.5 Evolution de la taille et croissance pondérale individuelle « Final » du bac « A »	47
Tableau 6.6 Evolution de la taille et croissance pondérale individuelle « Final » du bac « B »	47
Tableau 7.7 Paramètres de survie et de croissance des bacs « A », « B ».....	48
Tableau 8.8 Paramètres d'utilisation alimentaire des Bacs « A », « B »	49
Tableau 9.9 Paramètres chimiques de la chair de tilapia rouge des bacs (A et B).....	49

Listes des acronymes

FAO: Food and Agriculture Organization of the United Nations.

NRC : National Research Council.

MPRH : Ministre de la Pêche et des Ressources Halieutiques.

CNRDPA : Centre National de Recherche pour le Développement de la Pêche et de l'Aquaculture.

PH : Potentiel Hydrogène.

DO : Oxygène Dissous.

Psu: Practical Salinity Unit.

TDS: Total Dissolved Solids.

Pmi : Poids Moyen Initial.

Pmf : Poids Moyen Final.

TS : Taux de Survie.

TCS : Taux de Croissance Spécifique Pondéral.

GP : Gain de Poids Moyen.

GPQ : Gain de Poids Moyen Quotidien.

IHS : Indice Hépat-Somatique.

IGS : Indice Gonado-Somatique.

H% : Teneur en eau.

C% : teneur en cendres.

L% : teneur en lipides.

P% : teneur en protéines.



INTRODUCTION GENERALE

"Le développement suppose l'apparition d'un monde nouveau et non
Le grossissement quantitatif de ce qui existe déjà"
Albertini (1981)

1. Présentation de l'étude

Les tilapias constituent le troisième groupe de poissons le plus élevé au monde après les Cyprinidés et les Salmonidés (Al Dilaimi, 2009). La production mondiale du tilapia a connu un véritable boom puisqu'en trente ans elle a été multipliée par 15. Au cours de la dernière décennie, elle a plus que doublé, passant de 830.000 tonnes en 1990 à 3,5 millions de tonnes en 2008 (FAO, 2010). La Chine a joué un rôle majeur dans cette croissance, étant à l'origine de plus de 60 pour cent de la production aquacole mondiale (FAO, 2016). La production africaine, destinée aux marchés nationaux, a également augmenté, avec près de 430.000 tonnes de tilapia d'élevage produits en 2008, soit deux fois plus qu'en 2000 (FAO, 2010). L'Égypte est le deuxième producteur mondial de cette espèce et le premier producteur africain (FAO, 2016).

En Algérie, au cours des dix dernières années, on assiste à un nouvel essor de la pisciculture, grâce à la volonté affichée par le gouvernement pour la promotion et le développement du secteur, et ce depuis la création du Ministère de la Pêche et des Ressources Halieutiques en 2000, plusieurs plans et programmes de développement aquacoles ont été élaborés permettant ainsi le démarrage de plusieurs projets publics et privés d'aquaculture dans différentes filières d'activité.

Le (MPRH) a élaboré le nouveau programme de développement de l'aquaculture marine et d'eau douce à horizon 2020, qui vise une production de plus de 100 000 tonnes de poissons et crustacés et la création de plus de 10 000 postes d'emploi directs. Partant de cette politique de développement qui est menée jusqu'à présent, il s'avère que ce diagnostic a révélé la nécessité de définir de nouvelles priorités, et de les adapter selon une démarche prospective réaliste à horizon 2030 (MPRH, 2014). Dans cette vision le secteur de la pêche compte poursuivre l'action déjà menée en faveur de la réorganisation et du développement durable des activités de la pêche et de l'aquaculture, et ce afin de contribuer au renforcement de la sécurité alimentaire, à la préservation et à la création d'emplois, ainsi qu'au développement de l'économie productive nationale.

Dans le cadre de la politique sectorielle de recherche, il a été procédé à la mise en place d'un Centre National de Recherche pour le développement de la Pêche et de l'Aquaculture (CNRDPA), de même que la mise en place d'un laboratoire National de Contrôle et de l'Analyse des Produits de la Pêche et de l'Aquaculture et de la Salubrité des Milieux, créé en 2012 et entré en activité en 2014, équipées de matériel et d'équipements divers, ayant permis la réalisation de différentes études relatives à la promotion de l'aquaculture. L'aquaculture jouit actuellement d'un environnement répondant aux besoins que suscite le développement d'une aquaculture durable à même de permettre l'amorcement du processus d'intégration des différentes filières aquacoles et

des activités connexes dans l'économie nationale pour répondre à la demande croissante de poisson pour la consommation humaine qui ne peut plus être satisfaite par les seules captures de pêche.

En conséquence, la demande de matières premières pour les aliments aquacoles augmente, tandis que le volume disponible de farine de poisson, ingrédient traditionnellement majoritaire dans ces aliments, reste stable. Cela a conduit à une substitution des ressources marines par des produits végétaux comme ingrédients pour les aliments pour poissons. Néanmoins, les études ayant porté sur des taux de substitution très élevés (peu ou pas de farine de poisson) ont mis en évidence des verrous physiologiques bien que les régimes contenaient tous les nutriments nécessaires : **une baisse de la consommation alimentaire, de l'efficacité alimentaire et du taux de croissance des poissons, ainsi que des modifications métaboliques**. Les travaux de recherche doivent être poursuivis afin d'améliorer l'efficacité nutritionnelle des produits végétaux *via* une réduction de leurs facteurs antinutritionnels et des toxines qu'ils contiennent, mais aussi par une meilleure adaptation des poissons à ces nouveaux aliments.

1.1 Cadre et raison d'être de l'étude

Ce mémoire est consacré à la substitution de la farine de poisson par des protéines d'origine végétale dans les aliments des poissons d'élevage. Il concernera principalement les espèces de type « omnivore » telles que la majorité des tilapias dont l'élevage domine la production mondiale. L'évolution de la composition des régimes alimentaires de ces espèces est particulièrement cruciale pour la durabilité de leur élevage. La farine de poisson contient tous les nutriments nécessaires pour couvrir les besoins nutritionnels de ces espèces, mais l'essor continu de l'aquaculture a accru la demande en aliments composés et donc en matières premières, alors que la disponibilité en farines et huiles de poisson reste limitée. De plus ces ingrédients, s'ils sont utilisés, ne représenteront qu'une faible proportion de la ration, Mais le remplacement total de la farine de poisson par des produits végétaux provoque une **diminution du taux de croissance et de l'efficacité alimentaire chez les espèces de haut niveau trophique**, même si tous les éléments nutritifs nécessaires sont présents dans l'aliment (Gómez-Requeni *et al.*, 2004 ; Vilhelmsson *et al.*, 2004; Panserat *et al.*, 2008 ; Dupont-Nivet *et al.*, 2009; Alami- Durante *et al.*, 2010 ; Le Boucher *et al.*, 2012, 2013a).

1.2 Objectifs de l'étude

Cette étude est une contribution à la mise au point d'aliments pour tilapia rouge (*Oreochromis sp*) à base des produits locaux (la luzerne, maïs, son de blé et farine, aliment « B ») pour être l'aliment le plus accessible aux pisciculteurs aux revenus modestes ; en comparant avec un aliment « A » importé. L'expérience présentée a été réalisé au niveau de l'animalerie de l'Université 8 MAI 1945 Guelma, ou un essai d'alimentation sur une période de deux mois (Mars

à Avril 2024) pour deux lots d'échantillons de tilapia rouges choisis au hasard, élevés dans deux bacs de cinq sujets chacun. Les deux types d'aliments d'ingrédients alimentaires différents l'un de l'autre, afin de l'utiliser comme une source alternative de protéine pour réduire l'utilisation de la farine de poisson et tester son effet sur la performance croissance de tilapia rouge. Parmi les ingrédients alimentaires potentiels identifiés, certains, en fonction de la composition analytique, de la disponibilité et du prix, ayant été retenus.

Les impératifs de qualité attachés à cet enjeu :

- La santé des consommateurs
- L'amélioration et la surveillance des cheptels
- La mise au point de systèmes d'élevage respectueux de l'environnement et compatibles avec ses autres usages

Les axes prioritaires :

- La durabilité des systèmes de production
- L'amélioration de la qualité des procédés et des produits

Le présent travail a d'abord consisté à comparer l'efficacité de 2 approches d'aliments aquacoles, chez des jeunes de deux lots de tilapia rouge élevés dans deux bacs séparément, ainsi que leurs effets respectifs sur des caractères d'intérêt zootechnique comme la survie et la croissance. Le présent manuscrit s'organise comme suit :

La première partie présente l'état de l'art des connaissances sur la nutrition et formulation en pisciculture ainsi que les enjeux et perspectives accordés à l'aquaculture du Tilapia rouge et les technologies de fabrication et comportement alimentaire utilisées dans cette filière.

Le chapitre 2 expose le matériel et approche méthodologique relative à la production de Tilapia rouge, ainsi qu'une brève présentation de l'espèce étudiée, les infrastructures d'élevage et cycle de production et les analyses chimiques de la chair de poisson de Tilapia.

Le chapitre 3 évalue les performances de croissance de chaque individu et dans les 2 lots. Ceci a permis de comparer **l'efficacité alimentaire chez l'espèce étudiée**. Enfin, à la lumière des résultats obtenus nous tirons la conclusion générale et discutons les perspectives qui se sont dégagées à l'issue des travaux réalisés.



CHAPITRE 1
NUTRITION ET FORMULATION EN
PISCICULTURE

1. NUTRITION ET FORMULATION EN PISCICULTURE

1.1 Historique de l'alimentation des poissons d'élevage

L'alimentation des poissons est un domaine crucial de l'aquaculture moderne qui a connu un développement significatif au cours du 20^{ème} siècle. Les progrès scientifiques dans ce domaine ont été influencés par des connaissances approfondies sur l'anatomie du tube digestif, la physiologie digestive et les habitudes alimentaires des poissons en milieu naturel. L'élevage de poissons remonte à des milliers d'années, avec des pratiques établies en Asie, au Moyen-Orient et en Europe. Au Moyen-Âge, l'aquaculture extensive fournissait une source importante de nourriture pour les populations locales en Europe. Cependant, à la fin du XIX^{ème} siècle, la production piscicole a évolué vers l'élevage en bassins, ce qui a nécessité une approche plus sophistiquée de l'alimentation des poissons en élevage.

Pendant de nombreuses années, l'alimentation des poissons d'élevage reposait principalement sur des sous-produits animaux non destinés à la consommation humaine, tels que les viscères, le foie et les graisses. Les premiers aliments composés, tels que les « granulés humides de l'Oregon » des années 1950, ont marqué le début d'une ère de formulations plus sophistiquées et adaptées aux besoins nutritionnels des poissons. L'introduction des granulés secs aux États-Unis à la fin des années 1950 et au début des années 1960 a révolutionné l'alimentation des poissons d'élevage, permettant une meilleure maîtrise de la qualité et de la composition des aliments. Depuis lors, la recherche sur les besoins nutritionnels des poissons s'est intensifiée, Selon la FAO (2014) rapportant que plus de 80% de la production mondiale de poisson dépend désormais d'une alimentation artificielle, soit en complément de la nourriture naturelle, soit de manière exclusive. Les travaux de recherche doivent être poursuivis afin d'améliorer l'efficacité nutritionnelle des produits végétaux via une réduction des facteurs antinutritionnels qu'ils contiennent (Burel et Médale, 2014).

Cette évolution vers une alimentation contrôlée et adaptée aux besoins spécifiques des poissons en élevage a permis d'améliorer la croissance, la santé et la qualité des produits aquacoles. Les avancées dans la formulation des aliments, la compréhension des mécanismes digestifs et l'optimisation des régimes alimentaires contribuent à une aquaculture plus durable et efficace, répondant à la demande croissante de produits aquatiques dans le monde entier.

1.2 Régimes alimentaires des poissons sauvages

Les régimes alimentaires des poissons sauvages sont un sujet fascinant et complexe qui suscite l'intérêt de nombreux chercheurs et amateurs de la nature. En effet, les poissons sauvages ont des régimes alimentaires variés et adaptés à leur environnement, ce qui en fait des prédateurs efficaces et des maillons essentiels de la chaîne alimentaire aquatique.

Tout d'abord, il est important de souligner que les poissons sauvages peuvent être classés en différentes catégories en fonction de leur régime alimentaire. Certains poissons sont des carnivores, se nourrissant principalement d'autres poissons, de crustacés ou d'insectes. D'autres sont des herbivores, se nourrissant principalement de plantes aquatiques ou d'algues. Enfin, certains poissons sont des omnivores, se nourrissant à la fois de proies animales et de matière végétale. L'alimentation des poissons sauvages comprend donc détritiques, phytoplancton, zooplancton, micro- et macro algues, plantes aquatiques, méio faune, insectes, crustacés, mollusques, coquillages, poissons, graines et fruits et même des animaux incluant des mammifères (NRC, 2011). Une façon de classer les poissons est de se référer à l'ingrédient majeur de leur régime alimentaire naturel. Ils sont classiquement répartis en 4 grandes catégories (De Silva et Anderson, 1995) :

- Les herbivores qui s'alimentent de végétaux (le chanos et quelques carpes...),
- Les détritiques qui mangent des organismes en décomposition (le poisson chat, quelques carpes...),
- Les omnivores qui ont une alimentation mixte, végétale et animale (la majorité des carpes et quelques tilapias, le mullet...),
- Les carnivores qui s'alimentent à partir d'autres poissons et d'invertébrés (les salmonidés, les poissons marins tels que daurade, bar, poissons plats...). On parle aussi de poissons piscivores.

Les régimes alimentaires des poissons sauvages sont étroitement liés à leur habitat et à leur mode de vie. Par exemple, les poissons vivant en eau douce ont tendance à se nourrir de proies terrestres tombées à l'eau, tandis que les poissons vivant en eau salée se nourrissent généralement de proies marines. De plus, un régime alimentaire peut varier au cours de la vie d'une espèce (Burel, 2017), certaines espèces de poissons ont développé des adaptations physiologiques et comportementales pour capturer leur proie, comme des dents pointues pour déchiqueter la chair ou des nageoires spéciales pour attraper des proies rapides.

Enfin, il est important de noter que les régimes alimentaires des poissons sauvages peuvent être perturbés par les activités humaines, telles que la surpêche, la pollution de l'eau ou la destruction des habitats naturels.

1.3 Les besoins nutritionnels des poissons d'élevage

Les besoins nutritionnels des poissons d'élevage sont essentiels pour garantir leur croissance et leur santé. Il est crucial de fournir une alimentation équilibrée, adaptée à chaque espèce de poisson, en tenant compte de leur stade de développement et de leurs besoins spécifiques. Les protéines, les lipides, les glucides, les vitamines et les minéraux sont des éléments clés à prendre en considération dans la formulation des régimes alimentaires. Chez les poissons de haut niveau trophique (dits carnivores) ce sont les protéines et les lipides alimentaires qui leur permettent de couvrir leurs besoins énergétiques en raison de capacités limitées à utiliser efficacement l'énergie des glucides alimentaires (Médale et Guillaume, 1999). Leur ration doit donc être riche en protéines et en lipides. Il est recommandé de consulter un spécialiste en aquaculture pour élaborer des programmes nutritionnels efficaces et optimiser les performances des poissons d'élevage.

Face à l'évolution des besoins de l'industrie de l'aquaculture et à la perspective de la stagnation de la production de farines et d'huiles de poisson, il est impératif de trouver des alternatives pour réduire l'utilisation de ces ingrédients dans l'alimentation des poissons d'élevage. Les recherches se sont donc tournées vers d'autres sources protéiques, notamment d'origine végétale, tout en veillant à maintenir les qualités nutritionnelles et gustatives des poissons d'élevage (Fig. 1.1). En alimentation animale, les aliments aquacoles occupent une place croissante, mais tributaire de la mondialisation du marché des ingrédients.

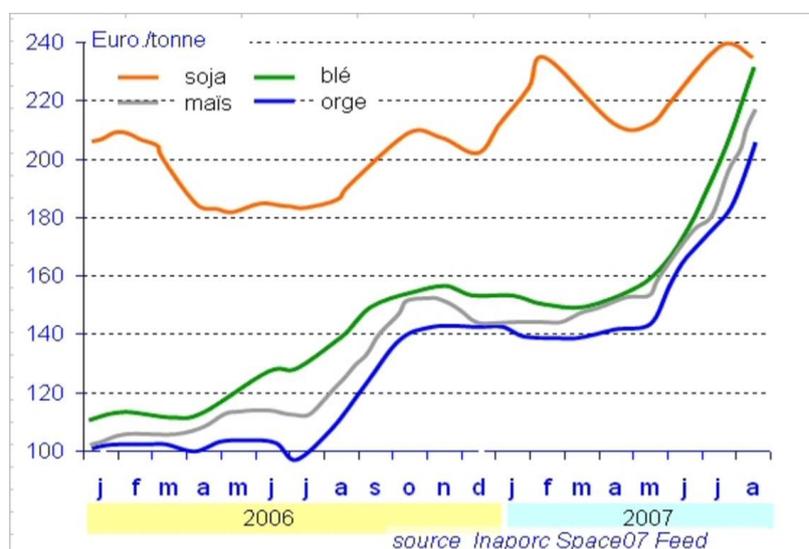


Figure 1.1 : Évolution mondiale du prix du soja et de céréales 2006-07. (Source Inaporc Space 07 Feed)

1.3.1 Besoins en énergie

Les dépenses énergétiques du poisson sont de 5 à 20 fois plus faibles que celles des vertébrés supérieurs terrestres : au repos, la flottaison permet une quasi absence de travail musculaire et l'ectothermie amène à ne dépenser pour les fonctions vitales qu'un minimum d'énergie, surtout quand la température de l'eau est basse (Le Gouvello *et al.*, 2017). En effet, les poissons ont des exigences spécifiques en termes de nutriments pour répondre à leurs besoins énergétiques. Il est essentiel de fournir une alimentation équilibrée et adaptée à chaque stade de développement des poissons, en tenant compte de leur espèce, de leur taille et de leur environnement. Les poissons, comme tous les animaux, tirent leur énergie de trois types de molécules : **les glucides, les lipides et les protéines** (Burel, 2017).

Il est donc primordial de surveiller de près les besoins énergétiques des poissons et d'ajuster leur alimentation en conséquence pour assurer leur bien-être et leur productivité. Nous pouvons exprimer l'énergie des aliments de plusieurs manières. L'énergie totale d'un aliment correspond à la quantité totale d'énergie qu'il contient (Fig. 1.2).

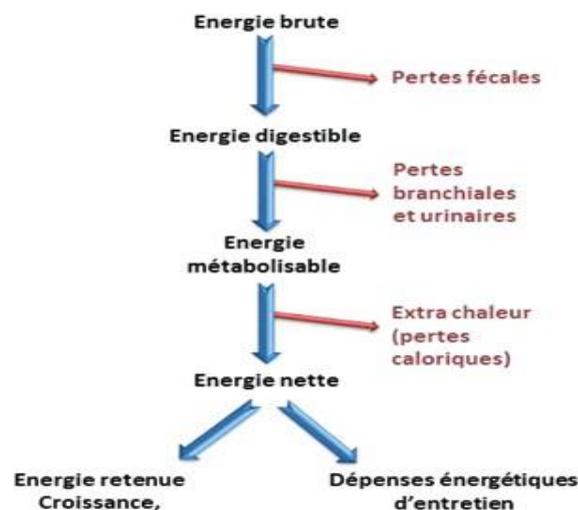


Figure 1.2 : Bilan d'utilisation de l'énergie alimentaire chez le poisson (d'après Cho et Kaushik, 1985).

1.3.2 Besoins en protéines/acides aminés indispensables

Les besoins en protéines et acides aminés indispensables pour les poissons d'élevage sont un élément décisif à prendre en compte pour assurer leur croissance et leur santé. Les sources protéiques doivent apporter les 10 acides aminés indispensables (AAI) aux poissons, qui sont les mêmes que pour les autres animaux. Cependant, l'arginine est un AAI chez les poissons alors que chez les animaux uréotéliques elle peut être en partie fournie par le cycle de l'urée. On distingue aussi chez les poissons deux acides aminés semi indispensables, qui ne peuvent être synthétisés

qu'à partir d'AAI : la cystéine et la tyrosine qui dérivent respectivement du couple sérine-méthionine et de la phénylalanine. Les acides aminés dont la synthèse est lente sont parfois eux aussi qualifiés de semi-indispensables. Chez certaines espèces de poissons, la proline et la glutamine peuvent présenter ce caractère. (Tab. 1.1)

Tableau 1.1 : Besoin en acides aminés essentiels (% matière azotée totale) de différentes espèces de poisson d'élevage.

AAI	Truite arc-en-ciel	Saumon atlantique	Bar	Daurade	Carpe	Tilapia
ARG	3.5-4.2	4.1-4.8	3.9	7.7-8.1	4.3	4.0-4.2
HIS	1.0-1.2	ND	ND	ND	2.1	1.7
ILE	1.5-2.8	ND	ND	ND	2.5	3.1
LEU	2.3-9.2*	ND	ND	ND	3.3	3.4
LYS	3.0-8.4*	4.0-5.0	4.4	8.6	5.7	5.1-5.7
MET	0.7-1.9	1.7	1.8-1.9	ND	2.0	2.1-2.8
PHE	2.0	ND	ND	ND	3.3	3.8
THR	2.6	2.6	2.3-2.6	ND	3.9	3.8
TRP	0.3-0.9	ND	ND	ND	0.8	1.0
VAL	1.7-3.4	ND	ND	ND	3.6	2.8

Données NRC (2011). *Les valeurs les plus hautes correspondent aux besoins des alevins de truite.

Selon les recherches de Green *et al.*, (2002), un ratio équilibré de 46/54 entre les acides aminés indispensables (AAI) et les acides aminés non indispensables (AANI) favorise généralement une rétention azotée optimale. Chez les poissons, une alimentation adéquate en acides aminés peut entraîner une rétention protéique allant jusqu'à 50 à 70 %, tandis que chez les mammifères, ce taux est généralement de 25 à 40 % (Mambrini et Guillaume, 1999). Cependant, un apport alimentaire inadéquat en acides aminés peut entraîner une augmentation du catabolisme azoté, une réduction de la rétention protéique, et par conséquent, un ralentissement de la croissance et une augmentation des rejets azotés, contribuant ainsi à la pollution des milieux aquatiques (Médale et Kaushik, 2009). Il est donc essentiel de veiller à une alimentation équilibrée en acides aminés pour optimiser la santé des animaux et préserver l'environnement aquatique.

En condition de production, les protéines doivent représenter 38 à 44 % de la ration pour les salmonidés durant la phase de croissance et 40 à 55 % pour les poissons marins, contre 28-38 % pour les poissons situés plus bas dans la chaîne alimentaire (omnivores et végétariens) comme la carpe et le tilapia qui sont plus efficaces pour produire de l'énergie à partir des glucides alimentaires (Tab. 1.2). Les très jeunes stades nécessitent des contenus protéiques très élevés (de 40 à 55 % quelle que soit l'espèce de poisson), puis les besoins diminuent au fur et à mesure que grandit le poisson (NRC, 2011).

Tableau 1.2 : Quantité (% de la ration) de protéines recommandées dans l'aliment de différentes espèces de poisson d'élevage en fonction de leur poids.

Espèces	< 20g	20-200g	200-600g	600-1500g	> 1500g
Truite arc-en-ciel	48	40	38	38	36
Saumon atlantique	48	44	40	38	34
Bar	55	50	45	45	-
Daurade	50	45	40	40	-
Carpe	45	38	32	28	28
Tilapia	40	34	30	28	26

Données : NRC (2011).

1.3.3 Besoins en lipides/acides gras essentiels

Les besoins en lipides et acides gras (AG) essentiels pour les poissons d'élevage sont des éléments irréfutables à prendre en compte pour assurer leur croissance et leur santé. Les lipides sont une source importante d'énergie pour les poissons, mais ils jouent également un rôle essentiel dans le développement des membranes cellulaires, la régulation de la température corporelle et la reproduction. Les acides gras essentiels (AGE), tels que les oméga-3 et oméga-6, sont indispensables car ils ne peuvent être synthétisés par l'organisme et doivent donc être apportés par l'alimentation. Il est donc indispensable de formuler des régimes alimentaires équilibrés et adaptés aux besoins spécifiques de chaque espèce de poisson d'élevage pour garantir leur bien-être et leur productivité.

Parmi les lipides contenus dans la farine de poisson, on trouve des AGPI-LC n-3, des phospholipides et du cholestérol. Il n'y a pas d'EPA ni de DHA dans les produits végétaux et leur teneur en phospholipides est très faible, à l'exception des graines de soja non délipidées. La lécithine de soja apporte souvent les phospholipides dans les aliments aquacoles à base de végétaux. Le cholestérol est le stérol prédominant dans les lipides d'origine animale, alors qu'il représente moins de 5 % des stérols totaux dans les huiles végétales. Les plantes contiennent des phytostérols dont les effets sur le métabolisme des poissons ne sont pas encore complètement connus et qui peuvent affecter la reproduction de certaines espèces (Nakari et Erkomaa, 2003). Actuellement, les aliments commerciaux contiennent des teneurs en lipides comprises entre 19 et 30 % pour les salmonidés en grossissement, 16 à 22 % pour les poissons marins comme le bar ou la daurade et 10 à 16 % pour les poissons d'étang. Il convient de retenir aussi que l'utilisation des aliments « haute énergie », riches en lipides, tend à favoriser l'engraissement des poissons, ce qui peut avoir des répercussions négative sur la qualité des produits (Corraze, 1999 ; Corraze et Kaushik, 2009). Les lipides jouent également un rôle dans l'absorption de certains composés alimentaires (vitamines liposolubles, pigments caroténoïdes). Les graisses fournissent plus d'énergie dans les aliments que les protéines ou les glucides (Burel, 2017).

1.3.4 Besoins en vitamines

Les premiers aliments semi-synthétiques développés par Halver (USA) avaient pour objectif initial de répondre aux besoins en acides aminés et en vitamines des poissons. Lors des premiers essais, les chercheurs américains ont découvert que l'incorporation de sous-produits d'origine animale permettait aux truites et saumons de croître convenablement grâce à un facteur identifié comme la vitamine B6. Cette découverte a ouvert la voie à des recherches approfondies visant à déterminer les besoins spécifiques en vitamines hydrosolubles, comme documenté par Halver en 1972. Ces travaux pionniers ont permis de formuler des aliments composés contenant un mélange vitaminique adapté pour couvrir les besoins nutritionnels en vitamines des poissons.

Des études ultérieures, telles que celles menées par Woodward au Canada dans les années 1990, ont révélé des similitudes significatives dans les besoins en vitamines hydrosolubles entre différentes espèces, conduisant à des ajustements dans les recommandations nutritionnelles émises par le NRC en 1993 et confirmées dans sa dernière version en 2011. Ces avancées ont également été validées pour d'autres espèces telles que le saumon et le bar, soulignant l'importance de bases de données précises pour élaborer des formulations vitaminiques adaptées à l'élevage de poissons. Voici un résumé des besoins en vitamines pour différentes espèces de poissons, selon le Guide de supplémentation de Roche : Truite/Saumon : Vitamine A (4000-8000 IU), D3 (2000-2500 IU), E (200-400 mg), K3 (8-12 mg), B1 (10-20 mg), B2 (20-30 mg), B6 (15-25 mg), B12 (0.03-0.05 mg), Niacine (150-200 mg), Acide D-Panto (40-60 mg), Acide Folique (6-10 mg), Biotine (0.8-1.0 mg), Vitamine C (150-300 mg), Choline (500-1000 mg), Astaxanthine (50-100 mg).

En ce qui concerne les poissons d'eau chaude (Carpe/Tilapia/Poisson-chat) : Vitamine A (8000-11000 IU), D3 (1500-2000 IU), E (100-300 mg), et d'autres vitamines en quantités similaires à celles mentionnées ci-dessus.

1.3.5 Besoins en minéraux et oligo-éléments (macro et micro-minéraux)

Les besoins en minéraux et oligo-éléments pour les poissons d'élevage sont essentiels pour assurer leur croissance et leur santé. Les macro-minéraux tels que le calcium, le phosphore et le magnésium sont nécessaires en quantités importantes pour le développement osseux et musculaire des poissons. Les micro-minéraux comme le fer, le cuivre et le zinc jouent un rôle crucial dans de nombreux processus biologiques tels que la respiration cellulaire et la reproduction (Tab.1.3). Des travaux de synthèse récents permettent d'avoir une idée assez précise du besoin en P et de son utilisation par les poissons (Kaushik, 2005 ; Prabhu *et al.*, 2013, 2014). Il est important de fournir une alimentation équilibrée contenant tous ces minéraux et oligo-éléments pour garantir le bien-être des poissons d'élevage et optimiser leur production.

Tableau 1.3 : Données sur les besoins quantitatifs en minéraux pour quelques espèces de poissons, (D'après NRC, 2011)

Espèce	Saumon atlantique	Carpe commune	Tilapia	Poisson chat	Truite arc-en-ciel	Saumon du Pacifique	Bar
Macrominéraux (%)							
Ca	NR	0,34	R/0,7*	R/0,45*	NR	NR	NT
Cl	NT	NT	0,15	0,17	NT	NT	NT
Mg	0,04	0,05	0,06	0,04	0,05	NT	NT
P	0,8	0,7	0,4	0,33	0,7	0,6	0,65
K	NT	NT	0,20-0,30	0,26	NT	0,8	NT
Na	NR	NT	0,15	0,06	NR	NT	NT
Microminéraux (mg/kg)							
Cu	5	3	5	5	3	NT	NT
I	R	NT	NT	1,1	1,1	1	NT
Fe	30-60	150	85	30	NT	NT	NT
Mn	10	12	7	2,4	12	NT	NT
Se	NT	NT	NT	0,25	0,15	R	NT
Zn	37	15	20	20	15	NT	NT

R, Besoin reconnu mais pas quantifié ; NR, pas de besoin ; NT, pas testé.

1.4 Evolution des aliments aquacoles/diminution des farines et des huiles de poissons

L'évolution des aliments aquacoles vers une diminution des farines et des huiles de poissons est une tendance importante dans l'industrie de l'aquaculture. Cette transition est motivée par des préoccupations environnementales et économiques, ainsi que par la nécessité de garantir la durabilité de la production alimentaire aquatique. Les chercheurs et les professionnels du secteur travaillent activement pour développer des alternatives aux farines et aux huiles de poissons, telles que les protéines végétales et les acides gras d'origine végétale. Ces nouvelles formulations d'aliments aquacoles visent à maintenir la qualité nutritionnelle des régimes alimentaires des poissons tout en réduisant leur dépendance aux ressources marines. Cette évolution est un pas important vers une aquaculture plus durable et respectueuse de l'environnement.

Les produits végétaux sont de plus en plus utilisés comme alternatives aux farines et huiles de poissons dans l'alimentation des espèces aquacoles. En effet, ces produits sont disponibles en plus grande quantité et avec plus de régularité, ce qui en fait des composants majeurs des aliments commerciaux pour poissons. Des huiles végétales sont également maintenant utilisées afin de réduire la quantité d'huile de poisson dans la formule. Les produits végétaux sont utilisés en combinaison afin de fournir les **AAI** et les **AGE** en quantité suffisante pour répondre aux besoins des poissons (Burel et Médale, 2014).

En 2011, il ne restait plus que 20 à 25 % de farine de poisson dans l'alimentation des espèces carnivores, tandis que les ingrédients végétaux ont vu leur taux d'incorporation augmenter de manière significative. Les huiles végétales sont également utilisées pour réduire la quantité d'huile de poisson dans les formules alimentaires. Les produits végétaux sont combinés de manière à fournir les acides aminés essentiels et les acides gras en quantité suffisante pour répondre aux besoins des poissons.

Les sources protéiques d'origine végétale les plus couramment utilisées en Europe sont les graines oléagineuses (soja, colza, tournesol), les protéagineux (lupin, féverole, pois), les céréales (maïs, blé) et les extraits de protéines obtenus à partir de céréales. Le remplacement partiel de la farine de poisson par une combinaison de ces ingrédients végétaux donne d'excellents résultats, bien que parfois une supplémentation en acides aminés de synthèse soit nécessaire.

Cependant, des études ont montré que des taux de substitution très élevés en produits végétaux peuvent entraîner des verrous physiologiques chez les poissons, tels qu'une baisse de la consommation alimentaire, de l'efficacité alimentaire et du taux de croissance, ainsi que des modifications métaboliques. Il est donc nécessaire de poursuivre les travaux de recherche afin d'améliorer l'efficacité nutritionnelle des produits végétaux en réduisant les facteurs antinutritionnels qu'ils contiennent.

En conclusion, les produits végétaux offrent de bonnes alternatives aux farines et huiles de poissons dans l'alimentation des espèces aquacoles. Leur utilisation croissante nécessite cependant une attention particulière pour garantir une alimentation équilibrée et adaptée aux besoins des poissons.

1.5 Enjeux et perspectives

Les enjeux et perspectives liés aux formulations d'aliments pour l'aquaculture sont au cœur des préoccupations actuelles dans le secteur. En effet, la recherche de solutions durables et efficaces pour nourrir les poissons d'élevage tout en préservant l'environnement est un défi majeur. Le choix des ingrédients et la formulation des aliments ont été affinés à partir des réponses des différentes espèces aux différents substituts végétaux et l'adaptation des procédés technologiques a permis d'améliorer les qualités nutritionnelles des composés végétaux (Le Gouvello, 2017).

Le régime alimentaire omnivore est associé à un coût de production modéré. En phase de grossissement, les aliments distribués aux poissons ont des teneurs en protéines modérées (20-25%) et les ingrédients sont d'origine végétale pour 90%. Ces poissons sont principalement produits en Asie, mais pour le panga et le tilapia, ils sont également massivement importés en Europe. Un essai réalisé avec le muge montre qu'il est possible de remplacer la moitié des protéines de soja par des protéines d'ulve dans un granulé complet. La croissance des poissons est similaire à celle obtenue avec un granulé sans farine d'ulve, et la meilleure croissance a été obtenue

avec l'apport de 25% de protéines d'ulve. Nos travaux en cours portent sur l'optimisation de l'incorporation de la farine d'ulve dans un granulé extrudé. Ce type de granulé est principalement employé en pisciculture en raison de sa bonne tenue à l'eau. Cependant, il semble que la farine d'ulve présente des caractéristiques particulières qui peuvent impacter les propriétés physiques des granulés. En particulier, cette farine a une forte rétention d'eau liée à la résistance des cellules à la dessiccation (qui peuvent donc se réhydrater) et/ou aux propriétés gélifiantes des polysaccharides (ulvanes). Ce processus pourrait également permettre d'améliorer la digestibilité de cette farine.

Les farines d'insectes sont de plus en plus reconnues comme une source alternative de protéines pour l'aquaculture. Elles peuvent aider à réduire la dépendance à l'égard des farines de poisson, dont la production peut avoir des impacts environnementaux significatifs. Dans la nature, de nombreux poissons se nourrissent d'insectes et de leurs larves. Par exemple, les truites, les saumons, les ombres et divers cyprinidés (comme les carpes et les gardons) peuvent consommer des insectes aquatiques ou terrestres à différents stades de leur vie. Le poisson archer est un exemple particulièrement intéressant. Il est capable de chasser des insectes en projetant un jet d'eau pour les faire tomber dans l'eau, parfois jusqu'à 3 mètres au-dessus de la surface.

Il est également intéressant de noter que plus de 200 espèces de poissons qui se nourrissent de larves de moustiques ont été testées dans le cadre de programmes visant à la fois à contrôler les populations de moustiques dans les zones de paludisme et à fournir une source de nutrition aux populations locales. Cela montre le potentiel des insectes en tant que source de nourriture durable pour l'aquaculture. Cependant, il reste encore beaucoup à apprendre sur la meilleure façon d'intégrer les farines d'insectes dans les régimes alimentaires des poissons d'élevage. Des recherches supplémentaires sont nécessaires pour comprendre comment optimiser l'utilisation des farines d'insectes en aquaculture tout en garantissant la santé et le bien-être des poissons.

En effet, l'utilisation d'insectes dans l'alimentation animale est une pratique en pleine expansion. Les insectes sont une source de protéines de haute qualité, de vitamines et d'acides aminés. Ils nécessitent moins de nourriture que le bétail pour produire la même quantité de protéines et émettent moins de gaz à effet de serre. De plus, ils peuvent être élevés en utilisant des déchets organiques.

Voici quelques informations sur les insectes sus mentionnés :

- La mouche soldat noire (*Hermetia illucens*) est originaire du continent américain et s'est acclimatée sur tous les continents. Elle est utile pour recycler les déchets organiques et générer de l'alimentation animale.
- La mouche domestique commune (*Musca domestica*) est probablement originaire du Moyen-Orient et s'est répandue dans le monde entier en tant que commensale des humains.

- Le ténébrion meunier (*Tenebrio molitor*) est un insecte qui affectionne notamment les farines de céréales. Il est probablement d'origine européenne, mais disséminé aux quatre coins du monde depuis longtemps, à cause des échanges commerciaux de denrées alimentaires dont il est friand.
- Le ver à soie est la chenille du Bombyx du mûrier (*Bombyx mori*), un lépidoptère domestique originaire du Nord de la Chine, élevé pour produire la soie.
- Les criquets sont des insectes sauteurs à ailes droites qui, comme les grillons et les sauterelles, font partie de l'ordre des Orthoptères.

En ce qui concerne la production de mouches pour l'aquaculture et l'alimentation de la volaille, il existe des producteurs en Chine, en Afrique du Sud, en Espagne, et aux États-Unis qui élèvent déjà des quantités importantes de mouches pour la bioconversion des déchets organiques. Ces pratiques contribuent à la gestion durable des déchets tout en fournissant une source précieuse de protéines pour l'alimentation animale. Chez ces 5 principaux insectes précités, le taux de protéines brut en % de MS varie entre 40 et 80% avec une moyenne à 50%, sa variabilité semble peu liée au régime alimentaire mais plus à l'espèce. Le taux de graisses par % de MS se situe entre 9 et 45%, tout comme le profil en acides gras, est dépendant du régime alimentaire des insectes ; à noter une faible teneur en oméga 3 et 6. La teneur en fibres peut varier entre 5,7 et 8,5 % en raison de la présence de chitine. Les avancées en matière de nutrition animale et de technologie alimentaire permettent de développer des formulations toujours plus adaptées aux besoins spécifiques des espèces aquatiques, tout en minimisant l'impact sur les écosystèmes aquatiques. Il est essentiel pour les acteurs de l'industrie de l'aquaculture de rester à l'affût des dernières innovations et de collaborer étroitement avec les chercheurs et les experts du domaine pour relever ces défis et saisir les opportunités offertes par ce secteur en pleine croissance.

1.6 Le respect de la réglementation

Le respect de la réglementation en matière de formulations d'aliments pour les élevages aquacoles est crucial pour garantir la santé des animaux, la qualité des produits et la durabilité de l'industrie aquacole. Les formulations d'aliments doivent être élaborées conformément aux normes en vigueur, en tenant compte des besoins nutritionnels spécifiques des différentes espèces aquatiques. Il est essentiel de suivre les recommandations des autorités compétentes en matière de sécurité alimentaire et de bien-être animal pour assurer la conformité des aliments destinés aux élevages aquacoles. En respectant ces réglementations, les producteurs contribuent à la préservation de l'environnement et à la satisfaction des consommateurs, tout en assurant la pérennité de leur activité.

1.7 Les exigences de l'aval jusqu'au consommateur (cahiers des charges)

Les exigences de l'aval jusqu'au consommateur en aquaculture, telles que définies dans les cahiers des charges, revêtent une importance cruciale pour garantir la qualité et la sécurité des produits aquatiques tout au long de la chaîne d'approvisionnement. Ces cahiers des charges définissent les normes et les pratiques à respecter par les producteurs, les transformateurs et les distributeurs, afin de répondre aux attentes des consommateurs en matière de traçabilité, de durabilité et de respect de l'environnement. En veillant à ce que ces exigences soient rigoureusement appliquées, l'industrie aquacole peut renforcer sa crédibilité et sa compétitivité sur le marché, tout en assurant la satisfaction et la confiance des consommateurs. Souvent, ces cahiers des charges sont repris dans des processus de certification, et seront très contraignants pour le formulateur dans le choix ou les niveaux d'incorporation de ces matières premières (Le Gouvello, 2017).

Ces contraintes sont relatives :

- Aux nutriments (taux de protéines minimum, taux de lipides maximum, rapport protéine/énergie, etc.)
- Aux matières premières (taux de farines et huiles de poisson minimum, céréales, oléagineux, protéagineux etc.) ;
- À la nutrition (exemple : profils d'acides gras [oméga 3](#)) ;
- Aux aspects environnementaux et à la durabilité (exemple : farines de poissons dont les stocks sont gérés par quotas, absence d'ingrédients issus d'Organismes Génétiquement Modifiés ou/et issus de Protéines Animales Transformées, production biologique...).

1.8 Technologie de fabrication et comportement alimentaire

La technologie de fabrication joue un rôle crucial dans le comportement alimentaire des poissons en aquaculture. En effet, les systèmes d'alimentation automatisés permettent de distribuer la nourriture de manière précise et contrôlée, favorisant ainsi une croissance optimale des poissons. De plus, certaines technologies de fabrication permettent de produire des aliments spécifiquement adaptés aux besoins nutritionnels des poissons, améliorant ainsi leur santé et leur bien-être. Il est donc essentiel pour les exploitants aquacoles de se tenir informés des dernières avancées en matière de technologie de fabrication afin d'optimiser le comportement alimentaire de leurs poissons et garantir le succès de leur élevage, comme l'a indiqué (Le Gouvello, 2017) sur le tableau (1.4).

Tableau 1.4 : Présentation de l'aliment en fonction du comportement alimentaire (D'après Le Gouvello, 2017).

Comportement	Spécificité élevage	exemples d'espèces	Type d'aliment	Intérêt
Poissons voraces	Elevage en cage ou le courant est élevé et le vent fort	saumon, truite, daurade, bar	coulant	moindre perte d'aliment non ingéré.
	Elevages en bassins	saumon, truite, daurade, bar, turbot	coulant, semi-flottant (coulant doucement) ou flottant	contrôle de l'ingéré ou appétence.
Poissons peu vifs qui s'alimentent au fond	Etang ou bassin	carpe, esturgeon, etc.	aliment coulant et résistant à l'eau	meilleure prise alimentaire (pas de solubilisation des nutriments mais solubilisation des attractants).
Animaux peu vifs qui s'alimentent au fond et décortiquent les aliments	Etang ou bac	crevette, ormeau, etc.	coulant, très résistant à l'eau	meilleure prise alimentaire (pas de solubilisation des nutriments mais solubilisation des attractants).
Poissons qui s'alimentent en surface	Etang, cage, bassin	tilapia, catfish, etc	flottant	moindre perte d'aliment non ingéré.
Poisson refusant l'aliment sec	–	certaines poissons plats.	aliment semi-humides	texture souple = meilleure prise alimentaire.
Alevin	Bac	espèces marines	aliment de sevrage de faible diamètre et coulant doucement.	meilleure prise alimentaire.

1.8.1 La cuisson–extrusion

La cuisson-extrusion est une technique largement utilisée en aquaculture pour la préparation des aliments pour poissons. Ce processus combine la cuisson et l'extrusion pour produire des aliments de haute qualité qui répondent aux besoins nutritionnels des poissons d'élevage. La cuisson aide à détruire les bactéries pathogènes et à rendre les aliments plus digestibles, tandis que l'extrusion permet de former des granulés uniformes de taille et de forme précise. Cette méthode de préparation des aliments est essentielle pour assurer la santé et la croissance des poissons en élevage, tout en minimisant les pertes de nutriments et en améliorant l'efficacité alimentaire.

1.8.2 La granulation (aliments pressés)

La granulation, également connue sous le nom d'aliments pressés, est une méthode largement utilisée dans l'industrie de l'aquaculture pour produire des aliments pour poissons et autres organismes aquatiques. Ce processus consiste à comprimer des ingrédients tels que des protéines, des graisses, des vitamines et des minéraux en granulés de différentes tailles. Ces granulés offrent une alimentation équilibrée et complète pour les espèces aquatiques, facilitant ainsi leur croissance et leur santé. En outre, la granulation permet de contrôler précisément la composition et la qualité des aliments, ce qui est essentiel pour garantir des performances optimales dans les élevages aquacoles.

1.8.3 Intérêts et inconvénients de l'extrusion par rapport à la granulation

L'extrusion et la granulation sont deux processus utilisés dans la fabrication de matériaux, chacun avec ses propres avantages et inconvénients.

Avantages de l'extrusion :

1. **Qualité élevée du produit** : L'extrusion peut améliorer la structure et les propriétés mécaniques des matériaux.
2. **Flexibilité** : Permet de créer des formes complexes et des profils sur mesure.
3. **Efficacité** : L'extrusion est souvent plus rapide et peut être moins coûteuse en termes de production de masse.

Inconvénients de l'extrusion :

1. **Coût initial** : Les coûts d'installation pour l'extrusion peuvent être élevés en raison de l'équipement spécialisé nécessaire.
2. **Limitations de forme** : Bien que flexible, l'extrusion peut être limitée par la forme de la filière et la capacité de l'équipement.

Avantages de la granulation :

1. **Polyvalence** : La granulation permet de traiter une grande variété de matériaux.
2. **Contrôle de la taille des particules** : Il est possible d'obtenir une taille de particule uniforme et contrôlée.

Inconvénients de la granulation :

1. **Coûts de production** : Peut-être plus coûteux en raison des étapes supplémentaires nécessaires pour former les granulés.
2. **Complexité** : Le processus peut être plus complexe et nécessiter un contrôle de qualité plus rigoureux.

En résumé, le choix entre l'extrusion et la granulation dépendra des exigences spécifiques du projet, des matériaux utilisés et des objectifs de production.

1.8.4 Comportement de l'aliment dans l'eau

L'un des aspects les plus importants de l'aquaculture est la gestion adéquate de l'alimentation des animaux, notamment en ce qui concerne le comportement de l'aliment dans l'eau et sa flottabilité. Le comportement de l'aliment dans l'eau est éminent pour garantir une bonne nutrition des animaux d'élevage. En effet, la manière dont l'aliment se disperse et se déplace dans l'eau affecte directement la capacité des animaux à le consommer efficacement. Les caractéristiques physiques de l'aliment, telles que sa taille, sa forme et sa densité, jouent un rôle essentiel dans son comportement dans l'eau. Par exemple, un aliment trop dense risque de couler rapidement au fond de l'enclos, ce qui rend difficile pour les animaux de l'atteindre. À l'inverse, un aliment trop léger risque de flotter à la surface, où il peut être emporté par les courants ou être exposé à une exposition excessive à l'air, ce qui peut altérer sa qualité nutritionnelle.

La flottabilité de l'aliment est donc un paramètre clé à prendre en compte lors de la formulation des régimes alimentaires en aquaculture. Les producteurs doivent veiller à ce que les aliments soient conçus de manière à rester en suspension dans l'eau pendant une période suffisante pour permettre aux animaux de les consommer. Pour ce faire, des additifs tels que des agents de flottabilité peuvent être ajoutés aux aliments pour ajuster leur densité et favoriser leur dispersion homogène dans l'eau. De plus, la granulométrie de l'aliment peut également être adaptée pour répondre aux besoins spécifiques des différentes espèces d'animaux d'élevage. En comprenant et en contrôlant ces paramètres, les producteurs peuvent garantir une nutrition optimale pour leurs animaux d'élevage, tout en minimisant les pertes d'aliment et en préservant la qualité de l'eau. Il est donc essentiel de mener des recherches continues pour améliorer la formulation des aliments et optimiser les pratiques d'alimentation en aquaculture.

1.8.4.1 Flottabilité

La flottabilité des aliments pour poissons d'élevage est un facteur important dans l'aquaculture, car elle affecte la manière dont les poissons accèdent à leur nourriture. Les aliments flottants sont souvent utilisés pour les poissons qui se nourrissent à la surface, tandis que les

aliments coulants sont destinés aux espèces qui se nourrissent au fond. Voici quelques points clés concernant la flottabilité des aliments pour poissons d'élevage :

- **Composition des aliments** : La densité et la composition des aliments peuvent influencer leur flottabilité. Les aliments avec une teneur élevée en lipides tendent à être moins denses et peuvent flotter, tandis que ceux avec plus de minéraux et de composants plus denses peuvent couler.
- **Processus de fabrication** : Le processus de fabrication des aliments peut également déterminer leur flottabilité. Par exemple, l'extrusion des aliments peut introduire de l'air dans les granulés, les rendant flottants. D'autres méthodes de fabrication peuvent produire des aliments coulants.
- **Humidité** : Une humidité élevée peut affecter la flottabilité des aliments en augmentant leur densité. Il est donc crucial de maintenir les aliments dans un environnement sec pour préserver leur flottabilité.

1.8.4.2 Agrégation/caractéristiques de la dissolution

L'agrégation et la dissolution des aliments de poisson sont des aspects cruciaux de la nutrition en aquaculture. Voici quelques points clés basés sur les informations disponibles :

Agrégation des aliments de poisson :

- **Stabilité** : Les aliments doivent être suffisamment stables pour ne pas se désagréger rapidement dans l'eau, ce qui pourrait réduire leur efficacité alimentaire et augmenter la pollution de l'eau.
- **Taille et forme** : La taille et la forme des granulés doivent être adaptées à l'espèce de poisson pour faciliter l'ingestion et la digestion.

Caractéristiques de la dissolution :

- **Digestibilité** : Les aliments doivent être formulés de manière à maximiser la digestibilité des nutriments, ce qui est essentiel pour une croissance saine des poissons.
- **Impact environnemental** : La dissolution des aliments non consommés peut contribuer à l'eutrophisation de l'eau, il est donc important de contrôler la quantité et la qualité des aliments distribués.

La gestion de la qualité des aliments, y compris leur agrégation et leur dissolution, est donc un élément clé pour assurer une aquaculture durable et efficace. Pour plus d'informations détaillées, vous pouvez consulter les ressources disponibles sur le sujet.

1.8.4.3 Taux de nutriments perdus

En pisciculture, la gestion des nutriments est essentielle pour optimiser la croissance des poissons et minimiser l'impact environnemental. Les taux de nutriments perdus peuvent varier en

fonction de plusieurs facteurs, tels que le type d'alimentation, les espèces de poissons, et les pratiques de gestion de l'étang.

Voici quelques points clés sur la nutrition en pisciculture et la perte de nutriments :

- **Coût de l'alimentation** : Dans les systèmes d'élevage intensifs, le coût de l'alimentation peut représenter jusqu'à 50 % des coûts totaux.
- **Besoins nutritionnels** : Les poissons ont des besoins en protéines supérieurs à ceux des mammifères ou des oiseaux, mais leur rendement protéique est plus élevé. Par exemple, on peut produire 110 kg de truites avec 100 kg de granulés.
- **Utilisation des glucides** : La majorité des poissons n'a pas une capacité de digestion et d'utilisation des glucides aussi développée que les vertébrés supérieurs.
- **Aliments naturels** : En étang de pisciculture, il est possible d'élever les poissons sans aliment exogène si la biomasse piscicole est en deçà de certains seuils, en utilisant les aliments naturels présents dans l'environnement aquatique.

Pour réduire la perte de nutriments, il est important d'adopter des pratiques nutritionnelles adéquates, telles que l'utilisation d'aliments durables et la gestion optimisée des étangs de pisciculture. Cela contribue non seulement à l'optimisation économique mais aussi à la réduction de l'impact polluant des élevages.

1.8.4.4 Effets sur la qualité de l'eau

Les piscicultures, en tant qu'élevages aquatiques, ont des rejets directs dans le milieu aquatique, ce qui les rend plus facilement identifiables que les élevages terrestres dont les émissions passent par le filtre des sols. Bien que la contribution des rejets piscicoles d'origine alimentaire à la pollution du milieu soit limitée, la pisciculture ne consomme que 0,5 % de l'ensemble des aliments pour animaux d'élevage en France (Agreste, 2008), il est essentiel de comprendre et d'évaluer leurs impacts pour améliorer leur insertion environnementale.

L'alimentation des poissons joue un rôle clé dans ces rejets. Heureusement, le poisson est un transformateur efficace de l'aliment, avec des indices de conversion proches de 1 chez la truite. Cependant, les rejets peuvent également contenir des éléments d'origine vétérinaire tels que des produits sanitaires et des antibiotiques.

Pour évaluer ces impacts, il est important de fixer une référence sur l'état initial du milieu et de suivre ensuite son évolution. Au-delà des analyses physico-chimiques, les approches basées sur la diversité des peuplements biologiques sont intéressantes. Elles permettent d'évaluer les impacts en termes de fonctionnement des écosystèmes, plutôt que de simplement se référer à des normes de concentrations. Des méthodes mesurant la qualité des peuplements animaux et végétaux des cours d'eau ont été développées et seront utilisées dans le cadre de la Directive Cadre sur l'Eau pour évaluer la qualité des masses d'eau (Haury *et al.*, 2004 ; Ombredane, 2007 ; Roussel, 2009).

La gestion des émissions polluantes par les piscicultures est un sujet important. Les outils opérationnels de simulation sont essentiels pour comprendre et gérer ces émissions. Les méthodes de bilans de masse et d'énergie chez les poissons, comme celles développées par (Cho et Kaushik, 1990), sont particulièrement utiles.

1.9 La disponibilité, la qualité et le prix des matières premières

L'intérêt de la formulation des aliments pour animaux tient à l'adaptation permanente de leur composition en fonction de la qualité des ingrédients, du contexte technico-économique et de l'évolution du coût des matières premières. Pour atteindre un optimum technico-économique dans la formulation d'aliments pour poissons, plusieurs facteurs doivent être pris en compte :

- 1. Facteurs économiques** : Cela inclut le prix et la disponibilité des matières premières. Il est crucial de surveiller le marché pour obtenir les meilleurs prix et assurer un approvisionnement constant.
- 2. Facteurs nutritionnels** : La qualité des matières premières et le niveau de besoins nutritionnels spécifiques à chaque espèce, comme l'énergie, les protéines, les matières grasses, les oligo-éléments et les vitamines, sont essentiels pour garantir la santé et la performance des animaux.
- 3. Facteurs techniques** : Ils concernent la possibilité de fabrication de l'aliment (par exemple, granulation, extrusion) et les méthodes de distribution (distribution manuelle ou dispositifs automatiques). Ces aspects techniques peuvent influencer la forme, la texture et la conservation de l'aliment, ainsi que son acceptabilité par les animaux.

1.10 Qualité organoleptique et nutritionnelle de la chair du poisson produit

La qualité des poissons est un aspect prépondérant pour garantir la sécurité alimentaire des consommateurs. Elle englobe diverses dimensions telles que les qualités sanitaires, technologiques, nutritionnelles, diététiques et organoleptiques ou sensorielles (Lefèvre & Bugeon, 2008). La qualité technologique des poissons, par exemple, est essentielle pour déterminer leur aptitude à être transformés en produits carnés élaborés.

Les poissons en général présentent de fortes teneurs en protéines, en lipides, en vitamines et en sels minéraux. Ces teneurs peuvent être influencées par les procédés de transformations et de conservation. La qualité technologique des poissons dépend de plusieurs facteurs, notamment la morphologie des animaux, la répartition des tissus et leur composition (Lefèvre & Bugeon, 2008). Les critères tels que l'aptitude à la transformation, la conservation et le rendement à la découpe sont essentiels. Le muscle des poissons est composé de fibres musculaires et de tissus conjonctifs, qui jouent un rôle crucial dans la qualité de la chair, influençant des aspects tels que la tendreté, la

jutosité, la flaveur, la couleur et la capacité de rétention en eau de la viande crue, cuite ou transformée (Listrat, et al.,2015).

Les muscles des poissons se composent de différents types de muscles, tels que le muscle blanc, le muscle rouge superficiel (près de la peau) et le muscle rose intermédiaire. Le muscle rouge, de type oxydatif, est généralement situé sous la peau et est plus abondant sur les flancs du poisson. En revanche, le muscle blanc, de nature glycolytique, est quantitativement le plus important, représentant jusqu'à 50 % de la masse corporelle du poisson.

Ces muscles sont organisés en myomères, segmentés en myotomes ayant une forme de « W » emboîtés les uns dans les autres et séparés par des cloisons de tissus conjonctifs appelées myoseptes (Alami-Durante, 2003). Cette organisation anatomique joue un rôle crucial dans la qualité technologique des poissons et influence leur aptitude à être transformés en produits carnés élaborés (Fig 1.3).

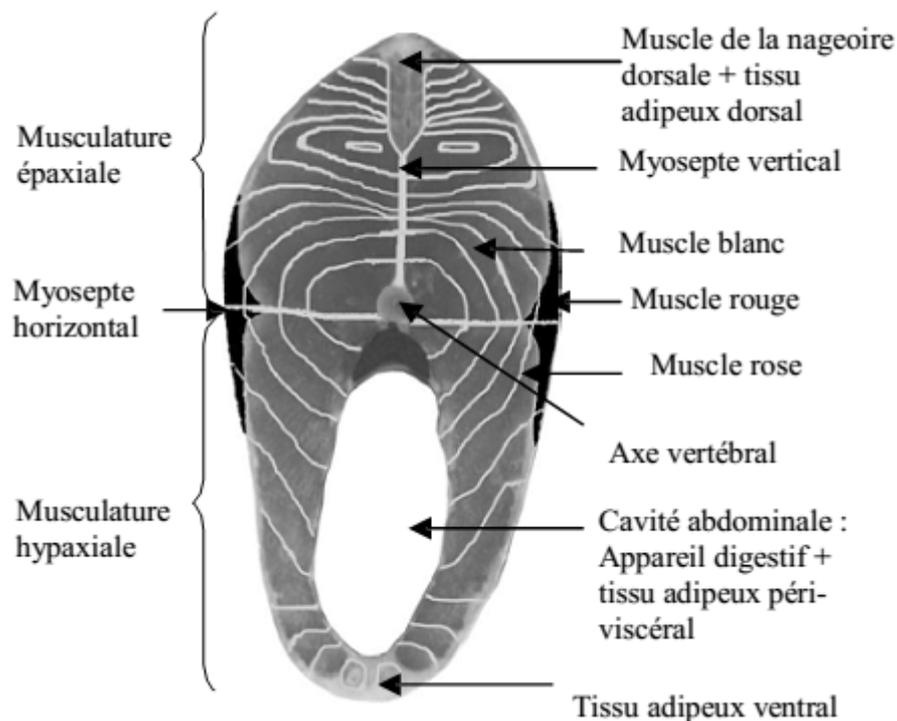


Figure 1.3 : Schéma de l'organisation macroscopique d'une darne de truite (coupe transversale) Source : (Lefèvre & Bugeon, 2008)

1.11 Respect de l'environnement

La **pisciculture**, qui connaît un développement mondial croissant (représentant actuellement environ la moitié de la production de ressources aquatiques destinées à la consommation humaine selon la FAO, 2003), doit répondre aux enjeux environnementaux. Les pisciculteurs doivent faire face à un marché concurrentiel où les préoccupations environnementales sont désormais au centre des choix des consommateurs. La nourriture distribuée aux poissons est au cœur du

développement durable de la pisciculture. D'une part, l'alimentation est le premier poste de dépense, et peut représenter jusqu'à 70 % des coûts des producteurs (Besson *et al.*, 2016). D'autre part, les aliments contribuent à l'exploitation des ressources halieutiques et à la dégradation de l'environnement autour des élevages, et sont le principal contributeur à l'impact environnemental global de l'aquaculture dans les Analyses de Cycle de Vie. L'aquaculture, en tant que complément durable à la pêche, joue un rôle essentiel pour nourrir la planète en produits aquatiques tout en préservant les ressources marines. Elle permet de profiter de leurs **qualités nutritionnelles**.

En somme, la pisciculture durable est un enjeu crucial pour concilier production alimentaire et respect de l'environnement. Les acteurs de cette filière travaillent activement pour trouver un équilibre entre ces deux impératifs.

1.12 La formulation en pratique

La formulation d'aliments pour poissons est un processus complexe qui vise à trouver un équilibre entre différents facteurs, tels que la rentabilité et les besoins nutritionnels des animaux. Voici les étapes clés de ce processus :

- 1. Matrice de formulation :** Cette matrice regroupe les informations nutritionnelles des matières premières disponibles sur le marché. Elle permet de caractériser le profil de chaque matière première en estimant ses constituants analytiques.
- 2. Cahier des charges nutritionnel :** Ce document définit les niveaux requis de nutriments pour une espèce à un stade de croissance spécifique, en se basant sur des données bibliographiques, des connaissances empiriques et des essais zootechniques. Il établit les niveaux minimum et maximum de chaque nutriment dans l'aliment.
- 3. Micronutriments :** Ce sont principalement des vitamines et des minéraux qui ne sont pas présents en quantités suffisantes dans les matières premières. Ils sont fournis sous forme de pré-mélanges pour éviter les carences ou les intoxications.
- 4. Formulation :** Une fois les étapes précédentes validées, on peut commencer la formulation proprement dite. Des logiciels d'optimisation, basés sur des algorithmes comme le simplex, sont souvent utilisés pour formuler des aliments de manière rentable en fonction des contraintes de prix et des matières premières disponibles.

En résumé, la formulation d'aliments pour poissons nécessite une approche rigoureuse pour garantir à la fois la rentabilité et la satisfaction des besoins nutritionnels des animaux.

1.13 Taux d'efficacité alimentaire

L'efficacité alimentaire en aquaculture est un aspect crucial pour la production durable de poissons. Voici quelques points importants à considérer :

1. Indice de Conversion (IC) ou Facteur de Conversion Alimentaire (FCR) :

- L'IC mesure l'efficacité de la conversion d'un aliment en poisson.
- Mathématiquement, l'IC est l'inverse de l'efficacité alimentaire.
- Formule générale : $IC = (\text{aliment distribué en kg}) / (\text{gain de masse corporelle en kg})$
- Plus l'IC est bas, plus l'aliment permet un gain de masse important.
- Chez les poissons, l'IC est généralement plus faible que chez les espèces terrestres.

2. Taux de Conversion Alimentaire (TC) :

- Le TC mesure l'efficacité de la conversion d'un aliment en poisson.
- Par exemple, un TC de 2,8 :1 signifie qu'il faut 2,8 kg d'aliment pour produire 1 kg de poids vif de poisson.

3. Défis pratiques :

Pour calculer l'IC, il faut connaître la biomasse, la quantité d'aliments utilisée et prendre en compte la mortalité.

L'IC est un indicateur pertinent pour la gestion des fermes de grossissement.

4. Objectifs de la transformation bleue :

- Renforcer le développement d'aquacultures durables.
- Intégrer l'aquaculture dans les stratégies alimentaires nationales et mondiales.
- Répondre à la demande croissante de produits alimentaires aquatiques.
- Rendre le secteur aquacole plus efficient et résilient.

L'aquaculture jouera un rôle essentiel dans la sécurité alimentaire mondiale, mais il est crucial de le faire de manière durable, en préservant les écosystèmes et en améliorant l'efficacité alimentaire.



CHAPITRE 2

MATERIEL ET APPROCHE METHODOLOGIQUE

2.1 Présentation de la structure d'élevage

L'expérimentation a été réalisée du 03 mars au 18 avril 2024 au niveau de l'animalerie de la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et Sciences de la Terre et de l'Univers, située entre la latitude 36°27'07" N et la longitude 7°24'41" E, Fig (2.1), dans le nouveau Campus de l'Université 8 Mai 1945 Guelma. Deux bacs expérimentaux sont alimentés en eau par un robinet dans des conditions contrôlées. Afin d'assurer un élevage réussi d'un essai contrôlé randomisé, pour ce faire, 10 sujets de Tilapia rouge (*Oreochromis sp*) importé de la Ferme Pilote Crevetticulture de la Marsa, Skikda, ont été répartis au hasard en deux lots de 5 individus par bac, ayant le poids corporel et la longueur initiaux, et nourris avec deux régimes différents ($n = 2$ bacs/régime) dans un plan de recherche complètement randomisé. Deux différents aliments aquacoles ont été utilisés : « A » et « B ».



Figure 2.1 : Vue satellite de l'Animalerie de la Faculté SNV-STU 8 Mai 1945 Guelma (Source : Google Maps)

2.2 Matériel biologique

Tilapia rouge (*Oreochromis sp*) est une espèce hybride issue d'un croisement rare entre le tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus*) et tilapia du Mozambique (*Oreochromis mossambicus*). Ce croisement a produit une variété de tilapia qui présentent des caractéristiques intéressantes de l'aquaculture.

2.2.1 Présentation de l'espèce étudiée, Tilapia rouge (*Oreochromis sp*)

Le terme Tilapia est en général utilisé pour désigner l'important groupe élevé à des fins commerciales appartenant à la famille des Cichlides. Cette expression est d'origine africaine du mot « thiape » qui veut dire poisson. L'élevage des Tilapias existe depuis plus de 2500 ans (Chapman, 2003).

Le tilapia rouge (*Oreochromis sp*) est une espèce hybride d'eau douce. Ce sont des mutants génétiquement sélectionnés parmi les espèces de tilapia du genre *Oreochromis*. Le premier tilapia rouge hybride a été produit à Taiwan à la fin des années 1960. Il s'agit d'un croisement entre le tilapia du Mozambique (*Oreochromis mossambicus*). Femelle mutante rouge-orange et mâle (*Oreochromis niloticus*), connue sous le nom de tilapia rouge taiwanais (Galman et Avtalion, 1983).

Le terme Tilapia regroupe une centaine d'espèces appartenant à la famille des Cichlidaeés qui englobe trois genres en se basant sur les caractères anatomiques, le comportement reproducteur et la nutrition (Trewavas, 1983) :

- *Oreochromis*: avec une incubation buccale et une garde uniparentale maternelle, ils sont en plus 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.

2.2.1.1 Distribution géographique

Le tilapia a été cultivée en dehors de sa zone d'origine depuis son introduction dans le monde entier et est principalement cultivée dans les régions tropicales et subtropicales (Fig. 2.2).



Figure 2.2 : Principaux pays producteurs du tilapia rouge (FAO, 2006)

La distribution naturelle de l'espèce comprend les bassins du Nil et du lac Tchad, les principaux lacs de la Vallée du Rift et des rivières d'Afrique de l'Ouest, notamment le Niger, le Benue, la Volta, la Gambie et le Sénégal (Trewavas, 1983 ; Skelton, 2002). Le tilapia du Nil est devenu une espèce aquacole largement répandue à travers le monde (Welcomme, 1988).

2.2.1.2 Systématique

La classification systématique de *Oreochromis niloticus* et *Sarotherodon melanotheron* proposée par Paugy et al. (2004).

Classe : Actinopterygii

Sous -classe : Neopterygii

Division : Teleostei

Super ordre : Acanthopterygii

Ordre : Perciformes

Famille : Cichlidae

Genre : *Oreochromis*

Sarotherodon

Espèce : *Oreochromis sp*

melanotheron

Sous - espèce :

Melanotheron Rüppell, 1852

2.2.1.3 Description biologique

Tilapia nilotica (L., 1758) fait partie, comme tous les autres tilapias de la famille des Cichlidae, ordre des Perciformes, Figs (2.3,2.4 et 2.5). Les espèces de cette famille se reconnaissent aisément selon (Kestmont et al,1989).

- ✓ Tête portant une seule narine de chaque côté ;
- ✓ Os operculaire non épineux ;
- ✓ Corps comprimé latéralement, couvert essentiellement d'écaillés cycloïdes et parfois d'écaillés cténoïdes ;
- ✓ Longue nageoire dorsale à partie antérieure épineuse ;
- ✓ Nageoire anale avec au moins les 3 premiers rayons épineux.



Figure 2.3 : Aspect morphologique du Tilapia Rouge *Oreochromis* sp.

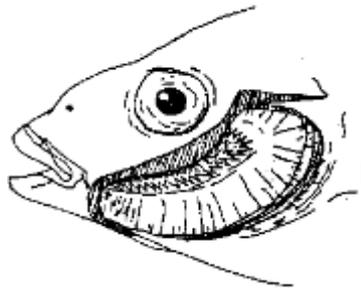


Figure 2.4. Caractéristiques morphologiques spécifiques de *Tilapia nilotica* : tête de *T. nilotica* avec premier arc branchial découvert (18 et 4 branchiospines respectivement sur partie inférieure et supérieure) (d'après PULLIN, 1988)

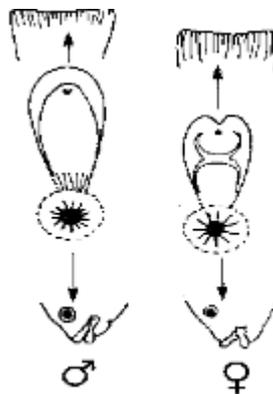


Figure 2.5. Caractéristiques morphologiques spécifiques de *Tilapia nilotica* : papilles génitales de *T. mossambica* mâle, fendue transversalement chez la femelle (d'après HUET, 1970)

2.2.1.4 Eléments d'Anatomie

✓ Squelette

Le squelette du tilapia est constitué d'ossements. Les os de la tête sont constitués du crâne qui assure la protection du centre nerveux et des os du visage, notamment les mâchoires qui supportent les branchies. Le tronc est constitué de la colonne vertébrale ainsi que des osselets, qui sont les supports des nageoires elles-mêmes. Composé de fibres osseuses ou de cartilage (Maissonneuve et Larose ,1993).

✓ **Muscles**

La masse musculaire du tilapia cuit est composée de deux « filets » dorsaux épais et de deux flancs moins épais, étroitement liés au squelette. La propulsion du poisson est assurée par ces masses musculaires, ce qui attire l'attention des consommateurs. La mâchoire, le pharynx, la paupière et les nageoires sont entraînés par d'autres muscles plus petits (Maissonneuve et Larose ,1993).

✓ **Appareil digestif**

De l'avant vers l'arrière, l'appareil digestif, qui permet au Tilapia de se nourrir, comprend :

- la bouche et les dents ;
- le pharynx et l'œsophage ;
- l'estomac ;
- l'intestin et l'anus.

- **La bouche et les dents** : Les Tilapias ont une bouche plus ou moins prononcée en fonction de leur statut de suceurs. Les dents sont fonctionnelles : elles sont fines et en forme de crochets chez les poissons plancton phages tels que le Tilapia nilotica, tandis que les Tilapias herbivores ont des dents râpeuses plus fortes.
- **Le pharynx et l'œsophage** : Le pharynx s'agit d'un carrefour où les branchies s'ouvrent. L'œsophage représente un chemin vers l'estomac dont les parois varient en fonction de l'alimentation des espèces. L'émission par la paroi de sucs gastriques chimiques favorise la digestion, ce qui explique le mauvais goût de certains Tilapias herbivores lorsqu'on ne les vide pas avant la cuisson.
- **Le foie** : Le foie est une glande brune considérable située en arrière du cœur.
- **L'intestin et l'anus** : Chez les Tilapias herbivores, l'intestin est plus long que chez les autres. Elle joue un rôle crucial dans la circulation sanguine des nutriments produits par la digestion. L'anus débouche en avant de l'orifice génito-urinaire et du premier rayon de la nageoire anale (Maissonneuve et Larose ,1993).

✓ **Système respiratoire**

Le Tilapia possède une paire de quatre branchies de chaque côté du corps.

L'opercule ou l'ouïe sont une sorte de couvercle articulé qui les protège. Il est possible de constater que le Tilapia avale et déglutit continuellement ; le courant d'eau, qui traverse la bouche, irrigue les branchies qui fixent l'oxygène et produisent du gaz carbonique : l'opercule agit comme une soupape battante (Maissonneuve et Larose ,1993).

✓ **Système circulatoire**

D'après (Maissonneuve et Larose ,1993) Le système sanguin qui alimente le corps du tilapia est un réseau clos constitué d'artères, puis de vaisseaux très fins, de capillaires, puis de veines et d'une pompe qui entraîne tout cela : le cœur, qui se trouve derrière les branchies.

- Le cœur est extrêmement simple ; il est constitué de quatre cavités :
 - ❖ Le sinus veineux, qui regroupe les veines qui apportent le sang au cœur ;
 - ❖ L'atrium, qui correspond aux deux oreillettes du cœur de l'homme ;
 - ❖ Le ventricule
 - ❖ Le bulbe, qui est l'antichambre de l'aorte ventrale. Le sang est distribué aux branchies, à droite et à gauche, par cette aorte. Le sang ne retourne pas vers le cœur, mais se dirige vers l'artère sous la colonne vertébrale, d'où partent de manière symétrique les nombreuses artères secondaires qui irriguent les organes et les muscles.

✓ **Appareil excréteur**

Les reins sont principalement responsables du système excréteur, une glande brune très longue et ramifiée qui recouvre la partie dorsale de la cavité viscérale et est reliée à l'orifice urinaire par deux canaux, les uretères.

Selon Maissonneuve et Larose (1993), le sang contenant des gaz carboniques et des déchets revient au cœur grâce aux veines, qui, en collaboration avec les capillaires, forment des systèmes pour le foie (système porte hépatique) et les reins (système porte rénal).

2.2.1.5 Reproduction et comportement

Les schémas comportementaux associés à la reproduction et aux soins parentaux prodigués aux œufs et aux alevins différencient nettement *Oreochromis niloticus* et *Sarotherodon melanotheron* et constituent plus généralement un des critères distinctifs entre les genres *Oreochromis*, *Sarotherodon* et *Tilapia* (Duponchelle *et al.*, 2000 ; Paugy *et al.*, 2004).

En conditions optimales dans les milieux naturels, les femelles de *Oreochromis niloticus* commencent à se reproduire vers l'âge de 5 à 10 mois (Duponchelle & Panfili, 1998). La reproduction a lieu chez *Oreochromis niloticus* lorsque la température est comprise entre 28 et 32°C (Lazard, 2009). Pour la reproduction, les mâles convergent vers une zone de nidification à faible profondeur et sur un substrat meuble (gravier, sable, argile, etc.). Dans cette zone, chaque mâle délimite et défend un territoire, y aménage un nid où il attire et retient une femelle mature et prête à pondre (Lacroix, 2004). Après une parade de synchronisation sexuelle, la femelle dépose un lot d'ovules immédiatement fécondés par le mâle. Les ovules fécondés sont ensuite repris en bouche par la femelle pour incubation (Lacroix, 2004). La fécondité d'une femelle de tilapia est relativement faible et très variable en fonction du poids, des saisons, de la photopériode et de la

concentration en chlorophylle a (Campos-Mendoza *et al.*, 2004 ; Peterson *et al.*, 2004 ; Peña-Mendoza *et al.*, 2005).

2.2.1.6 Régime alimentaire des Tilapias

En milieu naturel, le tilapia est un poisson omnivore. En élevage, cette espèce montre une aptitude de consommer divers produits mais aussi des sous-produits et rejets qui semblent ainsi pouvoir être valorisés directement ou indirectement (fertilisation) tels que : la noix de palmier, les tourteaux de soja ou de coton, la farine de riz, le colza, et la luzerne (Campbell, 1978).

En milieu artificiel (système de pisciculture), cette espèce est pratiquement omnivore (euryphage), elle valorise divers déchets agricole (déchets de brasserie ...etc.), en tirant une partie des excréments de porcs ou de volailles, de déchets ménagers et en acceptant facilement des aliments composés sous forme de granulés (Kestmont *et al.*, 1989).

2.3 Infrastructures d'élevage et cycle de production

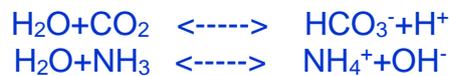
Les poissons étaient pesés mensuellement et leur nourriture était ajusté jusqu'à 3% de la masse humide du poisson. L'aliment a été donné deux fois, chaque jour, 08h00 et 15h00. L'eau dans les bacs était changée deux fois par semaine et le niveau de l'eau doit être amené jusqu'à 3-4 cm à la hauteur des bacs, de manière à ne pas voir le reflet désagréable de l'éclairage sur la surface, tout au long de l'expérience. Durant la période expérimentale, les équipements (chauffage et filtre) sont ensuite mis en fonctionnement, l'aération a été assurée de manière constante pour maintenir le niveau optimal niveau d'oxygène dissous et de pH, compris entre 5,7 à 7,4 et 7,3 à 8,5 mg/L. Les bacs présentaient une grande variété de températures comprises entre 24,9 et 28,7°C, pendant la période d'essai.

2.3.1 Gestion du volume d'eau

Les échanges gazeux sont d'une grande importance en aquaculture pour permettre la croissance des poissons et augmenter sans danger la densité de production. Elles concernent, non seulement l'oxygène, généralement premier facteur limitant dans un élevage intensif, mais aussi l'ammoniaque, le gaz carbonique et l'azote. Le dispositif utilisé, est impliqué dans les équilibres de tous les gaz présents. En fait, il peut éliminer le gaz carbonique, une "tour de dégazage" aérer l'eau et une turbine "d'aération" participé à l'élimination de l'ammoniaque. La demande en oxygène des poissons est proportionnelle à leur activité métabolique, laquelle est un ensemble de processus complexes et incessants de transformation de matière et d'énergie par l'organisme. L'oxygène est consommé rapidement et doit être renouvelé de manière à ce que la concentration dans l'eau se maintienne au-dessus de 65 % de la saturation. Cette demande importante en oxygène se manifeste principalement durant la saison estivale, soit au moment où la température de l'eau est supérieure à 10 °C.

Un système d'oxygénation sera plus efficace s'il accroît les surfaces d'échange ou de contact et le temps de ces échanges. Dans un système par diffusion d'air, il y aura une plus grande part d'oxygène injectée dans l'eau si les bulles ou microbulles sont les plus petits possibles. Des bulles plus petites augmentent la surface des échanges air-eau et, généralement, le temps pour remonter vers la surface est un peu plus long. Cependant, la diffusion dans l'eau de très petites bulles ou microbulles d'air requiert l'utilisation de diffuseurs ayant une plus grande perte de charge (résistance au passage de l'air), lesquels nécessitent, pour un débit d'air équivalent, une plus grande pression et une plus grande puissance des compresseurs (Champagne, 1998).

Particularité du dégazage du gaz carbonique et de l'ammoniaque. Ces deux corps à l'état de gaz dissous suivent les lois d'échanges décrites ci-dessus. Toutefois, sur le plan pratique, on devra tenir compte que ces corps se forment aussi à partir de sels dissous :



Le fait d'extraire le gaz dans un dispositif peut être sans effet apparent si le "réservoir chimique" est important : l'extraction du gaz est compensée par le gaz créé à partir du gaz de la réserve chimique. Le "stripping" de l'ammoniaque et du gaz carbonique doit prendre en compte les équilibres chimiques aux différents pH. Dans certains cas, la composition chimique de l'eau est telle qu'il n'existe pas de solution économiquement acceptable pour éliminer l'excès de gaz dissous.

2.3.2 Nettoyage des filtres

D'une manière générale, une filtration se débarrasse de la matière organique qui vient l'encombrer. Ainsi, ce surplus tend à empêcher les bactéries aérobies (les bonnes bactéries !) de pouvoir se développer. En effet, en créant une couche de saleté qui empêche l'oxygène de rentrer en contact avec les médias. Donc, pour les filtres que l'on utilise sur les petits bassins, ceux-ci sont assez souvent assez légers sur la filtration mécanique. Ils sont le plus souvent constitués de mousse, ou de bio balles, qui servent de média et stoppent les saletés. Ces filtres sont efficaces avec une toute petite population de poissons. Il est bon, dès lors, de ne pas laisser le filtre se faire déborder par l'accumulation. Pour nettoyer ces filtres, il faut le faire toutes les semaines. Certains sont avec un système de contre-lavage qui permet de nettoyer l'intérieur du filtre. D'autres sont simplement remplis de mousse de différentes granulométries qu'il convient de sortir et de taper sur un support dur. Surtout ne passez pas les médias au jet ! En enlevant tout vous abîmez également les bactéries qui se développent... Sans ces bactéries votre filtre est inopérant !

2.3.3 Traitements de l'eau

La désinfection est un processus structuré qui met en œuvre des procédés physiques et chimiques afin d'éliminer la matière organique et de détruire ou d'inactiver les agents pathogènes. Le processus doit inclure une planification et la mise en place d'étapes qui prennent en compte les options éventuelles, l'efficacité et les risques. Le processus de désinfection est susceptible de varier selon que l'objectif global est la prévention, le contrôle ou l'éradication des maladies. Les procédés utilisés à des fins d'éradication impliqueront généralement le retrait de l'ensemble des animaux aquatiques ainsi qu'une désinfection des établissements d'aquaculture et de leur équipement. Les procédés utilisés à des fins de contrôle des maladies auront plutôt comme objectif de limiter la propagation des maladies entre ou au sein des établissements d'aquaculture. Bien que différentes approches puissent être utilisées pour atteindre l'objectif identifié, les principes généraux décrits ci-après doivent être appliqués à tous les cas.

1) Le processus de désinfection doit inclure les étapes suivantes :

a) Nettoyage et lavage

Le nettoyage et le lavage des surfaces et de l'équipement sont nécessaires à l'élimination des déchets issus d'animaux aquatiques solides, de la matière organique (y compris les salissures biologiques) et des résidus de produits chimiques car leur présence est susceptible de réduire l'efficacité des désinfectants. L'usage de détergent est également important pour permettre l'élimination du biofilm. Le détergent utilisé doit être compatible avec le désinfectant et la surface traitée. À l'issue du nettoyage, l'excédent d'eau doit être drainé et, avant l'application de désinfectants, toutes les surfaces et l'équipement doivent être inspectés afin de s'assurer qu'il ne subsiste plus aucune trace de matière organique.

b) Application d'un désinfectant

Cette étape implique l'application de composés chimiques ou de processus physiques appropriés pour inactiver l'agent pathogène. L'application de désinfectants doit prendre en compte le type de matériel nécessitant une désinfection et le mode d'application des désinfectants. Les matériaux durs et non perméables (par exemple, les surfaces en métal poli, les plastiques et le béton peint) peuvent être parfaitement nettoyés et supportent le contact du désinfectant, car ils ne présentent pas d'aspérités dans lesquelles du matériel infectieux pourrait se loger.

2.3.4 Suivi de la qualité physicochimique de l'eau

La qualité physico-chimique de l'eau constitue un facteur limitant pour la pisciculture dans les bacs hors sol. Toutefois, nous proposons que la température de l'eau, l'oxygène dissous et le pH de l'eau soient suivis avec plus d'attention, au moins une (01) fois par semaine, pour contrôler l'évolution de la qualité de l'eau. À l'aide d'un appareil (Multi paramètre portable, de marque « [HANNA HI 9828](#) » (Fig 2.6)) nous avons évalué les paramètres suivants :

- pH.
- Température.
- Oxygène dissous.
- Salinité.
- Conductivité électrique.
- Total des Solides Dissous



Figure 2.6. Multi paramètres « [HANNA HI 9828](#) »

2.3.5 Approche et conduite expérimentales

La méthodologie consiste à préparer deux bacs identiques de volume (0.26 m^3) chacun, couverts d'une étoffe en haut à maillage réduit (1cm), pour empêcher les pertes des poissons lors des sauts pour s'échappé. Le cycle d'élevage expérimental s'étale sur environ cinquante jours (mars à avril) Fig (2.7). Signalons qu'on peut procéder à une phase facultative de dépuración/décontamination au cours de laquelle les poissons sont transférés temporairement dans des bacs hors sol supplémentaires alimentés en eau du robinet propre. Toutefois, Cette décontamination peut améliorer l'état de santé des poissons et leur permettre d'éliminer les résidus de matières solides et leurs excréments initialement accumulés dans l'eau des bacs d'élevage. Pour cela, il faut les récolter avec moins de stress à l'aide des épuisettes et les mettre dans des bacs contenant de l'eau.

Les géniteurs à mettre en charge dans les bacs doivent être de bonne qualité. Pour cela, ils doivent provenir des fournisseurs qui adoptent de bonnes techniques de production en matière de la qualité des géniteurs et de l'alimentation des sujets. Toute l'installation doit être prête avant le transfert des géniteurs vers les bacs et l'empeisonnement doit être effectué tôt le matin ou tard dans l'après-midi.



Figure 2.7. Mise en charge des géniteurs dans les bacs.

2.3.6 Aliments et pratique du nourrissage

Aspect nutritionnel :

Le Tilapia rouge fait partie des espèces microphages ayant un estomac de petite taille. Le mode de nourrissage doit être adapté à cette particularité. Ceci implique des nourrissages de faibles quantités mais fréquentes et étalés tout au long de la journée. Des expériences ont montré que le taux de croissance est significativement amélioré si on procède au nourrissage de 2 fois par jour.

Les poissons sont manuellement nourris deux fois par jour, le matin à **8 heures** puis le soir à **15 heures** avec les granulés extrudés flottants et émergents, contenant 44% et 36% de protéines brutes respectivement pour *le bac(A)* et *bac (B)*, a été utilisé durant nos recherches). Le nourrissage est à satiété apparente ; toutefois les quantités journalières d'aliments à ne pas dépasser sont fixées. Le processus de nourrissage doit être conduit avec soins pour éviter les pertes d'aliments qui sont causées principalement soit par l'agitation excessive des poissons d'élevage eux-mêmes, soit par un courant d'eau trop rapide entraînant la nourriture à l'extérieur des bacs. Les sacs d'aliments sont stockés dans un endroit frais et sec.

Aliments formulés :

- Les aliments formulés de très bonne qualité sont utilisés pour obtenir des rendements élevés et des poissons de grande taille en peu de temps.
- Dans les systèmes d'élevage intensifs en bassins, en étangs ou en cages, les pisciculteurs dépendent principalement des aliments industriels sous forme de granulés.
- Les principaux produits alimentaires sont des sous-produits agricoles : son de riz, riz et maïs brisé et parfois des herbes et des feuilles.
- Les granulés disponibles dans le commerce peuvent aussi être considérés comme une source d'aliments supplémentaires quand ils sont utilisés en complément d'un régime de fertilisation des étangs ou bien avec des ingrédients alimentaires bon marché.

2.3.7 Paramètres zootechniques

Afin d'évaluer les performances de croissance et l'utilisation des aliments, tous les poissons ont été pesés individuellement au début et à la fin de l'expérience. La mortalité a été enregistrée

quotidiennement. Les performances de croissance et l'utilisation de la nourriture ont été déterminées en utilisant les formules appropriées. Tout au long de l'expérience, il y avait un apport journalier de la ration alimentaire. Un contrôle de poids et du nombre de poissons dans les bacs était effectué chaque **quinzaine** (les poissons étaient pesés individuellement).

2.3.7.1 Paramètres de survie et de croissance

- Nombre de jours de suivi = temps final - temps initial
- Poids moyen initial : $P_{mi} (g) = \frac{\text{Biomasse initiale des poissons}(g)}{\text{Effectif initial de poissons}}$
- Poids moyen final: $P_{mf} (g) = \frac{\text{Biomasse finale des poissons} (g)}{\text{Effectif final de poissons}}$
- Taux de survie TS (%) = $\frac{\text{nombre final de poissons vivants}}{\text{nombre initial de poissons}} \times 100$
- Taux de Croissance Spécifique Pondéral (SGR où TCS, % / j) = $\frac{\ln P_{mf} - \ln P_{mi}}{\text{Nombre de jours de suivi}} \times 100$
- Gain de Poids moyen : $GP (g) = \text{Poids moyen final} (g) - \text{Poids moyen initial} (g)$
- Gain de Poids Moyen Quotidien : $GPQ (g/j) = \frac{(\text{Poids moyen final} (g) - \text{Poids moyen initial} (g))}{\text{Nombre de jours de suivi}}$
- Indice où Coefficient de condition (K) = $\frac{\text{Poids moyen final} (g)}{(\text{longueur totale moyenne}(cm))^3} \times 100$
- **Indice hépato-somatique (IHS) : IHS (%) = (Pf / P) x100** ; avec Pf : Poids du foie (g) et P : Poids corporel (g).

Son évolution saisonnière permet de quantifier les variations pondérales du foie au cours du cycle reproducteur (**Bertin, 1958**). Chez les Poissons, le foie joue un rôle très important dans les processus liés à l'élaboration des produits génitaux. Il a été démontré chez les femelles de certains poissons que cet organe est responsable de la synthèse de la vitellogénine, principale protéine précurseur du vitellus des œufs (Nunez, 1985). Le rapport hépato-somatique **RHS** est égal à cent fois le poids du foie sur le poids éviscéré du poisson (Bougis, 1952).

- **Indice gonado-somatique (IGS) : IGS (%) = (Pg/P) x100** ; avec Pg : Poids des gonades (g) et P : Poids corporel (g)

En plus d'indiquer le stade de développement des gonades, la forme de la courbe d'évolution annuelle de l'**IGS** peut aussi donner une indication sur la stratégie et la période de ponte d'une espèce (West, 1990 ; Mahé et al., 2005). L'évolution temporelle du l'**IGS** d'un poisson mature suit généralement trois phases. Une première phase où ce rapport est minimum et qui correspond à la période de repos biologique. Une deuxième phase où l'**IGS** commence à augmenter et qui correspond à la phase de maturation des ovocytes et enfin une phase où il commence à diminuer et qui correspond à la période de ponte proprement dite.

2.3.7.2 Paramètres d'utilisation alimentaire

- Indice de Conversion Alimentaire (ICA), appelé aussi Taux de conversion alimentaire (TCA)

$$= \frac{\text{Quantité d'aliment ou ration totale distribuée (g)}}{\text{Gain de poids moyen (g)}}$$

- Efficacité de conversion alimentaire (ECA) = $\frac{\text{Gain de poids moyen (g)}}{\text{Ration totale distribuée (g)}}$

- La ration totale (kg) = somme des rations distribuées aux poissons durant l'expérience.

Taux d'efficacité des protéines noté PER = $(P_f - P_i) / (RdPC)$; Où P_f = poids moyen final (g) et P_i = Poids initial (g) ; RdPC = ration protéique consommée ;

2.4 Analyse chimique de la chair de poisson de Tilapia

Les constituants chimiques, présents dans les aliments sont très diversifiés et se retrouvent en concentrations variables selon les aliments.

Les principaux constituants alimentaires sont :

- La teneur en eau ;
- La teneur en cendres ;
- La teneur en protéines ;
- La teneur en lipide.

2.4.1 Dosages de la teneur en eau

L'humidité de la chair a été déterminée suivant la méthode AOAC (1995). Pour ce faire, on a pris 1g de chair qui a été broyée dans **un creuset en porcelaine** préalablement numéroté et pesé, puis placée dans **une étuve** à $105^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$ pendant 24 heures. Les échantillons sont ensuite refroidis dans un **dessiccateur** et repesés, Fig (2.8).

Formules de calcul :

$$\text{Teneur en eau H (\%)} = \frac{(M_1 - M_2)}{M_1 - M_0} \times 100$$

H(%) : M₀ : la masse en g de la capsule vide ; M₁ : la masse en g initial de la capsule et les échantillons avant étuvage ; M₂ : la masse en g de la capsule et les échantillons après étuvage.

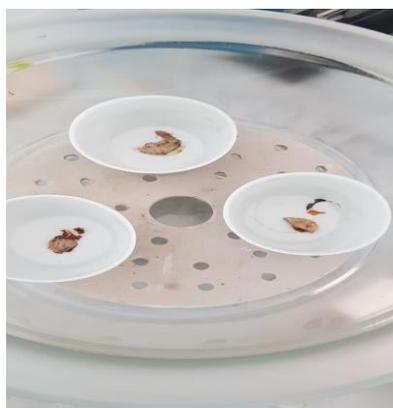


Figure 2.8. L'échantillon après séchage.

2.4.2 Dosages de la teneur des cendres

La teneur en cendres a été déterminée selon la méthode (AOAC, 2005). Une portion de 1g de chair est placée dans **un creuset en porcelaine** préalablement numéroté et pesé. Le tout est mis dans **un four à moufle** à **600 °C** durant **5 heures** pour achever la calcination de la chair (Fig. 2.9). Après refroidissement, les creusets sont placés dans un dessiccateur jusqu'à atteindre la température ambiante avant d'être repesés de nouveau.

Le % de cendres totales est calculé par la formule suivante :

$$\text{Teneur en Cendres C (\%)} = \frac{(M2-M0)}{(M1-M0)} \times 100$$

C% : teneur en cendres ; *M0* : masse en g de la capsule vide ; *M1* : masse en g de la capsule et les échantillons avant incinération ; *M2* : masse en g de la capsule avec les cendres (après incinération).



Figure 2.9. Les échantillons dans le Four à moufle (Type Nabertherm L5/11).

2.4.3 Dosages de la teneur des protéines

▪ Principe

Le dosage des protéines (Dosage Azote total) a été effectué selon la méthode de **Kjeldahl**. C'est la méthode de référence pour la détermination des protéines dans les aliments (Crooke et Simpson, 1971). Il consiste à un dosage de l'azote contenu dans l'échantillon. Un facteur de conversion de **6,25** est utilisé pour obtenir la teneur en protéines.

▪ Mode opératoire

L'échantillon est minéralisé à l'aide d'**acide sulfurique (H₂SO₄)** concentré en présence d'**un catalyseur (K₂SO₄ (3,6 g) / CuSO₄·5H₂O penta hydraté (0,4 g))**, Teneur en azote d'un comprimé <20 ppm).

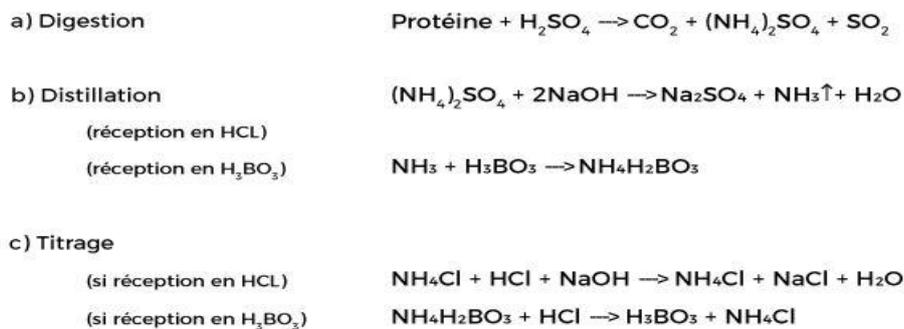
L'azote organique est transformé en sulfate d'ammonium ((**NH₄)₂SO₄**), et libéré ensuite sous forme d'ammoniac par **la soude (NaOH)** concentrée (**10M**). L'ammoniac fixé par l'acide borique est ensuite titré avec de l'acide sulfurique pure.

Le dosage des protéines se déroule en 3 étapes :

Les composés organiques contenant de l'azote (protéines et acides nucléiques dans certaines matrices) sont décomposés à chaud, sous l'action d'acide sulfurique et d'un catalyseur. Ce catalyseur contient du sulfate de potassium (K_2SO_4), qui permet d'augmenter la température d'ébullition de l'acide sulfurique, et du sulfate de cuivre ($CuSO_4$) qui agit comme catalyseur de la réaction. L'azote va donner quantitativement du sulfate d'ammonium : c'est l'étape de **minéralisation**.

L'ammoniac est ensuite déplacé de son sel par la soude, distillé par entraînement à la vapeur d'eau et recueilli dans une quantité connue d'acide chlorhydrique en excès. C'est l'étape de **distillation**. La quantité d'acide chlorhydrique n'ayant pas réagi est dosée en retour par de la soude. C'est l'étape de **dosage**.

La méthode de Kjeldahl comprend les étapes suivantes :



2.4.3.1 Minéralisation (durée : 5 heures)

Peser 03 g (pesée exacte) de l'échantillon et introduire cette prise d'essai dans **un** matras à minéraliser (**tube à minéralisation**) de **Kjeldahl** (Fig. 2.3). Puis ajouter **20 ml** d'acide sulfurique pure (**95%**), verser l'acide lentement et en agitant par rotation douce. Ajouter **3g** de (catalyseur) mélange catalytique : (K_2SO_4 (2,862 g) + (0,054 g) $CuSO_4 \cdot 5H_2O$ penta hydraté + (0,084 g) TiO_2) et Placer le matras sur la rampe de minéralisation (bloc de minéralisation réservé à cet effet). S'assurer que le collecteur de fumées est hermétiquement fermé (présence obligatoire de tous les tubes ou de bouchons), et que la pompe est en marche.

Afficher **150 °C** à l'aide du bouton de température ainsi que le temps de minéralisation (**5 heures au maximum**), pour **chauffer le matras (Tube)** avec précaution jusqu'à disparition des mousses en veillant à ce qu'elles ne montent pas les parois du matras. Mettre le régulateur sur ON. Ensuite après **10** minutes, et s'il n'y a pas de mousses formées dans le tube, porter alors à ébullition douce en augmentant la température jusqu'à **250 °C**, puis à **350 °C 10** minutes plus tard, en veillant à ce que l'acide sulfurique condense bien avant le col du matras. Lorsque la minéralisation est terminée, vous pouvez à ce moment-là venir éteindre le système quand la couleur verte apparaisse, laisser refroidir le matras en laissant en fonctionnement le collecteur de fumées et l'eau pendant

30 minutes à 1 heure (Fig. 2.10). Quand votre système a refroidi, vous arrêtez l'eau. Vous enlevez le support de minéralisation et vous récupérez votre échantillon. L'échantillon est maintenant minéralisé, l'azote protéique est passé sous forme d'azote minéral et on récupère donc cet azote sous forme de sulfate d'ammonium.



Figure 2.10. Montage de l'appareil de Kjeldahl.

2.4.3.2 distillations (durée : environ 15 minutes)

L'objectif de cette étape de distillation va être de faire passer votre azote de la forme NH_4^+ à la forme NH_3 . Pour cela, vous placez votre minéralisât dans le distillateur en faisant attention à ce que votre système soit bien hermétique. Donc bloquez bien ici en surface du tube. On va ensuite délivrer de la soude dans l'échantillon. Vous aurez les vapeurs d'ammoniac qui seront recondensées au niveau de ce serpentin et l'ammoniac obtenu sera piégé dans un erlenmeyer qui contient 25 mL d'acide chlorhydrique 0,1 mol/L, 6 gouttes du rouge de méthyle qui nous sera utile pour le dosage, et également 10 mL d'eau de façon à ce que le tube, qui se situe ici, plonge bien dans la solution d'acide chlorhydrique de façon à ce que l'on n'ait pas une partie des vapeurs d'ammoniac qui puisse s'échapper.

Pour dispenser les 50 mL de soude qui vont être nécessaires pour cette distillation, vous appuyez sur le curseur soude, et vous aurez ici exactement 50 mL qui seront délivrés. Ensuite, vous fermez la porte devant l'appareil puis vous pouvez mettre votre appareil en fonctionnement. Pour dispenser les 50 mL de soude qui vont être nécessaires pour cette distillation, vous appuyez sur le curseur soude, et vous aurez ici exactement 50 mL qui seront délivrés. Pour lancer l'étape de distillation, vous appuyez sur le bouton vapeur (« steam ») qui va lancer le chauffage du système.

Laisser distiller 8 minutes (signal sonore indiquant la fin de la distillation) puis abaisser l'erlenmeyer de façon à ce que le tuyau ne plonge plus dans la solution, on peut ouvrir la porte mais on laisse refroidir le système avant de prendre les échantillons. Donc là, votre ammoniac se trouve piégé sous la forme NH_4^+ et l'objectif, ensuite, sera de doser l'acide chlorhydrique en excès qui n'a pas servi à piéger l'ammoniac. Laisser refroidir et récupérer l'erlenmeyer, (Fig. 2.11).



Figure 2.11. Montage de l'appareil de distillation (Soxlet)

2.4.3.3 Dosage où Titration (durée : environ 15 minutes)

Vous ferez ce dosage par un titrage du Dihydrogenoborique d'ammonium par un acide fort, ici la soude à $0,1 \text{ mol/L}$ également. Quelques minutes plus tard, après refroidissement, vous récupérez votre erlenmeyer et comme expliqué précédemment, vous allez doser l' HCl en excès. Lorsque le tube de minéralisation est froid, vous allez jeter son contenu dans le bidon qui contient les bases et qui sera éliminé. Vous réalisez le titrage de l' HCl en excès par de la soude $0,1 \text{ mol/L}$ que vous avez mise préalablement dans la burette. Ensuite, vous faites couler goutte à goutte la soude. Vous constatez que vous avez un virage de votre indicateur, le rouge de méthyle, donc tout l' HCl a été neutralisé par de la soude, il vous reste de l'eau et du NaCl .

La couleur a virée au rose après introduction de 18.5 ml d' HCl (quantité nécessaire pour casser tout le complexe) La titration de l'azote par l'acide sulfurique à $0,1 \text{ N}$, (Fig. 2.12), est alors réalisée jusqu'à l'apparition de la couleur rose, (Fig. 2.12).

De cette manière, vous connaîtrez la quantité d' HCl en excès qui n'avait pas servi à piéger de l'ammoniac. Par ailleurs, vous réalisez un échantillon avec un blanc dans lequel vous n'avez pas mis le produit, que vous avez mis également à distiller préalablement, puis vous faites le dosage de l' HCl total, et par différence, le blanc moins l'échantillon, ça vous donnera la quantité d' HCl qui a réagi et qui est directement proportionnelle à la quantité d'ammoniac piégée, donc à la quantité d'azote présente dans votre échantillon.

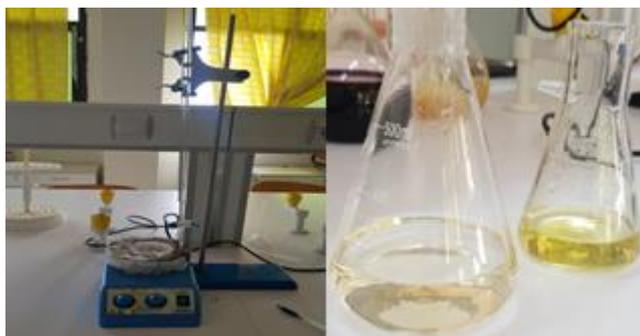


Figure 2.12 Principe de titrage virage de couleur vers le rouge clair

La teneur en azote total exprimée en masse du produit est donnée par la formule suivante

Teneur en Azote N (%) = $14 * V * N * 100 / M$

Teneur en protéines P (%) = $6,25 * N (%)$

N : la teneur en azote (%); V : volume de H_2SO_4 ; N : normalité de H_2SO_4 ; M : poids des échantillons (mg). P% des échantillons est obtenue en utilisant le facteur de conversion 6,25.

*Elle s'écrit : Protéines % = $K * N %$ $P % = 6,25 * N %$*

P% : Teneur en protéines totales; K : Facteur de conversion de l'azote en protéine.

2.4.4 Dosages de la teneur des lipides

Les lipides des poissons sont riches en **AGPI-LC n-3** tels que l'acide **eicosapentaénoïque (EPA ; 20:5 n-3)** et l'acide **docosahexaénoïque (DHA ; 22:6 n-3)**. Ces acides gras sont retrouvés surtout dans **les phospholipides (phosphatidyléthanolamine en particulier)**, mais les lipides de réserve constitués par les triglycérides sont également relativement riches en **AGPI-LC n-3**.

▪ Principe

Chez le poisson, il existe plusieurs sites de dépôts lipidiques dont les principaux sont le foie, le muscle, le tissu adipeux péri viscéral et le tissu adipeux sous cutané (Sheridan, 1988). Cette répartition peut varier selon les espèces. La composition en lipides est un critère pratique de distinction des poissons. Les poissons maigres et les poissons gras ont des caractéristiques distinctes en termes de stockage des lipides. Voici quelques points clés :

1. Poissons Maigres :

- **Stockage de la matière grasse** : Les poissons maigres stockent principalement la matière grasse dans leur **foie**, représentant **40 à 70 %** de leurs réserves lipidiques.
- **Teneur en lipides dans les muscles** : Les muscles de ces poissons sont **pauvres en lipides**, avec seulement **5 %** de lipides.
- **Répartition dans le corps** : La teneur en lipides est plus élevée vers la **tête** et diminue vers la **queue**.

2. Poissons Gras :

- **Stockage au niveau musculaire** : Les poissons gras stockent une **forte quantité de lipides** directement dans leurs muscles.
- **Teneur en lipides dans les muscles** : La part de lipides présente dans les muscles des poissons gras est **supérieure à 10 %** des lipides totaux.
- **Répartition dans le corps** : Contrairement aux poissons maigres, la teneur en lipides est plus élevée vers la **queue** et diminue vers la **tête**.

En résumé, les poissons maigres privilégient le stockage hépatique, tandis que les poissons gras accumulent davantage de lipides dans leurs muscles. Ces différences ont un impact sur la composition nutritionnelle de ces poissons et sur leur goût. Les graisses extracellulaires dans les muscles et les couches sous la peau et dans la cavité abdominale jouent un rôle essentiel dans la santé et la qualité des poissons (Corraze and Kaushik, 1999).

• **Les poissons à teneur en lipides intermédiaire** sont généralement des poissons plats qui accumulent leurs graisses dans le foie mais aussi dans leurs muscles et dans d'autres tissus tels que le tissu adipeux péri viscéral.

La teneur en lipides des muscles varie effectivement en fonction du type de muscle et du type de poisson :

- **Poissons maigres :**

- Les **muscles rouges** contiennent environ **deux fois plus de lipides** que les muscles blancs.

- **Poissons gras, comme le maquereau (*Scomber australicus*) :**

- La teneur en lipides du **muscle rouge** atteint **19,6 g de lipides pour 100 g de muscle**.
- La teneur en lipides du **muscle blanc** est de **3,9 g pour 100 g de muscle** (Body and Vlieg, 1989).

Ces données sont importantes pour comprendre la composition nutritionnelle des poissons et peuvent influencer les choix alimentaires.

La peau peut contenir de fortes quantités de graisses selon les espèces, jusqu'à **50 g** de lipides pour **100 g** de peau chez le maquereau. Les poissons gras, selon la saison, peuvent également présenter une importante couche de graisse sous-cutanée. La partie ventrale entourant la cavité viscérale et les tissus abdominaux sont généralement riches en lipides (François, 2011).

2.4.4.1 Mode opératoire

Les lipides sont extraits selon la méthode de **Soxhlet** pour déterminer la quantité de la matière grasse dans les aliments. C'est une méthode gravimétrique, puisqu'on pèse l'échantillon au début et la matière grasse à la fin de l'extraction, (Fig. 2.13).

Peser les ballons vides pour connaître leur masse initiale, soit M_1 ; et prélevez environ 3g de chaque échantillon, finement broyé dans une cartouche d'extraction tarée. Soit M_0 ce poids ; ensuite placer les ballons dans l'appareil de Soxhlet (sur la chauffe ballon) et déposer les cartouches d'extraction dans les matras ; ajouter 200ml d'acétone ou de l'hexane dans chaque matras jusqu'à ce qu'il se déverse dans le ballon, fermer les matras ; allumer l'appareil à une température de 40 °C pendant 30min, puis augmenter la température à 60 °C pendant 3h, cela permettra de dissoudre tous les lipides présents dans chaque échantillon. Ensuite éteindre l'appareil et laisser refroidir les ballons. Concentrer les échantillons de lipides contenus dans les ballons dans un rota-vapeur à 40 °C et à une vitesse de rotation de 6 à 7 tours/min, pour récupérer le solvant ; sécher les ballons dans l'étuve à 37 °C, puis les refroidir dans un dessiccateur ; En fin peser le ballon rempli, soit M_2 ce poids. La teneur en matières grasses (L%) peut être calculée à l'aide de la formule suivante :

$$\text{Teneur en lipides } L (\%) = \frac{(M_2 - M_1)}{M_0} \times 100$$

L% : représente la teneur en matières grasses ; *M₂* : représente le poids du ballon avec les lipides
En g ; *M₁* : est la masse du ballon vide en g ; *M₀* : est la masse de la prise d'essai en g.



Figure 2.13 Montage de l'appareil de Soxhlet pour l'extraction des lipides.



CHAPITRE 3

EXPRESSION DES RESULTATS ET DISCUSSIONS

3.1 Résultats

3.1.1 Suivi des paramètres de l'environnement

Les paramètres physico-chimiques de l'eau tels que la température, le pH, la conductivité, l'oxygène dissous, la salinité et le TDS, les mesures ont été effectuées chaque semaine. Au total, deux bacs piscicoles ont été sélectionnés durant la période expérimentale qui a duré 50 jours, à chaque reprise des mesures, deux relevés peuvent être effectués, le matin à 8 heures et l'après-midi à 15 heures. Ces mesures ont été faites au moyen d'un multiparamètre de marque HANNA, modèle HI9828. Les résultats obtenus sont consignés dans les Tab. (3.1 et 3.2).

Tableau 3.1 : Paramètres physiques-chimiques du bac « A »

Paramètres physico-chimiques						
Dates	pH	T(C°)	DO m/l	PSU	uS/cm	TDS mg/l
04/03/2024	7,8	17,6	6,42	0,41	822	411
11/03/2024	7,11	18,5	6,22	0,35	719	360
18/03/2024	7,73	19,6	6,36	0,36	731	365
25/03/2024	7,87	22,9	5,97	0,31	634	317
01/04/2024	8,01	27	6,71	0,33	679	340
08/04/2024	8,02	28,5	6,04	0,62	1252	626
15//04/2024	7,53	21	5,32	0,71	1407	703
Moyenne	7,72	22,16	6,15	0,44	892,00	446,00
Ecart type	0,30	3,90	0,41	0,15	284,73	142,18

- **pH (Potentiel Hydrogène)** : La moyenne du pH oscille autour de $7,72 \pm 0,30$. Le pH est un indicateur important de l'acidité ou de l'alcalinité de l'eau.
- **Température (°C)** : La température moyenne est approximativement $22,16 \text{ °C} \pm 3,60$. Elle tourne autour d'une plage de $17,6 \text{ °C}$ minimum à $28,5 \text{ °C}$ maximum. La température de l'eau peut influencer le métabolisme des poissons et leur comportement.
- **DO (Oxygène Dissous) mg/l** : La moyenne de l'oxygène dissous est d'environ $6,15 \text{ mg/l} \pm 0,41$. L'oxygène dissous est essentiel pour la respiration des poissons.
- **PSU (Unité Pratique de Salinité)** : La salinité moyenne est auprès de $0,44 \text{ PSU} \pm 0,15$. La salinité affecte la flottabilité des poissons.
- **Conductivité (uS/cm)** : La moyenne de la conductivité électrique est aux alentours de $892 \text{ uS/cm} \pm 284,73$. Cela peut être lié à la concentration d'ions dans l'eau.
- **TDS (Total des Solides Dissous) mg/l** : La moyenne des solides dissous est à l'abord de $446 \text{ mg/l} \pm 142,18$. Cela inclut les minéraux, les sels et autres substances dissoutes dans l'eau.

Tableau 3.2 : Paramètres physiques-chimiques du bac « B »

Paramètres physico-chimiques						
Dates	pH	T(°C)	DO m/l	PSU	uS/cm	TDS mg/l
04/03/2024	7,95	18,6	6,72	0,41	823	412
11/03/2024	7,46	19,5	6,48	0,36	802	401
18/03/2024	7,74	20,6	6,07	0,34	806	403
25/03/2024	7,79	23,9	5,78	0,38	635	317
01/04/2024	7,87	27	6,59	0,34	574	287
08/04/2024	7,78	28,5	5,8	0,61	595	626
15//04/2024	7,56	21	4,79	0,7	631	298
Moyenne	7,74	22,73	6,03	0,45	695,14	392,00
Ecart type	0,16	3,54	0,61	0,13	101,76	107,47

- **Le pH (Potentiel Hydrogène)** est en moyenne s'élève à $7,74 \pm 0,16$. Il est crucial de maintenir un pH constant afin de préserver la santé des poissons.
- **Température (°C)** : La moyenne de température se maintient généralement à environ $22,73 \text{ °C} \pm 3,54$. dans une fourchette de $18,6 \text{ °C}$ minimum et $28,5 \text{ °C}$ maximum.
- **DO (Oxygène Dissous) mg/l** : La moyenne de l'oxygène dissous enregistrée est au voisinage de $6,03 \text{ mg/l} \pm 0,61$.
- **PSU (Unité Pratique de Salinité)** : La salinité moyenne notée est à $0,45 \text{ PSU} \pm 0,13$. Une faible salinité est typique de l'eau douce.
- **Conductivité (uS/cm)** : La conductivité électrique moyenne est de $695,14 \text{ uS/cm} \pm 101,76$.
- **TDS (Total des Solides Dissous) mg/l** : La moyenne des solides dissous est visiblement $392 \text{ mg/l} \pm 107,47$.

3.1.2 Paramètres zootechniques

3.1.2.1 Performances de croissance

Pour estimer la croissance des poissons au cours de l'expérimentation et caractériser l'efficacité d'utilisation des aliments mis en essai, les différents paramètres zootechniques et indices qui suivent ci-après, ont été calculés. Tous les poissons ont été pesés et mesurés individuellement au début et à la fin de l'expérience pour évaluer les performances de croissance et l'utilisation des aliments, le récapitulatif des résultats des paramètres zootechniques retenus dans l'étude est donné dans le tableau Tab. (3.3 et 3.4) « Initial » ; Tab. (3.5 et 3.6) « Final ».

Tableau 3.3 Evolution de la taille et du poids individuel chez Tilapia rouge « Initial » du bac « A »

N°	Sexe	Taille	Poids
1	F	16,1	69,7
2	F	17,7	91
3	F	16,5	71,1
4	F	14,5	50,9
5	M	15,5	59,4
Somme		80,3	342,1
Moyenne		16,1	64,6
Ecart-type		0,3	5,2

Tableau 3.4 Evolution de la taille et du poids individuel chez Tilapia rouge « Initial » du bac « B »

N°	Sexe	Taille	Poids
1	F	16.1	61
2	F	15.3	51,9
3	M	19,4	116,2
4	M	17,1	90
5	F	16,2	78,2
Somme		83,1	397,3
Moyenne		16,6	69,6
E type		0,6	8,6

Les principaux résultats obtenus en phase finale par régime alimentaire sont consignés dans les Tabs (3.5 et 3.6 ci-après).

Tableau 3.5 Evolution de la taille et croissance pondérale individuelle « Final » du bac « A »

N°	Sexe	Taille	Poids	Poids du foie	Poids des gonades
1	F	16,4	73,1	1,46	4,76
2	F	18,2	98,4	2,7	7,06
Somme		34,6	171,5	4,2	11,8
Moyenne		17,3	85,8	2,1	5,9
Ecart- type		0,9	12,7	0,6	1,2

Tableau 3.6 Evolution de la taille et croissance pondérale individuelle « Final » du bac « B »

N°	Sexe	Taille	Poids	Poids du foie	Poids des gonades
1	F	16,2	62,6	2,3	2,5
2	F	15,3	54,9	1,8	1,1
3	M	20,9	139,7	7,4	1,2
Somme		52,4	257,2	11,5	4,8
Moyenne		18,6	85,5	3,8	1,6
Ecart-type		2,4	38,6	2,6	0,7

3.1.2.2 Indices zootechniques

Afin d'évaluer la croissance des poissons au cours de l'expérience, des méthodes analytiques fondées sur la détermination de différents indices zootechniques couramment utilisés ont été appliquées. Tout au long de l'expérience, il y avait un apport journalier de la ration alimentaire, un contrôle de poids et du nombre de poissons dans chaque bac était effectué chaque semaines (les poissons étaient pesés individuellement). Les indices zootechniques suivants ont été calculés pour chaque bac après la récolte des données, les principaux résultats obtenus sont rapportés dans le Tab (3.7).

Tableau 3.7 Paramètres de survie et de croissance des bacs « A », « B »

Paramètres	Bac « A »	Bac « B »
Nombre de jours de suivi	50	50
PMI (g)	64,55	69.6
PMF (g)	85,75	101.15
TS (%)	40	60
(SGR où TCS, % / j)	0.56	0,74
GP (g)	21.2	31.6
GPQ (g/j)	0.42	0,63
(K)	1,6	1,58
IHS (%)	2,42	4,44
IGS (%)	6,9	1,87

Il semble que les poissons ont bien répondu aux deux régimes expérimentaux, avec des variations de poids final et des taux de gain de poids différents entre les régimes A et B. En effet, il est intéressant de noter que la température de l'eau variait entre 17.6 °C et 28.5 °C pendant l'expérience. De plus le poids final des poissons mesuré est compris entre 85.75 g et 101.15 g pour les régimes A et B. En ce qui concerne l'aliment A, le taux de gain de poids était de 21.2 g tandis que pour l'aliment B, il était de 31.56 g. Les données sur les variations du gain de poids quotidien (GPQ) et du coefficient de condition (K) pour le bac A et le bac B étaient de 0,42 g/j et 0,63 g/j, respectivement pour le GPQ et de 1.6 % à 1.58 %, respectivement pour le K. Les TCS calculés sont de 0.56 % pour les poissons nourris avec le régime A, et de 0,74 % pour les poissons nourris avec le régime B. Le Taux de survie observé était de 40 % pour le bac A et de 60 % pour B. L'indice hépato-somatique (IHS) et l'indice gonado-somatique (IGS) sont de 2.42 % pour l'IHS, et 6.9 % pour l'IGS (bac A), ainsi, nous avons enregistré une valeur de 4.44 % pour IHS, et 1.87 % IGS concernant le (bac B). Ces résultats sont importants pour comprendre l'impact de l'alimentation sur la croissance, la santé et la survie des poissons dans un environnement expérimental donné.

3.1.3 Paramètres d'utilisation alimentaire

Les paramètres d'utilisation alimentaire mis en essai ont été évalués par calcul des principaux indices couramment utilisés, à savoir le Taux de conversion alimentaire et l'Efficacité de conversion alimentaire Tab (3.8).

Tableau 3.8 Paramètres d'utilisation alimentaire des Bacs « A », « B »

Paramètres	Bac « A »	Bac « B »
TCA (g)	18.4	19.4
ECA (g)	0.1	0,1

La valeur enregistrée du Taux de conversion alimentaire dans le bac A est de 18.4 g. En revanche celle du bac B s'élève à 19.4 g, cela prouve que l'aliment B distribué est meilleur que l'aliment A. Néanmoins l'Efficacité de conversion alimentaire semble être identique pour les deux bacs 0.1g, ce qui laisse penser qu'aucune différence notable n'étant observée entre les deux régimes au sujet de ce paramètre.

3.1.4 Analyse chimique de la chair de poisson de Tilapia

Les résultats de recherche concernant la composition chimique globale de la chair de Tilapia rouge, comme dans la plupart des poissons et crustacés est principalement de l'eau, des protéines et des lipides. Dans la chair du poisson, ces constituants représentent environ 98%, et les autres constituants mineurs comprennent les glucides, les vitamines et les Minéraux, en conséquence ces mêmes recherches révèlent qu'elle constitue une excellente source de protéines. La composition spécifique du poisson lui donne une qualité nutritionnelle et sensorielle que recherchent et apprécient les consommateurs. Le tableau (3.9) résume les teneurs obtenues lors de nos analyses chimiques sur le muscle de tilapia rouge des deux bacs d'élevage. Les analyses portent sur les principaux constituants alimentaires : la teneur en eau ; la teneur en cendres ; la teneur en protéines et enfin la teneur en lipide.

Tableau 3.9 Paramètres chimiques de la chair de tilapia rouge des bacs (A et B).

Paramètres chimiques	H %	C %	L %	P %
Muscle de tilapia lot (A)	78,44	1,88	1.84	17.7
Muscle de tilapia lot (B)	79,01	1,26	1.71	16.7

H (%) Teneur en eau ; C (%) Teneur en cendres ; L (%) Teneur en lipides ; P (%) Teneur en protéine

En générale la composition chimique des tissus musculaires dépend de l'espèce, de la saison, et des conditions du système d'élevage. D'après les résultats d'analyse emportée, il ressort que la quantité d'eau présente dans le muscle de tilapia rouge alimenté par l'aliment A est 78,44 % et pour l'aliment B est 79,61%. Le taux de cendre chez le poisson nourri avec l'aliment A est de 1.88% par contre l'aliment B est de 1.26%. Selon les données sur la teneur en lipide, les tilapias qui se

nourrissent de l'aliment **A** et **B** ont un taux de lipides, abordant 1.84% et 1.71% respectivement. En ce qui concerne les niveaux de protéines, les résultats révèlent que les tilapias qui reçoivent l'aliment **A** sont de 17.7%. Tandis que les tilapia nourris avec l'aliment **B** sont de 16.7%.

3.2 Discussions

3.2.1 Suivi des paramètres de l'environnement

La gestion de l'élevage des poissons repose sur le suivi des paramètres physico-chimiques, car les valeurs incorrectes de ces paramètres peuvent avoir un impact sur l'état physiologique des poissons.

▪ pH

Les valeurs de pH notées fluctuent entre ($7,72 \pm 0.30$ bac « **A** ») et ($7,74 \pm 0.16$ bac « **B** ») qui sont presque identiques ; ce qui indique que le pH des eaux étudiées est conforme aux normes en vigueur en aquaculture, compris entre 5 et 11 (Balarin et Hatton, 1979), En tenant compte de la préférence des poissons tilapia pour un pH compris entre 6.5 et 8.5 (Malcom *et al.* 2000). Chez ce genre de poissons, il est très probable qu'ils soient sensibles aux changements de pH. Quand le pH est de 2 à 3, ce poisson présente un comportement de stress physiologique avec une nage rapide, une accélération des mouvements des os, une remontée en surface pour avaler l'air, une incapacité à contrôler la position du corps et enfin la mort (Malcolm *et al.* 2000). Selon Bruslé *et al.* (2004), les poissons d'eau douce se développent mieux en eau neutre ou alcaline plutôt qu'en eau acide. Selon Luquet et Kaushih (1986), le pH joue un rôle dans la consommation alimentaire, car lorsqu'il est optimal, il favorise une consommation volontaire de l'aliment chez le poisson.

▪ Température (°C)

Les niveaux de température différaient considérablement entre les deux bacs. La température moyenne enregistrée est d'environ $22,16 \text{ °C} \pm 3,60$ et elle varie entre $17,6 \text{ °C}$ minimum et $28,5 \text{ °C}$ maximum pour le bac « **A** ». Pour ce qui concerne le bac « **B** » elle est d'une moyenne de $22,73 \text{ °C} \pm 3.54$ et elle varie entre $18,6, 28,5 \text{ °C}$, la différence est sensiblement nulle. Ces valeurs demeurent parfaites pour le tilapia car les valeurs de température recommandées pour cette espèce sont comprises entre 20 et 30 °C . (Huet, 1970). Selon CTA (2017), Tilapia est un poisson eurytherme qui peut faire face à de fortes fluctuations de la température de l'eau dans son environnement naturel. Dans le cas où la température descend à moins de $16-17 \text{ °C}$, le Tilapia cesse de manger et devient de plus en plus vulnérable à diverses maladies, Chervinski (1982).

▪ Oxygène dissous (DO mg/L)

L'oxygène dissous est essentiel pour la respiration des poissons. Les moyennes relevées dans nos bacs respectifs sont $6,15 \text{ mg/L} \pm 0.41$ pour le bac « **A** » et $6.03 \text{ mg/L} \pm 0.61$ pour le bac « **B** » s'appuyant dans le seuil optimal qui est supérieure à 3 mg/L d'après (Ross, 2000).

- **Salinité** (practical salinity unit (psu))

La salinité de l'eau du bac « B » est typiquement semblable à celle du bac « A » ($0,45 \text{ psu} \pm 0,13$). La présence de *T. nilotica* dans des lacs avec une salinité pouvant atteindre 29 ppm est possible. Toutefois, la fertilité des tilapias diminue lorsque les niveaux de salinité dépassent 20 ppm, et la valeur idéale serait de 13 ppm chez *T. nilotica* (Pullin et Lowe-McConnell, 1982). A titre de comparaison, l'eau douce a une salinité de 0 à 0,5 psu et l'eau de mer (eau euhaline) a une salinité moyenne de 35 psu, bien que ($1 \text{ ppm} = 1 \text{ psu} = 1 \text{ mg/kg}$).

- **Conductivité** (uS/cm)

À la suite des relevés de la conductivité des deux bacs on constate une différence indécélable de la conductivité ; ou elle est supérieure dans le bac « A » 892 uS/cm à celle du « B » 695.14 uS/cm. Selon Russell *et al.* (2011), une conductivité de l'eau comprise entre 150 et 500 $\mu\text{S/cm}$ est idéale pour la pisciculture. Les principales sources de la conductivité de l'eau sont les minéraux présents dans le sol et les sédiments. Nos résultats dans la présente étude indiquent des niveaux légèrement supérieurs à la plage souhaitable décrite par Russell *et al.* (2011). Il est donc important de considérer la composition chimique de l'eau d'élevage d'un site avant la construction d'un projet à pisciculture.

- **Total dissolved solids (TDS mg/l)**

Le total des solides dissous est une valeur utilisée pour évaluer la qualité de l'eau. Suivant les résultats présentés dans les tableaux (3.1) et (3.2), il est considéré que les niveaux de TDS enregistrés dans le bac expérimental (A) était de ($446 \text{ mg/l} \pm 142.18$) est superficiellement élevé à celle du bac (B) ($392 \text{ mg/l} \pm 107.47$). Selon Boyd & Massaut, (1999) le niveau de TDS doit être inférieur à 1000 mg/l, ceci signifie que nos résultats sont également considérés satisfaisants pour la survie et la reproduction des poissons.

En conclusion, bien que différentes espèces de poissons aient des niveaux idéaux de paramètres de qualité de l'eau dans lesquels elles grandissent de manière optimale. Dans la présente étude, le pH, l'oxygène dissous, la température, la salinité, et le TDS dans les deux bacs expérimentaux étaient dans la plage optimale de croissance du tilapia, alors que la conductivité ne l'était pas. L'eau utilisée pour la culture du tilapia était légèrement conductrice. Étant donné que la conductivité dans les écosystèmes aquatiques dépend principalement de la composition du sol ou du substratum rocheux sur lequel coule une rivière (Russell *et al.*, 2011). Des études montrent qu'un ensemble spécial d'exigences en matière de chimie de l'eau et une qualité optimale de l'eau sont essentiels à un système aquacole sain, équilibré et fonctionnel (DeLong *et al.*, 2009). Mais de façon générale, les paramètres de qualité de l'eau sont restés dans les limites acceptables pour l'élevage d'*Oréochromis sp.*, dans les deux bacs expérimentaux. Cela s'expliquerait par le fait que

les paramètres d'élevage ont été bien contrôlés et maintenus semblables dans les différents traitements.

3.2.2 Paramètres zootechniques

▪ Poids moyen initial (Pmi g)

Au début de cette étude, le poids moyen initial (Pmi) était relativement similaire entre les lots des bacs (A) et (B), étant donné l'hétérogénéité de la population et l'impossibilité d'obtenir un poids initial identique. Au début de l'expérience, les poids moyens des poissons varient de 64,55g (A), à 69,6 g (B) à la mise en charge. Les résultats repérés sont supérieurs à ceux de (Avit *et al.*, 2014) qui on enregistre 38,5g.

▪ Poids moyen final (Pmf g)

En résumé, les valeurs du poids moyen final (Pmf) à la fin de notre étude sont de 85.75g pour le lot (A) et 101.15g pour le lot (B). On constate une différence prolix notée entre les deux bacs. Les résultats du (Pmf) notés dans cette étude sont inférieurs à ceux obtenus par (Avit *et al.*, 2014) qui atteignent les 113g. Cette différence pourrait être attribuée à divers facteurs, tels que la composition de l'alimentation distribuées aux poissons durant l'expérience, la qualité de l'eau, la densité de population, ou même des variations individuelles entre les poissons.

• Taux de survie (TS %)

Les poissons du (bac A) et du (bac B) ont obtenu un taux de survie de 40% et 60% respectivement durant cette étude. Les résultats obtenus sont moins élevés que ceux de (Gouareh *et al.*, 2018) et de (Hakkoumet *et al.*, 2018) où le taux est de 80, 89%. La différence constatée dans ce paramètre serait liée au renouvellement continu d'eau avec de l'eau du robinet qui après traitement par chloration à la STEP, l'eau présente des niveaux parfois élevés de Chlore. Des concentrations comprises entre 0,1 et 0,2mg/L de chlore conduisent à des taux de mortalité de 100% par anoxie chez les poissons.

▪ Taux de Croissance Spécifique Pondéral (SGR où TCS, % / j)

Au sujet de des taux de croissance spécifique (TCS), présentés dans le tableau (3.7). Au cours des 50 jours d'expérience, les poissons ayant reçu l'aliment B ont affiché un TCS plus élevé que ceux ayant reçu l'aliment A : 0,56%/j pour (bac A), et 0,74%/j pour (bac B). En effet ces résultats pour ce paramètre sont restés en moyenne dans les limites proposés par (Avit *et al.*, 2014) qui a noté (0,73%/j), bien que des valeurs assez faibles soient enregistrées par moment pour TCS du bac (A).

▪ **Gain de Poids moyen (GP g)**

Le tableau (3.7) montre le poids moyen gagné par chaque lot de poissons nourris avec les deux aliments A et B, on distingue que la valeur moyenne du gain de poids pour le lot B est de (31,6 g) cette dernière est substantiellement supérieure par rapport à celle de l'aliment A, qui est de (21,2 g). Les valeurs obtenues de cette étude, sont visiblement inférieures, comparativement à celle révélée par (Avit *et al.*, 2014) qui est de (74.7g). Chez tous les lots, la diminution du gain de poids moyen pour cette étude s'explique par la présence des altérations régressives de l'eau du robinet, due au stress chimique (traitement par le chlore), qui avant tous contribuent à la diminution de leur poids et par la diminution des réserves vitellogéniques.

▪ **Gain de Poids Moyen Quotidien (GPQ g/j)**

Les poissons ayant nourris par le régime B ont une valeur de gain de poids moyen quotidien (GPQ) meilleures que celle du lot nourris par le régime A : (0.42 g/j) et (0.63 g/j) respectivement, mais ces valeurs restent acceptables par rapport à celle rapportée par (Avit *et al.*, 2014) qui est de (0,50 g/j).

▪ **Indice ou Coefficient de condition (K%)**

Les indices de condition (K) enregistrés dans les bacs A et B sont similaires avec (1.6 %) et (1.58 %) respectivement, mais ces valeurs demeurent inférieurs à ceux ramenés par (Toko *et al.*, 2018) qui culminent à 1.79%. Les faibles indices de condition (K) obtenus lors de cette étude sont d'une part dues à la différence dans les rations journalières durant la semaine à cause de la (fermeture de l'Animalerie pendant le weekend) nous a empêcherait d'y accéder et de mener l'expérience convenablement (environ 75% où la ration des tilapias est diminuée de 25% par rapport à la ration normalement distribuée le reste des journées) et d'autre part à l'augmentation différente de la biomasse avec le temps.

▪ **Indice hépato-somatique (IHS %)**

L'indice hépato somatique (IHS) enregistré dans le bac A (2.42%) est nettement inférieur à celui du bac B (4.44%), néanmoins ce dernier reste supérieur en comparaison à celui enregistré par (Toko *et al.*, 2018) qui est de 2.94%. Ceci pourrait être lié à la durée d'exposition à un régime alimentaire irrégulier des rations distribuées durant toute l'expérience de 50 jours, comme nous l'avons décrit auparavant. Il présente des variations selon le sexe et l'environnement aquatique. Chez les femelles, l'IHS en enclos était significativement plus élevé, ce qui est parfaitement convenable avec notre expérience (nombre de femelles > nombre de mâles).

▪ **Indice gonado-somatique (IGS %)**

Le taux d'IGS enregistré dans le bac A s'élève à (6.9%) et B (1.87%) dépassant celui de (Toko *et al.*, 2018) qui est de 0.63%. Un (IGS) élevé chez un individu indique généralement qu'il est proche de la maturation sexuelle. Cela peut être utile pour la gestion des populations en aquaculture, notamment pour la sélection des reproducteurs. Ainsi il peut également être utilisé pour surveiller la croissance des poissons. Une augmentation rapide de l'IGS peut indiquer une croissance des gonades, ce qui peut affecter la croissance globale du poisson.

3.2.3 Paramètres d'utilisation d'alimentation

La valeur enregistrée du Taux de conversion alimentaire dans le bac A est de 18.4 g et pour le bac B est de 19.4 g qui sont presque semblable, par contre l'Efficacité de conversion alimentaire elle est identique pour les deux bacs 0.1g. Chez Les tilapias, l'activité de Nourrissage et la prise alimentaire sont fortement influencée par les facteurs environnementaux tels que l'oxygène dissous, la température, la lumière et la disponibilité alimentaire (Kestemont et Baras 2001).

3.2.4 Analyse chimique de la chair de tilapia

Les poissons en général présentent de fortes teneurs en protéines, en lipides, en vitamines et en sels minéraux. Le muscle est composé de fibres musculaires et de tissus conjonctifs, les fibres musculaires et les tissus conjonctifs et adipeux jouent un rôle primordial dans le déterminisme des composantes de la qualité de la chair du poisson, en particulier la tendreté, la jutosité, la saveur, la couleur et la capacité de rétention en eau de la viande crue, cuite ou transformée (Assogba *et al.*, 2018).

3.2.4.1 Teneur en eau

D'après les résultats, il ressort que la quantité d'eau présente dans le poisson alimenté par l'aliment A est légèrement moins élevée que celle présente dans la chair du poisson alimentée par l'aliment B (78,44 % et 79,61%) respectivement. Toutefois, les recherches menées par Garduño-Lugo et ses collègues (2003) ont démontré que les niveaux d'humidité de la chair du Tilapia du Nil et celle du Tilapia hybride (Florida red tilapia X *O. niloticus*) sont similaires avec nos résultats (79,1 %) en eau chez les tilapias. Cependant, les résultats obtenus dans cette étude sont plus élevés par rapport aux données rapportées par Garduño-Lugo *et al.*, (2003).

3.2.4.2 Teneur en cendre

Les conclusions obtenues concernant la composition chimique de la chair indiquent que le taux de cendre chez le poisson nourri avec l'aliment A est légèrement supérieur à celui du poisson nourri avec l'aliment B (1.88% et 1.26%) respectivement. Ceux-ci sont plus élevés à la teneur remportée par Garduño-Lugo *et al.*, (2003) avec (0.65%). La teneur en cendre dans la chair du tilapia est

un indicateur important de sa composition chimique. Elle représente la quantité de minéraux et de matières inorganiques présentes dans le tissu musculaire du poisson.

3.2.4.3 Teneur en lipides

D'après les analyses de composition nutritionnelle des filets de tilapia, la teneur en lipides sur les deux lots expérimentaux (A et B) était de (1.84% et 1.71%) respectivement. Cela suggère que ces valeurs sont rapprochées de celles trouvées par Garduño-Lugo *et al.*, (2003), sur le Tilapia hybride (Florida red tilapia \times *O. niloticus*) avec (2,07±0.33)%, mais un peu supérieurs à celles révélés par Dergal,(0.33±0.03)%. La teneur et la qualité des lipides musculaires des poissons d'élevage peuvent varier entre individus, en fonction de la taille, de l'état physiologique du poisson et de son alimentation. L'augmentation des lipides tissulaires est principalement due à l'augmentation de la teneur en triglycérides. En outre, les lipides totaux des poissons subissent une oxydation lors de la conservation par le froid (congélation). Ils sont impliqués dans la détermination des qualités organoleptiques (couleur, flaveur, texture) ainsi que dans la stabilité de la chair (péroxydation des lipides) et l'aptitude à la transformation (fumage, séchage) des poissons. Cependant, de mauvaises stratégies alimentaires peuvent entraîner des pertes financières. L'utilisation de compléments alimentaires peut augmenter considérablement la production de tilapias par rapport aux étangs fertilisés uniquement.

3.2.4.4 Teneur en protéines

La teneur en protéine peut varier d'une espèce à une autre. Cependant, la congélation (-12°C), la réfrigération (0 et 4°C) et la surgélation peuvent induire une dénaturation des protéines de la chair des poissons frais et transformé (Varghese et Mathew, 2016). En ce qui concerne la teneur en protéine dans la chair des *Oreochromis sp* frais, dans la présente étude, les résultats indiquent que les tilapias rouges qui reçoivent l'aliment A sont légèrement supérieurs à ceux alimentés par l'aliment B (17,7% et 16,7% respectivement). Ces valeurs sont cohérentes avec celles menées par Garduño-Lugo *et al.*, (2003) (17,0±1.78) et Dergal (2015), qui a trouvé (17,3±0.40).



CONCLUSION ET PERSPECTIVES

En conclusion, l'alimentation des poissons en élevage est un domaine complexe et en constante évolution, où la Science et la Technologie jouent un rôle crucial dans la promotion d'une aquaculture durable et productive. L'attention portée aux besoins nutritionnels des poissons est essentielle pour assurer la santé et la prospérité de l'industrie aquacole à l'avenir, un domaine important et encore mal connu nécessitant plus d'efforts de recherche. L'élevage des animaux aquatiques et plus particulièrement des poissons tels que tilapias et poissons chats soulèvent des problèmes spécifiques de bien-être. De par leur mode de vie aquatique et du caractère poïkilotherme de leur physiologie, les caractéristiques physico-chimiques de leur milieu de vie doivent être maintenues dans des limites acceptables. En retour, l'éleveur a tout intérêt à contrôler très finement l'état de stress et le bien-être de ses animaux, en particulier pour maintenir l'état de santé des élevages. Le choix de l'espèce, l'évolution du pH, la teneur en eau, l'alimentation des poissons, Les méthodes de conservation sont autant de paramètre sur lesquels il faut jouer pour obtenir les meilleures performances sur la qualité de la chair des poissons d'élevage. Cependant, avec le contexte actuel de la mondialisation où la qualité des produits alimentaires devient une exigence, il est important d'orienter les recherches vers les espèces de poissons les plus consommées et commercialisées afin de garantir la sécurité alimentaire des consommateurs.

Recommandations

En préservant les habitats naturels et en promouvant une pêche durable et parallèlement une aquaculture parfaite et contrôlée, nous pouvons garantir la pérennité des populations de poissons sauvages et préserver la biodiversité des écosystèmes aquatiques.

Il est essentiel de fournir une alimentation équilibrée et adaptée à ces besoins pour optimiser la production et le bien-être des poissons. Des études approfondies et des analyses régulières sont nécessaires pour ajuster les rations alimentaires en fonction des besoins spécifiques de chaque espèce de poisson d'élevage.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES



REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. Agreste, (2008). Résultats nationaux sur les matières premières de l'alimentation animale (2006). Agreste chiffres et données agroalimentaires 155.
2. Al Dilaimi A. (2009). Détermination de la ration lipidique alimentaire optimale du tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus*). Mémoire de master, Faculté des Sciences, Université d'Oran, Algérie, p.78.
3. Alami-Durante H, Rescan PY. (2003)., Typologie et ontogenèse des fibres musculaires chez les poissons. INRA Production Animale. 16(2): p. 145-155.
4. Alami-Durante H, Médale F, Cluzeaud M, Kaushik SJ. (2010). Skeletal muscle growth dynamics and expression of related genes in white and red muscles of rainbow trout fed diets with graded levels of a mixture of plant protein sources as substitutes for fishmeal. *Aquaculture* 303: 50–58.
5. Assogba M. H. M., Ahounou S. G. , Bonou G. A. , Salifou C. F. A., Dahouda M., Chikou A. , Farougou S. , KARIM I. Y. A. (2018). Qualité de la Chair des Poissons : Facteurs de Variations et Impacts des Procédés de Transformation et de Conservation. Available from: <https://www.researchgate.net/publication/329356975>
6. Avit, J., Bony, Y., Konan, F., Cyrille, K., Traoré, S., & Yté, W. (2014). Environmental parameters of growing *Oreochromis niloticus* (Linne, 1758) (cichlidae, perciformes) in association with Djoukèmin rice (*Oryza sativa*) in ponds. *Livestock Research for Rural Development*, 26.
7. Balarin J.D. e& Hatton J.D., (1979). *Tilapia: A guide to their biology and culture in Africa*. Unit of Aquatic Pathobiology, Stirling University, 174 p.
8. Bertin, L., & Arambourg, C., (1958). Systématique des Poissons. In P.P. GRASSÉ : *Traité de Zoologie*, tome XIII, fasc. 3, Masson, Paris.
9. Besson, M., Vandeputte, M., van Arendonk, J. A. M., Aubin, J., de Boer, I. J. M., Quillet, E., & Komen, H. (2016). Influence of water temperature on the economic value of growth rate in fish farming : The case of sea bass (*Dicentrarchus labrax*) cage farming in the Mediterranean. *Aquaculture*, 462, 47-55. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2016.04.030>

10. Body, D.R. and P. Vlieg (1989). Distribution of the lipid classes and eicosapentaenoic (20:5) and docosahexaenoic (22:6) acids in different sites in blue mackerel (*Scomber australasicus*) fillets. Journal of Food Science 54 : 569-572.
11. Bougis, P., (1952). Recherches biométriques sur les rougets (*M. barbatus* L., *M. surmuletus* L.). Archs.
12. Bruslé J., & Quignard J.P., (2004). Les poissons et leur environnement : Ecophysiologie et comportements adaptatifs. Ed. Lavoisier, Paris, 1522p.
13. Burel, C. & Medale, F., (2014). Quid de l'utilisation des protéines d'origine végétale en aquaculture ? OCL Oilseeds and fats crops and lipids, 2014, 21 (4), 10.1051/ocl/2014013ff. hal-02632885.
14. Burel, C., (2017). Bases de la nutrition et formulation en aquaculture. In Durabilité des aliments pour le poisson en aquaculture : Réflexions et recommandations sur les aspects technologiques, économiques, sociaux et environnementaux (p. 296 p.). UICN - Union Internationale pour la Conservation de la Nature. Consulté à l'adresse <https://hal.science/hal-01607152>
15. Campos-mendoza, A., Mcandrew, B.J., Coward, K. and Bromage, N. (2004). Reproductive response of Nile Tilapia (*Oreochromis niloticus*) to photoperiodic manipulation; effects on spawning periodicity, fecundity and egg size. *Aquaculture*, 231(1-4): 299–314.
16. Champagne, R. (1998). « Systèmes d'oxygénation en pisciculture ». Document d'information DADD-09. Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation. 9 p. <http://www.mapaq.gouv.qc.ca/Fr/Peche>
17. Chapman A., (2003). Culture of hybrid Tilapia: reference profile. IFAS extension. University of Florida. Edis :86p.
18. Chervinski J, (1982). Environmental physiology of Tilapias. In: Pullin, R.S.V., Lowe – McConnel, R.H. (Eds), The Biology and culture of tilapia. ICLARM Conference Proceedings, Manila, Philippines.7, 119-128
19. Cho, C. Y. & S. J. Kaushik. (1985). Effects of protein intake on metabolizable and net energy values of fish diets. In: Nutrition and Feeding of Fish, C.B. Cowey, A.M. Mackie and J.G. Bell (Eds.), Academic Press, London. Pp 95-117

20. Cho C.Y., Kaushik S.J., (1990). Nutritional energetics in fish: energy and protein utilization in rainbow trout (*Salmo gairdneri*). *World Reviews in Nutrition and Dietetics* 61, 132-172.
21. Corraze, G. & S. J. Kaushik, (2009). Alimentation lipidique et remplacement des huiles de poisson par des huiles végétales en pisciculture. *Cah. Agric.*, 18 : 112-118.
22. Corraze, G. and S. Kaushik (1999). Les lipides des poissons marins et d'eau douce. *Oléagineux, Corps gras, Lipides* 6(1): 111-115.
23. Corraze, G., (1999). Nutrition lipidique. In : Guillaume J., Kaushik S., Bergot P., Métailler R. (Eds), *Nutrition des poissons et des crustacés*, INRA, Paris, France : 147-170.
24. CTA, (2017). Centre Technique de l'Aquaculture : Fiche espèce : Le Tilapia du Nil *Oreochromis niloticus*. Fiche de l'Aquaculture continentale en Tunisie. Tunis, 2 p
25. De Silva, S.S. & Anderson, T.A., (1995). *Fish Nutrition in aquaculture*, Chapman and Hall, London, UK, 319 p.
26. DeLong DP, Losordo, TM, Rakocy JE. (2009). Culture en réservoir de tilapia. En ligne ; Publication du CCRS no 282. Centre régional d'aquaculture du Sud. 2009. Disponible à <https://thefishsite.com/articles/tank-culture-of-tilapia>.
27. Dergal N. B., (2015) : Evaluation des systèmes de management de la sécurité et de la qualité de l'aquaculture du tilapia du Nil "*Oreochromis niloticus*" dans l'Ouest algérien diplôme de Master, L'Université d'Oran1 .Spécialité :Aquaculture et Contrôle de Qualité. Université de Liège. Spécialité : Sciences Vétérinaires : p87.
28. Duponchelle, F. and Panfili, J. (1998). Variations in age and size at maturity of female Nile Tilapia, *Oreochromis niloticus*, populations from man-made lakes of Côte d'Ivoire. *Environmental Biology of Fishes*, 52: 453–465.
29. Duponchelle, F., Cecchi, P., Corbin, D., Nunez, J. and Legendre, M. (2000). Variations in fecundity and egg size of female Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*, from man-made lakes of Côte d'Ivoire. *Environmental Biology of Fishes*, 57 : 155–170.
30. Dupont-Nivet M, Médale F, Leonard J, Le Guillou S, Tiquet F, Quillet E, et al. (2009). Evidence of genotype-diet interactions in the response of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) clones to a diet with or without fishmeal at early growth. *Aquaculture* 295 : 15–21.

31. FAO. État de l'aquaculture dans le monde. Rome : FAO, (2003)
32. FAO., (2006). L'état de l'insécurité alimentaire dans le monde. Rome, Italie : Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture.
33. FAO (Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture). (2010). La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture 2010. Rome, p. 244.
34. FAO, (2014). The State of World Fisheries and Aquaculture: Opportunities and Challenges. 223 pp. <http://www.fao.org/docrep/016/i2727f/i2727f00.htm>.
35. FAO (Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture), 2016. La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture (2016). Contribuer à la sécurité alimentaire et à la nutrition de tous. Rome, p. 224.
36. Galman O. R. & Avtalion R. R., (1983). "A Preliminary Investigation of the Characteristics of Red Tilapias from the Philippines and Taiwan". Pp: 291-301. In *International Symposium on Tilapia in Aquaculture* edited by L. Fishelson and Z. Yaron, Tel Aviv University Publisher, Tel Aviv, Israel.
37. Garduño – L. M., Granados –Alvarez I., Olvera – Novoa M. A., Muñoz-Córdova G., (2003). Comparison of growth, fillet yield and proximate composition between Stirling Nile tilapia (wild type) (*Oreochromis niloticus*, Linnaeus) and red hybrid tilapia (Florida red tilapia × Stirling red *O. niloticus*) article, male *Aquaculture Research* 34:1023- 102.
38. Gómez-Requeni P, Mingarro M, Caldach-Giner JA, Médale F, Martin SAM, Houlihan DF, *et al.* (2004). Protein growth performance, amino acid utilisation and somatotropic axis responsiveness to fish meal replacement by plant protein sources in gilthead sea bream (*Sparus aurata*). *Aquaculture* 232: 493–510.
39. Gouareh, K., Meflah, S., Hidouci, S., Khrellou, M., (2018). Introduction de *Panicumvirgatum* dans l'alimentation de Tilapia rouge (*Oreochromis*Sp.) et son impact sur la croissance, Mémoire de master en aquaculture. université KasdiMerbah Ouargla. 61 pp.
40. Green, J.A., Hardy R.W., (2002). The optimum dietary essential amino acid pattern for rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*), to maximize nitrogen retention and minimize nitrogen excretion. *Fish. Physiol. Biochem.* 27: 97–108.

41. Hakkoum, F.Z., Rabouh, K., Hidouci, S., (2018). Introduction de *Panicum mombasadan* dans l'alimentation de *Tilapia rouge* (*Oreochromis SP.*) et son impact sur la croissance, mémoire de master en aquaculture. Université KasdiMerbah Ouargla. 49pp.
42. Halver, J.E. (Ed.). (1972). *Fish Nutrition*. New York, Academic Press.
43. Haury J., Daniel H., Adam B., (2004). Impacts des piscicultures sur les peuplements macrophytiques en rivières à salmonidés : comparaisons éco-régionales et évolutions temporelles sur la période 1981- 2002. *Les dossiers de l'environnement de l'INRA* 26, 88-101.
44. Huet M., (1970). *Traité de pisciculture*. Ed. Ch. de Wyngaert, Bruxelles, 718 p.
45. Huet M., (1970). *Traité de pisciculture*. Ed. Ch. De Wyngaert; 1200 Bruxelles. 718 p
46. Kaushik, S. J., (2005). Besoins et apport en phosphore chez les poissons. *INRA Prod. Anim.*, 18 (3), 203-208.
47. Kestemont P ; Micha J. C et Faïter U., (1989). *Les Méthode de Production d'Alevins de *Tilapia nilotica**. ADCP/REP/89/46, PNUD-FAO, Rome, 132 p.
48. Kestemont P, Baras E. (2001). Environnemental facteurs et prise alimentaire : Mécanismes et Interactions. Dans *Consommation alimentaire chez le poisson*, Houlihan D, Boujard T, Jobling M (eds). Blackwell Science Ltd : Oxford ; 131–156.
49. Lacroix, E. (2004). *Pisciculture en zone tropicale*. GTZ & GFA Terra Systems, Ed. Hamburg Allemagne.
50. Lazard, J. (2009). La pisciculture des tilapias. *Cahiers Agricultures*, 18(2–3): 393–401.
51. Le Boucher R, Dupont-Nivet M, Vandeputte M, Kerneis T, Goardon L, Labbé L, et al. (2012). Selection for adaptation to dietary shifts : towards sustainable breeding of carnivorous fish. *PloS One* 7: e44898.
52. Le Boucher R, Vandeputte M, Dupont-Nivet M, Quillet E, Ruelle F, Vergnet A, et al. (2013).a Genotype by diet interactions in European sea bass (*Dicentrarchus labrax L.*) : Nutritional challenge with totally plant-based diets. *J. Anim. Sci.* 91: 44–56.
53. Le Gouvello, R., & Simard. F., (eds.) (2017). *Durabilité des aliments pour le poisson en aquaculture : Réflexions et recommandations sur les aspects technologiques, économiques,*

- sociaux et environnementaux. Gland, Suisse : UICN, et Paris, France : Comité français de l'UICN. 296 pp.
54. Leduc, F. (2011). *Evaluation de la qualité des poissons frais par des approches chimiques*.
55. Lefèvre F. and Bugeon J. (2008). Déterminisme biologique de la qualité des poissons in 12ème Sciences du Muscle et Technologies des Viandes. p. 139-146.
56. Listrat A, Lebret B, Louveau I, Astruc T, Bonnet M, Lefaucheur L, Bugeon J., (2015). Comment la structure et la composition du muscle déterminent la qualité des viandes ou chairs ? INRA Productions Animales. INRA Editions. 28(2): p. 125-136.
57. Luquet P., & Kauhink S., (1986). Effets de facteurs environnementaux sur le métabolisme et le besoin alimentaire chez le poisson. In: Environment and Nutrition; Determining factors in intensive fish farming. Proceeding of international Symposium. Kuwait Bulletin of Marine Science, 7: pp 75-151.
58. Mahe, K., Destombes, A., Coppin, F., Koubbi, P., Vaz, le roy, D., B., (2005). Likelihood approach for fitting growth curves to tag-recapture data. Canadian Journal of Fisheries Aquatic Sciences, 59 ; 976-986.
59. Malcom C.M.B., & Brendan J.M., (2000). Tilapias: Biology and exploitation. institute of aquaculture. University of Stirling. Stirling. Scotland, 516p.
60. Mambrini M, Guillaume J., 1999. Nutrition protéique. In : Guillaume J, Kaushik S, Bergot P, Métailler R, eds. Nutrition des poissons et des crustacés. Paris : INRA, 1999, pp. 113–146.
61. Médale F, Guillaume JC., (1999). Nutrition énergétique. In: Guillaume J, Kaushik S, Bergot P, Métailler R, Eds. Nutrition des poissons et des crustacés. Paris (France): INRA, pp. 87–111.
62. Médale F, Kaushik S. (2009). Les sources protéiques dans les aliments pour les poissons d'élevage. Cah. Agric. 18: 103–111.
63. MPRH, Avril (2014). Secteur de la Pêche et de l'Aquaculture : Bilan (2012-2014), Prospective 2030 & Projet « PLAN AQUAPECHE 2020 ».
64. Nakari T, Erkomaa K., (2003). Effects of phytosterols on zebrafish reproduction in multigeneration test. Environ Pollut. 123: 267–273.

65. NRC (National Research Council), (2011). Nutrition Requirements of Fish. Washington D.C., USA, National Academy Press.
66. Nunez, J., (1985) - Contribution à l'étude de la biologie de la Sole *Solea vulgaris* Quensel. Approche ultrastructure et physiologique. Thèse 3ème cycle. Université Bordeaux I.
67. Ombredane, D., (2007). Les poissons bioindicateurs de la qualité des milieux - Indice poisson en Rivière (IPR). Séminaire International "Valorisation des Biohydrosystèmes", 27 juin 2007 ; Mahajanga, Madagascar.
68. Panserat S, Kolditz C, Richard N, Plagnes-Juan E, Piumi F, Esquerré D, et al. (2008). Hepatic gene expression profiles in juvenile rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) fed fish meal or fish oil free diets. *Br. J. Nutr.* 100: 953–967.
69. Paugy D, Lévêque C, Teugels GG., 2004. Faune Des Poissons d'Eau Douce Et Saumâtre d'Afrique De l'Ouest (2nd Edn). Faune Et Flore Tropicales : Paris. Balarin J.D. e& Hatton J.D., (1979). Tilapia: A guide to their biology and culture in Africa. Unit of Aquatic Pathobiology, Stirling University, 174 p.
70. Paugy, D., Leveque, C. and Teugels, G.G. (2004). Faune des poissons d'eau douce et saumâtre d'Afrique de l'Ouest (2nd ed.). Paris, France : Faune et flore tropicales.
71. Pena-mendoza, B., Gomez-marquez, J.L., Salgado-ugarte, I.H. and Ramirez-noguera, D. (2005). Reproductive biology of *Oreochromis niloticus* (Perciformes: Cichlidae) at Emiliano Zapata Dam, Morelos, Mexico. *Revista de Biología Tropical*, 53(3-4): 515–522.
72. Peterson, M.S., Slack, W.T., Brown-peterson, N.J. and Mcdonald, J.L. (2004). Reproduction in nonnative environments: Establishment of Nile Tilapia, *Oreochromis niloticus*, in Coastal Mississippi Watersheds. *Copeia*, 4: 842–849.
73. Prabhu Antony Jesu, P., Schrama, J. & S.J. Kaushik, (2013). Quantifying dietary phosphorus requirement of fish - A meta-analytic approach. *Aquaculture Nutr.*, 19 : 233-249.
74. Prabhu Antony Jesu, P., Schrama, J.W. & S.J. Kaushik, 2014. Mineral requirements of fish: A systematic review. *Rev. Aquaculture*, 6: 1-48. <https://doi.org/10.1111/ anu.12042>.
75. Pullin, R.S.V. et Lowe Me Connel, R.H. (1982): The biology and culture of tilapias. ICLARM, Conference Proceedings, 7 Manila, Philippines. P 432.

76. Pullin R.S.V., (1988). Tilapia genetic resources for aquaculture. Proceedings of the Workshop on Tilapia genetic resources for aquaculture 23-24 March 1987. Bangkok, Thailand ICLARM, Manila, Philippines, 108p.
77. Ross L (2000). Physiologie environnementale et énergétique. Dans: Beveridge M & McAndrew B (éd.) Tilapias : Biologie et exploitation. Série Poissons et pêcheries, 25. Amsterdam : Kluwer Academic Publishers, pp. 89-128.
78. Roussel J.M., inventors., (2009). Dépôt d'une marque désignant une méthode simple et rapide pour estimer l'abondance des juvéniles de truite en cours d'eau. Licence VIGITRUIITE (R), INPI. 2009.
79. Russell M, Shuke R, Samantha S. (2011). Effets de la conductivité sur la survie et le poids du poisson rouge (*Carassius auratus*). Disponible au [http://departments.juniata.edu/biology/eco/documents/Russell_et al.pdf](http://departments.juniata.edu/biology/eco/documents/Russell_et_al.pdf). 23 avril 2017.
80. Sheridan, M.A. (1988). Lipid dynamics in fish: aspects of absorption, transportation, deposition and mobilization. *Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Comparative Biochemistry* 90(4): 679-690.
81. Skelton, P.H. (2002). Changes to the scientific and common names of southern African freshwater fishes. *African Journal of Aquatic Science*, 27: 171-174
82. Toko, I., Pèlèbè, R. O. E., Tonato, R., Guedegba, N., Agbohessi, P., & Kestemont, P. (2018). Indices biométriques et paramètres de croissance du tilapia *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) exposé aux pesticides agricoles dans les retenues d'eau du Nord-Bénin. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 12, 1401. <https://doi.org/10.4314/ijbcs.v12i3.26>
83. Trewavas, E. (1983). Tilapiine fishes of the genera *Sarotherodon*, *Oreochromis* and *Danakilia*. British Museum (Natural History). London. 583p.
84. Varghese T, and S. Mathew. (2016). Postmortem autolytic changes of iced stored banded snakehead (*Channa striata*)(Bloch, 1793). *International Journal of Fisheries and Aquatic Studies*. 4(4): 262- 267.
85. Vilhelmsson OT, Martin SAM, Médale F, Kaushik SJ, Houlihan DF. (2004). Dietary plant-protein substitution affects hepatic metabolism in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Br. J. Nutr.* 92: 71–80.

86. Welcomme, R.L. (1988). International introductions of inland aquatic species. FAO Fisheries Technical Paper No. 294. Rome, FAO. 318 p.
87. West G. (1990). Methods of assessing ovarian development in fishes: a review. Aust. J. mar. Freshwater Res. 41, 199-222. y el plancton en la zona neritica frente a San Sebastian. Informes Técnicos del Dpto.

ANNEXES



Annexe I : Fiche technique des aliments « A », « B »

Aliments	A	B
Protéine	43%	32%
Lipide	15%	12%
Cellulose	4%	2%
Cendre	7%	5%

Annexe II : Aliment utilisé durant l'expérience « A » et « B »



Figure : Aliment « A »



Figure : Aliment « B »

Annexe III : Resultas des analyses biochimiques de la chair de tilapia cher Garduño-Lugo et Dergal

Tableau : Taux des composées chimique de la chaire de tilapia rouge

Paramètres chimiques	H%	C%	L%	P%
Garduño-Lugo	79,1	0,65	2,07	17,0
Dergal	80,7	0,59	0,33	17,3

Annexe IV : Divers photos prises durant l'expérience



Figure : La Marsa



Figure : L'animalerie



Figure : Laboratoire