

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
École Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral



**MÉMOIRE DE FIN D'ÉTUDES EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME
D'INGÉNIEUR EN SCIENCES DE LA MER**

OPTION : AQUACULTURE

**Maîtrise de la reproduction artificielle et étude comparative de
la croissance du poisson-chat africain *Clarias gariepinus*
(Bruchell, 1822) selon trois formules d'aliments**

Présenté par : **MEGDER Imane.**

Soutenu le 26/09/2018 devant le jury suivant :

Mme AKROUR-AISSOU, C.	Maitre de Conférences B (ENSSMAL)	Présidente
Mme KAIDI-BOUDJELAL, N.	Maître-Assistante B (ENSSMAL)	Examinatrice
Mme. BOUCHELOUCHE, D.	Maitre de Conférences B (USTHB)	Examinatrice
Mme ALLIOUCHE, F.	Attachée de recherche (CNRDPA)	Promotrice
M. AIT SAIDI, A.	Maître de conférences B (ENSSMAL)	Co-Promoteur

Remerciements

Au terme de ce travail, nous remercions Dieu le tout puissant pour nous avoir donné la santé, le courage et la volonté, pour réaliser ce travail.

*Qu'il me soit tout d'abord permis d'exprimer ma profonde gratitude à mes encadreurs **Madame ALLIOUCHE** qui a accepté de m'encadrer je la remercie infiniment pour son aide, ses orientations, ses conseils précieux, sa patience merci pour tout. **ET Monsieur AIT SAIDI** qui a accepté de Codiriger notre travail, je le remercie pour son aide.*

*Je tiens à remercier les enseignantes qui ont accepté de faire part de mon jury, je remercie vivement **Mme. KAIDI** et **Mme. BOUCHELOUCHE** d'avoir accepté d'examiner ce travail, **Mme. AISSOU** pour m'avoir honoré de présider le jury.*

Ce travail a été rendu possible grâce au soutien qui m'a été accordé par l'Ecole Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral (ENSSMAL) et Le Centre Nationale de Recherche Dans le Pêche et l'Aquaculture (CNRDPA), qu'ils trouvent ici l'expression de ma sincère reconnaissance.

*Il m'est particulièrement agréable de remercier toutes les personnes qui ont d'une manière ou d'une autre contribué à sa réalisation, au personnel de la station de Ouargla: **Fares, Mohamed, Hadda, Hania, Salha** pour leurs accueil et aide.*

*Au personnel de CNRDPA : **Sabrina, Asma, Sif Eddine, Mme Ben Rabeh, Maha.***

*Au personnel de l'ENSSMAL : **M.Boudjellal, Mme Eddalia, M.Mekki, M.Youcef, Houda** et plus particulièrement au responsable de la ferme «**Amou***

Hassan » Et aux équipes de la bibliothèque de l'école, pour avoir toujours répondu avec célérité et agrégation à nos multiples demandes de documentation. Merci pour tout...

Je remercie tous mes enseignants qui m'ont accompagné tout au long de cette période « C'est grâce à vous que je suis là ».

*Le grand merci est à **mes très chers parents** qui se sont tellement sacrifiés et m'ont soutenus envers et contre tout pour y arriver.*

*Merci à mes chères sœurs « **Soumia et Ikhlassse** » pour leurs encouragements permanents, et leur soutien moral, mes chers frères, pour leur appui et leur encouragement, A ma princesse « **Ritedj** ».*

A toute ma famille pour leur soutien tout au long de mon parcours d'étude.

*Je remercie **ma grand-mère** pour son conseil et ses prières.*

*Je remercie mes copines **Yasmina, Imen, Samia, Nawel, Djemaa, Hadjer, Fadhila, Bouchra, Fatiha** « on a passé des années ensemble et des moments inoubliables, Merci ».*

Table des matières

REMERCIEMENTS.....	I
Table des matières.....	III
Liste des tableaux.....	VI
Liste des figures	VII
INTRODUCTION	01

Partie I : synthèse bibliographique

I) Généralités sur l'espèce

I-1) Présentation de l'espèce étudiée.....	03
I-2) Distribution géographique.....	04
I-3) production mondiale.....	05
I-4) Les principaux pays producteurs.....	06
I-5) description morphologique.....	06
I-5-1) Dimorphisme sexuel.....	09
I-6) Ecologie.....	09
I-7) Comportement.....	10
I-8) Croissance.....	10
I-9) Reproduction et maturité sexuelle.....	11

II) nutrition et alimentation de *clarias gariepinus*

II-1) Régime alimentaire de <i>C.gariepinus</i>	12
II-2) Besoins nutritionnels.....	13
II-3) Sources des nutriments	
II-3.1) les matières premières principales.....	15

Partie II : Matériel et méthodes

I) la reproduction artificielle et le suivi larvaire de *Clarias gariepinus*

I-1) Présentation du site.....	19
I-2) Matériel	
I-2.1) Matériel expérimental.....	20
I-2.2) Matériel biologique.....	21
2-2-1) Alimentation des géniteurs.....	22
I-3) Protocole expérimental de la reproduction artificielle du <i>C.gariepinus</i>	
I-3.1) Sélection des géniteurs.....	23
I-3.2) Traitement hormonal.....	23
I-3.3) Stabulation des géniteurs.....	24

I-3.4) La reproduction du <i>Clarias gariepinus</i>	25
3-4-1) Contrôle de maturité des femelles.....	25
3-4-2) Prélèvement des testicules.....	25
3-4-3) Prélèvement des ovules.....	26
3-4-4) Mélange des gamètes.....	27
I-3.5) La mise en incubation des œufs.....	28
I-3.6) L'embryogenèse.....	29
I-3.7) L'éclosion.....	29
I-4) Élevage larvaire	
I-4.1) Résorption de la vésicule vitelline.....	30
I-4.2) Alimentation des larves.....	30
I-4.3) Sevrage.....	33
I-5) Entretien des aquariums.....	33
I-6) Pathologie traitement des géniteurs.....	34

II) Etude de l'efficacité d'aliments fabriqués sur la biomasse de *Clarias gariepinus*

II.1) Formulation d'aliments.....	35
II.2) fabrication de la farine de poisson	
II.2.1) matériel expérimental.....	37
II.2.2) Processus de fabrication de la farine.....	37
II.2.3) Qualité nutritive de la farine de poisson.....	38
II.3) Fabrication des aliments	
II.3.1) Equipement nécessaire.....	39
II.3.2) Procédé de fabrication.....	39
II.4) Les analyses d'aliments	
II.4.1) Les analyses des caractères physiques des aliments.....	41
II.4.2) Contrôle microbiologique.....	41
4.2.1) la préparation des milieux de culture.....	41
4.2.2) Préparation de la solution mère (SM) et les solutions filles.....	42
4.2.3) La recherche et dénombrement des germes.....	42
II.4-3) Les analyses biochimiques	
1- Dosage des protéines.....	46
2- Dosage des lipides.....	47

III) Essai d'aliments et suivi zootechnique

III-1) Matériel utilisé.....	48
III-2) Essai d'aliment en alevinage.....	48
III-3) Essai d'aliment au grossissement.....	49
III-3.1) distribution de l'aliment.....	50
III-3.3) Contrôle de qualité de l'eau d'élevage.....	51
III-3.3) Suivi de croissance.....	52

III-4) Performances zootechniques.....	52
--	----

Partie III : Résultats et discussion

I) la reproduction artificielle de *Clarias gariepinus*

I-1) Stabulation des géniteurs.....	54
I-2) Prélèvement du sperme.....	54
I-3) Prélèvement des ovules.....	54
I-4) Fécondation.....	54
I-5) la mise en incubation et l'éclosion.....	55
I-6) Développement embryonnaire.....	55
I-7) Elevage larvaire.....	57
I-8) qualité physicochimique de l'eau.....	58

II) Résultats de l'efficacité alimentaire d'aliments fabriqués pour *Clarias gariepinus*

II-1) Résultats d'analyse de la farine de poisson

1.1) Valeur nutritive de la farine de poisson.....	61
1.2) Rendement en farine de poisson.....	61

II-2) Résultats des analyses d'aliments fabriqués

2.1) Caractérisation des trois aliments fabriqués.....	62
2.2) Contrôle microbiologique.....	63
2.3) Analyse biochimique.....	64

II-3) Coût de revient de l'aliment.....	65
---	----

II-4) les résultats d'essai d'aliments

4.1) la croissance des larves au pré-grossissement.....	65
4.2) l'évolution de croissance au grossissement.....	67
II-5) qualité de l'eau d'élevage.....	68
II-6) Les paramètres d'efficacité.....	70

Conclusion et perspectives.....	72
---------------------------------	----

Références bibliographiques.....	74
----------------------------------	----

Annexes

LISTE DES TABLEAUX :

Tableaux de la partie I

Tableau I.01 : Stades de développement chez le <i>Clarias gariepinus</i>.....	11
Tableau I.02 : Besoins quantitatifs en acides aminés indispensables de poisson-chat (J.GUILLAUME, 1999).....	13
Tableau I.03 : Besoins en acides gras essentiels de poisson-chat (J.GUILLAUME, 1999).....	14
Tableau I.04 : Besoins (%MS) en macro-minéraux et en oligo-éléments de poisson-chat (J.GUILLAUME, 1999).....	14
Tableau I.05 : composition chimique des matières premières (J.GUILLAUME, 1999 ; modifié).....	18

Tableaux de la partie II

Tableau II.01: matériel utilisé durant l'expérience.....	20
Tableau II.02: Poids des géniteurs.....	22
Tableau II.03 : les doses et les heures d'injection et de l'anesthésie.....	24
Tableau II.04 : Les trois critères de flottabilité d'après le Gouessant.....	41
Tableau II.05 : Résumé des méthodes d'analyse bactériologique utilisées.....	45
Tableau II.06 : matériel utilisé.....	48
Tableau II.07 : Fréquence de distribution des alevins selon leur régime.....	48
Tableau II.08 : Fréquence de distribution des poissons selon leur régime.....	52

Tableaux de la partie III

Tableau III.01 : Poids et nombre des ovules prélevés.....	54
Tableau III.02 : Taux de fécondation des deux femelles.....	55
Tableau III.03 : la valeur nutritive de la farine des déchets de poisson utilisée.....	61
Tableau III.04 : Résultat du rendement des déchets de poisson.....	62
Tableau III.05 : Résultats des tests des caractères physiques d'aliments.....	62
Tableau III.06 : résultats de dénombrement des germes dans les trois aliments.....	64
Tableau III.07 : Le coût globale de 1 kg d'aliment.....	65
Tableau III.08 : paramètres de croissance des larves de <i>C.gariepinus</i>.....	66
Tableau III.09 : Performances zootechniques.....	70

LISTE DES FIGURES :

Figures de la partie I

Figure I.01 : répartition géographique du <i>C.gariepinus</i> (Discover Life, modifiée).....	4
Figure I.02 : répartition géographique du <i>C.gariepinus</i> en Algérie (Discover life, modifiée).....	5
Figure I.03 : production aquacole mondiale de <i>Clarias gariepinus</i> (FAO, 2018)...	6
Figure I.04 : morphologie externe de <i>Clarias gariepinus</i>	8
Figure I.05 : anatomie interne de <i>Clarias gariepinus</i>	8
Figure I.06 : Distinction du sexe des géniteurs de <i>Clarias gariepinus</i>	9

Figures de la partie II

Figure II.01 : laboratoire standard.....	19
Figure II.02: salle d'élevage.....	19
Figure II.03 : Aliment distribué aux géniteurs.....	22
Figure II.04 : injection hormonale des géniteurs.....	24
Figure II.05 : mesure de température des bassins de stabulation.....	25
Figure II.06 : (A) prélèvement des testicules, (B) récupération du sperme.....	26
Figure II.07 : prélèvement des ovules « Stripping ».....	27
Figure II.08 : mélange du sperme et des ovules.....	27
Figure II.09 : qualité des œufs.....	28
Figure II.10 : incubation des œufs dans des claies.....	29
Figure II.11 : les œufs non éclos.....	30
Figure II.12 : les différentes étapes de la décapsulation d'Artémia.....	32
Figure II.13 : Artémia observé sous le microscope optique (G4 x10).....	32
Figure II.14 : (A) Test de NO ₂ ⁻ , (B) Siphonage de l'excès d'aliment, (C) Fabrication des crépines.....	33
Figure II.15 : traitement de mâle par le permanganate de potassium.....	35
Figure II.16: la composition des trois formules d'aliments.....	36
Figure II.17 : Schéma récapitulatif des étapes de fabrication de la farine de poisson.....	38
Figure II.18 : les étapes de la fabrication d'aliment.....	40
Figure II.19 : Solution mère et solutions filles.....	42

Figure II.20 : Les boîtes des trois aliments au moment de solidification pour passer à l'incubation.....	43
Figure II.21: Etalement de la solution à la surface du milieu Chapman.....	44
Figure II.22 : Les étapes de dosage des protéines.....	46
Figure II.23 : Dosage des lipides.....	47
Figure II.24 : Prise du poids des alevins.....	49
Figure II.25 : Bac de transport des poissons.....	49
Figure II.26 : Les trois aliments fabriqués et distribués.....	50
Figure II.27 : Auto-analyse des sels nutritifs par système de marque SKALAR, 1998.....	51
Figure II.28: (A) mesure du poids ; (B) mesure de taille.....	52

Figures de la partie III

Figure III.01 : les différents stades de développement embryonnaire des œufs de <i>clarias gariepinus</i>.....	56
Figure III.02 : développement des larves de <i>clarias gariepinus</i>.....	57
Figure III.03 : température des aquariums au cours du développement embryonnaire.....	58
Figure III.04 : température des aquariums au cours du développement larvaire.....	59
Figure III.05 : concentration des nitrites dans l'eau des aquariums.....	60
Figure III.06 : flottabilité des trois aliments.....	63
Figure III.07 : résultats de dosage des protéines et lipides.....	64
Figure III.08 : l'évolution du poids moyen des larves de poisson-chat africain...66	
Figure III.09 : L'évolution du poids moyen chez les juvéniles de poisson-chat africain nourris avec les trois aliments fabriqués.....	67
Figure III.10 : l'évolution de la taille moyenne des juvéniles de poisson-chat.....	68
Figure III.11 : variations des concentrations moyennes des sels nutritifs dans les trois aquariums.....	69

INTRODUCTION

Introduction

La croissance démographique que connaît notre planète se traduit par une forte pression exercée sur les ressources naturelles par des captures des pêcheries mondiales que sont en pleine stagnation depuis 25 ans (FAO, 2014), cette croissance continue dans le monde nécessite plus de nourriture.

Dans ce contexte, notre étude a porté sur le poisson chat africain *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822), l'une des principales espèces d'élevage d'intérêt comestible, qui connaît récemment une forte demande en Algérie. Nous préconisons ainsi de valoriser les espèces sahariennes d'intérêt aquacole et de promouvoir l'élevage des espèces autochtones dont *Clarias gariepinus* qui est qualifié de « poisson fait pour la pisciculture et les consommateurs africains » (Atanda, 2007). Selon Mfwana et al., (2016), Parmi les 32 espèces du genre clarias représentées en Afrique, le *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822) revêt une grande importance commerciale en pêche et aquaculture tant sur le continent africain que le reste du monde.

Les avantages de choix de *Clarias gariepinus* sont ; son taux de croissance élevé, Il tolère facilement les eaux turbides ainsi que la surdensité, il résiste aux faibles teneurs en oxygène dissous vue qu'il a une respiration aérienne, résistance aux manipulations, au stress et aux maladies, il peut être facilement transformé (séché, fumé, filet) ou vendu vivant, il présente de très bonne valeur nutritive.

Comme dans tout système aquacole, le succès de l'élevage de *Clarias gariepinus*, dépend de plusieurs facteurs dont l'un des plus importants est la source d'approvisionnement en alevins nécessaires pour le grossissement en taille marchande.

A cet égard, nous avons entrepris ce travail au niveau de l'annexe du CNRDPA de Ouargla afin de réaliser la reproduction artificielle de poisson chat *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822), cependant il doit y avoir assez de nourritures (aliments) disponibles pour assurer la croissance des larves et des juvéniles de *C.gariepinus* vue que l'aliment représente de 30 à 70 % des coûts d'exploitation en aquaculture quelle que soit l'espèce de poisson produite, ainsi que pour tous les autres types d'élevages (Shang, 1990).

En Algérie, le développement de la pisciculture se heurte aux déficits nutritionnels qui sont en majorité importés. A cet effet, nous avons orienté notre travail vers la formulation et la

Introduction générale

fabrication des aliments locaux à base des protéines animales et végétales et étudier leurs effets sur la croissance des larves et juvéniles de *Clarias gariepinus*.

En outre, aucune étude n'a jusque-là été menée sur la formulation d'aliment pour *Clarias gariepinus* en Algérie. Donc notre objectif principal est de formuler des aliments avec un bon indice de conversion, à faible coût et à base des intrants locaux.

Les autres objectifs visés par notre étude :

- ✓ Expérimenter les techniques artificielles de reproduction poisson-chat africain « *Clarias gariepinus* ».
- ✓ Comparer les performances de croissance et le taux de survie des larves selon différents aliments formulés et importé, pendant une durée de 30 jours.
- ✓ Etude de la croissance des juvéniles de cette espèce en taille et en poids, en fonction des aliments composés avec des ingrédients locaux pendant une durée de 45 jours.
- ✓ Evaluer le gain du poids et le taux de conversion alimentaire des juvéniles nourris avec ces aliments.
- ✓ Etude de faisabilité de la substitution des farines de poisson par des matières premières d'origine végétale dans l'alimentation de *Clarias gariepinus*, et d'évaluer les effets de cette substitution sur les performances de croissance de cette espèce.
- ✓ Valorisation des déchets de sardine dans l'alimentation de poisson chat africain.

Le présent travail comporte trois parties:

- ✓ Une partie bibliographique traitant des généralités sur le poisson chat africain et sur la nutrition et l'alimentation chez ce poisson.
- ✓ Une partie expérimentale de la reproduction artificielle de poisson-chat africain *Clarias gariepinus*, la fabrication des aliments locaux pour ce poisson et l'étude de l'effet de ces aliments sur la croissance de cette espèce.
- ✓ Une troisième partie présentant les résultats obtenus lors de nos expérimentations et leur discussion.

LA 1^{ère} PARTIE

SYNTHESE
BIBLIOGRAPHIQUE

I) Généralités sur l'espèce

I-1) Présentation de l'espèce étudiée

De nos jours, les Siluriformes constituent un groupe de poissons de grande importance tant sur les plans de la diversité spécifique et biogéographique (Teugels, 1996 ; Bruton 1996 ; Arratia *et al.*, 2003 ; Diogo, 2005) que sur le plan économique (Légendre et Proteau, 1996 ; Ducarme et Micha, 2003). Ils représentent près du tiers des poissons d'eau douce connus dans le monde avec 34 familles (dont deux fossiles) comprenant 437 genres et plus de 2700 espèces (Teugels et Adriaens, 2003 ; Diogo, 2005). La majorité des Siluriformes sont d'eaux douces et/ou saumâtres (Teugels *in* Chikou, 2006).

L'espèce ciblée par notre travail est le poisson-chat africain *Clarias gariepinus* (Bruchell, 1822).

La classification systématique ci-dessous est décrite dans (Teugels *in* Imorou Toko, 2007 ; Lecointre *in* Leveque et Paugy, 2006 ; ITIS, 2011) :

Règne	Animalia
Embranchement	Chordata
Sous-embranchement.	Vertebrata
Super-classe	Osteichthyes
Classe	Actinopterygii
Sous-classe	Neoptérygii
Ordre	Siluriformes
Famille	Clariidae (Bonaparte, 1846)
Genre	<i>Clarias</i> (Scopoli, 1777)
Espèce	<i>gariepinus</i> (Burchell, 1822)

I-2) Distribution géographique

Dans le monde :

Les Siluriformes se retrouvent en Amérique (du nord, du centre et du sud), en Afrique, en Eurasie, en Asie du sud-est, au Japon et en Australie (Teugels, 1996 ; Diogo, 2005).

Le poisson-chat est originaire d'Afrique, du Niger et du Nil. S'étendant également à l'Afrique australe. Selon Paugy *et al.* (2004), la distribution de *Clarias gariepinus* est presque panafricaine. En Afrique de l'Ouest, l'espèce est commune dans le lac Tchad, dans les bassins du Chari et du Logone, de la Bénoué, du Niger, de l'Oshun, de l'Ogun, de l'Ouémé, du Mono, de la Volta, du Bandama, de la Haute Comoé et du Sénégal. Il se produit aussi dans l'Asie mineure (Palestine, la Syrie et le sud de la Turquie).

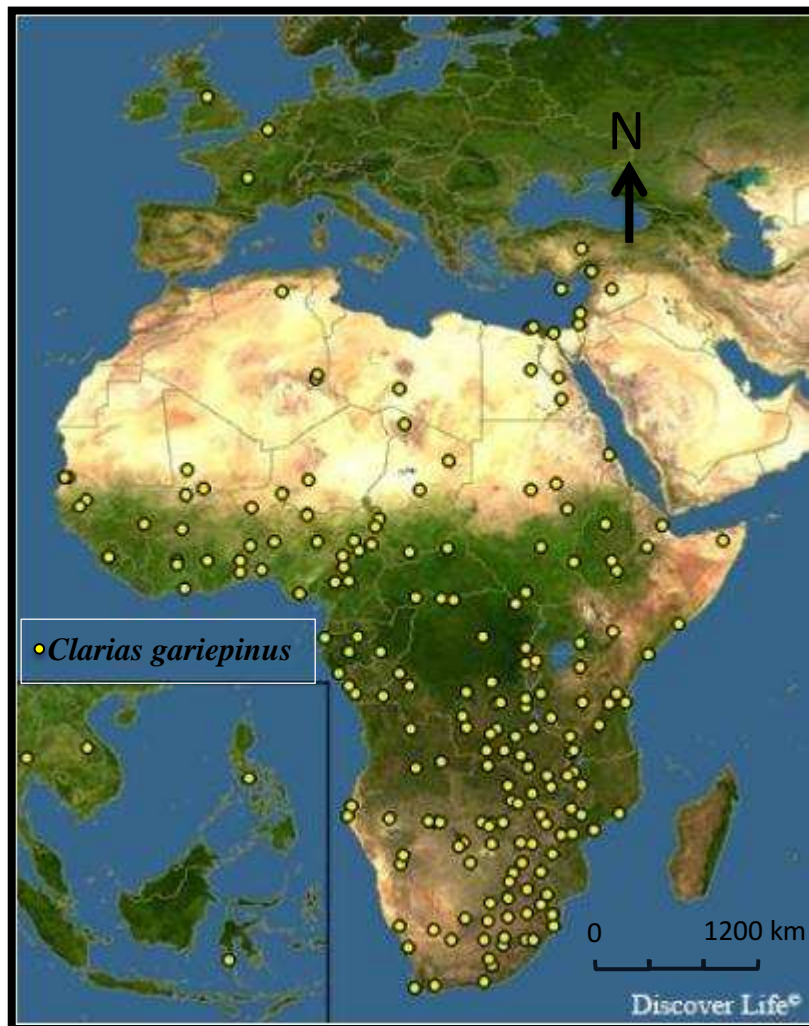


Figure I.01 : répartition géographique du *C.gariepinus* (Discover Life, modifiée)

En Algérie :

En Algérie, cette espèce se trouve en Zibans (Tolga W Biskra) dans Oued Righ au niveau de Merdjadja , Temacine et Sidi bouhania ,aussi à Tassili N'ajjer (Iherir, Tadjeradjeri, Oued tikhammalt, Oued Tarat et Oued Iszien) (**Le Berre,1989**).

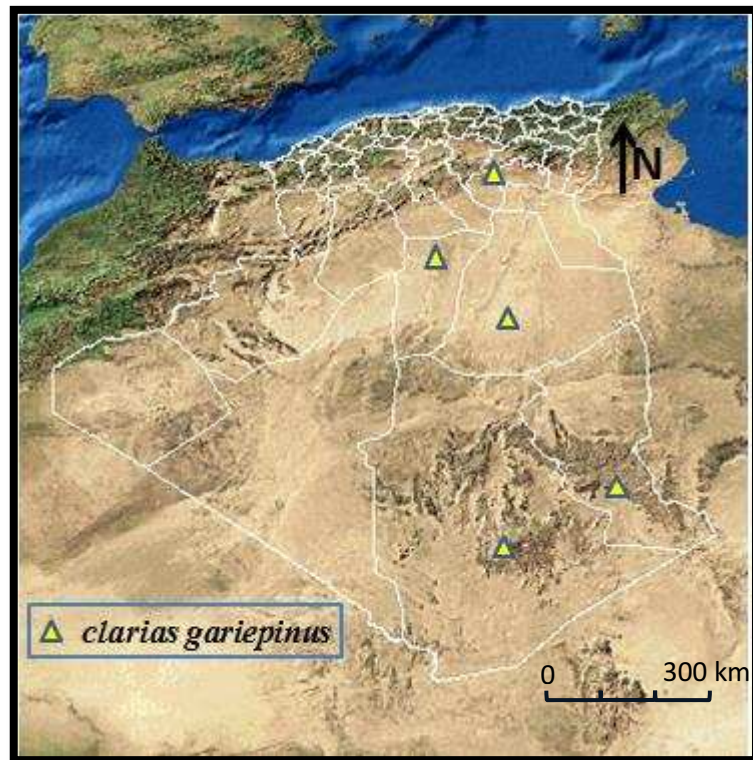


Figure I.02 : répartition géographique du *C.gariepinus* en Algérie (Discover life, modifiée).

I-3) production mondiale :

Sur le plan mondial, les Siluriformes constituent l'un des groupes de poissons économiquement importants aussi bien pour la pêche que pour la pisciculture (**Teugels, 1996**).

en 2001, on peut estimer la production de ce clarias aux Pays-Bas à 3.000 t, en Hongrie à 1.000 t, en Belgique à 750 t, en Italie à 300 t (**Ducarme et Micha, 2003**).

La production aquacole mondiale de *Clarias gariepinus* s'élève en 2014 à 237 124 tonnes (FAO, 2018), se situe au quatrième rang des espèces cultivées en eau douce après les carpes, les salmonidés et les tilapias.

La figure I.04 représente la production aquacole mondiale de *Clarias gariepinus* selon les statistiques de la FAO (2018) :

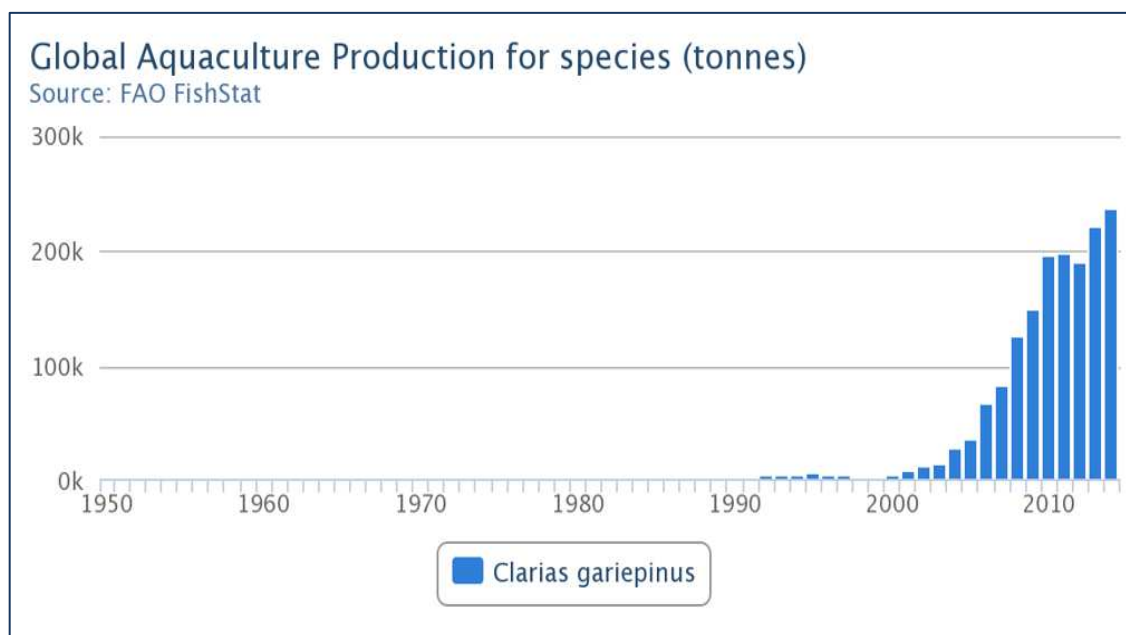


Figure I.03 : production aquacole mondiale de *Clarias gariepinus* (FAO, 2018)

I-4) Les principaux pays producteurs :

Le Nigeria est de loin le plus grand producteur de poisson-chat dans Les statistiques officielles mais les pays bas, la Hongrie, Le Kenya, la République Arabe syrienne Le Cameroun, Le Mali, et l'Afrique de sud produisent également des quantités importantes (FAO, 2012).

I-5) description morphologique :

Selon (Teugels 2004, in Paugy *et al.*, 2004), les Clariidae se distinguent des autres Siluriformes par l'absence d'épine à la dorsale, par les nageoires dorsales et anales très longues, par un corps de type anguilliforme, par la présence de quatre paires de barbillons et d'un organe supra-branchial, formé par des évaginations du 2^{ème} et du 4^{ème} arc branchial, permettant aux poissons de pratiquer une respiration aérienne.

L'espèce *Clarias gariepinus* (**Burchell, 1822**) du sous-genre *Clarias* (*Clarias*) est caractérisée par une tête longue et 24 à 110 branchiospines longues et minces sur le premier arc branchial.

Les poissons-chats comme leur nom l'indique, sont caractérisés par la présence d'organes sensoriels non visuels bien développés : les barbillons qui servent essentiellement à détecter la nourriture, La tête aplatie dorso-ventralement en forme de pelle est utilisée dans le ramassage de la nourriture du fond (**Bruton, 1996 ; Baras et Lalèye, 2003**).

En général, la forme du corps chez les poissons-chats est sub-cylindrique et aplatie dorso-ventralement (**Aratia et al., 2003 ; Paugy et al., 2004**). Leur corps est nu et l'absence d'écailles facilite ainsi la sinuosité du corps (**Bruton, 1996**). La peau dure et couverte de mucus (**Le Berre, 1989**) est utilisée dans la respiration cutanée pour suppléer la respiration aquatique chez plusieurs espèces, cette peau est pigmentée de noir sur la partie dorsale et latérale du corps. Lorsqu'il est exposé à la lumière, il devient plus clair ou tacheté. Lors du stress, il montre un patron de coloration en forme de mosaïque de taches foncées et claires (**Lacroix, 2004**). Les yeux sont généralement petits. Le maxillaire est réduit et la bouche non protractile (**Vandewalle, 2002**) est dépourvue de dents en forme d'incisive (**Bruton, 1996**). Les dents sont souvent petites et portées par des bandes prémaxillaires, vomériennes, pharyngiennes ou mandibulaires. Elles aident plus à garder la proie dans la bouche que de la lacérer.

Chez le poisson-chat africain, les nageoires impaires sont la dorsale unique, la caudale et l'anale tandis que les nageoires paires comprennent les pectorales et les ventrale. La nageoire dorsale compte 61 à 75 rayons et la nageoire anale entre 45 et 60 (**Moreau, 1988**). Les nageoires pectorales sont armées d'épines fortement développées, ayant une fonction de locomotion et de protection (**Teugels, 1996 ; Lacroix, 2004**).

Les os crâniens sont entièrement soudés. L'intérêt sélectif de la boîte crânienne n'est pas bien connu, mais elle peut être en relation avec le mode ancestral d'alimentation par pelle ou de protection contre les prédateurs aériens en eau peu profonde.

La morphologie du cleithrum "un os pair, situé devant les nageoires pectorales, disposé verticalement et qui rejoint le crâne" apparaît comme un caractère utile pour distinguer les espèces de poisson-chat étroitement liées, *Clarias anguillaris* et *C. gariepinus*. Ailleurs, la différence semble moins nette, bien que la présence d'un cleithrum pointu soit typique de *C. gariepinus* (**Benech et al., 1993**).

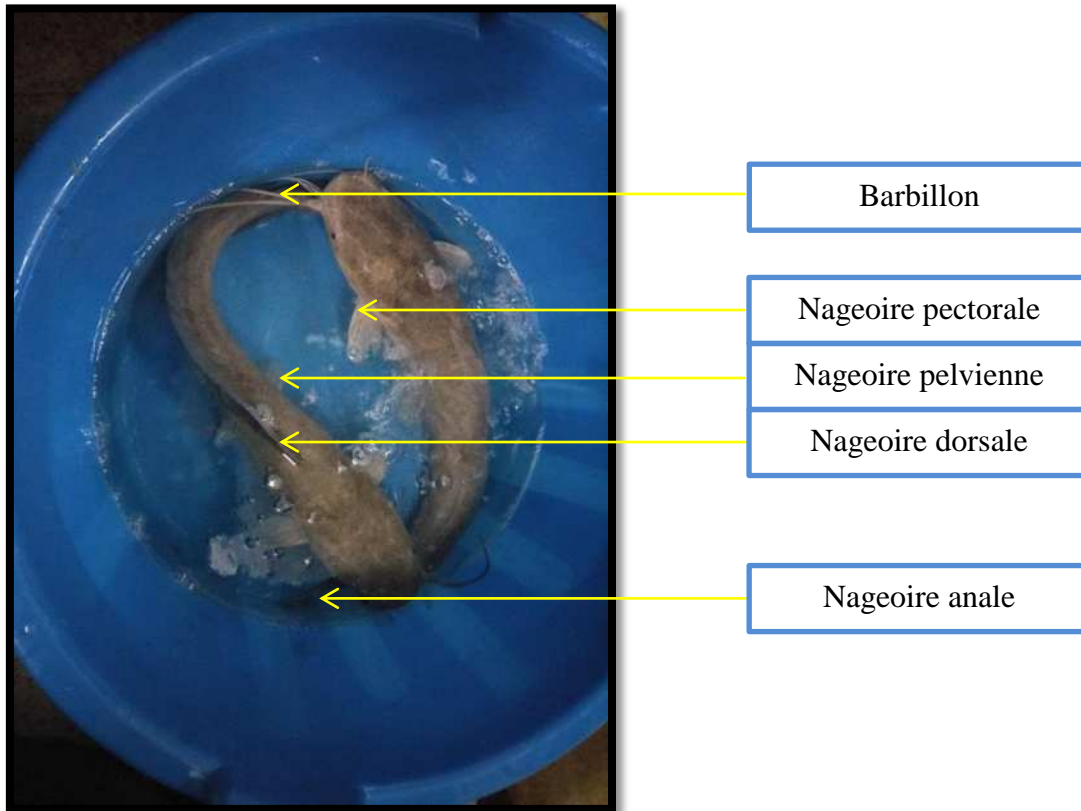


Figure I.04 : morphologie externe de *Clarias gariepinus*

Le système digestif varie beaucoup chez les poissons, en fonction du régime alimentaire. Chez le poisson-chat africain, l'estomac est apparu comme un sac musculaire incurvé, situé dans la région dorsocranial de la cavité péritonéale derrière le foie, il s'étend de l'œsophage à l'intestin (Figure II.05), longueur moyenne était de $3,2 \pm 0,61$ cm (Mokhtar et al., 2015).

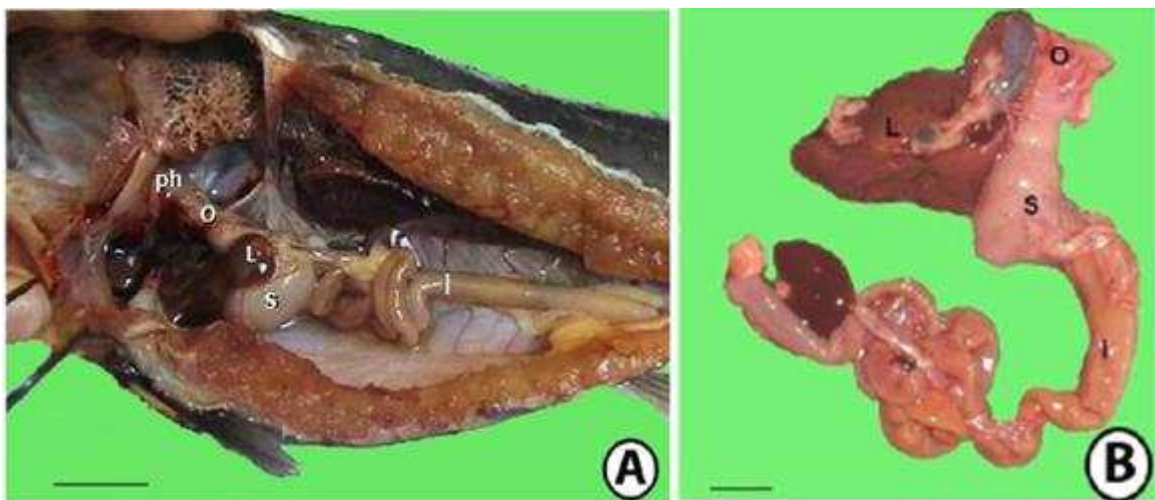


Figure I.05 : Anatomie interne du poisson chat africain : (Ph) pharynx ; (O) œsophage ; (S) estomac ; (L) foie ; (I) l'intestin. (Mokhtar et al., 2015).

I-5-1) Dimorphisme sexuel :

Le sexe des géniteurs de *Clarias gariepinus* est facile à identifier, car ils présentent un dimorphisme sexuel au niveau des organes génitaux externes (**Legendre et al., 1996**). Chez les deux de *Clarias gariepinus*, l'ouverture urogénitale est située sur la papille localisée juste derrière l'anus. Le mâle adulte se distingue de la femelle par une papille allongée se prolongeant vers l'arrière, tandis que chez la femelle, la papille a la forme arrondie ou vole (**Gilles et al., 2001**).

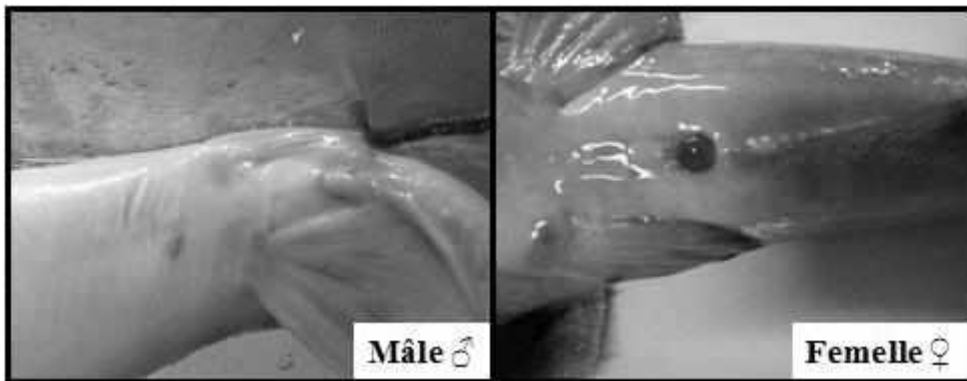


Figure I.06 : Distinction du sexe des géniteurs de *Clarias gariepinus*.

I-6) Ecologie :

Le poisson-chat présente une remarquable combinaison de caractéristiques morpho-physiologiques, écologiques et comportementales qui leur permet de s'adapter aux différents systèmes d'élevage en eaux douces (**Bruton, 1996**).

Clarias gariepinus soumit à une large tolérance aux conditions environnementales extrêmes, il est une espèce thermophile qui survit dans des températures de 18 à 45°C (**Babiker, 1984**). Il peut vivre dans la gamme de pH entre 6,5 et 8 (**Fishbase, 2017**).

Les habitats des poissons-chats sont très variés (**Arratia, 1983**). Généralement dans les eaux calmes (rivières, marais, lacs, etc.), mais également dans des cours d'eau plus rapides. Ils prospèrent bien dans les lacs turbides et peu profonds ainsi que dans les lacs clairs et profonds, mais ils sont particulièrement présents dans les rivières et les environnements pluvieux (**Bruton, 1996**). Ils sont en majorité d'eaux douces. Ils ont des niches trophiques assez larges.

La présence des organes supra-branchiaux permet à cette espèce de respirer de l'air lorsqu'elle est très active ou dans des conditions très sèches. Nourrisseur bas qui se nourrit occasionnellement à la surface.

I-7) Comportement :

Sur le plan comportemental ;

- ils sont plus défensifs qu'offensifs.
- *Clarias gariepinus* utilise des tactiques de chasse sociale (**Bruton, 1979**).
- Il existe très peu d'indépendance entre les poissons-chats avec peu de mutualisme et de symbiose et moins de défense de leur ressource.
- Le comportement cannibale de *C. gariepinus* commence d'autant plus tôt que ses populations sont hétérogènes en taille (Baras et d'Almeida, 2001). Le cannibalisme est donc à la fois une cause et un effet de cette hétérogénéité de taille.

I-8) Croissance :

Clarias gariepinus peut avoir une taille maximale de 70 cm jusqu'à 150cm pour certains spécimens (**Lévêque et al. 1990**), et il pèse plus de 7kg (**Le Berre 1989**).

Les poissons-chats peuvent atteindre des tailles énormes (5 m de longueur totale et un poids de 330 kg) (**Diogo, 2005**) présentant ainsi un intérêt remarquable pour la pêche et la pisciculture.

Le développement de la pisciculture semi intensive puis intensive de cette espèce qui bat presque tous les records de croissance (plus d'un kg en 1 an) et supporte de très fortes concentrations, atteignant des biomasses de 450 kg/m³ de bassin. (**Ducarme et Micha, 2003**).

Le tableau (I.01) représente les différentes stades de développement chez le poisson-chat selon leur taille / poids :

Tableau I.01 : Stades de développement chez le *Clarias gariepinus* selon la taille et le poids (Lacroix, 2004) :

Stade de développement	Taille	Poids
Œufs	1 - 1,6 mm	1,2 - 1,6 mg
Larves	5-7mm	1,2 -3 mg
Alevins	8 - 30 mm	3 - 1.000 mg
Juvéniles	3 - 10 cm	1 - 10 g
Poissons adultes	32 - 140 cm	0,3 -16 kg

I-9) Reproduction et maturité sexuelle

Clarias gariepinus atteint sa maturité sexuelle à l'âge de 2 ou 3 ans pour une taille qui varie fortement en fonction des conditions environnementales (température, régime alimentaire, etc.) de son milieu de vie, celle-ci pouvant aller de 15 à 75 cm selon les auteurs (Clay, 1979 ; Hecht, 1996 ; Pillay, 1990).

Les *Clariidae* sont diocèses et présentent un dimorphisme sexuel au niveau des organes génitaux externes (Legendre *et al.*, 1996). La période de frai de *C. gariepinus* commence avec la saison des pluies estivales et s'accomplit dans des zones inondées en bordure de lacs ou d'eaux calmes (Goos et Richter, 1996). La maturation des gonades est associée à la montée des eaux et à l'augmentation de la température et de la photopériode (Clay, 1979). Plusieurs frai peuvent se produire la même année à quelques semaines d'intervalle, bien que certains démentent cette affirmation (Pillay, 1990).

Les cas de ponte unique sont probablement dus à des conditions environnementales qui restreignent la reproduction à une seule ponte (Clay, 1979). Une fois fécondés, les œufs sont éparpillés et adhèrent à la végétation grâce à leur disque d'attachement (Riehl et Appelbaum, 1991). Il n'y a pas de garde parentale des œufs qui éclosent après 24 à 36 heures suivant la température de l'eau (Viveen *et al.*, 1985). La fécondité de *C. gariepinus* est très élevée, une femelle de taille moyenne (40-50 cm) pouvant libérer de 50.000 à 200.000 œufs par ponte (Hecht, 1996).

➤ **La reproduction sans traitement hormonal :**

On peut obtenir la reproduction en conditions semi-naturelles avec des couples isolés dans des bassins de grand volume contenant des îlots de végétaux aquatique (**Seka in Imorou TOKO, 2007**).

Les résultats dans ce type de reproduction paraissent aléatoires et conduisent à de grandes pertes d'œufs d'où l'utilisation des méthodes hormonales d'induction de la maturation ovocytaire finale et de l'ovulation.

➤ **La reproduction avec traitement hormonal :**

La reproduction avec traitement hormonal comprend le choix de l'hormone et la dose à injecter, le stripping la fécondation in vitro et l'incubation des œufs ; la sélection des femelles à induire est faite sur la base de l'homogénéité de taille des ovules et de leur diamètre (**Gillet et al.in Imorou TOKO, 2007**).

Les ovules arrivent à maturité après 11 à 15 heures à une température de 28 °C, ensuite elles sont extraites par pression abdominale (stripping) et fertilisées avec le sperme d'un mâle mature (**Nguenga et al.,in Imorou ToKo 2007**).

Après la fertilisation, les œufs sont mis en incubation et selon le système d'incubation utilisé (des incubateurs, paniers recouverts de toile moustiquaire, système racinaire de plantes aquatique,..) La durée d'incubation est de 672° h (degrés-heure) d'après (**Viveen et al.in Imorou TOKO, 2007**).

II) nutrition et alimentation de *Clarias gariepinus*

II-1) Régime alimentaire de *C.gariepinus* :

En général, les poissons-chats prennent leur nourriture en la suçant ou en les avalant. Le volume important de leur appareil bucco-pharyngal et leur bouche large peut expliquer un tel comportement (**Bruton, 1996**).

L'espèce de *Clarias gariepinus* a des habitudes alimentaires nocturnes (**Bruton, 1996 ; Baras et Laléyé, 2003**) avec un régime omnivore à tendance carnassière. Les adultes ont un régime alimentaire essentiellement ichtyophage, les jeunes individus sont planctophages (**Le Berre, 1989**).

Bien qu'il existe de nombreuses exceptions, les poissons-chats sont des prédateurs peu agressifs qui se nourrissent de nuit ou en eau trouble, utilisant principalement leurs organes sensoriels non visuels, les barbillons (**Bruton, 1996**).

II-2) Besoins nutritionnels :

Les études qui ont porté sur les besoins nutritionnels de *C.gariepinus* (**Degani et al. in Imorou TOKO, 2007**), ont montré une similitude dans la couverture des besoins généraux de ce poisson notamment en protéines (**36 à 42%**), en lipides (**4 à 20%**) ou en énergie brute (**11 à 18kj/g**). leur besoins en vitamines (Vit **B₁=1mg/kg** ; Vit **B₆=1-3,2 mg/kg**) (**J.GUILLAUME, 1999**).

- **Les protéines :**

Les protéines sont constituées d'unités de base, les acides aminés (AA) qui sont au nombre d'une vingtaine, certains de ces AA peuvent être synthétisés par les poissons lui-même à partir des éléments de base ; par contre les autres AA, qualifiés d'essentiels, doivent être procurés par son alimentation (**De la Noue et Ouellet, 1996**).

Ce sont des éléments de construction, c'est à partir des acides aminés que le poisson fabrique ses propres protéines pour le système immunitaire et osseux, ainsi que pour la qualité de la chair.

Le tableau I.02 représente les besoins quantitatifs en acides aminés indispensables pour poisson-chat africain (*Clarias gariepinus*) :

Tableau I.02 : Besoins quantitatifs en acides aminés indispensables de poisson-chat (J.GUILLAUME, 1999).

Acide aminé	En % de la protéine brute
Arginine	4,3
Histidine	1,5
Isoleucine	2,6
Leucine	3,5
Lysine	5,0
Méthionine + Cystine	2,3
Phénylalanine + Tyrosine	4,8
Thréonine	2,1
Tryptophane	0,5
Valine	4,8

- **Lipides :**

Les lipides sont les corps gras (huiles et graisses animales ou graisses végétales) et contrairement aux protéines, une grande partie des lipides va être utilisée pour ses apports en énergie. Leur qualité est également essentielle car ils sont indispensables pour la structure et le bon fonctionnement de l'organisme (**De Vries, 2003**). Elles ont un rôle énergétique et entrent dans la formation des graisses de réserve (**Ferrando, 1964**).

L'apport des lipides dans l'alimentation des poissons est d'abord indispensable pour satisfaire les besoins en acides gras essentiels (AGE) , acides gras non synthétisés par l'organisme et nécessaires au métabolisme cellulaire (pour la synthèse des prostaglandines et composés similaires) ainsi qu'au maintien de l'intégrité des structures membranaires (**Iga -Iga 2008**).

Tableau I.03 : Besoins en acides gras essentiels de poisson-chat (J.GUILLAUME, 1999) :

Acide gras essentiel	Besoin(en% de la ration)
18 : 3 n-3	1,0 – 2,0
AGPI n-3	0,5 – 0,75

- **Les minéraux :**

Les minéraux sont des nutriments inorganiques requis en quantités variables, selon leurs rôles physiologique et métabolique (**Campbell ,1995**).

Tableau I.04 : Besoins (%MS) en macro-minéraux et en oligo-éléments de poisson-chat (J.GUILLAUME, 1999) :

Macro-minéraux/oligo-éléments	Besoins (%MS)
P	0,45
Ca	0,45**
Mg	0,04
K	0,26
Zn	2
Mn	2,4

** en eau sans Ca

II.3) Sources des nutriments :

Les diverses matières premières utilisées pour la fabrication des aliments destinés aux poissons et crustacés peuvent être classées de plusieurs manières selon leur origine, leur composition, à certaines propriétés nutritionnelles ou physicochimiques, et des critères économiques (Guillaume *et al.*, 1999).

II-3.1) les matières premières principales :

- **Farine de poisson :**

La farine de poisson est le produit obtenu par transformation de poisson entier ou de morceaux de poisson dont une partie de l'huile peut être enlevée, mais auquel on peut restituer les solubles de poissons. Les farines de poisson ont l'avantage de procurer une source d'alimentation virtuellement identique à celle des populations des poissons sauvages.

Avantages: (Guillaume <i>et al.</i> , 1999).	Inconvénients: (Guillaume <i>et al.</i> , 1999)
- Très riche en AAI (acide aminé indispensable).	- quantité limitée (l'indisponibilité).
- La présence des sources de protéine bien adaptées aux poissons.	- elle est chère.
- Riche en AGE (acide gras essentiel).	- pauvre souvent en caroténoïdes.
- Riche en vitamines (B ₁₂ , A, D ₃).	
- Très bonne source de minéraux essentiels.	

- **Soja :**

Le soja est un produit très adaptable et à utilisation multiple, utilisé dans le monde entier comme source de protéines pour la consommation humaine et animale, ainsi que pour de nombreux usages industriels. Considéré comme « alternative verte » à des ressources non renouvelables, le soja représente un potentiel largement inexploité. Le tourteau de soja est peut-être utilisé comme première source de protéines chez la plupart des poissons omnivores dans le monde, car ce produit est constant, facile à obtenir et bien utiliser par les poissons (Rex Newkirk, 2010).

Avantages:	Inconvénient :
<ul style="list-style-type: none"> - Bonne valeur nutritionnelle. - Riche en Protéines. - Bon profil des AAI avec une déficience en Méthionine. - Soja contient du tryptophane en proportion satisfaisant. - La présence de nombreuses substances anti-nutritionnelle et en particulier des facteurs anti-trypsiques. 	<ul style="list-style-type: none"> - Pauvre en Cellulose et en Glucides complexes. - Pauvre en lactose et en AG.

- **Maïs :**

Le maïs est la principale céréale utilisée en alimentation animale de façon générale, Il existe plusieurs variétés de maïs qu'on peut regrouper en deux (les variétés blanches, et les variétés rouges ou jaunes).

Avantages :	Inconvénients :
<ul style="list-style-type: none"> - Riche en acide gras polyinsaturés n-6 (acide linoléique), et phosphore. - Bonne source d'énergie en raison de sa richesse en amidon et en matière grasse. - Disponible sur le marché. - Bonne source de vitamine E et B (Guillaume et al., 1999). 	<ul style="list-style-type: none"> - Pauvre en Protéines. - Pauvre en AAI. - Pauvre en minéraux sauf en phosphore.

- **Huile végétale :**

Elles contiennent des sources d'énergie très importantes et la présence de facteurs antinutritionnels synthétisés par les plantes. Elles sont généralement trop chères pour l'alimentation animale. Leur intégration dans les rations est cependant capable de modifier la qualité de la chair des poissons.

Avantages : (Guillaume et al., 1999).

- Bonne source d'énergie d'origine lipidique.
- Elles sont riches en AGE linoléique.
- Bon pouvoir liant.

Inconvénients:

- Elle ne renferme ni vitamine A ou D ni astaxanthine.
- Pas d'AGPI (acide gras poly-insaturé) très longue chaîne.
- Très chères. (Guillaume et al., 1999).

- **Son de blé :**

Il est essentiellement constitué de l'enveloppe de grain de blé qui est après séparation traitée par un aplatisseur. Il se présente sous la forme de petites écailles. En fonction de la taille de ces écailles, on distingue les sons gros et les sons fins.

Avantages:

- Très riche en fibre alimentaire.
- Disponible dans le marché avec un Prix raisonnable.
- Relativement, Riche en matières azotées.
- Contient de vitamine B et E (Guillaume et al., 1999).

Inconvénients :

- Moyennement riche en cellulose (10%) (Guillaume et al., 1999).

Les valeurs nutritives des matières premières sont présentes dans le (tableau I.05) :

Tableau I.05 : composition chimique des matières premières (J.GUILLAUME, 1999 ; modifié).

Caractéristique (produit brut)	Farine de poisson	Tourteau de soja	Maïs	Son de blé	Huile végétal
Matière sèche	92	88	86	88	99
Extractif non azoté	-	28.5	69	53	-
Amidon (Hydrolyse acide)	-	3.1	60.5	53	-
Amidon (Hydrolyse enzymatique)	-	-	-	19	-
Sucre	-	8.7	2.1	-	-
Cellulose	-	3.4	2.2	10	-
Protéine brute	64.6	48.0	9.0	15.6	-
Lysine	5.04	3.05	0.25	0.65	-
Méthionine	1.81	0.66	0.19	0.25	-
Méthionine et Cystéine	2.39	1.43	0.39	0.62	-
Tryptophane	0.65	0.65	0.06	0.19	-
Thréonine	2.73	1.88	0.32	0.54	-
Leucine	4.81	3.68	1.13	0.99	-
Isoleucine	3.04	2.42	0.35	0.53	-
Valine	3.55	2.46	0.46	0.73	-
Histidine	1.58	1.19	0.26	0.38	-
Arginine	3.71	3.59	0.43	1.04	-
Phénylalanine+Tyrosine	4.81	4.12	0.85	1.10	-
Matières grasse	5.5	1.9	4.20	6.5	98.7
AG sature	1.19	0.24	0.46	-	-
AG monosaturé	3.07	0.35	0.98	-	-
AGLPAI n-6	0.03	0	0	0	-
AGPI n -6	0.11	0.90	2.11	-	-
AGLPI n-3	0.80	0	0	0	0
AGPI n-3	0.87	0.2	-	-	-
Cholestérol	-	0	0	0	-
Cendre brute	21.4	6.2	1.6	4.4	-
Calcium	6.03	0.27	0.01	0.15	-
Phosphore totale	3.50	0.69	0.27	0.93	-
Sodium	1.00	0.01	0.01	-	-
Potassium	0.70	2.02	0.33	1.00	-
Chlore	1.30	Trace	0.05	0.06	-
Magnésium	0.23	0.28	0.11	0.35	-
Energie brute (kcal/kg)	4600	4200	3860	4000	9450
Energie digestible (kcal/kg)	3730	3223	3590	3700	-
Protéines digestibles	58.1	41.1	7.8	13.9	-
Phosphore disponible	3.00	0.10	0.05	-	-

LA 2^{ème} PARTIE

MATERIELS

ET METHODES

I) La reproduction artificielle et le suivi larvaire de *Clarias gariepinus*

I-1) Présentation du site :

Cette étude a été effectuée au sein de la station expérimentale du CNRDPA à Ouargla durant la période du 05 au 17 Avril, elle se situe à 800 km au sud de la capitale dans la commune de Hassi Ben Abdellah à 30 km du chef-lieu de la wilaya d'Ouargla. Cette annexe a été créée à pour l'objet de l'intégration de l'aquaculture à l'agriculture et le développement des techniques d'élevage des espèces à intérêt aquacole dans le sud algérien ainsi que la valorisation et la préservation des espèces autochtones.

Cette station est composée de 4 compartiments :

- **Un bloc administratif.**

- **Une salle d'élevage :**

Dans laquelle qu'on a réalisé la reproduction elle est constituée de 10 Raceways et de 8 bassins circulaires avec système ouvert.

- **Une écloserie :**

Dans cette écloserie, on a passé la majorité de notre expérience, elle est équipée d'un réservoir d'eau de forage de 1500L, 5 bouteilles de Zoug de 10L (système d'incubation) et plus de 10 aquariums avec un circuit ouvert.

- **Un laboratoire :**

Dans lequel qu'on a réalisé toute les observations microscopiques, sur loupe durant notre expérience ainsi que les analyses de l'eau d'élevage (NO_2^-).



Figure II.01 : laboratoire standard



Figure II.02: salle d'élevage

I-2) Matériel

I-2.1) Matériel expérimental

Le matériel utilisé dans le protocole expérimental est récapitulé dans le tableau suivant (tableau II.01) :

Tableau II.01: matériel utilisé durant l'expérience

L'opération	Matériel
Sélection et stockage des géniteurs	-Bassins de stockage des géniteurs -Grande épuisette -balance de 10 kg
Stabulation des géniteurs	-2 bassins + couvercle pour chacun -2 thermostats -Multi-paramètre
Injection des géniteurs	-Une table de travail -Anesthésiant : Eugénol -Bassines de 30 L -Seringue jetable de 5ml -Eau physiologique (0,9%) -Balance -L'hormone « Ovaprim » -Serpillières
Prélèvement du sperme	-Trousse de dissection -Seringue -passoire en plastique -papier absorbant -boite de pétri

<p>Contrôle de maturité des femelles et prélèvement des ovules</p>	<ul style="list-style-type: none"> -2 bassines en plastique -Serpillière -Anesthésiant -papier absorbant -boite de pétri
<p>Fécondation et mise en incubation</p>	<ul style="list-style-type: none"> -Bassine -Spatule -Eau filtrée -Claies -Multi-paramètres -Thermostats -3 aquariums de 75 L avec un circuit ouvert -Loupe binoculaire et microscope
<p>Elevage larvaire</p>	<ul style="list-style-type: none"> -2 Aquariums (60 cm × 35 cm × 40 cm) -Tuyau souple de siphonage - Bassine de 20 L -Thermostats -Pompe d'aération -Multi-paramètres -Loupe binoculaire

I-2.2) Matériel biologique :

Afin de réaliser notre expérience, nous avons sélectionné 3 géniteurs (2 géniteurs femelles et 1 géniteur mâle) de *clarias gariepinus*. On a réalisé les pesées à l'aide d'une balance électronique d'un poids maximal de 60 kg. On a choisis des géniteurs de deux générations différentes pour augmenter la chance de la fécondation, Les poids de ces géniteurs sont écrits dans le tableau suivant (tableau II.02) :

Tableau II.02: Poids des géniteurs

N° de géniteur	Le sexe	Le poids (kg)
1	Femelle ♀	1,20
2	Femelle ♀	1,53
3	Mâle ♂	1,73

2-2-1) Alimentation des géniteurs

Afin d'améliorer les derniers stades de l'ovogenèse et de la spermatogenèse, nous avons distribué manuellement un aliment importé (1% de la biomasse), granulé (3.0 mm) riche en :

- ✓ protéine (30%)
- ✓ lipide (6%)
- ✓ cellulose brute (3,4%)
- ✓ Phosphore (0,94%)
- ✓ Calcium (1,2%)
- ✓ Sodium (0,1%)



Figure II.03: Aliment distribué aux géniteurs de marque «POND PELLET EF »

I-3) Protocole expérimental de la reproduction artificielle du *C.gariepinus*

Pour réaliser le protocole expérimental, nous avons suivi les étapes suivantes :

I-3.1) Sélection des géniteurs

Après la récolte des géniteurs à l'aide d'une grande épuisette, on les anesthésie, puis les pèse séparément afin de sélectionner les bons géniteurs qui présentent un grand potentiel reproductif. Selon (**Ducarme et Micha, 2003**), les bons résultats de reproduction vont dépendre du choix judicieux des géniteurs. On repère les bonnes femelles reproductrices les plus matures, par la rondeur du ventre bien gonflé mais mou (non fermé).

Pour les mâles, il suffit de prendre les plus gros, ce qui signifie très souvent que leurs testicules sont bien développés et pleins de sperme laiteux. Par la suite, les géniteurs mâles et femelles sélectionnés sont transférés séparément dans des bassins d'adaptation.

Notons que pendant les manipulations de reproduction, les poissons restent à jeun et la température doit être maintenue constante.

I-3.2) Traitement hormonal

- **Anesthésie des géniteurs :**

Pour l'anesthésie des géniteurs de poisson-chat africain, on a utilisé l'Eugénol avec une concentration de 5ml / 100L d'eau.

- **Calcul des doses d'hormone :**

Au cours de cette opération, on a utilisé l'Ovaprim comme une hormone d'induction de la ponte. Cette hormone de synthèse est composée de GnRH analogue de saumon et d'un inhibiteur de la dopamine. Une seule injection définitive est suffisante pour induire la ponte chez le clarias.

En injectant les femelles avec une dose de 0,5 ml/kg (**Ducarme et Micha, 2003**), et le mâle à une de 0,25 ml/kg (**Legendre et al, 1992 ; Micha JC, 1975**).

- **Injection des géniteurs :**

Après la mise des géniteurs dans un bain anesthésiant, nous avons préparé la solution d'hormone additionnée de 2,5 ml d'eau physiologique. L'injection hormonale a été effectuée dans le muscle dorsal, entre la base de la nageoire dorsale et la ligne latérale (**Méthode d'Huet, 1970**). L'aiguille de 2 à 3cm est enfoncée dans le muscle à un angle de 45° (**Ezike et Echor, 2017**). Lors du retrait de l'aiguille, le point d'injection est massé afin

d'éviter le refoulement de la solution (Gillet *et al*, 2001 ; Janssen, 1985). Ainsi que pour assurer la diffusion de l'hormone dans tous le muscle.

Les géniteurs ont été anesthésiés vers 22 :00 h, l'heure de l'injection a été ajusté suivant l'effet de l'anesthésiant sur chacun des géniteurs.

Le tableau ci-après résume le poids des géniteurs, et les différentes doses de l'hormone utilisées :

Tableau II.03 : poids et doses de l'hormone

géniteurs	Poids (kg)	La dose de l'hormone(ml)
Femelle 1	1,2	0,6
Femelle 2	1,53	0,8
Le mâle	1,73	0,4



Figure II.04 : injection hormonale des géniteurs

I-3.3) Stabulation des géniteurs

Après la réalisation du traitement hormonal des géniteurs, on les a déposés dans les bassins de stabulation ; en séparant le mâle des deux femelles. Les deux bassins de stabulation ont les mêmes dimensions et ont été couverts pour assurer l'obscurité totale. Durant cette phase, la température a été prise chaque une demi-heure dans les deux bassins de stabulation pendant toute la nuit pour déterminer l'heure de latence. (Voir annexe).



Figure II.05: mesure de température des bassins de stabulation

En attendant de la maturation des ovocytes pendant un certain délai ; ce qui est le temps de latence il est estimé en fonction de la température moyenne à laquelle les femelles sont soumises (**Gillet *et al*, 2001**). En effet, plus que la température est élevée plus que le temps de latence est bas.

I-3.4) La reproduction du *Clarias gariepinus*

3-4-1) Contrôle de maturité des femelles

Après le temps de latence souhaité, les femelles sont pêchées et anesthésiées. La maturité est contrôlée par une légère pression abdominale. Si l'éjection des œufs est aisée, les femelles sont replacées dans leur bassin pendant le prélèvement du sperme.

3-4-2) Prélèvement des testicules

Le sperme du *Clarias gariepinus* ne peut être obtenu que par sacrifice du mâle avec une forte dose de l'anesthésiant, (**De Graaf et Janssen, 1996**). Après assurer la morte du mâle, nous avons prélevé leurs testicules par dissection de l'anus jusqu'à les nageoires pectorales à l'aide d'un scalpel et des ciseaux. La couleur blanchâtre des gonades signifie qu'ils sont bons. Par la suite, les testicules ont été séchés sur un papier absorbant, placés dans un bol puis déchirés pour extraire le sperme et le récupérer à l'aide d'une seringue. Ce dernier est Stocké au sec et à faible température pour une bonne conservation.

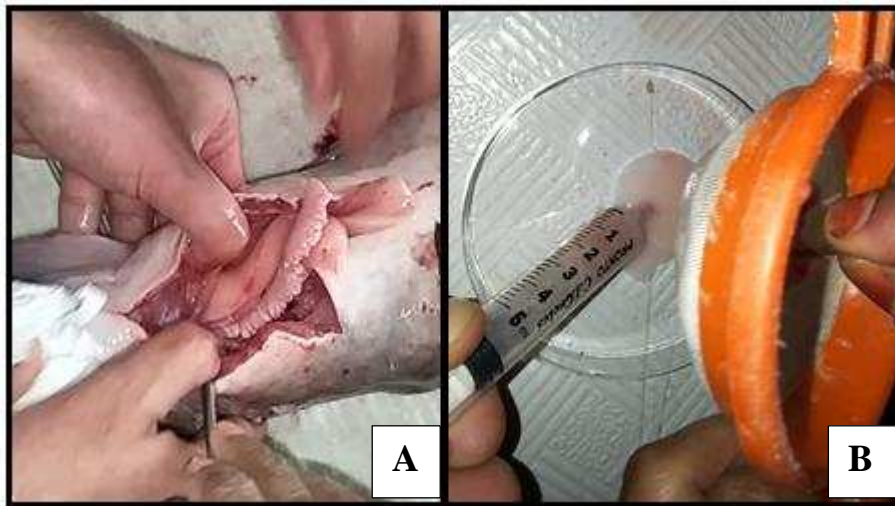


Figure II.06 : (A) prélèvement des testicules, (B) récupération du sperme

3-4-3) Prélèvement des ovules

Le prélèvement des ovules se fait par massage abdominal de la femelle, c'est le "stripping", on veillera à effectuer cette opération exactement à l'heure déterminée par le temps de latence que l'on a déjà calculé (Gilles *et al.* 2001).

Pour prélever ces ovules, nous avons :

- anesthésié les femelles de *C.gariepinus* dans 20L d'eau + 1ml d'Eugenol.
- couvris la tête de femelle par une serpillière mouillée pour la calmer.
- séché les mains, l'abdomen, la queue du poisson à l'aide d'un papier absorbant.
- Appliqué un massage doux sur l'abdomen, pour éviter l'éclatement des ovaires.
- Remis les femelles dans les bacs de stabulation.
- Mis les œufs dans des bols secs.
- Pesé la totalité de ponte, prélevé un échantillon d'œufs par ponte, pour estimer le nombre total des œufs pour chaque femelle.

Les poids des ovules sont notés sur le cahier de suivi.



Figure II.07: prélèvement des ovules « Stripping »

3-4-4) Mélange des gamètes :

Afin de réaliser cette opération, nous avons mis chaque ponte dans une petite bassine et ajouté une quantité identique de sperme pour chacune, nous avons fait un mélange délicat des ovules et de laitance à l'aide d'une spatule pendant 2 min à sec avant d'ajouter de l'eau. Si les ovules sont plongés directement dans l'eau, elles vont gonfler ce qui provoque la fermeture du micropyle et ainsi l'empêchement de l'entrée des spermatozoïdes et la fécondation des ovules (Vrasski in Billard, 2005).

Après, on ajoute 200 ml d'eau filtré pour activer les spermatozoïdes et provoquer la fécondation des ovules.



Figure II.08 : mélange du sperme et des ovules

- **Calcul de taux de fécondité :**

Après la fécondation des œufs, nous avons calculé le taux de fécondation pour les deux femelles, qui est le rapport des œufs fécondés sur le nombre total des œufs :

$$\text{Taux de fécondation} = \frac{\text{Nombre d'œufs fécondés}}{\text{Nombre d'œufs mis en incubation}} \times 100$$

- ✓ Les œufs fécondés présentent une coloration verte, les œufs non fécondés ont une couleur blanchâtre.

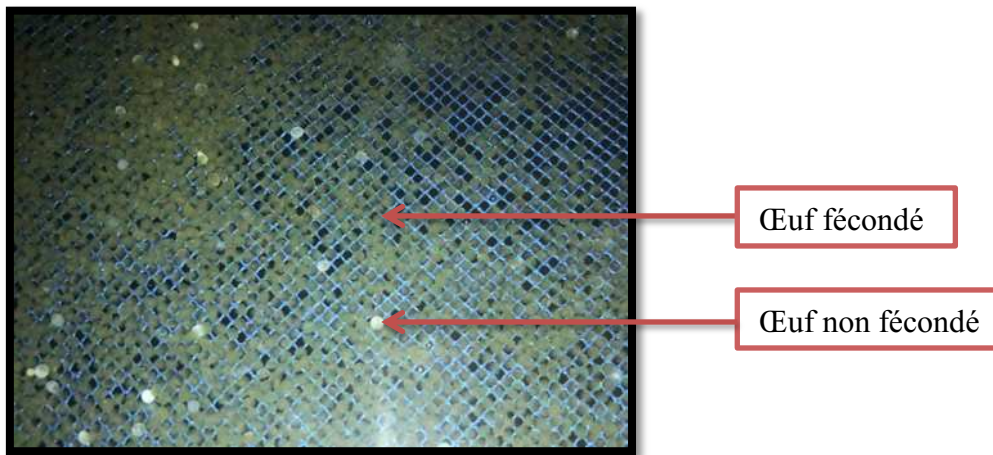


Figure II.09: la qualité des œufs.

I-3.5) La mise en incubation des œufs

L'incubation des œufs est réalisée selon une seule méthode qui consistait à introduire des tamis conçu avec du grillage synthétique (claires) dans les aquariums (Aq₁, Aq₂), remplis d'eau de forage en circuit ouvert avec un débit d'eau de 1L/min, qu'on a l'augmenté progressivement durant le développement embryonnaire.



Figure II.10 : incubation des œufs dans des claires

I-3.6) L'embryogenèse

Nous avons utilisé un microscope optique (G4 x10) chaque une demi-heure à une heure, pour vérifier l'état des œufs et le développement des embryons en fonction du temps, L'identification des stades embryonnaires s'est basée sur les travaux de (**Dacosta .K et al., 1996 ; Anpe, 2017**).

I-3.7) L'éclosion

Pour déterminer le taux d'éclosion, nous avons effectué le comptage des larves vivantes et le comparer avec le nombre des œufs fécondés. Le taux d'éclosion des œufs a été ainsi calculé :

$$\text{Taux d'éclosion} = \frac{\text{Nombre des larves vivants}}{\text{Nombre d'œufs mis en incubation}} \times 100$$



Figure II.11 : les œufs non éclos

I-4) Élevage larvaire

L'élevage larvaire est certainement la phase la plus difficile de l'élevage de *C.gariepinus* (Ducarme et Micha, 2003).

L'élevage larvaire est réalisé toujours dans les aquariums (Aq_1 , Aq_2) de 75L, remplis d'eau de forage préalablement oxygénés à une température moyenne de 28°C. Durant cette phase, nous avons observé le développement larvaire à l'aide d'une loupe binoculaire.

Les larves mortes sont de couleur blanchâtre et flottent à la surface de l'eau (Gilles et al., 2001).

I-4.1) Résorption de la vésicule vitelline

Après éclosion, les larves consomment leur réserves vitellines et à ce stade elles n'ont besoin d'aucune alimentation, elles nagent du haut vers le bas en flamme de bougie et de temps à autre horizontalement (Gilles et al., 2001).

I-4.2) Alimentation des larves

L'élevage larvaire réussi dépend principalement de la disponibilité de régimes alimentaires faciles à consommer, digérés efficacement et qui fournissent les nutriments nécessaires pour favoriser une bonne croissance et une bonne santé (Girie et al., 2002 ; Wang et al., 2005). C'est le stade où les réserves vitellines s'épuisent, à ce stade, les larves de

C.gariepinus préfèrent nettement la nourriture vivante en l'occurrence des nauplii d'Artémia (**Ducarme et Micha, 2003**).

L'épuisement des réserves vitellines était à lieu du 3^{ème} jour après l'éclosion, nous avons alimenté les larves par l'artémia que nous avons déjà la décapsulé au niveau de station de crevetticulture à Hassi Ben Abdellah.

Afin de réaliser la décapsulation d'artémia, nous avons suivi les étapes suivantes :

- Verser 600 gr des cystes d'artémia dans une solution de 2 litres d'eau de javel et 20 gr de NaOH et 2 litres d'eau de mer (35 ‰ NaCl).
- Après 5 à 6 minutes et quand la solution est devenue d'une couleur orange intense, rincer les cystes à l'eau douce.
- Puis les mettre dans une solution décapsulante de 30 ‰ NaCl pendant 24 heures à 28°C en ajoutant un système d'oxygénation et de lumière.
- Après décantation, récupérer la couche supérieure qui contient les nauplii d'Artémia.
- Puis à nouveau bien les rincer à l'eau douce et distribués directement aux larves.

Pour cette partie, on voulait comparer l'efficacité de l'alimentation par l'artémia et les daphnies sur le développement des larves et sur leurs taux de survie. Malheureusement la taille des daphnies récoltées était supérieure au diamètre de la bouche des larves de Clarias, pour cela, on a utilisé uniquement l'artémia.

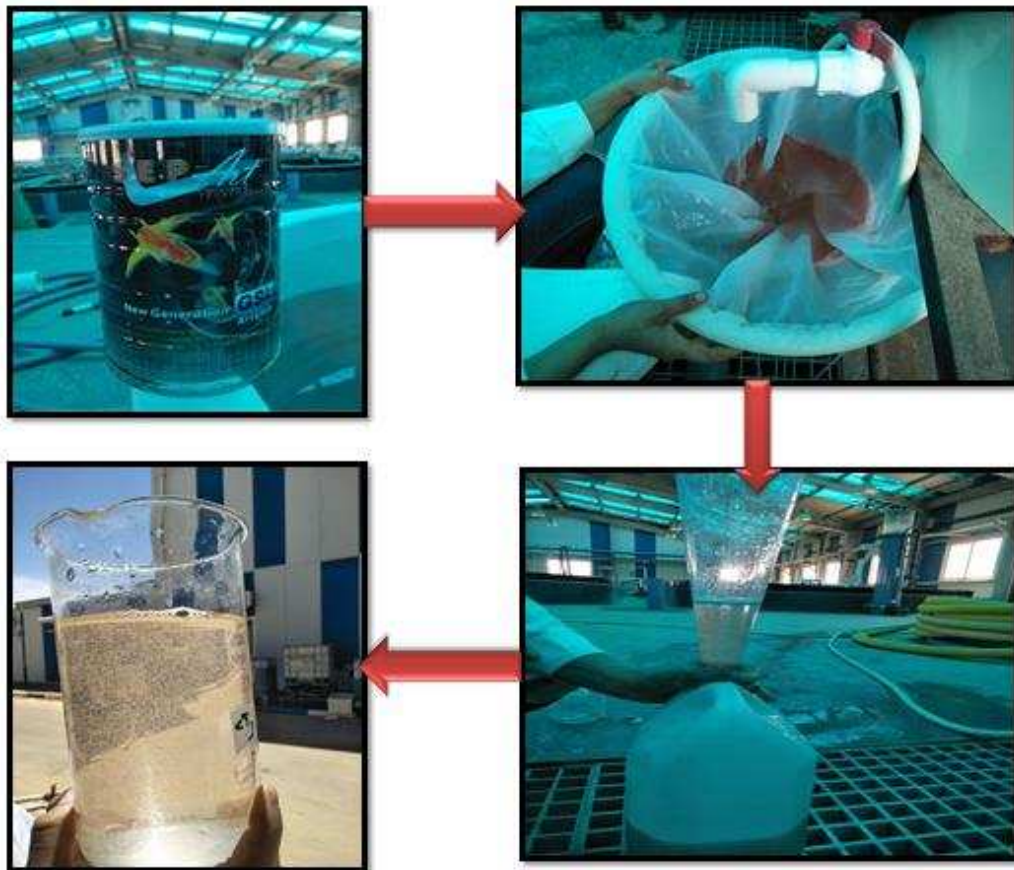


Figure II.12 : les différentes étapes de la décapsulation d'Artémia.

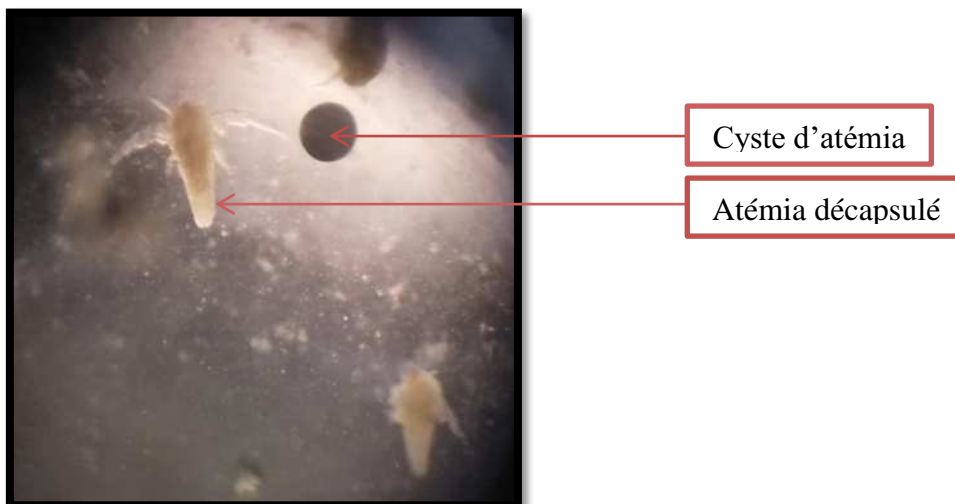


Figure II.13 : Artémia observé sous le microscope optique (G4 x10).

I-4.3) Sevrage

C'est le passage progressif d'une alimentation sur proies vivantes à une alimentation artificielle. On a commencé la distribution de l'aliment artificielle importé après le développement de la bouche et la vessie gazeuse (5 à 6^{ème} jours après l'éclosion) avec la ration suivante :

- Le 1^{er} jour de sevrage : 75% artémia, 25% aliment artificielle.
- Le 2^{ème} jour de sevrage : 50% artémia, 50% aliment artificielle.
- Le 3^{ème} jour de sevrage : 25% artémia, 75% aliment artificielle.

La taille des particules distribuées doit être adaptée à celle de la bouche des larves et augmentée à mesure que ces dernières grandissent. (J.GUILLAUME et al., 1999).

I-5) Entretien des aquariums

Durant le suivi embryonnaire, larvaire et alevinage nous avons :

- fait que le test des nitrites à cause de manque de moyens , mesuré la température de l'eau,
- siphonné les déchets et l'excès de l'aliment,
- fabriqué les crépines pour la filtration de l'eau et changé leurs taille des mailles en fonction de taille des larves.

Toutes ces opérations sont faites d'une façon quotidienne. Nous avons notés par la suite les résultats dans le cahier de suivi.



Figure II.14 : (A) Test de NO₂⁻, (B) Siphonage de l'excès d'aliment, (C) Fabrication des crépines.

I-6) Pathologie et traitement des géniteurs

Pendant la sélection des géniteurs, nous avons observé des ulcères et des hémorragies cutanées ainsi que des lésions au niveau de la nageoire dorsale chez un mâle de *C.gariepinus*.

Nous avons traité ce dernier par un antiseptique local, en le laissant dans une solution de 125 mg de permanganate de potassium dissous dans 30 L d'eau pendant 20 minutes.



Figure II.15 : traitement de mâle par le permanganate de potassium.

II) Etude de l'efficacité d'aliments fabriqués sur la biomasse de *Clarias gariepinus*

II.1) Formulation d'aliments

La formulation d'aliments pour animaux aquatiques repose sur les mêmes principes que celles des aliments pour animaux terrestres, c'est spécialement la formulation linéaire à moindre coût qui est l'outil le plus utilisé. Il s'agit de la méthode la plus économique (Guillaume *et al.*, 1991).

Les formules alimentaires doivent répondre à :

- L'efficacité physiologique : d'une manière où l'indice de conversion soit le plus bas possible.
- L'efficacité économique : l'aliment ne sera pas cher, mais aussi il sera de bonne qualité.

Pour répondre à ces critères, il faudra prendre en compte :

- ✓ Le prix et la disponibilité des matières premières sur le marché.
- ✓ Les besoins de poisson (alevin, juvénile ou adulte) et de sa destination (chair ou ponte).

Dans notre expérience, nous avons préparé trois formules d'aliment **AF.1 (avec 20% de farine de poisson)** ; **SF (sans farine de poisson)** ; **AF.2 (avec 35% de farine de poisson)**.

L'objectif de cette expérience est d'assurer des aliments locaux pour poissons chats , avec un faible coût et un bon indice de conversion , en utilisant des matières premières et coproduits agricoles locaux, valoriser les déchets des produits de la pêche (déchets de Sardine) , en substituant la farine de poissons par d'autres farines d'origine végétale comme Soja.

La composition des formules alimentaires est présentée dans la figure suivante figure (II.17) :

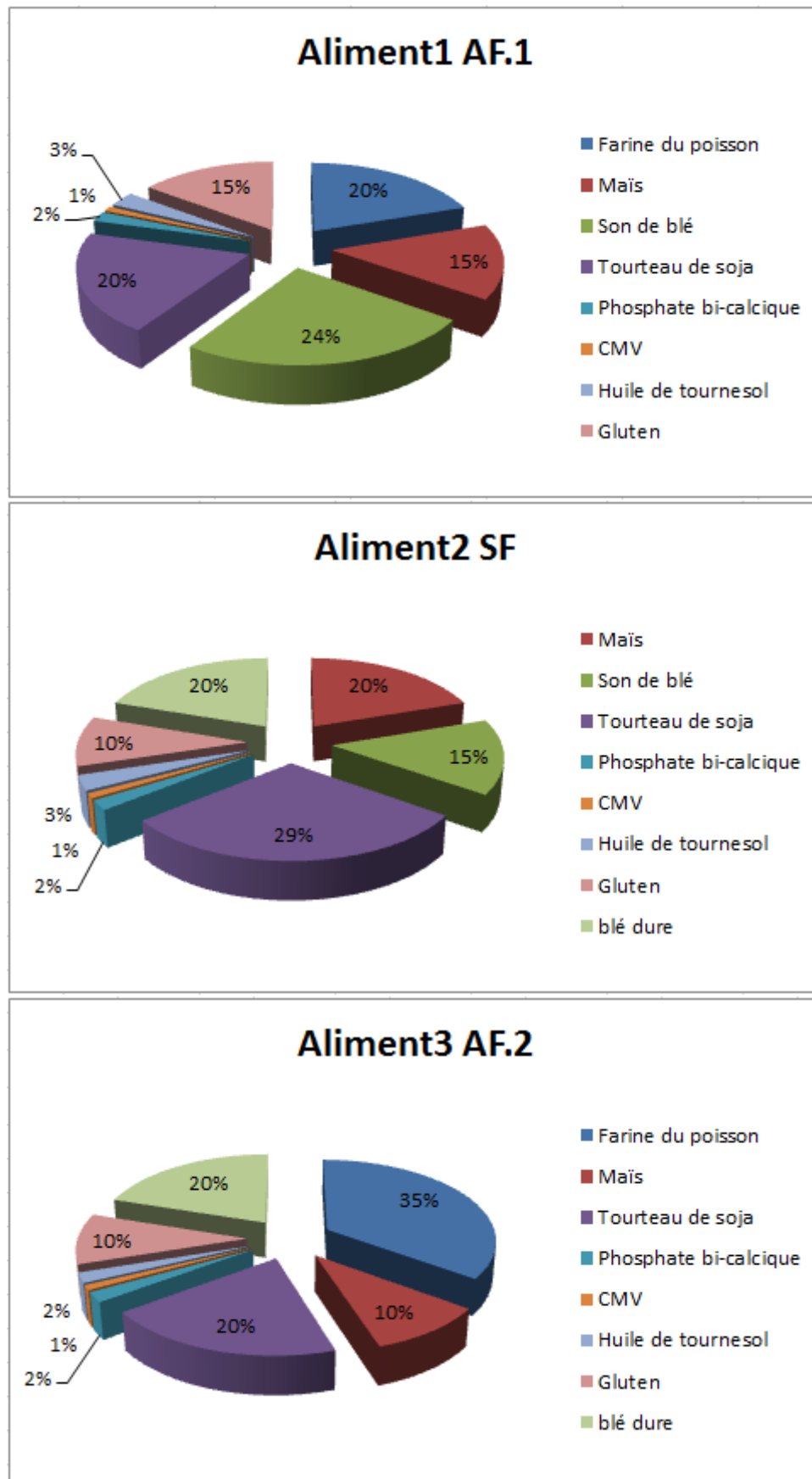


Figure II.16: la composition des trois formules d'aliments.

II.2) fabrication de la farine de poisson

Afin de valoriser les coproduits de poisson, nous avons utilisé leur déchets (arêtes et tête) en les ramenant d'usine de conservation de la sardine à Ténès wilaya de Chlef. L'opération de fabrication de la farine a été effectuée au niveau de l'annexe CNRDPA dans la région de Boukerdane W de Tipaza.

II.2.1) matériel expérimental

Pour réaliser la fabrication de la farine de poisson, nous avons utilisé le matériel suivant :

- bacs de réception
- séchoir de la marque « La Parmigiana ».
- chaudière à vapeur
- tamiseurs
- cuillères
- des gons
- cuiseurs
- balances de pesage (précision à 10^{-2})
- boîtes de conservation
- broyeur électrique (500 W)
- centrifugeuse

II.2.2) Processus de fabrication de la farine

Nous avons adopté le principe de fabrication d'**Ifremer, 2010**. En suivant les étapes suivantes :

- 1- La réception** des déchets des poissons.
- 2- Cuisson** de ces déchets à la vapeur à une température de 80-90°C afin que les protéines coagulent, libérant ainsi les huiles et l'eau. Le temps de cuisson dépend des quantités de déchets de poisson.
- 3- pressage** de la matière coagulée pour obtenir une pâte sèche « le gâteau » qui ne contient plus d'huile, et une fraction liquide « jus de presse ».
- 4- décantation et centrifugation** de la matière liquide pour retirer les impuretés et séparer les huiles de la fraction aqueuse (eau de colle). Puis, les huiles sont stockées dans des bouteilles.
- 5- Séchage** du gâteau dans un séchoir électrique pour retirer l'eau afin d'obtenir une pâte de protéines déshydratée.
- 6- Broyage** de cette pâte pour avoir une farine à l'aide d'un broyeur électrique.

Le processus de la fabrication est résumé dans la figure suivante (**figure II.18**) :

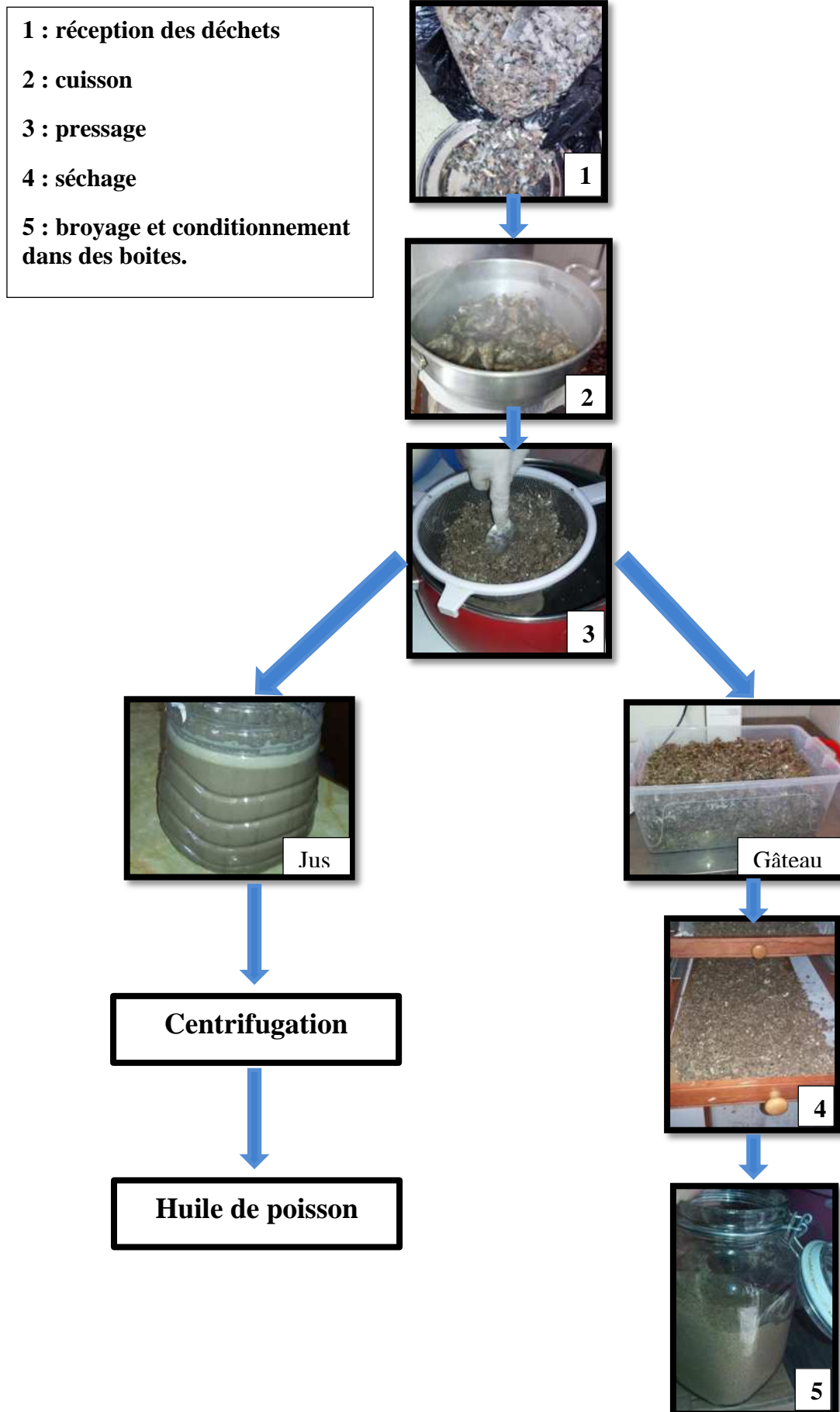


Figure II.17 : Schéma récapitulatif des étapes de fabrication de la farine de poisson

II.2.3) Qualité nutritive de la farine de poisson :

Un échantillon de la farine des déchets de sardine a été envoyé pour analyse biochimique au laboratoire de l'Office National des Aliments du Bétail « ONAB », par le CNRDPA dans le Cadre d'un projet sur la valorisation des coproduits de la pêche et de l'aquaculture.

II.3) Fabrication des aliments

Selon (**Guillaume et al., 1999**), Le processus de fabrication des aliments consiste en une série d'opérations dont le but est d'associer plusieurs matières premières dans des proportions fixées à l'avance pour un objectif nutritionnel précis.

La fabrication d'aliments a été faite au niveau du CNRDPA à Bousamil (W de Tipaza).

II.3.1) Equipement nécessaire

- Broyeur électrique (500 W).
- Balance de précision (10^{-2}).
- Récipients
- Hachoir
- Séchoir électrique « La Parmigiana ».
- verrerie graduée

II.3.2) Procédé de fabrication

Pour se faire, nous avons suivi les étapes suivantes :

1- Broyage :

Le broyage consiste à réduire des matières premières (**Maïs, soja, son de blé,...**) en particules plus fines.

2- Pesage :

Les pesées des différentes matières premières est fait à l'aide d'une balance de précision pour avoir les quantités indiquées dans la formule d'aliment.

3- Homogénéisation (Mélange) :

L'homogénéisation, opération essentielle à l'élaboration d'un aliment composé, consiste à associer les matières premières préalablement broyées et dosées en les répartissant uniformément dans la masse du mélange. (**Guillaume et al, 1999**).

Dans cette étape on a commencé de mélanger les matières sèches avant d'ajouter d'huile et l'eau pour avoir une pâte homogène et stable, L'homogénéisation a été faite manuellement.

4- Mis en forme de l'aliment :

La mise en forme de l'aliment est réalisée à l'aide d'un hachoir électrique, en donnant une pâte d'aliment à une forme de spaghetti, qui sera fragmenté par la suite tout dépend de la taille de la bouche de poisson.

5- Séchage :

Le séchage a permet de réduire le taux d'humidité, est fait à l'aide d'un séchoir pendant 6 heures à 45°C.

Ces étapes sont récapitulées dans la figure suivante (**figure II.19**) :

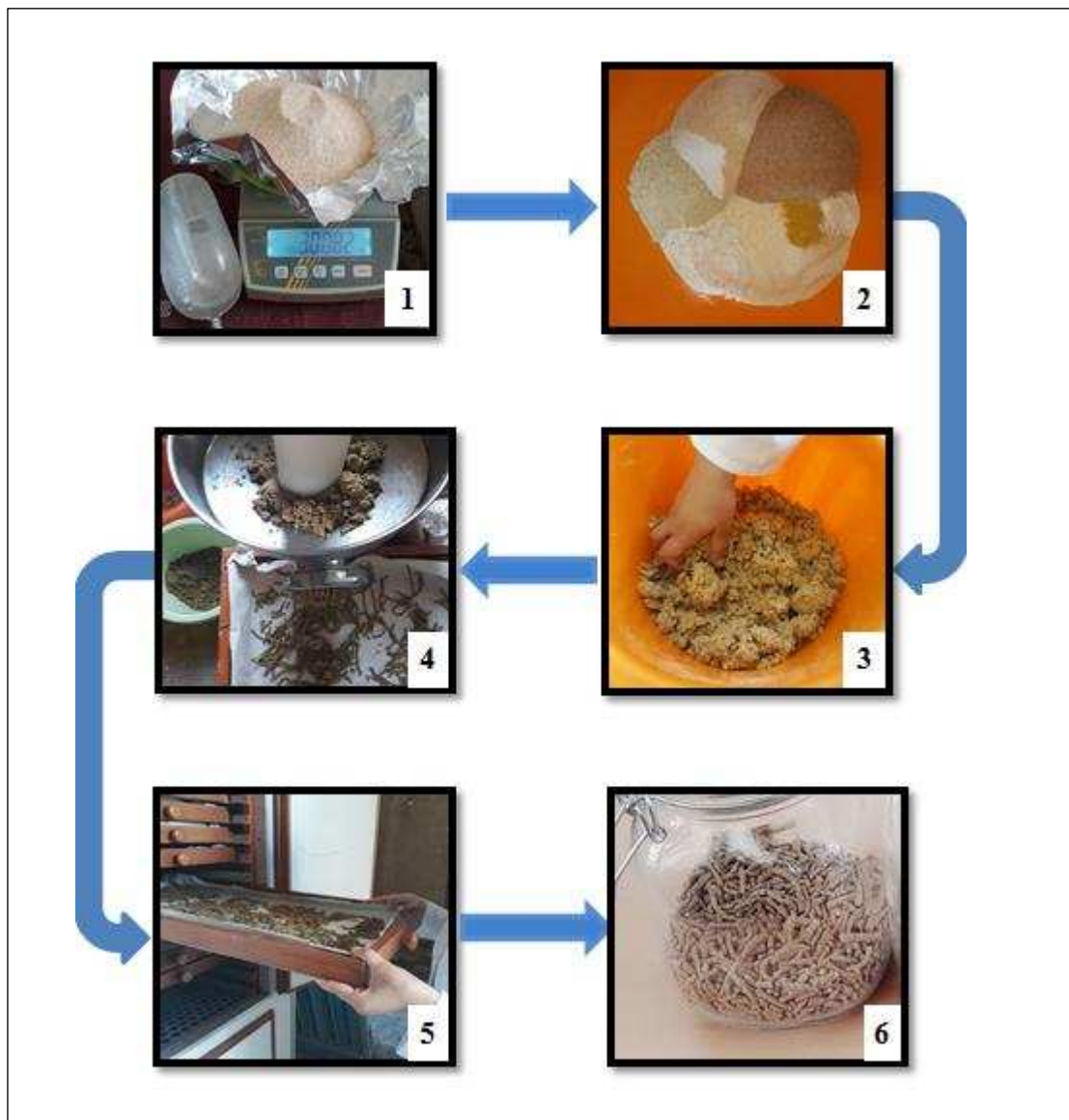


Figure II.18 : les étapes de la fabrication d'aliment.

- (1) Pesage des matières premières après broyage ; (2) les matières premières chèches ; (3) mélange des M.P ; (4) mettre le mélange dans le hachoir ; (5) séchage de la pâte ; (6) conditionnement d'aliment dans des boucaux.

II.4) Les analyses d'aliments

La qualité d'un aliment est liée à certains critères selon sa destination et son utilisation. Pour étudier la qualité de nos trois aliments, nous avons effectué un ensemble des tests :

II.4.1) Les analyses des caractères physiques des aliments

➤ Résistance (durabilité et stabilité) :

Dans notre cas, une quantité d'aliment a été plongée dans un verre d'eau afin d'évaluer la durabilité de ce dernier.

➤ Flottabilité :

D'après Guouessant, trois types d'aliment sont distingués par rapport leurs taux de flottabilité, ces 3 classes sont indiquées dans le tableau suivant :

Tableau II.04 : Les trois critères de flottabilité d'après le Guouessant, 2008 :

Type d'aliment	Le taux de flottabilité (%)
Coulant	Moins de 5% d'aliment flottant
Semi flottant	Entre 30 à 80% d'aliment flottant
Flottant	Plus de 80% d'aliment flottant

➤ L'acceptabilité

L'acceptabilité est estimée en fonction du temps que met le poisson à ingérer l'aliment.

II.4.2) Contrôle microbiologique :

Après le contrôle des caractéristiques physiques et morphologiques de nos aliments, un contrôle microbiologique est effectué afin d'en déterminer la quantité de germes acceptables pour l'alimentation des poissons. Ces analyses ont été réalisées au niveau de l'ENSSMAL.

4.2.1) la préparation des milieux de culture :

Afin de réaliser ces analyses, nous avons préparé trois milieux de culture : milieu Chapman, Mueller Hinton et Mac-Conckey et un milieu d'enrichissement (Eau peptonée temponé)

La composition de ces milieux est présentée dans l'**Annexe**.

4.2.2) Préparation de la solution mère (SM) et les solutions filles

Une quantité de 25g de chaque aliment broyé a été homogénéisé dans 225ml d'eau peptonnée stérile dans un flacon. A partir de ces solutions mères (10^{-1}), nous avons préparé une série des dilutions jusqu'au 10^{-4} .

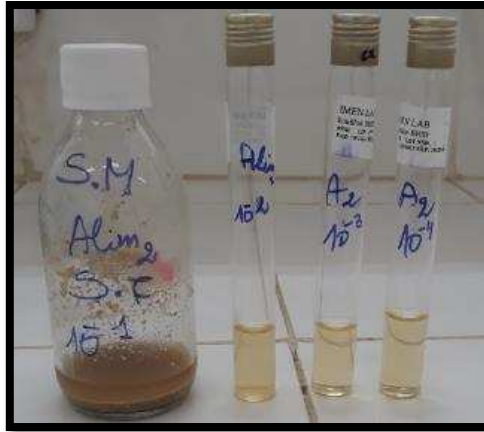


Figure II.19 : Solution mère et solutions filles.

4.2.3) La recherche et dénombrement des germes :

1- Coliformes Totaux (CT) :

Les coliformes totaux sont des entérobactéries qui incluent des espèces bactériennes qui vivent dans l'intestin des animaux homéothermes, mais aussi dans l'environnement en général (sols, végétation et eau). Ce sont des bactéries Gram négatif, en forme de bâtonnet, aérobies ou anaérobies facultatives (CEAEQ, 2009).

Dénombrement :

En conditions aseptiques, 1 ml de la SM (et des dilutions décimales) a été transféré dans une boîte de pétri à l'aide de pipette stérile, puis le milieu Mac-Conkey (MC) liquéfié a été versé dans la boîte.

L'inoculum a été soigneusement homogénéisé avec le milieu de culture, puis incubé à 37°C pendant 24h après solidification.

- **Lecture :** on dénombre toutes les colonies.

2- La flore mésophile aérobie totale (FMAT) :

La flore mésophile représente l'ensemble des micro-organismes se développant en présence d'oxygène à une température optimale de 30°C (multiplication active de 10°C à 45°C). Ce sont des agents d'altération, leur recherche permet d'estimer l'efficacité de traitement thermique et la conservation de l'aliment.

Dénombrement :

La même méthode précédente, mais avec le versement du milieu Mueller-Hinton (MH).

- **Lecture :** toutes les colonies qui ont poussées ont été comptés.

3- Les coliformes fécaux (CF) :

Ils renferment à des coliformes qui sont capables de se développer à 44°C (**Rodier et al, 2005**), faisant partie de la famille des Enterobacteriaceae qui sont aérobies ou anaérobies facultatives, à Gram négatif. Ce sont des micro-organismes indicateurs d'une pollution d'origine fécale humaine ou animale, Ils sont généralement en nombre inférieur aux coliformes totaux.

- **Dénombrement :**

La même méthode pour le dénombrement des CT a été appliquée pour les CF, mais l'incubation a été faite à 44°C pendant 24h à 48h après solidification puisque les coliformes fécaux sont des bactéries thermo tolérantes.

- **Lecture :** Le dénombrement des coliformes se fait par comptage des colonies roses avec un halo blanchâtre. (précipitation des sels biliaires).

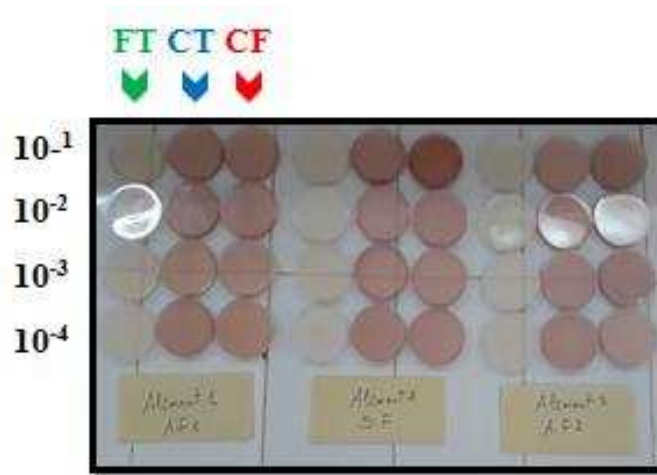


Figure II.20 : Les boîtes des trois aliments au moment de solidification pour passer à l'incubation.

4- Les staphylocoques :

Staphylococcus aureus est une cocci à Gram positive, de 0,5 à 1µm de diamètre, ne sporule pas, immobile, aéro-anaérobie facultatif. Les staphylocoques sont des bactéries ubiquitaires présentes sur la peau, les muqueuses.. (**De Buyser et Hennekinne, 2009**).

➤ **Dénombrement :**

✓ **Isolement :** Toujours en conditions aseptiques, 0,1 ml de la suspension mère (et des dilutions décimales) a été transféré à l'aide d'une pipette stérile à la surface de boîte de milieu sélectif gélosé Chapman, puis étalé à la surface du milieu et incubé à 37°C durant 24h à 48h.

➤ **Lecture :** L'apparition du germe a été marquée par la présence des colonies jaunes dorées.



Figure II.21 : Etalement de la solution à la surface du milieu Chapman.

➤ Les résultats du dénombrement ont été exprimés en UFC/g. En utilisant la formule suivante :

$$N = \frac{C_1 + C_2}{V_{ml} \times (n_1 + 0,1 n_2) \times d_1}$$

C1+C2 : somme des colonies caractéristiques sur les deux boîtes retenues ;

V : volume de l'inoculum appliqué à chaque boîte ;

d₁ : taux de dilution correspondant à la première dilution retenue ;

n₁ : nombre de boîtes retenues à la première dilution ;








n₂ : nombre de boîtes retenues à la deuxième dilution.

Remarque :

➤ On n'a pas pu faire les analyses des autres germes (streptocoques, moisissures, salmonelles....) à cause de faute de moyens.

Le tableau (II.05) résume toutes les étapes précédentes :

Tableau II.05 : Résumé des méthodes d'analyse bactériologique utilisées.

Germe recherché	Aspect du milieu avant l'incubation	Volume d'échantillon	T° et durée d'incubation	Aspect du milieu après
Coliformes	 milieu Mac-Conkey	1 ml en profondeur	coliformes totaux : 24 -48 h à 37°C. Les thermotolérants : 24-48 h à 44°C.	 Toutes colonies (roses + rouge + jaune) 
La flore mésophile aérobie totale	 milieu Mueller Hinton	1 ml en profondeur	24 -48 h à 37°C.	 Toutes + les Clonies blanchâtres
Staphylocoques	 milieu Chapman	0,1 ml en surface	48 h à 37°C	 Colonies jaunes dorées

II.4-3) Les analyses biochimiques :

Afin de déterminer le teneur en lipide et le taux de protéine dans les trois aliments fabriqués, une analyse a été faite au laboratoire de Biochimie au niveau de l'ENSSMAL.

1- Dosage des protéines :

L'extraction et le dosage des protéines ont été effectués selon la méthode de référence « Kjeldhal », elle s'effectue en trois étapes :

La 1^{re} étape - la minéralisation :

Son but est de dégrader la matière organique azotée sous la forme de sel d'ammonium.

Équation de minéralisation : $M_{\text{organique}} \longrightarrow \text{NH}_4^+$.

-Le pH acide permet au sel d'ammonium d'apparaître sous sa forme acide de l'ammonium NH_4^+ .

-La dégradation de la matière organique azoté se fait à l'aide d'un catalyseur (sélénium Se et sulfate de potassium), de l'acide sulfurique à haute température.

La 2^{eme} étape - la distillation :

Avant de distiller l'ammoniac à la vapeur d'eau, on doit libérer l'ammoniac sous la forme du sel $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$ par l'addition d'une solution concentrée de soude (NaOH) en excès :

-L'ammoniac est ensuite distillé par la vapeur la vapeur d'eau et piégé dans la solution d'acide borique.

-L'ammoniac réagit avec l'acide borique pour former des sels de borate d'ammonium.

La 3^{eme} étape – Titrage :

Le borate d'ammonium est titré directement à l'aide d'une solution standardisée d'acide chlorhydrique (HCl), et un indicateur (le Tashiro).

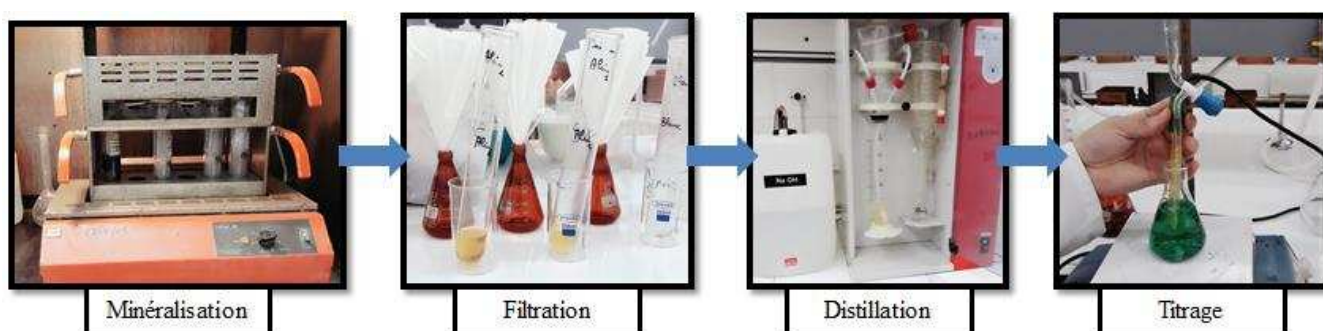


Figure II.22 : Les étapes de dosage des protéines.

➤ **Calcul**

Le taux des protéines est calculé selon l'équation suivante :

$$\% \text{ de protéine} = X \times F = \frac{2,803 \times V \times 100}{1000 \times m} \times F$$

X : quantité d'azote dans 100g d'aliment

F : facteur dépendant du type d'aliment analysé = (6,25)

V : Volume d'HCl

m : le poids de l'échantillon en (g)

2- Dosage des lipides :

L'extraction des lipides totaux est réalisée par la méthode de « Soxhlet ».

➤ **Principe :**

-L'aliment broyé est pesé et placé dans une capsule de cellulose. L'échantillon est extrait en contenu par l'éther éthylique à ébullition qui dissout graduellement la matière grasse.

-Le solvant contenant la matière grasse retourne dans le ballon par déversements successifs.

-Le solvant s'évapore de nouveau, la matière grasse s'accumule dans le ballon jusqu'à la fin de l'extraction.

-L'éther est évaporé sur un rota-vapeur par la suite, la matière grasse est pesée.

➤ **Calcul**

$$\% \text{ lipides} = \frac{(P - P_0)}{m} \times 100$$

P : Poids du ballon + résidu.

P_0 : Poids du ballon vide.

m : Poids de l'échantillon en (g)



Figure II.23 : Dosage des lipides.

III) Essai d'aliments et suivi zootechnique

Nous avons effectué des essais d'aliments en deux stades d'élevage de *Clarias gariepinus*, en alevinage et au grossissement.

III-1) Matériel utilisé (tableau II.06) :

L'opération	Matériel
Suivi de Croissance au pré-grossissement	<ul style="list-style-type: none"> - 3 aquariums oxygénés avec thermostats. - Une petite cuillère pour la distribution de l'aliment - Balance électronique de précision - Petite épuisette - Petit tasse - multiparamètre
Suivi de Croissance au grossissement	<ul style="list-style-type: none"> - 3 aquariums équipés de thermostats et diffuseurs d'O₂. - Epuisette - 2 Seaux - Balance électronique de précision - Bac - Ichtyomètre - Serpillière mouillée

III-2) Essai d'aliment en alevinage

L'expérimentation s'est déroulée dans la station expérimentale de CNRDPA à Hassi Ben Abdellah, sur les alevins issus de notre opération de reproduction artificielle. Nous avons réparti ces alevins sur 3 aquariums comme suit :

Tableau II.07 : Fréquence de distribution des alevins selon leur régime.

	L'aliment distribué	Densité d'élevage (individu/aq)	Poids moy Initial (g)	Fréquence de nourrissage(fois/jour)	Durée de l'expérience
Aq 1	Alim AF.1	200	≈ 0,003	6 - 12	30 jours
Aq 2	Alim AF.2	200	≈ 0,003	6 - 12	
Aq 3	Alim importé	200	≈ 0,003	6 - 12	

III-2.1) distribution d'aliment :

Les aliments (Aliment avec 20% de farine de poisson, Aliment avec 35% de farine de poisson et Aliment importé à 37% de Protéine brute) sont broyés par nous-mêmes, puis distribués à l'aide d'une petite cuillère avec une ration de **10%** de leurs poids.

III-2.2) suivi de croissance :

La prise du poids des individus élevés en Aq 1, Aq 2 et en Aq 3 a été faite chaque semaine (7 jours).



Figure II.24 : Prise du poids des alevins.

III-3) Essai d'aliment au grossissement

Cette opération a été effectuée au niveau de la ferme de l'ENSSMAL à Delly Brahim, pour la réaliser nous avons ramené 87 individus de poisson-chat africain de CNRDPA le 21 mai 2018.



Figure II.25 : Bac de transport des poissons.

Le 24 avril 2018, nous avons réparti ces poissons dans trois aquariums (de fonds et de parois noires) à une température entre 27 et 28°C.

-La température optimale pour la croissance de l'espèce est d'environ 28 °C (**Hecht, Uys et Britz, 1988**).

Tableau II.08 : Fréquence de distribution des poissons selon leur régime.

	L'aliment distribué	Densité d'élevage (individu/aq)	Poids moy Initial (g)	Taille moy Initiale (cm)	Durée de l'expérience
Aq 1	Alim AF 1	25	18,32	14,12	45 jours
Aq 2	Alim SF	26	18,84	14,33	
Aq 3	Alim AF 2	27	12,27	12,32	

III-3.1) distribution de l'aliment :

Les trois aliments ont été fragmentés et distribués manuellement, de 3 à 4 fois par jour avec une ration de **5%** du poids total. La grande quantité d'aliment est distribué le soir parceque le poisson chat a une activité nocturne.

Une distribution des aliments pendant la nuit conduit également à de meilleures performances que lorsque les poissons sont nourris durant le jour (**KERDCHUEN et LEGENDRE, 1991**).

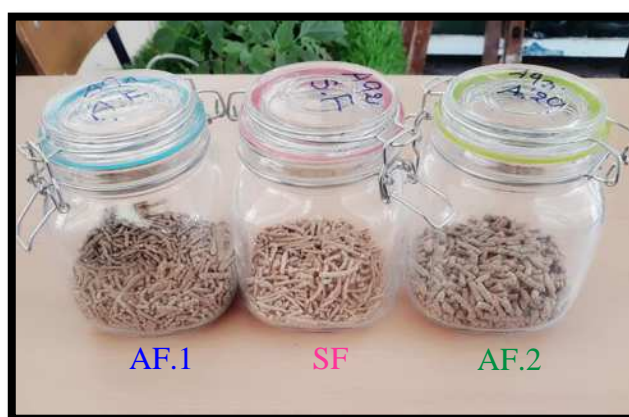


Figure II.26 : Les trois aliments fabriqués:

AF1 (aliment avec 20% de farine de poisson) ; SF (aliment sans farine de poisson) ; AF2 (aliment avec 35% de farine de poisson).

III-3.2) Contrôle de qualité de l'eau d'élevage

La maîtrise de l'élevage du *Clarias gariepinus* passe par le contrôle d'hygiène des infrastructures de l'élevage et les analyses des paramètres physico-chimiques de l'eau.

- **Hygiène et prophylaxie :**

Afin de maintenir un certain niveau de propreté dans le circuit d'élevage, et d'éviter le développement de bactéries sur les restes alimentaires et les fèces :

- chaque matin, une heure avant le premier nourrissage, le fond des bassins d'élevage était siphonné. Les bords étaient nettoyés et bien rincés de manière à limiter le dépôt de toute matière grasse laissée par l'aliment.

- Renouvellement d'eau à 100% chaque jour

- Nettoyage et rinçage du matériel après chaque utilisation,

- Nettoyage de la zone de travail afin d'éviter toute accumulation de déchets.

- **Analyse des sels nutritifs de l'eau d'élevage :**

Les analyses des sels nutritifs (les nitrites NO_2^- , Nitrates NO_3^- , ammonium NH_4^+ et le phosphate PO_4^{3-}) de l'eau sont réalisées au laboratoire de recherche de l'ENSSMAL à Sidi Fredj par colorimétrie à flux continu sur chaîne automatisée « **Auto Analyser San Plus** » S.F.A.S troisième génération selon les protocoles définis par **SKALAR, 1998**. Pour faire ces analyses nous avons préparé les réactifs au niveau du laboratoire de chimie à l'ENSSMAL.

Les protocoles de préparation des réactifs pour chaque sel sont présentés dans l'**Annexe**.

- Les concentrations des sels ont été contrôlées sur base des prélèvements de l'eau avant et après la distribution d'aliments.

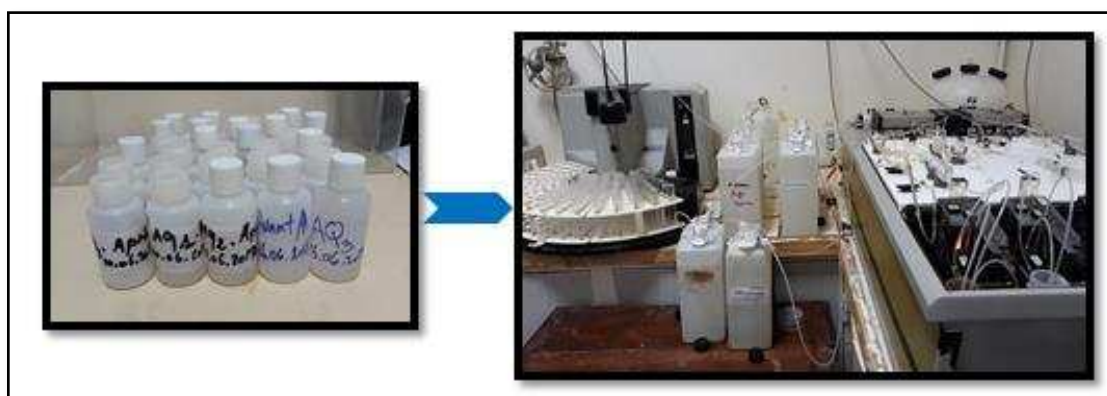


Figure II.27 : Auto-analyse des sels nutritifs par système de marque SKALAR, 1998.

III-3.3) Suivi de croissance :

La croissance est un facteur majeur en aquaculture ; c'est celui qui détermine la production et par conséquent la rentabilité de l'élevage.

L'estimation de la croissance des individus élevés en aquarium **01** (aliment avec farine (20%)), en aquarium **02** (aliment sans farine) et aquarium **03** (aliment avec farine (35%)) a été faite chaque 5 jours. Les mesures ont été effectuées sans anesthésie.

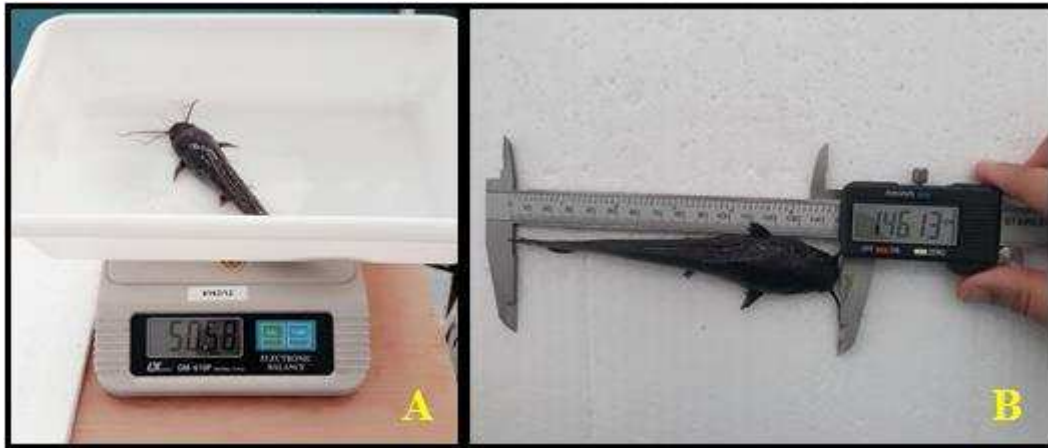


Figure II.28 : (A) mesure du poids ; (B) mesure de taille.

III-4) Performances zootechniques

Les paramètres d'efficacité d'utilisation de l'aliment testé sont calculés d'après **Jauncey et Ross, 1982**, selon les formules suivantes :

- **Gain du Poids Relatif (GPR en %) :**

$$\text{GPR} = \frac{\text{Pm}_f (\text{g}) - \text{Pm}_i (\text{g})}{\text{Pm}_i (\text{g})} \times 100$$

Pm_f: Poids moyen final;

Pm_i: Poids moyen initial.

- **Gain Moyen Quotidien (GMQ en g/poissons/j) :**

Cet indice permet d'apprécier le gain de poids journalier des poissons en élevage. Il est déterminé à partir de la relation ci-dessous :

$$\text{GMQ} = \frac{\text{Pm}_f - \text{Pm}_i}{\text{Durée de l'expérience}}$$

➤ **Taux de croissance spécifique (TCS en %/ j) :**

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

$$\text{TCS} = \frac{\text{Ln} (\text{Pm}_f - \text{Pm}_i)}{\text{Durée de l'expérience}} \times 100$$

➤ **Indice de Conversion de l'aliment (IC) :**

Il permet de donner une idée de l'efficacité alimentaire d'un aliment ou d'une stratégie alimentaire.

$$\text{IC} = \frac{\text{Quantité d'aliment distribuée (g)}}{\text{Gain de la biomasse (g)}} \times 100$$

➤ **Taux de survie (TS en %) :**

Le taux de survie est calculé à partir du nombre total de poissons à la fin de l'expérience et de l'effectif en début d'élevage, selon la relation ci-dessous :

$$\text{TS} = (\text{NP}_f / \text{NP}_i) \times 100$$

NP_i : Nombre de poissons au début de l'expérience ;

NP_f : Nombre de poissons à la fin de l'expérience.

LA 3^{ème} PARTIE

RESULTATS ET DISCUSSION

I) Reproduction artificielle de *Clarias gariepinus*

I-1) Stabulation des géniteurs

Dans notre expérience, nous avons obtenu un temps de latence de 9 heures (22^h00 à 07^h00) à une température moyenne de 27,1°C, en se référant à la courbe établie pour le calcul de temps de latence en fonction des variations de la température (**Imorou toko, 2007**). Plus que la température augmente par 1 degré, le temps de latence se diminue par 1 heure. À titre d'exemple **Ducarme et Micha (2003)** ont fixé le temps de latence à 11h, à une température de 25°C, pour **Emmanuel (2014)** la température de stabulation était de 24°C à 12,5 h

I-2) Prélèvement du sperme

Après la dissection du mâle nous avons pu obtenir 5 ml de laitance soutirée qui est largement suffisante pour la stimulation de la fécondation, et selon (**Janssen ,1985**) 1 ml est une quantité suffisante pour féconder 15 millions d'œufs (sachant qu'un millilitre de laitance contient entre 10 et 20 milliards de spermatozoïdes).

I-3) Prélèvement des ovules

Les résultats de cette opération sont présentés dans le tableau suivant (tableau III.01) :

Tableau III.01 : Poids et nombre des ovules prélevés.

Géniteurs femelles	Poids (kg)	Poids de la ponte (g)	Echantillon des ovules (g)	Nbre des ovules dans l'échant	Nbre des ovules total
Femelle 1	1,20	55,78	1 g	500	27890
Femelle 2	1,53	46,74	1 g	571	26689

Nous avons obtenus 27890 ovules pour la 1^{ère} femelle, et 26689 ovules pour la 2^{ème} femelle. Ces résultats sont presque proches de ceux obtenus avec **Ducarme et Micha (2003)** environ 30.000 ovules par kg de poids de femelle.

I-4) Taux de fécondation

Les résultats des taux de fécondité pour les deux femelles sont affichés dans le tableau suivant :

Tableau III.02 : Taux de fécondation des deux femelles.

Aquarium	Nombre total des œufs	Taux de fécondité	Nombre des œufs fécondés
Aq ₁ (femelle 1)	27890	87,7%	24460
Aq ₂ (femelle 2)	26689	97%	25888

Les taux de fécondité obtenus avec les deux femelles sont très satisfaisants par rapport aux résultats de **Rukera et al. (2005)** qui ont marqué un taux de 65,67% alors **Chebel et Khouas (2009)** ont obtenu une fécondité de 27%. Cela indique que notre manipulation a été bien réussite.

I-5) la mise en incubation et l'éclosion

L'incubation a été débuté le 07/04/2018 à 9^h00, tandis que les premières éclosions ont été observées le 08/04/2018 à 3^h20 après 19 heures d'incubation à une température de 28,2^oc pour l'Aq₁, et 28,8^oc pour l'Aq₂.

D'après le travail de **Ducarme et Micha, (2003)**, l'éclosion des œufs a été observée après 27 h d'incubation à une température de 25 °c, alors que pour **Anpe, (2017)** ont constaté que les œufs sont éclos complètement dans une période de 24 heures à une température de l'eau de 28 °c. Cela reflète que la durée d'éclosion dépend également des variations de la température, plus que cette dernière est élevée, plus que la durée d'incubation est courte.

Pour notre étude, le taux d'éclosion était 38%, bien inférieur à celui indiqué par **Emmanuel (2014)** (75%), et proche de celui de **Rukera Tabaro et al.(2005)** (44%). On peut expliquer notre résultat par le système d'incubation utilisé, des claies pour notre cas et des bouteilles de Zoug pour les travaux de référence. Les bouteilles de zoug assurent une bonne aération et permettent aux œufs de ne pas se coller, ce qui permet la protection des œufs de pourrissement, de plus, dans le cas de blanchiment des œufs (œufs pourris), y'aura développement des champignons et excrétion de certains déchets nuisibles, comme le CO₂ et le NH₃, qui s'accumulent dans l'eau, et peuvent empoisonner les œufs, malgré qu'on a essayé de les éliminer continuellement par un courant d'eau constant.

I-6) Développement embryonnaire :

Les différents stades du développement embryonnaire des œufs observés par le microscope (G×4×10), sont représentés dans la figure (III.01) :

- A** : œuf fécondé. **D** : stade à quatre cellules. **G** : stade morula.
B : période de clivage. **E** : stade à huit cellules. **H** : stade gastrula.
C : stade à deux cellules. **F** : stade à seize cellules. **I** : fermeture de blastopore.

J : éclosion. K : œuf meurt (pourri).

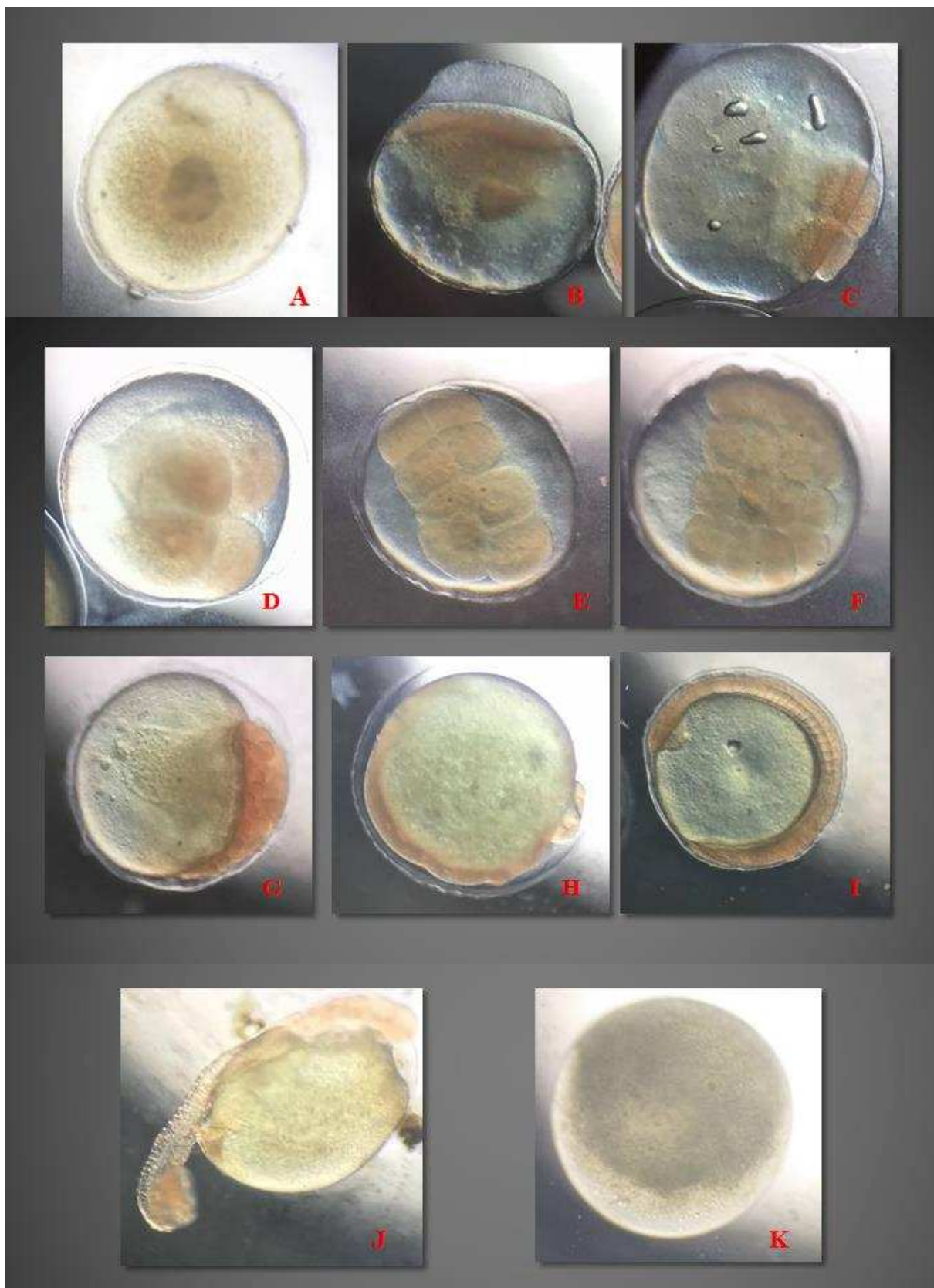


Figure III.01 : les différents stades de développement embryonnaire des œufs de *Clarias gariepinus*.

I-7) Elevage larvaire

Après l'éclosion, nous avons remarqué quelques mortalités dans les aquariums d'incubation et une mousse blanchâtre à la surface de l'eau qui est probablement due à la dégradation des œufs non éclos (forte concentration en ammoniac).

En effet, Il faut vérifier rapidement les œufs morts dans les incubateurs, leur pourrissement peut provoquer une pollution importante de l'eau (Gilles *et al.*, 2001).

24 à 48 heures après l'éclosion, On a remarqué d'autres mortalités des larves probablement dues aux malformations et au stress lors du siphonage, ces larves mortes apparaissent à une couleur blanche. Baras *et al* (1999) ont signalé que la prédation et le cannibalisme sont les principales causes de mortalité à maîtriser durant ce stade. Pendant ce suivi, le siphonage est très important pour garder la bonne qualité de l'eau et le bon développement des larves.

➤ Chronologie du développement morphologique des larves :

Les différents états du développement larvaire observés sont représentés dans La figure III.02 :

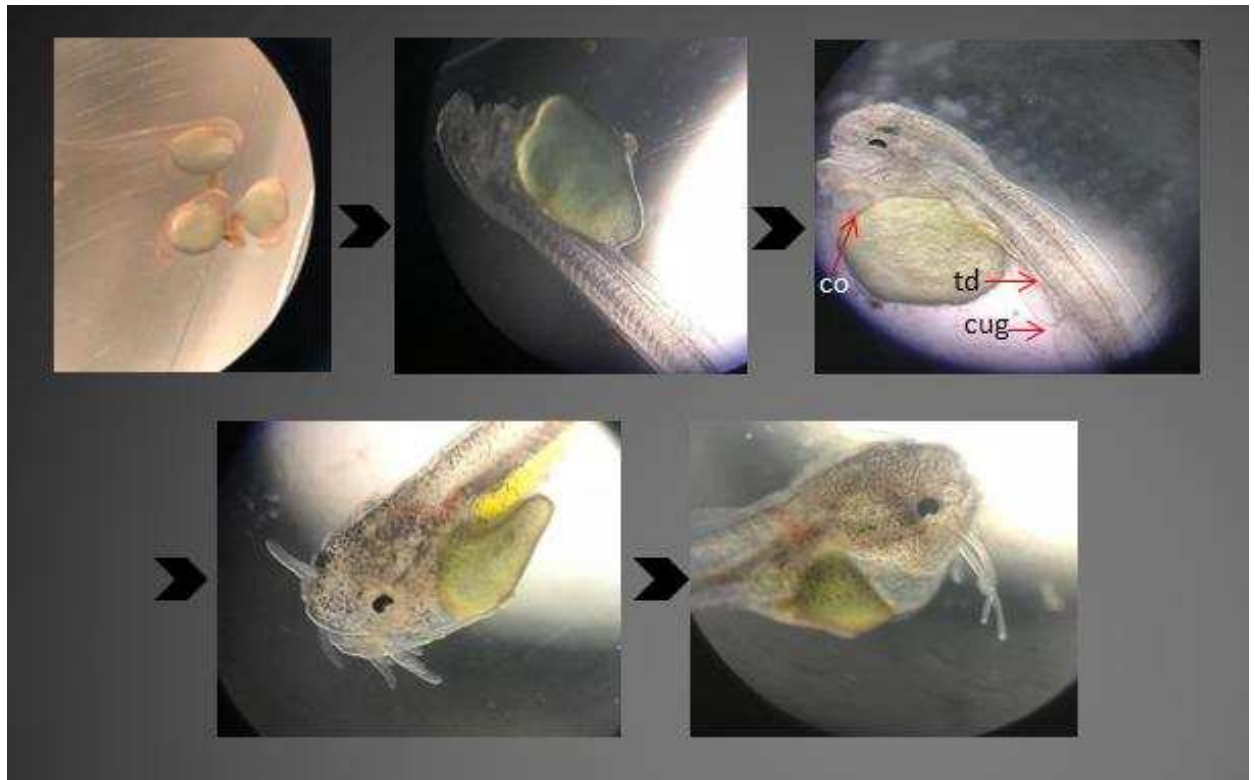


Figure III.02 : développement morphologique des larves de *Clarias gariepinus*.

- **Quelque minute après l'éclosion** : un mouvement continu de la partie caudale.
- **5 heures après l'éclosion** : On observe la segmentation du corps, La pigmentation est absente. La pigmentation rouge du cœur (co) est un peu visible.
- **22 heures après** : début d'apparition des yeux (deux points noirs), La bouche de la larve reste ouverte, le tube digestif (td) et le conduit urogénital (cug) sont visibles.
- **26 heures après** : apparition des barbions, Le début du jaunissement du tube digestif, reflet de l'activité digestive de la larve, est observé.
- **27 heures après** : les larves commencent à nager (pélagique).
- **27 h 30 min après** : le début de pigmentation noirâtre (mélanophores).
- **39 h 30 min après** : diminution du sac vitellin, apparition nette des yeux et des barbions, augmentation de la pigmentation noire.
- **51 h 30 min après** : les larves avaient presque terminé morphogénèse en absorbant son sac vitellin.
- **52 heures après** : début de l'alimentation par l'artémia à 100%.

I-8) qualité physicochimique de l'eau :

Afin de contrôler les paramètres physicochimiques de l'eau, nous avons mesuré la température, le pH et les Nitrites des deux aquariums durant la phase embryonnaire et larvaire.

La température de l'eau d'aquariums 1 et 2 pendant de la phase embryonnaire est représentée dans la figure suivante :

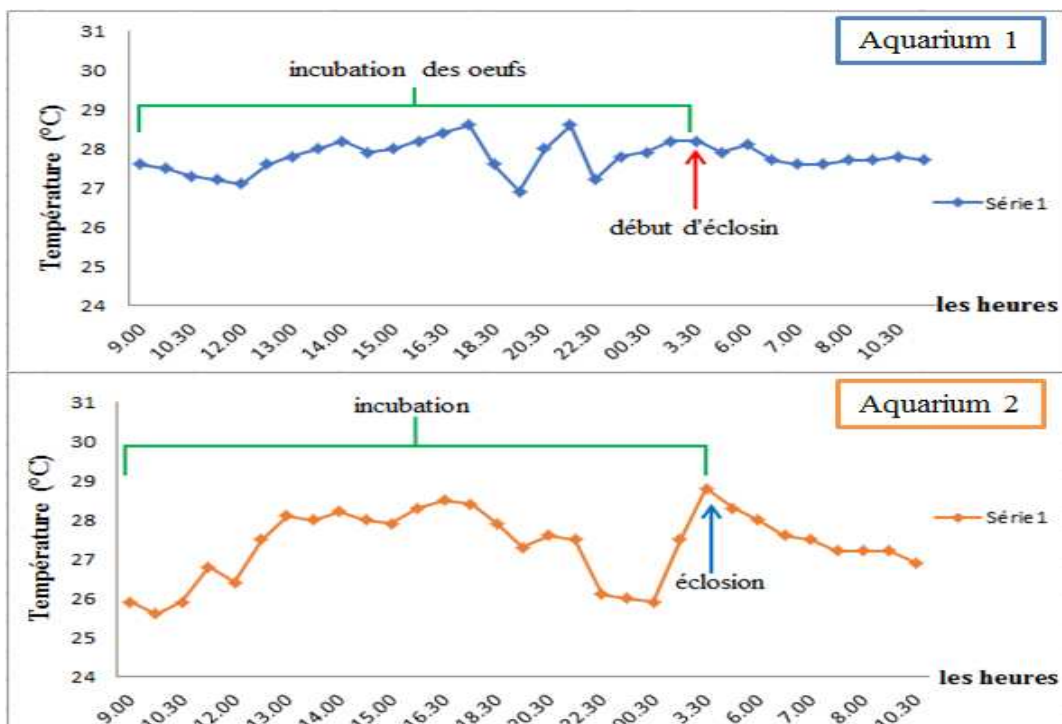


Figure III.03 : température des aquariums au cours du développement embryonnaire.

Durant cette phase, nous avons enregistré un intervalle de température de [27,1-28,6] avec une température moyenne de 27,8°C pour l'AQ1, et de [25,6-28,8] à T moyenne de 27,3°C pour l'AQ2. Nos deux intervalles de température sont favorables pour le bon développement des œufs, ainsi que les travaux de **JA Anpe (2017)** ont confirmé que la température de l'eau de 28 °C est favorable de manière significative pour le développement embryonnaire des œufs.

La température de l'eau d'AQ 1 et 2 pendant les 4 premiers jours d'élevage larvaire est représentée dans la figure suivante :

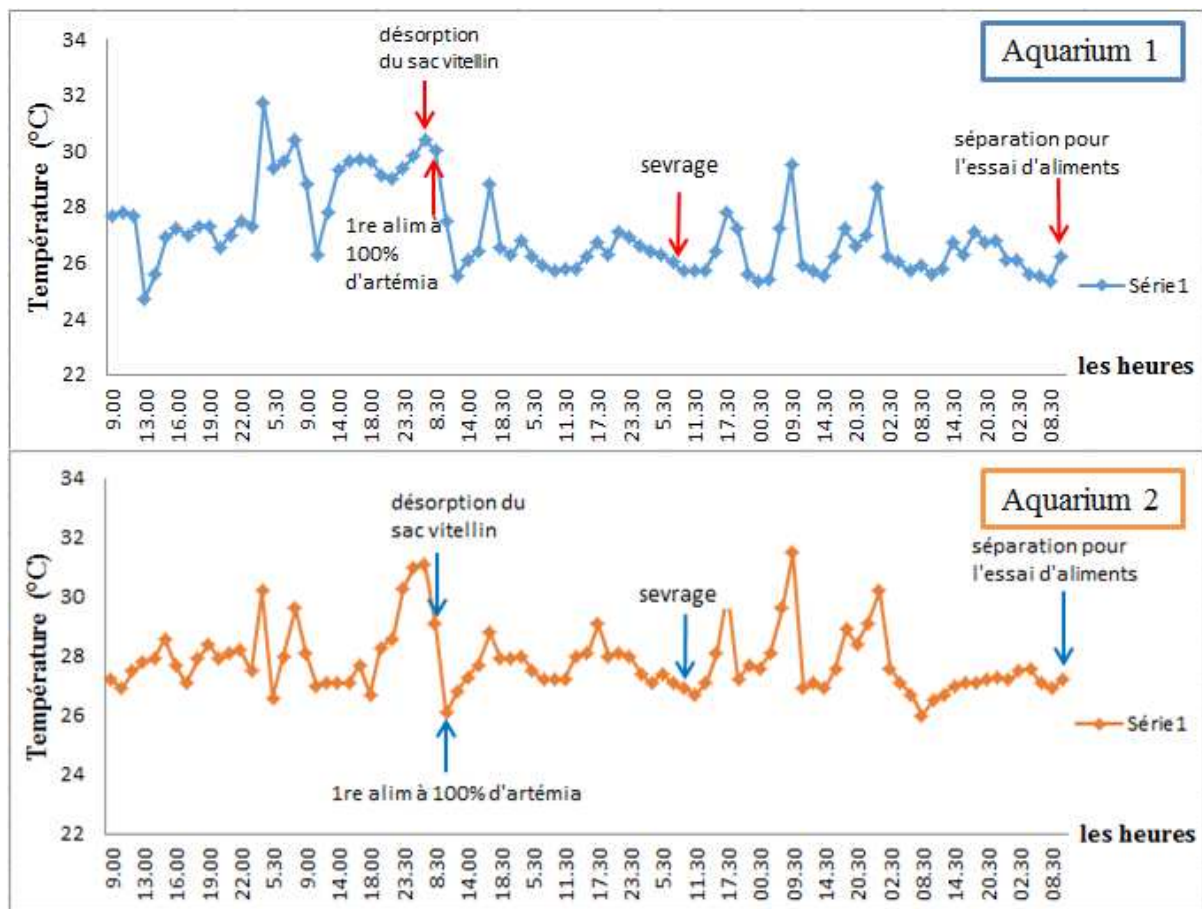


Figure III.04 : température des aquariums au cours du développement larvaire.

Durant l'élevage larvaire, nous avons enregistré un intervalle de température de [25,3-31,6°C] avec T moyenne de 27,1°C pour l'AQ1, et de [26-31,1°C] et de T moyenne de 27,8°C pour AQ2. Ces valeurs sont proches de celles trouvées dans une étude sur les larves de *C.gariepinus* réalisée par **Olurin et Oluwo (2010)**, [25,4-28 °C], pH entre 7,0 et 7,2. Dans notre étude, nous avons marqué un intervalle de [7,2-7,9] pour le pH.

Les résultats de mesure de nitrite (NO_2^-) sont présentés dans l'histogramme ci-dessous :

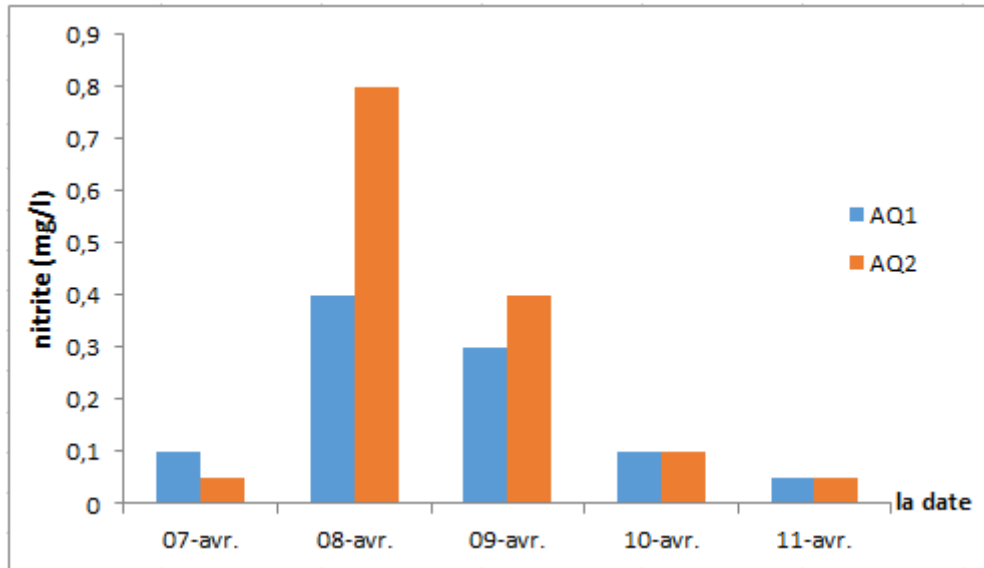


Figure III.05 : concentration des nitrites dans l'eau des aquariums.

Nous avons constaté que les concentrations des nitrites varient entre 0,05 et 0,3 mg / l, elles sont acceptables pour le développement des œufs et des larves de *Carias gariepinus* selon (**Browse, 2012**), Des valeurs élevées en nitrites (0,8 mg/l) dans l'AQ2 et (0,4 mg/l) dans les deux aquariums, dues aux excès des œufs non éclos et les larves mortes sur le fond.

II) Résultats de l'efficacité alimentaire d'aliments fabriqués pour *Clarias gariepinus*

Parmi les ingrédients potentiels utilisés, certains ont été choisis, en fonction de la composition analytique, de la disponibilité et du prix. Il s'agit de soja, de blé, de maïs, gluten et déchets de la sardine.

II-1) Résultats d'analyse de la farine de poisson

1.1) Valeur nutritive de la farine de poisson :

Tableau III.03 : la valeur nutritive de la farine des déchets de poisson utilisée.

Analyse	Résultat	Norme de la méthode d'analyse
Protéines brutes %	45,88	NA 652-1992
Matière Grasse %	13,45	NA 654-1992
Sucres totaux %	0,57	BERTRAND
Amidon %	0	AFNOR
Humidité	8,07	NA 1291-1992
Cellulose %	3,53	Directive Européenne
Calcium %	9,24	AFNOR
Phosphore %	1,08	NA 652-1992
Glucides %	3,9	Directive Européenne
Cendre brute %	26,98	NA 650-1994
Valeur énergétique Kcal/100g	338,17	Directive Européenne

D'après le tableau, la farine des déchets de Sardine présente un taux de protéine brute de 45,88% cette valeur est inférieure à celle trouvée par **Richir, (2004)** (65,2%), car cette dernière est fabriquée à base de poisson entier. Concernant les lipides, le résultat de l'analyse est à 13,45% est inférieure en teneur de la matière grasse de la farine de poisson fabriquée par **Richir, 2004** qui est de 15,2%. Ceci est grâce à la bonne manipulation lors de l'élimination des graisses (cuisson et pressage).

1.2) Rendement en farine de poisson :

Le rendement en farine de poisson (déchets de Sardine) est montré dans le tableau suivant :

Tableau III.04 : Résultat du rendement des déchets de poisson.

	Masse initiale	Masse après cuisson	Masse du gâteau	Masse de la farine	Rendement
Farine des déchets de Sardine	15 kg 320 g	13 kg 500 g	10 kg 310 g	4 kg	26,1%

D'après les résultats, le rendement en poids de la transformation de la matière première en produit fini (farine de poisson) est de 26,1 %. La plus grande proportion de perte en poids était pendant l'étape de séchage (élimination de l'eau), **Guerrero et Retière (1992)** ont confirmé que cette perte est due essentiellement à l'élimination de l'eau qui constitue 75% du produit frais.

En comparant avec d'autres travaux sur les rendements des poissons utilisés dans la production des différents produits transformés, selon **Bromileyet al., (1973)**, le rendement en poids de la transformation des déchets de Thon (albacore) en Indonésie est de 14%, et pour **Vaaland et Piyarat(1982)** en Brésil ont trouvé 40% comme rendements de poisson émincé (à partir de poisson entier). D'après ces résultats on se permet de dire que notre rendement est bon vu qu'on a utilisé juste les déchets de la sardine.

II-2) Résultats des analyses d'aliments fabriqués

2.1) Caractérisation des trois aliments fabriqués :

Les caractéristiques des 3 aliments fabriqués sont montrées dans le tableau III.05

Tableau III.05 : Résultats de test des caractères physiques d'aliments.

	La flottabilité	Durabilité	Acceptabilité
Alim AF.1 (AQ 1)	Les fragments d'aliment plongent lentement dans l'eau (semi flottant).	Les trois aliments testés restent stables dans l'eau plus que 18 heures.	Consommation totale d'aliment en faible temps.
Alim SF (AQ 2)	l'aliment est coulant (plongeant).		Très bonne, l'aliment est consommé dans un délai de quelques secondes à partir de sa distribution.

Alim AF.2 (AQ 3)	Aliment flottant.		Moyenne, une quantité d'aliment est ingéré lentement et l'autre reste dans l'eau.
-----------------------------	-------------------	--	---

Ces résultats montrent que l'aliment SF et AF.1 ont été acceptés rapidement par les poissons mieux que l'aliment AF.2, ainsi qu'ils sont très stables dans l'eau. Concernant la flottabilité, la figure suivante montre l'état de flottabilité de chaque aliment selon les résultats du tableau précédent :

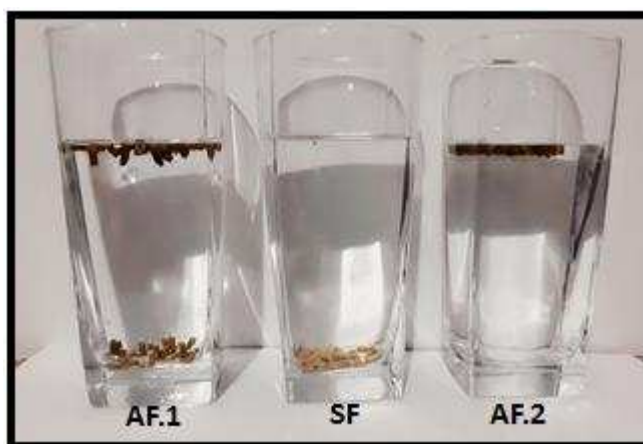


Figure III.06 : flottabilité des trois aliments : aliment AF.1 "avec 20% de farine de déchets de sardine " (semi-flottant) ; aliment SF "sans farine de poisson" (coulant) ; aliment AF.2 "avec 35% de farine de poisson" (flottant).

Faut signaler que le poisson chat préfère se nourrir au fond, à cet effet, on peut comparer l'acceptabilité de l'aliment par rapport la flottabilité des aliments. L'aliment SF qui est un aliment coulant, présente la meilleure acceptabilité, alors que l'aliment AF.2 qui est 100% flottant n'est pas bien ingéré par les poissons, l'aliment AF.1, qui se caractérise par une semi flottabilité est également bien ingéré.

2.2) Contrôle microbiologique :

Les résultats de la qualité microbiologique de nos aliments sont récapitulés dans le tableau suivant :

Tableau III.06 : résultats de dénombrement des germes dans les trois aliments.

quantité des germes (UFC/g)	Aliment-1 AF.1	Aliment-2 SFP	Aliment-3 AF.2	seuils de contamination. Norme Algérienne N° 6115
CT	--	250	430	$< 3.10^6$ UFC/g
CF	--	--	--	<100 UFC/g
FT	9.10^3	7.10^3	10^4	$< 3.10^6$ UFC/g
Staphylocoques	110	100	120	$<10^3$ UFC/g

A partir de ces résultats présentés dans le tableau 06, on observe que les coliformes fécaux sont absents dans les trois aliments, ceci montre l'absence d'une contamination fécale. La quantité des coliformes totaux, de la flore totale et les staphylocoques dans les 3 aliments fabriqués ne dépasse pas les seuils de contamination selon la norme Algérienne (NA 6115). L'absence de tous type de contamination rendre nos aliments propres à la consommation pour *Clarias gariepinus*.

2.3) Analyse biochimique :

L'analyse biochimique des 3 aliments formulés a été faite au niveau de laboratoire de l'ENSSMAL. Les résultats des analyses biochimiques sont illustrés dans la figure (III.07) :

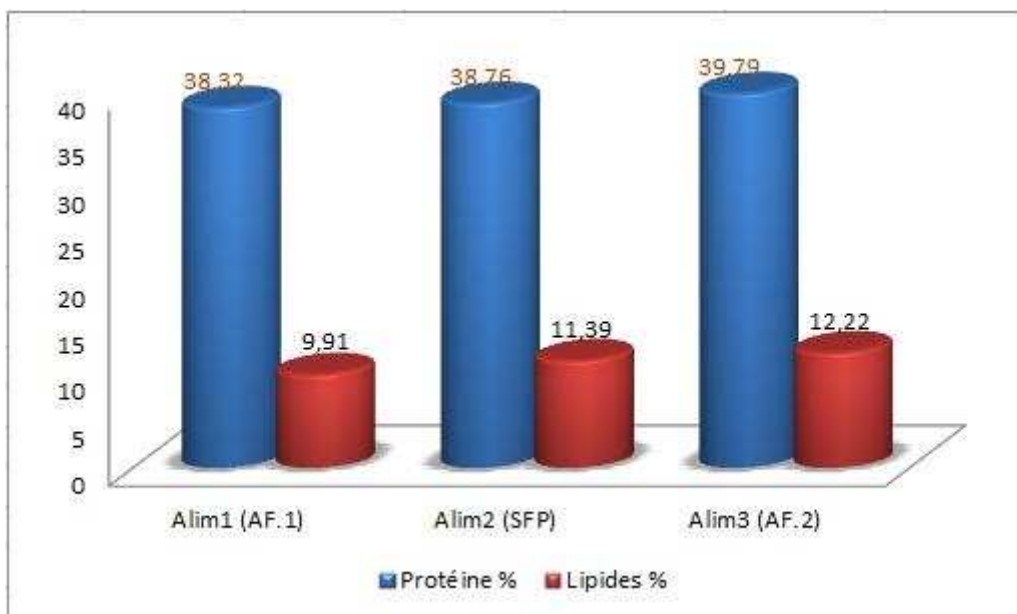


Figure III.07 : résultats de dosage des protéines et lipides.

Les résultats des analyses biochimiques montrent que les teneurs en protéines sont de 39,79% ; 38,76% ; 38,32% respectivement pour AF.2, SF, AF.1. Ces teneurs couvrent les besoins de poissons chat en protéines à ce stade et sont proches à ce que l'on peut trouver dans la littérature, que sont de l'ordre de 40 % (Van Weerd, 1995). En ce qui concerne les lipides, une teneur de l'aliment en lipides de 10 à 12 % semble être optimale pour la croissance de *Clarias gariepinus* (Uys, 1989 in Van Weerd, 1995). Ceci apparaît dans nos résultats de dosage des lipides.

- ✓ Donc, les 3 aliments fabriqués sont de bonne qualité microbiologique, biochimique, physique pour assurer une croissance optimale de poisson-chat africain.

II-3) Coût de revient de l'aliment

Le coût général d'1 kg de chaque aliment est représenté dans le tableau III.07 :

Tableau III.07 : Le coût globale de 1 kg d'aliment.

Les dépenses (DA)	Aliment-1 AF.1	Aliment-2 SFP	Aliment-3 AF.2
Farine de poisson	7	0	14
Les autres matières premières	32,5	38,9	30,2
Energie électrique	2,5	1,6	2,5
Autres charges	25	25	25
Coût globale (DA)	67	65,5	71,7

D'après les analyses des coûts des trois aliments fabriqués, l'aliment2 sans farine de poisson présente le moindre coût, suivi de l'aliment1 (AF.1) puis l'aliment3 (AF.2).

II-4) les résultats d'essai d'aliments

4.1) la croissance des larves au pré-grossissement :

- L'évolution du poids des larves :

La figure ci-dessous démontre l'évolution du poids chez les larves de *C. gariepinus* :

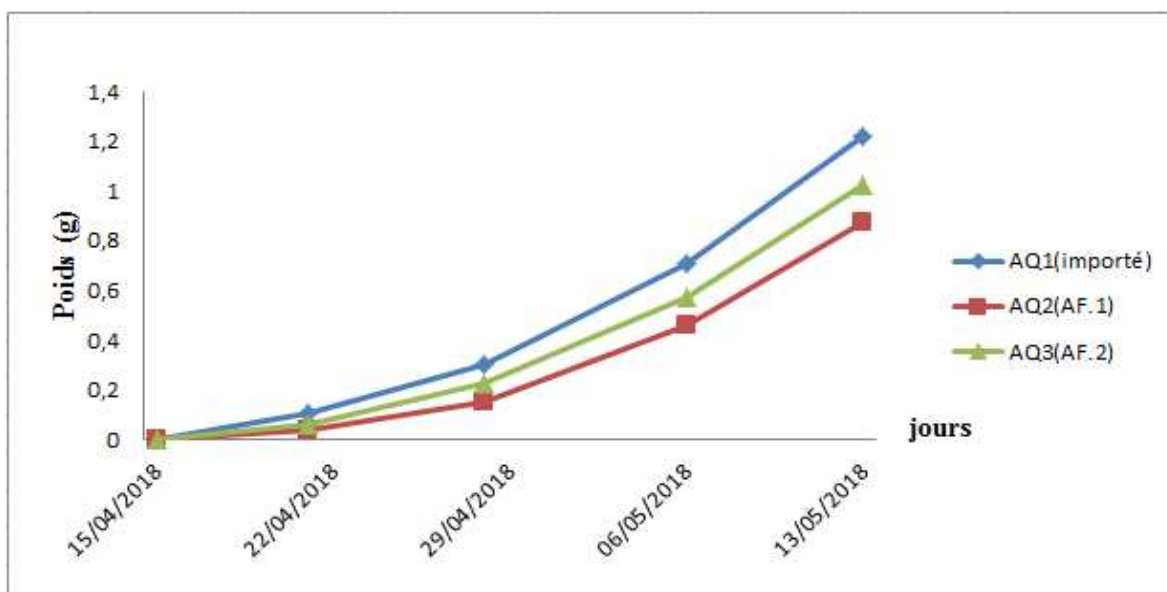


Figure III.08 : l'évolution du poids moyen des larves de poisson-chat africain.

En comparant l'évolution du poids moyen parmi les larves alimentées par un aliment commercial importé et des larves soumises aux aliments fabriqués à 20% et 35% de farine de poisson (AF.1 et AF.2), nous constatons que la croissance avec l'aliment importé est légèrement supérieure à celles des aliments fabriqués.

- Paramètres de croissance :

Les paramètres de croissance des larves de poisson-chat africain élevées à Ouargla pendant 30 jours, sont résumés dans le tableau suivant :

Tableau III.08 : paramètres de croissance des larves de *C.gariepinus*

paramètres		AQ 1 (A.importé)		AQ 2 (Alim AF.1)		AQ 3 (Alim AF.2)	
NP _{initial}	NP _{final}	200	29	200	38	200	45
PM _{initial} (g)	PM _{final}	≈ 0,003	1,22	≈ 0,003	0,87	≈ 0,003	1,02
TS en %		14,5 %		19 %		22,5 %	
TCS %/ j		0,65		0,48		0,56	

Les résultats de tableau montrent que les poids moyens finaux obtenus par nos aliments durant notre suivi (0,87g et 1,02g) sont très satisfaisants comparativement à ceux obtenus par **Ducarme et Micha (2003)**, le poids moyen à J₃₄ est de 0,55 g.

Le taux de survie le plus médiocre est enregistré dans l'aquarium 1 dont les larves alimentées par l'aliment importé, ensuite l'aquarium 2 et 3, cette mortalité est due principalement au cannibalisme, et aussi au stress à cause des manipulations de siphonage..etc.

4.2) L'évolution de croissance au grossissement

- **Mortalité :**

Nous avons constaté 9 mortalités de poisson-chat pendant les 3 jours avant de commencer l'expérience, ces mortalités sont dues au stress lors du transport des juvéniles à l'ENSSMAL et dès qu'on a débuté les essais d'aliments, aucune mortalité n'a été constatée.

- **L'évolution du poids des juvéniles :**

La croissance en poids des juvéniles de *Clarias gariepinus* pendant l'expérience est représentée dans la figure suivante :

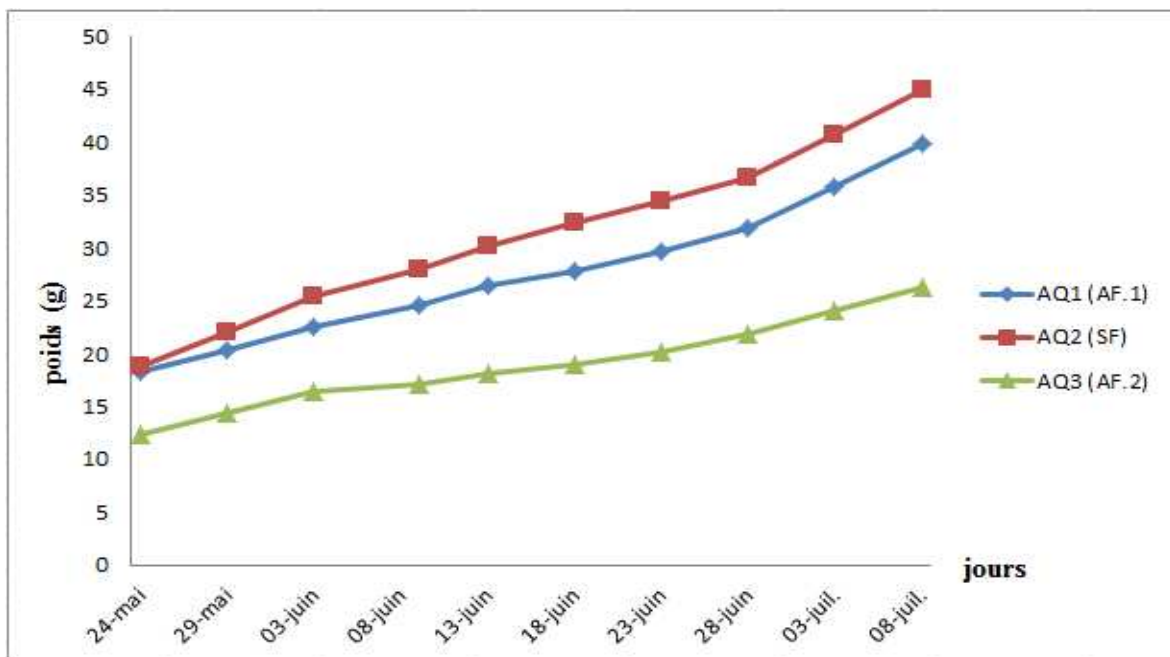


Figure III.09 : L'évolution du poids moyen chez les juvéniles de poisson-chat africain nourris avec les trois aliments fabriqués.

Le poids moyen augmente avec le temps jusqu'à une valeur maximale de 44,92 g pour le 2^{ème} aquarium qui est alimenté par l'aliment SF, un poids moyen de 39,84 g pour les

poissons nourris avec l'aliment **AF.1** dans le 1^{er} aquarium et de 26,23 g pour l'aquarium 3 avec l'aliment **AF.2**.

- **L'évolution de la taille des juvéniles :**

Les différentes évolutions de la taille (Longueur) selon le type d'aliment expérimenté sont représentées dans la figure III.10 :

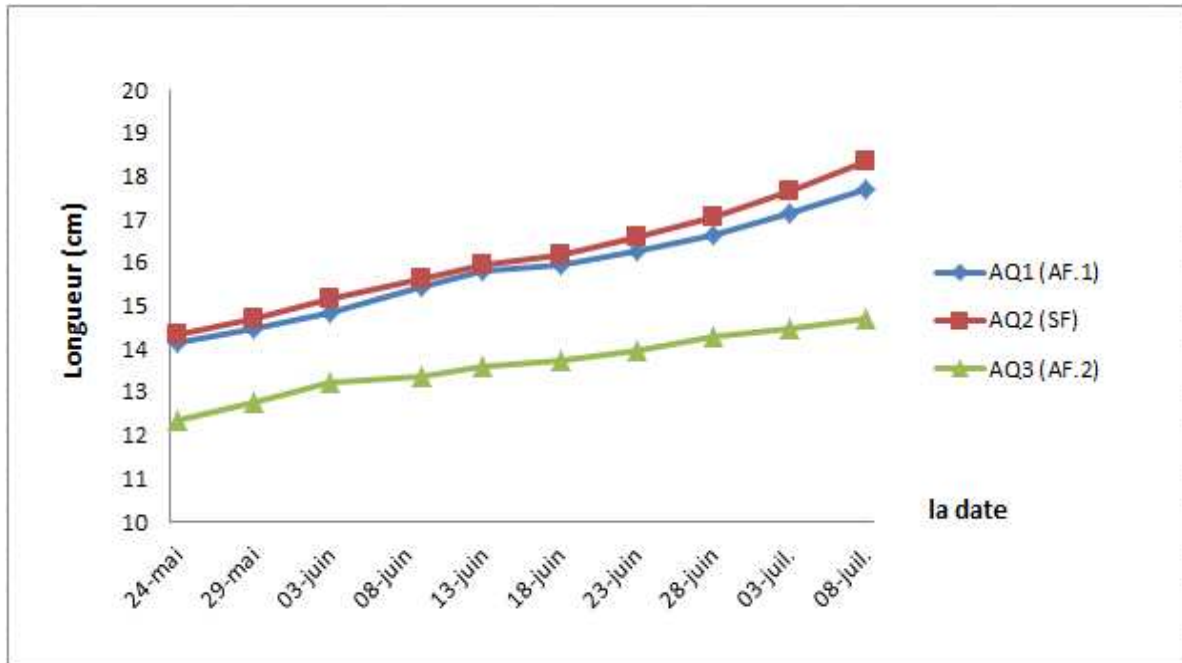


Figure III.10 : l'évolution de la taille moyenne des juvéniles de poisson-chat.

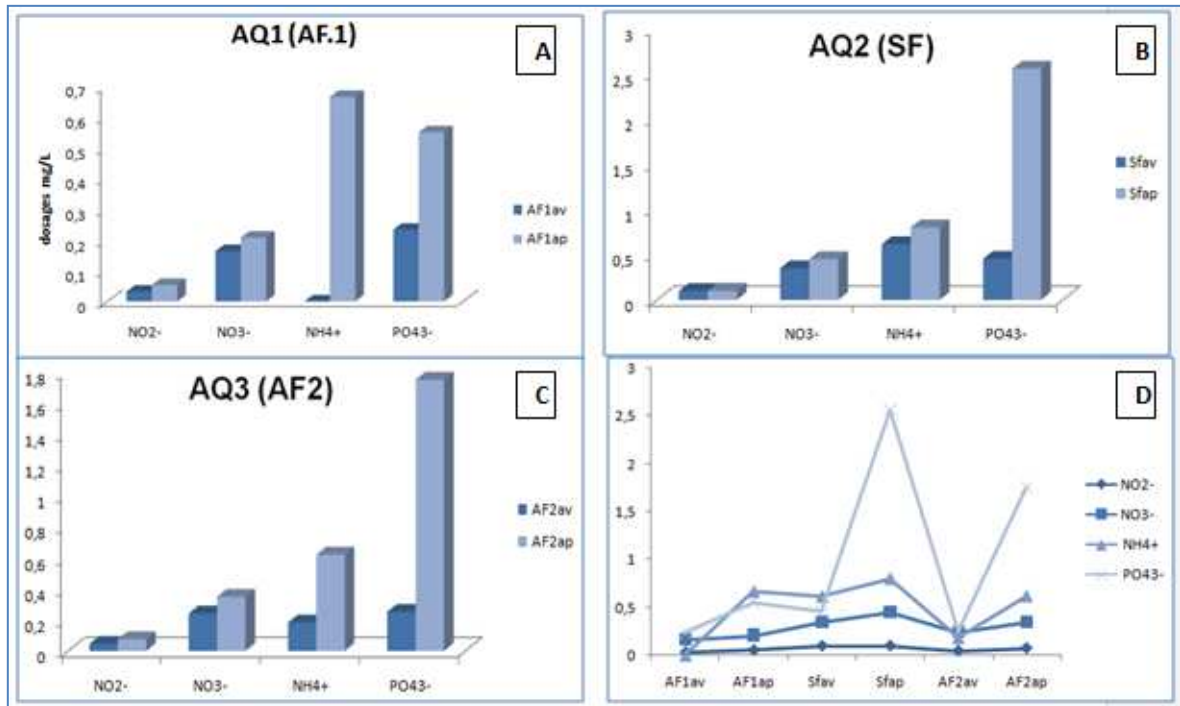
La taille moyenne augmente avec le temps jusqu'à avoir une valeur maximale de 18,33 cm pour l'AQ2, de 17,7 cm pour l'AQ1 et une longueur de 14,68 cm pour les juvéniles d'AQ3.

A partir de l'analyse des graphes présentés dans les figures 09 et 10, nous constatons que l'alimentation des poissons avec l'aliment fabriqué (SF) produit une croissance de *Clarias gariepinus* plus élevée que celles des aliments avec farine de poissons (AF.1 et AF.2).

II-5) qualité de l'eau d'élevage

La température de l'eau dans les trois aquariums d'élevage a varié entre 27,3°C et 28,6°C, ces valeurs sont dans les gammes de valeurs optimales recommandées. Tandis que selon (Hecht, Uys et Britz, 1988), la température optimale pour la croissance de *C.gariepinus* est d'environ 28 °C.

Les valeurs des sels nutritifs dans les 3 aquariums (avant et après alimentation) sont représentées dans la figure (III.11) :



A : sels nutritifs pour AQ1 B : sels nutritifs pour AQ2 C : sels nutritifs pour AQ3 D : comparaison des variations des sels nutritifs dans les 3 aquariums

Figure III.11 : variations des concentrations moyennes des sels nutritifs dans les trois aquariums

Les variations des concentrations moyennes en matières azotées (ammonium, nitrites et nitrates) et les phosphates, montrent qu'il y a une différence entre ces dernières avant et après la distribution d'aliments, mais elles ne sont pas toxiques vu que la concentration en nitrites par exemple la plus élevée n'a pas dépassé 0,1 mg/l après l'alimentation, selon (Browse, 2012), la quantité maximale des nitrites dans l'eau d'élevage est de 0,25 mg/l. Donc, nos aliments ne sont pas nuisible pour la qualité de l'eau d'élevage des juvéniles de *Clarias gariepinus*.

Dans la figure III.11 D, la représentation des variations des sels nutritifs montrent qu'il y a une corrélation entre ces derniers. Dans l'ensemble, les paramètres de l'eau des aquariums n'ont pas eu d'influence négative sur la qualité des eaux et donc sont favorable pour la croissance et l'élevage du poisson-chat.

II-6) Les paramètre d'efficacité

Les valeurs mentionnées dans le tableau (III.09) représentent la moyenne des trois observations (aquariums) réalisées pour chaque régime expérimental. Les données brutes sont reprises dans les annexes. Ce tableau synthétique permet au lecteur d'avoir un aperçu détaillé et global des résultats obtenus pour chacun des trois aliments testés :

Tableau III.09 : Performances zootechniques

paramètres	AQ1 (AF.1)	AQ2 (SF)	AQ3 (AF.2)
Nombre total	25	26	27
PM_{initial}(g)	18,32	18,84	12,27
PM_{final}	39,84	44,92	26,23
TM_{initial} (cm)	14,12	14,33	12,32
TM_{final}	17,7	18,33	14,67
TSen %	100	100	100
GPR en %	117,47	138,42	113,77
GMQ en g/poisons/j	0,48	0,58	0,31
TCS en %/ j	6,82	7,25	5,86
IC	1,51	1,19	2,09

Les meilleures performances zootechniques sont obtenues avec l'aliment SF, suivi de l'aliment AF.1 puis l'aliment AF.2, avec des taux de croissance spécifique de 7,25%/j, 6,82%/j, 5,86%/j, respectivement. Ces résultats sont supérieurs à ceux obtenus par **Richir (2004)**, le TCS est de 3,17 %/j chez les poissons nourris avec un aliment contenant 25% de farine de poissons, et de 2,04%/j chez ceux nourris avec un aliment totalement dépourvus.

En parallèle, on a obtenu un indice de conversion alimentaire de 1,19 avec l'aliment **SF**, cette valeur est meilleure que celles obtenues par **Fagbenro (2004)** variaient quant à eux entre 1,52 et 2,27 en fonction du régime administré soit à base de farine de soja, soit à base de farine de roquette incluse à 19,5, 39 ou 58,5 % dans ses aliments. Les taux de conversion alimentaire obtenus par **Giri et al. (2000)** dans leur expérience de substitution de la farine de poissons par la farine de viscères de poulets ou des farines végétales (soja, arachide et moutarde) étaient de 3,0 et 2,9, respectivement.

Les résultats obtenus avec nos aliments donnent des résultats sont tout à fait satisfaisants, par rapport à ceux d'autres chercheurs, puisque ils sont meilleurs que ceux cités auparavant.

En effet, L'aliment (**SF**) sans farine de poisson (à base des sous-produits agro-industriels) permet un niveau de production supérieur à celui fabriqués à base de farine de poisson (AF.1 et AF.2). Ce qui prouve qu'on peut substituer la farine de poisson par d'autres sous-produits d'origine végétale dans l'alimentation de poisson-chat africain, en gagnant des bénéfices nutritionnels, économiques et environnementaux.

Cette expérience pourrait être prolongée sur de plus longues périodes afin de vérifier nos dires et de nous assurer que ces observations se confirment chez des *Clarias* de grande taille. Mais *a priori*, les résultats de notre expérience devraient être confirmés car les besoins des poissons sont moins stricts lorsqu'ils grandissent.

CONCLUSION

ET

PERSPECTIVES

Conclusion et perspective

Ce travail vise à maîtriser la reproduction artificielle de poisson-chat africain *Clarias gariepinus*, à fabriquer des aliments locaux à base des protéines animales et végétales et d'étudier leurs effets sur la croissance des larves et des juvéniles de cette espèce. Ceci pour tenter de résoudre le problème posé par le coût élevé et d'approvisionnement en alevins et en aliments pour nourrir ces poissons.

Il ressort des expériences effectuées que :

- ✓ L'utilisation de l'Ovaprim donne des meilleurs résultats et accélère la maturation ovocytaire, ainsi qu'il est facile à utiliser. Pour la reproduction artificielle on a utilisé deux femelles, nous avons obtenus 27890 ovules pour la 1^{ère} femelle, et 26689 ovules pour la 2^{ème} femelle. Ces résultats de la ponte sont presque proches de ceux obtenus avec **Ducarme et Micha(2003)**. Les taux de fécondité obtenus avec les deux femelles sont très satisfaisants, 87,7% pour la première femelle et 97% pour la deuxième femelle. L'éclosion a débuté après environ 19 h et cela est dû aux bonnes conditions d'incubation, avec un taux d'éclosion de 38%. On peut expliquer notre résultat par le système d'incubation utilisé qui n'est pas aussi efficace que les bouteilles de Zoug.
- ✓ La farine des déchets de sardine était de bonne qualité nutritive et rentable par rapport à sa quantité initiale.
- ✓ Les trois aliments fabriqués (**AF.1** ; **SF** ; **AF1**) présentent une stabilité remarquable, la meilleure acceptabilité a été observée chez les poissons nourris avec l'aliment le plus coulant, ceci confirme que le poisson chat préfère se nourrir au fond.
- ✓ les 3 aliments fabriqués sont de bonne qualité microbiologique, biochimique, physique pour assurer une croissance optimale de poisson-chat africain.
- ✓ Les deux aliments **AF.1** et **AF.2** assurent une bonne croissance des larves de *C.gariepinus*.
- ✓ La qualité physicochimique de l'eau était adéquate pour l'élevage de *Clarias gariepinus*.
- ✓ La croissance des juvéniles de poisson chat nourri avec l'aliment **SF** était supérieure à celle de poissons nourris avec l'aliment **AF.1** et **AF.2** alors que ces derniers contiennent la farine de sardine et donc sont plus coûteux que l'aliment SF.

Conclusion et perspective

- ✓ Les meilleures performances zootechniques sont obtenues avec l'aliment **SF** (sans farine de poisson), à cet effet on peut conclure que la farine de poisson peut-être totalement remplacée par des sous-produits végétaux.

Les perspectives consécutives à cette étude sont les suivantes :

- Développer des systèmes d'incubation pour améliorer le taux d'éclosion des œufs et le taux de survie des larves.
- continuer le test d'aliments sur les autres stades d'élevage.
- Appliquer l'élaboration de ces aliments dans un élevage en polyculture (poisson chat – Tilapia) et étudier leurs impacts sur la croissance de ces deux espèces.
- Formuler des aliments avec d'autres intrants locaux et suivre leurs effets sur les performances de poisson chat africain.

REFERENCES

BIBLIOGRAPHIQUES

Références bibliographiques :

- Atanda AN. (2007).** Freshwater fish seed resources in Nigeria. In : Bondad-Reantaso MC,ed. Assessment of Freshwater Fish Seed Resources for Sustainable Aquaculture. FAO Fisheries Technical Paper, no. 501. Rome : FAO.
- Babiker M. M. (1984).** Aspects of the biology of the catfish *Clarias lazera* (Cuv. & Val.) related to its economic cultivation. *Hydrobiologia*, 110, p. 295-304.
- Barnabé G. (1991).** Bases biologiques et écologiques de l'aquaculture, *Ed. La voisier, paris (France)*, 520p.
- Baras et Laéyè , (2003).** Ecology and behaviour of Catfishes *Clarias gariepinus*, university of Abomey-Calavi. ReseachGate, 57 p.
- Benech, V., G.G. Teugels & G. Gourene. (1993).** Critères pratiques pour distinguer deux poisson-chats africains, *Clarias anguillaris* et *C. gariepinus* (Siluriformes: Claridae). *Cybium* 17 (1): 83-85.
- Billard R. (2005).** Introduction à L'aquaculture .Ed . Lavoisier, Paris (France). 235 P.
- Burton, M, N. (1979).** The food and feeding behaviour of *clarias gariepinus* (Pisces: Clariidae). In lake sibaya, South Africa with emphasis on its role as a predator of cichlids.
- Bruton, M. N. (1996).** Alternative life-history strategies of catfishes. *Aquatic Living Ressources*, 9: 35-41.
- Campbell, D. (1995).** *Biologie de Campbell (adaptation et révision scientifique de Richard Mathieu)* .3^e éd. Québec : Renouveau pédagogie inc. 1200 p.
- CEAEQ. (2009).** Recherche et dénombrement simultané des coliformes fécaux et d'*Escherichia coli* dans l'eau potable avec le milieu de culture MI; méthode par filtration sur membrane. Centre d'expertise en analyse environnementale, Gouvernement du Québec, 20 p.
- Chebel F. et Khouas B., 2009.** Expérimentations sur la reproduction artificielle du poisson-chat africain *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822). Mémoire d'ingénieur, ENSSMAL, 46p.
- Chikou A. (2006).** Étude de la démographie et de l'exploitation halieutique de six espèces de poissons-chats (Teleostei, Siluriformes) dans le delta de l'Ouémé au Bénin. Thèse de doctorat, université de Liège, 459 p.
- Clay, D. (1979).** Sexual maturity and fecundity of the African catfish (*Clarias gariepinus*) with an observation on the spawning behavior of the Nile catfish (*Clarias lazera*). *Zool. J. Linn. Soc.*, 65: 351-365.

- Dacosta K., Gourène G., Teugles G.G. (1996).** Embryologie, aspect extérieur du développement larvaire et maturité sexuelle du poisson-chat africain *heterobranchus isopterus* (siluroidei, clariidae). Belg.J.Zool, Brussels, 93-109p.
- De Buysers L., Hennekinne A. (2009).** Fiche de description de danger microbiologique transmissible par les aliments: *Staphylococcus aureus* et enterotoxines staphylococciques. Afssa.
- De Graaf, G., Janssen, J. (1996).** *Artificial Reproduction and Pond Rearing of the African Catfish Clarias Gariepinus in Sub-Saharan Africa - A Handbook*. FAO: Rome, 73-100 p.
- DE La Noue, J., Ouellet, G. (1996).** *Nutrition : élevage des salmonidés Fascicule 5*. France : MAPAQ, pp, 5-27 p.
- DE Vries, Ph. (2003).** *Les aliments du commerce pour poissons – Aquajardin*. [En ligne]. Aquajardin, [consulte le 17 juin 2018] disponible à l'adresse: <www.aquajardin.net/dos_alimentation_commerce.htm>.
- Ducarme C., Micha J.C., 2003.** Technique de production intensive du poisson-chat africain, *Clarias gariepinus*. *Tropicultura*, 21, 4 : 189-198.
- Diogo., (2005).** Les peuplements de poisson chat Africain. Reseachgate, 19 p.
- Ezike Christopher Onyemaechi., Echor Felix Okaliwe. (2017).** Growth and survival of *Clarias gariepinus* Fry fed dried decapsulated artemia cyts DDAC and whole egg microencapsulated diet WEMD. *IJFAS*, 5(6): 392-394 p.
- Fagbenro, O. A., Fasakin, E. A. (1996).** Citric-acid-ensiled poultry viscera as protein supplement for catfish (*Clarias gariepinus*). *Bioresource Technology*, 58: 13-16 p.
- FERRANDO, R. (1964).** *Les Bases de l'alimentation :deuxième édition*, école de médecine 23. Paris : Vigotfrères. 388 p.
- Guerrero, M., Retière, L. (1992).** Etude de la farine de poisson. Ifremer/inter pêche .66p.
- Gilles S., Dugué R., Slembrouck J. (2001).** Manuel de production d'alevins du silure africain, *heterobranchus longifilis*. Ed. Maisanneuve et Larose, Paris (France), 128p.
- Giri, S. S., Sahoo, S. K., Sahu, A. K., Mukhopadhyay, P. K. (2000).** Growth, feed utilisation and carcass composition of catfish *Clarias batrachus* (Linn.) fingerlings fed on dried fish and chicken viscera incorporated diets. *Aquaculture Research*, 31: 767-771 p.
- Goos., Richter. (1996).** Effect of varying density and water level on the spawning response of African catfish *Clarias gariepinus*: implications for seed production, 10: 119- 138 p.
- Guillaume, J. Kaushik, S. Bergot, P. et Metailler, R. (1999).** *Nutrition et Alimentation des poissons et crustacés*, Paris : INRA. 480 p.
- Hecht, T. (1996).** An alternative life history approach to the nutrition and feeding of Siluroidei larvae and early juveniles. *Aquatic Living Ressources*, 9: 121-133 p.

Hetch T., Uys W., et P.I. Brit. (1988). “ The culture of Sharp tooth catfish, *Clarias gariepinus* in southern Africa, ” *South African National Scientific Programs Rep.* 153. 133p.

Iga-Iga, R. (2008). *Contribution à la mise au point d'aliments pour tilapia *Oreochromis niloticus* à base d'intrants locaux : cas du Gabon. Mémoire du Master Sciences agronomiques et agroalimentaires en sciences halieutiques et aquacoles dominante aquaculture*, IRAF et Centre de Rennes. 47 p.

Ifremer. (2010). –V1- Fiche réalisée pour Bibliomer [http : // www.Bibliomer.com/](http://www.Bibliomer.com/).

Imorou Toko I. (2007). Amélioration de la production halieutique des trous Traditionnels à poissons (whedos) du delta de l'Ouémé (sud Bénin) par la promotion de l'élevage des poissons-chats *Clarias gariepinus* et *Heterobranchus longifilis*. Thèse de doctorat, FUNDP, 186 p.

Janssen J. (1985). Elevage du poisson-chat africain *Clarias lazera* (Cuv. & Val., 1840) en République Centrafricaine : 1. Reproduction artificielle. Bangui, FAO/GCP/CAF/007/NET, Document technique No. 20,100 p.

Jauncey K., B. Ross. (1982). A guide to tilapia feeds and feeding. Institute of Aquaculture, University of Stirling, Scotland, 111 p.

Anpe JA., Absalom KV., Igoche LE., PC Ofojekwu., BS Audu. (2017). The embryonic development of *Clarias gariepinus* fertilized eggs subjected to different water temperature interval in an indoor hatchery in Jos. *IJFAS*, 5(3) : 39-44 p.

Lacroix E. (2004). Pisciculture En Zone Tropicale.Ed. GEA Terra Systems, Hamburg, 225 p.

Le Berre M. (1989). Faune du Sahara : poissons, amphibiens, reptiles. Tome 1. *Ed. Chaubaud, France, 332p.*

Legendre M., Teugels G.G. (1991). Développement et tolérance à la température des oeufs de *Heterobranchus longifilis* et comparaison des développements larvaires de *H. longifilis* et de *Glanas gariepinus* (Teleostei, Clariidae). *Aquatic Living Resources*, **4**: 227-240.

L'évêque C., Paugy D., Teugles G.G. (1990). Faune des poissons d'eau douce et saumâtres d'Afrique de l'ouest. *Ed. ORSTOM, paris (France), 902p.*

Mokhtar Doaa M., Abd-Elhafez Enas A., Hassan AHS (2015). A Histological, Histochemical and Ultrastructural Study on the Fundic Region of the Stomach of Nile Catfish (*Clarias gariepinus*).*Journal of Cytology & Histology*. Egypt, 6:4.

Moreau, Y. (1988). Physiologie de respiration. In C.Leveque, M.N. Bruton et G.W.S sentogo, eds biology and ecology of African freshwater fisher . Edition de L'ORSTOM. Paris.113-135p.

Mfwana I.D., Kasongo T.G., Ntende M.B., Katemo M.B and Chocha M.A (2016). Etude comparative des performances de croissance et de taux de survie des larves des deux espèces du genre *Clarias* (*C. gariepinus* et *C. ngamensis*) au jardin zoologique de Lubumbashi, RD Congo. 738-744p.

Olurin, K. B., & Oluwo, A. B. (2010). Growth and Survival of African Catfish (*Clarias gariepinus*) Larvae Fed Decapsulated Artemia , Live Daphnia , or Commercial Starter Diet, 62(1), 50–55.

REX NEWKIRK, Ph. (2010). *SOJA Guide de l'industrie de l'alimentation animale 1 re édition*, Institut international du Canada. 53 p.

Richir J. (2004). La valorisation des sous-produits agro-industriels dans l'alimentation du poisson-chat africain, *Clarias gariepinus*, au Rwanda. Mémoire licence, RWANDA. 31- 44p.

Rodier J., Bazin C., Broutin J.-P., Chambon P., Champsaur H et Rodi L. (2005). L'analyse de l'eau : eaux naturelle, eaux résiduaires et l'eau de mer. 8^{ème} Ed. Dunod, paris. 1383p

Rukera Tabaro S., Micha J.-C., Ducarme C. (2005). Essais d'adaptation de production massive de juvéniles de *Clarias gariepinus* en conditions rurales. *Tropicultura*, **23, 4** : 231-244.

Schlumberger O. (2002). Mémento de pisciculture d'étang. 4^{ème} édition, Ed. Cemagref, Montpellier, 238 p.

Van Weerd, J. H. (1995). Nutrition and growth in *Clarias* species - a review. *Aquat. Living Resour.*, **8**: 395-401.

Viveen, W. J. A. R., Richter, C. J. J., Oordt, P. G. W. J. v., Janssen, J. A. L. et Huisman, E. A. (1985). *Manuel pratique de pisciculture du poisson-chat africain (Clarias gariepinus)*. Département de Pisciculture et de Pêche de l'Université Agronomique de Wageningen, 91 p.

Wang J., et al. (2005). Study in thr effect of thiamine on the metabolism of yeast by intrinsic fluorescence. 20(3) : 216-9 P.

Références électroniques :

FAO (2014). *La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture* [en ligne]. Rome: FAO. http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Clarias_gariepinus/en [Consulté le 27 06 2018]. Disponible sur le web : < www.fao.org/3/a-i4036f.pdf >.

FAO (2018). <http://www.fao.org/fishery/species/2982/en> [consulté le 04/05/2018]

Fishbase, 2017 : <http://www.fishbase.org/summary/SpeciesSummary.cfm?id=1934> [consulté le 27-12-2017].

ITIS Report, 2011 :

http://www.itis.gov/servlet/SingleRpt/SingleRpt?search_topic=TSN&search_value=164125

ANNEXES

1- La température des deux bassins de stabulation :

bassin des femelles	
l'heure	température
22.00	26,7
22.3	26,8
23.00	27,1
23.3	28,1
00.00	27,7
00.30	27,5
1.00	27,3
1.30	27,4
2.00	27,2
2.30	26,9
3.00	26,8
3.30	27,2
4.00	27
4.30	26,7
5.00	27,2
5.30	26,9
6.00	26,8
6.30	27,1
7.00	26,9
T° moy	27,121053

bassin du mâle	
l'heure	température
22.00	24
22.3	24,2
23.00	24,1
23.3	24,1
00.00	23,8
00.30	23,9
1.00	23,7
1.30	23,5
2.00	23,5
2.30	23,2
3.00	23,8
3.30	23,6
4.00	23,4
4.30	23,2
5.00	23
5.30	23,8
6.00	24,3
6.30	24
7.00	23,8

2- La culture des daphnies :



Mise en place de culture des daphnies



daphnie sous la loupe

3- La composition des milieux de culture :

♦ Gélose Chapman :

Composition	Quantité (g/l)
Extrait de viande de bœuf	1
Peptone de caséine et de viande	10
Chlorure de sodium	75
D Mannitol	10
Agar	15
Rouge de phénol	0,025

PH : 7,5, Stériliser à l'autoclave : 15 minutes à 121°C.

• Gélose Mueller Hinton :

Pour 1 litre de milieu :

- Hydrolysât acide de caséine17,5 g
- Infusion de viande2,0 g
- Amidon soluble1,5 g
- Agar agar bactériologique17,0 g

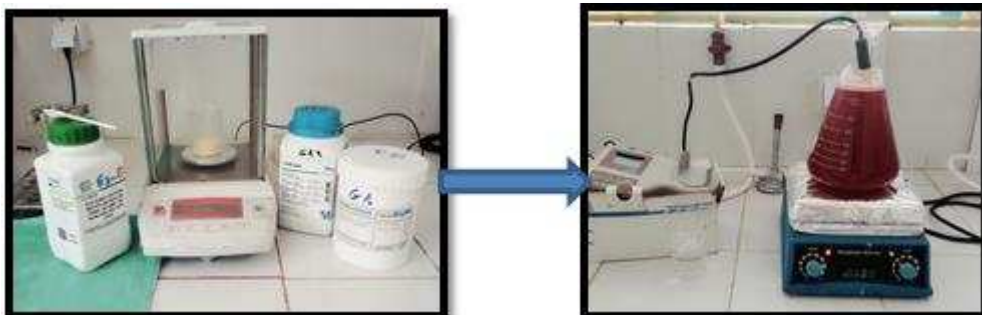
pH du milieu prêt-à-l'emploi à 25°C : 7,3 ± 0,2.

• Gélose MacConkey

Pour 1 litre de milieu :

- Peptone pancréatique de gélatine17,0 g
- Tryptone1,5 g
- Peptone pepsique de viande1,5 g
- Lactose10,0 g
- Sels biliaires1,5 g
- Chlorure de sodium5,0 g
- Rouge neutre30,0 mg
- Cristal violet1,0 mg
- Agar agar bactériologique13,5 g

pH du milieu prêt-à-l'emploi à 25°C : 7,1 ± 0,2.



Préparation des milieux de culture

4- Dosage des sels nutritifs

2.1) Dosage de l'ammonium

I. Réactifs

a. Solution tampon

Produits chimiques exigés :

C ₄ H ₄ O ₆ KNa.4H ₂ O	33 g.
Citrate de sodium C ₆ H ₅ O ₇ Na ₃ .2H ₂ O	24 g.
Acide sulfurique H ₂ SO ₄ (1N).....	x ml.
Eau distillée H ₂ O.....	1000 ml.
Brij 35 (30 %).....	2 ml.

Préparation

Dissoudre le tartrate de potassium et de sodium dans ± 800 ml d'eau distillée. Ajouter le citrate de sodium et dissoudre. Ajuster le pH à 5 avec la solution d'acide sulfurique. Ajuster à 1 litre avec l'eau distillée puis ajouter le Brij 35 et mélanger.

Note :

La solution est stable pendant 1 semaine. Conserver à 4° C quand la solution n'est pas utilisée.

$$[M.E.S](mg/l) = (P1 - P2) / V$$

P1 = poids du filtre avant filtration (mg).

P2 = poids du filtre après filtration (mg).

V = volume filtré (l).

a. Solution de phénol

Produits chimiques exigés :

Phénol C ₆ H ₅ OH.....	6g.
Hydroxyde de sodium NaOH.....	40 g.
Eau distillée H ₂ O.....	1000 ml.

Préparation

Dissoudre le phénol dans ± 50 ml d'eau distillée. Ajouter l'hydroxyde de sodium. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

Note : La solution est stable pendant 1 semaine.

b. Solution d'hypochlorite de sodium

Produits chimiques exigés :

Solution d'hypochlorite de sodium NaClO (13 % de chlore actif).....	200 ml.
Eau distillée H ₂ O.....	800 ml.

Préparation

Diluer la solution d'hypochlorite de sodium dans ± 700 ml d'eau distillée. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

c. Solution de nitroprussiate de sodium

Produits chimiques exigés :

Nitroprussiate de sodium Na ₂ [Fe(CN) ₅ NO].2H ₂ O.....	0,5 g.
Eau distillée H ₂ O.....	1000 ml.

Préparation

Dissoudre le nitroprussiate de sodium dans ± 800 ml d'eau distillée. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

Note :

Conserver dans une bouteille à couleur sombre.

La solution est stable pendant 1 semaine.

Conserver à 4° C quand la solution n'est pas utilisée.

2.2) Dosage des nitrites + nitrates :

I. Réactifs :

a. Solution tampon :

Chlorure d'ammonium NH ₄ Cl	50 g.
Solution d'ammonium NH ₄ OH (25%).....	±1 ml.
Hydroxyde de sodium NaOH.....	5g.
Eau distillée H ₂ O.....	1000 ml.
Bridj 35 (30%).....	3 ml.

Préparation :

Dissoudre le chlorure d'ammonium dans 800 ml d'eau distillée. Ajuster le pH 8,2 avec la solution d'ammonium. Ajouter l'hydroxyde de sodium et dissoudre. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée, ajouter le Bridj 35 et mélanger.

Note : La solution est stable pendant une semaine. Conserver à 4°C quand la solution n'est pas utilisée.

b. Réactifs colorants :

Produits chimiques exigés :

Acide o-phosphorique H ₃ PO ₄ (85%).....	50 ml.
Sulfanilamide C ₆ H ₈ N ₂ O ₂ S.....	10 g.
α-Naphtyléthylène diamine dihydrochloride C ₁₂ H ₁₆ Cl ₂ N ₂	0,5g.
Eau distillée H ₂ O.....	850 ml.

Préparation :

Diluer l'acide o-phosphorique H₃PO₄ dans ± 750 ml d'eau distillée. Ajouter le Sulfanilamide C₆H₈N₂O₂S et le α-Naphtyléthylène diamine dihydrochloride C₁₂H₁₆Cl₂N₂ et dissoudre. Ajouter 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

Note : La solution est stable pendant deux semaines. Conserver dans une bouteille à couleur sombre.

2.3) Dosage des orthophosphates :

I. Réactifs

a. Solution de molybdate d'ammonium :

Produits chimiques exigés :

Tartrate de potassium et d'antimoine K(SbO)C ₄ H ₄ O ₆ .5H ₂ O.....	230 mg.
Acide sulfurique H ₂ SO ₄ (97%).....	69,4 ml.
Molybdate d'ammonium(NH ₄ ⁺) ₆ Mo ₇ O ₂₄ .H ₂ O.....	6g.
Eau distillée H ₂ O.....	1000 ml.
FFD6.....	2 ml.

Préparation :

Dissoudre le tartrate de potassium et d'antimoine dans ± 800 ml d'eau distillée. Ajouter soigneusement l'acide sulfurique en mélangeant constamment. Ajouter le molybdate d'ammonium et dissoudre. Ajuster à 1 litre avec l'eau distillée puis ajouter le FFD6 et mélanger.

Note :

Ne pas employer de cuillères en métal pour le molybdate d'ammonium. La sensibilité peut être augmentée de 50 % en employant 35 ml d'acide sulfurique concentré au lieu de 69,4 ml. Avec 35 ml l'interférence des silicates est 10 % pour 300 ppb Si et 10 % pour 10 ppb P.

Annexes

Le pH final doit être inférieur à 1. La solution est stable pendant 5 jours. Conserver à 4° C quand la solution n'est pas utilisée.

b. Solution d'acide ascorbique

Produits chimiques exigés :

Acide ascorbique C₆H₈O₆.....6g.
 Acétone C₃H₆O.....60 ml.
 Eau distillée H₂O.....1000 ml.
 FFD6.....2 ml.

Préparation

Dissoudre l'acide ascorbique dans ± 800 ml d'eau distillée. Ajouter l'acétone. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée puis ajouter le FFD6 et mélanger.

Note : La solution est stable pendant 5 jours. Conserver à 4° C quand la solution n'est pas utilisée.

5- les concentrations des sels nutritifs dans les 3 aquariums, avant et après alimentation pour le mois de juin :

Aquarium 1 :

Identity1	NO2 mg/l	NO3 mg/l	PO4 mg/l	NH4 mg/l
AQ1AVALIME	0,04063194	0,18572349	0,79044325	0,32857113
AQ1APRES10	0,04063194	0,18096135	0,11516034	0,05345176
AQ1	0,00917495	0,08571853	0,17301084	0,05345176
AQ1APRES11	0,01572849	0,2809663	0,49902813	0,11287755
AQ1AV12061	0,00786425	0,10000496	0,14165262	0,06602865
AQ1APRES12	0,00786425	0,14286422	1,25486921	0,03332875
AQ1AV1306	0,08732091	0,28936721	0,06095327	0,29874012
AQ1APRES13	0,06160327	0,31430129	0,01459779	0,43704677
AQ1AV2606	0,00917495	0,16191278	0,00648791	2,58360669
AQ1APRES26	0,01179637	0,12381566	0,87586735	2,31194597

Aquarium 2 :

Identity1	NO2 mg/l	NO3 mg/l	PO4 mg/l	NH4 mg/l
AQ2AVALIME	0,05373902	0,20477205	0,50443472	0,36567294
AQ2APRES10	0,23068457	0,80956392	0,06541972	1,76673798
AQ2	0,02097132	0,11429138	0,01135384	0,69141428
AQ2APRES11	0,22150962	0,7714668	4,11982051	1,15235713
AQ2AV12061	0,00655354	0,1285778	0,25735362	0,03710181
AQ2APRES12	0,02490345	0,14762636	0,2195075	0,21632243
2AV1306	0,28704501	0,71908325	0,0394681	0,63387503
AQ2APRES13	0,0170392	0,1285778	4,71941119	0,27732032
AQ2AV2606	0,12976007	0,59050545	1,46734814	1,360819
AQ2APRES26	0,00786425	0,40001982	3,68404947	0,60274723

Aquarium 3 :

Identity1	NO2 mg/l	NO3 mg/l	PO4 mg/l	NH4 mg/l
AQ3AVT1006	0,0082867	0,10673593	0,08749315	0,07932073
AQ3APRES10	0,0327677	0,21429633	0,65635986	0,23990409
AQ3	0,0327677	0,15715064	0,0551472	0,26128479
AQ3APRES11	0,201849	0,72384539	0,21356025	1,01086717
AQ3AV12061	0,00917495	0,09524281	0,62013571	0,05093639
AQ3PRES120	0,01572849	0,11429138	0,14922185	0,16601489
3AV1306	0,09699238	0,52383548	0,03838678	0,26222806
AQ3APRES13	0,1179637	0,56669475	4,66858925	1,64096913
AVANT2606	0,08650672	0,32858771	0,46550728	0,27103188
APRES2606	0,01441779	0,13333994	3,0725643	0,05093639

 : Les valeurs élevées.

Annexes

Le tableau ci dessous représente la matrice de corrélation entre les 4 paramètres dosés.

Tableau : matrice de corrélation entre les 4 paramètres analysés

	NO_2^-	NO_3^-	NH_4^+	PO_4^{3-}
NO_2^-	1	0,93	0,70	0,65
NO_3^-	0,93	1	0,58	0,83
NH_4^+	0,70	0,58	1	0,66
PO_4^{3-}	0,65	0,83	0,66	1

La matrice de corrélation montre la présence des fortes corrélations positives entre les différents paramètres analysés, pris deux à deux. La plus forte corrélation est observée entre NO_2 et NO_3 (0,93), puis entre NO_3 et PO_4^{3-} (0,83). Cette matrice indique que l'élévation de l'un des 4 paramètres, engendra l'augmentation des autres.

Annexes

6- Les valeurs du poids et taille des individus élevés dans les 3 aquariums :

Les prises du poids d'aquarium 1 (AF.1)

24-mai	29-mai	03-juin	09-juin	13-juin	18-juin	23-juin	28-juin	03-juil	08-juil	
14,03	15,18	16,58	16,57	16,85	17,21	17,79	18,22	18,37	18,46	
14,43	15,23	16,93	18,62	18,49	18,77	19,01	19,26	20,69	22,45	
15,08	16,56	17,45	18,67	18,73	18,94	19,12	19,29	21,49	22,58	
15,94	17,38	18,94	19,85	20,34	20,92	21,29	21,55	23,57	26,74	
16,65	18,49	19,61	20,6	21,2	21,81	22,38	23,11	26,19	29,32	
16,78	18,79	19,68	21	21,86	22,21	23	23,84	26,81	29,97	
17,73	19,43	20,11	21,13	22,39	23,22	23,87	24,55	27,28	31,71	
17,81	19,58	20,61	21,68	22,51	23,64	25,01	26,62	28,84	31,97	
17,84	19,35	20,88	21,74	22,63	24,82	25,78	26,98	29,28	32,33	
18,08	19,57	21,21	22,61	24,13	25,01	26,19	27,26	29,53	32,67	
18,74	20,13	21,39	22,62	24,31	25,06	26,37	27,57	30,28	33,33	
18,92	20,44	21,85	22,75	24,87	25,79	26,91	28,85	31,56	33,8	
19,23	20,52	21,95	23,27	25,13	26,18	27,23	29,25	32,05	35,56	
19,49	20,79	22,96	23,47	25,38	26,49	27,96	29,38	33,1	38,82	
19,66	21,37	23,4	23,92	25,39	26,71	28,12	29,53	34,24	39,11	
20,13	21,88	23,81	24,42	27,29	29,19	31,28	33,23	37,88	40,41	
20,89	22,17	24,08	25,38	28,58	31,88	34,16	37,29	43,42	46,63	
20,18	22,59	24,19	26,56	30,61	33,5	36,45	40,74	45,83	51,45	
17,29	20,33	24,44	28,1	32,29	34,19	37,93	41,09	46,18	52,37	
19,09	21,59	24,75	28,64	32,68	34,23	38,03	42,21	48,15	53,44	
18,12	20,92	24,86	29,39	33,1	35,16	38,76	43,69	49,37	54,7	
18,76	21,06	25,88	30,42	33,18	35,32	39,74	44,65	51,12	56,89	
20,26	24,63	28,59	32,3	35,75	37,38	40,49	44,91	52,31	60,21	
20,89	24,71	28,72	32,82	35,93	38,13	41,33	45,53	52,49	60,53	
21,87	25,03	29,93	35,63	38,71	41,04	44,52	48,67	54,35	60,54	
18,3156	20,3088	22,512	24,4864	26,4932	27,872	29,7088	31,8908	35,7752	39,8396	P.M(g)
476,2056	507,72	562,8	612,16	662,33	696,8	742,72	797,27	894,38	995,99	P.T (g)

Les prises du poids d'aquarium 2 (SFP)

24-mai (Pi)	29-mai	03-juin	09-juin	13-juin	18-juin	23-juin	28-juin	03-juil	08-juil	
14,09	14,84	16,64	18,85	21,06	22,27	23,54	25,05	27,68	30,02	
14,41	15,12	17,25	19,66	21,19	22,81	23,73	25,84	28,02	30,1	
14,83	16,88	18,42	21,11	22,31	23,36	24,86	26,25	29,23	32,51	
14,15	16,03	18,5	21,84	22,96	24,46	25,73	27,42	30,14	33,65	
14,41	17,22	19,32	22	23,14	25,1	26,25	27,45	31,01	34,34	
14,91	17,83	20,05	22,3	23,85	25,21	26,55	27,93	31,98	35,56	
16,43	18,7	20,57	22,43	24,15	26,09	27,89	29,53	32,26	36,01	
15,88	18,19	20,72	23,92	25,27	26,43	28,06	29,85	32,47	37,81	
16,15	18,32	20,9	24,08	25,91	27,13	28,29	29,91	33,58	38,04	
17,78	19,12	21,13	24,56	26	27,17	28,37	29,86	34	38,56	
16,91	19,43	22,18	24,78	26,19	27,92	29,41	31,21	35,32	39,45	
17,04	19,75	22,56	24,92	26,03	28,77	29,83	31,95	35,89	39,63	
17,45	19,91	22,97	25,13	27,06	29,28	31,2	33,4	36,51	39,68	
17,81	20,36	23,15	25,8	28,11	30,7	32,58	34,22	37,36	41,18	
18,14	20,57	23,71	26,72	28,92	31,07	32,87	34,64	38,18	42,3	
18,67	21,73	24,83	27,01	29,1	31,24	33,18	34,99	39,54	44,65	
19,56	23,17	25,41	27,14	29,08	31,65	33,41	35,51	40,62	45,78	
21,67	25,31	27,87	28,62	30,17	32,42	34,13	36,36	41,03	46	
22,71	26,59	30,01	28,98	31,59	33,74	35,07	36,91	41,39	46,66	
22,31	26,65	31,03	30,57	32,81	35,53	37,82	40,33	47,74	53,93	
23,46	28,23	31,53	30,78	35,1	39,44	42,33	45,36	51,81	57,64	
23,87	28,54	34,48	39,86	42,07	45,2	46,94	49,03	53,29	57,85	
23,5	28,76	34,73	40,25	42,96	45,8	48,27	52,96	57,91	61,55	
24,31	29,29	35,49	41,08	44,87	48,64	52,31	56,29	58,83	61,69	
23,4	29,41	35,79	41,19	45,06	49,11	52,59	56,7	61,86	67,32	
25,81	34,04	40,4	45,6	49,76	53,58	57,83	63,83	69,41	75,97	
18,8330769	22,076538	25,370769	28,045385	30,181538	32,466154	34,347692	36,645385	40,656154	44,918462	
489,66	573,99	659,64	729,18	784,72	844,12	893,04	952,78	1057,06	1167,88	

Annexes

Les prises du poids d'aquarium 3 (AF.2)

24-mai	29-mai	03-juin	09-juin	13-juin	18-juin	23-juin	28-juin	03-juil	08-juil
6,49	6,83	7,17	8,3	8,43	8,26	8,15	8,09	7,79	7,57
7,47	8,99	11,24	8,42	8,56	8,49	8,41	8,44	8,69	9,08
9,61	10,54	11,35	11,51	11,58	11,43	11,04	10,62	10,22	9,43
9,77	11,27	12,25	11,79	12,39	12,65	13,28	14,91	15,43	16,98
9,83	11,41	12,44	12,76	13,34	13,71	14,37	15,57	16,38	17,45
10,25	11,76	13,16	13,21	13,88	14,13	14,59	15,81	17,47	19,53
10,3	11,59	13,36	13,64	14,36	14,74	15,17	16,89	18,29	19,77
11,25	12,68	14,34	14,29	15,11	15,63	16,41	17,75	19,34	20,57
11,38	13,05	14,7	15,28	15,86	16,02	16,92	17,83	19,63	21,45
11,5	13,23	14,81	15,83	16,57	16,97	17,48	18,62	20,16	21,61
11,53	13,61	15,13	16	16,96	17,31	18,21	19,32	20,58	22,39
11,79	13,69	15,38	16,65	17,25	18,1	19,26	21,5	22,48	23,55
11,83	14,17	15,73	17,31	18,22	18,83	19,92	22,04	23,19	24,47
12,41	14,82	17,15	17,45	18,38	19,24	20,27	22,39	23,98	25,86
12,98	15,12	17,32	17,66	18,27	18,89	20,24	22,78	24,92	27,77
13,07	15,31	17,39	17,67	18,34	18,88	20,41	22,85	26,1	29,14
13,12	15,42	17,76	18,45	19,32	19,81	20,77	23,07	26,42	29,56
13,64	15,59	17,79	18,79	19,49	20,42	21,79	23,7	28,15	31,03
13,7	15,75	18,5	18,86	20,13	21,84	23,36	25,72	29,23	34,01
14,18	16,91	19,5	20,69	22,12	23,19	24,98	26,07	30,18	34,31
14,25	17,13	19,68	20,81	22,39	23,68	25,44	27,1	30,97	34,69
14,45	17,34	20,25	21,14	23,01	24,77	26,46	28,2	31,33	35,11
14,83	17,69	21,01	21,43	23,61	24,87	26,55	28,25	32,26	36
15,02	18,1	21,05	22,12	23,79	24,96	26,35	28,33	32,74	36,64
15,5	18,44	21,47	22,15	24,29	27,31	29,87	33,04	35,19	37,66
15,56	18,61	21,69	24,05	26,7	28,51	30,68	33,52	36,64	39,71
15,7	19,24	22,66	25,49	27,83	30,54	33,85	37,74	39,69	42,81
12,274444	14,381111	16,454815	17,101481	18,154815	19,006667	20,156667	21,857407	23,97963	26,227778

Les prises de taille d'aquarium 1 (AF.1)

24-mai (Ti)	29-mai	03-juin	09-juin	13-juin	18-juin	23-juin	28-juin	03-juil	08-juil
13,1	13,3	13,4	13,6	13,7	13,8	13,9	14	14,1	14,3
13,2	13,3	13,5	14,3	14,4	14,4	14,5	14,5	14,7	14,8
13,3	13,5	13,8	14,4	14,5	14,6	14,7	14,8	15	15,2
13,4	13,6	13,9	14,4	14,6	14,6	14,8	15	15,2	15,4
13,5	13,7	13,9	14,5	14,7	14,7	14,8	15	15,5	15,9
13,5	13,8	14	14,9	15	15	15,1	15,2	15,7	16,3
13,6	13,9	14,3	14,9	15,1	15,2	15,3	15,4	15,9	16,4
13,7	14	14,4	15	15,2	15,2	15,3	15,5	16	16,5
13,8	14,1	14,5	15,1	15,3	15,4	15,6	15,8	16,2	16,6
13,8	14,2	14,5	15,1	15,3	15,4	15,6	15,9	16,4	16,9
13,9	14,2	14,5	15,2	15,4	15,5	15,7	16	16,5	16,9
14	14,4	14,9	15,2	15,5	15,5	15,7	16	16,6	17,3
14,1	14,4	14,9	15,3	15,6	15,7	15,9	16,1	16,8	17,4
14,2	14,5	15	15,4	15,7	15,7	15,9	16,1	17	17,9
14,2	14,6	15	15,5	15,8	15,9	16,4	16,9	17,5	18,3
14,3	14,7	15	15,6	16	16,1	16,5	17,1	17,8	18,4
14,3	14,8	15,2	15,8	16,4	16,6	17,1	17,5	18,1	18,7
14,4	14,8	15,2	15,8	16,4	16,6	17,1	17,6	18,1	18,7
14,5	15	15,5	15,9	16,5	16,8	17,2	17,8	18,3	18,9
14,6	15,1	15,5	16	16,5	16,9	17,5	18,3	19	19,7
14,7	15,1	15,5	16,3	16,9	17,1	17,9	18,6	19,2	20,1
14,8	15,1	15,6	16,6	17,1	17,5	18,1	18,8	19,5	20,3
14,9	15,3	15,8	16,9	17,6	18	18,5	19,1	19,7	20,4
15,2	15,6	16	17	17,6	18,2	18,7	19,1	19,8	20,6
16	16,3	16,5	17,6	18	18,3	19	19,5	20,1	20,6
14,12	14,452	14,812	15,452	15,792	15,948	16,272	16,624	17,148	17,7

Annexes

Les longueurs d'aquarium 2 (SFP)

24-mai (Ti)	29-mai	03-juin	09-juin	13-juin	18-juin	23-juin	28-juin	03-juil	08-juil
11,6	11,9	12,3	13	13,3	13,6	14	14,3	14,8	15,4
13,1	13,3	13,6	13,9	14,2	14,3	14,5	14,7	15	15,4
13,2	13,5	13,8	14,3	14,4	14,5	14,6	14,7	15,1	15,6
13,3	13,6	13,9	14,5	14,7	14,8	15	15,2	15,6	16,5
13,7	14	14,2	14,5	14,8	14,9	15,1	15,4	15,9	16,6
13,8	14,1	14,4	14,5	14,8	15	15,4	15,8	16,2	16,7
13,9	14,2	14,5	14,7	14,9	15,1	15,5	15,9	16,4	16,9
14	14,2	14,5	15	15,3	15,4	15,7	16,1	16,8	17,5
14	14,2	14,5	15,2	15,5	15,7	16	16,4	17	17,8
14,1	14,4	14,8	15,2	15,5	15,7	16	16,5	17,1	17,9
14,1	14,4	14,8	15,2	15,6	15,8	16,1	16,6	17,3	18
14,2	14,5	14,9	15,4	15,8	16	16,4	16,8	17,4	18,2
14,2	14,6	15	15,5	15,9	16,2	16,5	16,9	17,5	18,3
14,2	14,7	15,2	15,7	16	16,2	16,5	16,9	17,8	18,6
14,3	14,7	15,2	15,7	16	16,3	16,6	17	17,9	18,9
14,6	14,9	15,5	15,7	16,1	16,4	16,8	17,4	18,1	18,9
14,6	15	15,5	15,8	16,3	16,6	17,1	17,9	18,4	18,9
14,7	15,1	15,5	16	16,3	16,7	17,2	17,9	18,5	19,1
14,7	15,1	15,7	16,1	16,4	16,7	17,3	18	18,7	19,4
14,8	15,3	15,8	16,3	16,5	17	17,6	18,3	19	19,8
15	15,4	16	16,7	16,9	17,3	17,8	18,3	19,1	19,9
15,2	15,8	16,5	16,9	17,3	17,5	18,1	18,9	19,4	19,9
15,2	15,9	16,6	16,9	17,4	17,7	18,3	19	19,5	20,1
15,8	16,3	16,7	17,1	17,5	17,8	18,4	19,1	19,8	20,6
16,1	16,6	17	17,2	17,6	18,2	18,8	19,5	20	20,6
16,2	16,8	17,5	18,5	18,9	19,2	19,6	20,1	20,6	21,1
14,33076923	14,7115385	15,15	15,5961538	15,9192308	16,1769231	16,5730769	17,0615385	17,65	18,3307692

Les longueurs d'aquarium 3 (AF.2)

24-mai (Ti)	29-mai	03-juin	09-juin	13-juin	18-juin	23-juin	28-juin	03-juil	08-juil
9	9,1	9,2	9,5	9,6	9,6	9,7	9,8	8,7	7,6
10,2	10,6	11	11,2	11	10,8	10,6	10,4	10,5	10,6
11	11,5	12	12	12,1	12,1	12,2	12,3	12	11,7
11,2	11,5	12	12,2	12,4	12,5	12,7	12,9	13	13,1
11,2	11,6	12,2	12,3	12,5	12,6	12,8	13	13,1	13,3
11,3	11,8	12,3	12,6	12,8	12,9	13	13,2	13,3	13,4
11,5	11,9	12,5	12,7	12,9	13	13,2	13,4	13,4	13,4
11,6	12,1	12,6	12,8	13	13,1	13,3	13,5	13,7	13,9
11,8	12,3	12,8	12,8	13	13,2	13,3	13,6	13,9	14,2
12	12,4	12,8	13	13,1	13,2	13,4	13,7	14,1	14,5
12,1	12,6	13,2	13,2	13,4	13,5	13,7	14	14,2	14,5
12,2	12,7	13,3	13,4	13,5	13,6	13,8	14	14,3	14,6
12,2	12,7	13,4	13,5	13,7	13,8	14	14,3	14,4	14,6
12,3	12,8	13,5	13,5	13,8	13,9	14,1	14,4	14,6	14,7
12,4	12,9	13,5	13,7	13,9	14	14,2	14,5	14,6	14,7
12,5	13	13,7	13,7	14	14,1	14,4	14,8	15	15,3
12,5	13,1	13,8	13,8	14,1	14,2	14,4	14,8	15	15,7
12,7	13,2	13,9	14	14,2	14,3	14,5	14,8	15,4	16
12,7	13,3	14	14,1	14,4	14,6	15	15,5	15,8	16,2
12,8	13,4	14,1	14,3	14,5	14,8	15,2	15,6	15,9	16,2
12,9	13,5	14,2	14,4	14,7	14,8	15,3	15,7	16	16,3
13,4	13,8	14,2	14,5	14,8	15	15,4	15,8	16,1	16,5
13,5	13,9	14,2	14,6	14,9	15,1	15,5	15,9	16,2	16,5
13,6	14	14,5	14,6	15	15,2	15,5	15,9	16	16,7
13,8	14,2	14,5	14,6	15	15,2	15,7	16,2	16,4	16,7
14,8	14,7	14,8	14,9	15,3	15,5	15,9	16,4	16,5	16,8
15,6	15,3	15,2	15,3	15,8	16	16,6	17,4	18	18,6
12,32592593	12,737037	13,237037	13,3777778	13,6074074	13,7259259	13,9777778	14,2888889	14,4481481	14,6777778

Résumé :

Ce travail était sur la maîtrise de la reproduction artificielle de *Clarias gariepinus* et l'étude de l'efficacité des aliments fabriqués sur la croissance des larves (poids moyen initial 0,003 g) pendant 30 jours et des juvéniles (poids moyens initiaux 18.32, 18.84, 12,27 g) pendant une durée de 45 jours. Pour la reproduction artificielle, 27890 ovules obtenues pour la 1^{ère} femelle, et 26689 ovules pour la 2^{ème} femelle, deux taux de fécondité très satisfaisants, 87,7% pour la première femelle et 97% pour la deuxième. Les bonnes conditions d'incubations donnent un temps de latence de 19h avec 38% d'éclosion, ce taux est justifié par le système d'incubation utilisé "les claies".

Des analyses microbiologiques et biochimiques ont été effectuées afin d'évaluer la qualité des aliments fabriqués. Selon les résultats des paramètres de croissance des larves, les TCS obtenus avec les aliments fabriqués à base de déchets de sardine sont proches de celui avec l'aliment commercial. Au grossissement, les meilleures performances ont été trouvées dans l'aquarium qui a reçu l'aliment dépourvu de farine de poisson avec un IC de 1.19 et un TCS de 7,25. Selon les résultats biochimiques obtenus tous les aliments fabriqués répondent positivement aux besoins nutritionnels de ce poisson. Sur le plan d'hygiène et sanitaire tous les aliments ne dépassent pas le seuil de contamination et n'ont pas d'effet négatif sur la qualité de l'eau d'aquarium.

A la lumière des résultats obtenus, la substitution de la farine de poisson par d'autres sous-produits végétaux (tourteaux de soja) semble encourageante ce qui permettra la réduction des charges liées à l'alimentation des poissons d'élevages « *Clarias gariepinus* ».

Mots clés : reproduction, *Clarias gariepinus*, croissance, farine de poisson, alimentation.

الملخص :

هذا العمل يدور حول التمكن من تطبيق التكاثر الاصطناعي للسمك القبط من نوع *Clarias gariepinus* ودراسة فعالية الأعلاف المصنوعة على نمو اليرقات (متوسط الوزن الأولي 0.003 غ) لمدة 30 يوما والإصبعيات (متوسط الوزن الأولي 18.32، 18.84، 12.27 جم) لمدة 45 يوما. بالنسبة للتفريخ الاصطناعي، 27890 بويضة تم الحصول عليها من أول انثى، و 26689 بويضة من الثانية. ظروف الحضانة كانت جيدة حيث تمت في 19 ساعة مع نسبة فقس 38٪، ما يبرره نظام الحضانة المستعمل "العقبات". أجريت تحليلات ميكروبيولوجية وبيو كيميائية لتقييم جودة الأعلاف المصنوعة. وفقا لنتائج مؤشرات نمو اليرقات، فإن معدلات النمو الخاص التي تم الحصول عليها مع الطعام المصنوع من فضلات السردين قريبة منه مع الطعام التجاري. عند التكبير، تم العثور على أفضل مؤشرات النمو في الحوض الذي تلقى الأعلاف الخالية من مسحوق السمك مع مؤشر تحول غذائي 1.19 و معدل نمو خاص 7.25. وفقا لنتائج البيو كيميائية التي تم الحصول عليها فإن جميع الأعلاف المصنوعة تستجيب بشكل إيجابي للاحتياجات الغذائية لهذا السمك. اما من حيث النظافة والصحة لا تتجاوز جميع الأطعمة عتبة التلوث وليس لها تأثير سلبي على جودة ماء الحوض. وعلى ضوء هذه النتائج، فإن استبدال وجبة السمك مع غيرها من المنتجات الثانوية النباتية (قشور فول الصويا) تبدو مشجعة مما يسمح لنا بتخفيض النفقات المتعلقة بتغذية الاسماك المستزرعة "القرموط".

الكلمات المفتاحية : سمك القبط، قرموط، التفريخ الاصطناعي، النمو، الأعلاف، مسحوق السمك.