

UNIVERSITE DE LIEGE



UNIVERSITE DE NAMUR



**Master de spécialisation en Gestion des Ressources Aquatiques et  
Aquaculture**

**VALORISATION DES EFFLUENTS D'AQUACULTURE PAR LA  
TECHNOLOGIE BIOFLOC : ESSAI D'INTÉGRATION DURABLE DE  
L'ÉLEVAGE DU CLARIAS (*Clarias gariepinus* Burchell, 1822) ET DU  
TILAPIA (*Oreochromis niloticus* Linnaeus, 1758)**

**Réalisé par**

**BAMBI LANGA Lydie**

**Promoteur : Dr Vincent GENNOTTE**

**Encadrant : Christian Prignon**

**2021-2022**

## TABLE DES MATIÈRES

REMERCIEMENTS.....	iii
LISTE DES TABLEAUX.....	iv
LISTE DES FIGURES.....	v
RESUME.....	vi
ABSTRACT.....	vii
<b>1. INTRODUCTION.....</b>	<b>1</b>
<b>1.1. Contexte général.....</b>	<b>1</b>
<b>1.2. Technologie biofloc (BFT).....</b>	<b>2</b>
1.2.1. Définition et principe du système BFT.....	2
1.2.2. Types de système BFT.....	3
1.2.3. Description et fonctionnement du système.....	3
1.2.4. Espèces élevées dans le BFT.....	6
1.2.5. Rapport carbone/azote (C/N) dans les systèmes BFT.....	6
1.2.6. Composition et valeur nutritionnelle du biofloc.....	8
1.2.7. Forces et faiblesses du système BFT.....	9
1.2.8. Présentation des espèces d'étude :.....	10
<b>1.3. Problématique et objectif de l'étude.....</b>	<b>11</b>
<b>2. MATERIELS ET METHODE.....</b>	<b>12</b>
<b>2.1. Matériel biologique.....</b>	<b>12</b>
<b>2.2. Infrastructures d'élevage.....</b>	<b>12</b>
<b>2.3. Méthode.....</b>	<b>13</b>
2.3.1. Conditions expérimentales.....	13
2.3.2. Quantification des effluents de clarias apportées dans l'élevage de tilapia.....	16
2.3.3. Estimation de la quantité de carbone apportée sous forme du sucre.....	16
2.3.4. Suivi des paramètres de traitements.....	16
2.3.5. Saisie, traitement et analyse des données.....	18
<b>3. RESULTATS.....</b>	<b>19</b>
<b>3.1. Phase de stabilisation.....</b>	<b>19</b>
3.1.1. Paramètres physico-chimiques.....	19
3.1.2. Apports d'aliments, d'effluents, de sucre, de bicarbonate de soude et d'eau.....	21
3.1.3. Paramètres de croissance.....	22
<b>3.2. Phase expérimentale.....</b>	<b>22</b>
3.2.1. Paramètres physico-chimiques.....	22
3.2.2. Apports d'aliments, d'effluents, de sucre, de bicarbonate de soude et d'eau.....	27
3.2.3. Paramètres de croissance.....	28
<b>4. DISCUSSION.....</b>	<b>30</b>
<b>4.1. Phase de stabilisation.....</b>	<b>30</b>
4.1.1. Paramètres physico-chimiques.....	30
4.1.2. Apports d'aliments, d'effluents, de sucre, de bicarbonate de soude et d'eau.....	31
4.1.3. Paramètres de croissance.....	31
<b>4.2. Phase expérimentale.....</b>	<b>31</b>
4.2.1. Paramètres physico-chimiques.....	31
4.2.2. Apports d'aliments, d'effluents, de sucre, de bicarbonate de soude et d'eau.....	33
4.2.3. Paramètres de croissance.....	34
CONCLUSION.....	36
BIBLIOGRAPHIE.....	38
ANNEXES.....	44

*A mes parents*

## **REMERCIEMENTS**

Nous rendons grâce à Dieu pour tous ses bienfaits durant tout notre parcours académique. Il nous est à la fois un devoir et un plaisir, au terme de ce mémoire, de remercier tous ceux qui nous ont aidé à sa réalisation.

Nous remercions très sincèrement l'ARES pour l'octroi de la bourse et le PACODEL pour tous les services rendus durant notre séjour en Belgique. Qu'ils trouvent l'expression de notre profonde gratitude.

Nous remercions tous les corps scientifiques qui ont contribué à notre formation : Madame Carole ROUGEOT, responsable de l'UGeRAA de nous avoir ouvert les portes au laboratoire ; Monsieur Vincent GENNOTTE pour avoir bien voulu accepter la direction de ce mémoire, ses conseils et précisions apportés, nous ont été très satisfaisants ; Monsieur Christian PRIGNON et Monsieur Thomas LAGASSE qui ont assuré notre encadrement durant la phase expérimentale au laboratoire et nous remercions aussi tous les autres membres de l'UGeRAA pour leur contribution tout au long de l'expérience.

Nous remercions également les Autorités Académiques de l'Université Kongo de nous avoir permis d'effectuer cette étude en Belgique (Professeur Soleil WAMUINI, Professeur Patrick MAFWILA).

Nous tenons à remercier aussi tous les membres de familles (Fabrice BAMBI, Romanie BAMBI, Christian BAMBI, Keren-Happuc BAMBI, Oncles, Tantes, Cousins...) particulièrement les parents (Antoine BAMBI et Christine TUZOLANA) et mon fiancé Guy WANLONGO pour leur soutien moral et affectif.

Enfin, nous exprimons notre sympathie à tous les collègues et à tous ceux qui nous ont conseillé et encouragé tout au long de cette étude ( Yves MABEKI, Marie- Laure TCHIEDJO, Forianne NYAMSI).

**Lydie Bambi LANGA**

## LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 : Valeurs moyennes de quelques paramètres physico-chimiques enregistrés dans des bioflocs .....	5
Tableau 2 : Proportions (%) des nutriments dans le biofloc.....	9
Tableau 3 : Synthèse des conditions expérimentales.....	15
Tableau 4 : Composition des aliments utilisés .....	15
Tableau 5 : Paramètres physico-chimiques pour l'élevage de tilapia en système Biofloc.....	17
Tableau 6 : Valeurs moyennes ( $\pm$ écarts-types) des paramètres physico-chimiques pendant la phase de stabilisation.....	19
Tableau 7 : Quantités d'aliments, d'effluents de clarias, de sucre, de bicarbonate de soude et d'eau fraîche apportées pendant la phase de stabilisation.....	21
Tableau 8 : Paramètres zootechniques (moyennes $\pm$ écarts-types) pendant la phase de stabilisation.....	22
Tableau 9 : Valeurs moyennes ( $\pm$ écarts-types) des paramètres physico-chimiques pendant la phase expérimentale .....	23
Tableau 10 : Quantités d'aliments, d'effluents de clarias, de sucre, de bicarbonate de soude et d'eau fraîche apportées pendant la phase expérimentale (totales et moyennes $\pm$ écarts-types) .....	27
Tableau 11 : Paramètres zootechniques pendant la phase expérimentale .....	28

## LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Processus biologiques dans les bioflocs, source : (Lm et al., 2012).....	4
Figure 2 : images microscopiques de bioflocs, source : (Lm et al., 2012; Hargreaves, 2013a).	8
Figure 3 : Huit bacs d'élevage de tilapia.....	12
Figure 4 : Bac d'élevage de clarias .....	13
Figure 5 : Schéma illustrant le dispositif expérimental.....	14
Figure 6 : Décantation des floes dans les cônes de Imhoff. ....	18
Figure 7 : Graphiques illustrant l'évolution de la température, de concentrations en oxygène, nitrites et TAN durant la phase de stabilisation.....	20
Figure 8 : Graphiques illustrant l'évolution de la température, du pH, de concentrations en TAN et de l'oxygène pendant la phase expérimentale .....	24
Figure 9 : Graphiques illustrant l'évolution des concentrations en nitrites, nitrates, de la conductivité et de l'alcalinité pendant la phase expérimentale .....	25
Figure 10 : Graphiques illustrant l'évolution du volume des floes et du taux de TSS pendant la phase expérimentale .....	26
Figure 11 : Evolution du poids moyen pendant la phase expérimentale.....	29

## RESUME

La valorisation des effluents d'aquaculture à travers le système biofloc réduit l'impact des rejets d'effluents d'aquaculture dans l'environnement. Le biofloc est un agrégat de micro-organismes, d'eau et de matières abiotiques. Cette technologie permet de transformer les déchets solides azotés contenus dans l'eau d'élevage en protéines microbiennes digestibles par certains poissons et ainsi recycler l'eau d'élevage.

L'objectif de l'étude était d'évaluer la possibilité de valoriser des effluents organiques issus d'un élevage de poisson-chat africain dans un système produisant du tilapia en biofloc. Un couplage d'élevage a été mis en place permettant d'utiliser les déchets produits par une espèce (*Clarias gariepinus*) comme « substrat » pour la production de biofloc valorisé dans la production d'une autre espèce (*Oreochromis niloticus*).

Quatre conditions d'élevage de tilapia en biofloc ont été testées, avec des taux croissants d'enrichissement du milieu d'élevage avec des effluents de production de clarias : RAS (100% ration) ; 0%Boues (80%ration – 0%Boues) ; 40%Boues (40%ration – 40%Boues) et 80%Boues (0% ration - 80%Boues). L'expérience a été menée en réplique, avec une mise en charge de 12 poissons (poids moyen de  $98,33 \pm 19,81$ g) par bac avec une biomasse totale de 1180g par bacs (soit une densité de  $11,80 \text{kg/m}^3$ ). Les apports d'effluents de clarias et d'aliments étaient effectués suivant les différents traitements. Le taux de rationnement dans le contrôle en RAS était de  $1,26 \pm 1,00\%$  de la biomasse. La durée totale d'élevage était de 88 jours.

Les paramètres physico-chimiques étaient stabilisés pendant la phase expérimentale. Le renouvellement d'eau était très faible, inférieur à 1%. Le taux de survie s'élevait à 75- 87,5% dans les bacs de biofloc et 83,33% dans le contrôle RAS. Le poids final et le gain de poids les plus élevés ont été enregistrés dans le contrôle (RAS), mais une amélioration du taux de conversion alimentaire a été observée dans les traitements de biofloc (40%Boues). L'apport à 80% d'effluents de clarias sans apport alimentaire ne suffisait pas pour obtenir une croissance significative de tilapia, mais à partir d'un apport de 40% d'effluents (et 40% de la ration), il y a eu une amélioration du taux de conversion et du gain de poids.

A la lumière des résultats obtenus, il serait souhaitable de mener d'autres expériences en mettant en évidence les valeurs nutritionnelles contenues dans les effluents de clarias afin de mieux évaluer les performances de croissance des tilapias dans la technologie biofloc par l'enrichissement des effluents de clarias.

**Mots clés :** Bioflocs, effluents, *Clarias gariepinus*, *Oreochromis niloticus*

## ABSTRACT

The value of aquaculture effluents through biofloc technology reduces the impact of aquaculture effluents discharge into the environment. The biofloc consists of an set of microorganisms, water and abiotic matter. This technology allows to transform nitrogenous solid wastes suspended water into digestible microbial proteins and hence recycle water.

The objective of the study was to evaluate the valorization of organic effluents from an African catfish culture system into a tilapia biofloc system. A system were coupled in order to use waste produced by one species (*Clarias gariepinus*) as a "substrate" for the production of another species (*Oreochromis niloticus*).

Four tilapia rearing conditions in biofloc were tested, with increasing rates of enrichment of the rearing environment with clarias production effluents: RAS (100% ration); 0% sludge (80% ration – 0% sludge); 40% sludge (40% ration - 40% sludge) and 80% sludge (0% ration - 80% sludge). The experiment was carried out in replica, with a stocking of 12 fish (average weight of  $98.33 \pm 19.81$ g) per tank with a total biomass of 1180g per tank (i.e. a density of  $11.80 \text{kg/m}^3$ ). The contributions of clarias effluents and were carried out according to the various treatments. The feeding rate in the RAS control was  $1,26 \pm 1,00\%$  of biomass. The experimental period lasted 88 days.

Physico-chemical parameters were constant during the experimental phase. Water renewal was very low, below 1%. The survival rate was 75-87,5% in the biofloc tanks and 83,33% in the RAS control. The highest final weight and weight gain were recorded in the control (RAS), but an improvement in feed conversion rate was in the biofloc treatments (40% Muds). The addition of 80% of clarias effluent without feed input was not sufficient to induce a significant growth of tilapia, but from a 40% effluent input, an improvement of the feed conversion ratio and weight gain was observed.

According to these results, other experments should be carried out asses the nutritional value of clarias effluent in order to better evaluate the growth performace of tilapia reared in effluent enriched biofloc environment.

**Keywords :** Bioflocs, effluents, *Clarias gariepinus* , *Oreochromis niloticus*

# 1. INTRODUCTION

## 1.1. Contexte général

La population mondiale s'accroît de manière considérable et la demande alimentaire est de plus en plus croissante. Il est donc indispensable de produire des protéines animales en grande quantité afin de subvenir au besoin de cette population (Prosekov & Ivanova, 2018).

L'aquaculture est l'un des secteurs qui permet de subvenir aux besoins de la population pour la demande en protéines (Fao, 2018).

Le poisson est l'un des produits exploités en aquaculture, sa consommation est une des sources nutritives pour la santé humaine. Sa consommation mondiale par habitant est estimée à 20,5 kg en 2017 (Fao, 2018) et pourrait atteindre plus de 21,3 kg en 2028 (Ocde & Fao, 2019). La production mondiale aquacole destinée à la consommation humaine est passée de 48,6% en 2016 (Fao, 2018), à 52% en 2018 et pourrait passer à 58% en 2028 (Ocde & Fao, 2019).

L'aquaculture est l'un des secteurs qui contribue à subvenir aux besoins socio-économiques par la production de denrées alimentaires, l'amélioration des moyens de subsistance et la génération de revenus pour la population mondiale (Fao, 2010).

Avec l'augmentation et l'expansion des activités aquacoles, ces activités demandent beaucoup d'intrants, notamment l'espace, l'eau, l'aliment, énergie,... et rejettent beaucoup d'effluents dans l'environnement (Kuyper, 2009).

L'aquaculture produit des effluents qui contiennent d'importantes quantités de nutriments sous formes organiques et inorganiques à l'instar de l'azote, du phosphore et du carbone (Blancheton et al., 2004). Ces effluents contiennent des déchets solides et dissous provenant des différents processus métaboliques, des restes d'aliments non consommés, etc. et leurs caractéristiques physico-chimiques varient d'une espèce à une autre (Blancheton et al., 2004).

Ces effluents peuvent causer des problèmes lorsqu'ils sont directement émis dans l'environnement sans être traité en amont. Ils peuvent être récoltés et réintroduits dans des chaînes de production au lieu d'être émis dans l'environnement (Lopes et al., 2021).

Afin de réduire l'impact des rejets d'effluents aquacoles dans l'environnement, des technologies permettant la valorisation des effluents d'aquaculture ont été développées, à l'instar de l'aquaponie, du compostage, du recirculating aquaculture system (RAS), du biofloc.

Le recirculating aquaculture system permet de recycler jusqu'à 90 à 99% de l'eau en intégrant des nombreux composants. Il permet de mieux contrôler les paramètres environnementaux et la qualité de l'eau et ainsi réduire les effluents aquacoles dans l'environnement (Badiola et al., 2012). L'aquaponie est un système basé sur une intégration de

l'aquaculture (poissons ou crustacés) en recirculation et de d'une culture d'hydroponique (légumes) dans un milieu autre que le sol. Ce système permet de limiter les rejets des effluents d'aquaculture dans l'environnement (Wirza & Nazir, 2021; Jansen & Keesman, 2022).

Les composts à base des effluents de poissons peuvent être utilisés comme amendement pour le sol en agriculture, mais peut aussi servir pour la fertilisation des bassins d'aquaculture (Hastuti et al., 2019).

Dans la même optique de la valorisation des effluents d'aquaculture, une intégration d'élevage peut être mise en œuvre en considérant que les effluents d'un élevage servent des substrats pour un autre élevage.

Dans le cadre de cette étude, les effluents issus de l'élevage de clarias (*Clarias gariepinus*) ont été valorisés dans l'élevage des tilapias (*Oreochromis niloticus*) par la technologie du biofloc.

Le biofloc est une technique qui permet le recyclage efficace des nutriments contenus dans les déchets solides produits par les poissons. Cette technique permet l'amélioration de la qualité de l'eau en aquaculture en équilibrant le carbone et l'azote dans le système d'élevage. Aussi, le maintien des matières en suspension dans le système favorise la formation d'agrégats (flocs), abritant des bactéries hétérotrophes qui recyclent les nutriments en produisant une biomasse digestible par certains poissons comme le tilapia (Emerenciano et al., 2017).

## **1.2. Technologie biofloc (BFT)**

### **1.2.1. Définition et principe du système BFT**

Le biofloc est un agrégat des micro-organismes (bactéries hétérotrophes, algues, champignons, ...), d'eau et de matières abiotiques comme les aliments non consommés, les matières fécales, les restes d'organismes morts, ...(Jamal et al., 2020).

La technologie de biofloc permet de transformer les déchets solides azotés contenus dans l'eau d'élevage en protéines microbiennes par des bactéries hétérotrophes dont le développement dépend du rapport carbone/azote (C/N) présent dans le biofloc (Hargreaves, 2013b; Emerenciano et al., 2017) et peut être stimulé par l'ajout de matière organique carbonée au système de culture, d'où une régulation minutieuse du rapport carbone/azote s'avère important (Khanjani & Sharifinia, 2020).

Les micro-organismes présents dans le Biofloc permettent de maintenir la qualité de l'eau en aquaculture en jouant le rôle de filtre biologique (nitrification des effluents azotés) (Hargreaves, 2013b) et recyclent les nutriments en produisant une biomasse digestible par certains poissons (Jamal et al., 2020).

### 1.2.2. Types de système BFT

Suivant le milieu, nous pouvons distinguer :

- **Le système BFT exposé au soleil** : ce système s'applique en étangs et les bassins, pour l'élevage des crevettes ou des tilapias (Choo & Caipang, 2015). Ce système est aussi dénommée « eau verte » à cause de la coloration verte de l'eau par les algues qui colonisent le milieu d'élevage. La présence des algues, bactéries et autres organismes permettent de maintenir la qualité de l'eau (I. et al., 2014). C'est le système le plus utilisé en aquaculture commerciale (Hargreaves, 2013b).
- **Le système BFT non exposé au soleil** : ce système s'applique en raceways et bassins qui sont à l'abri du soleil. Ce système est aussi appelé « eau brune ». Le maintien de la qualité de l'eau est assuré par les bactéries (I. et al., 2014).

### 1.2.3. Description et fonctionnement du système

Les deux systèmes précités sont caractérisés par un renouvellement d'eau faible ou nulle. Toutefois, un mélange de l'eau s'avère important afin d'assurer une bonne aération et le maintien des matières particulaires en suspension afin de favoriser leur dégradation par les micro-organismes (Crab et al., 2007; Hargreaves, 2013a). Une aération permanente et suffisante du biofloc assure la limitation de la sédimentation des matières solides qui peuvent engendrer des zones d'hypoxie dans les bassins ou colmater les branchies des poissons (Hargreaves, 2013a).

Le système Biofloc demande un apport suffisant de carbone organique comme substrat afin de stimuler les activités bactériennes dans l'ingestion de l'azote inorganique dissous (Khanjani et al., 2017).

Le fonctionnement adéquat des systèmes BFT est fonction du rapport C/N (Choo & Caipang, 2015). La figure 1 illustre la synthèse des processus biologiques de nitrification qui contribuent à la prolifération des colonies bactériennes (I. et al., 2014). Dans les systèmes BFT dit à eau verte, le phytoplancton joue un rôle dans le contrôle de la qualité de l'eau en absorbant certaines molécules dissoutes à l'instar des nitrates. Par ailleurs, ce phytoplancton améliore aussi le taux d'oxygène dissous dans le biofloc grâce à la photosynthèse en présence de la lumière solaire (Choo & Caipang, 2015). La figure 1 ci-dessous présente le fonctionnement du système biofloc.

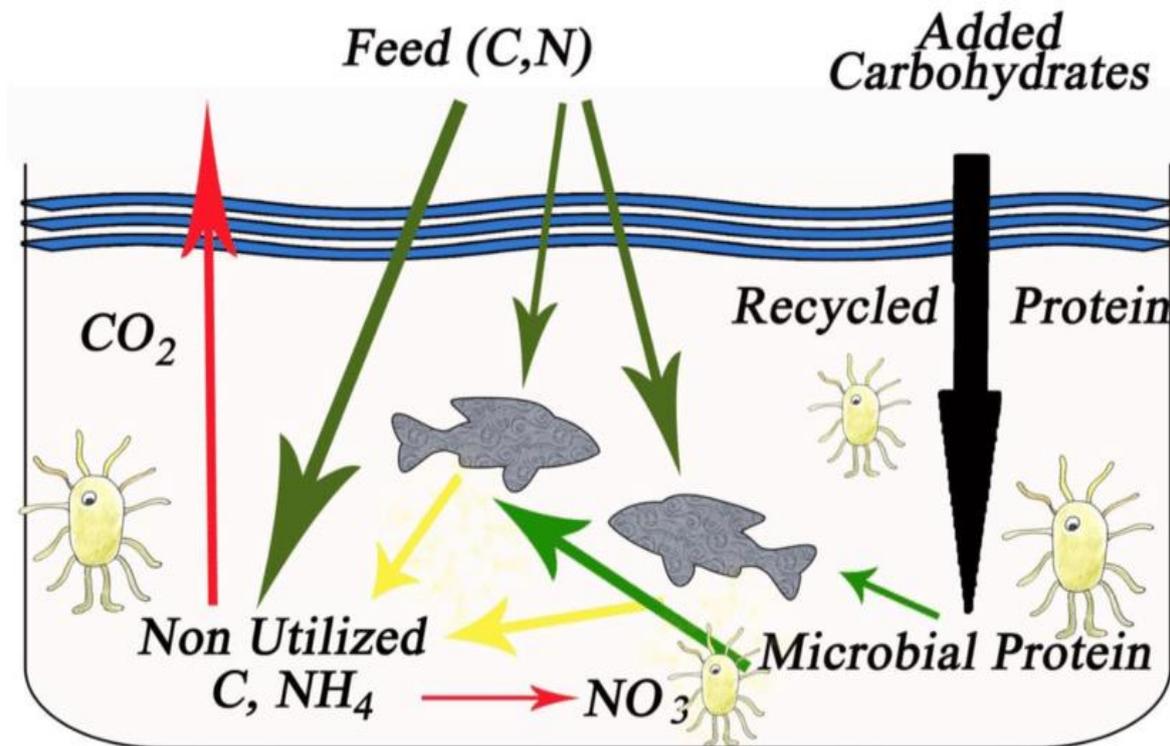


Figure 1 : Processus biologiques dans les bioflocs, source : (Lm et al., 2012)

Dans un système agité et ayant une oxygénation très élevée, avec un rapport C/N suffisant, il peut y avoir développement de biofloc après 4-6 semaines et (Hargreaves, 2013a; Poh, 2014). Le biofloc peut donc être généré en ajoutant du carbone organique et une aération élevée, ce qui permet de réduire l'azote dissous toxique dans l'eau (Liu et al., 2019).

Pour un bon fonctionnement du biofloc, les paramètres physico-chimiques doivent être compatibles avec le développement des bactéries, planctons, ... et aussi être compatibles avec la croissance des espèces élevées. Parmi les paramètres importants, citons : les matières décantables, le taux d'oxygène dissous, la température, le pH, la salinité, les matières en suspension, l'alcalinité, la teneur en composés azotés (Avnimelech, 2007; Widanarni et al., 2012a). Le tableau ci-dessous donne les valeurs de certains paramètres physico-chimiques (Emerenciano et al., 2017).

Tableau 1 : Valeurs moyennes de quelques paramètres physico-chimiques enregistrés dans des bioflocs

Paramètres	Plages idéales observées et/ ou normales	Observations
<b>Oxygène dissous</b>	>4,0mg/l (idéal) et au moins 60% de saturation	Pour la respiration et la croissance normales des poissons, crevettes et microbiotes
<b>Température</b>	25 à 30°C (intervalle idéal pour les espèces tropicales)	Outre les poissons et les crevettes, les basses températures (environ 20°C) pourraient affecter le développement microbien
<b>pH</b>	6,8 à 8,0	Les valeurs inférieures à 7,0 sont normales en BFT mais pourraient affecter le processus de nitrification
<b>Salinité</b>	Dépend des espèces élevées	Il est possible de générer du biofloc de concentration en sels de 500-600 mg/l (ppm)
<b>TAN(Azote ammoniacal total)</b>	<1mg/l (valeur idéale)	Les valeurs de toxicité dépendent du pH et de l'espèce
<b>Nitrites</b>	<1mg/l (valeur idéale)	Paramètre critique (difficile à contrôler). Une attention particulière doit être portée, par exemple, sur le niveau de protéines des aliments, la salinité et l'alcalinité.
<b>Nitrates</b>	0,5 à 20mg/l	Dans cet intervalle, ils sont généralement non toxiques pour les animaux d'élevage
<b>Alcalinité</b>	>100mg/l	Des valeurs élevées d'alcalinité aideront l'assimilation de l'azote par les bactéries hétérotrophes.
<b>Orthophosphates</b>	0,5 à 20mg/l	Dans cet intervalle, ils sont généralement non toxiques pour les animaux d'élevage.
<b>Concentration des solides décantables</b>	5-20ml/l pour les alevins de tilapia ; 20- 50 ml/l pour les juvéniles et adultes de tilapia	Des niveaux élevés de solides décantables contribueront à la consommation de l'oxygène dissous par la communauté

		d'hétérotrophes et le colmatage des branchies.
<b>Solides en suspension totaux (TSS)</b>	<500mg/l	Identique à celle des solides décantables.

source : (Emerenciano et al., 2017)

#### 1.2.4. Espèces élevées dans le BFT

Les tilapias sont les principales espèces élevées (Azim & Little, 2008) et les crevettes (Burford et al., 2004; Poh, 2014).

Parmi les raisons d'utilisation de ces taxons, nous pouvons citer leur tolérance écologique par rapport aux conditions d'élevage en BFT, mais aussi du point de vue de leur régime alimentaire microphage qui permet la valorisation des flocons bactériens en aliment (Choo & Caipang, 2015).

Les espèces de poissons utilisées dans la technologie BFT sont : *O. niloticus* (Luo et al., 2014a; Green et al., 2019), *O. mossambicus*, *O. andersonii* (Day et al., 2016), *Clarias gariepinus* (Hapsari, 2016). Parmi les tilapias, *O. niloticus* est plus performante en terme de croissance et d'adaptation dans le biofloc que d'autres espèces comme *O. mossambicus* (Verster et al., 2017).

#### 1.2.5. Rapport carbone/azote (C/N) dans les systèmes BFT

L'apport de carbone sous la forme d'hydrate de carbone assure un développement considérable des bactéries hétérotrophes qui à leur tour, transforment l'azote du système biofloc en protéines microbiennes et contrôle la teneur en ammoniac (Daniel & Nageswari, 2017).

Il est donc important de maintenir ce rapport à un niveau optimal permettant le développement des bactéries hétérotrophes. Ce rapport varie suivant l'évolution du biofloc, en début (12-20 :1) ou en plein (6 :1) fonctionnement (Emerenciano et al., 2017). Au début, il est mieux d'avoir un rapport élevé afin de permettre un développement rapide des bactéries et leur stabilisation.

Dans les systèmes biofloc, un facteur majeur qui contrôle la concentration d'ammoniac est le rapport C: N de l'alimentation. Un aliment avec une concentration en protéines de 30 à 35% par un rapport C:N relativement faible, environ 9 à 10:1 (Jamal et al., 2020). L'augmentation du rapport C: N à 12 à 15:1 favorise la voie hétérotrophe pour le contrôle de l'ammoniac. Le faible rapport C: N de l'alimentation peut être augmenté en ajoutant des

substrats carbonés (Hargreaves, 2013a), ou, le rapport C: N d'entrée peut être augmenté en réduisant la teneur en protéines des aliments. L'absorption d'ammoniac par les bactéries hétérotrophes se produit rapidement après une supplémentation en glucides (Jamal et al., 2020).

Le contrôle de l'ammoniac par la voie hétérotrophique est souvent plus stable et fiable que l'absorption par les algues ou la nitrification (Hargreaves, 2013a). De nombreux substrats ont été utilisés comme sources de carbone dans les systèmes bioflocs, notamment les granulés de céréales, la mélasse, la bagasse de canne à sucre et le foin haché, entre autres. La mélasse peut être facilement soluble et son ajout est assez simple (Avnimelech, 2011). Les matières glucidiques doivent être peu coûteuses et pratiques (Jamal et al., 2020). La matière organique qui se décompose facilement et rapidement est la meilleure. Les bactéries hétérotrophes dans les systèmes bioflocs peuvent agir rapidement sur la matière organique simple, en quelques minutes ou quelques heures.

Les glucides simples tels que le sucre (saccharose ou dextrose) ou l'amidon auront l'effet le plus rapide (Crab et al., 2010). La meilleure source de carbone à ajouter lors du démarrage du système, lorsque la réponse la plus rapide est nécessaire, est le sucre simple.

Pour favoriser le contrôle exclusif de la concentration d'ammoniac par la voie hétérotrophe, les ajouts de glucides doivent être effectués en fonction du taux d'alimentation. Pour chaque kg d'aliment protéiné à 30 à 38 % ajouté, il est nécessaire 0,5 à 1 kg d'une source de glucides comme le sucre. Plus de glucides sont nécessaires au niveau de protéines plus élevé (Hargreaves, 2013a).

L'ajout continu de carbone organique pour contrôler l'ammoniac présente plusieurs inconvénients. Cette voie favorise la production de solides bactériens, qui s'accumulent. Si elle n'est pas contrôlée, la concentration de solides peut atteindre des niveaux qui provoquent l'obstruction des branchies (Jamal et al., 2020). Plus d'oxygène sera nécessaire pour soutenir les exigences respiratoires d'une plus grande charge bactérienne, et de l'énergie supplémentaire est nécessaire pour maintenir les solides en suspension.

Une supplémentation continue en carbone est nécessaire pour contrôler l'ammoniac avec cette approche. Afin d'arrêter la supplémentation en carbone, un système doit être « sevré ». L'arrêt brutal du carbone supplémentaire avant que la voie de nitrification ne soit suffisamment développée conduira à une instabilité de la qualité de l'eau et à des pics potentiellement préjudiciables d'ammoniac et/ou de nitrite. Une fois que la supplémentation en carbone cesse, les systèmes bioflocs super intensifs tendent naturellement vers la voie de nitrification du contrôle de l'ammoniac (Jamal et al., 2020).

### 1.2.6. Composition et valeur nutritionnelle du biofloc

Les bioflocs sont des agrégats (flocs) d'algues, de bactéries, de protozoaires et d'autres types de matières organiques particulières telles que les matières fécales et les aliments non consommés. Chaque floc est maintenu ensemble dans une matrice lâche de mucus sécrétée par des bactéries, liée par des micro-organismes filamenteux ou maintenue par attraction électrostatique (Jamal et al., 2020). La figure 2 ci-dessous présente des bioflocs à l'échelle microscopique.

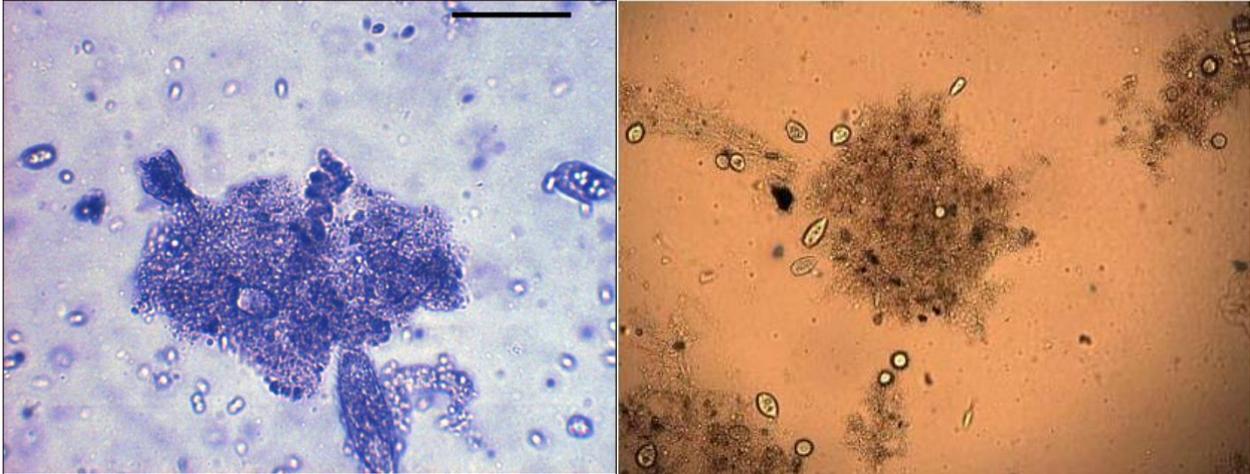


Figure 2 : images microscopiques de bioflocs, source : (Lm et al., 2012; Hargreaves, 2013a)

La communauté biofloc comprend également des animaux brouteurs de flocs, comme certains zooplanctons et nématodes. De grands bioflocs peuvent être vus à l'œil nu, mais la plupart sont microscopiques. Les flocs dans un système de biofloc d'eau verte typique sont plutôt gros, environ 50 à 200 microns, et se déposeront facilement dans une eau calme (Jamal et al., 2020).

La qualité nutritionnelle du biofloc pour les animaux d'élevage est bonne mais assez variable. La teneur en protéines en poids sec du biofloc varie de 25 à 50 %, la plupart des estimations se situant entre 30 et 45 %. La teneur en matières grasses varie de 0,5 à 15 %, la plupart des estimations se situant entre 1 et 5 %. Il existe des rapports contradictoires sur l'adéquation des bioflocs pour fournir les acides aminés souvent limitants, la méthionine et la lysine. Les bioflocs sont de bonnes sources de vitamines et de minéraux, notamment de phosphore. Les bioflocs peuvent également avoir des effets probiotiques (Jamal et al., 2020).

Des bioflocs séchés ont été proposés comme ingrédients pour remplacer la farine de poisson ou la farine de soja dans les aliments aquacoles. Le tableau 2 ci-dessous reprend les proportions des certains auteurs sur les nutriments trouvés dans le biofloc.

Tableau 2 : Proportions (%) des nutriments dans le biofloc

Références	Protéines	Lipides	Energie (Kj/g)	Fibres	Cendres
(Webster & Lim, 2002)	50		22	4	7
(Azim & Little, 2008)	38	3	19	6	12
(Widanarni et al., 2012b)	39-48	12-24		3-4	25-28
(Hargreaves, 2013b)	25-50	0,5-15			

### 1.2.7. Forces et faiblesses du système BFT

- **Les points forts**

Parmi les points forts de ce système, c'est la capacité de recycler les déchets solides riches en azote en protéines au travers des activités bactériennes hétérotrophes (Emerenciano et al., 2017). Cette capacité de recyclage permet de diminuer les rejets d'effluents organiques et inorganiques dans l'environnement, ce qui limite la pollution de l'environnement (Choo & Caipang, 2015) et permet une économie d'eau, avec un faible renouvellement d'eau.

Le système BFT assure une biosécurité en réduisant le risque de propagation des pathogènes dans les milieux aquacoles grâce à sa contribution à l'épuration des effluents d'aquaculture (Arias-Moscoso et al., 2018).

Grâce à ce système, l'espace est moins exploité et (Avnimelech, 1999) renseigne que le système biofloc contribue à la réduction de la ration alimentaire d'environ 20%, aussi il contribue à la diminution du taux de conversion alimentaire (TCA) chez les poissons (Hargreaves, 2013a).

A travers ces valeurs nutritionnelles, ce système pourrait limiter l'utilisation de la farine et de l'huile de poisson comme sources de protéines et lipides respectivement dans une exploitation aquacole (Schneider et al., 2005). Aussi par sa capacité de biofiltre, cela limite l'utilisation de biofiltres, donc cela diminue le coût de production.

- **Les points faibles**

Du point de vue de son fonctionnement, ce système a besoin d'une aération suffisante permettant le développement des micro-organismes, parce que l'oxygène est un facteur limitant dans le système (Avnimelech, 2011).

Cette aération permanente pourrait consommer beaucoup d'énergie (Jamal et al., 2020). Dans les milieux où l'accès à l'énergie est limité, il est indispensable de mélanger l'eau de manière permanente afin d'éviter que les matières solides se trouvant dans le système ne puissent colmater les branchies des poissons (Hargreaves, 2013a).

Il est aussi important d'avoir une certaine technicité et un suivi régulier des paramètres afin d'assurer une bonne gestion du système suivant les espèces élevées.

### 1.2.8. Présentation des espèces d'étude :

- **Tilapia du Nil** (*Oreochromis niloticus* Linnaeus, 1758)

Le tilapia du Nil s'adapte à une large gamme de conditions du milieu aquatique. Il peut supporter des conditions thermiques de 14 à 31°C et 7 à 41°C en conditions extrêmes pendant plusieurs heures en milieu naturel (Amoussou et al., 2016). Les meilleures performances de croissance sont observées entre 24 et 28°C (EL-Haroun et al., 2006). *O. niloticus* a un régime alimentaire omnivore à tendance herbivore. En milieu naturel, il est principalement phytoplanctonophage (Bamba et al., 2007), mais il peut aussi se nourrir des zooplanctons et des sédiments riches en bactéries et en diatomées (Balirwa, 1998; Lacroix, 2004). En milieu artificiel, cette espèce est pratiquement omnivore (Ble et al., 2011).

Elle peut survivre à des pH dans une gamme de 5 à 11 et à des taux d'oxygène dissous faible, allant de 0,1mg/l avec au moins 3mg/l nécessaire pour la croissance (Mashai et al., 2016).

C'est l'une des espèces les plus importantes en aquaculture tropicale. Son adaptation à différentes conditions physico-chimiques de l'eau et son régime alimentaire permettent d'élever cette espèce dans différents systèmes de production aquacole.

Les tilapias sont adaptés aux systèmes biofloc. Les herbivores filtreurs sont adaptés à la consommation de bioflocs en suspension dans l'eau, et les poissons les mieux adaptés présentent des bonnes performances durant l'élevage (Avnimelech, 2011).

- **Clarias** (*Clarias gariepinus* Burchell, 1822)

Le potentiel aquacole de *Clarias gariepinus* a été mis en évidence vers les années soixante-dix dans les régions de l'Afrique centrale (Otémé Ziriga et al., 1996).

*Clarias gariepinus* est une espèce tolérante à un large spectre des températures, à des niveaux de salinités élevés (Hecht & Britz, 1997), des faibles concentrations en oxygène dissous dans l'eau, et s'adapte aussi à la forte densité et une turbidité élevée, ce qui explique son aire de reproduction relativement grande (Popoola et al., 2021).

Le poisson-chat Africain peut vivre dans une large gamme de température (20 à 30°C). Il est capable, grâce à un organe de respiration complémentaire qui lui permet d'utiliser l'oxygène de l'air atmosphérique et rejeter l'air viciée à la surface de l'eau (Hary Tjahja Soedibya et al., 2018).

### 1.3. Problématique et objectif de l'étude

L'aquaculture intensive produit des effluents qui contiennent d'importantes quantités de nutriments sous formes organiques et inorganiques à l'instar de l'azote, phosphore et le carbone. La plus grande partie de l'azote et du phosphore (soit, 70 à 80%) contenus dans l'aliment ne sont pas assimilés par les poissons et sont excrétés dans l'eau sous forme dissoute ou particulaire.

Le biofloc est une technique qui permet le recyclage efficace des nutriments contenus dans les déchets solides produits par les poissons. Cette technique permet l'amélioration de la qualité de l'eau en aquaculture en équilibrant le carbone et l'azote dans le système d'élevage. Aussi, le maintien des matières en suspension dans le système favorise la formation d'agrégats (flocs), abritant des bactéries hétérotrophes qui recyclent les nutriments en produisant une biomasse digestible par certains poissons comme le tilapia.

L'objectif de ce travail est l'évaluation de la possibilité de valoriser des effluents organiques issus d'un élevage de clarias dans un système produisant du tilapia. La particularité de cette thématique réside dans le couplage de deux systèmes permettant d'utiliser les déchets produits par une espèce comme « substrat » pour la production de biofloc valorisé dans la production d'une autre espèce.

Quatre conditions d'élevage de tilapia en biofloc ont été testées, avec des taux croissants d'enrichissement du milieu d'élevage avec des effluents de production de clarias. Ces conditions ont permis d'évaluer l'apport alimentaire que le biofloc produit à partir de ces effluents peut représenter pour la croissance du tilapia.

## 2. MATERIELS ET METHODE

L'expérience s'est déroulée au sein de l'Unité de Gestion des Ressources Aquatiques et Aquacultures (UGeRAA) de l'Université de Liège. L'expérience s'est déroulée dans la période allant du 17 mai au 15 août 2022.

### 2.1. Matériel biologique

Deux espèces de poissons ont été utilisées tout au long de l'expérience, à savoir le tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus*) et le clarias (*Clarias gariepinus*), des souches domestiquées à l'UGeRAA.

### 2.2. Infrastructures d'élevage

Les infrastructures d'élevage étaient réparties dans deux salles :

- La première salle disposait de huit bassins sub-carrés de 100 litres chacun pour l'élevage d'*Oreochromis niloticus*. Deux de ces bacs fonctionnaient en circuit fermé (les bacs contrôles). Ce circuit fermé (RAS) est doté d'un décanteur et d'un filtre biologique, ainsi qu'un système de chauffage (résistance de 1500W contrôlée par un thermostat). Les six autres bacs dédiés au biofloc étaient indépendants. La température de ces bacs était maintenue grâce à un système de chauffage de l'air dans la salle. Le local abritant les huit bacs était doté d'un éclairage avec des lampes LED 27W et muni d'un thermomètre permettant l'enregistrement de la température interne du local. Chaque bac de floc disposait de 2 aérateurs permettant une bonne oxygénation  $>4,0\text{mg/l}$  (voir figure ci-dessous 3).



Figure 3 : Huit bacs d'élevage de tilapia

- La deuxième salle disposait d'un bac de 300 litres, dans un circuit fermé (RAS), disposant d'un filtre mécanique par décantation, un filtre biologique (bio balles) et un filtre UV. La salle disposait d'une sonde permettant l'enregistrement de la température interne du local (voir figure 4 ci-dessous).



*Figure 4 : Bac d'élevage de clarias*

## **2.3. Méthode**

### **2.3.1. Conditions expérimentales**

Quatre conditions d'élevage de tilapia en bioflocs ont été mises en place. Une condition en RAS a servi de contrôle et les trois autres conditions ont servi des traitements, ayant des apports croissants d'enrichissement du milieu d'élevage avec des effluents de production de clarias. L'expérience a été menée en réplica pour l'élevage de tilapia pendant 88 jours. Les six bacs contenant le système BFT ont étéensemencés par des bioflocs déjà préexistants au labo de l'UGeRAA. L'expérience a été menée en deux phases : phase de la stabilisation du système et de l'expérience proprement dite.

- Phase de la stabilisation du système

Cette phase consistait à une mise en charge des poissons dans les infrastructures d'élevage ; à une mise en place des systèmes des bioflocs (en ajoutant pendant cinq jours, 10 litres de la solution initiale des bioflocs dans chaque bac d'élevage de tilapia, sauf le RAS) et à la stabilisation des paramètres physico-chimiques. Cette phase était d'une période de 21 jours, soit du 17 mai au 9 juin 2022.

Une biomasse de 31kg de clarias a été mise en charge dans un RAS, soit un nombre de 22 clarias, dans un bac de volume 300 litres, avec une moyenne de  $1,4 \pm 0,42\text{kg}$  (densité :  $103,33\text{kg/m}^3$ ). Leurs effluents (Boues récoltés dans le décanteur) ont servi d'enrichissement pour l'élevage de tilapia en biofloc.

En ce qui concerne le tilapia, 12 poissons par bacs ont été mis en charge (d'une cohorte du 15 mars 2021), avec une biomasse totale de 1060 g et un poids moyen de  $88,90 \pm 18,78\text{g}$ , dans un bac de volume 100 litres (soit une densité de  $10,60\text{kg/m}^3$ ). Au total, 96 tilapias ont été mis en charge dans huit bassins, avec une biomasse totale de 8480g.

- Phase expérimentale

Une fois que le système d'élevage a été stabilisé, un contrôle a été effectué afin de fixer une nouvelle biomasse totale de 1180g (soit une densité de  $11,80\text{kg/m}^3$ ) et un poids moyen de  $98,33 \pm 19,81\text{g}$ , afin d'ajouter quotidiennement les effluents de l'élevage de clarias. Au total, 96 tilapias ont été mis en charge dans huit bassins, avec une biomasse totale de 9440g.

Durant la phase expérimentale, cinq pêches de contrôle (de poids individuel) ont été effectués à un intervalle de deux semaines en moyenne, afin d'évaluer l'évolution de l'expérimentation

La figure 5 et le tableau 3 ci-dessous reprennent le schéma du dispositif expérimental et les conditions expérimentales de l'élevage.

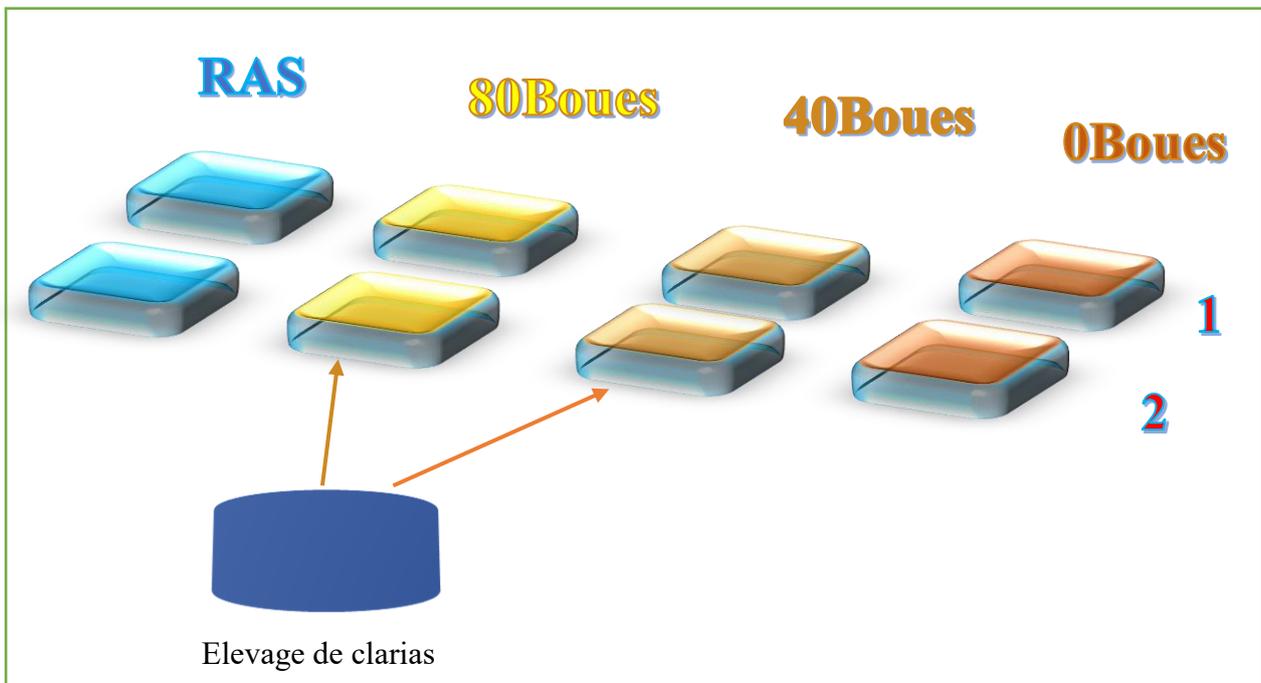


Figure 5 : Schéma illustrant le dispositif expérimental

Tableau 3 : Synthèse des conditions expérimentales

Traitement	RAS	80Boues	40Boues	0Boues
<b>Biomasse initiale (g)</b>	1180	1180	1180	1180
<b>Densité initiale (kg/m<sup>3</sup>)</b>	11,80	11,80	11,80	11,80
<b>Ration alimentaire (%)</b>	100	0	40	80
<b>Proportion d'aliment par le biofloc (% ration RAS)</b>	0	20	20	20
<b>Apport de MES d'effluents (% de ration)</b>	0	80	40	0
<b>Quantité de sucre apportée (% ration biofloc)</b>	0	30	30	30

Les poissons étaient nourris avec un aliment ayant 42 % de protéines brutes, 13 % de lipides bruts. La ration journalière au début de l'expérience était fixée à 1% de leur biomasse totale et augmentait de 5-10% au fur et à mesure de l'élevage et la ration des autres traitements était calculée sur base de la ration normale dans le contrôle. Le tableau 4 ci-dessous reprend la composition des aliments pour clarias et tilapia utilisés.

Tableau 4 : Composition des aliments utilisés

<i>Ingrédients</i>	<i>Aliment Clarias</i>	<i>Aliment Tilapia</i>
<i>Protéines</i>	48 %	42%
<i>Lipides</i>	15%	13%
<i>Cellulose</i>	1,2%	2,3%
<i>Cendres brutes</i>	9%	6,4%
<i>Phosphore</i>	1,46%	0,87%
<i>Calcium</i>	2%	1,1%
<i>Sodium</i>	0,5%	0,2%

Dans le traitement 0%Boues, la ration était fixée à 80% de la ration normale du RAS. Et le 20% de la ration manquante étaient apportées par le biofloc se trouvant dans les bacs après l'activité bactérienne en décomposant les déchets des aliments non consommés et des déchets des poissons. Dans le traitement 40%Boues, la ration était fixée à 40% de la ration normale du RAS, avec ajout de 40% de boues de clarias qui étaient calculées sur base des matières sèches mesurées dans les Boues et le 20% restants étaient complétés par les bioflocs se trouvant dans ces bacs. Dans le traitement 80%Boues, il n'y avait pas d'apport alimentaire, il y avait un apport de boues à 80% de la ration normale du RAS et les 20% restants étaient complétés par les bioflocs se trouvant dans ces bacs.

Dans les bacs en bioflocs, le renouvellement (1-2%) d'eau était effectué de manière périodique afin de compenser les pertes par évaporation. Aussi, ce renouvellement permet de contrôler les concentrations en nitrites – nitrates, la concentration de matières en suspension (<500mg/l) et les concentrations de floc (entre 25 – 50 ml/l) lorsque les limites fixées sont dépassées (Hargreaves, 2013a).

### **2.3.2. Quantification des effluents de clarias apportées dans l'élevage de tilapia**

Les effluents organiques issus de l'élevage de clarias ont servi de substrat pour la production de tilapia. Cette quantification a été estimée en considérant que les poissons produisent 250g de matières sèches en consommant un kg d'aliments. (Timmons & Ebeling, 2007).

Cette matière sèche produite est transformée en bioflocs (environ 20% de la ration normale) (Avnimelech et al., 1994) par les bactéries se trouvant dans le milieu d'élevage et ces flocs sont consommés par les poissons.

Les effluents de clarias (boues) étaient récoltés (siphonner) tous les jours. Un échantillon de 25ml de ces effluents étaient filtrés et mis à l'étuve pendant deux heures afin de déterminer la quantité des matières sèches. La quantité totale de Boues à ajouter dans les bacs était calculée suivant les différents traitements, la quantité de Boues récoltées et l'évolution de la ration par jour. Le processus de quantification de Boues de clarias se déroulait suivant un protocole (voir annexe 1).

### **2.3.3. Estimation de la quantité de carbone apportée sous forme du sucre**

L'ajout du substrat carboné était effectué de manière journalière. Le sirop de riz (Natu-Rice 35-75 BRIX) a été utilisé pour les 6 bacs ayant les bioflocs. La quantité journalière ajoutée était 30% de la ration journalière. Cela permet de maintenir le rapport C : N élevé dans le système (Hargreaves, 2013a).

### **2.3.4. Suivi des paramètres de traitements**

#### **a) Suivi des paramètres physico-chimiques**

Les paramètres physico-chimiques des systèmes d'élevage ont été mesurés à différentes fréquences suivant les paramètres. Au début l'expérience de l'élevage du tilapia en biofloc, les paramètres physico-chimiques étaient prélevés tous les jours. Avec la stabilisation du système, certains paramètres étaient prélevés deux à trois fois par semaine. Le tableau 5 ci-dessous donne le résumé des suivis des paramètres physico-chimiques tout au long de l'expérience.

Tableau 5 : Paramètres physico-chimiques pour l'élevage de tilapia en système Biofloc

Paramètres	Valeurs cibles	Fréquence de mesure	Matériels utilisés
<b>Température (°C)</b>	25 - 28	1x/jour	Thermomètre
<b>Oxygène (mg/l)</b>	>5	1x/jour	Oxymètre
<b>pH</b>	7 – 9	1x/jour	pH-mètre
<b>Conductivité (µS)</b>	<10000	1x/jour	Conductimètre
<b>Alcalinité (mg/l CaCO<sub>3</sub>)</b>	100 – 150	2x/semaine	alcalimètre digital, bécher, vert de bromocrésol
<b>NH<sub>4</sub><sup>+</sup> / NH<sub>3</sub> (mg/l)</b>	<2	3x/semaine	spectrophotomètre, tubes à essai, réactifs (stabiliseur, nessler) ;
<b>NO<sub>2</sub><sup>-</sup>(mg/l)</b>	<1	3x/semaine	spectrophotomètre, tubes à essai, des réactifs (nitrite 1, nitrite 2) ;
<b>NO<sub>3</sub><sup>-</sup>(mg/l)</b>	<500	2x/semaine	spectrophotomètre, tubes, réactifs (HR nitrate) ;
<b>Rapport TAN / glucose</b>	1 :20		-
<b>Rapport C : N</b>	12 - 15		-
<b>Solides en suspension TSS (mg/l)</b>	200 – 500 (max 1000)	2x/semaine	papiers filtres, éprouvette graduée, une pince, une pompe à vide, entonnoir magnétique de filtration, filtres en fibre de verre, Whatmann 934 – AH
<b>Concentration en solides décantables (ml/l)</b>	25 - 50	1x/jour	cônes d'Imhoff

L'alcalinité était mesurée sur base d'un protocole, (voir annexe 6). En cas de baisse d'alcalinité, elle était corrigée par l'ajout de bicarbonate de soude (250 g de NaHCO<sub>3</sub> / 1 kg d'aliment). Le contrôle des matières en suspension était basé sur le protocole repris en annexe 2. Les analyses permettant de déterminer la concentration des nitrites étaient basées sur la méthode de Diazotation (voir annexe 3), la méthode de Nessler pour l'ammoniac-ammonium (voir annexe 4) et la méthode de réduction au cadmium pour les nitrates (voir annexe 5). La figure 6 ci-dessous illustre la concentration en solides décantables après une heure.

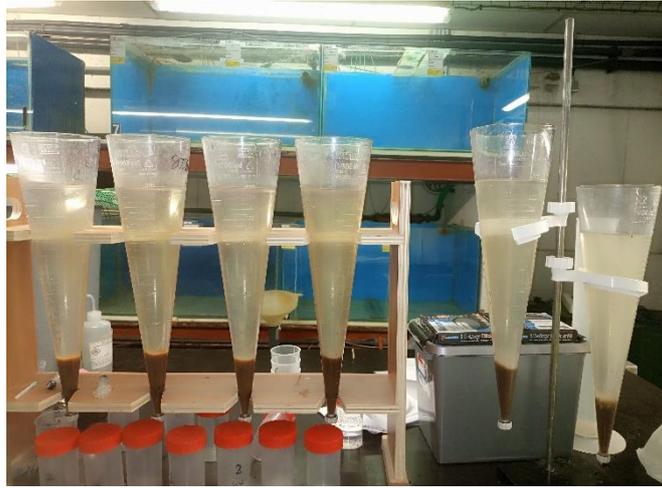


Figure 6 : Décantation des floccs dans les cônes de Imhoff.

Il est à noter que les analyses suivantes : l'alcalinité, l'ammoniac-ammonium, le nitrite et le nitrate utilisaient comme échantillon le surnageant du floc après décantation dans les cônes de Imhoff.

#### b) Suivi des paramètres zootechniques des poissons

Tout au long de l'expérience, il y avait un apport journalier de la ration alimentaire suivant les traitements, des Boues ainsi que de la mélasse. Un contrôle de poids et du nombre de poissons dans chaque bac était effectué chaque deux semaines (les poissons étaient pesés individuellement). Les paramètres zootechniques suivants ont été calculés pour chaque traitement après la récolte des données :

- Le taux de survie (%) =  $\frac{\text{nombre final}}{\text{nombre initial}} \times 100$
- Le taux de croissance spécifique SGR (%/j) =  $\frac{\ln \text{Poids final} - \ln \text{Poids initial}}{\text{temps final} - \text{temps initial}} \times 100$
- La ration totale (kg) = somme des rations distribuées aux poissons durant l'expérience
- Le taux de conversion alimentaire (TCA) =  $\frac{\text{ration totale distribuée}}{\text{gain de poids}}$
- Efficacité de conversion alimentaire (ECA) =  $\frac{\text{gain de poids}}{\text{ration totale distribuée}}$

#### 2.3.5. Saisie, traitement et analyse des données

Le logiciel Excel a servi pour l'arrangement des données et les calculs de certains paramètres. Les données recueillies ont été soumises aux test de l'homogénéité (bartlett) et de la normalité (Shapiro-Wilk normality test) avant de passer à l'analyse de la variance afin de comparer entre eux et par rapport au contrôle (ANOVA1) ou les tests non paramétriques (Kruskal-Wallis) en utilisant le logiciel R Studio. Des tests post – hoc (TuckeyHSD, Nemeniy) ont suivi l'analyse de la variance afin de comparer deux à deux les moyennes de régimes.

### 3. RESULTATS

#### 3.1. Phase de stabilisation

##### 3.1.1. Paramètres physico-chimiques

Les données des paramètres physico-chimiques avant la stabilisation du système sont reprises dans le tableau 6 ci-dessous.

Tableau 6 : Valeurs moyennes ( $\pm$  écarts-types) des paramètres physico-chimiques pendant la phase de stabilisation

Paramètres	RAS	80%Boues	40%Boues	0%Boues	P value
Température (°C)	25,98 $\pm$ 1,22a	24,41 $\pm$ 0,80b	24,59 $\pm$ 0,81b	24,67 $\pm$ 0,81b	0,01
Oxygène (mg/l)	7,37 $\pm$ 0,31a	7,26 $\pm$ 0,31a	6,82 $\pm$ 0,42b	6,82 $\pm$ 0,51b	0,02
pH	8,20 $\pm$ 0,18a	8,05 $\pm$ 0,21a	8,00 $\pm$ 0,23a	8,03 $\pm$ 0,22a	0,09
Nitrite (mg/l)	0,23 $\pm$ 0,37a	5,12 $\pm$ 3,71b	5,27 $\pm$ 4,11b	3,57 $\pm$ 2,68b	0,00
Ammoniac-ammonium (mg/l)	0,25 $\pm$ 0,14a	0,82 $\pm$ 0,70b	0,80 $\pm$ 0,67b	0,72 $\pm$ 0,44b	0,00
Alcalinité (mg/l)		149,5 $\pm$ 37,22a	153 $\pm$ 44,40a	181,75 $\pm$ 34,86a	0,47
Volume de floc (ml/l)		2,03 $\pm$ 1,23 a	2,20 $\pm$ 1,22 a	1,56 $\pm$ 0,64 a	0,56
TSS (mg/l)		119 $\pm$ 43,85 a	115 $\pm$ 52,33 a	104 $\pm$ 50,91 a	0,61

L'analyse de la variance (ANOVA I ou Kruskal-Wallis, au seuil de 5%) a montré que le contrôle (RAS) et les bacs en biofloc n'avaient pas de différence significative concernant le pH et l'alcalinité. Tous les bacs en biofloc avaient la même évolution de volume de floccs et de taux des matières en suspension (TSS). Ils n'ont pas présenté de différence significative durant la phase de stabilisation du système. Suivant les composés azotés (nitrites et ammoniac-ammonium), le contrôle (RAS) a présenté une différence significative par rapport aux bacs en biofloc, avec une moyenne de 0,23 $\pm$ 0,37mg/l et 0,25 $\pm$ 0,14 mg/l respectivement. L'oxygène dissous du contrôle (RAS) ne montrait pas différence significative avec les bacs en biofloc (80%Boues) ; et les deux autres bacs en biofloc aussi (soit, 40%Boues et 0%Boues), n'ont pas différence significative par rapport au taux d'oxygène dissous. La température du contrôle était différente de tous les bacs en biofloc. La figure ci-dessous (figure 7) reprend l'évolution des paramètres physico-chimiques durant la phase de la stabilisation du système. Les fluctuations ont marqué cette phase, avec des pics de nitrites durant les dix premiers jours dans les bacs de biofloc et les pics les plus marqués ont été observés à partir du 7<sup>ème</sup> au 10<sup>ème</sup> jour. Les fluctuations de l'ammonium ont été marquées du 1<sup>er</sup> au 3<sup>ème</sup> jour de la phase de la stabilisation du système. Les concentrations en nitrites et ammoniac-ammonium sont restées basales dans le contrôle. La température a légèrement augmenté dans tous les bacs vers le 18<sup>ème</sup> jour de la phase de la stabilisation du système. A partir du 18<sup>ème</sup> jusqu'au 21<sup>ème</sup> jour, le système était stabilisé.

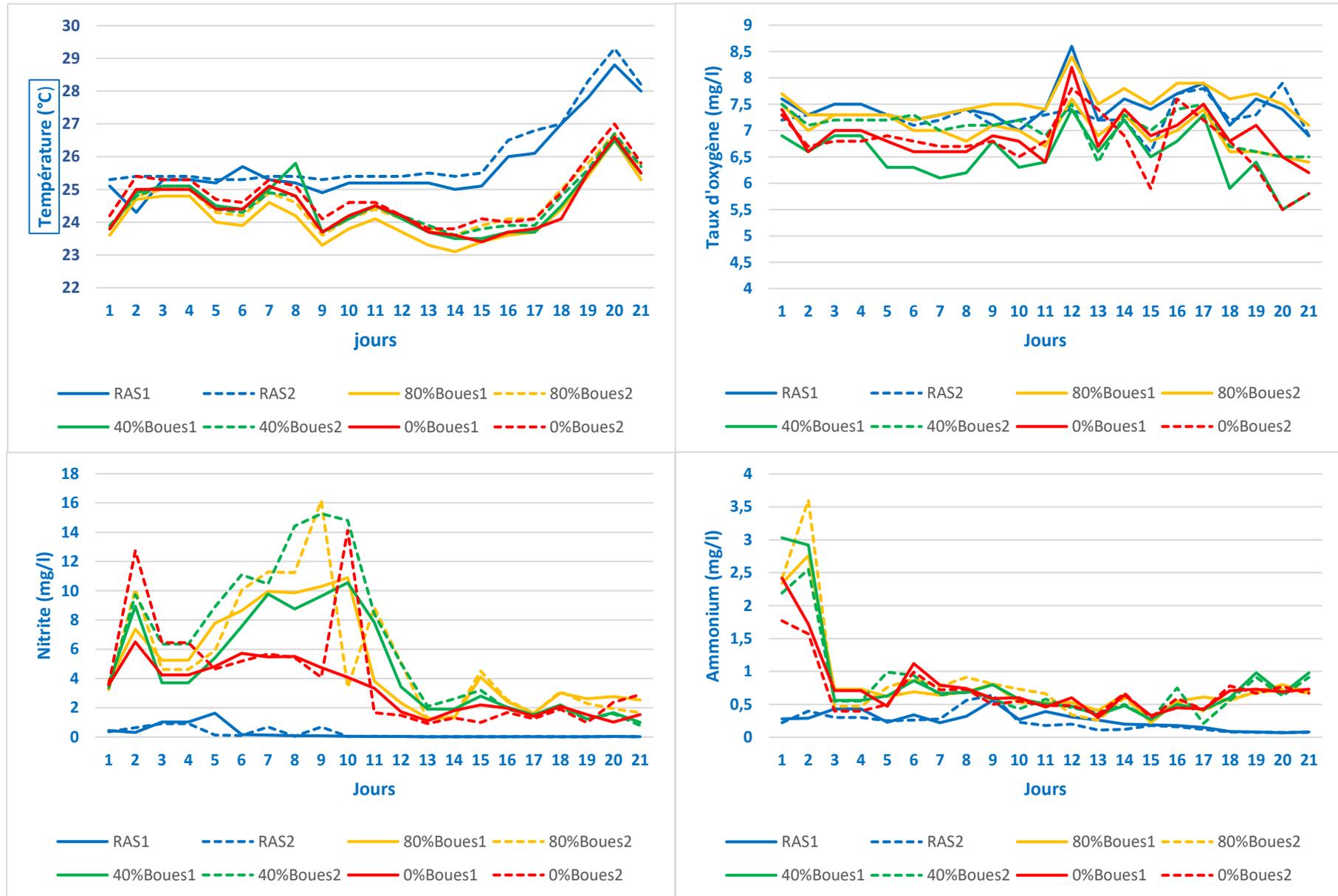


Figure 7 : Graphiques illustrant l'évolution de la température, de concentrations en oxygène, nitrites et TAN durant la phase de stabilisation

### 3.1.2. Apports d'aliments, d'effluents, de sucre, de bicarbonate de soude et d'eau

Le tableau 7 ci-dessous reprend les quantités d'aliments, d'effluents de clarias, de sucre, de bicarbonate de soude et de renouvellement d'eau utilisés durant la phase de stabilisation.

Tableau 7 : Quantités d'aliments, d'effluents de clarias, de sucre, de bicarbonate de soude et d'eau fraîche apportées pendant la phase de stabilisation

Paramètres	RAS	80% Boues	40% Boues	0% Boues
Quantité d'aliments (g)	220	220	220	220
Quantité moyenne d'aliments /jour (g)	5,23±2,66	5,23±2,66	5,23±2,66	5,23±2,66
Quantité moyenne d'aliments en % biomasse /jour	0,50±0,25	0,50±0,25	0,50±0,25	0,50±0,25
Quantité totale de sucre (ml)	0	73,33	73,33	73,33
Quantité moyenne de sucre/jour		1,75±0,52	1,75±0,52	1,75±0,52
Volume d'eau fraîche total apporté (L)		120	120	40
Renouvellement d'eau moyen journalier (%/jour)		5±0,00	5±0,00	5±0,00
Quantité de bicarbonate de soude (g)		0	0	0

L'apport d'eau total dans les bacs en biofloc durant la phase de stabilisation du système était de 536,65L. Avec un renouvellement d'eau total de 120±0,00L; 120±0,00L et 40±0,00L respectivement pour les bacs en biofloc 80%Boues, 40%Boues et 0%Boues. Avec un renouvellement d'eau de 5% par jour.

La quantité totale d'aliments apportés durant cette phase était de 880g, avec une ration moyenne de 0,5±0,25% de la biomasse par jour.

La quantité totale de sucre apportée était de 220ml, avec un apport moyen en sucre de 1,75±0,52ml par jour.

### 3.1.3. Paramètres de croissance

Le tableau 8 ci-dessous reprend les paramètres de croissance pendant la phase de la stabilisation du système biofloc.

Tableau 8 : Paramètres zootechniques (moyennes  $\pm$  écarts-types) pendant la phase de stabilisation

Paramètres	RAS	80% Boues	40% Boues	0% Boues	P value
Poids moyen initial	88,9 $\pm$ 18,78	88,9 $\pm$ 18,78	88,9 $\pm$ 18,78	88,9 $\pm$ 18,78	
Poids moyen final (g)	100,83 $\pm$ 1,17	98,33 $\pm$ 0,00	99,17 $\pm$ 1,17	98,33 $\pm$ 0,00	0,14
Gain de poids moyen (g)	12,50 $\pm$ 1,18	10 $\pm$ 0,00	10,83 $\pm$ 1,18	10 $\pm$ 0,00	0,14
TCA	0,74 $\pm$ 0,07	0,82 $\pm$ 0,00	0,85 $\pm$ 0,09	0,93 $\pm$ 0,00	0,10
ECA	1,36 $\pm$ 0,13	1,09 $\pm$ 0,00	1,18 $\pm$ 0,13	1,07 $\pm$ 0,00	0,10
TCS (%j-1)	0,63 $\pm$ 0,06	0,51 $\pm$ 0,00	0,55 $\pm$ 0,06	0,51 $\pm$ 0,00	0,14
Taux de production (kg/m <sup>3</sup> /an)	24,2	23,6	23,8	24,6	

Toutes les valeurs des paramètres zootechniques étaient statistiquement semblables entre les différents bacs durant la phase de stabilisation. Le gain de poids dans le contrôle était légèrement élevé (soit, 12,50 $\pm$ 1,18g) par rapport au gain de poids des poissons se trouvant dans les bacs de biofloc.

## 3.2. Phase expérimentale

### 3.2.1. Paramètres physico-chimiques

Les données des paramètres physico-chimiques pendant la phase expérimentale sont reprises dans le tableau 9 ci-dessous.

L'analyse de la variance (ANOVA I ou Kruskal-Wallis, au seuil de 5%) a montré que la température du contrôle (RAS) a présenté une différence significative par rapport à tous les autres traitements, avec une moyenne de 27,06 $\pm$ 1,51 °C. Le taux d'oxygène dissous a évolué de la même manière dans le contrôle (RAS) que dans les autres traitements, sauf dans le traitement 0%Boues. Le pH du contrôle était différent de tous les traitements, avec une moyenne de 8,27 $\pm$ 0,26 ; le traitement 80%Boues était aussi différent de deux autres traitements (40%Boues et 0%Boues).

Tableau 9 : Valeurs moyennes ( $\pm$  écarts-types) des paramètres physico-chimiques pendant la phase expérimentale

Paramètres	RAS	80%Boues	40%Boues	0%Boues	P value
Température (°C)	27,06 $\pm$ 1,51a	25,01 $\pm$ 0,04b	24,99 $\pm$ 0,10b	25,13 $\pm$ 1,13b	0,02
Oxygène (mg/l)	7,12 $\pm$ 0,46a	7,14 $\pm$ 0,70a	6,97 $\pm$ 0,81a	6,75 $\pm$ 0,74b	0,03
pH	8,27 $\pm$ 0,26a	7,63 $\pm$ 0,26b	7,28 $\pm$ 0,37c	7,33 $\pm$ 0,42c	0,02
Nitrite (mg/l)	0,10 $\pm$ 0,13a	1,66 $\pm$ 1,24b	0,87 $\pm$ 0,68c	1,15 $\pm$ 0,86b	0,00
Nitrate (mg/l)	64,29 $\pm$ 24,02a	181,38 $\pm$ 54,61b	206,72 $\pm$ 82,66b	241,20 $\pm$ 82,95b	0,00
Ammoniac-ammonium (mg/l)	0,47 $\pm$ 0,24a	0,90 $\pm$ 0,33b	0,84 $\pm$ 0,24b	1,03 $\pm$ 0,61b	0,02
Alcalinité (mg/l)	182,35 $\pm$ 33,57a	91,15 $\pm$ 38,45b	67,29 $\pm$ 41,50b	59,81 $\pm$ 30,32b	0,01
Conductivité ( $\mu$ S)	813,45 $\pm$ 83,88a	1036,70 $\pm$ 86,39b	1122,52 $\pm$ 122,98c	1193,50 $\pm$ 128,66d	0,02
Volume de floc (ml/l)		26,19 $\pm$ 8,73a	27,23 $\pm$ 7,63a	20,44 $\pm$ 6,18b	0,02
TSS (mg/l)		533,45 $\pm$ 182,14a	432,15 $\pm$ 125,06a	328,40 $\pm$ 90,07b	0,01

Les concentrations en composés azotés (nitrites, nitrates et ammoniac-ammonium) du contrôle étaient différentes de celles de tous les traitements, avec une moyenne de 0,10 $\pm$ 0,13mg/l ; 64,29 $\pm$ 24,02mg/l et 0,47 $\pm$ 0,24mg/l respectivement. L'alcalinité et la conductivité du contrôle (RAS) étaient différentes par rapport aux valeurs observées dans les traitements. La conductivité a évolué de manière différente dans tous les traitements et dans le contrôle. Le volume des floccs et le taux des matières en suspension (TSS) du traitement 0%Boues étaient différents par rapport aux deux autres traitements (80%Boues et 40%Boues). Les figures 8,9 et 10 présentent l'évolution des paramètres physico-chimiques pendant la phase expérimentale.

La figure 8 présente l'évolution de la température, de l'oxygène, du pH et des concentrations en TAN (azote ammoniacal total) pendant la phase expérimentale. Il est remarqué une légère fluctuation de la température et du pH durant cette phase, avec des valeurs élevées (du 1<sup>er</sup> au 37<sup>ème</sup> jour, concernant la température et pendant toute la période expérimentale pour le pH) dans le contrôle (RAS) par rapport aux différents traitements.

L'oxygène a évolué de la même manière dans le contrôle que dans tous traitements, sauf dans le traitement 0%Boues, où des légères fluctuations ont été remarquées.

La concentration en TAN (azote ammoniacal total) du contrôle est restée basale tout au long de cette phase, mais les traitements ont présenté des fluctuations.

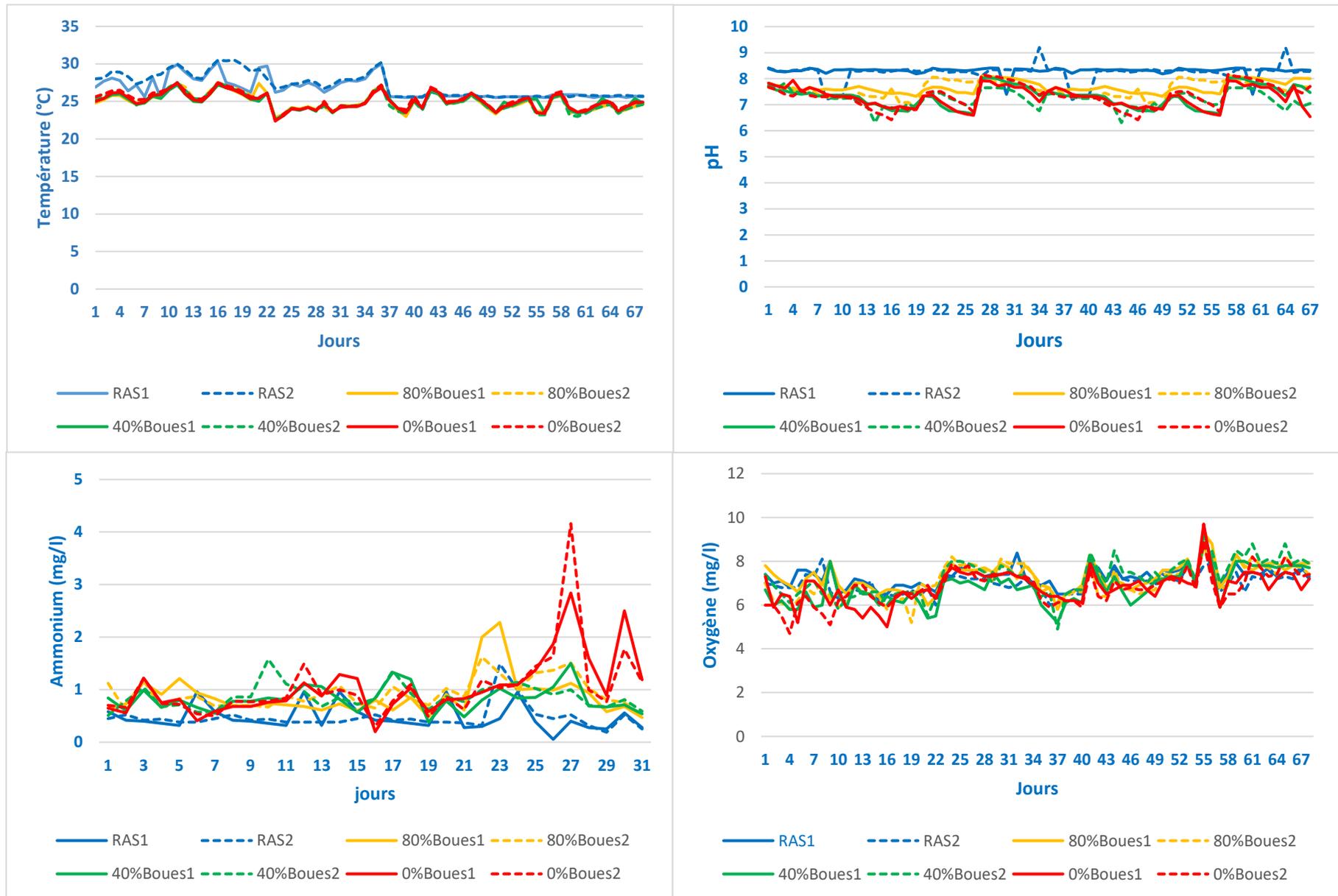


Figure 8 : Graphiques illustrant l'évolution de la température, du pH, des concentrations en TAN et de l'oxygène pendant la phase expérimentale

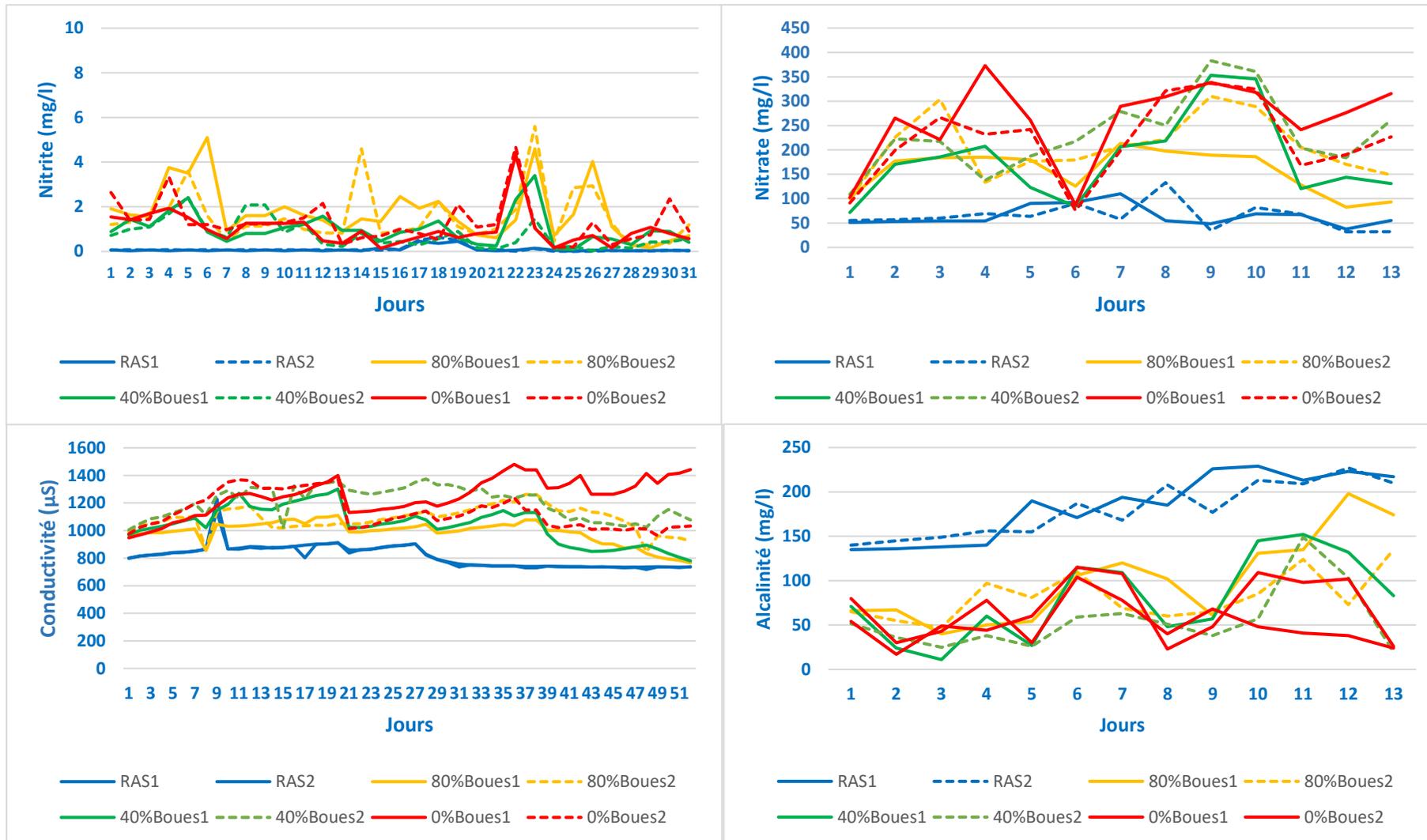


Figure 9 : Graphiques illustrant l'évolution des concentrations en nitrites, nitrates, de la conductivité et de l'alcalinité pendant la phase expérimentale

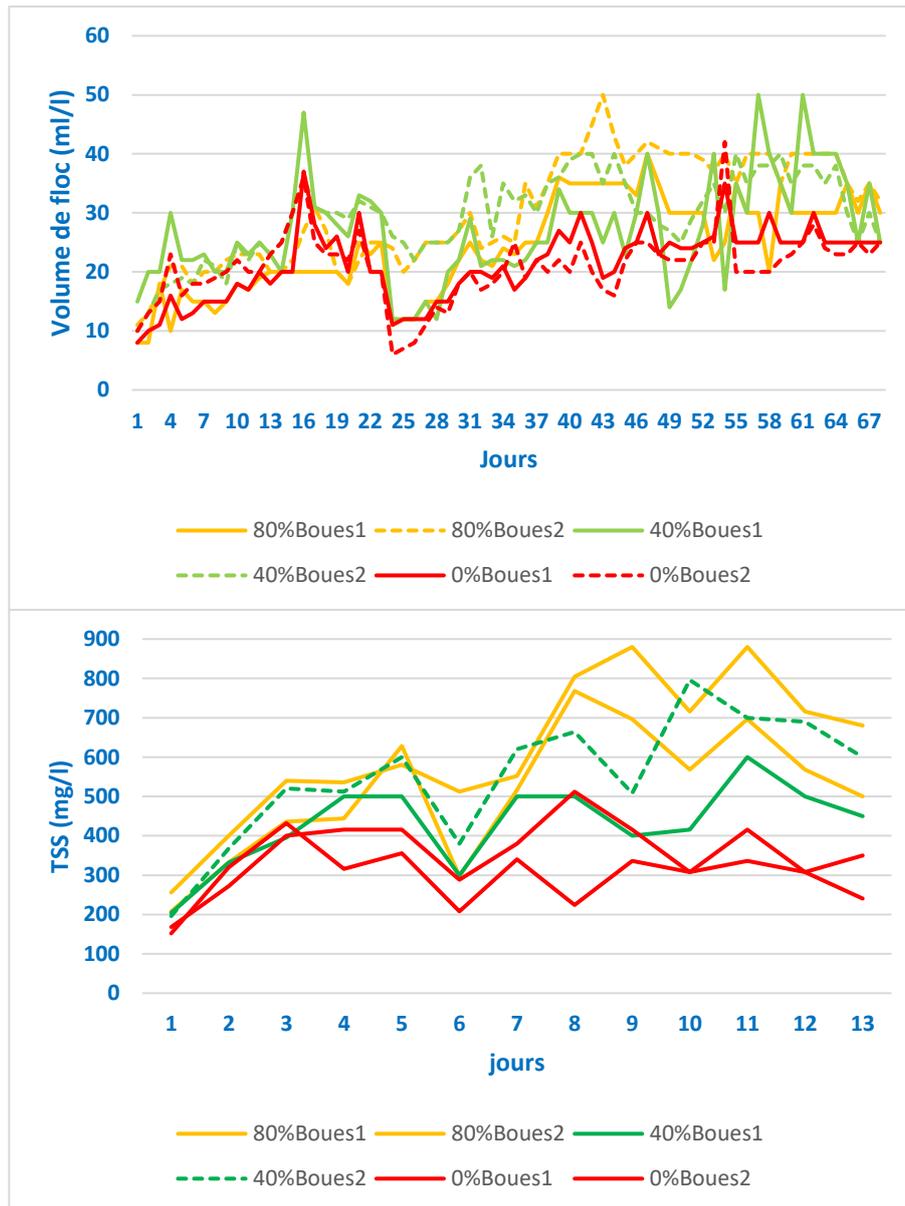


Figure 10 : Graphiques illustrant l'évolution du volume des floccs et du taux de TSS pendant la phase expérimentale

La figure 9 présente l'évolution des concentrations en nitrites, nitrates, de la conductivité et de l'alcalinité. Il est remarqué que les trois premiers paramètres précités ont évolué de manière basale dans le contrôle et des fluctuations ont été remarquées dans les différents traitements. L'alcalinité du contrôle était plus élevée dans le contrôle par rapport aux différents traitements.

La figure 10 présente l'évolution du volume des floccs et du taux de TSS (solides en suspension totaux) durant la phase expérimentale. Il est remarqué que leurs fluctuations ont évolué de manière parallèle. Les fluctuations les plus élevées ont été remarquées dans les traitements 80%Boues et 40%Boues.

### 3.2.2. Apports d'aliments, d'effluents, de sucre, de bicarbonate de soude et d'eau

Tableau 10 : Quantités d'aliments, d'effluents de clarias, de sucre, de bicarbonate de soude et d'eau fraîche apportées pendant la phase expérimentale (totales et moyennes  $\pm$  écarts-types)

Paramètres	RAS	80% Boues	40% Boues	0% Boues
Quantité d'aliments (g)	2003,98	0	884,88	1493,66
Quantité moyenne d'aliments/ jour (g)	14,97 $\pm$ 11,85	0	6,58 $\pm$ 3,19	11,29 $\pm$ 5,80
Quantité moyenne d'aliments en % biomasse /jour	1,26 $\pm$ 1,00	0	0,55 $\pm$ 0,27	0,95 $\pm$ 0,49
Quantité totale de sucre (ml)		497,88	294,96	497,88
Quantité moyenne de sucre / jour (ml)		5,84 $\pm$ 1,41	3,51 $\pm$ 0,86	5,84 $\pm$ 1,41
Volume d'eau fraîche total apporté (L)		100	100	60
Renouvellement d'eau moyen journalier (%/jour)		1 $\pm$ 0,00	1 $\pm$ 0,00	0,06 $\pm$ 0,00
Quantité de bicarbonate de soude (g)		24	35,65	79,75
Volume total d'effluents(l)		223,60	117,80	
Volume moyen journalier d'effluents (l)		1,17 $\pm$ 0,72	0,87 $\pm$ 0,40	
Quantité totale de MS (g)		1493,66	884,80	
Quantité moyenne journalière de MS (g)		10,11 $\pm$ 6,24	5,05 $\pm$ 3,24	

La quantité totale d'aliments apportés étaient de 4382,52g, avec une ration moyenne de 1,26 $\pm$ 1,00% de la biomasse par jour dans le contrôle ; 0,55 $\pm$ 0,27 et 0,95 $\pm$ 0,49% respectivement dans les traitements 40%Boues et 0%Boues.

L'apport d'eau totale dans les bacs en biofloc durant la phase expérimentale du système était de 260L. Avec un renouvellement d'eau total de 200L ; 200L et 60L respectivement pour le traitement 80%Boues, 40%Boues et 0%Boues. L'apport d'eau journalier était de 0,06% dans le traitement 0boues et 1% pour les deux autres traitements. La quantité totale de bicarbonate de soude ajoutée dans les traitements était de 139,4 g, avec un apport plus marqué dans le traitement 0%Boues (soit, 79,75g). La quantité totale de sucre apportée était de 1290,72ml, avec une moyenne de 3,51 $\pm$ 0,86ml dans le traitement 40%Boues et la même proportion (soit, 5,84 $\pm$ 1,41ml) pour les deux autres traitements.

La quantité totale d'effluents de clarias récoltés durant tout l'élevage était de 341,40L, avec une quantité moyenne journalière de 1,17 $\pm$ 0,72 et 0,87 $\pm$ 0,40 L distribuée respectivement pour les traitements ayant un apport de 80% et 40% d'effluents de clarias. La quantité moyenne

journalière de matières sèches distribuées était de  $10,11 \pm 6,24$ g pour les traitements ayant un apport de 80% d'effluents de clarias, sans apport alimentaire,  $5,05 \pm 3,24$ g de matières sèches pour les traitements ayant un apport de 40% d'effluents de clarias.

### 3.2.3. Paramètres de croissance

Le tableau 11 ci-dessous présente les paramètres de croissance pendant la phase expérimentale.

Tableau 11 : Paramètres zootechniques pendant la phase expérimentale

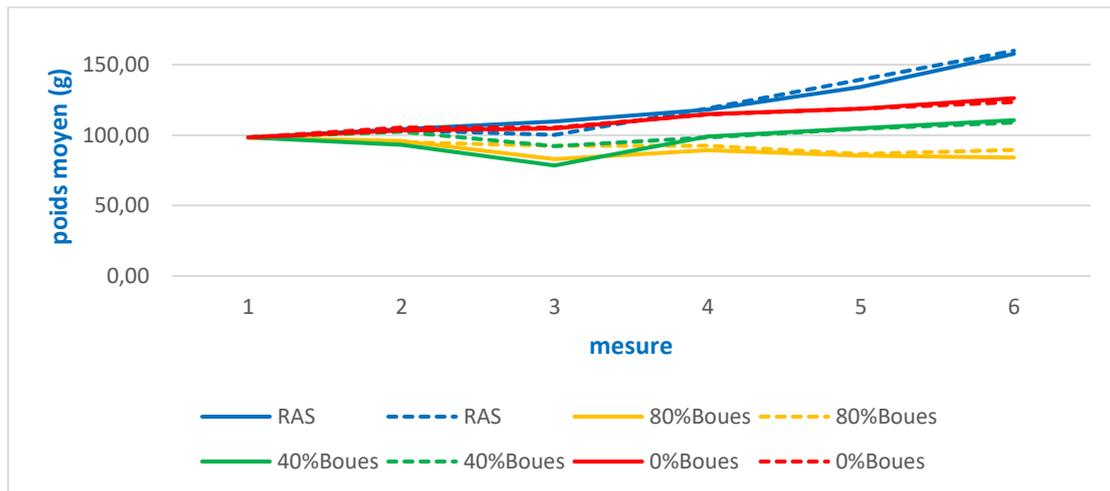
Paramètres	RAS	80% Boues	40% Boues	0% Boues	P value
Taux de survie (%)	$83,33 \pm 0,00$	$79,17 \pm 17,67$	$75,00 \pm 0,00$	$87,50 \pm 0,00$	0,44
Poids moyen initial (g)	$98,33 \pm 12,6$	$98,33 \pm 12,6$	$98,33 \pm 12,6$	$98,33 \pm 12,6$	
Poids moyen final (g)	$177,80 \pm 0,58$ <b>a</b>	$101,08 \pm 0,19$ <b>c</b>	$152,20 \pm 1,14$ <b>b</b>	$148,73 \pm 9,58$ <b>b</b>	0,02
Gain de poids (g)	$79,47 \pm 0,58$ <b>a</b>	$2,75 \pm 0,19$ <b>c</b>	$53,87 \pm 1,14$ <b>b</b>	$50,40 \pm 9,85$ <b>b</b>	0,00
TCA	$1,05 \pm 0,02$ <b>a</b>	0	$0,68 \pm 0,01$ <b>b</b>	$1,26 \pm 0,30$ <b>a</b>	0,00
ECA	$0,95 \pm 0,02$ <b>a</b>	0	$1,46 \pm 0,03$ <b>b</b>	$0,81 \pm 0,19$ <b>a</b>	0,00
TCS (%j-1)	$0,87 \pm 0,00$ <b>a</b>	$0,04 \pm 0,00$ <b>c</b>	$0,64 \pm 0,01$ <b>b</b>	$0,61 \pm 0,10$ <b>b</b>	0,00
Taux de production ( $\text{kg}/\text{m}^3/\text{an}$ )	35,56	20,21	27,40	31,16	

Le taux de survie du contrôle n'était pas différent de tous les traitements. Le poids moyen final et le gain de poids du contrôle (RAS) ont présenté une différence significative avec tous les traitements, soit une moyenne de  $177,80 \pm 0,58$ g et  $79,47 \pm 0,58$ g respectivement.

Le taux de conversion alimentaire du contrôle a été différent avec le traitement 40%Boues. L'efficacité de conversion alimentaire du contrôle n'était pas différente du traitement ayant 0%Boues, mais il présentait une différence significative avec le traitement 40%Boues. Le taux de croissance spécifique du contrôle (soit,  $0,87 \pm 0,00$ ) était différent de tous les autres traitements. Le taux de croissance spécifique le plus faible a été remarqué dans le traitement 80%Boues.

La figure 11 ci-dessous présente l'évolution du poids moyen durant la phase expérimentale.

Figure 11 : Evolution du poids moyen pendant la phase expérimentale



La figure 11 présente l'évolution du poids moyen durant la phase expérimentale. Il a été remarqué une diminution du poids moyen allant de la période du 2<sup>ème</sup> et 3<sup>ème</sup> contrôle et une amélioration à partir de ce dernier. L'évolution du poids moyen la plus élevée a été remarquée dans le contrôle et la plus basse dans le traitement 80%boues.

## **4. DISCUSSION**

### **4.1. Phase de stabilisation**

#### **4.1.1. Paramètres physico-chimiques**

L'analyse de la variance (ANOVA I ou Kruskal-Wallis, au seuil de 5%) a montré que le contrôle (RAS) et les bacs en biofloc ne présentaient pas de différence significative par rapport au pH et à l'alcalinité. (Hargreaves, 2013b) renseigne que lors du démarrage, les changements de la qualité de l'eau dans les systèmes biofloc sont similaires à ceux des systèmes de recirculation conventionnels. Autrement dit, la faible activité des micro-organismes durant la phase de démarrage ne provoque pas d'acidification marquée de l'eau dans les bacs de traitement, tout comme dans le contrôle en RAS (Sharma et al., 2017).

Le volume de floc et les taux de solides en suspension totaux (TSS) ont également évolué de manière similaire dans tous les bacs en biofloc. Etant donné que les conditions étaient les mêmes dans tous les bacs et que l'enrichissement n'avait pas encore commencé, tous les bacs suivaient une même évolution.

Les niveaux de composés azotés (nitrites et ammoniac-ammonium) étaient significativement plus élevés dans les bacs en biofloc par rapport au contrôle (RAS) et montraient des fluctuations plus importantes durant cette période, avec des fluctuations des niveaux d'ammonium durant les trois premiers jours et des pics de nitrites durant les dix premiers jours de la phase de stabilisation. Cela reflète la mise en place des différentes populations de bactéries se développant de manière successive (Avnimelech, 2005).

Pendant cette période, la ration alimentaire était faiblement augmentée (voir tableau 7) afin d'éviter des pics de concentrations d'ammoniac ou de nitrites et qui peuvent devenir toxiques au point d'affecter la croissance des poissons, leur conversion alimentaire, leur résistance aux maladies ou, dans certains cas, leur survie (Jamal et al., 2020). La température était un peu plus faible dans les bas en biofloc, mais a augmenté en fin de période par l'ajout d'un chauffage pour avoir des conditions thermiques homogènes. L'oxygène dissous était un peu faible dans les bacs en biofloc en raison de la consommation liée aux communautés bactériennes en développement (Avnimelech, 2011). Ceci pourrait expliquer la différence du taux d'oxygène dissous du contrôle (RAS) avec les autres bacs en biofloc. Durant cette phase, les communautés bactériennes s'installaient petit à petit dans les différents bacs en biofloc. Mais les niveaux sont restés tout à fait optimaux par rapport aux gammes de tolérance du tilapia ou des bactéries.

#### **4.1.2. Apports d'aliments, d'effluents, de sucre, de bicarbonate de soude et d'eau**

Durant la phase de stabilisation du système, tous les poissons étaient nourris de la même manière et avait le même apport en sucre. La quantité totale d'aliments apportés durant la phase de stabilisation était de 880g, avec une ration moyenne de 0,5% de la biomasse par jour, parce qu'il y avait encore d'importantes fluctuations de certains paramètres physico-chimiques. La quantité totale de sucre apportée était de 220ml. Le renouvellement d'eau était plus marqué pendant la phase de stabilisation du système que dans la phase expérimentale, afin de contrôler la qualité d'eau et d'éviter des taux toxiques de composés azotés tant que les communautés bactériennes ne sont pas encore totalement en place. Durant cette phase, il n'y a pas eu d'apport de bicarbonate de soude afin de tamponner le pH, puisque ce dernier était stable.

#### **4.1.3. Paramètres de croissance**

Durant la phase de la stabilisation du système, les paramètres zootechniques n'ont pas présenté de différence significative entre le contrôle (RAS) et les bacs en biofloc. Ceci s'explique par le fait que tous les bacs ont été nourris de la même manière et le volume de floccs a aussi évolué de la même manière dans tous les bacs.

### **4.2. Phase expérimentale**

#### **4.2.1. Paramètres physico-chimiques**

L'analyse de la variance (ANOVA I ou Kruskal-Wallis, au seuil de 5%) a montré que la température du contrôle (RAS) a évolué de manière différente par rapport à tous les bacs en biofloc. Les bacs de traitement n'étaient chauffés que par la température ambiante de la salle, contrairement au contrôle, qui était chauffé par une résistance, cela pourrait justifier cette différence de température. Mais aussi, cela pourrait être due à la variation du climat en période de fortes chaleurs. Sharma et al., (2017) ont remarqué les mêmes fluctuations de températures pendant la période de fortes chaleurs. Ils ont aussi souligné que la température joue un rôle majeur dans la production et la stabilité des biofloccs. Dans une gamme de température de 20-25°C, le volume des floccs varie de 20-25ml/l. Mais dans la gamme de température de 30 à 35°C, il y a diminution du volume des floccs due à la perte de flottabilité des floccs. Ces floccs sont entraînés vers le fond et provoquent une formation de boues.

Le taux d'oxygène dissous a évolué de la même manière dans le contrôle et dans les traitements, sauf dans le traitement 80%Boues. Ceci s'explique par l'ajout des aérateurs pendant la phase expérimentale dans les traitements (40%Boues et 80%Boues) afin de mieux aérer ces bacs en biofloc qui avaient un apport d'effluents. Mais le taux d'oxygène dissous pour tous les bacs était dans la gamme adéquate pour les colonies bactériennes et le tilapia.

Le pH du contrôle était différent de tous les traitements. Cette différence était liée à l'évolution de l'alcalinité qui permet de tamponner le pH. L'alcalinité du RAS était élevée dans le contrôle par rapport aux autres traitements. (Delloye et al., 2018) renseignent que l'eau distribuée en région wallonne a une alcalinité ( $\text{CaCO}_3$ ) élevée (jusqu'à atteindre 300mg/l), cela pourrait expliquer les valeurs élevées enregistrées dans le contrôle (RAS). Aussi, dans les traitements, il y avait une forte activité des micro-organismes. A travers l'activité des micro-organismes (la nitrification), la décomposition de la matière organique, la respiration des poissons, il y a libération de dioxyde de carbone et d'ions hydrogène entraînant une acidification du milieu et par conséquent, une baisse du pH (Sharma et al., 2017). D'où la nécessité de l'ajout de bicarbonate de soude afin d'augmenter les bases dans le milieu qui permet de tamponner le pH. L'apport de bicarbonate de soude a été plus marqué dans le traitement ayant 0%Boues. Dans l'ensemble, les valeurs sont restées dans la gamme acceptable.

Les concentrations en composés azotés (nitrites, nitrates et ammoniac-ammonium) étaient plus élevées dans les traitements en biofloc que dans le contrôle (RAS). Selon (Avnimelech, 2011), les concentrations en TAN (azote ammoniacal total) inférieures à 0,5mg/l signifient qu'il y a un bon fonctionnement du système. Les valeurs moyennes du contrôle plus s'expliquent par un faible renouvellement d'eau dans ces traitements et par l'ajout des effluents de clarias qui favorisent l'accumulation des composés azotés dans les bacs de traitements. Il est à noter que les valeurs des nitrites des traitements pendant la phase expérimentale étaient faibles par rapport à la phase de stabilisation du système. Cela montre que les bactéries nitrifiantes ont mieux colonisé les bacs traitements pendant la phase expérimentale.(Chen et al., 2006) renseigne que ces bactéries nitrifiantes oxydent l'ammoniac en nitrite, le nitrite en nitrate. Il est à noter que les valeurs observées dans les traitements sont légèrement plus élevées dans les traitements par rapport aux valeurs idéales pour l'élevage de tilapia en biofloc, mais restent dans la gamme acceptable pour l'élevage de tilapia en système biofloc.

La conductivité a évolué de manière différente. Ceci s'explique par le fait de l'accumulation des sels dissous dans les bacs en bioflocs due à un renouvellement presque nul d'eau. Tandis que la faible conductivité du contrôle par rapport aux traitements pourrait être

due au renouvellement continu de l'eau qui permet de limiter l'accumulation des sels dissous dans le système. Mais ces valeurs sont restées dans la gamme acceptable.

Les valeurs de volume des floccs et les taux de solides en suspension totaux (TSS) sont restées dans la gamme acceptable. Selon (Emerenciano et al., 2017), le volume de flocc devrait être compris entre 20 et 50ml/l. Une différence a été marquée dans le traitement 80%Boues par rapport aux autres traitements. Ceci pourrait s'expliquer par le fait que ce traitement n'avait pas d'apport d'effluents de clarias favorisant la prolifération des floccs.

Il est à noter que les solides en suspension totaux augmentent la consommation d'oxygène et à des niveaux très élevés, cela peut colmater les branchies des poissons. Aussi, s'il n'y a pas une bonne aération, cela peut s'accumuler dans le fond et entraîner de zones anaérobiques (Avnimelech, 2011).

#### **4.2.2. Apports d'aliments, d'effluents, de sucre, de bicarbonate de soude et d'eau**

La distribution d'aliments et l'ajout de sucre étaient répartis suivant les traitements. Il a été constaté à une période donnée pendant l'expérience, que les poissons du contrôle se nourrissaient activement lors de la distribution de l'aliment, mais ceux des traitements de biofloc se nourrissaient sans empressement donnant l'impression qu'ils étaient pas assez affamés. (Avnimelech, 2011) a réalisé une observation similaire, ce qui pourrait signifier que les poissons des traitements se nourrissaient aussi des floccs.

Le renouvellement d'eau journalier pendant la phase expérimentale a été réduit jusqu'à 1%, soit cinq fois moins que pendant la phase de stabilisation du système. Ceci s'explique par le fait que les paramètres physico-chimiques étaient relativement stables et ne nécessitaient plus de renouvellement d'eau important afin de rester dans la gamme voulue.

Les effluents de la production aquacole contiennent des charges importantes en éléments nutritifs sous forme organique et inorganiques comme l'azote, le phosphore et le carbone (Blancheton et al., 2004).

Considérant la valeur nutritionnelle de l'aliment avec lequel les clarias ont été nourris (notamment 48% de protéines ; 15% de lipides, ... voir tableau 4), ces effluents de clarias pouvaient être riches en éléments nutritifs. (Blancheton et al., 2004) stipule que les déchets solides et dissous contenus dans ces effluents résultent des restes d'aliments consommés, des différents processus métaboliques, etc. et leurs caractéristiques physico-chimiques dépendent d'une espèce à une autre. La quantité totale d'effluents de clarias récoltés durant tout l'élevage était de 341,40L.

### 4.2.3. Paramètres de croissance

Le taux de survie du contrôle (soit, 83,33%) n'était pas différent de celui des traitements. Dans les traitements, le taux de survie était de 75,00% à 87,50%. (Crab et al., 2009) ont aussi obtenu des taux de survie dans le système de biofloc, allant de 80 à 90%.

Le poids moyen final le plus élevé a été enregistré dans le contrôle (RAS), avec un poids moyen de  $177,80 \pm 0,58$ g et ce dernier était différent de tous les traitements. Le traitement 40%Boues et 0%Boues n'ont pas présenté de différence significative en terme de poids moyen final (soit,  $152,20 \pm 1,1$ g et  $148,73 \pm 9,58$ g respectivement). Cela s'explique par le fait que les valeurs des paramètres physico-chimiques étaient meilleures dans le contrôle que dans les bacs de traitements en biofloc, mais aussi ils étaient nourris à 100% de la ration normale.

Le plus faible poids moyen final a été enregistré dans le traitement ayant 80%Boues d'apports de boues sans apport alimentaire artificiel. Cela pourrait s'expliquer par le fait que les effluents de clarias apportés dans ce traitement n'avaient pas suffisamment d'éléments nutritifs qui pouvait substituer à 80% la ration alimentaire normale distribuée dans le contrôle (RAS). Aussi, les résultats ont montré qu'à partir de 40% de l'apport d'effluents de clarias, le poids final obtenu n'est pas différent de celui obtenu dans le traitement ayant 0%Boues. (Verster et al., 2017) renseigne que les meilleures performances de croissance des animaux d'aquaculture sont fonction de la valeur nutritionnelle adéquate du biofloc, à l'instar de la teneur élevée en protéines et en graisse, avec un poids sec variant de 25 à 50% et de 0,5 à 15% respectivement.

Le taux de conversion alimentaire du contrôle (soit,  $1,05 \pm 0,02$ ) n'était pas différent du traitement 0%Boues (soit,  $1,26 \pm 0,30$ ), mais plutôt différent du traitement 40%Boues (soit,  $0,68 \pm 0,01$ ). Ces résultats montrent que le traitement qui n'avait pas d'apport d'effluents de clarias n'avait pas amélioré son taux de conversion alimentaire par rapport au contrôle. Mais aussi, ces résultats ont montré que le traitement 40%Boues ont un meilleur taux conversion alimentaire. Selon (Rono et al., 2018), le système biofloc améliore le taux de conversion alimentaire. L'efficacité alimentaire la plus élevée a été aussi marquée dans le traitement ayant 40% d'apport d'effluents de clarias. Ceci montre que l'apport d'effluents de clarias avait permis d'améliorer le taux de conversion alimentaire.

Dans une expérience similaire, (Sow, 2021) avait obtenu un taux de conversion de  $1,1 \pm 0,02$  dans le contrôle (RAS) et de  $0,9 \pm 0,00$  dans le biofloc enrichis avec un apport de 30% des effluents d'aquaponie (élevage de sandre, avec une ration journalière de 2% de leur biomasse). Il a obtenu un SGR supérieur (soit,  $0,7 \pm 0,00$ ) dans le traitement biofloc enrichi à 30% d'effluents d'aquaponie. Cette différence pourrait être due au faible taux rationnement

( $1,26 \pm 1,00\%$ ) par rapport à leur taux de rationnement qui était de 2% de la biomasse. Mais aussi, elle pourrait être due à la valeur nutritionnelle des effluents apportés. Il est à noter que le taux de conversion alimentaire de (Sow, 2021) dans le traitement biofloc (30% d'apport d'effluents d'aquaponie) était légèrement supérieure au taux de conversion du traitement 40%Boues d'apport d'effluent de clarias.

Les SGR des traitements 40%Boues et 0%Boues n'ont pas présenté des différences significatives (soit,  $0,64 \pm 0,01$  et  $0,61 \pm 0,10$  respectivement). Le taux de croissance spécifique a été très faible dans le traitement 80%Boues, mais aussi faible dans les autres traitements. Cette faible croissance dans l'ensemble serait due au taux de rationnement qui était faible.

Etant donné que les traitements 40%Boues et 0%Boues ne montrent pas de différence en terme de poids moyen final, de gain de poids et de taux de croissance spécifique, mais une différence dans le taux de conversion alimentaire. La valorisation des effluents de clarias pourrait être possible en substituant l'aliment à 40% par l'apport des effluents de clarias. Le traitement avec 80%Boues pourrait servir de ration de maintenance pour l'élevage de tilapia

## CONCLUSION

L'aquaculture intensive produit des effluents qui contiennent d'importantes quantités de nutriments sous formes organiques et inorganiques à l'instar de l'azote, du phosphore et du carbone. Sa valorisation à travers le système biofloc réduit l'impact des rejets d'effluents d'aquaculture dans l'environnement.

L'objectif de l'étude était de valoriser les effluents organiques issus d'un élevage de clarias dans un système produisant du tilapia. La particularité de cette thématique résidait dans le couplage de deux systèmes permettant d'utiliser les déchets produits par une espèce (*Clarias gariepinus*) comme « substrat » pour la production de biofloc valorisé dans la production d'une autre espèce (*Oreochromis niloticus*). Quatre conditions d'élevage de tilapia en biofloc ont été testées, avec des taux croissants d'enrichissement du milieu d'élevage avec des effluents de production de clarias : RAS (100%ration) ; 0%Boues (80%ration – 0% Boues) ; 40%Boues (40%ration – 40% Boues) et 80%Boues (0% ration - 80%Boues).

Les résultats ont montré que les paramètres physico-chimiques ont fluctué pendant la phase de la stabilisation et étaient relativement stables pendant la phase expérimentale et sont restées dans l'échelle acceptable pour l'élevage de tilapia.

Le renouvellement d'eau par jour durant toute l'expérience était très faible par rapport au renouvellement d'eau du RAS. Le taux de survie était le même dans le contrôle que dans les traitements.

Le poids final et le gain de poids les plus élevés ont été enregistrés dans le contrôle (RAS), mais une amélioration du taux de conversion alimentaire a été observée dans les traitements de biofloc (40%boues). L'apport à 80% d'effluents de clarias sans apport alimentaire ne suffisaient pas pour améliorer les performances de croissance du tilapia, mais à partir d'un apport de 40%, il y a une amélioration du taux de conversion et un gain de poids.

Le traitement 0%Boues qui n'avait pas d'apport d'effluents de clarias n'avait pas d'amélioration du taux de conversion alimentaire par rapport au contrôle. Les poissons se nourrissaient plus de l'aliment artificiel que de bioflocs, il n'y a donc pas eu une valorisation importante des bioflocs dans ce traitement. Par contre, dans le traitement 40%Boues, une amélioration du taux de conversion alimentaire a été constaté. Il y a donc une bonne utilisation des bioflocs au niveau alimentaire.

Etant donné que les traitements 40%Boues et 0%Boues n'ont pas de différence en terme de poids moyen final, de gain de poids et de taux de croissance spécifique, mais différent par

rapport au taux de conversion alimentaire, les effluents de clarias pourraient être apportés à une proportion de 40%, donnant un meilleur taux de conversion alimentaire. La valorisation des effluents de clarias pourrait être possible en substituant l'aliment à 40% par l'apport des effluents de clarias.

A la lumière des résultats obtenus, il serait souhaitable de mener d'autres expériences en mettant en évidence les valeurs nutritionnelles contenues dans les effluents de clarias afin de mieux évaluer les performances de croissance des tilapias dans la technologie biofloc par l'enrichissement des effluents de clarias. Aussi, il serait préférable de commencer l'expérience avec des juvéniles afin de les habituer dès le jeune âge à la consommation de floes et mieux ressortir l'effet de la consommation des floes sur leur croissance, en utilisant un aliment pauvre en protéines comme supplément dans l'élevage de tilapia en système biofloc.

## BIBLIOGRAPHIE

- Amoussou, T. O., Toguyeni, A., Toko, I. I., Chikou, A., & Karim, I. Y. A. (2016). Caractéristiques biologiques et zootechniques des tilapias africains *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) et *Sarotherodon melanotheron* Rüppell, 1852. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, *10*(4), 1869–1887.
- Arias-Moscoso, J. L., Espinoza-Barrón, L. G., Miranda-Baeza, A., Rivas-Vega, M. E., & Nieves-Soto, M. (2018). Effect of commercial probiotics addition in a biofloc shrimp farm during the nursery phase in zero water exchange. *Aquaculture Reports*, *11*, 47–52. <https://doi.org/10.1016/j.aqrep.2018.06.001>
- Avnimelech, Y. (1999). Carbon/nitrogen ratio as a control element in aquaculture systems. *Aquaculture*, *176*(3–4), 227–235. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(99\)00085-X](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(99)00085-X)
- Avnimelech, Y. (2007). Feeding with microbial flocs by tilapia in minimal discharge bio-flocs technology ponds. *Aquaculture*, *264*(1–4), 140–147. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2006.11.025>
- Avnimelech, Y. (2011). Tilapia production using biofloc technology, saving water, waste recycling improves economics. *Global Aquaculture Advocate*, 66–68.
- Avnimelech, Y., Kochva, M., & Diab S. (1994). Development of controlled intensive aquaculture systems with a limited water exchange and adjusted carbon to nitrogen ratio. *Israeli Journal of Aquaculture-Bamidgeh*, *46*, 119–131.
- Azim M.E., & Little D.C. (2008). The biofloc technology (BFT) in indoor tanks : water quality, biofloc composition, and growth and welfare of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) . *Aquaculture*, *283*(1–4), 29–35.
- Azim, M. E., & Little, D. C. (2008). The biofloc technology (BFT) in indoor tanks: Water quality, biofloc composition, and growth and welfare of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). *Aquaculture*, *283*(1–4), 29–35. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2008.06.036>
- Badiola, M., Mendiola, D., & Bostock, J. (2012). Recirculating Aquaculture Systems (RAS) analysis: Main issues on management and future challenges. *Aquacultural Engineering*, *51*, 26–35. <https://doi.org/10.1016/j.aquaeng.2012.07.004>
- Balirwa, J. S. (1998). Lake Victoria Wetlands and the Ecology of the Nile Tilapia, *Oreochromis Niloticus* Linné. *Rotterdam ; Brookfield, VT, USA*, , 247p.
- Bamba, Y., Ouattara, A., Moreau, J., & Gourene, G. (2007). Apports relatifs en nourritures naturelle et artificielle dans l'alimentation du tilapia *Oreochromis niloticus* en captivité.

- Bulletin Français de La Pêche et de La Pisciculture*, 386, 55–68.  
<https://doi.org/10.1051/kmae:2007012>
- Blancheton, J.-P., Dosdat, A. , & Paoli, J.-M. D. (2004). Minimisation des rejets biologiques issus d'élevages de poissons. *Aquaculture et Environnement*, 26, 68–79.
- Ble, M. C., Otchoumou, K. A., Alla, Y. L., & Kaushik, S. J. . (2011). *Utilisation des farines végétales dans l'alimentation des poissons d'élevage en milieu tropical*, . 47.
- Burford, M. A., Thompson, P. J., McIntosh, R. P., Bauman, R. H., & Pearson, D. C. (2004). The contribution of flocculated material to shrimp (*Litopenaeus Vannamei*) nutrition in a high-intensity, zero-exchange system. *Aquaculture* , 232, 525–537.
- Chen, S., Ling, J., & Blancheton, J.-P. (2006). Nitrification kinetics of biofilm as affected by water quality factors. *Aquacultural Engineering*, 34(3), 179–197.  
<https://doi.org/10.1016/j.aquaeng.2005.09.004>
- Choo, H. X., & Caipang, C. M. A. . (2015). Biofloc technology (BFT) and its application towards improved production in freshwater tilapia culture. *Nternational Journal of the Bioflux Society*, 8(3), 5.
- Crab, R., Avnimelech, Y., Defoirdt, T., Bossier, P., & Verstraete, W. (2007). Nitrogen removal techniques in aquaculture for a sustainable production. *Aquaculture*, 270(1–4), 1–14.  
<https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2007.05.006>
- Crab, R., Kochva, M., Verstraete, W., & Avnimelech, Y. (2009). Bio-flocs technology application in over-wintering of tilapia. *Aquacultural Engineering*, 40(3), 105–112.  
<https://doi.org/10.1016/j.aquaeng.2008.12.004>
- Crab, R., Lambert, A., Defoirdt, T., Bossier, P., & Verstraete, W. (2010). The application of bioflocs technology to protect brine shrimp (*Artemia franciscana*) from pathogenic *Vibrio harveyi*. *Journal of Applied Microbiology*, 109(5), 1643–1649.  
<https://doi.org/10.1111/j.1365-2672.2010.04791.x>
- Daniel, N., & Nageswari, P. (2017). Exogenous Probiotics on Biofloc based Aquaculture: A Review. *Current Agriculture Research Journal*, 5(1), 88–107.  
<https://doi.org/10.12944/CARJ.5.1.11>
- Day, S. B., Salie, K., & Stander, H. B. (2016). A growth comparison among three commercial tilapia species in a biofloc system. *Aquaculture International*, 24(5), 1309–1322.  
<https://doi.org/10.1007/s10499-016-9986-z>
- Delloye, F., Hanon, M., & Rouelle, A. (2018). Qualité des eaux distribuées par le réseau public en Wallonie. *Cinquième Révision*, 11.

- EL-Haroun, E. R., Goda, A. M. A.-S., & Kabir Chowdhury, M. A. (2006). Effect of dietary probiotic Biogen supplementation as a growth promoter on growth performance and feed utilization of Nile tilapia *Oreochromis niloticus* (L.). *Aquaculture Research*, 37(14), 1473–1480. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2006.01584.x>
- Emerenciano, M., Martínez-Córdova, L. R., Martínez-Porchas, M., & Miranda-Baeza, A. (2017). Biofloc technology (BFT) : A tool for water quality management in aquaculture. *Water Quality*, 91–109.
- Fao. (2010). *La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture*. 224.
- Fao. (2018). *La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture 2018. Atteindre Les Objectifs de Développement Durable, Rome*.
- Green, B. W., Rawles, S. D., Schrader, K. K., Gaylord, T. G., & McEntire, M. E. (2019). Effects of dietary protein content on hybrid tilapia (*Oreochromis aureus* × *O. niloticus*) performance, common microbial off-flavor compounds, and water quality dynamics in an outdoor biofloc technology production system. *Aquaculture*, 503, 571–582. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2019.01.034>
- Hapsari, F. (2016). *The Effect of Fermented and Non Fermented Biofloc Inoculated with Bacterium Bacillus Cereus for Catfish (Clarias gariepinus) Juveniles* . 9(2), 6.
- Hargreaves, J. A. (2013a). Biofloc production systems for aquaculture. *Southern Regional Aquaculture Center*, 4503, 11.
- Hargreaves, J. A. (2013b). *Biofloc Production Systems for Aquaculture Southern regional aquaculture center*.
- Hary Tjahja Soedibya, P., Listiowati, E., Budhi Pramono, T., Arie Prayogo, N., & Taufan Harisam, R. (2018). Growth performance of catfish (*Clarias gariepinus*) cultured of high density with biofloc system. *E3S Web of Conferences*, 47. <https://doi.org/10.1051/e3sconf/20184702002>
- Hastuti, E. D., Hastuti, R. B., & Hariyati, R. (2019). The Effect of Compost Application in the Silvofishery Pond with Different Mangrove Species on the Phytoplankton Community. *Journal of Physics: Conference Series*, 1217(1), 012145. <https://doi.org/10.1088/1742-6596/1217/1/012145>
- Hecht, T., & Britz, P. J. (1997). The culture of sharptooth catfish, *Clarias gariepinus* in southern Africa . *National Scientific Programmes Report*.
- I., C., A., J., & P. Hernandez-Vergar, M. (2014). Biofloc, a Technical Alternative for Culturing Malaysian Prawn *Macrobrachium rosenbergii*. In *Sustainable Aquaculture Techniques*. InTech. <https://doi.org/10.5772/57501>

- Jamal, M. T., Broom, M., Al-Mur, B. A., Al-Harbi, M., Ghandourah, M., al Otaibi, A., & Haque, M. F. (2020). Biofloc Technology: Emerging Microbial Biotechnology for the Improvement of Aquaculture Productivity. *Polish Journal of Microbiology*, *69*(4), 401–409. <https://doi.org/10.33073/pjm-2020-049>
- Jansen, L., & Keesman, K. J. (2022). Exploration of efficient water, energy and nutrient use in aquaponics systems in northern latitudes. *Cleaner and Circular Bioeconomy*, *2*, 100012. <https://doi.org/10.1016/j.clcb.2022.100012>
- Khanjani, M. H., Sajjadi, M. M., Alizadeh, M., & Sourinejad, I. (2017). Nursery performance of Pacific white shrimp (*Litopenaeus vannamei* Boone, 1931) cultivated in a biofloc system: the effect of adding different carbon sources. *Aquaculture Research*, *48*(4), 1491–1501. <https://doi.org/10.1111/are.12985>
- Khanjani, M. H., & Sharifinia, M. (2020). Biofloc technology as a promising tool to improve aquaculture production. *Reviews in Aquaculture*, *raq.12412*. <https://doi.org/10.1111/raq.12412>
- Kuyper, M. (2009). *Impacts de l'aquaculture de saumon sur l'environnement et analyse des politiques de gestion*. 81.
- Lacroix, E. (2004). Pisciculture en zone tropicale. *GFA Terra System Eulenkrugtrabe Hamburg, Allemagne*.
- Liu, H., Li, H., Wei, H., Zhu, X., Han, D., Jin, J., Yang, Y., & Xie, S. (2019). Biofloc formation improves water quality and fish yield in a freshwater pond aquaculture system. *Aquaculture*, *506*, 256–269. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2019.03.031>
- Lm, C.-N., Barrera, C., Lara-Andrade, D., Mejía, J., & Castro-Mejía, J. (2012). *Biofloc systems in aquaculture Biofloc systems: a technological breakthrough in aquaculture. 1*, 1–5.
- Lopes, I. G., Braos, L. B., Cruz, M. C. P., & Vidotti, R. M. (2021). Valorization of animal waste from aquaculture through composting: Nutrient recovery and nitrogen mineralization. *Aquaculture*, *531*, 735859. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2020.735859>
- Luo, G., Gao, Q., Wang, C., Liu, W., Sun, D., Li, L., & Tan, H. (2014). Growth, digestive activity, welfare, and partial cost-effectiveness of genetically improved farmed tilapia (*Oreochromis niloticus*) cultured in a recirculating aquaculture system and an indoor biofloc system. *Aquaculture*, *422–423*, 1–7. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2013.11.023>
- Mashaii, N., Rajabipour, F., Mohammadi, M., Sarsangi, H., Bitaraf, A., Hossein-Zadeh, H., & Sharif-Rohani, M. (2016). Reproduction of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* in brackish

- water. *Journal of Applied Aquaculture*, 28(1), 1–8.  
<https://doi.org/10.1080/10454438.2015.1104943>
- Ocde, & Fao. (2019). Perspectives agricoles de l'OCDE et de la FAO. *Statistiques Agricoles de l'OCDE*.
- Otémé Ziriga, J., Hem, S., & Legendre, M. (1996). Nouvelles espèces de poissons-chats pour le développement de la pisciculture africaine. *Aquatic Living Resources*, 9, 207–217.  
<https://doi.org/10.1051/alr:1996055>
- Poh, Y. T. (2014). Biofloc technology in shrimp farming : success and failure. *Aquaculture Asia Pacific Magazine*, 10, 13–16.
- Popoola, O. M., Oguntade, S. T., & Adebayo, O. T. (2021). Growth performance and immunological response of african catfish (*Clarias gariepinus*) juveniles reared in biofloc system. *Journal of Agriculture and Rural Development in the Tropics and Subtropics*, 122(1), 137–145. <https://doi.org/10.17170/kobra-202105253967>
- Prosekov, A. Y., & Ivanova, S. A. (2018). Food security: The challenge of the present. In *Geoforum* (Vol. 91, pp. 73–77). Elsevier Ltd.  
<https://doi.org/10.1016/j.geoforum.2018.02.030>
- Rono, K., Tarus, A., Manyala, J., Obado, E., Ngugi, C., Egna, H., & Fitzsimmons, K. (2018). *Effects of biofloc technology on growth performance of Nile tilapia (Oreochromis niloticus) fingerlings and microbial colonization in the system*. 3, 106–120.
- Schneider, O., Sereti, V., Eding, E. H., & Verreth, J. A. J. (2005). Analysis of nutrient flows in integrated intensive aquaculture systems. *Aquacultural Engineering*, 32(3–4), 379–401.  
<https://doi.org/10.1016/j.aquaeng.2004.09.001>
- Sharma, A. , Singh, R. , Sangotra, R. , Bandhana, & Sharma, K. K. (2017). Effect of Temperature on The Production of Bioflocs. *Int J Recent Sci Res*, 8(9), 20217–20221.
- Sow, O. (2021). *Valorisation des effluents organiques d'aquaponie dans un système de production par Biofloc*.
- Timmons, M. B., & Ebeling, J. M. (2007). *Recirculating aquaculture*. 906.
- Verster, N., Salie, K., Christ, J., Verster, C., Verster, B., Albertyn, M., van der Nest, L., Bunge, J., Oosthuizen, L., & Stappen, G. (2017). *Comparison of growth rates of tilapia species (Oreochromis mossambicus and Oreochromis niloticus) raised in a biofloc and a standard recirculating aquaculture (RAS) system*. 79.
- Webster, C. D., & Lim, C. (2002). *Nutrient requirements and feeding of finfish for aquaculture* (C. D. Webster & C. Lim, Eds.). CABI. <https://doi.org/10.1079/9780851995199.0000>

- Widanarni, Ekasari, J., & Maryam, S. (2012a). Evaluation of Biofloc Technology Application on Water Quality and Production Performance of Red Tilapia *Oreochromis* sp. Cultured at Different Stocking Densities. *HAYATI Journal of Biosciences*, 19(2), 73–80. <https://doi.org/10.4308/hjb.19.2.73>
- Widanarni, J., Ekasari, J., & Maryam, S. (2012b). Evaluation of Biofloc Technology Application on Water Quality and Production Performance of Red Tilapia *Oreochromis* sp. Cultured at Different Stocking Densities. *HAYATI Journal of Biosciences*, 19(2), 73–80. <https://doi.org/10.4308/hjb.19.2.73>
- Wirza, R., & Nazir, S. (2021). Urban aquaponics farming and cities- a systematic literature review. *Reviews on Environmental Health*, 36(1), 47–61. <https://doi.org/10.1515/reveh-2020-0064>

# ANNEXES

**ANNEXE 1 : Quantification des Boues de clarias**

- **Matériels** : manne, éprouvette graduée, entonnoir magnétique de filtration 47 mm, filtres en fibre de verre 47 mm, Whatmann 934 – AH (1,5 micromètre de porosité) avec supports métalliques, balance analytique, étuve, dessiccateur, pinces, pompe à vide, eau désionisée
- **Protocole** :
  - Purger les Boues plusieurs fois et laisser décanter ;
  - Siphonner les Boues à l'aide d'un tuyau et d'une manne ;
  - Prélever un échantillon en replica de 25ml ;
  - Filtrer et placer à l'étuve pendant 2 heures à 105°C ;
  - Calculs en fonction du volume prélevé et de la quantité de matières sèches.

**ANNEXE 2 : Matières en suspension TSS (mg/l)**

- **Matériels** : entonnoir magnétique de filtration 47 mm, filtres en fibre de verre 47 mm, Whatmann 934 – AH (1,5 micromètre de porosité) avec supports métalliques, balance analytique, étuve, dessiccateur, éprouvette graduée, pinces, pompe à vide, eau désionisée
- **Protocole** : cette méthode repose sur la répartition des MES de l'eau par filtration, suivi du séchage du filtre à 105°C pendant 5 heures.
  - Prélever **25mL** de l'eau à analyser avec une éprouvette graduée ;
  - Peser le filtre avec son support à l'aide d'une balance analytique ;
  - $M_0$  mg (toujours manipuler le filtre à l'aide de pinces) ;
  - Placer le filtre sur le support du cône de filtration, face quadrillée vers le haut et mettre en route le dispositif de filtration (pompe à vide) ;
  - Homogénéiser l'échantillon d'eau. Filtrer l'échantillon,
  - Rincer l'éprouvette et le cône de filtration 3 x à l'aide d'eau désionisée et filtrer l'eau du rinçage ;
  - Arrêter la filtration, retirer le filtre et le placer sur son support métallique ; Mettre le filtre et son support à l'étuve à 105°C pendant 2 heures ;
  - Après 2 heures, mettre le filtre dans un dessiccateur pour le laisser refroidir ;
  - Quand le filtre est à la température ambiante, peser le filtre à l'aide d'une balance analytique  $M_1 =$  mg ;

Calculer la concentration de MES  $= \frac{M_1 - M_0}{V} =$  mg/L

*Référence : American Public Health Association (APHA), American water works association (AWWA), Water environment federation (WEF), Standard Methods for the Examination of water dans Wastewater, 21<sup>ème</sup> édition, 2005, 2540D, 2540D, 2540E.*

**ANNEXE 3 : Analyse des nitrites (mg/l) : méthode Diazotation**

- **Matériels** : spectrophotomètre, pipette digitale, tubes à essai (14mm de diamètre)
- **Réactifs** : Nitrite 1, Nitrite 2
- **Protocole** :
  - Appuyer sur « *select program* » ;
  - Appuyer 955 et *enter* ;
  - Régler la longueur d'onde à 540 nm et appuyer sur *enter* ;
  - Prélever 2 fois 5ml d'échantillon avec une pipette, l'un utiliser comme le blanc (pas d'ajout de réactifs) ;

- Ajouter 10 gouttes de **Nitrite 1** ;
- Appuyer sur *shift* + *timer* (agiter et attendre le minuteur : 30 secondes) ;
- Ajouter 10 gouttes de **Nitrite 2** ;
- Appuyer sur *shift* + *timer* (attendre le minuteur : 2 minutes) ;
- Prendre le premier témoin, placer dans le spectrophotomètre et appuyer sur *zéro* ;
- Prendre l'échantillon, placer dans le spectrophotomètre et appuyer sur *read* ;
- Vider et rincer les tubes utilisés.

*N.B : si on ne sait pas lire la valeur « over range », il faudrait tout recommencer, tout en diluant la solution. La valeur trouvée sera multipliée fois la valeur de dilution.*

*Référence : American Public Health Association (APHA), American water works association (AWWA), Water environment federation (WEF), Standard Methods for the Examination of water dans Wastewater, 21<sup>ème</sup> édition, 2005, 2540D, 2540D, 2540E.*

#### **ANNEXE 4 : Analyse d'ammoniac – ammonium $\text{NH}_4^+ / \text{NH}_3$ (mg/L) : méthode de Nessler**

- **Matériels** : spectrophotomètre, pipette digitale, tubes à essai
- **Réactifs** : Stabilisateur, Nessler
- **Protocole** :
  - Allumer le spectrophotomètre : *programme 954* et appuyer sur *Enter* ;
  - Régler la longueur d'onde à 425 nm (utiliser une mollette à droite) ;
  - Prélever 25ml d'échantillon avec une pipette et utiliser l'eau distillée comme le blanc ;
  - Ajouter les réactifs :
    - 1<sup>er</sup> : le stabilisateur, une goutte dans chaque échantillon et le blanc ;
    - 2<sup>ème</sup> : Nessler, dix gouttes dans chaque échantillon et le blanc.

*N.B : Plus le tube est jaune, plus la solution est concentrée en ammoniac – ammonium*

- Appuyer sur *shift*, puis *timer* (attendre les minutes s'écouler) ;
- Dès que les minutes s'épuisent, placer en premier le témoin dans le spectrophotomètre et appuyer sur *zéro* ;
- Placer ensuite l'échantillon dans le spectrophotomètre et appuyer sur *read* ;
- Vider et rincer les tubes utilisés.

*Référence : American Public Health Association (APHA), American water works association (AWWA), Water environment federation (WEF), Standard Methods for the Examination of water dans Wastewater, 21<sup>ème</sup> édition, 2005, 2540D, 2540D, 2540E.*

## ANNEXE 5 : Analyse des nitrates

- **Matériels** : spectrophotomètre, pipette digitale, tubes
- **Réactifs** : HR nitrate
- **Protocole** :
  - Programme 355 + enter
  - Ajuster la longueur d'onde à 500nm
  - Exprimer les nitrates en  $\text{NO}_3^-$  (régler l'unité avec les touches de directions)
  - Ajouter 5ml dans les tubes
  - Ajouter de l'eau distillée jusqu'à 25mL (voir la graduation du tube), comme on dilue 5x (la valeur finale sera multipliée x 5.
  - Ajouter le HR nitrate dans les échantillons, sauf le blanc
  - Appuyer sur *shift* + *timer* (*mélanger la solution*)
  - Une fois les minutes épuisées, appuyer encore sur *shift* + *timer*
  - Après le minuteur, placer le blanc et appuyer sur zéro
  - Placer le tube contenant l'échantillon + HR nitrate dans le spectrophotomètre et appuyer sur *read* et multiplier la valeur lue fois la valeur de dilution

Exemple :  $\text{NO}_3^- = 32 \times 5$   
 $= 160 \text{ mg/L de } \text{NO}_3^-$

*Référence : American Public Health Association (APHA), American water works association (AWWA), Water environment federation (WEF), Standard Methods for the Examination of water dans Wastewater, 21<sup>ème</sup> édition, 2005, 2540D, 2540D, 2540E.*

## ANNEXE 6 : Analyse de l'alcalinité (mg/l de $\text{CaCO}_3$ )

- **Matériels** : Bécher, un alcalimètre digital (HACH 10-4000 mg/l Model AL-DT, contenant de l'acide sulfurique  $\text{H}_2\text{SO}_4$ , 1,6N), un indicateur coloré (vert de bromocrésol) permettant le titrage de l'alcalinité exprimé en quantité de  $\text{CaCO}_3$  (mg/l)
- **Protocole** :
  - Prélever 100ml de l'échantillon et placer dans un bécher ;
  - Ajouter un indicateur (vert bromocrésol) dans l'échantillon ;
  - Utiliser un *digital titrator* (contenant de  $\text{H}_2\text{SO}_4$  à 1,6N) pour faire le titrage ;
  - La fin du titrage est marquée par le virement de couleur (de vert en rose) ;
  - La valeur lue dans le *digital titrator* correspond à la quantité de  $\text{CaCO}_3$  en mg/l.

*Référence : American Public Health Association (APHA), American water works association (AWWA), Water environment federation (WEF), Standard Methods for the Examination of water dans Wastewater, 21<sup>ème</sup> édition, 2005, 2540D, 2540D, 2540E.*