

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية  
République Algérienne Démocratique et Populaire  
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي  
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique  
المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر وتهيئة الساحل  
Ecole Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du  
Littoral



Mémoire de fin d'études en vue de l'obtention du diplôme  
d'Ingénieur en Sciences de la Mer

Option : Aquaculture

Thème :

**SUIVI D'UN SYSTEME D'ELEVAGE EN AQUAPONIE**

Présenté par :

**IHADJADENE Yob**

Soutenu le 21/10/2017 devant le jury composé de :

<b>M. REFES W.</b>	<b>Maître de conférences A</b>	<b>Président</b>
<b>Mme. MESLEM N.</b>	<b>Maîtres-Assistants A</b>	<b>Examinatrice</b>
<b>M. DAHMANI R.</b>	<b>Doctorant</b>	<b>Examineur</b>
<b>M. LOURGUIOUI H.</b>	<b>Maîtres- Assistants A</b>	<b>Promoteur</b>

**Année universitaire : 2016 - 2017**

## DEDICACE

*« Ce travail est dédié à ma famille et mes amis proches dont le soutien inconditionnel à rendu possible tout ce que j'ai réussi. »*

## REMERCIEMENTS

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

Je remercie particulièrement mon promoteur Monsieur **LOURGUIOUI H.** pour l'aide qu'il m'a apporté et ses orientations qui m'ont permis de mener à bien ce travail.

Je tiens à remercier Monsieur **REFES W.** qui nous a honoré de présider le jury de cette soutenance.

Mes chaleureux remerciements à Madame **MESLEM N.** et Monsieur **DAHMANI R.** pour avoir accepté d'examiner ce travail.

Mes sincères remerciements au directeur de l'ENSSMAL, Monsieur **BALISTROU M.** qui a mis à notre disposition tous les moyens nécessaires pour la réalisation de notre expérience aquaponique.

Je tiens à exprimer ma gratitude aux Messieurs. **HANICHE H, BOUDJELLAL Y** et **AMROUCHE R,** ainsi que Mme. **EDALIA N, TOUATI A** et **BOUKHERROUB A,** sans oublier la famille **KHOBZI** et **MADOUCHE** et toute personne ayant contribué de près ou de loin à la réalisation de ce document.

Je tiens aussi à remercier ma famille qui m'a donné la force de surmonter tous mes parcours pendant ces années d'études.

Finalement, merci à vous, lecteurs, pour l'intérêt que vous portez à ce manuscrit.

## Liste des figures

<b>Figure 1</b> : Principe général de l'aquaponie (Aquaponie.net). .....	17
<b>Figure 2</b> : La technique du lit de substrat ou MFBS (Thorarinsdottir <i>et al.</i> , 2015).....	18
<b>Figure 3</b> : La technique NFT (Kopsa, 2015). .....	18
<b>Figure 4</b> : La technique raft ou DWC (Licamele, 2009). .....	19
<b>Figure 5</b> : Processus de nitrification .....	22
<b>Figure 6</b> : Schéma du système raft (DWC) (présente étude).....	25
<b>Figure 7</b> : Evolution de la longueur moyenne de toutes les plantes de tous les bacs du système. ....	38
<b>Figure 8</b> : Anciennes et nouvelles racines des plantes (présente étude).....	39
<b>Figure 9</b> : Laitue du système présentant une croissance verticale (à gauche) et une de l'extérieur qui présente une croissance normale (à droite) (présente étude). ....	40
<b>Figure 10</b> : Evolution de la longueur moyenne des plantes selon la forme du bac. ....	41
<b>Figure 11</b> : Evolution de la concentration de l'ammonium dans le bassin d'élevage. ....	42
<b>Figure 12</b> : Evolution de la concentration des nitrites dans le bassin d'élevage.....	43
<b>Figure 13</b> : Evolution de la concentration des nitrates dans le bassin d'élevage. ....	44
<b>Figure 14</b> : Evolution de la concentration de l'ammonium dans le biofiltre. ....	45
<b>Figure 15</b> : Evolution de la concentration des nitrites dans le biofiltre.....	47
<b>Figure 16</b> : Evolution de la concentration des nitrates dans le biofiltre. ....	48
<b>Figure 17</b> : Evolution de la concentration de l'ammonium dans le premier bac de culture rectangulaire. ....	49
<b>Figure 18</b> : Evolution de la concentration des nitrites dans le premier bac de culture rectangulaire. ....	50
<b>Figure 19</b> : Evolution de la concentration des nitrates dans le premier bac de culture rectangulaire. ....	51
<b>Figure 20</b> : Evolution de la concentration de l'ammonium dans le deuxième bac de culture rectangulaire. ....	52
<b>Figure 21</b> : Evolution de la concentration des nitrites dans le deuxième bac de culture rectangulaire. ....	53
<b>Figure 22</b> : Evolution de la concentration des nitrates dans le deuxième bac de culture rectangulaire. ....	54
<b>Figure 23</b> : Evolution de la concentration de l'ammonium dans le troisième bac de culture rectangulaire. ....	55

<b>Figure 24</b> : Evolution de la concentration des nitrites dans le troisième bac de culture rectangulaire. ....	56
<b>Figure 25</b> : Evolution de la concentration des nitrates dans le troisième bac de culture rectangulaire. ....	57
<b>Figure 26</b> : Evolution de la concentration de l'ammonium à la sortie de tous bacs de culture rectangulaire. ....	58
<b>Figure 27</b> : Evolution de la concentration des nitrites à la sortie des tous les bacs de culture rectangulaire. ....	58
<b>Figure 28</b> : Evolution de la concentration des nitrates à la sortie de tous les bacs de culture rectangulaire. ....	59
<b>Figure 29</b> : Evolution de la concentration de l'ammonium dans le premier bac de culture carré. ....	59
<b>Figure 30</b> : Evolution de la concentration des nitrites dans le premier bac de culture carré. ....	60
<b>Figure 31</b> : Evolution de la concentration des nitrates dans le premier bac de culture carré. ....	61
<b>Figure 32</b> : Evolution de la concentration de l'ammonium dans le deuxième bac de culture carré. ....	62
<b>Figure 33</b> : Evolution de la concentration des nitrites dans le deuxième bac de culture carré. ....	63
<b>Figure 34</b> : Evolution de la concentration des nitrates dans le deuxième bac de culture carré. ....	64
<b>Figure 35</b> : Evolution de la concentration de l'ammonium dans le troisième bac de culture carré. ....	65
<b>Figure 36</b> : Evolution de la concentration des nitrites dans le troisième bac de culture carré. ....	66
<b>Figure 37</b> : Evolution de la concentration des nitrates dans le troisième bac de culture carré. ....	67
<b>Figure 38</b> : Evolution de la concentration de l'ammonium à la sortie de tous les bacs de culture carré. ....	68
<b>Figure 39</b> : Evolution de la concentration des nitrites à la sortie de tous les bacs de culture carré. ....	68
<b>Figure 40</b> : Evolution de la concentration des nitrates à la sortie de tous les bacs de culture carré. ....	69
<b>Figure 41</b> : Evolution de la température de l'eau dans le bassin d'élevage, les bacs de culture et celle de l'extérieur de la ferme (m.accuweather.com).....	69
<b>Figure 42</b> : Evolution du pH dans le bassin d'élevage et les bassins de culture. ....	70

## Liste des tableaux

<b>Tableau 1 :</b> Les avantages et inconvénients de chaque système aquaponique.....	19
<b>Tableau 2 :</b> Les différentes espèces de poissons utilisées en aquaponie.....	20
<b>Tableau 3:</b> Les valeurs des indices de la présente étude et ceux de la bibliographie.....	37
<b>Tableau 4 :</b> Les valeurs des paramètres physico-chimiques de la présente étude du bassin d'élevage de poissons et ceux de la bibliographie.....	72
<b>Tableau 5 :</b> Les valeurs des paramètres physico-chimiques de la présente étude des bacs de culture et ceux de la bibliographie.....	72
<b>Tableau 6 :</b> Problèmes et inconvénients du système et les solutions proposées. ....	73

## Liste des abréviations

CCT : Coefficient de Croissance Thermique.

DWC : Deep Water Culture.

GPJ : Gain de Poids Journalier.

IC : Indice de Conversion.

ICS : Indice de Croissance Spécifique.

MFBS : Media-Field Beds System.

Nbr jrs : nombre de jours.

NFT : Technique du Film Nutritif.

OD : Oxygène Dissous.

PFE : Projet de Fin d'Etudes.

Pf : poids final.

Pi : poids initial.

PN : Production Nette.

PVC : Polychlorure de vinyle.

T : température.

RAPS : Recirculating Aquaponic System.

Qad : Quantité d'aliment distribuée.

RAS : Recirculating Aquaculture System.

ZPPM : Zéralda Pépinière de Plants Maraîchers.

## Liste des formules

<b>Formule 1 :</b> Indice de Conversion. ....	27
<b>Formule 2 :</b> Indice de Croissance Spécifique. ....	28
<b>Formule 3 :</b> Coefficient de Croissance Thermique. ....	28
<b>Formule 4 :</b> Gain de Poids Journalier. ....	28
<b>Formule 5 :</b> Production Nette. ....	29

# Sommaire

## Table des matières

Page de garde.....	1
DEDICACE .....	2
REMERCIEMENTS .....	3
Liste des figures.....	4
Liste des tableaux .....	6
Liste des abréviations .....	7
Liste des formules.....	8
Sommaire.....	9
Introduction .....	13
CHAPITRE I : Généralités sur l'aquaponie .....	16
1. Principe de l'aquaponie .....	16
2. Les différents systèmes aquaponiques.....	17
2.1. Le lit de substrate (MFBS) (Media Field Bed System).....	17
2.2. La technique du film nutritif (NFT) (Nutrient Film Technic).....	18
2.3. Le raft (DWC) (Deep Water Culture).....	19
2.4. Avantages et inconvénients de chaque système .....	19
3. Les principales espèces de poissons utilisées en aquaponie.....	20
4. Les principales plantes utilisées en aquaponie .....	21
5. Le processus de nitrification.....	22
6. L'intérêt de l'aquaponie.....	22
CHAPITRE II : Matériels et Méthode.....	25
1. Les poissons.....	26
1.1. Provenance et taille initiale.....	26
1.2. Nourrissages des poissons .....	26
1.3. Les indices de croissance.....	27

1.3.1.	Indice de Conversion (IC) .....	27
1.3.2.	Indice de Croissance Spécifique (ICS).....	28
1.3.3.	Coefficient de Croissance Thermique (CCT).....	28
1.3.4.	Gain de Poids Journalier (GPJ) .....	28
1.3.5.	Production Nette (PN) .....	29
2.	Les plantes .....	29
2.1.	Provenance et taille initiale.....	29
2.2.	Conditions de culture.....	30
3.	Les paramètres physico-chimiques.....	30
3.1.	Les sels nutritifs.....	30
3.2.	La température.....	31
3.3.	Le pH.....	31
3.4.	L'oxygène dissous .....	31
4.	Analyses statistiques.....	31
	CHAPITRE III : Résultats et Discussion .....	34
1.	Les poissons.....	34
1.1.	Nourrissage des poissons.....	34
1.2.	Détermination du poids .....	34
1.3.	Les indices de croissance.....	34
1.3.1.	Indice de Conversion .....	34
1.3.2.	Indice de Croissance Spécifique (ICS).....	35
1.3.3.	Coefficient de Croissance Thermique (CCT).....	35
1.3.4.	Gain de Poids Journalier (GPJ) .....	36
1.3.5.	Production Nette (PN) .....	36
2.	Les plantes .....	38
2.1.	Croissance.....	38
3.	Les paramètres physico-chimiques.....	41
3.1.	Les sels nutritifs.....	42

3.1.1.	Le bassin d'élevage .....	42
3.1.2.	Le biofiltre .....	45
3.1.3.	Le premier bac de culture rectangulaire .....	49
3.1.4.	Le deuxième bac de culture rectangulaire .....	52
3.1.5.	Le troisième bac de culture rectangulaire.....	55
3.1.6.	Le premier bac de culture carré .....	59
3.1.7.	Le deuxième bac de culture carré .....	62
3.1.8.	Le troisième bac de culture carré.....	65
3.2.	La température .....	69
3.3.	Le pH .....	70
3.4.	L'oxygène dissous .....	71
4.	Les inconvénients et les problèmes du système avec les solutions proposées .....	73
5.	Les limites .....	74
CONCLUSION .....		77
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES .....		80
ANNEXES .....		86
RESUME .....		94

# INTRODUCTION

## Introduction

La population humaine mondiale croît rapidement, de 3 milliards à la fin des années 60 à 7,2 milliards à nos jours (Gunning *et al.*, 2016) et on s'attend à ce qu'elle atteigne 9,7 milliards de personnes d'ici 2050 (Jijakli, 2014 ; Goddek *et al.*, 2015). Puisque la consommation des ressources augmente proportionnellement avec celle de la population mondiale, un taux de stress est placé sur l'environnement afin de produire une quantité de nourriture et d'eau nécessaire à cette expansion (Endut *et al.*, 2016 ; McEachern, 2016). Ce fait implique que la demande mondiale de nourriture doit être élargie d'environ 70 à 100% par rapport aux taux actuels (Fronte *et al.*, 2016).

La production de récoltes intensivement et sans impacter négativement l'environnement pour faire face à la future demande en nourriture est essentielle pour la civilisation humaine (Petrea *et al.*, 2013). Dans ce contexte, le secteur agricole, qui joue déjà un rôle central dans la sécurité alimentaire, doit également répondre à l'un des plus grands dilemmes du 21<sup>ème</sup> siècle : Comment produire plus de nourriture, utiliser moins de ressources et minimiser l'impact environnemental ? (Fronte *et al.*, 2016). Tout en faisant face à d'autres problèmes qui sont la limitation des ressources : les terres labourables en baisse, restriction et contamination des ressources en eau par l'utilisation des pesticides et des engrais, dégradation et épuisement des sols (Cunningham, 2015 ; Goddek *et al.*, 2015 ; König *et al.*, 2016), et les facteurs environnementaux comme : la sécheresse, les inondations et les insectes nuisibles (Salam *et al.*, 2014 ; McEachern, 2016).

L'aquaculture joue un rôle très important dans l'assurance de la sécurité alimentaire humaine, c'est le secteur le plus croissant en matière de production de nourriture au monde (Petrea *et al.*, 2013 ; Endut *et al.*, 2016). Le développement intensif de cette activité a été accompagné par une augmentation de son impact sur l'environnement par ces rejets d'eau, le traitement de ces décharges est vital car dans plusieurs régions dans le monde l'eau est une ressource limitée (Nurain, 2014 ; Silva *et al.*, 2015). Afin de minimiser et réduire au maximum ces impacts, un procédé est mis en place et s'appelle le RAS (Recirculating Aquaculture Systems), qui est un système de boucle fermée réutilisant la même eau dans le système d'élevage, en réduisant ainsi la consommation d'eau requise (Fronte *et al.*, 2016).

Malheureusement, parfois ça été démontré que les RAS ont besoin d'améliorations (Petrea *et al.*, 2013 ; Goddek *et al.*, 2015). En plus, parmi les inconvénients des RAS le fait de renouveler 10% du volume total d'eau par jour, ce qui représente une quantité importante,

(Filep *et al.*, 2016). Sans oublier son fond initial d'investissement élevé (Dediu *et al.*, 2012) et les problèmes rencontrés pour maintenir une bonne qualité d'eau (Molleda *et al.*, 2007).

Les problèmes rencontrés par l'agriculture et les RAS nous poussent vers la nécessité de rechercher des méthodes efficaces, innovantes et durables pour la production de nourriture avec un minimum d'impact sur l'environnement. Néanmoins, il y a un manque de connaissances et d'informations sur comment diriger de telles recherches (Junge *et al.*, 2017).

Selon plusieurs auteurs l'aquaponie peut être considérée comme une des solutions et peut résoudre ces problèmes, en étant un système de production agricole durable, car elle n'affaiblit aucune ressource non-renouvelable et elle peut aussi atténuer les pressions pesant sur l'agriculture (Marklin, 2013 ; Goddek *et al.*, 2015 ; McGuire, Popken, 2015 ; Sorensen *et al.*, 2015 ; Silva *et al.*, 2015 ; Endut *et al.*, 2016 ; König *et al.*, 2016 ; Junge *et al.*, 2017 ; Yildiz *et al.*, 2017).

Notre étude fait partie d'une démarche de réalisation d'une exploitation aquaponique expérimentale au niveau de la station de recherche de l'ENSSMAL (Sidi Fredj).

Nous avons procédé au suivi d'un système d'élevage en aquaponie qui consiste à la production de laitue beure (*Lactuca sativa*) en association avec le tilapia rouge (*Oreochromis sp*) tout en effectuant un monitoring des différents paramètres physico-chimiques, afin de maintenir la qualité de l'eau dans un intervalle acceptable pour les trois acteurs du système. Durant cette expérience, nous avons utilisé deux formes différentes de bacs de culture afin de savoir si la forme des bacs de culture a une influence sur la croissance des plantes.

**CHAPITRE 1 :**  
**GÉNÉRALITÉS SUR**  
**L'AQUAPONIE**

## 1. Principe de l'aquaponie

L'aquaponie est une méthode de production de nourriture. Elle est issue de la combinaison de deux formes de productions : l'aquaculture ; et l'hydroponie qui est une méthode de culture de plantes hors sol en utilisant des solutions nutritives minérales dissoutes dans l'eau, pour la production de plantes et des poissons simultanément (Love *et al.*, 2014 ; Cunningham, 2015 ; Thorarinsdottir *et al.*, 2015 ; Kopsa, 2015 ; Anderson, 2016).

L'aquaponie fournit des solutions aux problèmes majeurs rencontrés par ces deux systèmes ; le besoin d'une voie durable de filtration des décharges d'aquaculture et le besoin d'eau riche en nutriments pour agir comme un fertilisant afin de couvrir tous les exigences des plantes en matière de nutriments et sels minéraux essentiels pour leur croissance (Connolly, Trebic, 2010).

Tous les systèmes aquaponiques utilisent le même concept et la même technologie, ils sont constitués de trois éléments fondamentaux : le poisson, les plantes et les bactéries (Kopsa, 2015).

Le poisson grandissant à l'intérieur d'un bassin d'élevage, secrète des déchets à travers ces voies branchiales et urinaires dans l'eau. Ces rejets à travers le temps s'accumulent pour atteindre des concentrations toxiques et nuisibles pour le bien-être du poisson, mais peuvent être utilisés comme fertilisants organiques pour les plantes (Connolly, Trebic, 2010).

Ces effluents riches en nutriments sont utilisés pour irriguer un compartiment hydroponique connecté au compartiment aquacole pour faire pousser ses plantes (Thorarinsdottir *et al.*, 2015). Les nutriments, sous forme d'ammonium sont convertis par les bactéries nitrifiantes en une autre forme facilement assimilable par les plantes (Al-Hafedh *et al.*, 2008 ; Love *et al.*, 2014 ; Kopsa, 2015), ainsi les déchets d'un système biologique deviennent une nourriture pour un autre système biologique le tout dans un système fermé (Connolly, Trebic, 2010).

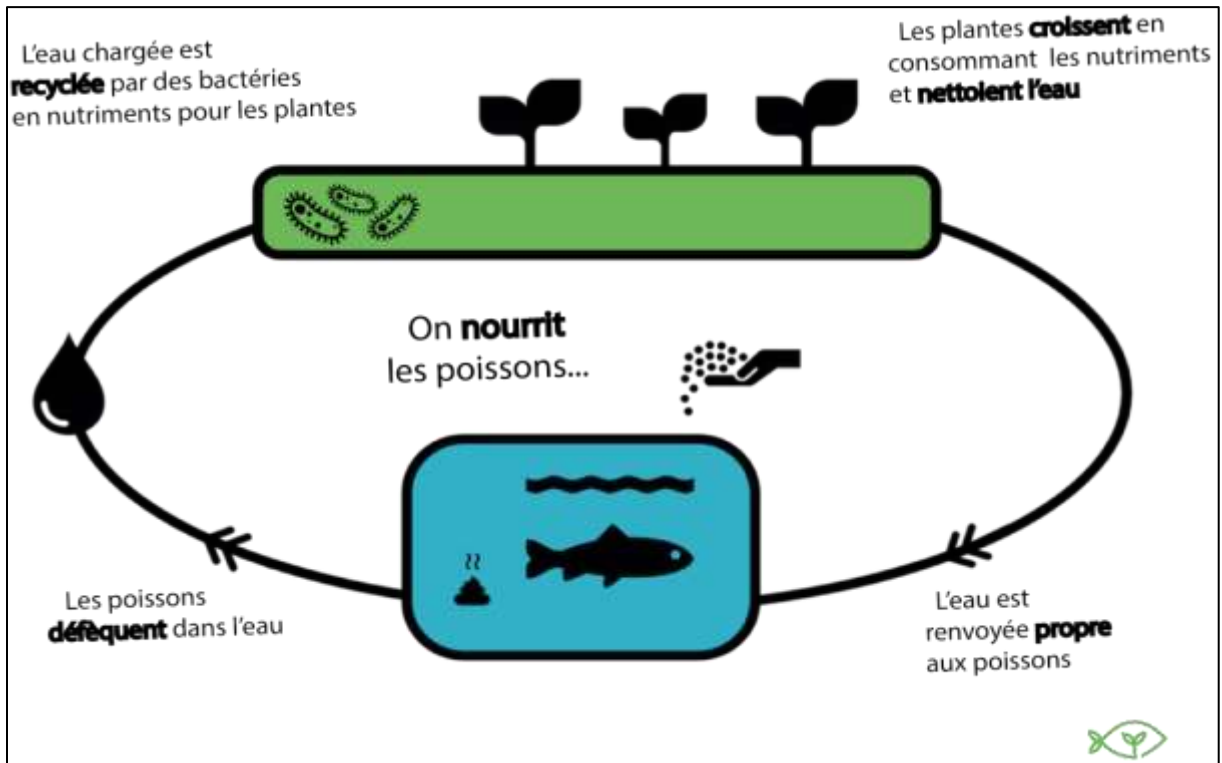


Figure 1 : Principe général de l'aquaponie (Aquaponie.net).

## 2. Les différents systèmes aquaponiques

### 2.1. Le lit de substrat (MFBS) (Media Field Bed System)

Dans ce système le compartiment hydroponique est rempli avec un substrat inerte comme la bille d'argile ou le gravier, qui sert de support pour les racines et un substrat pour les communautés bactériennes qui assurent la nitrification (Thorarinsdottir *et al.*, 2015 ; Forchino *et al.*, 2017) ; aussi ce substrat peut constituer un filtre mécanique qui retient les déchets insoluble issus du bassin d'élevage (Thorarinsdottir *et al.*, 2015 ; Connolly, Trebic, 2010).



**Figure 2 :** La technique du lit de substrat ou MFBS (Thorarinsdottir *et al.*, 2015).

### **2.2.La technique du film nutritif (NFT) (Nutrient Film Technic)**

Cette technique consiste en l'exposition des racines des plantes à une fine couche d'eau à travers un tuyau de PVC généralement. L'idée est que la fine couche d'eau passe à travers la partie inférieure des racines pour alimenter les plantes tout en laissant la partie supérieure exposée à l'air pour l'oxygénation des racines (Connolly, Trebic, 2010 ; Kopsa, 2015).



**Figure 3 :** La technique NFT (Kopsa, 2015).

### 2.3. Le raft (DWC) (Deep Water Culture)

Aussi nommé Culture en Eau Profonde (DWC), dans ce système les plantes sont cultivées dans des pots insérés sur des plaques flottantes généralement en polystyrène, les racines sont suspendues dans l'eau pour l'assimilation des nutriments (Al-Hafedh *et al.*, 2008 ; Thorarinsdottir *et al.*, 2015 ; Forchino *et al.*, 2017).



**Figure 4 :** La technique raft ou DWC (Licamele, 2009).

### 2.4. Avantages et inconvénients de chaque système

Le tableau ci-dessous résume les différents avantages et inconvénients de chaque système aquaponique.

**Tableau 1 :** Les avantages et inconvénients de chaque système aquaponique.

Système	Avantages	Inconvénients
Le lit de substrat (MFBS)	<ul style="list-style-type: none"> <li>-Le plus simple à utiliser à petite échelle (Thorarinsdottir <i>et al.</i>, 2015).</li> <li>-Il agit comme filtre mécanique et biologique (Connolly, Trebic, 2010).</li> <li>-Permet l'aération naturelle des bactéries et les racines des plantes (Connolly, Trebic, 2010).</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>-Réduction de la densité de stockage des poissons (Thorarinsdottir <i>et al.</i>, 2015).</li> <li>-Eventuels risques de colmatage et production de méthane causant la mortalité des poissons et des plantes (Thorarinsdottir <i>et al.</i>, 2015).</li> </ul>

	-Excellent pour les plantes à fruits (Thorarinsdottir <i>et al.</i> , 2015).	
La technique du film nutritif (NFT)	<ul style="list-style-type: none"> <li>-Efficace pour la culture de petites plantes telle que la laitue (Connolly, Trebic, 2010).</li> <li>-Permet l'aération naturelle des racines (Kopsa, 2015).</li> <li>-Excellent pour une production à grande échelle (Kopsa, 2015).</li> <li>-Facile à maintenir et à nettoyer (Kopsa, 2015).</li> <li>-Peu exigeant en énergie et en eau (Kopsa, 2015).</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>-L'eau doit subir une très bonne filtration mécanique avant d'arriver dans les tuyaux (Kopsa, 2015).</li> <li>-La longueur des tuyaux ne doit pas dépasser les 10 m (Kopsa, 2015).</li> <li>-Colmatage des racines (Kopsa, 2015).</li> <li>-Diminution des concentrations des nutriments le long du tuyau (Kopsa, 2015).</li> </ul>
Le raft (DWC)	<ul style="list-style-type: none"> <li>-Excellent pour petite et grande échelle (Al-Hafedh <i>et al.</i>, 2008).</li> <li>-Très stable (Al-Hafedh <i>et al.</i>, 2008).</li> <li>-Les plaques de polystyrène et les parois des bacs fournissent une bio filtration supplémentaire (Thorarinsdottir <i>et al.</i>, 2015).</li> </ul>	-L'eau doit subir une très bonne filtration mécanique avant d'arriver dans les bacs de culture (Thorarinsdottir <i>et al.</i> , 2015).

Au cours de cette étude, nous avons réalisé une culture en raft (DWC) vu sa simplicité et son potentiel considérable pour l'utilisation à échelle commerciale (Connolly, Trebic, 2010), aussi il présente moins d'inconvénients par rapport aux autres systèmes.

### 3. Les principales espèces de poissons utilisées en aquaponie

Plusieurs espèces ont fait l'objet d'étude dans les différents systèmes aquaponiques et plusieurs auteurs suggèrent l'utilisation d'espèces de moindre exigences éco-physiologiques sans oublier deux facteurs essentiels qui sont : la demande du marché et la localisation géographique du système (climat) (Forchino *et al.*, 2017).

Les différentes espèces sont citées dans le tableau suivant

**Tableau 2 :** Les différentes espèces de poissons utilisées en aquaponie.

Espèce de poisson		Référence
Nom commun	Nom scientifique	
Tilapia du Nil	<i>Oreochromis niloticus</i>	(Al-Hafedh <i>et al.</i> , 2008 ; Graber, Junge, 2009 ;

		Connolly, Trebic, 2010 ; Thorarinsdottir <i>et al.</i> , 2015 ; Kopsa, 2015 ; Forchino <i>et al.</i> , 2017)
Tilapia rouge	<i>Oreochromis sp</i>	(Rafiee, 2003 ; Al-Hafedh <i>et al.</i> , 2008 ; Rakocy, 2012 ; Thorarinsdottir <i>et al.</i> , 2015)
Carpe commune	<i>Cyprinus carpio</i>	(Connolly, Trebic, 2010 ; Rakocy, 2012 ; Filep <i>et al.</i> , 2016 ; Vandam, 2016 ; Forchino <i>et al.</i> , 2017)
Carpe koï	<i>Cyprinus carpio carpio</i>	(Al-Hafedh <i>et al.</i> , 2008 ; Rakocy, 2012 ; Anderson, 2016)
Poisson chat africain	<i>Clarias gariepinus</i>	(Thorarinsdottir <i>et al.</i> , 2015 ; Endut <i>et al.</i> , 2016 ; Bittsanszky <i>et al.</i> , 2016 ; Forchino <i>et al.</i> , 2017)
Truite Arc-en-ciel	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	(Al-Hafedh <i>et al.</i> , 2008 ; Rakocy, 2012 ; Petrea <i>et al.</i> , 2013 ; Thorarinsdottir <i>et al.</i> , 2015 ; Kopsa, 2015 ; Forchino <i>et al.</i> , 2017)
Poisson rouge	<i>Crassius sp</i>	(Al-Hafedh <i>et al.</i> , 2008 ; Connolly, Trebic, 2010 ; Rakocy, 2012 ; Kopsa, 2015)
Barramundi	<i>Lates calcarifer</i>	(Al-Hafedh <i>et al.</i> , 2008 ; Rakocy, 2012 ; Kopsa, 2015)
Morue	<i>Maccullochella peelii peelii</i>	(Al-Hafedh <i>et al.</i> , 2008 ; Rakocy, 2012 ; Thorarinsdottir <i>et al.</i> , 2015)

#### 4. Les principales plantes utilisées en aquaponie

Plusieurs plantes peuvent être cultivées en aquaponie, une étude faite au Crop Diversification Center à Alberta au Canada a révélé la possibilité de cultiver plus de 60 espèces de plantes dans des systèmes aquaponiques (Connolly, Trebic, 2010).

Ces plantes englobent les légumes à feuille tel que la laitue et les épinards ; les herbes comme le basilic, la cive et le persil et des plantes à fruits tel que la tomate, l'aubergine, les poires et les fraises (Rakocy, 2007 ; Al-Hafedh *et al.*, 2008 ; Thorarinsdottir *et al.*, 2015 ; Kopsa, 2015).

## 5. Le processus de nitrification

Les bactéries autotrophes capables de convertir les excréments des poissons en nutriments assimilables par les poissons sont essentielles pour le fonctionnement d'un système aquaponique (Petrea *et al.*, 2013), car elles convertissent ces rejets toxiques pour le poisson en une autre forme inoffensive qui est les nitrates (Thorarinsdottir *et al.*, 2015 ; Bittsanszky *et al.*, 2016).

Il existe principalement trois genres bactériens qui prennent part à la nitrification : le genre *Nitrosomonas* qui transforme l'ammonium en nitrites, puis vient les genres *Nitrobacter* et *Nitrospira* pour convertir les nitrites en nitrates (Thorarinsdottir *et al.*, 2015).

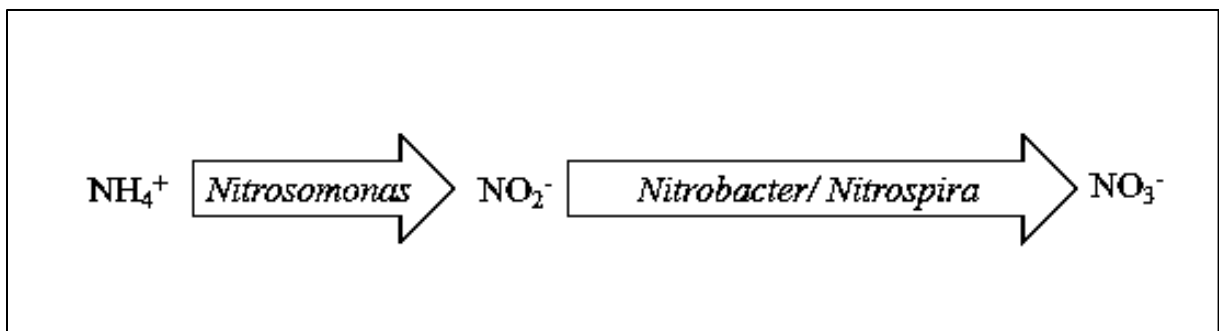


Figure 5 : Processus de nitrification

## 6. L'intérêt de l'aquaponie

Puisque les systèmes aquaponiques ne sont pas affectés par les changements saisonniers, ils nous offrent une production annuelle contrairement à l'agriculture. Aussi et grâce à la capacité de construire ces systèmes à l'intérieur des espaces couverts même sur les toits des immeubles, les systèmes aquaponiques peuvent être installés dans les grandes villes où la demande en nourriture est la plus importante ce qui signifie que la nourriture est à la portée du consommateur, en réduisant ainsi l'émission de  $\text{CO}_2$  causée par son transport (Salam *et al.*, 2014 ; McEachern, 2016 ; Jijakli, 2014; ANON ; Vandam, 2016).

De même, vu que les systèmes aquaponiques fonctionnent en circuit fermé ils peuvent potentiellement réduire la quantité d'eau rejetée dans l'environnement (Yogev *et al.*, 2016 ; Schmautz *et al.*, 2016) et réduire aussi la quantité d'eau nécessaire pour la production d'un kilogramme de nourriture jusqu'à 27% et peuvent également avoir une production de cinq à dix fois plus comparées à celles de l'agriculture conventionnelle ce qui constitue un bénéfice surtout pour les régions à climat arides (König *et al.*, 2016).

La production de nourriture avec un système aquaponique est hautement efficace, car elle produit des moissons dans un cycle écologique et cette nourriture est la plus saine pour

l'homme selon de récentes études faites dans le domaine des sciences nutritionnelles (König *et al.*, 2016) ; parce que l'aquaponie n'utilise pas les pesticides et les insecticides pour traiter les plantes et les agents thérapeutiques pour le traitement des poissons (Rakocy, 2007).

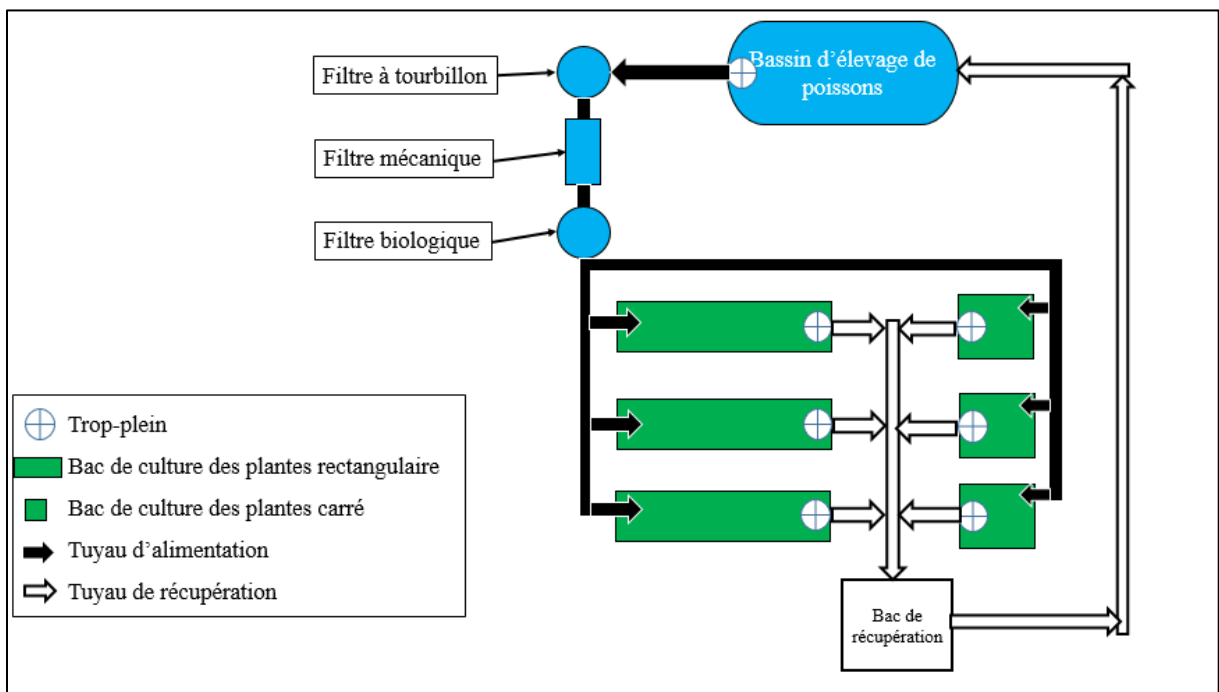
En plus, la combinaison entre un système d'élevage en circuit fermé et un compartiment hydroponique peut servir à augmenter la rentabilité des RAS, en minimisant l'usage d'eau et en ayant une production de végétaux s'ajoutant à celle du poisson (Dediu *et al.*, 2012).

# MATÉRIELS ET MÉTHODES

## Conditions expérimentales

Notre expérience s'est déroulée au niveau de la station de recherche de l'ENSSMAL à Sidi Fredj, avec une durée totale de 58 jours du 23/07/2017 jusqu'au 19/09/2017, où 6 bacs de cultures ont été utilisés : 3 bacs carrés et 3 rectangulaires et un bassin d'élevage de poisson. On a utilisé deux types de bacs afin de connaître si leur forme a un effet sur la croissance des plantes.

Le point de départ du circuit commence du bassin d'élevage de poissons, la remonté d'eau au-dessus du niveau du trop-plein provoquera une pression sur ce dernier. Après l'ouverture du robinet qui est à l'extérieur du bassin, l'eau sortira vers le filtre à tourbillon par gravité, celui-ci force les grosses particules à se décompter sur son fond. Ensuite, un filtre mécanique qui retient les matières en suspensions et pour finir avec une filtration biologique au niveau du biofiltre. L'eau est dirigée vers le système hydroponique pour l'irrigation de tous les bacs de culture. Le niveau d'eau dans les bacs hydroponique est commandé par un trop-plein de 30 cm de hauteur, toute l'eau qui dépasse ce seuil est acheminée vers le bac de récupération que nous avons équipé avec une pompe submersible, afin de renvoyer l'eau vers le bassin à poissons pour fermer le cycle.



**Figure 6** : Schéma du système raft (DWC) (présente étude).

Après la mise en place du système, nous avons procédé au choix du poisson et des plantes sur lesquels est basé le suivi.

## 1. Les poissons

On a choisi le tilapia rouge vu sa disponibilité, sa simple adaptation à l'élevage en circuit fermé, sa haute tolérance vis-à-vis des fluctuations des paramètres physico-chimiques et surtout sa croissance rapide dans les systèmes aquaponiques par rapport aux autres espèces (Connolly, Trebic, 2010).

### 1.1. Provenance et taille initiale

Vingt-cinq (25) individus de tilapia rouge (*Oreochromis sp*) de sexes confondu et de différentes tailles ont été introduits dans le bassin d'élevage durant (03) jours, (du 23/07/2017 au 25/07/2017), avant la mise en place des plantes dans le système aquaponique (bacs de culture) afin d'initier le développement des bactéries nitrifiantes. Ensuite, le 25/07/2017 ils ont été remplacés par 1097 alevins de la même espèce, aussi de sexes non séparés, issus de la ferme Agro-Piscicole ASSIL avec un poids initial moyen de  $1g \pm 0,5g$  et une densité de 500 alevins/m<sup>3</sup> soit 500g/m<sup>3</sup>.

### 1.2. Nourrissages des poissons

Afin de déterminer la quantité d'aliment à fournir aux poissons et de comparer notre indice de conversion par rapport à celui de la ferme agro-piscicole ASSIL, une expérience a été réalisée le 01/08/2017 (de 8h à 16h) dans le but de minimiser les pertes d'aliment. L'aliment distribué provient de la ferme Agro-Piscicole ASSIL et contient les valeurs nutritionnelles suivantes : 43% de protéines brutes, 8% en matières grasses brutes, 2,92% de cellulose brute, 8,49% de cendre brute, 1,58% de calcium, 1,33% de phosphore total et 0,44% de sodium. Il contient aussi comme composition : farine de poissons, féveroles, tourteau feed stock d'extraction de soja cuit, farine basse de blé, concentré protéique de soja, gluten de blé, huile de poissons, tourteau feed e pression de colza et phosphate mono-calcique.

-Déroulement de l'expérience :

Une quantité d'aliment qui n'excède pas les 15g a été distribuée manuellement aux poissons au début de l'expérience, en parallèle deux observations sont faites, une sur comportement de prise d'aliment par les poissons et l'autre sur le siphonage du fond du bassin d'élevage afin de repérer l'existence ou non d'aliment non consommé. Si le poisson présente encore des signes d'appétence et si le fond ne présente aucun signe d'aliment non consommé alors une autre quantité d'aliment et rajoutée tout en effectuant les mêmes observations, ainsi de suite jusqu'en arrivant à la quantité idéale d'aliment à distribuer aux poissons par jour. Une fois cette quantité définie, elle sera répartie en trois rations en vue d'obtenir trois distribution

manuelles journalières d'aliment (Rakocy *et al.*, 2004; Connolly, Trebic, 2010 ; Schmautz *et al.*, 2016), une à 8h00, une à 12h00 et une autre à 16h00.

Après l'évaluation de la biomasse totale des poissons dans le bassin d'élevage, cette quantité sera exprimée en pourcentage par rapport au poids total des poissons.

Tous les indices suivants sont mesurés après avoir quantifiés le poids des poissons à la fin de leur suivi de 50 jours, sauf l'Indice de Conversion (IC) qu'on a calculé avec un suivi de croissance de 6 jours seulement en raison de non disponibilité de balance en permanence au niveau de la ferme pour peser l'aliment avant chaque distribution.

### 1.3. Les indices de croissance

Nous avons calculé quelques indices afin d'évaluer la croissance de nos poissons, ces indices sont les suivants.

#### 1.3.1. Indice de Conversion (IC)

Il représente le rapport entre la quantité d'aliment distribuée et le gain de poids par le poisson (Skar *et al.*, 2015), son évaluation s'est faite par une expérience qui consistait à pêcher 10% de la population totale (Al-Hafedh *et al.*, 2008 ; Skar *et al.*, 2015), soit 111 poissons dans notre cas. Ensuite, on les a pesé avec une balance de précision d'une exactitude de 0,1mg (Denver Instrument M-220D), le poids affiché par la balance est divisé sur le nombre d'individus pesé pour déterminer le poids moyen de chaque poisson, ce dernier est multiplié par le nombre totale de poisson dans le bassin d'élevage afin de quantifier le poids total des poissons et leur densité en kg/m<sup>3</sup>.

Six jours après, on a refait la même expérience et on a obtenu le nouveau poids total des poissons. L'Indice de Conversion est calculé selon la formule suivante selon (Al-Hafedh *et al.*, 2008 ; Dediu *et al.*, 2012)

$$IC = Qad / (Pf - Pi)$$

**Formule 1:** Indice de Conversion.

Qad : quantité d'aliment distribuée en kg.

Pf : poids total final des poissons en kg.

Pi : poids total initial des poissons en kg.

### 1.3.2. Indice de Croissance Spécifique (ICS)

Cet indice dépend du taux de protéines présentes dans l'aliment ; il représente le pourcentage avec lequel le poisson augmente en poids par jour (Thorarinsdottir *et al.*, 2015) et il est calculé avec la formule suivante selon (Skar *et al.*, 2015).

$$\text{ICS} = 100 * (\ln (\text{Pf}) - \ln (\text{Pi}))/\text{Nbr jrs}$$

**Formule 2 :** Indice de Croissance Spécifique.

Pf : poids total final des poissons en kg.

Pi : poids total initial des poissons en kg.

Nbr jrs : nombre de jours.

### 1.3.3. Coefficient de Croissance Thermique (CCT)

Il représente la croissance des poissons par rapport à la température d'élevage (Skar *et al.*, 2015) et il est calculé comme suit.

$$\text{CCT} = 100 * ((\text{Pf}^{(1/3)}) - (\text{Pi}^{(1/3)}))/((\text{Nbr jrs}) * (\text{T}))$$

**Formule 3 :** Coefficient de Croissance Thermique.

Pf : poids total final des poissons en g.

Pi : poids total initial des poissons en g.

Nbr jrs : nombre de jours.

T : température en °C.

### 1.3.4. Gain de Poids Journalier (GPJ)

Cet indice représente le poids avec lequel le poisson croit par jour exprimé en g/poisson/jour et est calculé comme suit selon (Al-Hafedh *et al.*, 2008).

$$\text{GPJ} = (\text{Pf} - \text{Pi}) / \text{Nbr de poissons} / \text{Nbr jrs}$$

**Formule 4 :** Gain de Poids Journalier.

Pf : poids total final des poissons en g.

Pi : poids total initial des poissons en g.

Nbr jrs : nombre de jours.

### 1.3.5. Production Nette (PN)

Représente la biomasse de poisson produite par le système par jours et par mètre cube d'eau utilisée, exprimée en g/m<sup>3</sup>/jour et calculée selon (Al-Hafedh *et al.*, 2008) suivant la formule (5).

$$PN = (Pf / m^3 - Pi / m^3) / Nbr \text{ jrs}$$

**Formule 5 :** Production Nette.

Pf : poids total final des poissons en g.

Pi : poids total initial des poissons en g.

m<sup>3</sup> : volume du bassin d'élevage.

Nbr jrs : nombre de jours.

## 2. Les plantes

Nous avons choisi la laitue comme légume sur lequel est basée notre étude, parce les légumes à feuilles ont besoins de nitrates en importante concentration par rapport aux autres éléments nutritifs, et l'ajout d'autres nutriments n'est pas obligatoire. Aussi, la laitue présente une croissance rapide et un bon rendement dans les systèmes aquaponiques (Connolly, Trebic, 2010).

### 2.1. Provenance et taille initiale

Nous avons transplanté 162 plants de laitue beure (*Lactuca sativa* Linnaeus, 1758. var. Anthem) issus de la pépinière ZPPM (Zéralda Pépinière de Plants Maraîchers). Les graines ont été semées le 17/06/2017 dans des plaques en polystyrène (par le personnel de la pépinière) puis les plantes ont été transplantées dans le système aquaponique le 27/07/2017, avec une densité de 30 plantes/m<sup>2</sup> (Al-Hafedh *et al.*, 2008 ; Lennard, 2012 ; Anderson, 2016). Ce qui fait : 30 plantes dans chaque bac rectangulaire et 24 plantes dans chaque bac carré selon leur superficie. Les plantes sont mises à l'intérieur des gobelets en plastique alimentaires transparents perforés qu'on a placé ensuite à l'intérieur des trous des plaques de polystyrènes. Les plantes présentées : une longueur totale initiale moyenne de 15,46cm ± 0,41cm, une longueur initiale moyenne des racines de 6,2cm ± 0,21cm, une longueur initiale moyenne de la partie consommable de 9,27cm ± 0,35cm et un poids initial moyen de 6,1g ± 0,33g.

En parallèle, quelques individus de laitue sont plantés dans de la terre à l'extérieure de la ferme, pour comparer leur croissance avec celle de notre système.

## **2.2. Conditions de culture**

Les plantes bénéficiaient de la lumière artificielle le jour, assurée par 6 néons pendant une durée d'éclairage de 8h par jour de 8h à 16h et pas d'éclairage pendant la nuit.

Nous avons adoptés l'hypothèse que toutes les plantes subissent les mêmes conditions d'éclairement, de température et sont irriguées de la même eau non fertilisée provenant du bassin d'élevage de tilapia.

Pour le suivie de la croissance des plantes du système aquaponique, deux mesures de toutes les plantes sont effectuées chaque semaine avec une règle graduée.

Les individus de laitue plantés à l'extérieur subissaient les conditions climatiques externes et sont arrosées une fois par jour avec de l'eau du robinet.

## **3. Les paramètres physico-chimiques**

Une bonne qualité de l'eau doit être maintenue en permanence dans un élevage en circuit fermé et ce pour avoir une croissance optimale et des poissons sains. Il est très important de comprendre les conditions requises par chaque compartiment du système et comment les conditions de l'une affectent celles de l'autre, pour cela des tests réguliers de la qualité de l'eau sont essentiels afin de suivre leur développement à chaque point dans le système. Les paramètres cruciaux qui doivent être suivis et contrôlés sont : l'oxygène dissous, la température, le pH, l'ammonium, les nitrites et les nitrates (Connolly, Trebic, 2010 ; Thorarinsdottir *et al.*, 2015).

### **3.1. Les sels nutritifs**

La mesure des sels nutritifs doit avoir lieu une fois par semaine au minimum, dépendant des conditions environnementales, la quantité d'aliment distribuée et la densité de stockage (Thorarinsdottir *et al.*, 2015). Pour cela on a initialement suivi la qualité de l'eau en la mesurant 2 fois par semaine, puis une seule fois par semaine pour évaluer l'accumulation des substances toxiques telles que l'ammonium et les nitrites. La détermination de leurs concentrations, ainsi que celles des nitrates ont été effectuées avec la méthode colorimétrique en flux continu avec l'appareil SKALAR (SAN<sup>plus</sup> SYSTEM SKALAR).

15 échantillons sont prélevés de 15 endroits différents dans le système 2 fois par semaine :

- A l'entrée et à la sortie du bassin d'élevage pour déterminer la concentration de l'ammoniaque, les nitrites et les nitrates dans le bassin et savoir si les concentrations sont inférieures aux seuils de tolérance des poissons.
- A la sortie du biofiltre de manière à évaluer son efficacité en nitrification.
- A l'entrée et à la sortie de chaque bac de culture afin de mesurer la concentration des nitrates consommés par chaque bac de culture.

### **3.2.La température**

Une mesure journalière de la température est nécessaire pour son suivi (Anderson, 2016), dans notre expérience la température de l'eau est mesurée chaque jour sauf les week-ends, entre 13h et 14h où la température de l'air atteint son maximum à partir du 09/08/2017 avec un thermomètre et aucun chauffage ni refroidissement artificiel de l'eau n'a été exercé pendant notre étude pour le maintien de la température.

### **3.3.Le pH**

Une mesure du pH une fois par semaine est suffisante pour son suivi (Thorarinsdottir *et al.*, 2015), pour cela on a mesuré le pH une fois par semaine à partir du 09/08/2017 à l'aide d'un pH mètre (WTW pH 3L5i) et aucune solution chimique n'a été utilisée dans notre expérience pour la régulation du pH.

### **3.4.L'oxygène dissous**

L'aération de l'eau (pour satisfaire les besoins respiratoires des poissons et éviter la dénitrification) est assurée par une pompe à air (Atman HP 800 ; ISO 9001). La teneur en oxygène dissous a été mesurée une seule fois durant toute l'expérience (le 09/08/2017), lorsque la température a atteint son maximum, avec un multiparamètre (Hanna Multiparameter HI 9829).

## **4. Analyses statistiques**

Pour tous les résultats obtenus (paramètres physico-chimiques, croissance des plantes et des poissons), nous avons effectué des analyses statistiques où nous avons déterminé la moyenne ; l'écart-type ; le minimum ; le maximum ; l'intervalle de confiance (risque de 5%) afin de faire des comparaisons entre nos résultats et ceux de la bibliographie.

Afin de savoir si la forme des bassins de culture a une influence sur la croissance des plantes, nous avons appliqué le test (t) de Student. Si le résultat du test est  $>0,05$  donc il existe une significativité.

Le test (t) de Student a été aussi utilisé pour savoir si la différence des teneurs en éléments nutritifs (ammonium, nitrites et nitrates) entre l'entrée et la sortie du bassin d'élevage et du biofiltre est significative ou non.

# RÉSULTATS ET DISCUSSION

## 1. Les poissons

### 1.1.Nourrissage des poissons

La quantité d'aliment à fournir a été évaluée après l'expérience qui a duré 8h et cette quantité est de 96g d'aliment ce jour-là, divisée par 3 on obtient 32g ce qui signifie qu'à chaque distribution journalière on donne au minimum 32g d'aliment aux poissons, cette quantité va augmenter de quelques grammes chaque jour au fur et à mesure que le poisson grandit.

En la rapportant au poids total des poissons dans le bassin, nous avons déduit que le tilapia rouge cultivé dans notre système consomme 6,32% de son poids en aliment par jour.

Le pourcentage d'aliment à distribuer qu'on a eu est supérieur par rapport à celui utilisé par Al-Hafedh *et al.*, (2008), Simeonidou *et al.*, (2012), Palm, Seidemann, *et al.*, (2014) et Palm, Bissa, *et al.*, (2014) qui sont de 3%, 1,5%, 4% et 4% respectivement.

### 1.2.Détermination du poids

Après la pesée de 10% de la population qui est de 111 poissons, on a obtenu un poids de 152.57g, soit  $1.37 \pm 2,56g$  qui est le poids moyen de chaque poisson dans le bassin d'élevage, donc le poids total des poissons est de 1.5 kg avec une densité de  $0.75kg/m^3$ .

La biomasse totale initiale était de 1,5kg mais après 50 jours, elle a atteint 12,485kg, ce qui représente un gain de poids avoisinant les 11kg, correspondant à une augmentation de 733%.

D'après nos valeurs, la biomasse totale de notre poisson augmente de 220g/jour, cela signifie qu'au bout d'un an de suivi on pourra produire jusqu'à 80kg de poisson.

### 1.3.Les indices de croissance

#### 1.3.1. Indice de Conversion

Le poids total des poissons était de 1,5 kg, 6 jours après, ce dernier a augmenté et il a atteint 2,12kg ce qui signifie que le poids total des poissons a augmenté de 103g/jour.

Le calcul de l'IC selon (Al-Hafedh *et al.*, 2008 ; Dediu *et al.*, 2012) a été effectué selon la formule déjà décrite et le résultat est le suivant

$$IC = Qad / (Pf - Pi) = 0,792 / (2,12 - 1,5) = 1,27$$

En comparant ce résultat avec ceux de Al-Hafedh *et al.*, (2008) lors de ses trois expériences (1,4 ; 1,7 ; 1,3) respectivement, on note que notre poisson converti mieux l'aliment que celui des deux premières expériences d'Al-Hafedh *et al.*, (2008) (1,4 ; 1,7), ce qui est due au pourcentage de protéines contenues dans l'aliment avec lequel il a travaillé, qui est de 34% alors que le nôtre est de 43%. Aussi, la même chose est remarquée quand nous avons comparé nos résultats avec ceux des trois expériences réalisées par Simeonidou *et al.*, (2012), où il a eu les valeurs suivantes (1,73 ; 1,95 ; 1,55) respectivement.

Palm, Seidemann, *et al.*, (2014), a obtenu de meilleurs résultats (0,83 ; 0,93). Palm, Bissa, *et al.*, (2014) ont relevé une valeur de 1,03 lorsqu'ils ont utilisé un aliment contenant 47% de protéines.

Notre Indice de Conversion est presque le même avec celui de la ferme ASSIL qui ont un IC de 1,3.

### 1.3.2. Indice de Croissance Spécifique (ICS)

Après avoir calculé cet indice d'après (Skar *et al.*, 2015), nous avons eu le résultat suivant :

$$ICS = 100 * (\ln(Pf) - \ln(Pi)) / \text{Nbr jrs} = 100 * (\ln(12,485) - \ln(1,5)) / 50 = 4,26\% / \text{jrs.}$$

Notre résultat est le meilleur par rapport à ceux de Al-Hafedh *et al.*, (2008) qu'ils ont obtenu en effectuant trois expériences (0,1 ; 1 ; 1,1) %/jour respectivement, ce qui signifie que notre poisson a une croissance spécifique supérieure à celle obtenue par ces auteurs, ce qui ont utilisé un aliment contenant 34% seulement de protéine et ont travaillé avec que des mâles lors de leur troisième expérience. La même chose est constatée lors de la comparaison de notre résultat avec ceux des trois expériences de Simeonidou *et al.*, (2012) qui sont de (0,82 ; 0,73 ; 0,9) %/jour respectivement.

Le même constat est fait avec les résultats obtenus par Palm, Seidemann, *et al.*, (2014), qui ont trouvé (3,04 ; 2,98)%/jour et Palm, Bissa, *et al.*, (2014) qui enregistrent des valeurs de 0,71%/jour( même s'ils ont travaillé avec un aliment contenant 47% de protéines).

On a noté la même chose quand on a comparé notre résultat avec celui obtenu par Skar *et al.*, (2015) qui est de 2,9%/jour en travaillant avec un aliment ayant 38% de protéines.

### 1.3.3. Coefficient de Croissance Thermique (CCT)

Le résultat de calcul de ce coefficient est comme suit selon (Skar *et al.*, 2015) :

$$CCT = 100 * ((Pf^{1/3}) - (Pi^{1/3})) / ((\text{Nbr jrs}) * (T)) = 100 * ((12485^{1/3}) - (1500^{1/3})) / (50 * 29,32)$$

$$= 0,81.$$

D'après nos résultats, notre poisson présente une meilleure croissance vis-à-vis la température que ceux sur lesquels Al-Hafedh *et al.*, (2008) ont travaillé, où ils ont relevé lors de la première expérience des valeurs du coefficient de 0,1.

On note la même remarque concernant les résultats de Palm, Seidemann, *et al.*, (2014) qui trouvent (0,6 ; 0,55), alors que Palm, Bissa, *et al.*, (2014) relèvent une valeur de 0,18 alors que Skar *et al.*, (2015) qui reportent un coefficient se rapprochant du notre qui est de 0,7.

### 1.3.4. Gain de Poids Journalier (GPJ)

Le calcul du GPJ selon (Al-Hafedh *et al.*, 2008) a abouti au résultat suivant :

$$\text{GPJ} = (\text{Pf}-\text{Pi}) / \text{Nbr de poissons} / \text{Nbr jrs} = (12485-1500) / 1097 / 50 = 0,2 \text{ g/ poisson/jour.}$$

Ce résultat signifie que chaque poisson grandit de 0,2g chaque jour. En le comparant avec ceux de Al-Hafedh *et al.*, (2008), on remarque, dans sa première expérience, qu'on a le même résultat malgré qu'il démarré son travail avec des individus supérieurs aux nôtres en poids (248g). Concernant ces deux autres expériences (1,4 ; 1,5) g/poisson/jour, on a un gain inférieur au sien, car il a démarré son travaille avec des poissons largement plus grands que les nôtres

(65 ; 42) g.

Notre résultat est le même que celui de Simeonidou *et al.*, (2012) qui a eu lors de ses trois expériences (0,21 ; 0,21 ; 0,24) g/poisson/jour respectivement même s'il a démarré son expérience avec des poissons plus grands que les nôtres (23 ; 26 ; 29)g.

La valeur du GPJ qu'on a obtenue est inférieure à celles de Palm, Seidemann, *et al.*, (2014), qui relèvent (0,4 ; 0,33) g/poisson/jour et Palm, Bissa, *et al.*, (2014), qui enregistrent 1,2 g/poisson/jour , ces derniers ont utilisé un aliment ayant 47% de protéines.

### 1.3.5. Production Nette (PN)

La valeur du résultat du calcul de la PN d'après (Al-Hafedh *et al.*, 2008) est la suivante :

$$\text{PN} = (\text{Pf} / \text{m}^3 - \text{Pi} / \text{m}^3) / \text{Nbr jrs} = (12485/1,8 - 1500/1,8) / 50 = 122 \text{ g/m}^3/\text{jour.}$$

Ce résultat veut dire qu'on produisait 122g de poisson par jour, pendant 50 jours, avec un volume du bassin d'élevage de 1.8m<sup>3</sup>.

Si on compare notre résultat avec ceux de Al-Hafedh *et al.*, (2008), on note que notre production nette est supérieure par rapport à sa première expérience (61,3g/m<sup>3</sup>/jour), ceci peut être dû au fait que son bassin était en surcharge (38kg/m<sup>3</sup>) ce qui peut contribuer au ralentissement de la croissance du poisson malgré qu'il a commencé avec des individus largement plus grands que les nôtres (248g). Ou bien à cause de la quantité de protéines présent dans l'aliment avec lequel il a travaillé qui est inférieure à celle contenue dans l'aliment que nous avons utilisé. Par contre, notre résultat est inférieur par rapport aux deux autres expériences qu'ils ont réalisé, où ils ont obtenu (202,9 ; 238,3) g/m<sup>3</sup>/jour. La durée de leur étude est de 140 et 186 jours respectivement.

On a aussi noté que notre valeur est supérieure, à celle de Palm, Seidemann, *et al.*, (2014), qui trouvent (63 ; 53) g/m<sup>3</sup>/jour, et celle de Palm, Bissa, *et al.*, (2014), qui ont eu 39,1 g/m<sup>3</sup>/jour.

Le tableau suivant résume et compare les valeurs des différents indices de croissance calculés au cours de cette expérience avec ceux de la bibliographie.

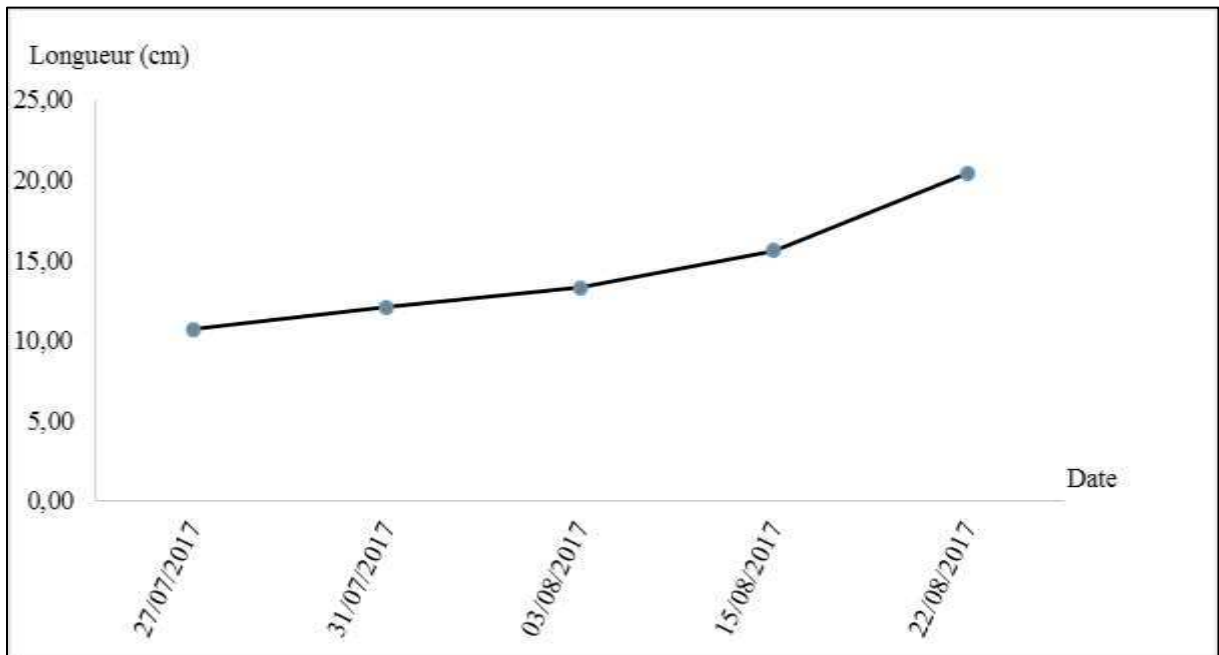
**Tableau 3:** Les valeurs des indices de la présente étude et ceux de la bibliographie.

Indices						Bibliographie
IC	ICS (%/jour)	CCT	GPI (g/poisson/jour)	PN (g/m <sup>3</sup> /jour)	Survie (%)	
1,4	0,1	0,1	0,2	61,3	96,1	(Al-Hafedh <i>et al.</i> , 2008)
1,7	1	0,6	1,4	202,9	97,7	
1,3	1,1	0,7	1,5	238,3	99	
1,73	0,82	/	0,21	/	/	(Simeonidou <i>et al.</i> , 2012)
1,95	0,73	/	0,21	/	/	
1,55	0,9	/	0,24	/	/	
0,83	3,04	0,6	0,4	63	100	(Palm, Seidemann, <i>et al.</i> , 2014)
0,93	2,98	0,55	0,33	53	98,99	
1,03	0,71	0,18	1,2	39,1	100	(Palm, Bissa, <i>et al.</i> , 2014)
/	2,9	0,7	/	/	/	(Skar <i>et al.</i> , 2015)
1,27	4,26	0,81	0,2	122	99,7	<b>Présente étude</b>

## 2. Les plantes

### 2.1. Croissance

Les mesures des longueurs des plantes dans tous les bacs de culture nous ont permis de tracer le graphe suivant qui représente leur croissance en fonction du temps.



**Figure 7 :** Evolution de la longueur moyenne de toutes les plantes de tous les bacs du système.

L'évolution des longueurs durant la période d'étude (figure7) démontre l'existence d'une croissance des plantes dans tous les bacs de culture. A partir du 15/08/2017 on a noté une croissance plus rapide par rapport à la précédente, ceci est dû probablement à l'élévation de la concentration des nutriments engendrée par les sécrétions branchiales et urinaires des poissons suite à l'augmentation de la quantité d'aliment distribuée.

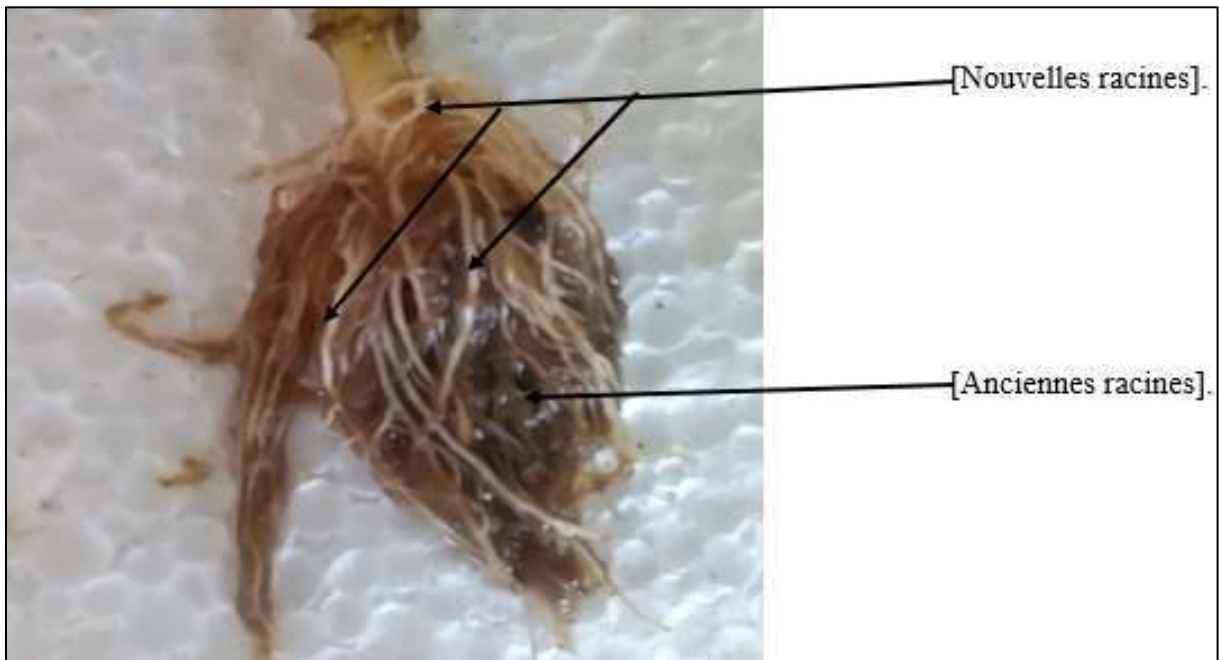
Une semaine après l'emplacement des plantes dans le système, on a remarqué une dégénérescence des anciennes racines et l'apparition de nouvelles racines de couleur blanchâtres ce qui représente un signe d'adaptation des plantes dans leur nouveau milieu de vie.

En comparant ce résultat avec le graphe de la croissance des plantes, on remarque que durant cette semaine la croissance des plantes est lente, ce qui veut dire que la plante ralentit la croissance de sa partie supérieure afin de développer sa partie inférieure qui lui permet ensuite d'avoir une bonne croissance.

Pour résoudre cette controverse, la solution suggérée est de mettre en place une pépinière aquaponique afin de permettre aux plantes de bien développer les racines propres au milieu aquatique, avant d'être transplanté dans le système aquaponique.

Avec cette proposition, on pourra réduire le temps de production d'une semaine.

Ce résultat permettra le gain d'une semaine de temps de production par chaque cycle d'un mois et d'avoir une rentabilité bien plus supérieure à celle de l'aquaponie qu'on connaissait.



**Figure 8 :** Anciennes et nouvelles racines des plantes (présente étude).

On a remarqué aussi, une différence de croissance des plantes du système par rapport à celle de l'extérieur. Les plantes devaient avoir une croissance horizontale alors qu'elles avaient une croissance verticale.

Après avoir consulté les ingénieurs de ZPPM, nous avons déduit que cette différence est due au manque de l'intensité lumineuse, car les plantes ont présentées un phototropisme positif envers la lumière générée par les lampes (néons) de la ferme.

Pour remédier à ce problème, la solution proposée est de rapprocher la source lumineuse des plantes afin d'avoir une intensité adéquate, ou bien avoir une toiture transparente pour permettre la pénétration des rayons lumineux solaires.



**Figure 9** : Laitue du système présentant une croissance verticale (à gauche) et une de l'extérieur qui présente une croissance normale (à droite) (présente étude).

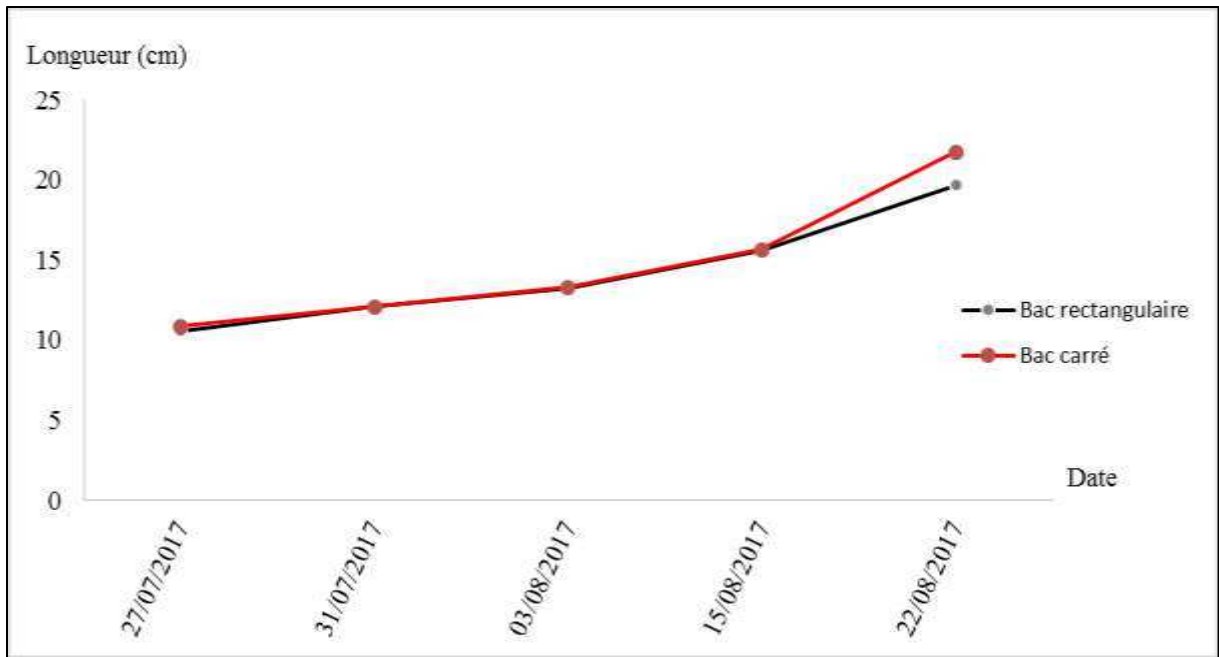
Le 09/08/2017, il y a eu des mortalités massives de 71% des plantes dues à un stress hydrique causé par l'élévation de la température de l'eau qui a atteint 30,33°C dans les bacs de culture, cette dernière a dépassé le seuil de tolérance des plantes décrit par (Al-Hafedh *et al.*, 2008).

L'augmentation de la température est expliquée par deux causes, l'une est le mal positionnement du bac de récupération qui subit un ensoleillement tout au long de la journée, la deuxième est la nature du toit de la ferme qui retient la chaleur à l'intérieur.

Mais, bien que la température de l'eau ait dépassé le seuil de tolérance des plantes, 29% d'entre elles ont résisté. On a constaté que les plantes ayant résisté à cette élévation sont celles qui ont développé un nombre important de nouvelles racines de couleur blanchâtre, ce qui veut dire que ces dernières ne sont pas seulement un signe d'adaptation des plantes en leur nouveau milieu de vie mais aussi, ça leur a procuré une certaine résistance aux élévations de température.

Bien qu'elles aient résisté au premier stress hydrique, mais elles n'ont pas pu résister au deuxième survenu le 27/08/2017, où la température enregistrée était de 31°C.

Le graphe suivant représente l'évolution de la longueur moyenne des plantes dans le bac carré et le bac rectangulaire.



**Figure 10** : Evolution de la longueur moyenne des plantes selon la forme du bac.

Selon le test ( $t$ ) de Student, la valeur significative est  $p = 0,14 > 0,05$ , cela signifie qu'il existe une différence significative entre la croissance des plantes dans les bacs de différentes formes.

Puisque la croissance des plantes dépend essentiellement des sels nutritifs, la diffusion de ces derniers dans les bacs de culture est influencée par l'hydrodynamisme et puisque l'hydrodynamisme dans les bacs de culture dépend de leur forme, la croissance des plantes diffère selon la forme des bacs de culture.

Puisque le test ( $t$ ) de Student a révélé que la différence de croissance dans les bacs de culture est significative, cela veut dire que les plantes grandissent mieux dans un bac de forme carrée.

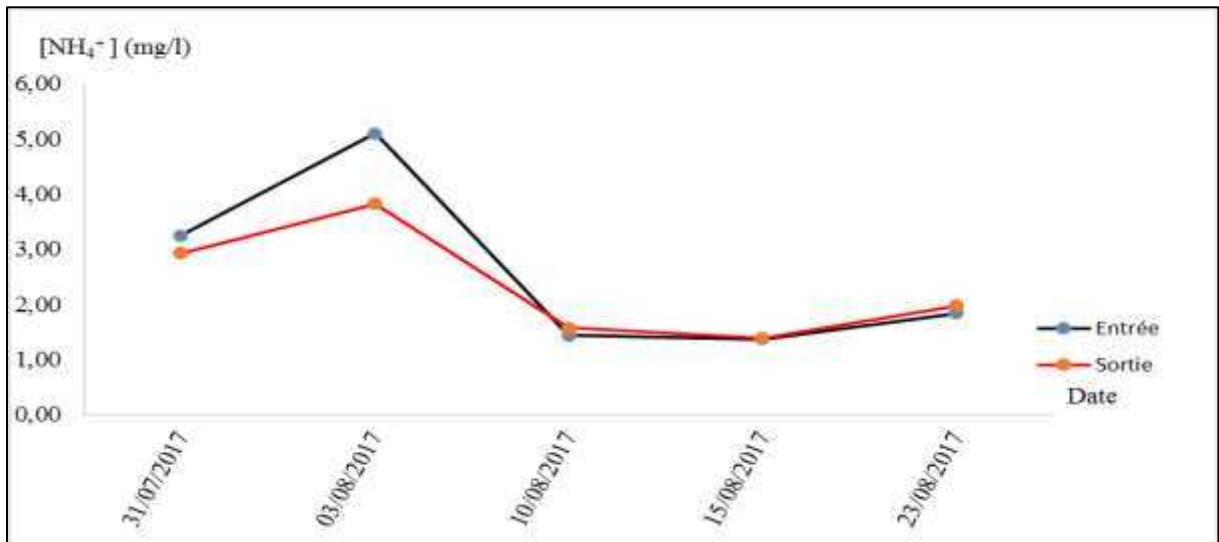
### 3. Les paramètres physico-chimiques

Les graphes ci-après illustrent les résultats de l'évolution des différents paramètres physico-chimiques mesurés au niveau du bassin d'élevage, du biofiltre et des bacs de culture.

### 3.1. Les sels nutritifs

#### 3.1.1. Le bassin d'élevage

##### L'ammonium ( $\text{NH}_4^+$ )



**Figure 11** : Evolution de la concentration de l'ammonium dans le bassin d'élevage.

D'après la figure 11, la concentration de l'ammonium à l'entrée et à la sortie du bassin évolue de la même façon.

D'après le test Student ( $t$ ), la valeur significative est  $p = 0,19 > 0,05$ , cela signifie qu'il existe une différence significative des concentrations de l'entrée et de la sortie du bassin.

Dans les 3 premiers jours d'étude, on a noté une augmentation de la concentration à l'entrée comme à la sortie du bassin, ce qui peut être justifié par les sécrétions des poissons et/ou par la dégradation par les bactéries de l'aliment non consommé.

Ensuite, on a observé une diminution de la concentration du 03 au 10/08/2017, cela peut être causé par la présence d'une activité bactérienne au niveau du bassin.

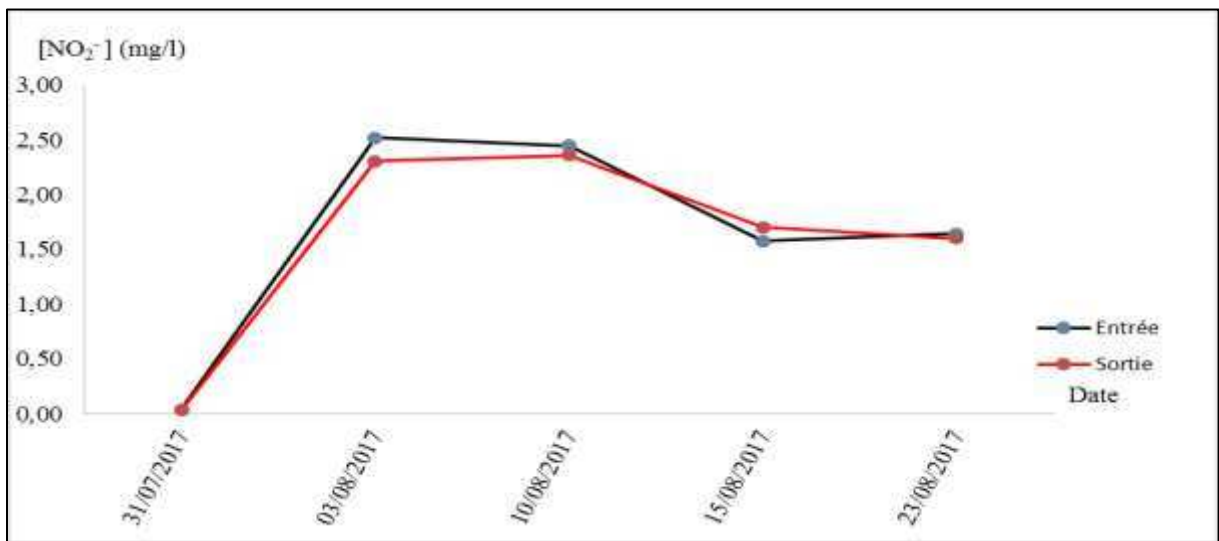
A partir du 10/08/2017, la concentration de  $\text{NH}_4^+$  tend vers des valeurs plus ou moins constantes, probablement à cause de l'activité bactérienne.

Une différence de concentration de l'ammonium est remarquée au début du suivi, celle de l'entrée est supérieure par rapport à celle de la sortie du bassin, cette différence peut être la conséquence de l'évaporation qui s'est produit au niveau du bac de récupération et/ou de la supériorité du volume du bassin d'élevage par rapport à celui de récupération ce qui provoque une dilution et/ou de l'activité bactérienne.

Nous avons constaté que la concentration de l'ammonium dans le bassin d'élevage varie entre [1,39-3,82] mg/l avec une moyenne de  $2,33 \pm 0,9$  mg/l.

Connolly, Trebic, (2010) qui ont rapporté que la concentration ne doit pas dépasser 1mg/l, cela veut dire qu'on est au-dessus du seuil de tolérance du tilapia vis-à-vis l'ammonium, mais ça n'a pas eu des répercussions négatives sur la croissance et le comportement du poisson.

### Les nitrites ( $\text{NO}_2^-$ )



**Figure 12 :** Evolution de la concentration des nitrites dans le bassin d'élevage.

La figure 12 montre que l'évolution de la concentration des nitrites à l'entrée et à la sortie du bassin est similaire.

D'après le test Student ( $t$ ), la valeur significative est  $p = 0,22 > 0,05$ , cela signifie qu'il existe une différence significative des concentrations de l'entrée et de la sortie du bassin.

Au début de l'expérience, dans les 3 premiers jours, on constate une augmentation de la concentration, qui est dû probablement à la présence d'un début de prolifération bactérienne au niveau du bassin d'élevage qui transforme l'ammoniacque et l'ammonium en nitrites.

Du troisième jusqu'au 12<sup>ème</sup> jour, on note une diminution de cette concentration, cela peut être dû à la présence d'activité bactérienne dans le bassin qui transforme les nitrites en nitrates.

Au-delà du 12<sup>ème</sup> jour, on observe une évolution constante des concentrations dans le temps, ceci est éventuellement causé par la stabilisation de l'activité bactérienne.

Aussi, on a remarqué dans la première partie du suivi que la concentration à l'entrée est supérieure par rapport à la sortie, ceci est possiblement la conséquence de l'évaporation se

produisant dans le bac de récupération et/ou l'infériorité de ce dernier en volume par rapport au bassin d'élevage qui provoque une dilution des concentrations.

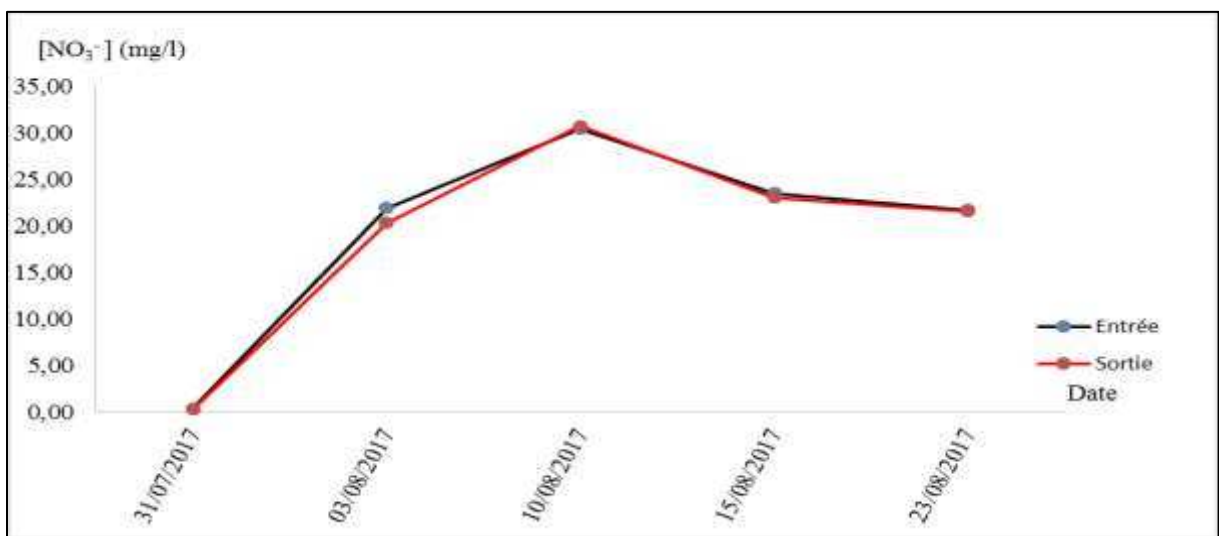
Nous avons constaté que la concentration des nitrites dans le bassin d'élevage varie entre [0,03-2,36] mg/l avec une moyenne de  $1,6 \pm 0,82$  mg/l.

D'après les résultats de Al-Hafedh *et al.*, (2008), on a dépassé les limites de son l'intervalle dans ces trois expériences de 1,86, 1,76 et 1,56mg/l respectivement, par contre on est resté toujours dans la limite de tolérance décrites par cet auteur qui est de 5mg/l.

Selon Skar *et al.*, (2015), on a largement dépassé la valeur qu'il a obtenu qui est de 0,18mg/l, mais ceci sans avoir des effets négatifs sur la croissance et le comportement des poissons.

Il faut noter que les valeurs que nous avons eu des concentrations des nitrites peuvent être une erreur d'analyse.

### Les nitrates ( $\text{NO}_3^-$ )



**Figure 13** : Evolution de la concentration des nitrates dans le bassin d'élevage.

D'après la figure 13, la concentration des nitrates évolue d'une façon identique à l'entrée et à la sortie du bassin.

D'après le test Student ( $t$ ), la valeur significative est  $p = 0,15 > 0,05$ , cela signifie qu'il existe une différence significative des concentrations de l'entrée et de la sortie du bassin.

Dans les dix (10) premiers jours de notre expérience, on constate une élévation de la concentration, signification de présence d'activité bactérienne qui transforme les nitrites en nitrates.

Après, au-delà des 10 premiers jours, on aperçoit une diminution de la concentration de  $\text{NO}_3^-$ , ce qui peut être le résultat de l'assimilation des plantes de ce nutriment.

Nous avons constaté que la concentration des nitrates dans le bassin d'élevage varie entre [0,31-30,69] mg/l avec une moyenne de  $19,19 \pm 9,9$  mg/l.

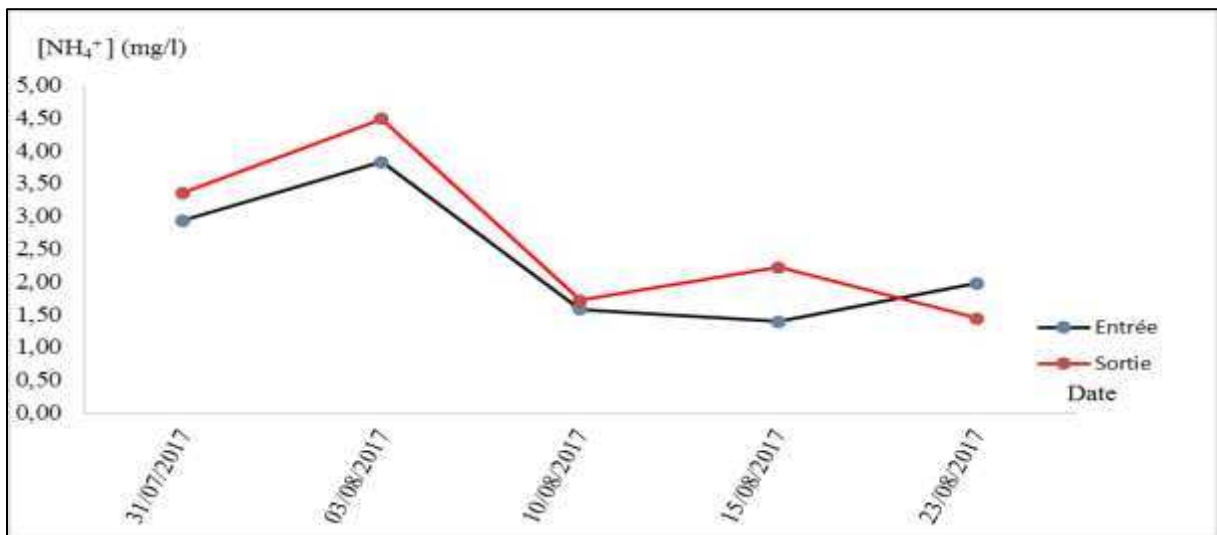
Nos concentration n'ont pas dépassées celle de la première expérience de Al-Hafedh *et al.*, (2008), mais on les a un peu dépassé par rapport à ses deux autres de 3,99mg/l.

Connolly, Trebic, (2010) ont rapporté que la concentration des nitrates ne doit pas dépasser 150mg/l, on comparant notre valeur avec la sienne, la nôtre est largement inférieure au seuil décrit, ils ont aussi mentionné que le tilapia peut tolérer des concentrations de  $\text{NO}_3^-$  pouvant aller jusqu'à 400mg/l.

Concernant ce sel nutritif, nous sommes très en dessous de la concentration atteinte par Skar *et al.*, (2015) qui est de 100,5mg/l.

### 3.1.2. Le biofiltre

#### L'ammonium ( $\text{NH}_4^+$ )



**Figure 14 :** Evolution de la concentration de l'ammonium dans le biofiltre.

La figure 14 montre que la concentration de l'ammonium à la sortie du biofiltre est supérieure à celle de l'entrée sauf vers la fin du suivi où on remarque l'inverse.

D'après le test Student ( $t$ ), la valeur significative est  $p = 0,14 > 0,05$ , cela signifie qu'il existe une différence significative des concentrations de l'entrée et de la sortie du biofiltre, ce qui veut dire que le biofiltre est opérationnel.

La supériorité de la concentration de la sortie par rapport à celle de l'entrée peut être expliquée par une activité bactérienne insuffisante pour la transformation de l'ammonium au niveau du biofiltre et/ou par l'existence d'une zone anoxique transformant les nitrites en ammonium.

Pour remédier au problème de l'insuffisance de l'activité bactérienne, on a rajouté des bouchons dans le filtre pour augmenter la surface du substrat inerte afin d'accroître la population bactérienne. Cependant, pour résoudre le problème de la zone anoxique, on a équipé le biofiltre de deux diffuseurs à air.

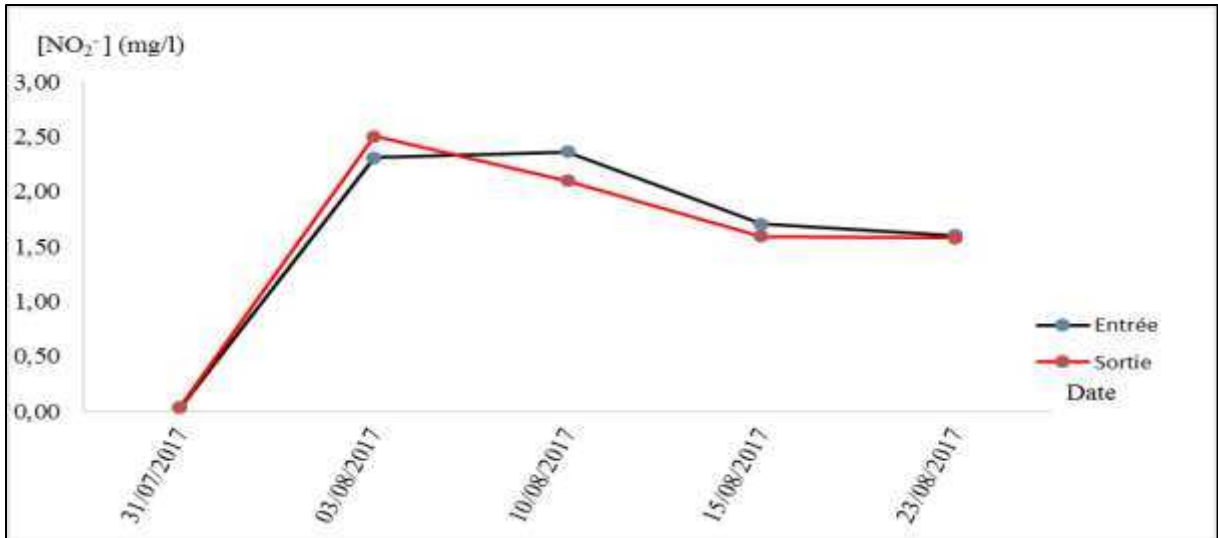
Dans le cas contraire, c'est-à-dire là où on a observé l'infériorité de la concentration de la sortie par rapport à celle de l'entrée, ce cas peut être interprété par une bonne activité bactérienne, et ça après l'ajout des bouchons et des diffuseurs.

On note aussi dans les trois premiers jours de l'expérience une hausse de la concentration, ce qui peut être causé par l'activité métabolique des poissons et la non suffisance de l'activité bactérienne pour la transformation totale de l'ammonium.

Ensuite, du 03/08/2017 au 10/08/2017, on observe une diminution de cette concentration ce qui est probablement la conséquence d'une activité bactérienne dans le bassin d'élevage, le filtre à tourbillon et le filtre mécanique.

A partir du 10/08/2017, la concentration tend vers des valeurs plus ou moins constantes, ceci éventuellement à cause de l'activité bactérienne en parallèle avec les sécrétions en continu des poissons.

### **Les nitrites ( $\text{NO}_2^-$ )**



**Figure 15 :** Evolution de la concentration des nitrites dans le biofiltre.

La figure 15 montre que la concentration des nitrites évolue d'une façon identique à l'entrée comme à la sortie du biofiltre.

D'après le test Student ( $t$ ), la valeur significative est  $p = 0,30 > 0,05$ , cela signifie qu'il existe une différence significative des concentrations de l'entrée et de la sortie du biofiltre, ce qui veut dire que le biofiltre est opérationnel.

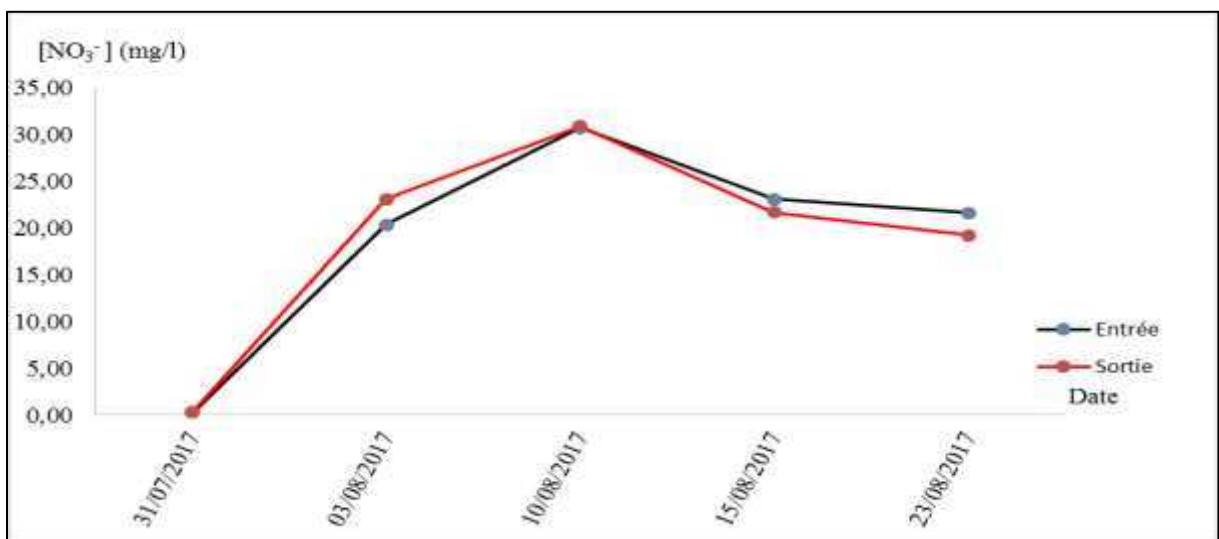
Les trois premiers jours de l'étude, on remarque une augmentation de la concentration, ce qui peut être l'effet de l'activité bactérienne transformant l'ammonium en nitrites.

Puis, on distingue une décroissance de la concentration, cela est hypothétiquement dû à l'autre activité bactérienne responsable de la transformation des nitrites en nitrates.

Egalement, on remarque qu'au début du suivi la concentration à la sortie est supérieure de celle de l'entrée synonyme d'une bonne activité bactérienne au niveau du biofiltre. Mais après, on distingue l'infériorité de celle de la sortie par rapport à celle de l'entrée, cela peut être traduit par l'installation d'une zone anoxique à l'intérieur du filtre et/ou par une insuffisance d'activité bactérienne causée par le nettoyage effectué au niveau du biofiltre, ce qui a engendré la perte d'une partie de la population bactérienne par conséquent la réduction de la nitrification.

Pour régler le problème de la zone anoxique, deux diffuseurs à air ont été placés dans le filtre afin d'alimenter les bactéries nitrifiantes d'une quantité suffisante d'O<sub>2</sub> pour la nitrification et avec le bullage on a créé un brassage continu de l'eau dans le filtre pour éviter la recréation de la zone anoxique. Concernant l'insuffisance d'activité bactérienne, on a rajouté des bouchons à l'intérieur du filtre.

### Les nitrates ( $\text{NO}_3^-$ )



**Figure 16** : Evolution de la concentration des nitrates dans le biofiltre.

Comme pour les nitrites, on remarque (figure 16) que la concentration de  $\text{NO}_3^-$  évolue de la même manière à l'entrée comme à la sortie du filtre biologique.

D'après le test Student ( $t$ ), la valeur significative est  $p = 0,43 > 0,05$ , cela signifie qu'il existe une différence significative des concentrations entre l'entrée et de la sortie de l'eau du biofiltre, ce qui veut dire que le biofiltre est opérationnel.

Du 31 jusqu'au 10/08/2017, on observe une élévation de la concentration qu'on peut interpréter par la conséquence d'une activité bactérienne convertissant les nitrites en nitrates.

Par la suite, on note une diminution de cette concentration, probablement du fait de l'assimilation des plantes qui est supérieur à l'activité bactérienne.

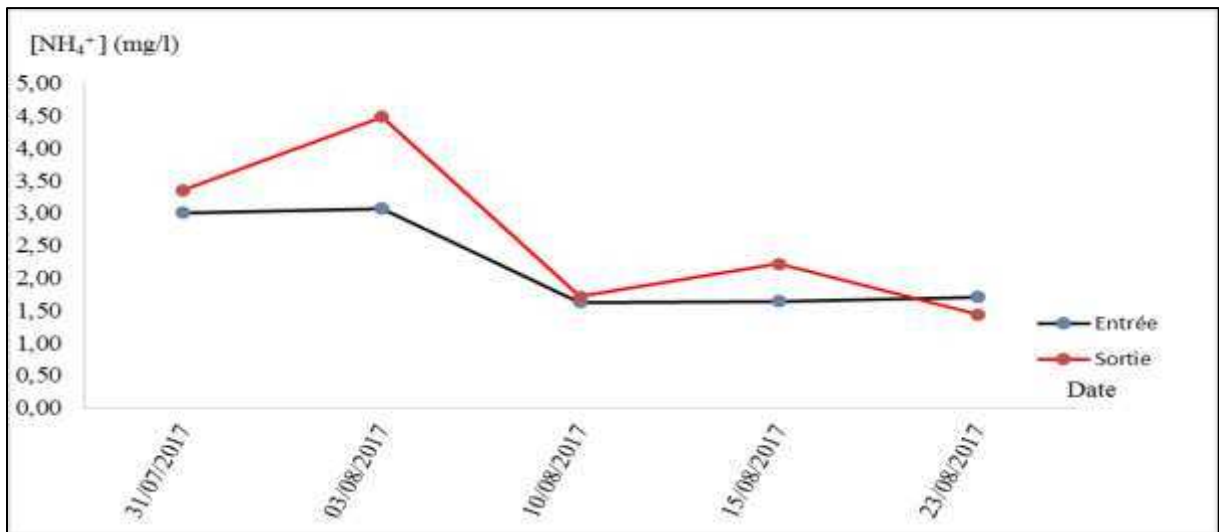
Durant les dix (10) premiers jours, la concentration des nitrites à l'entrée est inférieure à celle de la sortie, cela peut être le résultat d'une activité bactérienne au sein du biofiltre.

Ultérieurement, après les 10 premiers jours, on distingue un cas opposé au premier, ceci peut s'expliquer par l'installation d'une zone anoxique au niveau du filtre, créant ainsi le phénomène inverse à la nitrification qui est la dénitrification.

Pour régler ce problème, un ajout d'aération par deux diffuseurs a été effectué.

### 3.1.3. Le premier bac de culture rectangulaire

#### L'ammonium ( $\text{NH}_4^+$ )



**Figure 17** : Evolution de la concentration de l'ammonium dans le premier bac de culture rectangulaire.

On remarque que la concentration de l'ammonium progresse simultanément à l'entrée comme à la sortie dans la première partie de l'étude, par contre on note une différence vers la deuxième partie (figure17).

Du 31/07/2017 au 03/08/2017, on note une augmentation de la concentration, ce qui est peut-être dû à l'activité métabolique des poissons et/ou l'insuffisance de l'activité bactérienne pour la transformation totale de l'ammonium, et/ou parce que les plantes n'arrivent pas à assimiler tout le  $\text{NH}_4^+$ .

Puis, du 03/08/2017 au 10/08/2017, on remarque une diminution de cette concentration, ce qui peut être expliqué par la présence d'une activité bactérienne qui transforme l'ammonium en nitrites et/ou par l'assimilation des plantes de ce nutriment.

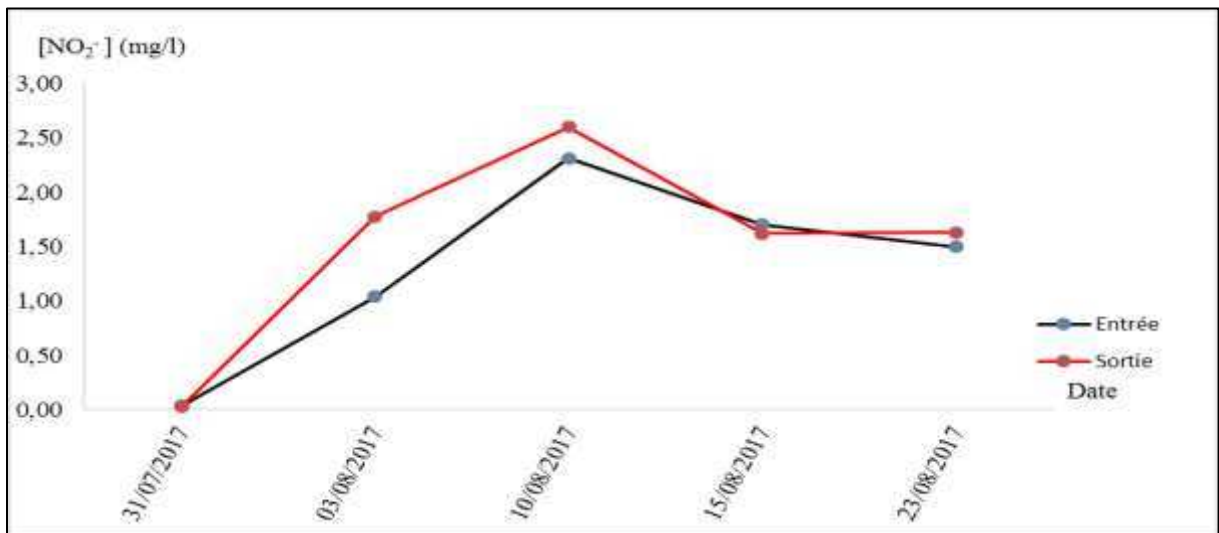
A partir du 10/08/2017, la concentration devient plus ou moins constante, probablement le résultat d'une activité bactérienne en parallèle avec les sécrétions en continu des poissons.

On note que pendant la quasi-totalité du suivi la concentration vers la sortie est supérieure de celle de l'entrée, sauf à la fin du suivi où on remarque l'inverse.

Le premier cas peut s'expliquer par la présence d'une zone anoxique créant le phénomène de dénitrification au niveau du bac de culture, pour y remédier deux solutions sont envisageables, il faut soit augmenter le débit d'arrivée d'eau pour accroître le taux de renouvellement d'eau dans le bac ou par la création d'agitation dans le bac à l'aide de diffuseurs d'air.

Le deuxième cas peut être la conséquence d'une activité bactérienne qui transforme le  $\text{NH}_4^+$  et/ou l'assimilation des plantes.

### Les nitrites ( $\text{NO}_2^-$ )



**Figure 18** : Evolution de la concentration des nitrites dans le premier bac de culture rectangulaire.

Selon le graphe (figure18), l'évolution de la concentration des nitrites à l'entrée et à la sortie du bassin est similaire.

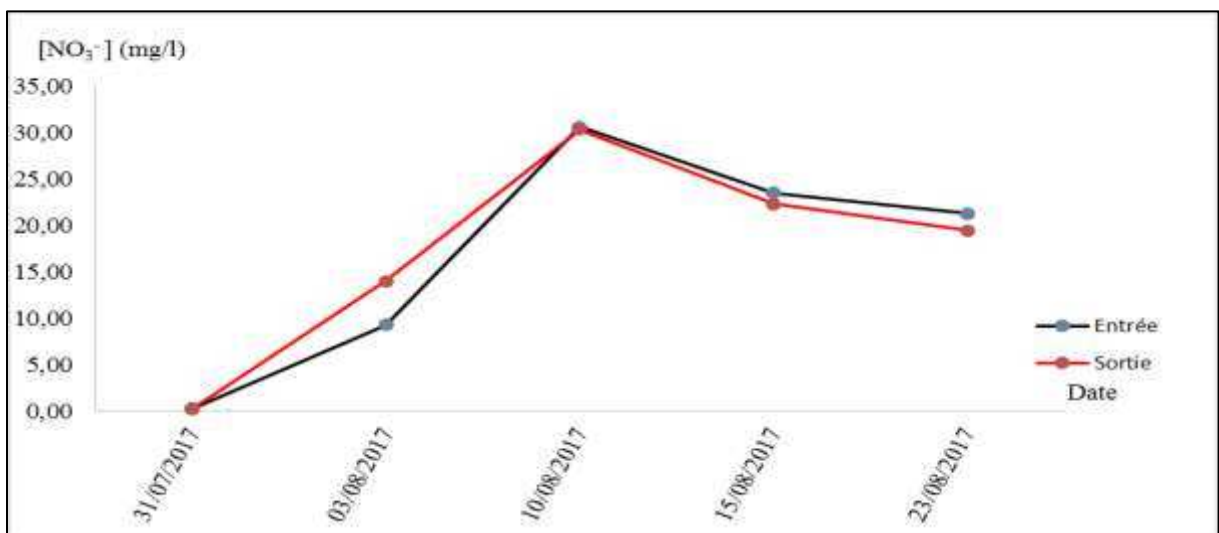
Pendant les 10 premiers jours de l'expérience, on distingue une élévation de la concentration, ce qui peut être interprété par la présence d'une activité bactérienne supérieure à celle de l'assimilation des plantes.

Du 10/08/2017 au 15/08/2017, on observe une diminution de la concentration, éventuellement l'effet soit d'une activité bactérienne transformant les nitrites en d'autres produits et/ou par l'assimilation des plantes de ce sel nutritif qui est supérieure par rapport à l'activité bactérienne.

Par la suite, on a une concentration qui devient constante, possiblement une activité bactérienne simultanée avec celle de sécrétion en continu des poissons ou par une assimilation parallèle à l'activité bactérienne.

A l'exception du prélèvement du 15/08/2017, la concentration à la sortie est plus élevée par rapport à celle de l'entrée. Ceci est peut-être dû à une activité bactérienne supérieure à celle de l'assimilation des plantes dans ce bac et/ou par la présence d'une zone anoxique, cette dernière peut être évitée par un taux de renouvellement d'eau important ou par création de brassage dans le bac.

### Les nitrates ( $\text{NO}_3^-$ )



**Figure 19** : Evolution de la concentration des nitrates dans le premier bac de culture rectangulaire.

D'après le graphe (figure19), l'évolution de la concentration des nitrates à l'entrée et à la sortie du bassin est pareille.

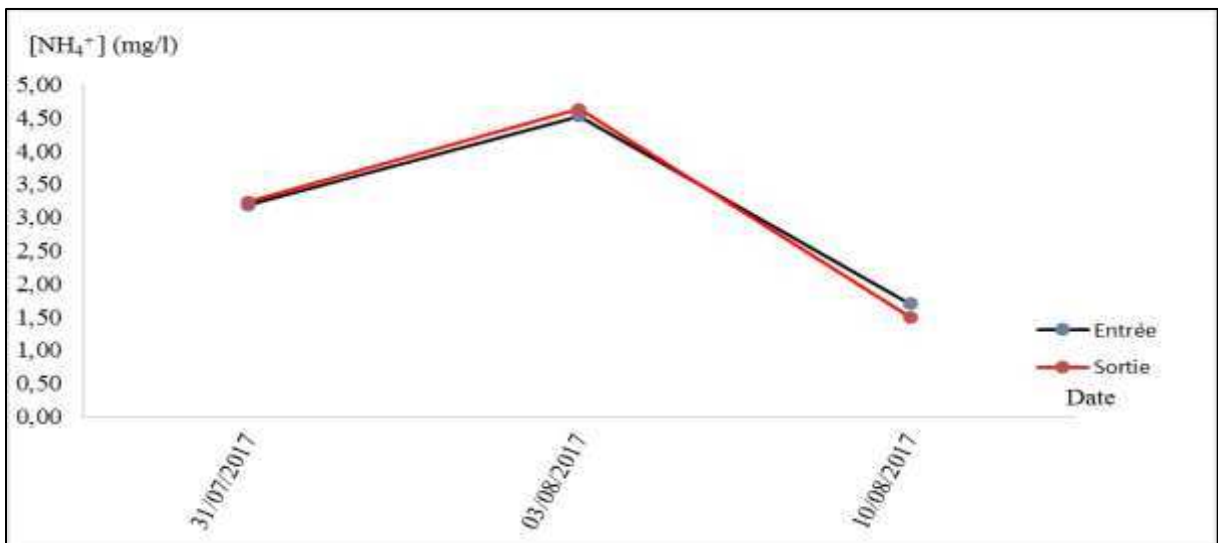
Dans la première moitié du suivie, on observe une augmentation de la concentration, ce qui peut être traduit par une nitrification supérieure à l'assimilation des plantes. Aussi dans cette

partie, on note que la concentration à la sortie est supérieure en la comparant à celle de l'entrée, ceci peut être interprété par une nitrification au sein du bac qui est supérieure à l'assimilation des plantes.

Par contre, dans la deuxième partie du suivi, on observe une diminution de cette concentration, probablement à cause d'une assimilation des nitrates par les plantes et/ou à cause d'une activité de dénitrification. Egalement, on distingue dans cette partie que la concentration à l'entrée est supérieure en la comparant avec celle de la sortie, cela peut être la signification d'une assimilation de  $\text{NO}_3^-$  supérieure à la nitrification et/ ou une dénitrification.

### 3.1.4. Le deuxième bac de culture rectangulaire

#### L'ammonium ( $\text{NH}_4^+$ )



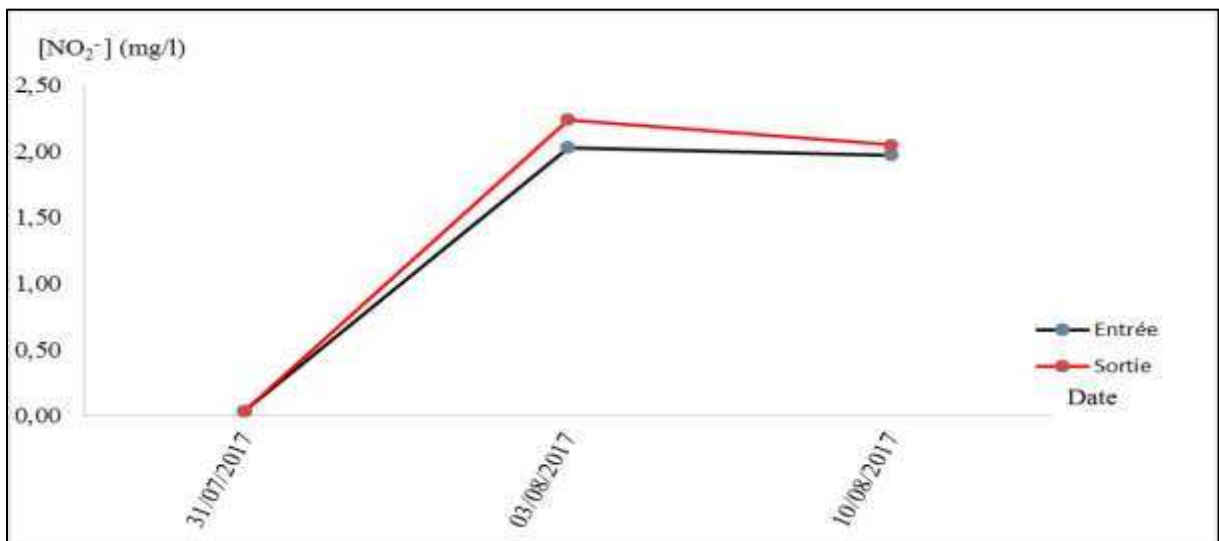
**Figure 20 :** Evolution de la concentration de l'ammonium dans le deuxième bac de culture rectangulaire.

La figure 20 montre que la concentration de l'ammonium à l'entrée et à la sortie du bac évolue de la même façon.

Du 31/07/2017 au 03/08/2017, on note une augmentation de la concentration, ce qui peut être causé par l'activité métabolique des poissons et/ou par une insuffisance d'activité bactérienne pour la transformation totale de l'ammonium, et/ou parce que les plantes n'arrivent pas à assimiler tout l'ammonium rejeté par les poissons.

Puis, du 03/08/2017 au 10/08/2017, on remarque une diminution de cette concentration, ce qui peut être expliqué par la présence d'une activité bactérienne qui transforme l'ammonium en nitrites et/ou à cause de l'assimilation des plantes de ce nutriment.

### Les nitrites ( $\text{NO}_2^-$ )



**Figure 21** : Evolution de la concentration des nitrites dans le deuxième bac de culture rectangulaire.

On remarque que la concentration des nitrites à l'entrée et à la sortie du bac évolue de la même manière (figure21).

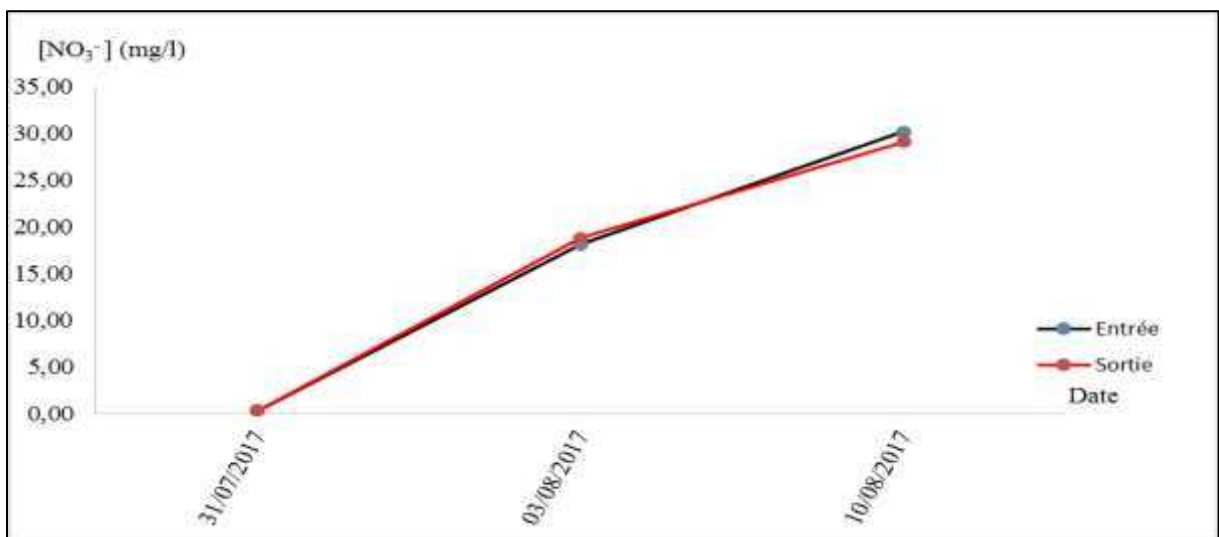
Une augmentation est remarquée durant les trois premiers jours, ce qui peut être en raison de la nitrification (transformation de  $\text{NH}_4^+$  en  $\text{NO}_2^-$ ).

Ensuite, on observe une diminution de la concentration à la sortie, probablement à cause de l'assimilation par les plantes et/ou la nitrification ( $\text{NO}_2^-$  en  $\text{NO}_3^-$ ). Par contre celle de l'entrée

présente une constance, ce qui peut se justifié par une nitrification constante et parallèle à la production d'ammonium par les poissons.

On distingue que la concentration à la sortie est élevée par rapport à l'entrée, signifiant que la nitrification est supérieure à l'assimilation ou bien il y a une dénitrification à l'intérieur de ce bac.

### Les nitrates ( $\text{NO}_3^-$ )



**Figure 22 :** Evolution de la concentration des nitrates dans le deuxième bac de culture rectangulaire.

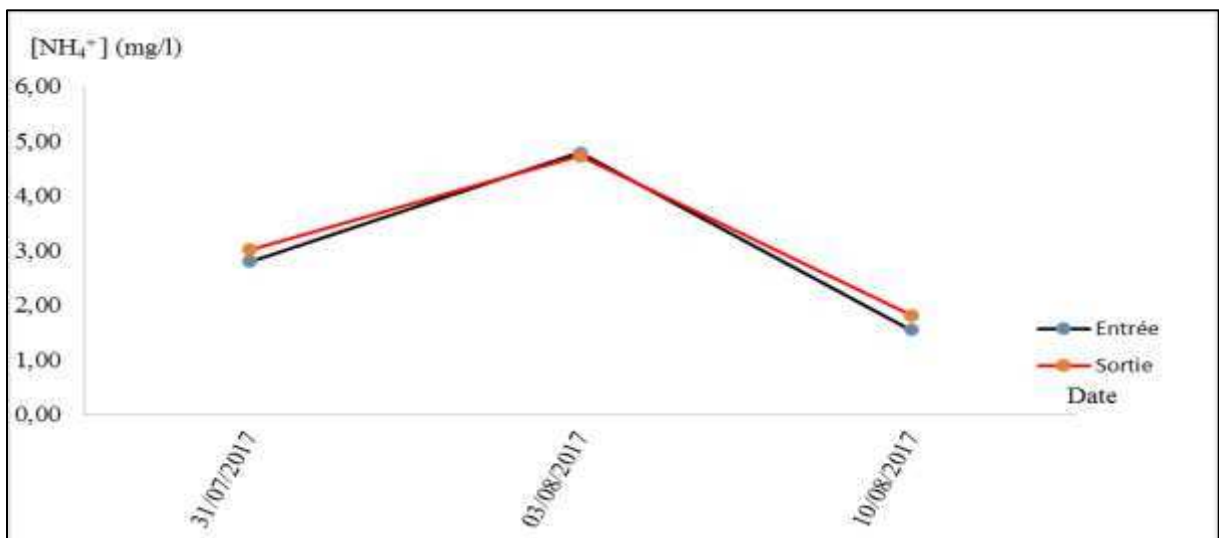
Comme pour les nitrites, la concentration des nitrates (figure22) à l'entrée et à la sortie du bac progresse d'une façon identique.

La concentration est en augmentation durant toute l'étude, éventuellement en raison de la nitrification.

Les concentrations de l'entrée et de la sortie sont superposées, ceci probablement peut s'expliquer par une nitrification dans le bac égale à l'assimilation et non pas à cause d'une absence d'assimilation puisqu'on a enregistré une croissance des plante au niveau du bac.

### 3.1.5. Le troisième bac de culture rectangulaire

#### L'ammonium ( $\text{NH}_4^+$ )



**Figure 23 :** Evolution de la concentration de l'ammonium dans le troisième bac de culture rectangulaire.

La figure 23 montre que l'évolution de la concentration de l'ammonium à l'entrée et à la sortie du bassin est similaire.

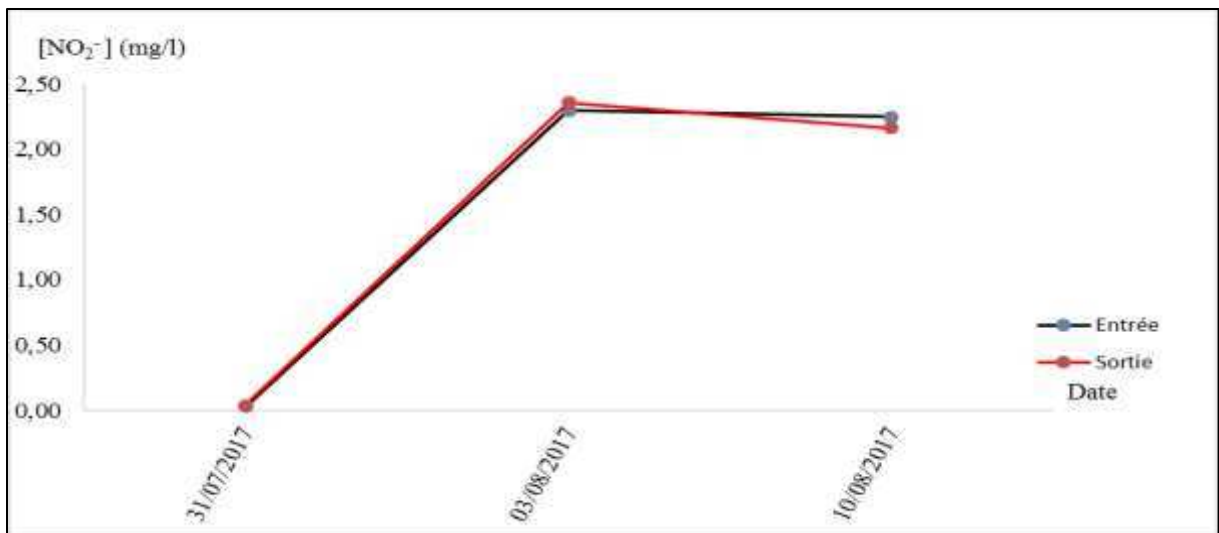
Du 31/07/2017 au 03/08/2017, on note une augmentation de la concentration de l'ammonium, ce qui peut être causé par l'activité métabolique des poissons et/ou par une insuffisance

d'activité bactérienne pour la transformation totale de l'ammonium, et/ou parce que les plantes n'arrivent pas à assimiler tout l'ammonium secrété par les poissons.

Ensuite, du 03/08/2017 au 10/08/2017, on note une diminution de cette concentration, ce qui peut être expliqué par la présence d'une activité bactérienne qui transforme l'ammonium en nitrites et/ou par l'assimilation des plantes de ce nutriment.

Dans ce bac comme dans le précédent, il n'existe pas de supériorité ni d'infériorité d'une concentration par rapport à l'autre, synonyme d'une activité bactérienne de dénitrification et non pas par absence d'assimilation puisqu'on a observé une croissance des plantes dans ce bac.

### Les nitrites ( $\text{NO}_2^-$ )



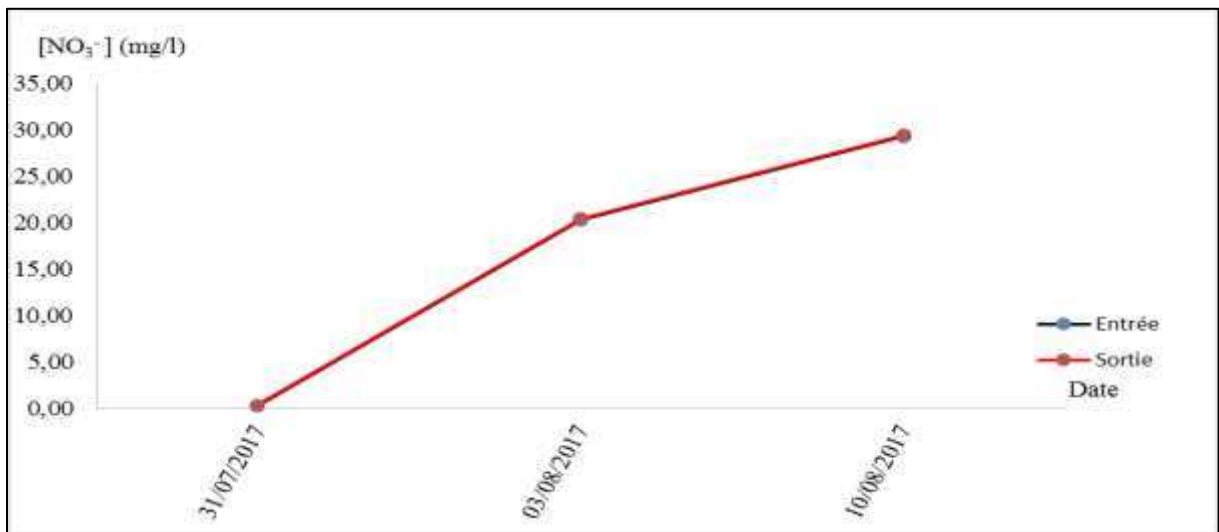
**Figure 24 :** Evolution de la concentration des nitrites dans le troisième bac de culture rectangulaire.

La figure 24 illustre que la concentration des nitrites à l'entrée et à la sortie du bac évolue de la même manière.

Une augmentation est remarquée durant les trois premiers jours, ce qui peut être en raison de la nitrification ( $\text{NH}_4^+$  en  $\text{NO}_2^-$ ).

Après, la concentration devient plus ou moins stable, ce qui peut se justifié par une nitrification égale à l'assimilation se produisant dans ce bac, pareille pour la raison pour laquelle les deux concentrations sont superposées l'une sur l'autre.

### Les nitrates ( $\text{NO}_3^-$ )



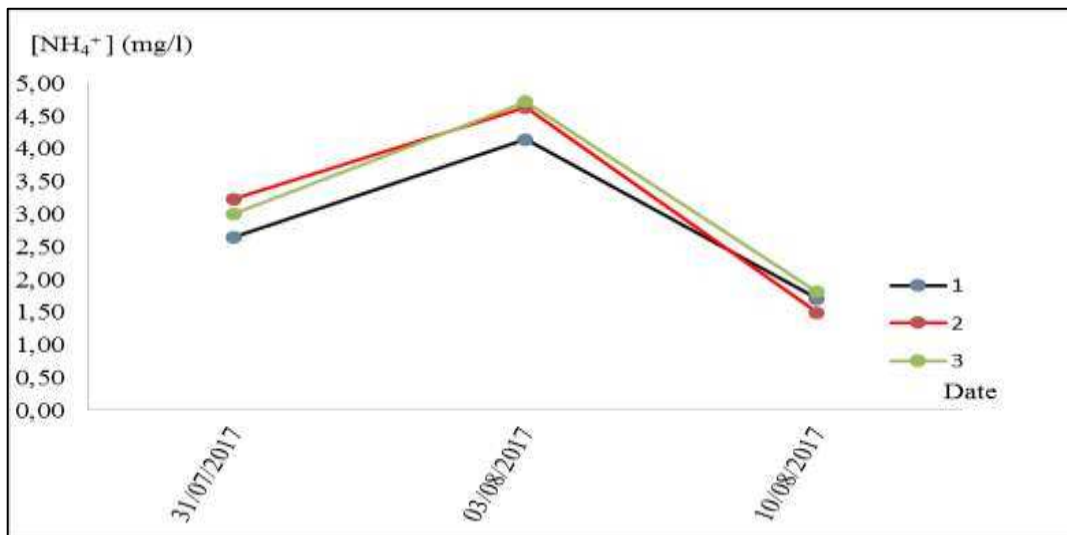
**Figure 25 :** Evolution de la concentration des nitrates dans le troisième bac de culture rectangulaire.

D'après le graphe de la figure 25, la concentration des nitrates à l'entrée et à la sortie du bac progresse d'une façon identique.

La concentration est en augmentation durant toute l'étude, probablement à cause de la nitrification.

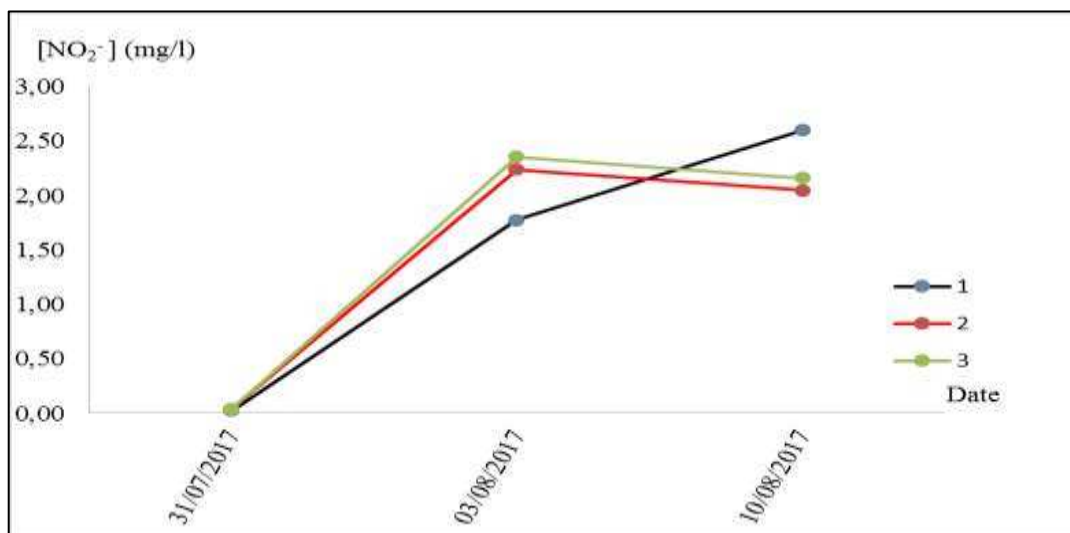
Les concentrations de l'entrée et de la sortie sont superposées, ceci probablement peut s'expliquer par une nitrification dans le bac égale à l'assimilation et non pas à cause d'une absence d'assimilation puisqu'on a enregistré une croissance des plante au niveau du bac.

Les graphes suivants représentent la comparaison de l'évolution des sels nutritifs entre les trois bacs de culture rectangulaire.



**Figure 26 :** Evolution de la concentration de l'ammonium à la sortie de tous bacs de culture rectangulaire.

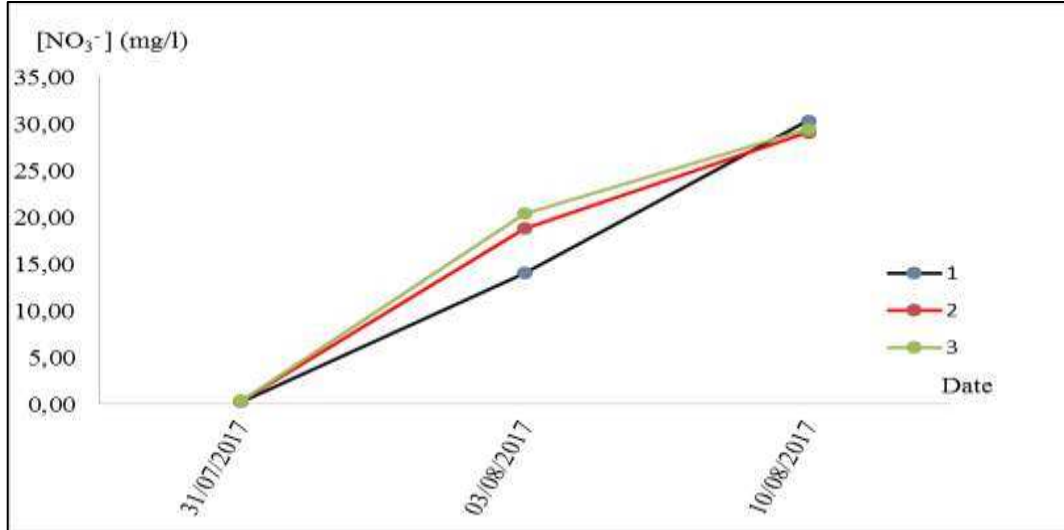
La figure 26 illustre que les concentrations de l'ammonium à la sortie des bacs de culture rectangulaires évoluent de la même manière.



**Figure 27 :** Evolution de la concentration des nitrites à la sortie des tous les bacs de culture rectangulaire.

Les concentrations des nitrites (figure 27) progressent simultanément à la sortie du deuxième et du troisième bac de culture rectangulaire et pas dans le premier.

La différence de l'évolution de ce sel nutritif à la sortie du premier bac de culture rectangulaire par rapport aux autres bacs est peut-être due à une dénitrification et/ou nitrification.

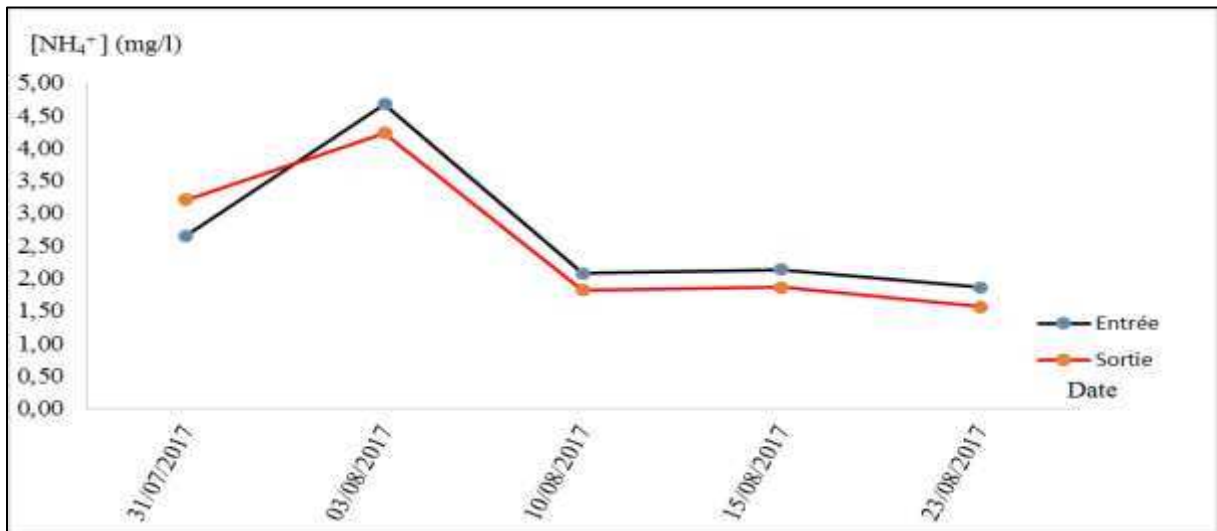


**Figure 28 :** Evolution de la concentration des nitrates à la sortie de tous les bacs de culture rectangulaire.

D'après le graphe, l'évolution des concentrations des nitrates (figure 28) à la sortie des bacs de culture rectangulaire est pareille.

### 3.1.6. Le premier bac de culture carré

#### L'ammonium ( $\text{NH}_4^+$ )



**Figure 29 :** Evolution de la concentration de l'ammonium dans le premier bac de culture carré.

La concentration de l'ammonium (figure 29) progresse simultanément à l'entrée comme à la sortie.

Du 31/07/2017 au 03/08/2017, on note une augmentation de la concentration, ce qui peut être causé par l'activité métabolique des poissons et/ou l'insuffisance de l'activité bactérienne pour la transformation totale de l'ammonium, et/ou parce que les plantes n'arrivent pas à assimiler tout le  $\text{NH}_4^+$ .

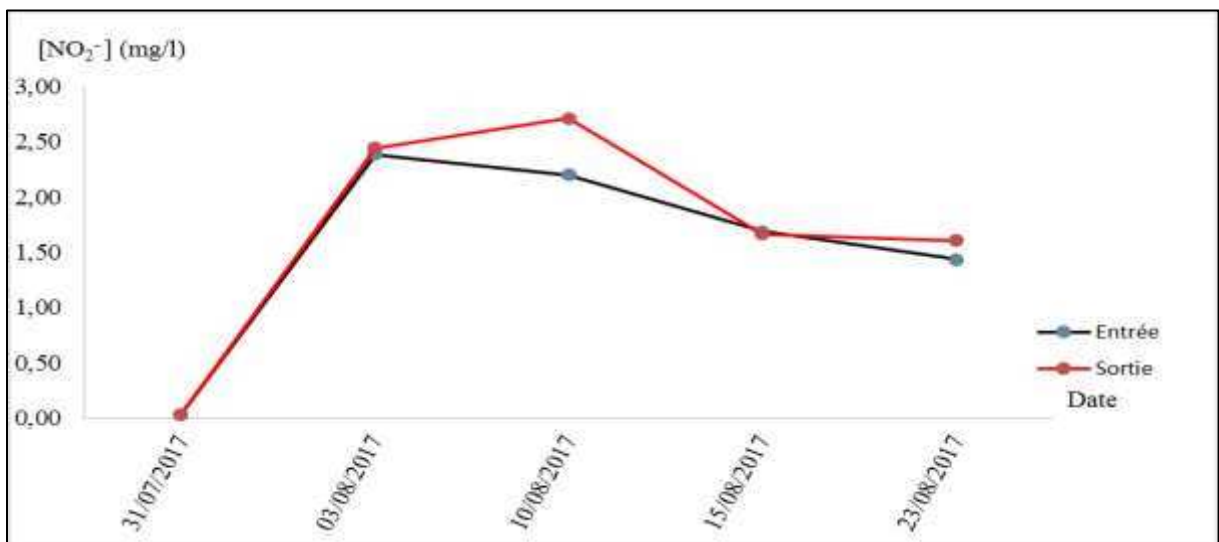
Puis, du 03/08/2017 au 10/08/2017, on remarque une diminution de cette concentration, ce qui peut être expliqué par la présence d'une activité bactérienne qui transforme l'ammonium en nitrites et/ou par l'assimilation des plantes de ce nutriment.

A partir du 10/08/2017, la concentration devient plus ou moins constante, probablement le résultat d'une activité bactérienne en parallèle avec les sécrétions en continu des poissons.

Lors du premier prélèvement, on a observé que la concentration à la sortie est supérieure que celle de l'entrée, cela peut être l'effet de présence d'une zone anoxique créant le phénomène de dénitrification au niveau du bac de culture.

Pour le reste des prélèvements, la concentration à la sortie est inférieure que celle de l'entrée, possiblement grâce à une nitrification et/ou une assimilation.

### Les nitrites ( $\text{NO}_2^-$ )



**Figure 30 :** Evolution de la concentration des nitrites dans le premier bac de culture carré.

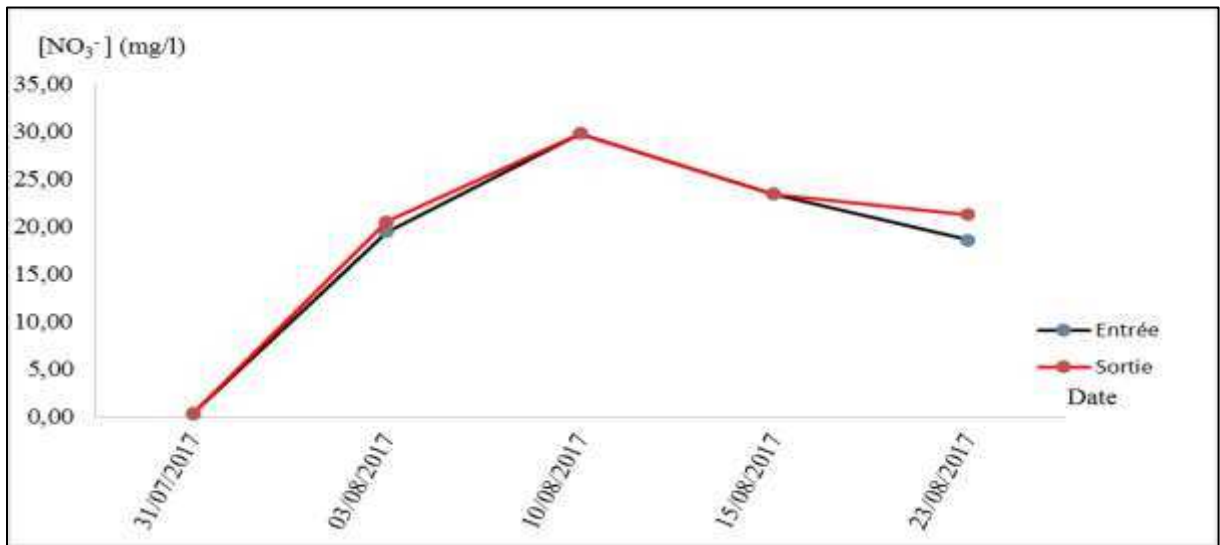
Selon le graphe (figure 30), l'évolution de la concentration des nitrites à l'entrée et à la sortie du bassin est similaire que les trois premiers jours du suivi, ensuite on constate des variations.

Durant les trois jours qui débutent le suivi, on remarque une augmentation de la concentration, ce qui peut être le résultat soit d'une nitrification.

Du 03/08/2017 au 10/08/2017, une différence d'évolution des concentrations est notée, celle de la sortie continue d'augmenter tandis que celle de l'entrée diminue.

Le premier cas peut être interprété comme étant la conséquence soit d'une nitrification. Par contre le deuxième cas, peut être le produit d'une nitrification et/ou assimilation, même explication pour l'évolution des concentrations au-delà du 10/08/2017.

### Les nitrates ( $\text{NO}_3^-$ )



**Figure 31** : Evolution de la concentration des nitrates dans le premier bac de culture carré.

D'après le graphe, l'évolution de la concentration des nitrates (figure 31) à l'entrée et à la sortie du bassin est pareille.

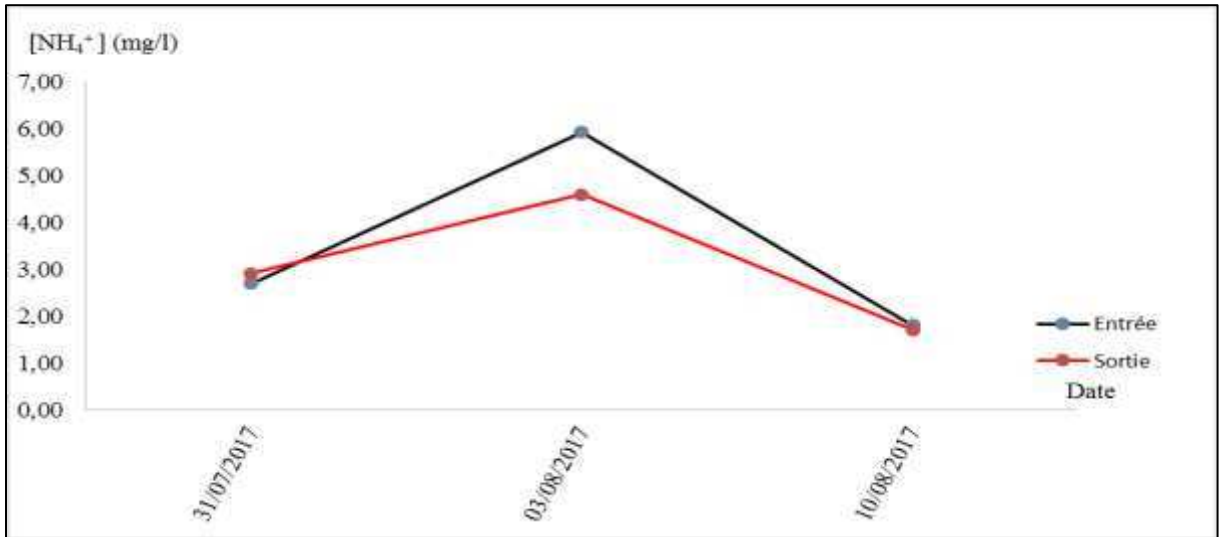
Dans la première partie du suivi, on observe une augmentation de la concentration, ce qui peut être traduit par une nitrification supérieure à l'assimilation des plantes.

Par contre, dans la deuxième partie, on observe une diminution de cette concentration, probablement à cause d'une assimilation des nitrates par les plantes. Egalement, on distingue dans cette partie que la concentration de la sortie est supérieure en la comparant avec celle de l'entrée, cela peut être l'effet d'une dénitrification.

Les concentrations de l'entrée et de la sortie sont superposées, ceci probablement peut s'expliquer par une nitrification dans le bac égale à l'assimilation.

### 3.1.7. Le deuxième bac de culture carré

#### L'ammonium ( $\text{NH}_4^+$ )



**Figure 32 :** Evolution de la concentration de l'ammonium dans le deuxième bac de culture carré.

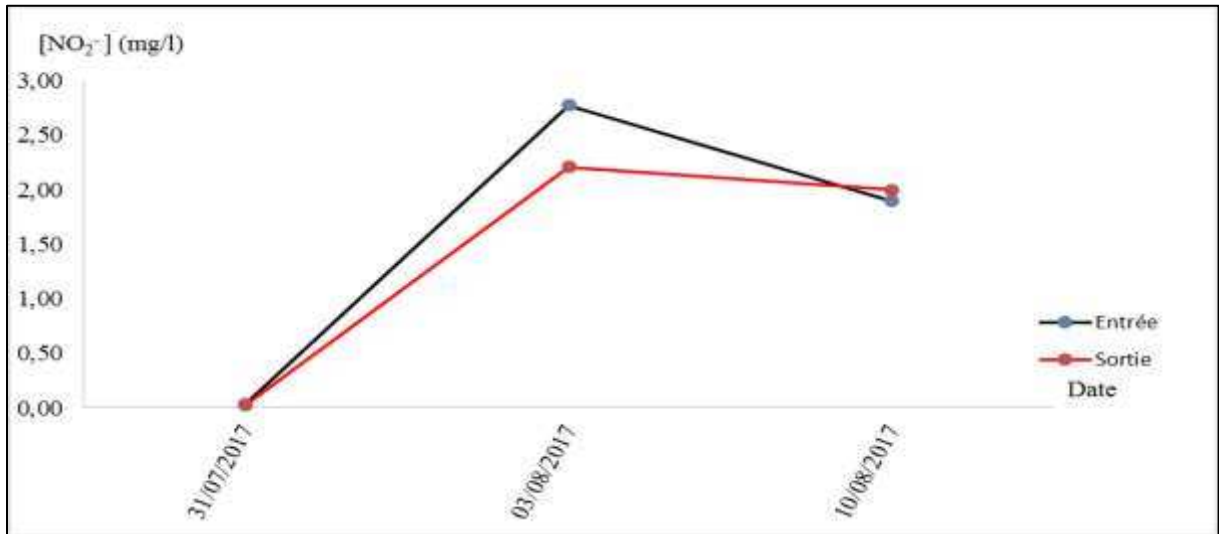
La figure 32 montre que la concentration de l'ammonium à l'entrée et à la sortie du bac évolue de la même façon.

Du 31/07/2017 au 03/08/2017, on note une augmentation de la concentration, ce qui peut être causé par l'activité métabolique des poissons et/ou par une insuffisance d'activité bactérienne pour la transformation totale de l'ammonium, et/ou parce que les plantes n'arrivent pas à assimiler tout l'ammonium rejeté par les poissons.

Puis, du 03/08/2017 au 10/08/2017, on remarque une diminution de cette concentration, ce qui peut être expliqué par la présence d'une activité bactérienne qui transforme l'ammonium en nitrites et/ou à cause de l'assimilation des plantes de ce nutriment.

Durant tout le suivi de ce bac, on remarque que la concentration de la sortie est inférieure par rapport à celle de l'entrée, éventuellement à cause d'une nitrification et/ou assimilation.

### Les nitrites ( $\text{NO}_2^-$ )



**Figure 33** : Evolution de la concentration des nitrites dans le deuxième bac de culture carré.

La concentration des nitrites à l'entrée et à la sortie du bac évolue de la même manière (figure 33).

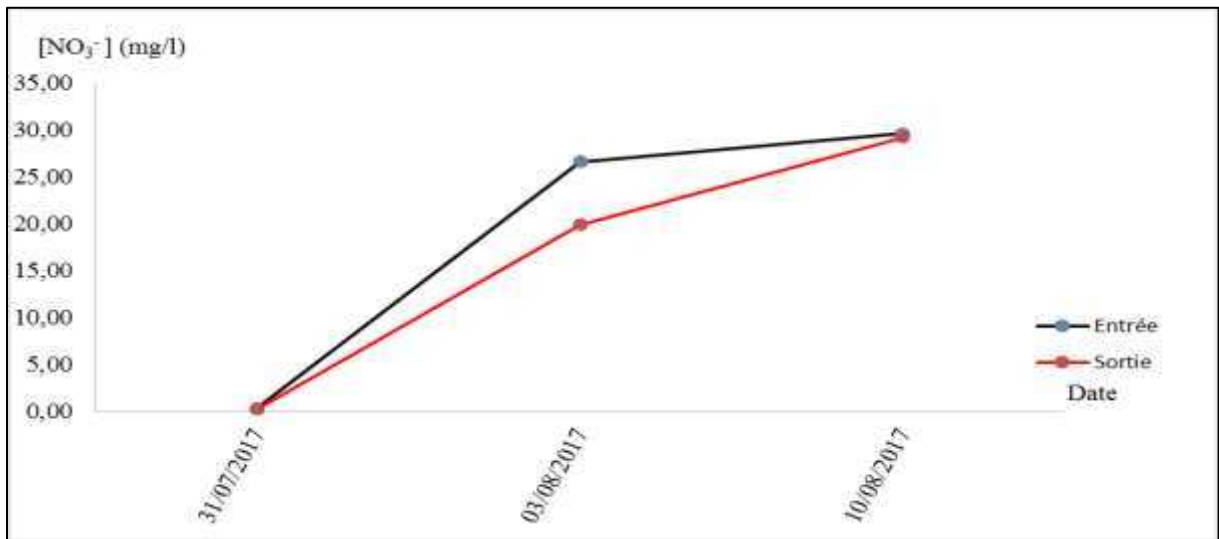
Une augmentation est remarquée durant les trois premiers jours, ce qui peut être en raison de la nitrification.

Ensuite, on observe une diminution de la concentration, probablement à cause de l'assimilation par les plantes et/ou nitrification.

Durant presque tout le suivi de ce bac, on remarque que la concentration à la sortie du bac est inférieure à celle de l'entrée, éventuellement à cause d'une nitrification et/ou assimilation.

Sauf le dernier jour où c'est l'inverse, ceci peut être le début d'une dénitrification et/ou une nitrification dans le bac supérieure à l'assimilation.

### Les nitrates ( $\text{NO}_3^-$ )



**Figure 34** : Evolution de la concentration des nitrates dans le deuxième bac de culture carré.

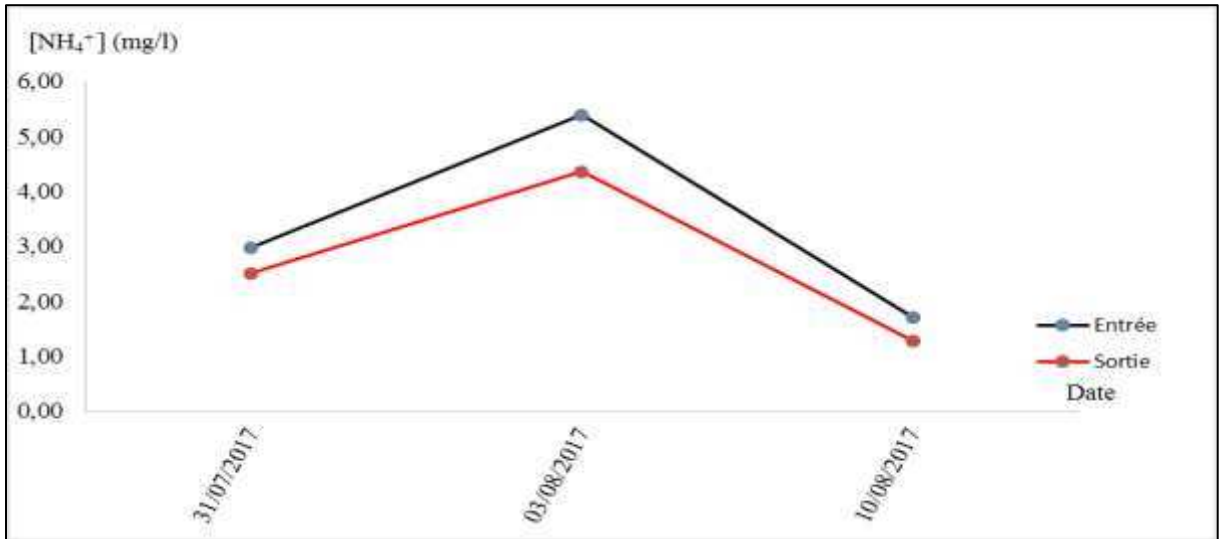
Comme pour les nitrites, la concentration des nitrates à l'entrée et à la sortie du bac progresse d'une façon identique (figure34).

La concentration est en augmentation durant toute l'étude, éventuellement en raison de la nitrification.

Celle de l'entrée est supérieure à celle de la sortie, probablement la conséquence d'une assimilation.

### 3.1.8. Le troisième bac de culture carré

#### L'ammonium ( $\text{NH}_4^+$ )



**Figure 35 :** Evolution de la concentration de l'ammonium dans le troisième bac de culture carré.

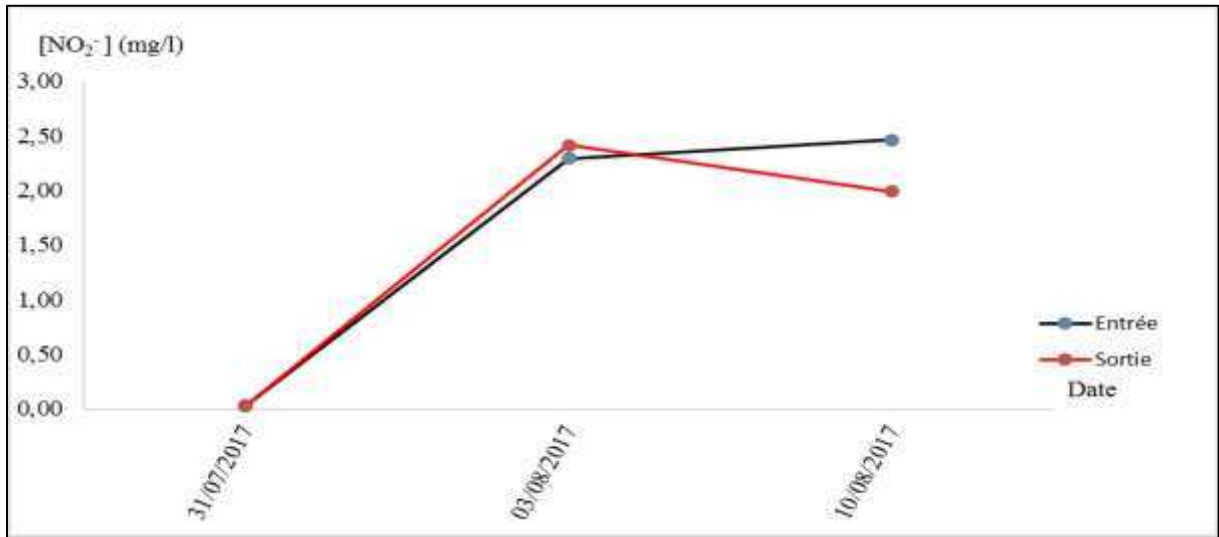
A partir de la figure 35, on remarque que l'évolution de la concentration de l'ammonium à l'entrée et à la sortie du bassin est similaire.

Du 31/07/2017 au 03/08/2017, on note une augmentation de la concentration de l'ammonium, ce qui peut être causé par l'activité métabolique des poissons et/ou par une insuffisance d'activité bactérienne pour la transformation totale de l'ammonium, et/ou parce que les plantes n'arrivent pas à assimiler tout l'ammonium secrété par les poissons.

Ensuite, du 03 au 10/08/2017, on note une diminution de cette concentration, ce qui peut être expliqué par la présence d'une activité bactérienne qui transforme l'ammonium en nitrites et/ou par l'assimilation des plantes de ce nutriment.

La concentration de l'entrée est au-dessus de celle de la sortie, possiblement par l'effet d'une nitrification et/ou assimilation.

### Les nitrites ( $\text{NO}_2^-$ )



**Figure 36 :** Evolution de la concentration des nitrites dans le troisième bac de culture carré.

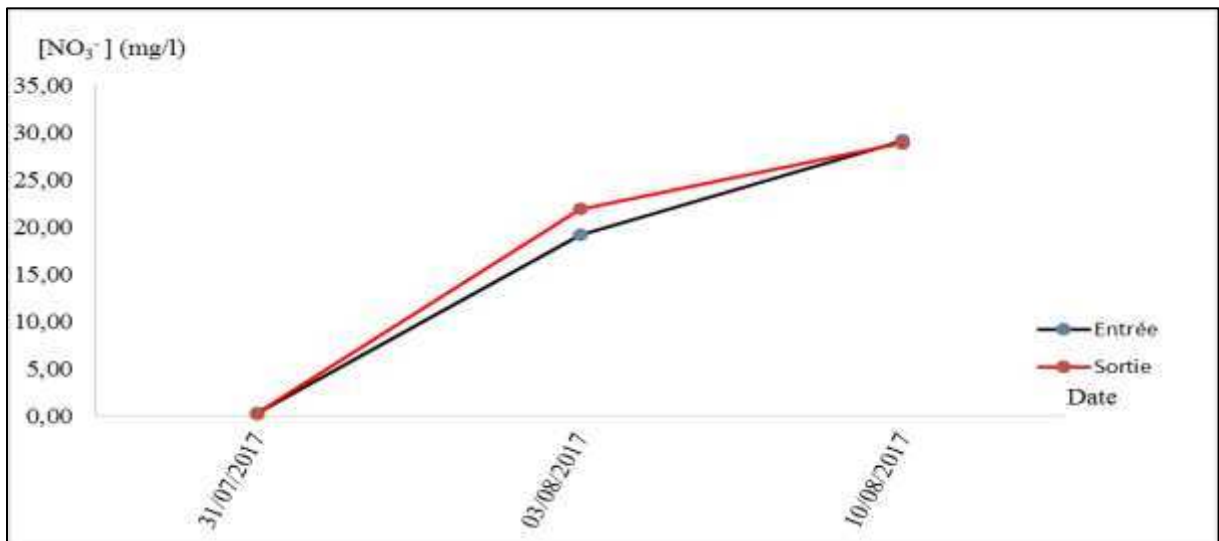
La concentration des nitrites à l'entrée et à la sortie du bac évolue de la même manière les trois premiers jours, ensuite un changement survient (figure 36).

L'augmentation remarquée durant les trois premiers jours peut être en raison de la nitrification.

Ensuite, on observe une diminution de la concentration de la sortie, probablement à cause de l'assimilation par les plantes et/ou nitrification et/ou dénitrification et une augmentation au niveau de l'entrée ce qui peut être synonyme de nitrification.

Durant la première partie du suivi de ce bac, on remarque une légère infériorité de la concentration de l'entrée par rapport à celle de la sortie, éventuellement à cause d'une nitrification. La deuxième partie c'est l'inverse, ceci peut être à cause d'une assimilation et/ou nitrification.

### Les nitrates ( $\text{NO}_3^-$ )



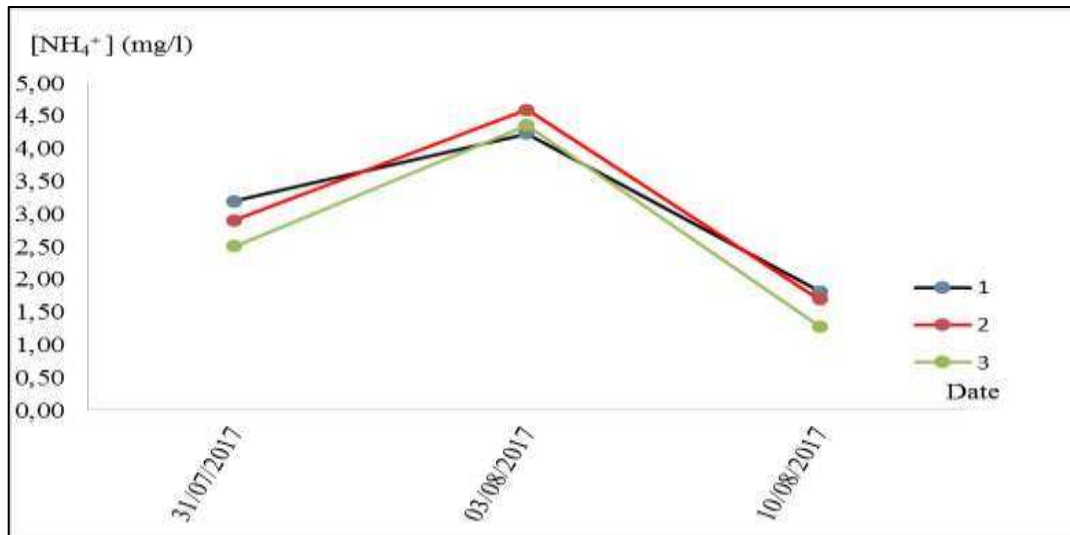
**Figure 37** : Evolution de la concentration des nitrates dans le troisième bac de culture carré.

La concentration des nitrates à l'entrée et à la sortie du bac progresse d'une façon identique (figure 37).

La concentration est en augmentation durant toute l'étude, éventuellement en raison de la nitrification.

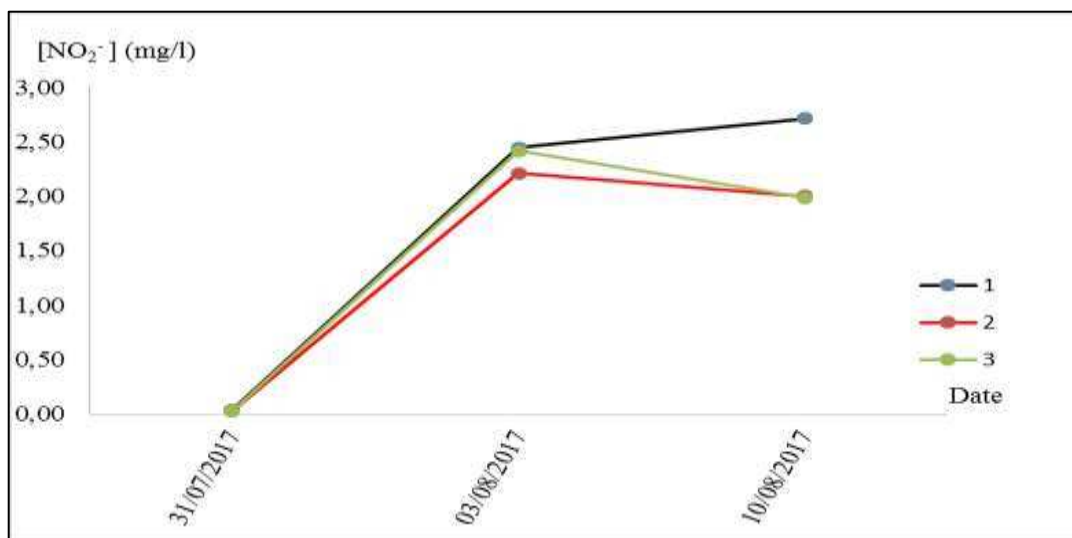
Celle de l'entrée est inférieure à celle de la sortie, cela est probablement dû à la dénitrification.

Les graphes suivants représentent la comparaison de l'évolution des sels nutritifs entre les trois bacs de culture carré.



**Figure 38** : Evolution de la concentration de l'ammonium à la sortie de tous les bacs de culture carré.

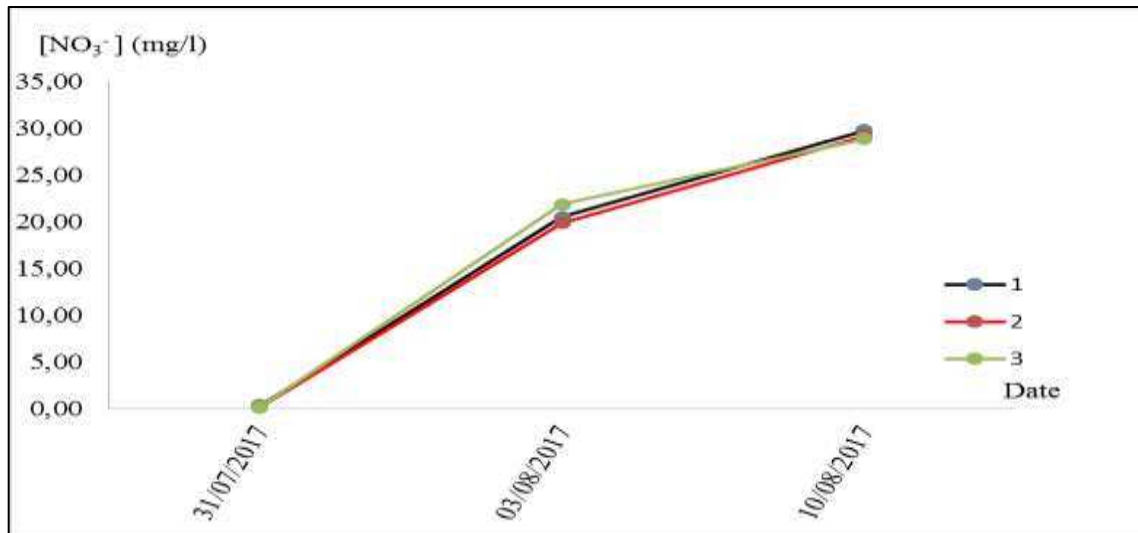
La figure 38 illustre que les concentrations de l'ammonium à la sortie des bacs de culture carrés évoluent de la même manière.



**Figure 39** : Evolution de la concentration des nitrites à la sortie de tous les bacs de culture carré.

Les concentrations des nitrites (figure 39) progressent simultanément à la sortie du deuxième et du troisième bac de culture carré et pas dans le premier.

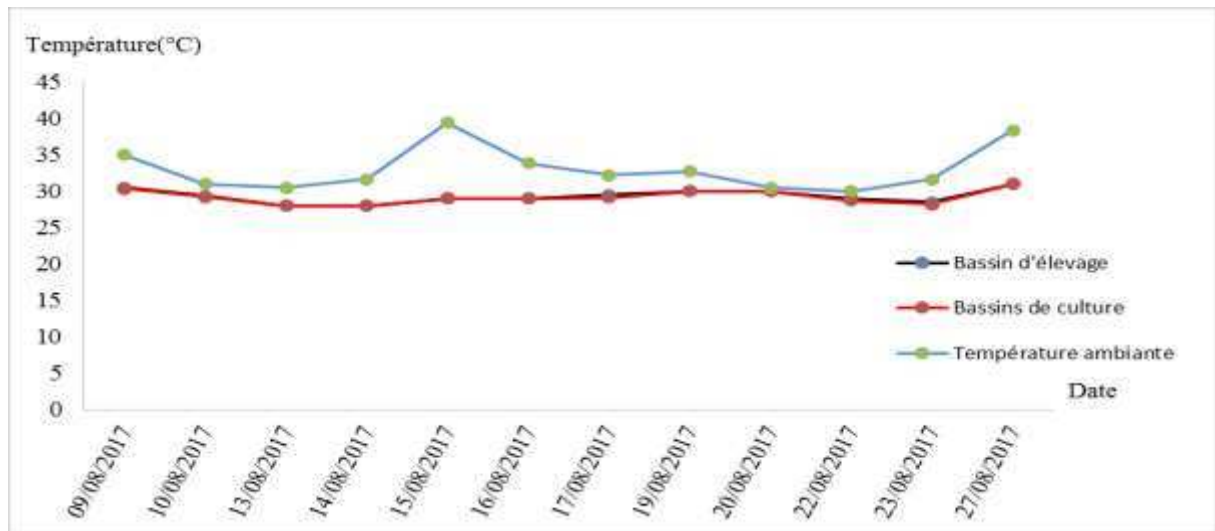
La différence de l'évolution de ce sel nutritif à la sortie du premier bac de culture carré par rapport aux autres bacs est peut-être due à une dénitrification et/ou nitrification.



**Figure 40** : Evolution de la concentration des nitrates à la sortie de tous les bacs de culture carré.

D'après le graphe, l'évolution des concentrations des nitrates (figure 40) à la sortie des bacs de culture carrés est pareille.

### 3.2.La température



**Figure 41** : Evolution de la température de l'eau dans le bassin d'élevage, les bacs de culture et celle de l'extérieur de la ferme (m.accuweather.com).

La figure 41 montre une évolution identique de la température de l'eau de bassin d'élevage comme dans les bacs de culture et son évolution suit celle de la température ambiante.

Dans notre étude, puisqu'on n'a pas effectué de chauffage ni de refroidissement de l'eau du système, le seul facteur influençant la température est la température de l'air à l'intérieur de la ferme expérimentale, mais manque de moyens on n'a pas pu la mesurer.

Nous avons remarqué une variation entre [28-31] °C de la température au sein du bassin d'élevage avec une moyenne de  $29,32 \pm 0,53$ °C.

On note que nos valeurs sont supérieures à celle eu par Al-Hafedh *et al.*, (2008) qui est de 28°C, aussi c'est le même cas avec celles eus par Connolly, Trebic, (2010), qui se situent entre [22,2-23,3]°C, ces derniers ont aussi rapporté que le tilapia supporte un intervalle de température allant de 17 à 32°C.

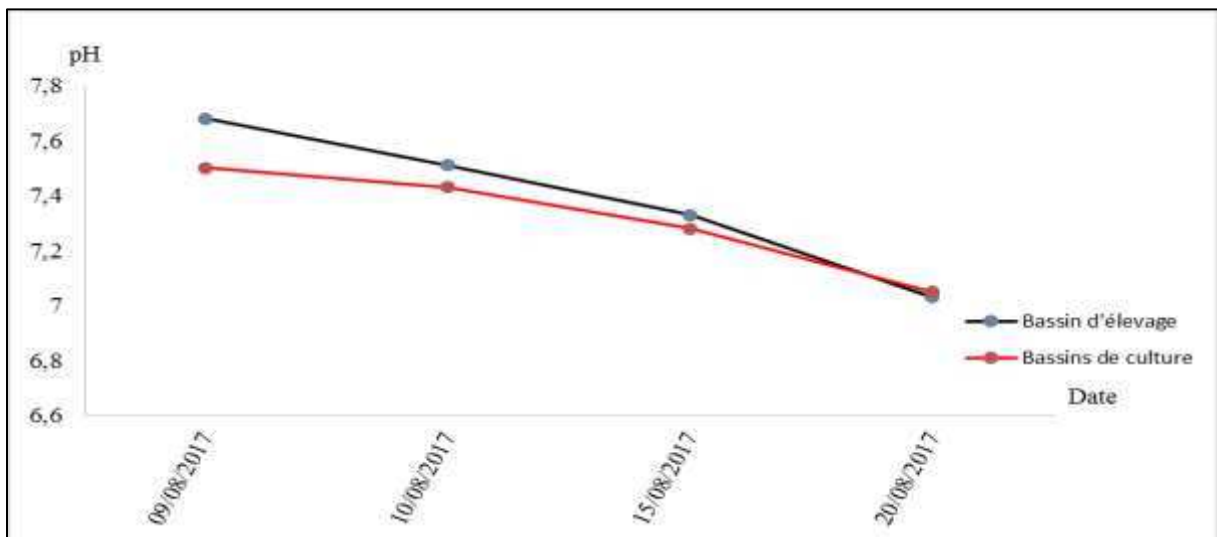
Nos valeurs sont supérieures à celles de Skar *et al.*, (2015), (25°C), mais sont restées dans l'optimum de croissance du tilapia qu'il a décrit entre [28-30] °C

Nous avons remarqué une variation entre [28-31] °C de la température au niveau des bacs de culture avec une moyenne de  $29,21 \pm 0,54$ °C.

On a noté que nos valeurs ont dépassées celles de l'intervalle relevé par Al-Hafedh *et al.*, (2008) qui sont entre [25-29,9] °C, même chose par rapport à ceux conseillé par Connolly, Trebic, (2010), (24°C).

En comparant nos résultats avec ceux de Skar *et al.*, (2015), on a largement dépassé la valeur qu'il a atteint et l'optimum qu'il a décrit qui sont de (25 ; 24) °C respectivement.

### 3.3.Le pH



**Figure 42 :** Evolution du pH dans le bassin d'élevage et les bassins de culture.

La figure 42 montre que l'évolution du pH au niveau du bassin d'élevage et des bacs de culture est similaire.

On note une diminution du pH tout au long de la période de l'étude à cause de la nitrification qui acidifie l'eau étant donné qu'aucune addition de produits influençant le pH n'a été effectuée.

Le pH dans les bacs de culture est plus bas que celui du bassin d'élevage car l'eau après sa sortie de ce dernier passe à travers plusieurs filtres, à l'intérieur desquels l'eau subit une nitrification donc une acidification.

Nous avons remarqué un changement entre [7,03-7,68] dans le bassin d'élevage avec une moyenne de  $7,39 \pm 0,29$ .

On note que nos valeurs dans le bassin d'élevage sont un peu inférieures par rapport à celles de Al-Hafedh *et al.*, (2008) obtenues dans ces trois expériences ([7,7-7,9], [8-8,3], [7,9-8,2]) respectivement.

Contrairement, si on les compare à celui de Connolly, Trebic, (2010), qui est entre [6,5-7], mais ils ont mentionné que *Oreochromis sp* peut tolérer un pH entre [5-10].

Par contre, nos résultats sont supérieurs par rapport à ceux de Skar *et al.*, (2015), qui est de 6,8.

Nous avons remarqué un changement entre [7,05-7,5] dans les bacs de cultures avec une moyenne de  $7,32 \pm 0,2$ .

On note que nos valeurs dans les bacs de culture sont un peu inférieures par rapport à celles de Al-Hafedh *et al.*, (2008) qui sont entre [7,7-8,3].

Par contre, elles sont supérieures par rapport à celui de Connolly, Trebic, (2010), qui décrivent un pH de 7.

Mais, elles sont un peu supérieures à celle de Skar *et al.*, (2015), qui est de 6,8.

### **3.4.L'oxygène dissous**

Par manque de moyens, on n'a pas pu mesurer la concentration de l'oxygène dissous dans l'eau au niveau du bassin d'élevage et des bassins de culture qu'une seule fois durant toute l'expérience et cela le jour où la température a atteint la valeur maximale mesurée. On a obtenu une concentration de 4,67mg/l dans le bassin d'élevage et 3,63 mg/l dans les bacs de culture.

Comme on a assuré une oxygénation régulière et en permanence de l'eau, et puisque la valeur de la température mesurée était la plus élevée pendant tout le suivi, donc on peut considérer que les concentrations de l'OD enregistrées sont les plus basses qu'on peut avoir durant toute la période de l'étude.

Si on compare notre résultat avec ceux de Al-Hafedh *et al.*, (2008), on a une concentration minimale supérieure par rapport à sa première expérience et inférieure par rapport au deux autres expériences, selon cet auteur la concentration ne doit pas être en dessous de 5mg/l, malgré que notre concentration est inférieure, ça n'a pas affecté négativement la croissance de notre poisson vu les très bon résultats concernant les indices de croissance qu'on a eu.

Suivant Connolly, Trebic, (2010), qui ont eu une concentration entre [6-7] mg/l, notre valeur minimale est inférieure, mais ils ont aussi rapporté que le tilapia préfère un intervalle entre 3 et 10mg/l et peut supporter une valeur minimale allant jusqu'à 0,5mg/l.

Les tableaux suivants résument et comparent les valeurs des différents paramètres physico-chimiques de notre expérience du bassin d'élevage de poissons et des bacs de culture avec ceux de la bibliographie.

**Tableau 4 :** Les valeurs des paramètres physico-chimiques de la présente étude du bassin d'élevage de poissons et ceux de la bibliographie.

Paramètres						Bibliographie
NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> (mg/l)	NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> (mg/l)	NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> (mg/l)	Température (°C)	pH	OD (mg/l)	
/	0,4-0,5	20,8-32,4	28	7,7-7,9	4-4,4	(Al-Hafedh <i>et al.</i> , 2008)
/	0,4-0,6	5-26,7	28	8-8,3	5,6-6,7	
/	0,4-0,8	5-26,7	28	7,9-8,2	5,2-6,3	
<1	/	<150	22,2-23,3	6,5-7	6-7	(Connolly, Trebic, 2010)
/	0,18	100,5	25	6,9	/	(Skar <i>et al.</i> , 2015)
1,39-3,82	0,03-2,36	0,31-30,69	28-31	7,03-7,68	4,6	<b>Présente étude</b>

**Tableau 5 :** Les valeurs des paramètres physico-chimiques de la présente étude des bacs de culture et ceux de la bibliographie.

Paramètres
------------

Température (°C)	pH	OD (mg/l)	Bibliographie
25-29,6	7,7-8,3	/	(Al-Hafedh <i>et al.</i> , 2008)
24	7	/	(Connolly, Trebic, 2010)
25	6,9	/	(Skar <i>et al.</i> , 2015)
28-31	7,05-7,5	3,63	<b>Présente étude</b>

#### 4. Les inconvénients et les problèmes du système avec les solutions proposées

Le tableau suivant illustre et résume les différents problèmes rencontrés lors du suivi du système avec les solutions effectuées et celles envisagées.

**Tableau 6 :** Problèmes et inconvénients du système et les solutions proposées.

Problèmes et inconvénients	solutions
Mal positionnement du trop-plein qui n'évacue que la couche d'eau superficielle du bassin d'élevage, par conséquent il n'élimine pas tous les déchets mécaniques ce qui nous a obligé à faire des siphonages réguliers du fond du bassin.	Déplacer l'évacuation du trop-plein vers le fond du bassin pour permettre l'évacuation totale des déchets et de la couche d'eau profonde du bassin.
Création de zones anoxiques au niveau des bacs de culture.	Augmenter le taux de rechange d'eau ou créer une agitation en permanence de l'eau à l'aide de diffuseurs d'air.
Mal positionnement du bac de récupération ce qui a causé l'élévation de la température de l'eau.	Déplacer le bac de récupération à l'abri des coups de soleil.
Prolifération algale dans le bac de récupération.	Peindre le bac avec une peinture noire ou le couvrir avec une bâche imperméable aux rayons lumineux.
Manque de l'intensité lumineuse fournie par l'éclairage artificiel.	Augmenter le nombre de néons ou les rapprocher des plantes.
L'incapacité du biofiltre à convertir tout l'ammonium et les nitrites en nitrates.	Ajout du bullage et des supports bactériens à l'intérieur du biofiltre.
L'incapacité du filtre mécanique à retenir les déchets mécaniques issus du bassin d'élevage.	Diminuer le nombre de poissons dans le bassin d'élevage ou fabriquer un filtre mécanique encore plus grand que le précédent.

Colmatage de la tuyauterie entre le bassin d'élevage et le filtre a tourbillon par les déchets mécaniques des poissons.	Purge régulière de 2 fois par semaine pour éliminer toute particule qui s'est fixée sur les parois internes du tuyau.
---	---

## 5. Les limites

Durant notre travail nous avons rencontré quelques difficultés qui nous ont bloquées et limitées, parmi lesquelles nous citons :

- Le retard lors du commencement du PFE à cause de non disponibilité du matériel nécessaire à la construction du système.
- Le manque de moyens et matériels pour mesurer plusieurs paramètres tel que : la conductivité ; le % de saturation en oxygène ; la température ambiante dans la ferme ; la turbidité et l'humidité.
- Le manque de balance pour mesurer la quantité d'aliment avant chaque distribution.
- L'obtention des résultats des concentrations des sels nutritifs qu'à la fin du suivi.
- La nature de la toiture de la ferme qui retient la chaleur même pendant la nuit.
- Manque d'aération au niveau de la ferme.



# **CONCLUSION**

## **CONCLUSION**

La recherche derrière chaque phase de l'étude du système sans une expérience préalable est énorme vu que c'est le premier travail en son genre réalisé au niveau de notre école. On a passé plusieurs mois pour trouver les informations nécessaires à la compréhension du fonctionnement de chaque partie du système. Durant cette expérience, nous avons utilisé deux formes différentes de bacs de culture afin de savoir si la forme des bacs de culture a une influence sur la croissance des plantes.

La gestion et le suivi du système étaient simples et pas complexes, après sa mise en place, quelques parties ont été changées et d'autres nécessitent encore du changement pour mieux l'optimiser.

### **L'expérience sur les poissons**

Le tilapia rouge a eu une bonne croissance dans notre système, avec un IC de 1,27, un ICS 4,26%/jour, un PN de 122g/m<sup>3</sup>/jour et un taux de survie de 99,7%. Notre production annuelle d'*Oreochromis sp* est estimée à 80kg.

Et bien que les valeurs des résultats qu'on a obtenus des paramètres physico-chimiques dans le bassin de culture aient parfois dépassées les différents seuils de tolérance décrits par les différents auteurs, cela n'a pas empêché nos poissons d'avoir de très bons résultats de croissance, ce qui signifie que ces seuils décrits doivent être ajustés par rapport aux valeurs qu'on a trouvé.

### **L'expérience sur les plantes**

Nos résultats concernant la laitue sont fructueux malgré l'absence de production, car ils nous ont permis de conclure sur l'influence de la forme des bacs sur la croissance des plantes, d'après le test (*t*) de Student que nous avons effectué, les plantes présentent une meilleure croissance dans les bacs carrés que celle dans les bacs rectangulaires. Ce qui signifie que la forme du bac influence vraiment sur la croissance des plantes, mais on ne peut pas tenir compte de ce résultat parce que les plantes n'ont pas présenté une croissance normale et elles ont subis plusieurs stress hydrique durant leur suivi.

On a pu aussi déterminer le seuil supérieur de tolérance à la température de l'eau qui est de 30°C, la réduction de la période de production d'une semaine si on applique la solution que nous avons proposé qui est l'installation de pépinière aquaponique. La correction de la

croissance de verticale à horizontale si on augmente l'intensité lumineuse. La production de *Lactuca sativa* peut être déterminée après avoir effectué ces modifications.

Notre projet était un véritable processus d'apprentissage et nous a montré que la réalisation et le suivi d'un système aquaponique sont faciles et maîtrisables avec de simples moyens et matériels, il a démontré les différentes erreurs à éviter lors de la réalisation d'un système aquaponique en raft aussi lors de son suivi.

Notre système a prouvé qu'il est fiable comme système de boucle fermée, productif en protéines animales et robuste. Il est idéal pour les régions ayant des ressources limitées en eau. De futures recherches vont déterminer son potentiel total de production et sa rentabilité.

# **BIBLIOGRAPHIE**

## REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

AL-HAFEDH, Yousef S. *et al* (2008). Food production and water conservation in a recirculating aquaponic system in Saudi Arabia at different ratios of fish feed to plants. In : *journal of the world aquaculture society*. Vol. 39, n° 4, pp. 510- 520.

ANDERSON, Tyler (2016). *Biological responses to hydroponic and aquaponic conditions* [en ligne]. [Consulté le 12 juin 2017]. Disponible à l'adresse : <<http://ecommons.cornell.edu/handle/1813/44580>>.

ANON. Aquaponie, un système vertueux - FUTURE - ARTE. In : *YouTube* [en ligne]. [Consulté le 15 mai 2017]. Disponible à l'adresse : <<https://www.youtube.com/watch?v=acpJL7lxhQQ>>.

BITTSANSZKY, Andras. *et al* (2016). Nutrient supply of plants in aquaponic systems. In : *Ecocycles*. Vol. 2, n° 2, pp. 17- 20.

CONNOLLY, Keith, TREBIC, Tatjana (2010). Optimization of a backyard aquaponic food production system. *Faculty of agricultural and environmental sciences, Macdonald campus, McGill University, BREE*. Vol. 495, n° 3, pp. 305-379.

CUNNINGHAM, Beau (2015). A study of aquaponic systems. In : [en ligne]. [Consulté le 14 mai 2017]. Disponible à l'adresse : <<http://arizona.openrepository.com/arizona/handle/10150/552651>>.

DEDIU, L., CRISTEA, V., XIAOSHUAN, Z (2012). Waste production and valorization in an integrated aquaponic system with bester and lettuce. In : *African journal of biotechnology*. Vol. 11, n° 9, pp. 2349- 2358.

ENDUT, Azizah. *et al* (2016). Aquaponics recirculation system: A sustainable food source for the future water conserves and resources. In : *Malaysian journal of applied sciences*. Vol. 1, n° 1, pp. 1- 12.

FILEP, Radu Mihai. *et al* (2016). Pilot aquaponic growing system of carp (*Cyprinus carpio*) and basil (*Ocimum basilicum*). In : *Agriculture and agricultural science procedia*. N° 10, pp. 255- 260.

FORCHINO, A. A. *et al* (2017). Aquaponics and sustainability: the comparison of two different aquaponic techniques using the life cycle assessment (LCA). In : *Aquacultural engineering*. Vol. 77, n° 2, pp. 80- 88.

FRONTE, Baldassare, GALLIANO, Greta, BIBBIANI, Carlo (2016). From freshwater to marine aquaponic: new opportunities for marine fish species production. In : *Proceedings of the 4th conference with international participation conference VIVUS on agriculture, environmentalism, horticulture and floristics, food production and processing and nutrition, Naklo, Slovenia*. Vol. 1, n° 1, pp. 20-21.

GODDEK, Simon. *et al* (2015). Challenges of sustainable and commercial aquaponics. In : *Sustainability*. Vol. 7, n° 4, pp. 4199- 4224.

GRABER, Andreas, JUNGE, Ranka (2009). Aquaponic systems: nutrient recycling from fish wastewater by vegetable production. In : *Desalination*. Vol. 246, n° 1, pp. 147- 156.

GUNNING, Daryl, MAGUIRE, Julie, BURNELL, Gavin (2016). The development of sustainable saltwater-based food production systems: a review of established and novel concepts. In : *Water*. Vol. 8, n° 12, pp. 598.

JIJAKLI, Haissam (2014). Le soir s'engage : Comment se nourrira-t-on en 2050 ? « Grace à l'aquaponie, des protéines animales et des légumes sont produits au même endroit ». In : *Le Soir* [en ligne]. [Consulté le 15 mai 2017]. Disponible à l'adresse : <<http://orbi.ulg.ac.be/handle/2268/173059>>.

JUNGE, Ranka. *et al* (2017). Strategic points in aquaponics. In : *Water*. Vol. 9, n° 3, pp. 182.

KÖNIG, Bettina. *et al* (2016). On the sustainability of aquaponics. In : *Ecocycles*. Vol. 2, n° 1, pp. 26- 32.

KOPSA, Pii (2015). Aquaponics : practical thesis in Australia. In : [en ligne]. [Consulté le 14 mai 2017]. Disponible à l'adresse : <<http://www.theseus.fi/handle/10024/103843>>.

LICAMELE, Jason David (2009). Biomass production and nutrient dynamics in an aquaponics system. In : [en ligne]. [Consulté le 14 mai 2017]. Disponible à l'adresse : <<http://arizona.openrepository.com/arizona/handle/10150/193835>>.

LOVE, David C. *et al* (2014). An international survey of aquaponics practitioners. In : *PLoS ONE*. Vol. 9, n° 7, pp. 102-112.

MARKLIN, Richard William (2013). Aquaponics : a sustainable food production system that provides research projects for undergraduate engineering students. In : *WEEF 2013 Cartagena* [en ligne]. [Consulté le 14 mai 2017]. Disponible à l'adresse : <<https://www.acofipapers.org/index.php/acofipapers/2013/paper/view/188>>.

MCEACHERN, Travis (2016). *Determining the most efficient type of growth light for an aquaponics system using yellow lantern chilies (Capsicum chinense)* [en ligne]. [Consulté le 12 juin 2017]. Disponible à l'adresse : <[http://scholarworks.bellarmino.edu/ugrad\\_theses/9](http://scholarworks.bellarmino.edu/ugrad_theses/9)>.

MCGUIRE, Thomas Malachi, POPKEN, Geoffrey Addison (2015). Comparative Analysis of Aquaponic Grow Beds. In : [en ligne]. [Consulté le 15 mai 2017]. Disponible à l'adresse : <<http://digitalcommons.unl.edu/envstudtheses/143>>.

MOLLEDA, Mercedes Isla, THORARENSEN, Helgi, JOHANNSSON, Ragnar (2007). Water quality in recirculating aquaculture systems for arctic charr (*Salvelinus alpinus* L.) Culture. *UNU-fisheries training programme. Final project*. Vol. 5, n° 2, pp. 102-112.

NURAIN, Abu Hasan (2014). Aquaponics system for treat a catfish wastewater. In : [en ligne]. [Consulté le 12 juin 2017]. Disponible à l'adresse : <<http://iportal.ump.edu.my/lib/item?id=chamo:84910&theme=UMP2>>.

PALM, Harry W., BISSA, Karl, KNAUS, Ulrich (2014). Significant factors affecting the economic sustainability of closed aquaponic systems. Part II: fish and plant growth. In : *Aquaculture, aquarium, conservation & legislation*. Vol. 7, n° 3, pp. 162- 175.

PALM, Harry W. *et al* (2014). Significant factors affecting the economic sustainability of closed aquaponic systems. Part I: system design, chemo-physical parameters and general aspects. In : *Aquaculture, aquarium, conservation & legislation*. Vol. 7, n° 1, pp. 20- 32.

PETREA, Stefan. *et al* (2013). Vegetable production in an integrated aquaponic system with rainbow trout and spinach. In : *Bulletin of university of agricultural sciences and veterinary medicine Cluj-Napoca. Animal science and biotechnologies*. [en ligne]. [Consulté le 15 mai 2017]. Disponible à l'adresse : <<http://agris.fao.org/agris-search/search.do?recordID=RO2014100172>>.

PETREA, Stefan Mihai. *et al* (2013). A comparison of nitrate level in spinach grown both under different densities in aquaponic system and under natural growth conditions. In : *Annals of the university dunarea de jos of galati. Fascicle VI: food technology*. Vol. 37, n° 2, pp. 47- 58.

RAFIEE, Gholamreza (2003). *Dynamic of nutrients in a recirculating aquaponic system using red tilapia (Oreochromis Sp.) and lettuce (Lactuca sativa var longifolia)*. [en ligne]. [Consulté le 30 juillet 2017]. Disponible à l'adresse : <<http://psasir.upm.edu.my/10641/>>.

RAKOCY, James E. *et al* (2004). Update on tilapia and vegetable production in the UVI aquaponic system. In: *New dimensions on farmed tilapia: proceedings of the sixth international symposium on tilapia in aquaculture, held september*. Vol. 1, n° 1, pp. 12-16.

RAKOCY, James (2007). Ten guidelines for aquaponic systems. *Aquaponics journal*. Vol. 46, n° 1, pp. 14-17.

RAKOCY, James E (2012). Aquaponics—integrating fish and plant culture. In : *Aquaculture production systems* [en ligne]. [Consulté le 14 mai 2017]. Disponible à l'adresse : <<http://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1002/9781118250105.ch14/summary>>.

SALAM, M. A. *et al* (2014). Comparative growth performances of taro plant in aquaponics vs other systems. Vol. 7, n° 3, pp. 941- 946.

SCHMAUTZ, Zala. *et al* (2016). Tomato productivity and quality in aquaponics: comparison of three hydroponic methods. In : *Water*. Vol. 8, n° 11, pp. 533.

SILVA, Laura. *et al* (2015). Evaluation of biomass yield and water treatment in two aquaponic systems using the dynamic root floating technique (DRF). In : *Sustainability*. Vol. 7, n° 11, pp. 15384- 15399.

SIMEONIDOU, M. *et al* (2012). Performance of a small-scale modular aquaponic system. In : *AACL Bioflux* [en ligne]. [Consulté le 15 mai 2017]. Disponible à l'adresse : <<http://ir.lib.uth.gr:80//handle/11615/33028>>.

SKAR, G. L. S. *et al* (2015). Aquaponics NOMA—new innovations for sustainable aquaculture in the nordic countries. *Nordic innovation publication*. Vol. 6, n° 7, pp. 102-112.

LENNARD, W (2012). Aquaponic system design parameters: fish to plant ratios (feeding rate ratios). *Aquaponic solutions*. Vol. 6, n° 7, pp. 122-132.

SORENSEN, Marie, ROTH-KROSNOSKI, Thomasina, ROBINSON, Laura (2015). Effects of substrates on plant growth in a raft aquaponic system. In : [en ligne]. [Consulté le 15 mai 2017]. Disponible à l'adresse : <<http://conservancy.umn.edu/handle/11299/172220>>.

THORARINSDOTTIR, Ragnheidur. *et al* (2015). Aquaponics guidelines. In : [en ligne]. [Consulté le 14 mai 2017]. Disponible à l'adresse : <<http://skemman.is/item/view/1946/23343>>.

VANDAM, Daniel (2016). Growth and tissue elemental composition response of spinach (*Spinacia oleracea*) to hydroponic and aquaponic water quality conditions. In : [en ligne]. [Consulté le 15 mai 2017]. Disponible à l'adresse : <<http://ecommons.cornell.edu/handle/1813/44582>>.

YILDIZ, Hijran Yavuzcan. *et al* (2017). Fish welfare in aquaponic systems: its relation to water quality with an emphasis on feed and faeces—a review. In : *Water*. Vol. 9, n° 1, pp. 13.

YOGEV, Uri, BARNES, Adrian, GROSS, Amit (2016). Nutrients and energy balance analysis for a conceptual model of a three loops off grid, aquaponics. In : *Water*. Vol. 8, n° 12, pp. 589.

# **ANNEXES**

## ANNEXES

**Annexe 1 : Evolution des longueurs de toutes les plantes du système.**

Numéro	Longueur(cm)							Poids(g)
	initiale totale	initiale des racines	partie consommable					Pi
	(27/07/17)	(27/07/17)	Lic(27/07/17)	(31/07/17)	(03/08/17)	(15/08/17)	(22/08/17)	(27/07/17)
1	11,5	5,5	6	8,7	10	10,6		5
2	17	5,5	11,5	11,5	13,1	19,5	21,7	8
3	18,5	5,5	13	14,5	14,6	17	18,5	10
4	20	6,5	13,5	14,3	14,3	20	23	9
5	20	5,7	14,3	14,8	14,8	15		9
6	17,9	5,9	12	12,9	15	16,5	18	9
7	17	6	11	11,7	12,4	20	23,9	5
8	17,6	5	12,6	12,6	12,6	12,6		6
9	17,3	5,2	12,1	12,9	15,1	15,1	15,8	8
10	18	5,8	12,2	12,9	15,5	17,7	20,3	10
11	17,7	6,1	11,6	12	15	20	22,9	10
12	10,5	5	5,5	9,5	11,5	12,5		6
13	18,5	6,5	12	13,2	13,2	13,2		7
14	15	5,7	9,3	12,5	14	20	22,5	7
15	19,5	7	12,5	14,2	15,7	15,7		10
16	15,5	5	10,5	11,7	12			9
17	16	5,2	10,8	12,3	15	22	28	7
18	13,3	5,3	8	9,7	10,8	10,8		4
19	19	7,5	11,5	13,2	13,2	13,2	13,2	8
20	19	9,2	9,8	14,1	16,3	16,6	18,8	7
21	15	6,4	8,6	10	11,2	11,2	13,5	5
22	7,9	8	8,5	9,7	13,5	15	17,6	7
23	14	5,2	8,8	12,5	15,3	20	27,8	5
24	14,1	6,8	7,3	8,2	9	9		4
25	17,6	5,8	11,8	12,5	13,1	14		7
26	16,5	5,7	10,8	11,8	11,8	12		4
27	19	6	13	13	13,2	17,2		11
28	18,5	8,3	10,2	11,6	13	17,3	18,4	9
29	15,5	6	9,5	11,2	11,5	12,7	14,1	6
30	17,2	8	9,2	12,6	13	15,5	16	6
31	16,2	5	11,2	12,3	12,4	12,8		1,5
32	15,5	5,8	9,7	10,7	13,5	16,2	21	7
33	16	7,5	8,5	10,7	11	11		4
34	16,5	7	9,5	13	14,5	14,5		6
35	20	5	15	16	17,9	21,5	27,8	4
36	14,5	5,5	9	10,2	12,6	16	20,6	7
37	15,5	5,8	9,7	9,7	9,7	12,2	14	3
38	15,5	5,2	10,3	11,2	14	14		7
39	20,5	5,5	15	16,7	16,7	19	27	4
40	15	5,2	9,8	9,8	11,2	15,5		1,5
41	15,9	6	9,9	10,2	11,1	11,2		8
42	14,1	5,8	8,3	10,2	11,8	12,1		4
43	16	5	11	12,6	14,7	20	28	8
44	16	5,2	10,8	11,2	12,2	18,5	23,5	5
45	18	5,4	12,6	14	15	19,5	20,8	9
46	18,5	6,7	11,8	12,6	13	17	18	9
47	17,5	5	12,5	13,9	13,9	13,9		4
48	17	5,5	11,5	12,5	14,2	17	17	4
<b>Moyenne</b>	<b>16,51</b>	<b>5,99</b>	<b>10,70</b>	<b>12,08</b>	<b>13,29</b>	<b>15,61</b>	<b>20,42</b>	<b>6,54</b>
<b>Ecart-Type</b>	<b>2,48</b>	<b>0,98</b>	<b>2,07</b>	<b>1,82</b>	<b>1,88</b>	<b>3,31</b>	<b>4,60</b>	<b>2,34</b>
<b>Alpha</b>	<b>0,05</b>	<b>0,05</b>	<b>0,05</b>	<b>0,05</b>	<b>0,05</b>	<b>0,05</b>	<b>0,05</b>	<b>0,05</b>
<b>Int de confiance</b>	<b>0,70</b>	<b>0,28</b>	<b>0,59</b>	<b>0,52</b>	<b>0,53</b>	<b>0,95</b>	<b>1,70</b>	<b>0,66</b>

**Annexe 2 : Evolution des sels nutritifs dans le bassin d'élevage.**

Date	31/07/2017			03/08/2017			10/08/2017			15/08/2017			23/08/2017		
Nutriment (mg/l)	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-
Entrée	3,25	0,04	0,38	5,09	2,52	21,87	1,44	2,45	30,41	1,36	1,58	23,48	1,83	1,64	21,67
Sortie	2,93	0,03	0,31	3,82	2,31	20,32	1,57	2,36	30,69	1,39	1,70	23,06	1,97	1,60	21,56

**Annexe 3 : Evolution des sels nutritifs dans le biofiltre.**

Date	31/07/2017			03/08/2017			10/08/2017			15/08/2017			23/08/2017		
Nutriment (mg/l)	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-
Entrée	2,93	0,03	0,31	3,82	2,31	20,32	1,57	2,36	30,69	1,39	1,70	23,06	1,97	1,60	21,56
Sortie	3,35	0,04	0,32	4,48	2,50	23,09	1,71	2,10	30,84	2,21	1,59	21,67	1,44	1,58	19,21

**Annexe 4 : Evolution des sels nutritifs dans le premier bac de culture rectangulaire.**

Date	31/07/2017			03/08/2017			10/08/2017			15/08/2017			23/08/2017		
Nutriment (mg/l)	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-
Entrée	3,00	0,03	0,32	3,07	1,04	9,27	1,62	2,31	30,57	1,64	1,70	23,48	1,71	1,49	21,24
Sortie	2,65	0,02	0,25	4,15	1,77	14,00	1,71	2,60	30,30	1,94	1,62	22,31	2,15	1,63	19,43

**Annexe 5 : Evolution des sels nutritifs dans le deuxième bac de culture rectangulaire.**

Date	31/07/2017			03/08/2017			10/08/2017		
Nutriment (mg/l)	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-
Entrée	3,18	0,04	0,35	4,52	2,03	18,13	1,70	1,97	30,19
Sortie	3,23	0,04	0,34	4,63	2,24	18,81	1,50	2,05	29,08

**Annexe 6 : Evolution des sels nutritifs dans le troisième bac de culture rectangulaire.**

Date	31/07/2017			03/08/2017			10/08/2017		
Nutriment (mg/l)	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-
Entrée	2,79	0,03	0,30	4,79	2,30	20,29	1,55	2,25	29,25
Sortie	3,01	0,04	0,39	4,72	2,36	20,41	1,81	2,16	29,39

**Annexe 7 : Evolution des sels nutritifs dans le premier bac de culture carré.**

Date	31/07/2017			03/08/2017			10/08/2017			15/08/2017			23/08/2017		
Nutriment (mg/l)	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-
Entrée	2,65	0,03	0,29	4,67	2,38	19,42	2,07	2,20	29,75	2,13	1,69	23,38	1,86	1,44	18,57
Sortie	3,20	0,03	0,34	4,23	2,44	20,51	1,82	2,71	29,76	1,86	1,67	23,38	1,56	1,61	21,24

**Annexe 8 : Evolution des sels nutritifs dans le deuxième bac de culture carré.**

Date	31/07/2017			03/08/2017			10/08/2017		
Nutriment (mg/l)	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-
Entrée	2,69	0,04	0,33	5,92	2,77	26,60	1,81	1,90	29,65
Sortie	2,90	0,03	0,27	4,59	2,21	19,89	1,70	2,00	29,24

**Annexe 9 : Evolution des sels nutritifs dans le troisième bac de culture carré.**

Date	31/07/2017			03/08/2017			10/08/2017		
Nutriment (mg/l)	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-
Entrée	2,97	0,03	0,29	5,39	2,29	19,14	1,71	2,46	29,12
Sortie	2,51	0,02	0,22	4,36	2,41	21,91	1,28	1,99	28,85

**Annexe 10 : Evolution de la température dans le bassin d'élevage, les bacs de culture et à l'extérieur de la ferme.**

Date	Température(°C)		
	Bassin d'élevage	Bac de culture	Extérne
09/08/2017	30,5	30,33	35
10/08/2017	29,3	29,2	31
13/08/2017	28	28	30,5
14/08/2017	28	28	31,6
15/08/2017	29	29	39,4
16/08/2017	29	29	33,8
17/08/2017	29,5	29,1	32,2
19/08/2017	30	30	32,7
20/08/2017	30	30	30,5
22/08/2017	29	28,7	30
23/08/2017	28,5	28,2	31,6
27/08/2017	31	31	38,3

**Annexe 11** : Evolution du pH dans le bassin d'élevage et les bacs de culture.

Date	pH	
	Bassin d'élevage	Bac de culture
09/08/2017	7,68	7,5
10/08/2017	7,51	7,43
15/08/2017	7,33	7,28
20/08/2017	7,03	7,05

# SKALAR METHODS

ANALYSIS: AMMONIA

RANGE: 2 - 100 ppb N

SAMPLE: SEAWATER

Catnr. 156-002w/r issue 062200/MH/99209962

## PRINCIPLE

The automated procedure for the determination of Ammonia is based on the modified Berthelot reaction; ammonia is chlorinated to monochloramine which reacts with phenol. After oxidation and oxidative coupling a green coloured complex is formed. The reaction is catalysed by nitroprusside, sodium hypochlorite is used for chlorine donation. The absorption of the formed complex is measured at 630 nm.

## LABORATORY FACILITIES

1. Maximum power consumption depending on the analyser configuration, 2000 VA. Check voltage at the back of the instrument before installation.
2. Facilities for chemical wastes. Check environmental regulations for proper disposal of waste.

## PROCEDURE SAMPLE PREPARATION

Water no. 1.1.3

### Field of application

Sample preparation for the determination of total alkalinity, aluminium, amino acids, ammonia, anionic surfactants (MBAS), bromide, calcium, C.O.D., chromium, conductivity, D.O.C., ethanol, hardness, magnesium, manganese, methanol, nitrate + nitrite, nitrite, nonionics, ortho-phosphate, potassium permanganate, potassium, total-N (UV digestion), protein, silicate, sodium, volatile acids and urea in water.

### Principle

The sample is not preserved and analysed as soon as possible, at least within 24 hours after collection. Store the sample at 4°C till analysis.

### References

1. Environmental Protection Agency, methods for chemical analysis of water and wastes, 1983.
2. Standard Methods for the determination of water and waste water, 17<sup>th</sup> edition, 1989.
3. ASTM, 1990.
4. International Organisation for Standardisation, ISO-5667-3.

## REAGENTS

### A. Buffer solution

Required chemicals:	Potassium sodium tartrate .....33 gr. $C_4H_4O_6KNa \cdot 4H_2O$	Preparation: Dissolve the potassium sodium tartrate in $\pm$ 800 ml distilled water. Add the sodium citrate and dissolve. Adjust the pH to 5.0 with the sulfuric acid solution. Fill up to 1 litre with distilled water, add the Brij 35 and mix.
	Sodium citrate .....24 gr. $C_6H_5O_7Na_3 \cdot 2H_2O$	
	Sulfuric acid .....x ml. $H_2SO_4$ (1N)	Note: Solution is stable for 1 week. Store at 4°C when the solution is not used.
	Distilled water * .....1000 ml. $H_2O$	
	Brij 35 (30%) .....0.5 ml.	

### B. Phenol solution

Required chemicals:	Phenol .....83 gr. $C_6H_5OH$	Preparation: Dissolve the phenol in $\pm$ 50 ml distilled water. Add the sodium hydroxide. Fill up to 1 litre with distilled water and mix.
	Sodium hydroxide .....40 gr. NaOH	
	Distilled water * .....1000 ml. $H_2O$	Note: Solution is stable for 1 week.

### C. Sodium hypochlorite solution

Required chemicals:	Sodium hypochlorite .....200 ml. NaClO	Preparation: Dilute the sodium hypochlorite (13% active chlor) in $\pm$ 700 ml distilled water. Fill up to 1 litre with distilled water and mix.
	Distilled water * .....800 ml. $H_2O$	
		Note: When using a different concentrated sodium hypochlorite solution as 13%, adjust the amount of added sodium hypochlorite. The end concentration of active chlorine in the chemical cartridge must be 0.3%. Higher or lower amounts of active chlorine results in lower sensitivity and poor linearity.

### D. Sodium nitroprusside solution

Required chemicals:	Sodium nitroprusside ...0.5 gr. $Na_2[Fe(CN)_5NO] \cdot 2H_2O$	Preparation: Dissolve the sodium nitroprusside in $\pm$ 800 ml distilled water. Fill up to 1 litre with distilled water and mix.
	Distilled water * .....1000 ml. $H_2O$	
		Note: Store in a dark coloured bottle. Solution is stable for 1 week. Store at 4°C when the solution is not used.



# SKALAR METHODS



**ANALYSIS: NITRATE + NITRITE**

**RANGE: 1 - 100 ppb N**

**SAMPLE: SEAWATER**



Catnr. 461-031 issue 062200/MH/99209962

## PRINCIPLE

The automated determination for the determination of Nitrate and Nitrite is based on the cadmium reduction method; the sample is passed through a column containing granulated copper-cadmium to reduce the nitrate to nitrite. The nitrite (originally present plus reduced nitrate) is determined by diazotizing with sulfanilamide and coupling with  $\alpha$ -naphthylethylenediamine dihydrochloride to form a highly coloured azo dye which is measured at 540 nm.

## LABORATORY FACILITIES

1. Maximum power consumption depending on the analyser configuration, 2000 VA: Check voltage at the back of the instrument before installation.
2. Facilities for chemical wastes. Check environmental regulations for proper disposal of waste.
3. Cadmium granules sieve twice, first aperture 0.3 mm and secondly aperture 1.0 mm.

## PROCEDURE SAMPLE PREPARATION

### Water no. 1.1.1

### Field of application

Sample preparation for the determination of total alkalinity, aluminium, amino acids, ammonia, anionic surfactants (MBAS), bromide, calcium, C.O.D., chromium, conductivity, D.O.C., ethanol, hardness, magnesium, manganese, methanol, nitrate + nitrite, nitrite, nonionics, ortho-phosphate, potassium permanganate, potassium, total-N (UV digestion), protein, silicate, sodium, volatile acids and urea in water.

### Principle

The sample is not preserved and analysed as soon as possible, at least within 24 hours after collection. Store the sample at 4°C till analysis.

### References

1. Environmental Protection Agency, methods for chemical analysis of water and wastes, 1983.
2. Standard Methods for the determination of water and waste water, 17<sup>th</sup> edition, 1989.
3. ASTM, 1990.
4. International Organisation for Standardisation, ISO-5667-3.

## REAGENTS

### A. Buffer solution

Required chemicals: Ammonium chloride .....50 gr. Preparation: Dissolve the ammonium chloride in  $\pm$  800 ml distilled water. Adjust the pH to 8.2 with the ammonia solution. Add the sodium hydroxide and dissolve. Fill up to 1 litre with distilled water, add the Brij 35 and mix.

NH4Cl  
Ammonia solution.....  $\pm$  1 ml.  
NH4OH (25%)  
Sodium hydroxide.....5 gr.  
NaOH  
Distilled water \* .....1000 ml.  
H2O  
Brij 35 (30%) .....3 ml.

Note: Solution is stable for 1 week. Store at 4°C when the solution is not used.

### B. Colour reagent

Required chemicals: o-Phosphoric acid..... 150 ml. Preparation: Dilute the o-phosphoric acid in  $\pm$  700 ml distilled water. Add the sulfanilamide and the  $\alpha$ -naphthylethylene diamine dihydrochloride and dissolve. Fill up to 1 litre with distilled water and mix.

H3PO4 (85%)  
Sulfanilamide .....10 gr.  
C6H4N2O2S  
 $\alpha$ -Naphthylethylene di-  
amine dihydrochloride .0.5 gr.  
C12H16Cl2N2  
Distilled water \* .....850 ml.  
H2O

Note: Solution is stable for 2 weeks. Store in a dark coloured bottle.

### C. Rinsing liquid sampler

Required chemicals: Distilled water  
H2O

Note: Refresh weekly.

## STANDARDS

### Stock solution 100 ppm N

Required chemicals: Sodium nitrate.....0.6068 gr. Preparation: Dissolve the sodium nitrate in  $\pm$  800 ml distilled water. Fill up to 1 litre with distilled water and mix.

NaNO3  
Distilled water \* .....1000 ml.  
H2O

Note: Solution is stable for 4 weeks. Store at 4°C when the solution is not used.

### Stock solution 10 ppm N

Dilute 10 ml stock solution 100 ppm N to 100 ml with distilled water.\*

Note: Prepare the stock solution 10 ppm N fresh weekly.

# SUIVI D'UN SYSTEME D'ELEVAGE EN AQUAPONIE

## Résumé

L'environnement global et les défis socioéconomiques nous poussent vers l'obligation de trouver des solutions durables de production de nourriture. Toutefois, il y a un manque d'information sur comment effectuer de tels activités. Une approche qui promet de résoudre ces problèmes est l'aquaponie, qui est la combinaison entre l'hydroponie et l'aquaculture. Dans ce document, un suivi d'un système en raft contenant de la laitue et alimenté par l'eau d'élevage de tilapia rouge a été réalisé durant 50 jours, afin de détecter s'il y a une certaine influence de la forme des bacs sur la croissance des plantes. Un IC de 1,27 et un ICS de 4,26%/jour ont été atteint et une meilleure croissance des plantes dans les bacs carrés.

**Mots clés :** Aquaponie, raft, tilapia rouge, laitue.

## Abstract

The global environment and socio-economic challenges push us to find sustainable solutions for food production. However, there is a lack of information on how to carry out such activities. One approach that promises to solve these problems is aquaponics, which is the combination of hydroponics and aquaculture. In this document, a monitoring of a raft system containing lettuce and irrigated by red tilapia aquaculture water was carried out for 50 days in order to detect if there is some influence of the shape of tanks on plant growth. A FCR of 1.27 and a SGR of 4.26% / day were achieved and a better growth of plants in the square tanks.

**Key words:** Aquaponic, raft, red tilapia, lettuce.

## ملخص

إن البيئة العالمية والتحديات الاجتماعية والاقتصادية تدفعنا إلى إيجاد حلول مستدامة لإنتاج الأغذية. ومع ذلك، هناك نقص في المعلومات عن كيفية القيام بهذه الأنشطة. ومن النهج التي تعد بحل هذه المشاكل الزراعة/الأكوبونية، وهي مزيج من الزراعة المائية وتربية الأحياء المائية. في هذه الوثيقة، تم رصد نظام طوف يحتوي على الخس وتغذيته مياه البلطي الأحمر لمدة 50 يوماً للكشف عما إذا كان هناك أي تأثير من شكل الصناديق على نمو النبات. تم تحقيق مؤشر تحويل 1.27 ونسبة نمو 4.26% يومياً ونمو أفضل للنباتات في الصناديق المربعة

**الكلمات الدالة:** الزراعة الأكوبونية، الطوف، البلطي الأحمر، الخس