

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 EN ALGERIE

Présenté par :

**IDOUI AYOUB
ZEMECHE MOHAMED FAWZI**

Soutenu le 02/07/2018 devant le jury composé de :

Mme MAOUEL	Maître de conférences B	Présidente
Mr GRIMES	Maître assistante A.	Examineur
Mme KAIDI-BOUDJELLAL	Maître assistante B.	Examinatrice
Mr. LOURGUIOUI	Maître assistant A.	Promoteur

Année universitaire : 2017 - 2018

DEDICACE

Je dédie ce modeste travail :

A mon père et ma mère.

IDOUI AYOUB

DEDICACE

A mon très cher père, Boualem ;

Sans son aide et soutiens indéfectible, ce mémoire n'aurait pas été réalisé. Aucun mot ne peut exprimer ma reconnaissance et mon affection éternelles.

A ma très chère mère, Baya ;

Une femme de lutte, elle a fait le but de sa vie notre éducation et surtout de nous permettre la lumière de la connaissance et la notion de la l'indépendance. Tout mon amour à cette mère exceptionnelle.

A mes chères sœurs, Imene, Yasmine et Meriouma ;

Toujours à mes cotés, elles m'ont guidées dans la vie personnelle et professionnelle. Qu'elles trouvent, l'expression de mon affection.

A toute la famille Zemmache et Zibra.

A mes chers amis, Boumazbar mahio, riyad saoudi, Yob, Rabah, Houari, Amira, Djamila, Hanane et Rima.

ZEMMACHE Fawzi

REMERCIEMENTS

Tout d'abord, on remercie Allah le tout puissant pour nous avoir donner la santé, le courage et la volonté, pour réaliser ce modeste travail.

On exprime notre plus vif remerciement à Mme **MAOUEL**, pour l'honneur qu'elle nous fait en acceptant la présidence de ce jury et en portant ses attentions à ce travail.

On tient à remercier également monsieur **LOURGUIOUI**, pour sa disponibilité, son aide et assistance qu'il n'a pas hésité à nous apporter durant cette étude en tant que encadreur.

On remercie sincèrement Mme **BOUDJELLAL**, pour avoir accepté d'examiner ce modeste travail et de nous avoir bénéficié de son expérience et compétence. On a beaucoup apprécié la qualité de votre enseignement et votre culture scientifique pendant notre cursus universitaire.

On remercie également Mr **GRIMES**, pour avoir apporté à ce travail, en tant que examinatrice, ses compétences et son savoir dans le domaine d'halieutique.

A la fin, on remercie toute personne ayant contribué de près ou de loin à la réalisation de ce document.

Liste des figures

Figure 1: Principe du fonctionnement d'un système aquaponique (www.smartfish-coi.org)	4
Figure2 : Le cycle d'azote dans un système aquaponique (www.aquavipare.fr).....	5
Figure 3: Le cycle d'azote dans un système aquaponique (www.aquavipare.fr).....	6
Figure 4: les différents poissons A et plantes B utilisés en aquaponie (Love <i>et al.</i> , 2014)...	8
Figure 5: Image satellitaire de la station de recherche de l'ENSSMAL à Sidi Fred. (Google earth, 2018).....	11
Figure6 : Démonstration 3D du système aquaponique avant les modifications (Google SketchUpMake-fr-x64).	12
Figure 7 : les différentes étapes de séparation des bacs de culture.	13
Figure 8: les trois compartiments isolés avec l'installation de la lumière.	14
Figure9 : Démonstration 3D du système aquaponique après la séparation et l'installation de lumière (Google SketchUpMake-fr-x64).	14
Figure 10: Emplacement, et la distance entre la source lumineuse par rapport à la surface plantée.	17
Figure 11: Emplacement, et la distance entre la source lumineuse par rapport à la surface plantée.	18
Figure 12: Emplacement, et la distance entre la source lumineuse par rapport à la surface plantée.	18
Figure13 : les plantes de laitue avant la mise en culture.....	20
Figure14 : les plaques polystyrène rectangulaire (A), les plaques polystyrène carrées(B).	21
Figure15 : la pesée des plantes (A), la mesure des tailles (B).....	22
Figure16 : L'auto Analyser San Plus (SKALAR®,1996).....	23
Figure17 : Pompe à air de marque ATMAN (70L/min).....	24
Figure 18: Evolution de la longueur moyenne des plantes dans le premier compartiment.	31
Figure 19: Evolution de la longueur moyenne des plantes dans le deuxième compartiment.	33
Figure 20: Evolution de la longueur moyenne des plantes dans le troisième compartiment.	35
Figure 21: Evolution de la température de l'eau dans le bassin d'élevage et les bacs de culture.....	39
Figure 22: Evolution de pH dans le bassin d'élevage et les bacs de culture.	40
Figure 23: Evolution de la concentration de l'ammonium dans le bassin d'élevage.	41
Figure 24: Evolution de la concentration des nitrites dans le bassin d'élevage.	42
Figure 25: Evolution de la concentration des nitrates dans le bassin d'élevage.	43
Figure 26: Evolution de la concentration de l'ammonium dans le biofiltre.....	43
Figure 27: Evolution de la concentration des nitrites dans le biofiltre.....	44
Figure 28: Evolution de la concentration des nitrates dans le biofiltre.	45
Figure 29: Evolution de la concentration de l'ammonium dans le premier bac de culture rectangulaire.	45
Figure 30: Evolution de la concentration des nitrites dans le premier bac de culture rectangulaire.	46
Figure 31: Evolution de la concentration de l'ammonium dans le deuxième bac de culture carré.....	47
Figure 32: Evolution de la concentration des nitrites dans le 2ème bac carré de culture. ..	48

Figure 33: Evolution de la concentration des nitrates dans 2 ^{ème} bac de culture carré.....	49
Figure 34: Evolution de la concentration de l'ammonium dans Le deuxième bac de culture rectangulaire.....	49
Figure 35: Evolution de la concentration des nitrites dans le deuxième bac de culture rectangulaire.....	50
Figure 36: Evolution de la concentration des nitrates dans le deuxième bac de culture rectangulaire.....	51
Figure 37: Evolution de la concentration de l'ammonium dans le deuxième bac de culture carré.....	51
Figure 38: Evolution de la concentration des nitrites dans le deuxième bac de culture carré.....	52
Figure 39: Evolution de la concentration des nitrates dans le deuxième bac de culture carré.....	53
Figure 40: Evolution de la concentration de l'ammonium dans le 3 ^{ème} bac de culture rectangulaire.....	54
Figure 41: Evolution de la concentration des nitrites dans le 3 ^{ème} bac de culture rectangulaire.....	54
Figure 42: Evolution de la concentration des nitrates dans le 3 ^{ème} bac de culture rectangulaire.....	55
Figure 43: Evolution de la concentration de l'ammonium dans le 3 ^{ème} bac de culture carré.....	56
Figure 44: Evolution de la concentration des nitrites dans le 3 ^{ème} bac de culture carré. ..	56
Figure 45: Evolution de la concentration des nitrates dans le 3 ^{ème} bac de culture carré..	57

Liste des abbreviations

RAS: Recirculating Aquaculture Systems.

LED: light emitting diode.

Pf: Poids total final.

Pi: Poids total initial.

Nbr jrs : Nombre de jours.

Qad : Quantité d'aliment distribuée en kg.

ONU : Organisation des Nations Unies.

NFT: Nutrient Film Technique.

MFB: Media Filled Beds.

MH : Halogénure Métallique.

IC : Indice de Conversion.

GPIJ : Gain de Poids Journalier.

ICS : Indice de Croissance Spécifique.

pH : Potentiel Hydrogène.

h : hauteur.

L₀ : Longueur.

La : Largeur.

Liste des formules

Formule 1 : Indice de Conversion.....	25
Formule 2 : Gain de Poids Journalier.....	25
Formule 3 : Indice de Croissance Spécifique.....	25
Formule 4 : La consommation électrique.....	30

La liste des tableaux

Tableau 1 : comparaison des 3 techniques mentionnées.....	7
Tableau 2 : liste des composants de système.....	15
Tableau 3 : les anomalies rencontrés chez les plantes.....	34
Tableau 4 : comparaison des gains de poids et des prix d'électricité consommés.....	35

Sommaire

Liste des figures

Liste des abbreviations

Liste des formules

Introduction

Chapitre I : Généralités sur l'aquaponie16

1. Principe de l'aquaponie 4
2. Le cycle d'azote 5
3. Les différents systèmes aquaponiques 6
4. Etude comparative de l'efficacité de ces trois systèmes 6
5. Les différentes plantes et poissons utilisés 7
6. L'éclairage en aquaponie..... 8

Chapitre II : Matériels et Méthodes 22

1. Présentation de la structure d'accueil..... 11
2. Conditions expérimentales 11
3. Présentation du système aquaponique 12
 - 3.1 Le système avant les modifications 12
 - 3.2 Le système après les modifications..... 13
4. Fonctionnement du système 16
5. La lumière 16
 - 5.1 Premier compartiment 17
 - 5.2 Deuxième compartiment 17
 - 5.3 Troisième compartiment 18
6. Les plantes..... 19
 - 6.1 Provenance de la laitue..... 20
 - 6.2 Préparation des radeaux en polystyrène 20
 - 6.3 Mesure de taille et la plantation des plantes 21
 - 6.4 Condition de culture 22
7. Les paramètres physico-chimiques 22
 - 7.1 Les sels nutritifs 23
 - 7.2 La température et Le pH 23

7.3	Aération du système	24
8.	Poisson.....	24
8.1	Nourrissages des poissons	25
8.1.1	Indice de Conversion (IC)	26
8.1.2	Gain de Poids Journalier (GPJ).....	26
8.1.3	Indice de Croissance Spécifique (ICS)	27
Chapitre III : Résultats et discussions.....		38
1-	Les poissons.....	29
1.1	Détermination du poids.....	29
1.2	Nourrissage des poissons.....	29
1.3	Les indices de croissance.....	29
1.3.1	Indice de Conversion.....	29
1.3.2	Gain de Poids Journalier	29
1.4	Discussion des indices.....	30
2.	Les plantes.....	31
2.1	Premier compartiment (néon Pamir TS-EN 60598-2-5).....	31
2.1.1	Croissance	31
2.1.2	Taux de mortalité	32
2.1.3	La consommation d'électricité	32
2.2	Deuxième compartiment	33
2.2.1	Croissance	33
2.2.2	Taux de mortalité	34
2.3	Troisième compartiment	34
2.3.1	Croissance	35
2.3.2	Taux de mortalité	35
2.3.3	La consommation d'électricité	35
2.4	Les anomalies rencontrées	36
2.5	Conclusion sur le meilleur compartiment	38
3.	Les paramètres physico-chimiques	38
3.1	La température.....	39
3.2	Le pH.....	40

3.3. Les sels nutritifs	41
3.3.1. Le bassin d'élevage.....	41
3.3.2. Le biofiltre.....	43
3.3.3. Le premier bac de culture rectangulaire	45
3.3.4. Le premier bac de culture carré	47
3.3.5. Le deuxième bac de culture rectangulaire.....	49
3.3.6. Le deuxième bac de culture carré.....	51
3.3.7 Le troisième bac de culture rectangulaire	54
3.3.8. Le troisième bac de culture carré.....	56
4. Les limites	57
Conclusion	60
Résumé.....	74

Introduction

Introduction

L'aquaponie est une activité de production de nourriture qui rassemble entre l'hydroponie (la culture hors sol des plantes) et l'aquaculture (l'élevage des espèces aquatiques) avec recirculation de l'eau, afin de produire des poissons et des végétaux. Les effluents issus de l'aquaculture sont convertis par des bactéries spécialisées en nutriments assimilables par les plantes, ces derniers purifient l'eau de ces nutriments et améliore la qualité de l'eau pour les poissons (Forchino *et al.*, 2017) Les systèmes aquaponiques de toutes tailles utilisent les mêmes concepts et la même technologie, peuvent produire du poisson et des produits frais à n'importe quelle échelle, de systèmes maisons de petites tailles aux grands systèmes commerciaux (Bernstein *et al.*, 2011).

C'est vrais que la culture hors-sol est une bonne méthode de production de végétaux, elle présente des modèles de culture qui permettent une bonne gestion des espaces et un bon rendement par unité de surface, aussi, elle permet de manipuler la composition en nutriments de l'eau par l'addition des éléments nutritifs en cas d'un manque et de se passer de désherbage et de traitements massif contre les ravageurs qui sont grandement réduits par la barrière physique avec le sol. Mais le fait d'intégrer cette méthode dans un modèle de production intensif montre certaines limites, l'utilisation de solutions nutritives chimiques qui sont à renouveler régulièrement, génère de grande quantité de déchets ce qui augmente son impact sur l'environnement (Sundstrom, 1982).

L'aquaculture a évolué en tant que secteur de production alimentaire connaissant la croissance la plus rapide. Les systèmes d'aquaculture en recirculation (RAS) offrent le grand avantage de la culture en conditions contrôlées pour optimiser la productivité, afin d'obtenir des produits de haute qualité. Malgré son impacte faible sur l'environnement et le nombre croissant de Pays européens appliquant la technologie RAS, sa contribution à la production est encore faible par rapport aux autres systèmes de production (cages, systèmes de circulation et étangs). Le principal obstacle de la technologie RAS est représentée par son premier inconvénient; investissements en capital initiaux trop élevés (Dediu *et al.*, 2011).

En 1970, la population mondiale ne s'élevait qu'à environs 3,6 milliards d'habitants (Montoussé, 2008). Actuellement il y a 7,6 milliards d'habitants sur terre. En 2050, selon l'ONU, la population mondiale atteindra 9,8 milliards d'habitants.

La croissance de la population mondiale s'accélère d'année en année et la croissance économique mondiale évolue à un rythme encore supérieur appliquant un stress énorme sur l'environnement pour produire les quantités nécessaires pour combler la demande mondiale de nourriture (Gunning *et al.*, 2006).

Il existe un accord général sur le fait que les défis économiques entraînent le besoin de solutions nouvelles et améliorées pour les systèmes de production et de consommation alimentaires. Une seule stratégie se présente, est de créer des systèmes alimentaires plus durables est de changer la façon dont les aliments sont transformés (Konig *et al.*, 2018).

Depuis quelques années, des gens s'impliquent pour développer l'aquaponie, qui permet de pourvoir à une partie significative de notre alimentation en produisant une nourriture saine, équilibrée en protéines animales-végétale et avec une parfaite connaissance des intrants utilisés. Notre étude est la suite des travaux initiés par Ihadjaden Yob sur l'aquaponie, on a modifié le système pour créer trois compartiments, chacun contenant un bassin rectangulaire, un autre carré et un type d'éclairage spécifique. Les 3 compartiments de système sont ensuite séparés afin de savoir quel est le type d'éclairage le plus performant sur la croissance des plantes et le moins consommateur d'énergie.

Chapitre 1 : Généralités sur l'aquaponie

1. Principe de l'aquaponie

L'aquaponie est un terme issu d'un mélange d'aquaculture (élevage des espèces aquacoles), et l'une des méthodes de l'agriculture non conventionnelle dite hydroponie (la culture des plantes hors sol) pour assurer une production simultanée de poissons et de végétaux (Rizal *et al.*, 2018).

En pratique, il s'agit d'une méthode durable de la production de nourriture ou l'élevage de poisson rencontre la culture de végétaux dans un système symbiotique où les besoins de l'un sont fournis par l'autre et inversement (Goddek *et al.*, 2015).

Le système consiste à créer un écosystème miniature autonome qui repose sur la relation symbiotique entre ses trois éléments constitutifs fondamentaux à savoir : les poissons, les plantes et les bactéries (Bailey *et al.*, 2017).

En aquaculture traditionnelle, au fur et à mesure que les excréments des poissons s'accumulent dans l'eau, la pollution du biotope va augmenter, augmentant avec elle la concentration en ammoniac et alors la toxicité du milieu d'élevage. Dans un système aquaponique, les effluents issus de l'aquaculture sont acheminés jusqu'aux bacs dans lesquels sont cultivées les plantes passant par un filtre biologique contenant des bactéries fixatrice d'azote, transformant ainsi les excréments des poissons riches en ammoniac en nitrites, puis en nitrates assimilable par les végétaux qui se nourrissent des nutriments contenus dans l'eau. L'eau est donc purifiée et se charge d'oxygène en circulant. Elle regagne le bassin d'élevage (Al-Hafedh *et al.*, 2008 ; Love *et al.*, 2014).

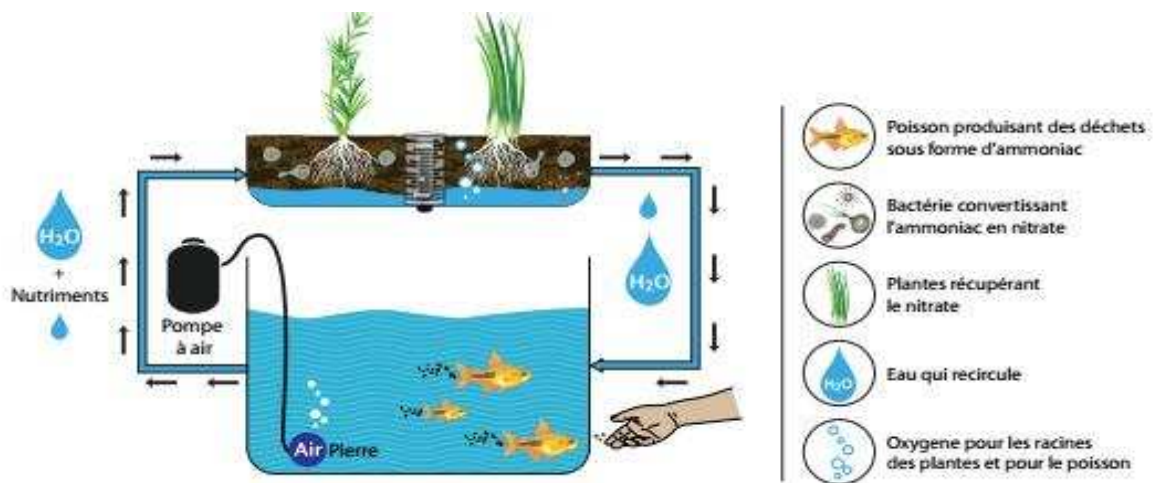


Figure 1: Principe du fonctionnement d'un système aquaponique (www.smartfish-coi.org 2015)

2. Le cycle d'azote

Dans un système d'élevage piscicole, l'ammoniac évolue constamment dans l'eau par l'excrétion de l'urine, des fèces et les branchies du poisson comme un produit du métabolisme ou par la décomposition des restes de nourriture. L'une des fonctions les plus importantes de l'aquaponie est la conversion aérobie de l'ammoniac en nitrate par le processus de nitrification (Hijran *et al.*, 2017).

Les bactéries responsables de ce processus forment un biofilm sur les surfaces solides immergées dans l'eau (billes d'argiles, racines ...), au commencement du cycle d'azote, les déchets organiques vont être dégradés par les micrococus, bacteriums et baciliums en ammoniac ou ammonium selon le PH. Puis par l'action des Nitrosomonas l'ammoniac est transformé en Nitrites. Après à la fin du cycle vient les genres nitrospira et nitrobacter pour convertir le nitrite en nitrate (Hijran *et al.*, 2017).

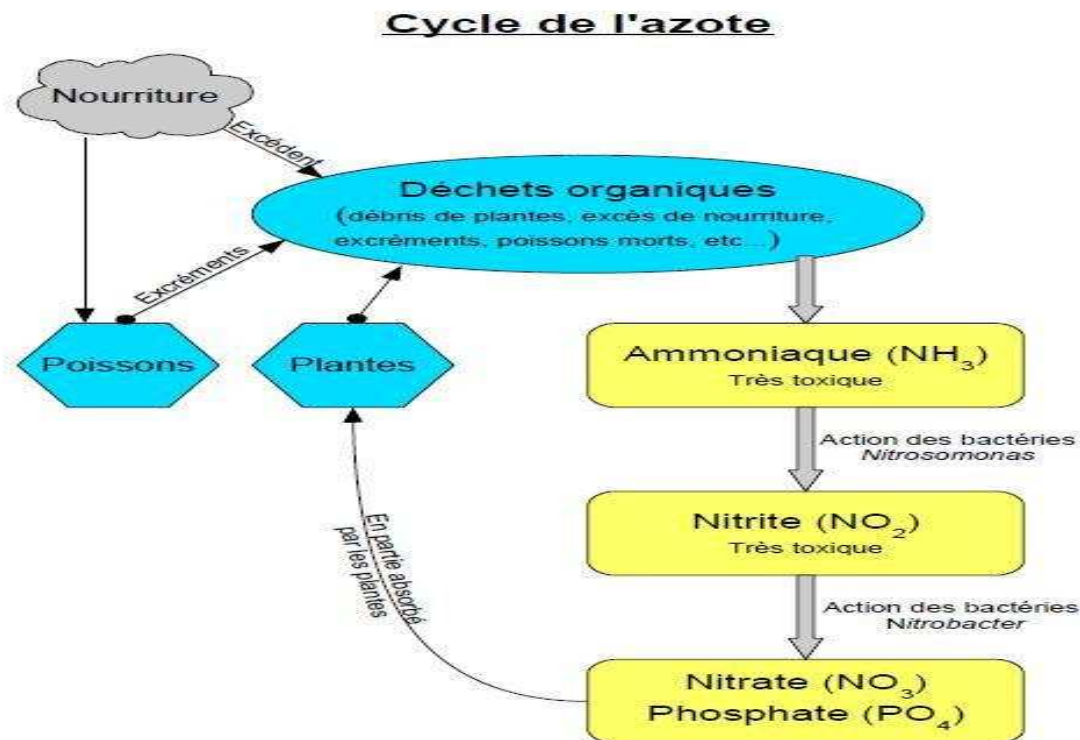


Figure2 : Le cycle d'azote dans un système aquaponique (www.aquavipare.fr).

3. Les différents systèmes aquaponiques

Selon Morard (1995), les cultures hors sols se définissent comme « des cultures des végétaux effectuant leur cycle complet de production sans que leur système racinaire ait été en contact avec leur environnement naturel, le sol ».

Il existe trois principaux types de systèmes de culture aquaponiques à travers le monde : la technique NFT horizontale ou verticale (Nutrient Film Technique), la technique de culture sur « rafts », et la technique de culture sur lit de substrats inertes (Media Filled Beds).

Elles ont en communs le réservoir de poissons et le lit de plantes hors sol, et se différencient dans les composants de filtration et de plomberie, la quantité et la fréquence de recirculation de l'eau et l'aération et le type de la plante (Connolly et Trebic, 2010).



Figure 3: Le cycle d'azote dans un système aquaponique (www.aquavipare.fr).

4. Etude comparative de l'efficacité de ces trois systèmes

Le tableau ci-dessous liste les études comparatives faites sur les trois techniques mentionnées.

Tableau 1 : comparaison des 3 techniques mentionnées.

Etude	Observations
Efficacité en termes de rendement en culture végétale.	Le rendement est supérieur pour la méthode sur gravier, ensuite la technique sur RAFTS et en dernière position la technique NFT (lennard 2006).
Efficacité en termes de rendement épuratoire.	La technique NFT serait moins efficace que les deux autres (lennard 2006).
L'aspect commercial. (Kopsa 2015).	<ul style="list-style-type: none"> - La technique NFT est la moins adaptée à l'aquaponie commerciale puisque sur le long terme, elle présente de nombreux risques. - La technique sur substrat a montré son efficacité mais l'accumulation des MES dans le cas d'un système intensif pourrait avoir à long terme un impact négatif. - Les grosses productions aquaponiques commerciales existantes à ce jour utilisent surtout la technique sur RAFTS.
Utilisation à travers le monde. (love <i>et al.</i> , 2014).	<ul style="list-style-type: none"> -86% utilisent des substrats inertes type gravier, fibre de coco. - 46% utilisent la technique des rafts. - 19% utilisent la technique du NFT. - 17% utilisent des tours verticales. - 18% utilisent la technique MFB.

5. Les différentes plantes et poissons utilisés

Les animaux les plus couramment élevés dans les systèmes aquaponiques sont le tilapia (55%) et les poissons d'ornements (koi, poisson rouge, poisson tropical) (48%) (Love *et al.*, 2014). Les systèmes aquaponiques n'offrent en général que des volumes réduits au développement des racines. Ils ne se prêtent pas à la culture de gros sujets ayant des systèmes racinaires importants, les trois cultures les plus répandues sont le basilic 70%, la tomate 69% et la salade 64%, ce qui signifie que les répondants cultivent plus d'une espèce (Love *et al.*, 2014).

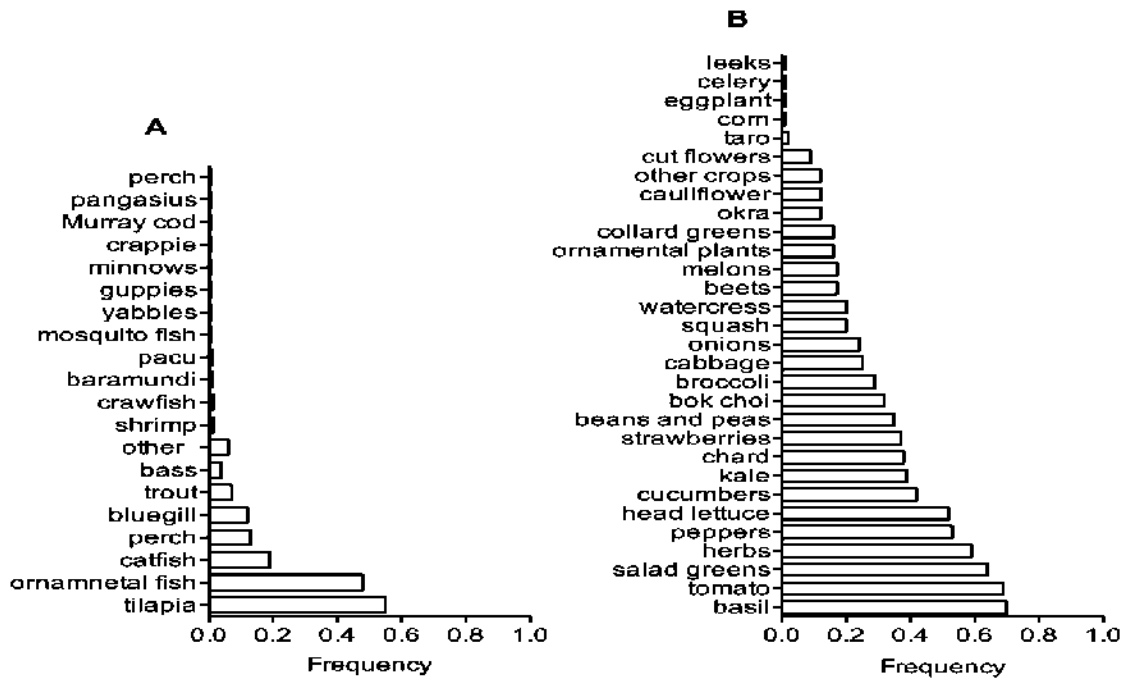


Figure 4: les différents poissons A et plantes B utilisés en aquaponie (Love *et al.*, 2014).

6. L'éclairage en aquaponie

L'aquaponie fait appel à des compétences dans de nombreux domaines (l'agriculture, l'aquaculture, horticulture, chimie de l'eau) vue qu'elle est issue de la fusion de deux systèmes de production agroalimentaires, ce qui double les possibilités d'apparition de problèmes. La rentabilité d'un système aquaponique est étroitement liée à la densité et le dimensionnement de l'investissement. Les systèmes « commerciaux » existants sous les climats européens semblent indiquer qu'une échelle minimale de 1 000 m² (sous serre) est nécessaire pour atteindre la rentabilité (Foucard *et al.*, 2015). Dans ce cas, l'utilisation de sources lumineuses artificielles est une priorité pour assurer une bonne croissance. Différentes technologies d'éclairage sont utilisées dans les systèmes aquaponiques comme l'halogénure métallique (MH), sodium haute pression induction, diode électroluminescente (LED) et tube fluorescents (Watts, 2018).

Les tubes fluorescents fonctionnent relativement bien, fournissent un large éventail de radio-transparent, et offre une bonne performance énergétique. Mais elles ne produisent pas une bonne intensité de la lumière pour toutes les plantes. L'éclairage sodium haute pression induction a tendance à produire des plantes qui sont plus compact, ayant des entre-nœuds courts avec tiges et feuilles épaisses, par rapport aux plantes cultivé sous

haute décharge, enfin les unités LED sont utilisées en raison de leur longue durée de vie, et à leur fonctionnement à basse énergie (Watts, 2018).

Chapitre II : Matériels et Méthodes

1. Présentation de la station d'étude

La recherche scientifique à l'ENSMAL est organisée au niveau de deux laboratoires nationaux de recherche le laboratoire de Conservation et Valorisation des Ressources (CVRM) et le laboratoire des Écosystèmes Marins et Littoraux (ECOSYSMarL). Ils ont hérité des activités et des patrimoines humain et matériel de l'ancien laboratoire de recherche intitulé « **Environnement, Aménagement et Écosystèmes Littoraux** » créé en 2000 et dissous en 2006 suite à sa cessation d'activité en raison du séisme de 2003 qui a endommagé ses locaux. Présentement, ces deux laboratoires ont pour siège la station de recherche marine de l'ENSSMAL, sise à Sidi-Fredj la où s'est déroulée notre expérience pendant 35 jours.

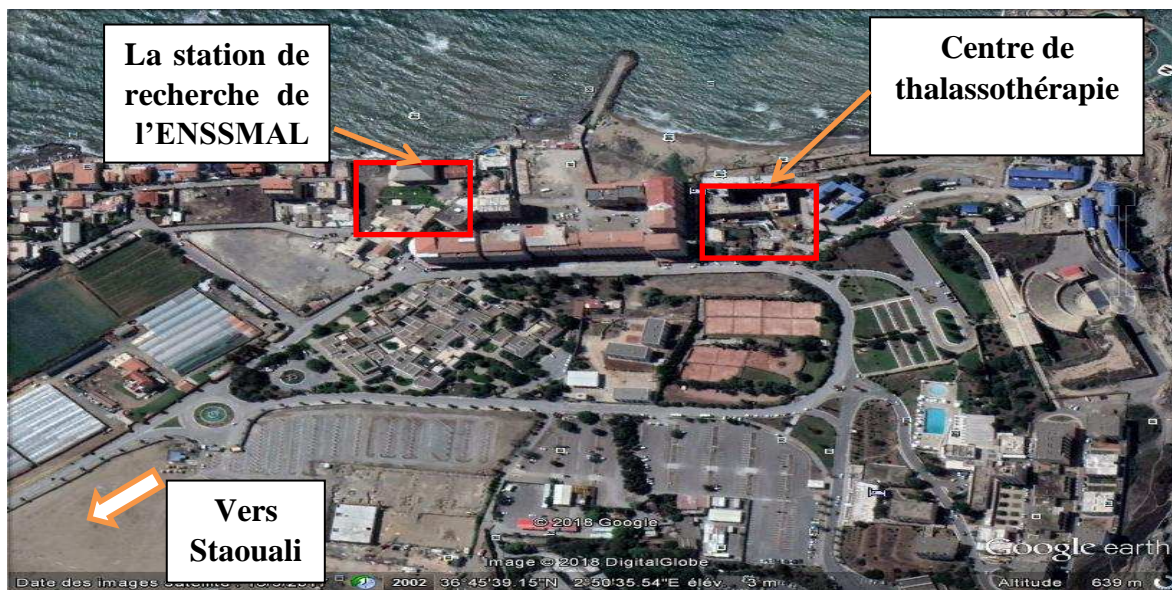


Figure 5: Image satellitaire de la station de recherche de l'ENSSMAL à Sidi Fred. (Google earth, 2018).

2. Conditions expérimentales

Nous avons réalisé notre expérience au niveau de la station de recherche de l'ENSSMAL à Sidi Fredj, pendant une durée totale de 35 jours du 01/05/2018 jusqu'au 06/06/2018, où 6 bacs de cultures ont été utilisés : 3 bacs carrés et 3 rectangulaires et un bassin d'élevage de poisson (tilapia rouge). On a utilisé 3 types de lumières différentes afin de connaître si leur type a un effet sur la croissance des plantes et sur la rentabilité vis-à-vis l'économie d'énergie.

La principale production ciblée par ce système de culture est la laitue. Elle est cultivée sur des plaques de polystyrène flottantes dans des bacs avec une profondeur de la colonne d'eau de 30 cm (Al-hafedh et al., 2008).

3. Présentation du système aquaponique

3.1 Le système avant les modifications

On a porté des modifications sur un système déjà existant élaboré par Maarouf Ihab et Ihadjaden Yob lors de son PFE sur la conception et le suivi d'un système aquaponique en 2017. L'ancien système se compose : d'un bassin de poisson, 2 Tonneaux, un pour le filtre tourbillon et un autre pour le filtre biologique, une boîte en plastique pour le filtre mécanique, 3 bacs carrés IBC, 3bacs rectangulaires de culture en plastique, et un bassin de récupération.

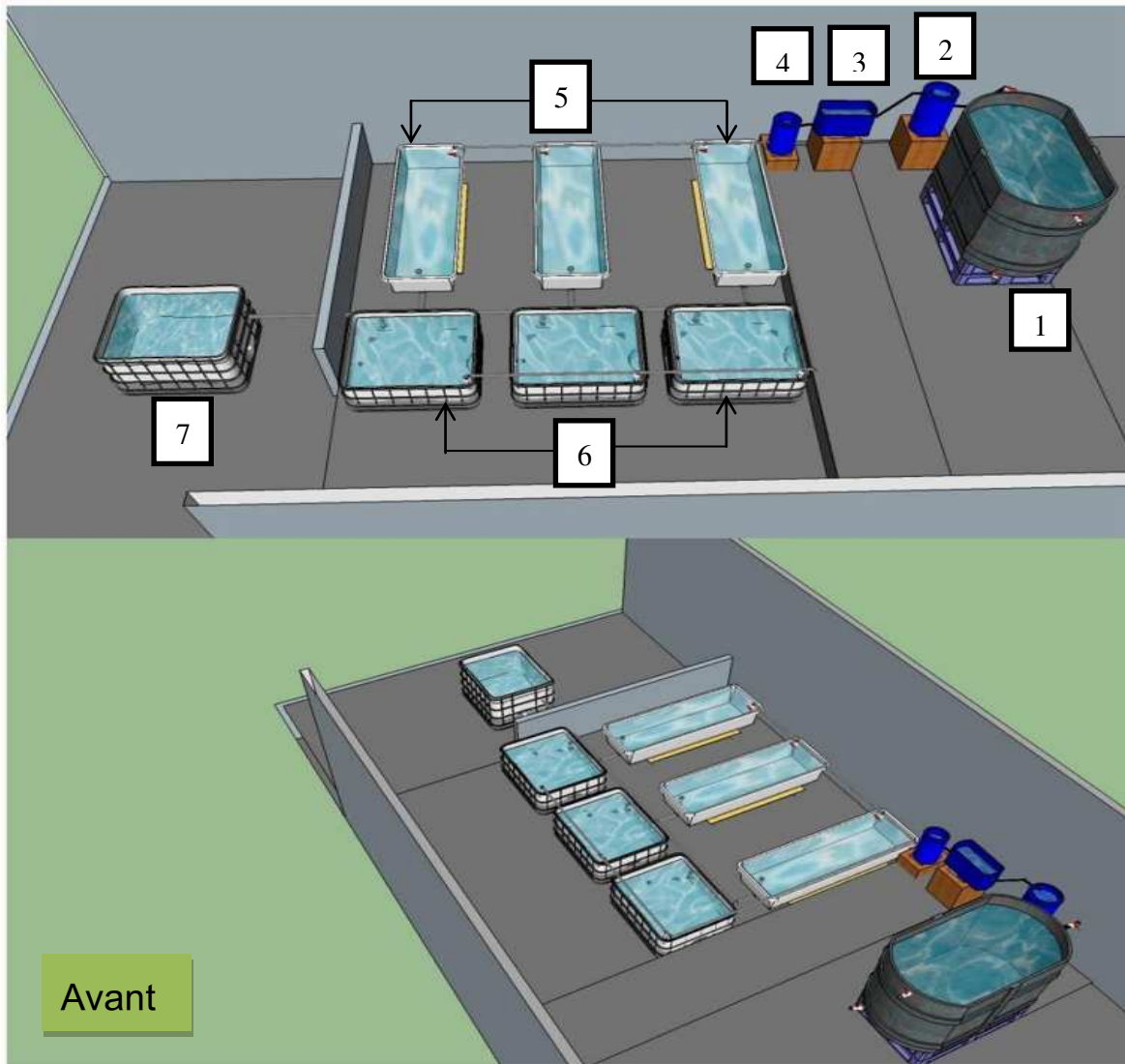


Figure6 : Démonstration 3D du système aquaponique avant les modifications (élaboration personnelle).

- | | |
|-----------------------|-----------------------------------|
| 1- Bassin de poisson. | 5- Bacs rectangulaire de culture. |
| 2- Filtre tourbillon. | 6- bacs carré de culture. |
| 3- Filtre mécanique. | 7- bac de récupération. |
| 4- Filtre biologique. | |

3.2 Le système après les modifications

Pour réaliser notre expérience nous étions obligés d'apporter quelques modifications sur l'ancien système. Pour cela on a séparé les trois rangés de bacs de culture par une bâche opaque pour créer trois compartiments isolés les uns des autres, et isolé aussi de la lumière naturelle. Après, chaque compartiment a été équipé par un type de lumière différente:

- 1^{er} Compartiment —————> tube néon de 120 cm et 72W.
- 2^{ème} compartiment —————> Lampe LED de 6 cm de diamètre et 40W.
- 3^{ème} compartiment —————> LED carré (60*60) cm et 48W.



Figure 7 : les différentes étapes de séparation des bacs de culture.



Figure 8: les trois compartiments isolés avec l'installation de la lumière.

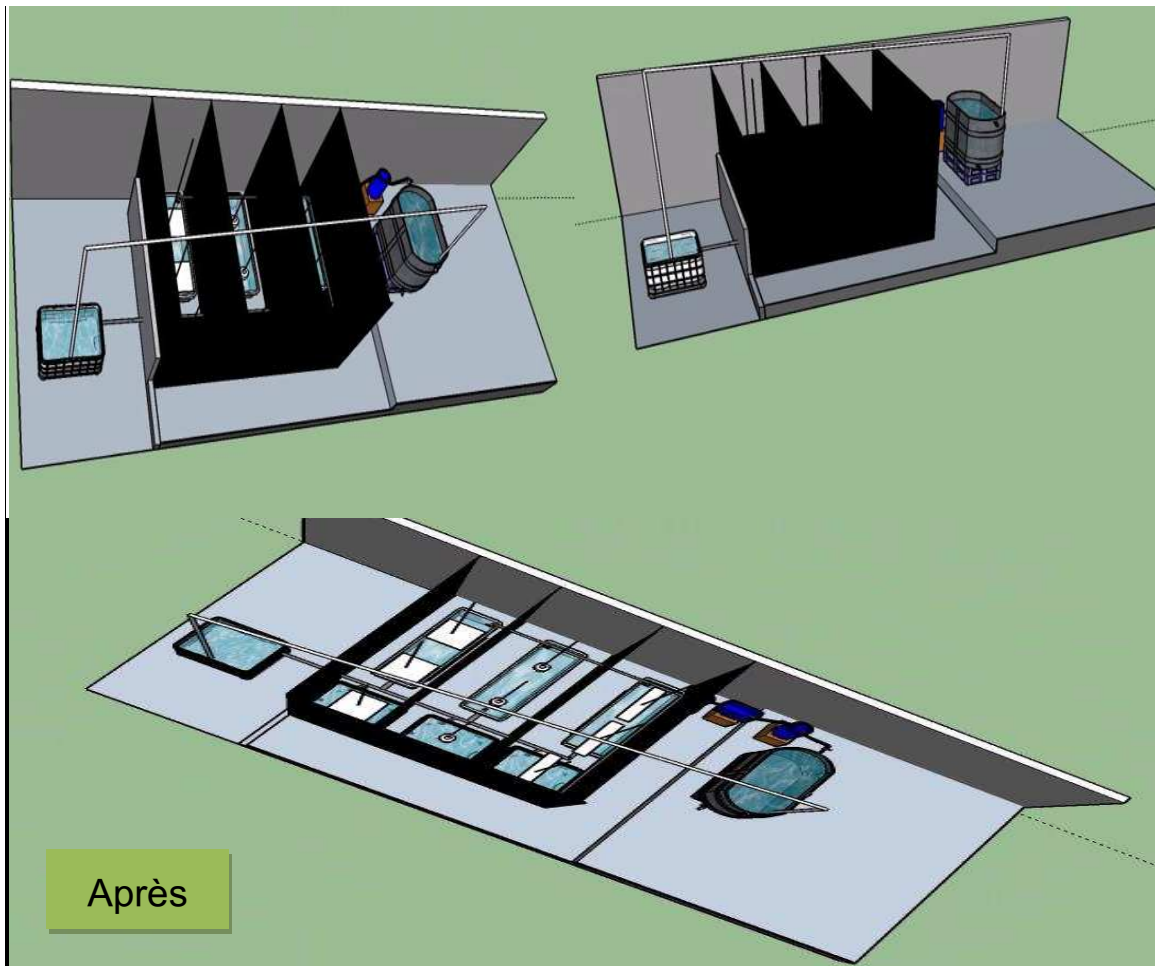


Figure9 : Démonstration 3D du système aquaponique après la séparation et l'installation de lumière (élaboration personnelle).

Tableau 2 : liste des composants de système.

Matériaux	Dimension (Lo, La, h) (m)	Quantité
Bassin de poissons en résine (1,8 m ³)	(1,8×1×1 ,1)	1
Bacs de culture en plastique (420 cm ³)	(2,18×0,64×0 ,3)	3
Réservoirs IBC (1m ³)	(1×1×1)	2
Feuilles de polystyrène	(2×1×0,05)	3
Tonneau (55 cm ³)	h = 0,58 Θ = 0,35	1
Tonneau (33cm ³)	h = 0,47 Θ = 0,3	1
Boite en plastique (47cm ³)	(0, 51×0,28×0,33)	1
Pompe à eau submersible	/	1
tilapia rouge	/	46 géniteurs
La laitue	/	160 laitues
LED carré	(0, 59×0,59×0,08)	3
Tube néon	Lo = 0,125	3
Lampe LED	h = 0,15 Θ = 0,06	3
Bâche noire	(3,3×2,2)	4
	(3,75×2,4)	1

Lo : longueur.

La : largeur.

H : hauteur.

4. Fonctionnement du système

Après avoir réparé et nettoyer les bassins et les bacs de culture on a réinstallé le système. Le 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, qui permet de faire décanter les grosses particules dans le fond du filtre grâce au courant tournant en continu. Ensuite, Le deuxième filtre mécanique, il est composé de plusieurs couches de ouate et gravier qui ont une capacité de filtration très importante. Ce dernier est placé en sortie du filtre à tourbillon et permet de retenir les particules de petites tailles et pour finir avec une filtration biologique au niveau du biofiltre. Ce type de filtration aide le système à mieux bouclé le cycle d'azote par l'accélération d'opération de nitrification. L'eau est dirigée vers le système hydroponique pour l'irrigation de tous les bacs de culture. Le niveau d'eau dans les bacs hydroponiques 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 avec un débit de 0,25 l/s pour fermer le cycle.

Après les modifications apportées au système déjà existant, on l'a démarré le 01/05/2018 pendant une durée de 5 jours, avant la mise en place des plantes en utilisant 46 géniteurs de tilapia rouge afin d'initier le développement des bactéries nitrifiantes.

5. La lumière

Les plantes ont besoin de lumière pour croître et se développer de façon optimale, mais les trois différents aspects de la lumière, soit la quantité, la qualité et la durée, ont également un impact majeur sur la croissance.

Dans des conditions normales, une plante reçoit de la lumière du soleil; la quantité, la qualité et la durée dépendent beaucoup de la saison, de l'heure du jour, de l'emplacement géographique et des conditions météo. L'effet de chacun des aspects sur la croissance et le développement des plantes sera expliqué plus loin.

Dans notre expérience les plantes bénéficiaient de trois types de lumière artificielle avec une durée d'éclairage (photopériode) de 24/24h de début jusqu'à la fin de notre étude, où chaque compartiment a été équipé par un type de lumière de puissance déférente : le

premier compartiment était équipé par trois tubes néon de 72W, le deuxième par trois lampes LED de 40W et le troisième par trois LED carrée de 48W. **Figure (8)**. Afin de déterminer si leur type a un effet sur la croissance des plantes et sur la rentabilité vis-à-vis l'économie d'énergie et déterminé à quel compartiment on a enregistré le meilleur rendement.

5.1 Premier compartiment

On a utilisé dans ce compartiment trois tubes néon (72W) de 120 cm de longueur, les bacs rectangulaires étaient équipés par deux tubes et le bac carré par un seul tube. La distance entre les tubes néon et les plantes est de 30 cm.

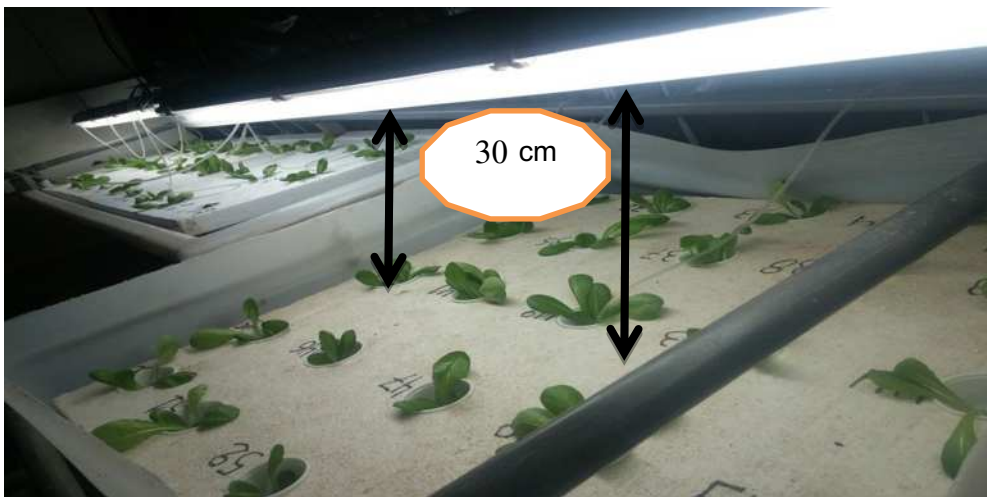


Figure 10: Emplacement, et la distance entre la source lumineuse par rapport à la surface plantée.

5.2 Deuxième compartiment

Ce compartiment était équipé par trois lampes LED de 40W, la répartition des lampes est faite de même que le premier compartiment : deux lampes pour les bacs rectangulaires et une seule lampe pour le bac carré. La distance entre la surface cultivée et les lampes est de 40cm.

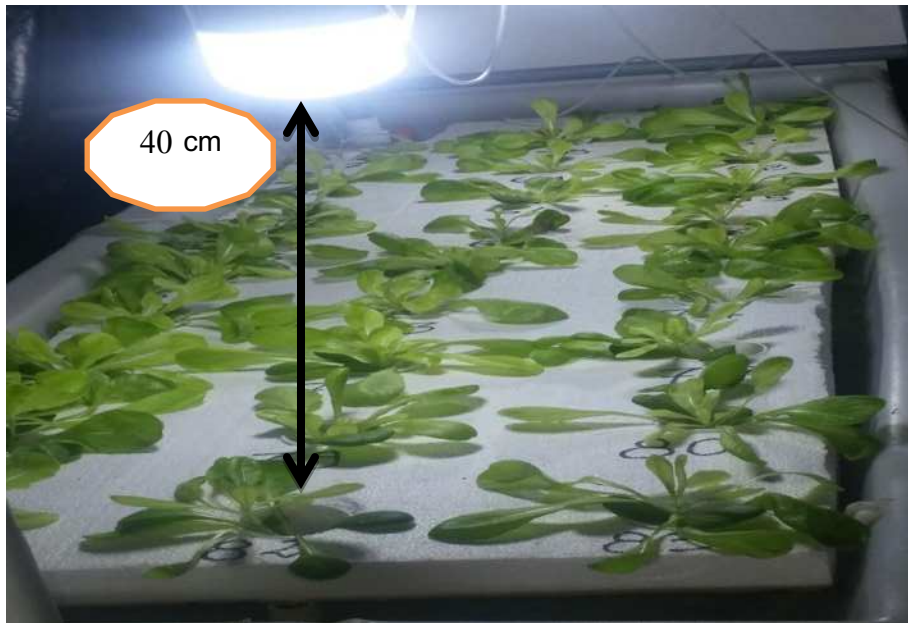


Figure 11: Emplacement, et la distance entre la source lumineuse par rapport à la surface plantée.

5.3 Troisième compartiment

Ce compartiment était équipé par trois lampes LED carrée (40W) de dimension 60×60 cm, emplacement été faite de même façon que les compartiments précédents : deux LED carrée pour les bacs rectangulaires et une seule pour le bac carré. La distance entre la surface cultivée et les LEDs est de 40cm.



Figure 12: Emplacement, et la distance entre la source lumineuse par rapport à la surface plantée.

6. Les plantes

La laitue est une plante annuelle, de jours longs, à cycle court et pousse particulièrement bien en aquaponie en raison des concentrations optimales de nutriments dans l'eau. Toutes les variétés de laitues peuvent être cultivées en aquaponie. Aussi la laitue est une plante robuste à croissance rapide et qui demandent peu de nutriments (Kim, 2004). C'est pour ça on a choisi la laitue (*Lactuca sativa*) comme la plante qui sera cultivée pour effectuer notre expérience.

Systematique

Règne : Plantae

Clade : Angiospermes

Clade : Dicotyledones

Clade : Astéridées

Clade : Campanulidées

Clade : Asterales

Famille : Asteraceae

Genre : *Lactuca*.

Nom binominal

Lactuca sativa

L., 1753

6.1 Provenance de la laitue

Le 01/05/2018 on a organisés une sortie avec notre promoteur pour acheter la laitue, on a acheté deux plateaux chacun contient 105 plantes d'une pépinière à Zéralda **Figure(13)**.



Figure13 : les plantes de laitue avant la mise en culture.

6.2 Préparation des radeaux en polystyrène

On a utilisé 3 feuilles de polystyrène de dimensions (2×1×0,05) m pour préparer 6 plaques rectangulaire de 0,4 m² et 3 plaques carrée de 0,8 m² **Figure(14)**.

Pour les plaques rectangulaires, on les a percées à l'aide d'une perceuse sans fil pour obtenir 15 trous de 32 mm de diamètre avec une distance de 15 cm entre eux. Après à chaque bac rectangulaire on a placé 2 plaques polystyrène.

Pour les plaques carrées on a fait le même travail précédent mais vu leur superficie qui est plus grande à celle des plaques rectangulaires on a obtenu 24 trous de 32 mm de diamètre avec une distance de 15 cm entre eux. Puis on a placé à chaque bac IBC une seule plaque.

A la fin de préparation des plaques polystyrène on a numéroté chaque trou où en seront plantées les plantes pour faciliter le suivi de leur croissance. (Chaque numéro correspond à une plante).

Selon les travaux réalisés par (Rakocy *et al.*, 2006 ; Lennard, 2012 ; Delaide, 2016). Nous avons travaillé avec une densité de 30 plantes /m².

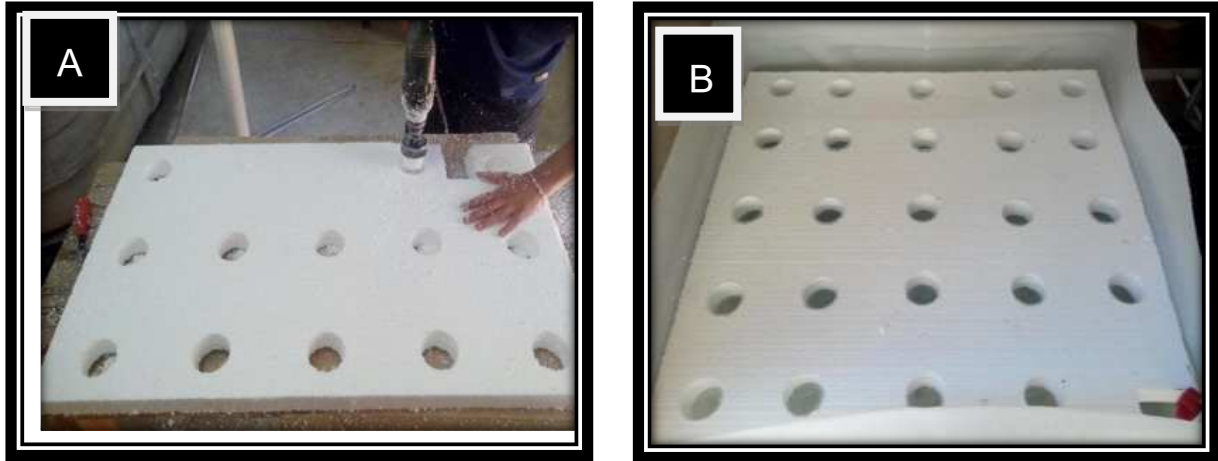


Figure14 : les plaques polystyrène rectangulaire (A), les plaques polystyrène carrées(B).

6.3 Mesure de taille et la plantation des plantes

Pour la plantation des plantes on a préparé 160 gobelets sur lesquels on a percé leurs parties inférieures afin que les racines tombent directement dans l'eau pour l'assimilation des nutriments.

Avant la plantation et à l'aide d'une règle on a mesuré la taille de chaque plante (longueur de racines et de la partie consommable) **Figure(15)**, et on a refait cet opération chaque semaine pour suivre l'évolution de la croissance. Après à l'aide d'une balance on a pesé les plantes deux fois pendant l'expérience, la première au début de l'expérience le 05/ 05 /2018 correspondant à la mesure de poids initiale de chaque plante, la deuxième à la fin de l'expérience le 06 / 06 / 2018, afin de suivre l'évolution de poids et de comparer le rendement de chaque compartiment.

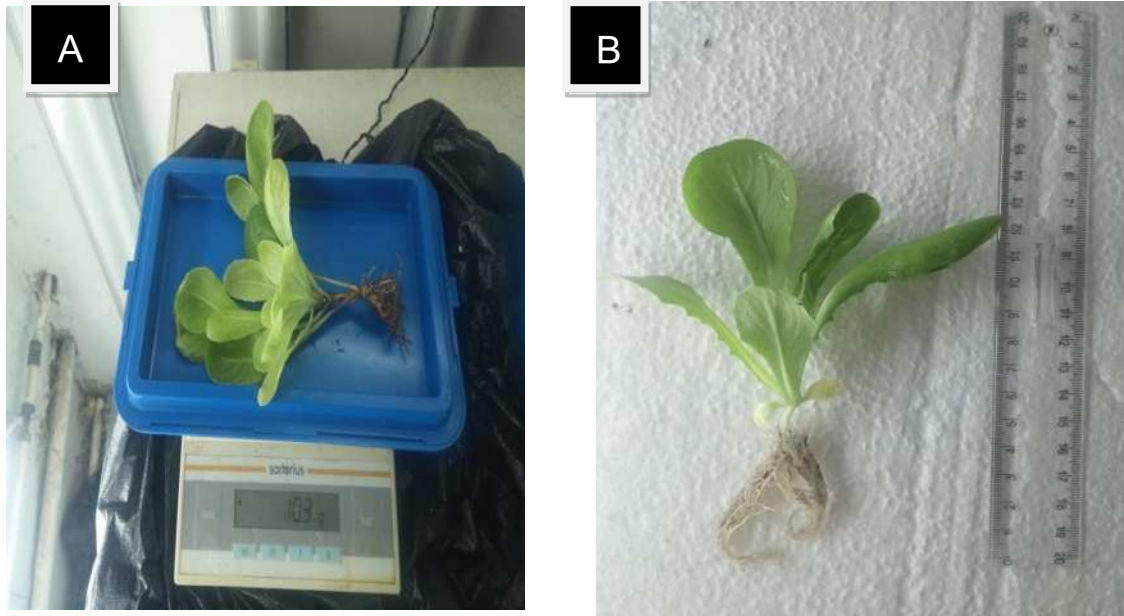


Figure15 : la pesée des plantes (A), la mesure des tailles (B).

6.4 Condition de culture

Dans un premier temps, la détermination des besoins d'une culture nécessite la connaissance de divers paramètres concernant, aussi bien la plante elle-même.

Dans notre étude on va considérer les conditions et les paramètres climatologiques (T, PH et la lumière) comme étant fixen, car l'expérimentation se déroule dans un lieu fermé, et tous les paramètres ont été contrôlés.

Les plantes bénéficiaient de trois types de lumière artificielle où chaque compartiment a été équipé par un type de lumière de puissance déférente : le premier compartiment était équipé par trois tubes néon de 72W, le deuxième par trois lampes LED de 40W et le troisième par trois LED carrée de 48W, avec une durée d'éclairage (photopériode) de 24/24h.

7. Les paramètres physico-chimiques

Les mesures des caractéristiques physico-chimiques (Température, pH) de l'eau du système, ont été effectué chaque semaine à partir du début d'étude jusqu' à la fin à l'aide d'une sonde multi-paramètres, afin de réguler ces dernières dans le cas d'un éventuel changement en dehors de la marge recommandée. Aussi pour assurer une bonne qualité de

l'eau qui doit être maintenue en permanence dans un élevage en circuit fermé et ce pour avoir une croissance optimale des plantes et des poissons sains.

7.1 Les sels nutritifs

15 échantillons sont prélevés de 15 endroits différents dans le système 1 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.

Les sels nutritifs (ammonium, nitrite, nitrates) sont des éléments mineurs et leur concentration peut être modifiée par divers facteurs notamment l'intervention des bactéries, dans notre étude les prélèvements des échantillons ont été effectués une seule fois par semaine et mis en congélateur pour les conserver afin d'obtenir des résultats précis (Guingue *et al.*, 1992).

La détermination de leurs concentrations a été effectuée avec la méthode colorimétrique en flux continu avec l'appareil SKALAR San Plus (SCALAR®1996) suivant le protocole du laboratoire de l'ENSSMAL à sidi Fredj.



Figure16 : L'auto Analyser San Plus (SKALAR®,1996)

7.2 La température et Le pH

A cause l'indispensabilité de matériel, on a commencé les mesures de T (°C) et PH à partir de la deuxième semaine.

Pour la température dans les bacs et les bassins, elle a été mesurée quatre fois par semaine. On a utilisé trois résistances de 120 W pour réchauffer l'eau dans le bassin de poissons pour maintenir la température stable à 24 °C.

Le PH a été mesuré au même temps avec la température à l'aide d'un sonde multi paramétrés.

7.3 Aération du système

L'eau du système doit être très bien oxygénée et avoir une circulation idéale afin que les Poissons, les bactéries et les plantes restent en bonne condition (Delaide, 2016).

Nous avons utilisé une pompe à air (atman de capacité 70L/ min) **Figure (17)**, pour bien oxygéner les bacs, mais vu à sa faible puissance seul le troisième et le deuxième compartiment ont bénéficiés d'un faible bullage.



Figure17 : Pompe à air de marque ATMAN (70L/ min)

8. Poisson

Pour le choix de poisson on a choisi le tilapia rouge vu sa disponibilité, et simple adaptation à l'élevage en circuit fermé, sa haute tolérance vis-à-vis des fluctuations des paramètres physico-chimiques.

Quarante-six (46) géniteurs de tilapia rouge (*Oreochromis sp*) de sexes confondus et de différentes tailles ont été transportés le 29/04/2018 de la ferme expérimentale de l'ENSSMAL vers Sidi Fredj, et introduits dans le bassin d'élevage durant (05) jours, (du 01/05/2018 au 05/05/2018), avant la mise en place des plantes dans le système aquaponique (bacs de culture) afin d'initier le développement des bactéries nitrifiantes.

Systematique

Règne:	Animal
Embranchement:	Métazoaires
Super classe:	Gnatostomes
Classe:	Poissons
Sous classe:	Téléostéens
Ordre:	Perciformes
Super famille :	Percoïdes
Famille:	Cichlidae
Genre:	Oreochromis

Le Tilapia rouge, issu du croisement : *Oreochromis mossambicus* male (♂) x *Oreochromis niloticus* femelle(♀)

8.1 Nourrissages des poissons

Le taux de nourrissage est calculé en fonction de la biomasse des poissons c'est-à-dire calculé en fonction du poids moyen total des poissons, pour cela on a pesé la totalité de poissons à l'aide d'une balance. On a obtenu 4,7 kg comme poids total initial.

La quantité d'aliment à fournir aux poissons est estimé par 2% de poids vif soit 94g.

Vu l'indisponibilité d'aliment ; le nourrissage des poissons n'était pas régulier. Aussi pendant notre étude on a diminué la ration alimentaire jusqu'à 64 g à cause de la reproduction spontanée de tilapia afin d'éviter le gaspillage de l'aliment. Ce dernier 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 à base de blé, concentré protéique de soja, gluten de blé, huiles de poissons, tourteau feed pression de colza et phosphate mono-calcique.

Pour estimer la croissance des poissons au cours de l'expérimentation et caractériser l'efficacité d'utilisation d'aliment, les indices suivants ont été calculés :

8.1.1 Indice de Conversion (IC)

Il exprime la masse d'aliment nécessaire à la production de biomasse de poisson. C'est donc une valeur, par exemple, lorsque l'on parle d'un taux de conversion de 1,8, cela exprime que 1,8 kg de nourriture est nécessaire à la production de 1kg de poisson vif. Logiquement, un taux de conversion scientifique tient compte de la teneur en eau de l'aliment ($\pm 10\%$) et du poisson lui-même qui varie selon les espèces ($\pm 70\%$). En pisciculture commerciale, on n'utilise jamais le taux de conversion scientifique. En pisciculture commerciale, on est davantage intéressé par le taux de conversion « économique », qui tient compte des problèmes d'élevage (mortalité, prédation etc.) pour obtenir réellement un taux de conversion correspondant aux résultats économiques de l'affaire. En effet, même s'il est intéressant de savoir, que dans des conditions d'expérience, telle espèce de tilapia a un taux de conversion de par exemple 1,7, il est beaucoup plus intéressant encore de savoir que le même poisson dans des conditions commerciales d'élevage donnera atteindra 1,8 lorsque l'on tient compte des contraintes réelles d'élevage (Mélard, 1995).

$$IC = Qad / (pf - pi)$$

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.

8.1.2 Gain de Poids Journalier (GPJ)

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

$$GPJ = (pf - pi) / \text{Nbr de poisson} / \text{Nbr jrs}$$

Formule 2 : 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

8.1.3 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).

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

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.

Chapitre III : Résultats et discussion

1- Les poissons

1.1 Détermination du poids

On a effectué la pesée de la totalité de la population qui est représentée par 46 poissons, on a obtenu un poids total de 4479,2 g soit 4.48 kg avec une densité de 1.02 kg/ m³. Le poids le plus faible était 26.17g et le plus élevé était 224.4g ce qui représente une grande hétérogénéité de poids dans la population avec 74% d'individus dépassant les 50 g.

La biomasse totale initiale était de 4.479kg mais après 35 jours de l'expérience, elle a atteint 5.329 kg, ce qui représente un gain de poids avoisinant 0.9kg, correspondant à une augmentation de 20%.

1.2 Nourrissage des poissons

Le taux de nourrissage a été évalué à 66g d'aliment, ce qui signifie qu'à chaque distribution journalière on donne au minimum 66g d'aliment aux poissons, en la rapportant au poids total des poissons dans le bassin, nous avons déduit que le tilapia rouge cultivé dans notre système consomme 1.47% de son poids en aliment par jour.

1.3 Les indices de croissance

1.3.1 Indice de Conversion

Le poids total des poissons, 35 jours après le démarrage du système, a passé de 4.479 kg à 5.329 kg ce qui fait une augmentation de 25 g/j.

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

$$IC = Qad/(Pf-Pi) = 0.99/(5.329-4.479) = 0.84$$

Nos résultats sont inférieure de ceux d'Al-Hafedh *et al.*, (2008) qui a eu (1,4 ; 1,7 ; 1,3) alors qu'il a travaillé avec un aliment de 34% de protéines.

On a obtenu des résultats identiques à ceux de Palm, Seidemann *et al.*, (2014) qui ont relevé (0,83 ; 0.93).

1.3.2 Gain de Poids Journalier

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

$$GPJ = (Pf-Pi)/Nbr \text{ de poissons}/Nbr \text{ jrs} = (5329-4479) /46/35 = 0.5g/poisson/jour.$$

Dans notre expérience chaque poisson grandit de 0.5g chaque jour, en comparant notre résultat avec les résultats trouvés dans d'autre études, on remarque que le GPJ qu'on a

trouvé est proche à celui de la première expérience d'Al-Hafedh *et al.*, (2008), de Simeonidou *et al.*,(2012) et de Palm, Seidemann et al,(2014) qui ont arrivé à des résultats comprises entre 0,2 et 0,4g/poisson/jour.

Par rapport aux 2 autres expériences d'Al-Hafedh *et al.*, (2008) (1,4 ; 1,5) g/poisson/jour, on a un gain inférieur au sien.

1.4 Discussion des indices

On peut expliquer les différences constatées entre les valeurs des indices de croissances de la présente étude et ceux de la bibliographie par :

Indices				
IC	ICS (%/jour)	GPJ (g/poisson/jour)	Survie	Bibliographie
1,4	0,1	0,2	96,1	(Al-Hafedh <i>et al.</i> ,2008)
1,7	1	1,4	97,7	
1,3	1,1	1,5	99	
0,8	3,04	0,4	100	(Palm, Seidman <i>et al.</i> , 2014)
0,93	2,98	0,33	98,9	
1,03	0,71	1,2	100	(Palm, Bissa <i>et al.</i> , 2014)
/	2,9	/	/	(Skar <i>et al.</i> , 2015)
0,8	0,4	0,5	100	Présente étude

Tableau 3 : comparaison entre nos résultats et ceux de la bibliographie

- L'utilisation de différents types d'aliments : Al-Hafedh *et al.*, (2008) a utilisé un aliment contenant un pourcentage de protéines de 34%, alors que pour Palm, Bissa, et al, (2014) ont utilisés un aliment contenant 47% de protéines et dans le cas de Skar et al, (2015), lui, il a utilisé un aliment ayant 38% de protéines.

- L'utilisation de différentes tailles de poissons : Al-Hafedh et al., (2008) a utilisé dans ces 3 expériences des tailles variantes de (248 ; 65 ; 42) g, Simeonidou et al, (2012) a démarré son expérience avec des poissons de (23 ; 26 ; 29) g.
- Dans notre étude et pendant 35 jours, 12 poissons ont eu une incubation buccale, ce qui va influencer les résultats des indices de croissance.
- Les durées varient largement d'une étude à l'autre : dans notre cas on a fait un suivi durant 35 jours alors qu'Al-Hafedh et al., (2008) a réalisé 2 expériences d'une durée de 140 et 186 jours respectivement.
- Les paramètres physicochimiques et biologiques de milieux où s'y déroulés chaque expérience influencent aussi les résultats des indices.

2. Les plantes

2.1 Premier compartiment (néon Pamir TS-EN 60598-2-5)

Nous avons transplanté 54 plantes de laitues dans ce compartiment qui présentait : une longueur totale initiale moyenne de 17.7cm, une longueur initiale moyenne des racines de 7.2cm, une longueur moyenne de la partie consommable de 10.4cm et un poids initiale moyen de 3.17g.

Le compartiment a été équipé par 3 lampes néon Pamir TS-EN 60598-2-5 chacune comporte deux tubes fluorescents (50HZ, 230V, 72W) placée à une hauteur de 30cm.

2.1.1 Croissance

Les mesures des longueurs dans les deux bacs de culture (carrés et rectangulaire) nous ont permis de tracer le graphe suivant qui représente leur croissance en fonction du temps.

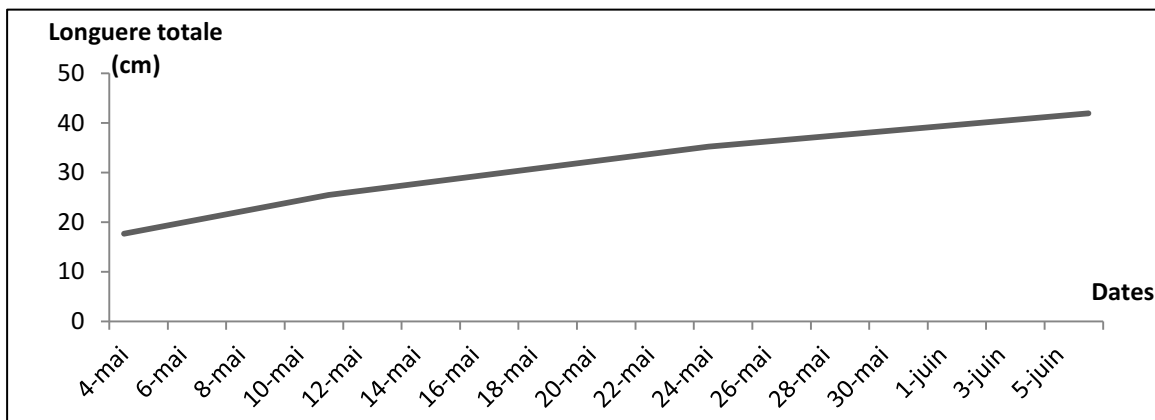


Figure 18: Evolution de la longueur moyenne des plantes dans le premier compartiment.

L'évolution des longueurs durant la période d'étude démontre l'existence d'une bonne croissance dans ce compartiment, on a passé de 17.7cm à 43cm de longueur moyenne, presque 3 fois la longueur moyenne initiale.

Durant la première semaine, la croissance était très rapide, ce qui montre le bon fonctionnement du filtre biologique, mais entre 11/05/2018 et 24/05/2018 on a noté une croissance peu rapide par rapport à la précédente, ceci est due probablement à la diminution de la ration alimentaire journalière à cause de l'indisponibilité de l'aliment de poissons durant cette période ce qui a engendré une diminution des concentrations des sécrétions branchiales et urinaires des poissons et alors une diminution des concentrations des nutriments.

Une autre explication possible, la faite qu'on a démarré le système 5 jours avant la transplantation des plantes dans les bacs de culture pour laisser le temps à la population bactérienne responsables de processus de la nitrification pour se proliférer et former un biofilme sur les surfaces solides immergées dans l'eau dans le filtre biologique. Ainsi, puisque le cycle d'azote était établi sans la présence des plantes, il y avait une production de nutriments sans consommation en contrepartie, de ce fait, la biodisponibilité des nutriments dans les bacs de culture favorisait la bonne croissance des plantes, et avec le temps les concentrations des nutriments ont diminuées provoquant un ralentissement de la croissance.

2.1.2 Taux de mortalité

On n'a pas enregistré des pertes de plantes dans ce compartiment vu que le risque d'attraper des maladies dans un système aquaponique est faible, en plus on n'a pas eu d'accident de manipulation. Le taux était de 0%.

2.1.3 La consommation d'électricité

Pour estimer la rentabilité de ce compartiment on doit savoir combien d'électricité on a consommé durant toute la période d'étude.

Le calcul de la consommation électrique se fait selon l'équation suivante :

$E = \text{la durée de l'expérience (heurs)} \times \text{la puissance des lampes (watts)}$.

Notre expérience s'est étalée sur une période de 35 jours, et on a utilisé 3 lampes néon d'une puissance de 72W chacune.

$E = 35 \times 24 \times 72 \times 3 = 181440 \text{ Wh} = 181.44 \text{ Kwh}$.

Le prix (hors taxe) : en Algérie le prix unitaire de l'électricité est fixé selon la consommation sur trois tranchants, pour une consommation inférieure à 125kwh le prix unitaire est de 1.779 DA.

Dans le cas contraire, la valeur de dépassement est calculée par rapport à un prix unitaire de 4.179 DA qui représente le deuxième tranchant additionné par la suite au premier.

Dans notre ça, on a eu une consommation supérieure à 125Kwh, alors le prix se calcule sur deux tranchants :

$$\text{Prix} = 125 \times 1.779 + 56.44 \times 4.179 = 458.24 \text{ DA.}$$

2.2 Deuxième compartiment

Ce compartiment a été équipé par 3 lampes à bulbes LED (50HZ, 156-250V, 40W) placée à une hauteur de 40cm.

Nous avons transplanté 53 plantes de laitues dans ce compartiment qui présentait : une longueur totale initiale moyenne de 17.2cm, une longueur initiale moyenne des racines de 7.2 cm, une longueur moyenne de la partie consommable de 10 cm et un poids initiale moyen de 3 g.

2.2.1 Croissance

Les mesures des longueurs dans le deuxième compartiment nous ont permis de tracer le graphe suivant :

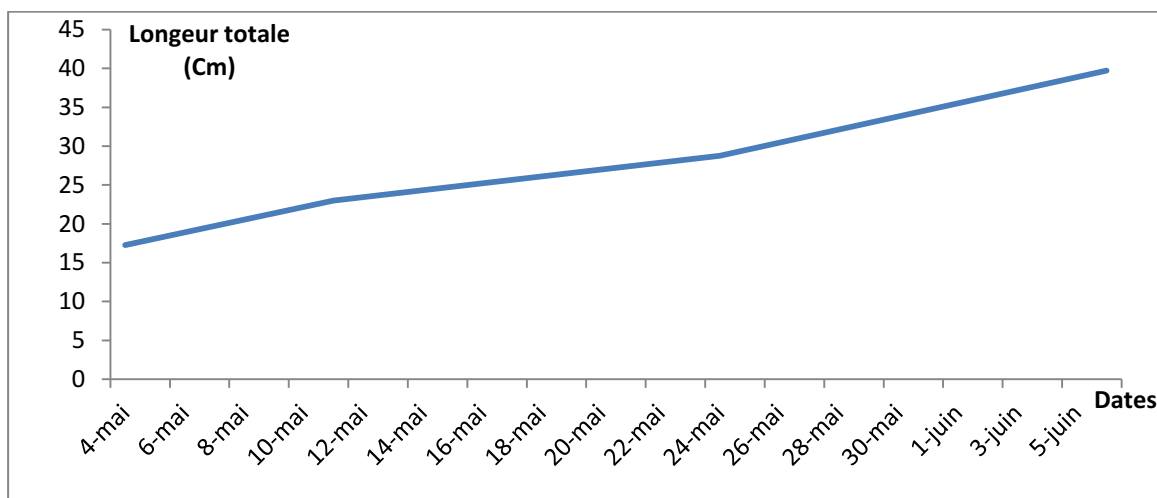


Figure 19: Evolution de la longueur moyenne des plantes dans le deuxième compartiment.

On a passé de 17.2 cm à 39.5 cm de longueur moyenne, ça fait 2 fois la longueur initiale moyenne, la croissance dans ce compartiment est inférieure à celle trouvée dans le premier mais elle reste satisfaisante.

On peut remarquer que durant les trois premières semaines de 04/05/2018 à 25/05/2018, le graphe montre le même modèle de croissance que dans le premier compartiment avec une évolution rapide durant la première semaine suivie après par un ralentissement remarquable de la croissance. Durant la quatrième semaine, on a essayé d'appliquer un bullage faible au niveau de deuxième et troisième compartiments vu que la capacité de la pompe à air que nous possédions était faible pour aérer tout le système. Le bullage aide au bon développement du système racinaire des plantes (Anderson, 2016), et ceci influence positivement la croissance totale ce qui explique la forte croissance après le 25/05/2018.

2.2.2. Taux de mortalité

Dans le deuxième compartiment comme dans le premier on n'a pas enregistré un cas de mortalité, le taux était de 0%.

2.2.3. La consommation d'électricité

L'estimation de la consommation électrique durant toute la période d'étude se fait selon l'équation suivante :

$E = \text{la durée de l'expérience (heurs)} \times \text{la puissance des lampes (watts)}$.

Notre expérience s'est étalée sur une période de 35 jours, et on a utilisé 3 lampes LED d'une puissance de 40 W chacune.

$E = 35 \times 24 \times 40 \times 3 = 100800\text{Wh} = 100.8 \text{ Kwh}$.

Le prix (Hors taxe) : la consommation est inférieure à 125Kwh ce

Qui fait que le prix se calcule sur un seul tranchant :

$\text{Prix} = 100.8 \times 1.779 = 179.32 \text{ DA}$.

2.3. Troisième compartiment

Nous avons transplanté 53 plantes de laitues dans ce compartiment qui présentait : une longueur totale initiale moyenne de 16 cm, une longueur initiale moyenne des racines de 6.4 cm, une longueur moyenne de la partie consommable de 9.5 cm et un poids initial moyen de 2.91g.

Le compartiment a été équipé par 3 panneaux LED carré 595*595 mm chacune comporte (50HZ, 260V, 48W) placée à une hauteur de 40 cm.

2.3.1. Croissance

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

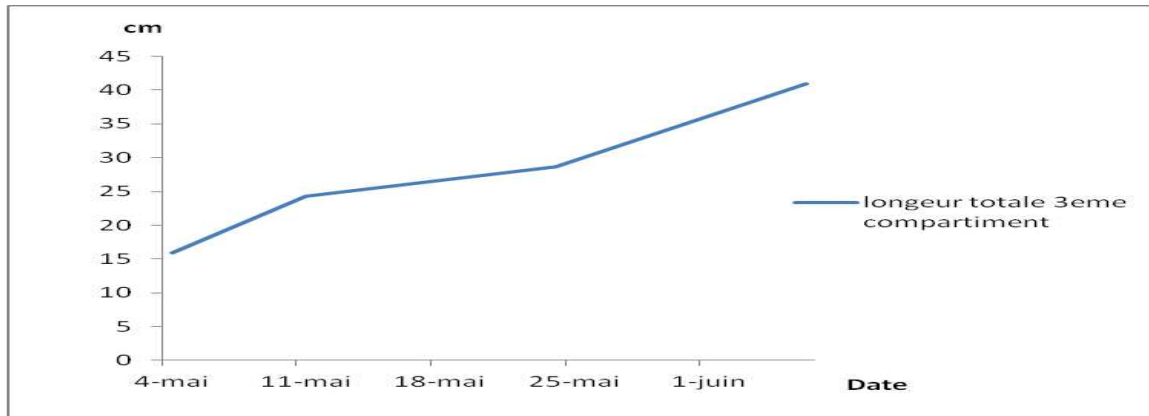


Figure 20: Evolution de la longueur moyenne des plantes dans le troisième compartiment.

On a passé de 15.9 cm à 40.9 cm de longueur, ça fait presque 3 fois la longueur initiale, ce qui présente un bon résultat.

Le graphe montre le même modèle de croissance que dans le deuxième compartiment avec une évolution rapide durant la première semaine suivie après par un ralentissement remarquable de la croissance, et à partir de la troisième semaine la croissance s'est élevée à nouveau après l'installation des diffuseurs d'air dans ce dernier cas.

2.3.2. Taux de mortalité

Dans le troisième compartiment et suite à un accident de détachement de bâche qui sépare ce compartiment de l'extérieur, on a perdu 4 plantes (108 ; 109 ; 122 ; 128).

On a enregistré un taux de survie de 92.5% (taux de mortalité 7.5%).

2.3.3. La consommation d'électricité

L'estimation de la consommation électrique durant toute la période d'étude se fait selon l'équation suivante :

$E = \text{la durée de l'expérience (heurs)} \times \text{la puissance des lampes (watt)}$.

Notre expérience s'est étalée sur une période de 34 jours, et on a utilisé 3 lampes d'une puissance de 48W chacune.

$$E = 34 \times 24 \times 48 \times 3 = 117.504\text{Kwh}$$

Le prix (Hors taxe) : la consommation est inférieure à 125 Kwh, le prix se calcule comme suit :

$$\text{Prix} = 117.504 \times 1.779 = 209.04 \text{ DA.}$$

2.4. Les anomalies rencontrées

Les anomalies rencontrées lors de cette étude en ce qui concerne les plantes, les explications et les solutions possibles sont résumées dans les tableaux ci-dessous :

Tableau 3 : Les anomalies rencontrées chez les plantes.

Anomalie	Explications et solutions
Troubles de Croissance	<p>Les plantes devaient avoir une croissance horizontale alors qu'elles avaient une croissance verticale pour la plupart, deux explications se présentent :</p> <ul style="list-style-type: none"> • L'intensité lumineuse insuffisante : pour remédier il faut doubler le nombre de lampe dans chaque compartiment et utiliser des spots directionnels qui concentrent toute la lumière utile vers le bas au contraire des lampes bulbes traditionnelles qui dispersent la lumière sur les côtés. • L'absence de bullage : créer de petites bulles pour aérer l'eau augmente la surface d'oxygène disponible pour les plantes, favorise la circulation des nutriments et vivifie les racines des plantes ce qui va amorcer une croissance saine.
La couleur jaunâtre des feuilles	<ul style="list-style-type: none"> • Le manque de macronutriments et les micronutriments tels que Mg et Fe font jaunir les feuilles. Les nutriments sont Constituants de chlorophylle. Les plantes déficientes en nutriments montrent des symptômes de chlorose dans les feuilles, ce qui conduit à une faible photosynthèse. L'un des symptômes apparents est la couleur jaunâtre des feuilles. • Pour remédier à ce problème la solution proposée est de faire des analyses régulières de la concentration des nutriments dans les bacs de culture et d'ajouter les éléments déficients comme le Fer qui n'existe pas dans les excréments des poissons.

2.5. Conclusion sur le meilleur compartiment

Le tableau suivant montre le taux de gain de poids entre les trois compartiments.

Tableau 4 : Comparaison des gains de poids et des prix d'électricité consommé entre les trois compartiments.

	1 ^{er} compartiment	2 ^{ème} compartiment	3 ^{ème} compartiment
Poids moyen Pi/Pf (g)	3.17/10.69	3.06/8.77	2.65/9.85
Gain moyen (g)	7.52	5.71	7.2
Prix d'électricité (DA)	458.24	174.19	209.04
Rapport (prix/gain)	60.9	30.5	29

On remarque que le meilleur rapport (prix/ taux de gain) est enregistré dans le deuxième compartiment plus la meilleure forme de salade est trouvée dans ce même compartiment.

3. Les paramètres physico-chimiques

Les résultats de l'évolution des différents paramètres physico-chimiques mesurés au niveau des différents compartiments du système sont illustrés dans les graphes suivants :

3.1. La température

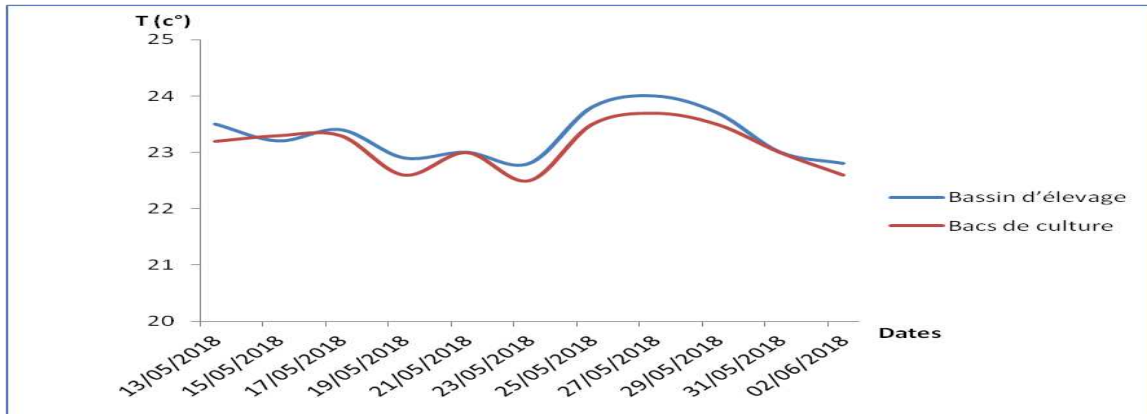


Figure 21: Evolution de la température de l'eau dans le bassin d'élevage et les bacs de culture.

On observe une évolution identique de la température de l'eau de bassin d'élevage et celle dans les bacs de culture, et on peut constater une stabilité dans ses valeurs vu qu'on a placé 3 résistances dans le bassin d'élevage.

Durant notre expérience on a eu une légère variation entre [22.8-24] °C de la température au sein du bassin d'élevage avec une moyenne de 23.2 °C.

Nos valeurs sont inférieures à celle de Skar et al, (2015) qui est de 25°C, et celle d'Al-Hafedh et al., (2008) qui est de 28°C, alors qu'elles sont similaire avec celle trouvées 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.

Dans les bacs de culture on a eu une variation entre [22.5-23.7] °C, avec une moyenne de 23.1°C.

Nos valeurs sont inférieures à celle d'Al-Hafedh et al., (2008) qui a relevé un intervalle entre [25-29.9] °C. alors qu'elles se rapprochent des résultats obtenus par Skar et al, (2015) et de Connolly, Trebic, (2010) qui ont eu 24°C.

3.2. Le pH

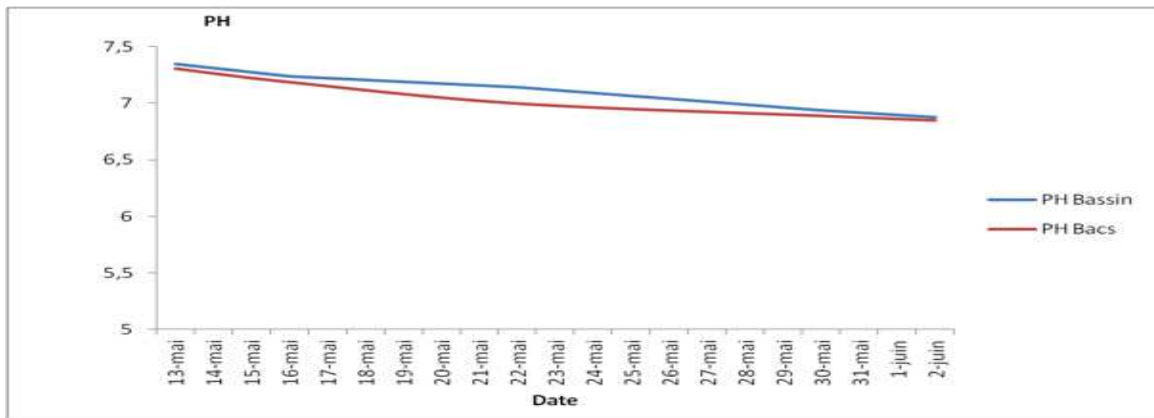


Figure 22: Evolution de pH dans le bassin d'élevage et les bacs de culture.

Le graphe montre une similitude dans l'évolution du pH dans le bassin d'élevage et les bacs de culture, avec une faible diminution dans les bacs par rapport au bassin d'élevage comme conséquence du passage de l'eau par les différents filtres, à l'intérieur desquels l'eau subit une nitrification.

On observe une diminution du pH durant la période d'étude de 7,35 à 6,85 due au processus de nitrification qui augmente les ions H^+ et NO_3^- dans le système acidifiant ainsi l'eau. Le pH de l'eau affecte la disponibilité de certains éléments, en particulier des micronutriments. Un pH modérément faible maintient la plupart des ions disponibles en solution tandis qu'un pH plus élevé peut causer une privation éventuelle de nutriments due à la précipitation des nutriments (Anderson 2016).

Nos résultats sont similaires à ceux de Skar et al., (2015) et de Connolly, Trebic, (2010), qui ont enregistré un PH de 6.8 et 7 successivement.

De son côté, Al-Hafedh et al., (2008) a obtenu dans ces 3 expériences des valeurs supérieures de ce qu'on a eu [(7.7- 7.68), (8-8.3), (7.9-8.2)].

3.3. Les sels nutritifs

3.3.1. Le bassin d'élevage

L'ammonium (NH_4^+)

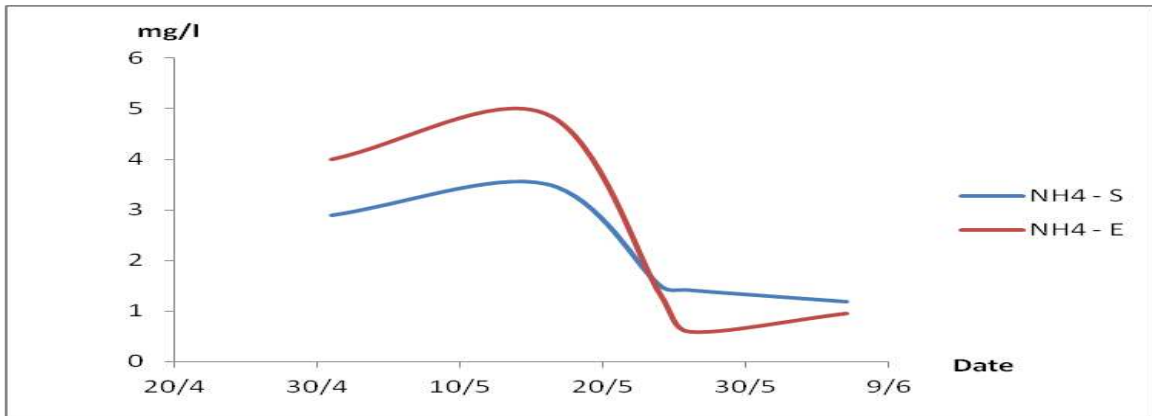


Figure 23: Evolution de la concentration de l'ammonium dans le bassin d'élevage.

L'évolution de la concentration de l'ammonium à l'entrée et à la sortie du bassin est la même.

On observe dans la première semaine une augmentation de la concentration à l'entrée comme à la sortie du bassin, provoquée par les sécrétions des poissons et la dégradation par les bactéries de l'aliment non consommé.

Après, on remarque une diminution de la concentration, en suite elle tend vers des valeurs plus au moins constantes, cela est peut être due à la présence d'une activité bactérienne dans le bassin.

Connolly, Trebic, (2010) ont rapporté que la concentration de l'ammonium ne doit pas dépasser 1mg/l, alors que nous dans notre expérience on a enregistré des concentrations allant de 0.9 à 4.9 mg/l ce qui 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 (NO₂⁻)

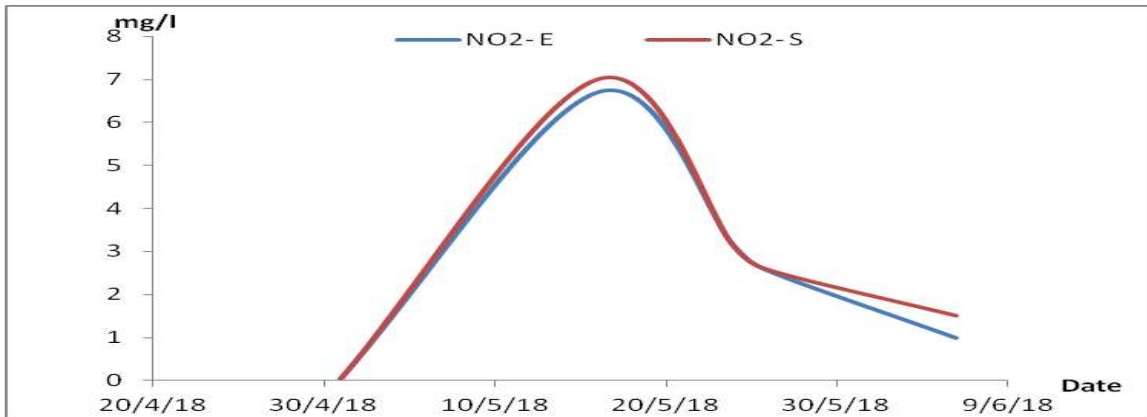


Figure 24: Evolution de la concentration des nitrites dans le bassin d'élevage.

L'évolution de la concentration de l'ammonium à l'entrée et à la sortie du bassin est la même.

On observe dans la première semaine une augmentation de la concentration à l'entrée comme à la sortie du bassin, provoquée par l'activité bactérienne qui transforme l'ammonium en nitrites.

Après, on remarque une diminution de la concentration, en suite elle tend vers des valeurs plus au moins constantes, cela est peut être due à la présence d'une activité bactérienne dans le bassin qui transforme les nitrites en nitrates.

Dans notre étude on a eu des concentrations qui varient de 0.03 à 6.7 mg/l.

Selon Al-Hafedh et al., (2008), on a dépassé les limites de son intervalle dans ces trois expériences de 1.86 ; 1.76 et 1.56 mg/l respectivement, on a aussi dépassé la limite de tolérance décrite par ce même auteur de 5mg/l mais cela sans avoir des effets négatifs sur la croissance des poissons.

Les nitrates (NO_3^-)

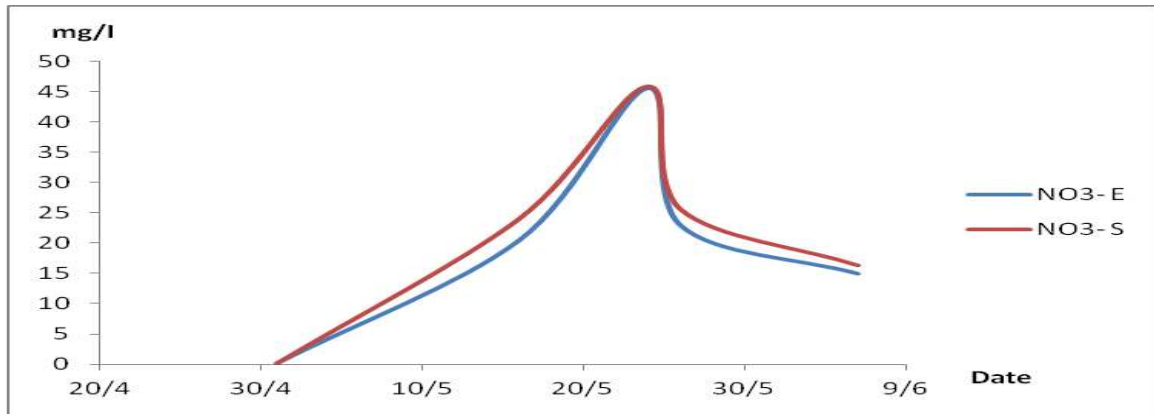


Figure 25: Evolution de la concentration des nitrates dans le bassin d'élevage.

L'évolution de la concentration de nitrates est similaire à l'entrée et à la sortie du bassin d'élevage.

On observe dans la première semaine une augmentation lente de la concentration à l'entrée comme à la sortie du bassin, provoquée par l'activité bactérienne qui transforme les nitrites en nitrates, durant la deuxième semaine le développement bactérien a accéléré augmentant avec lui la concentration des nitrates à une valeur optimale de 45.5 mg/l.

Après, on remarque une diminution de la concentration, en suite elle tend vers des valeurs plus au moins constantes, cela est peut due à l'assimilation des plantes de ce nutriment.

Selon Skar et al., (2015), on est largement au-dessous de la limite de tolérance qu'il a fixé a 100.5 mg/l.

3.3.2. Le biofiltre

L'ammonium (NH_4^+)

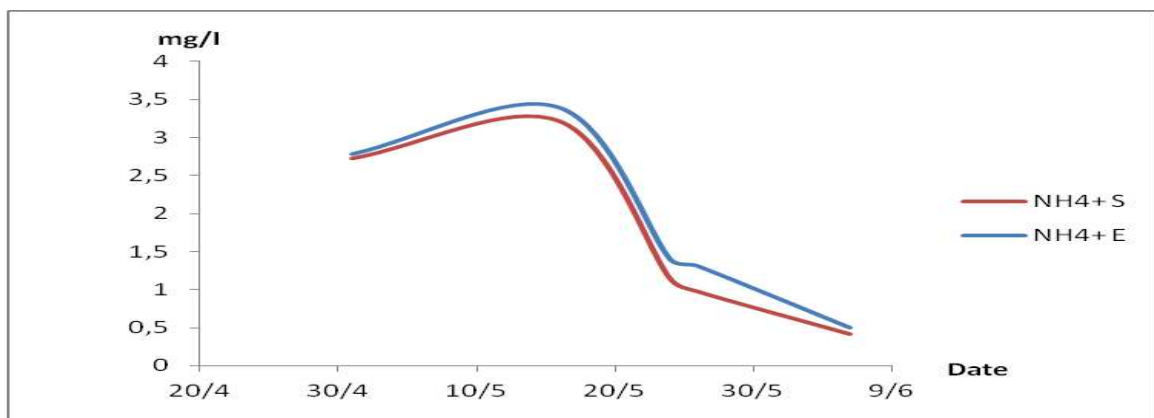


Figure 26: Evolution de la concentration de l'ammonium dans le biofiltre.

La figure montre que la concentration de l'ammonium à l'entrée est supérieure à celle de la sortie durant toute l'expérience ce qui montre le bon fonctionnement du filtre biologique.

On observe une augmentation de la concentration pendant la première semaine qui peut être interprétée par une activité bactérienne insuffisante.

Une fois la prolifération bactérienne est bonne dans le biofiltre les concentrations ont diminué et ont trouvé une stabilité à partir du 24 mai, ceci peut être expliqué par l'installation d'un équilibre entre l'activité bactérienne en parallèle avec les sécrétions des poissons.

Les nitrites (NO_2^-)

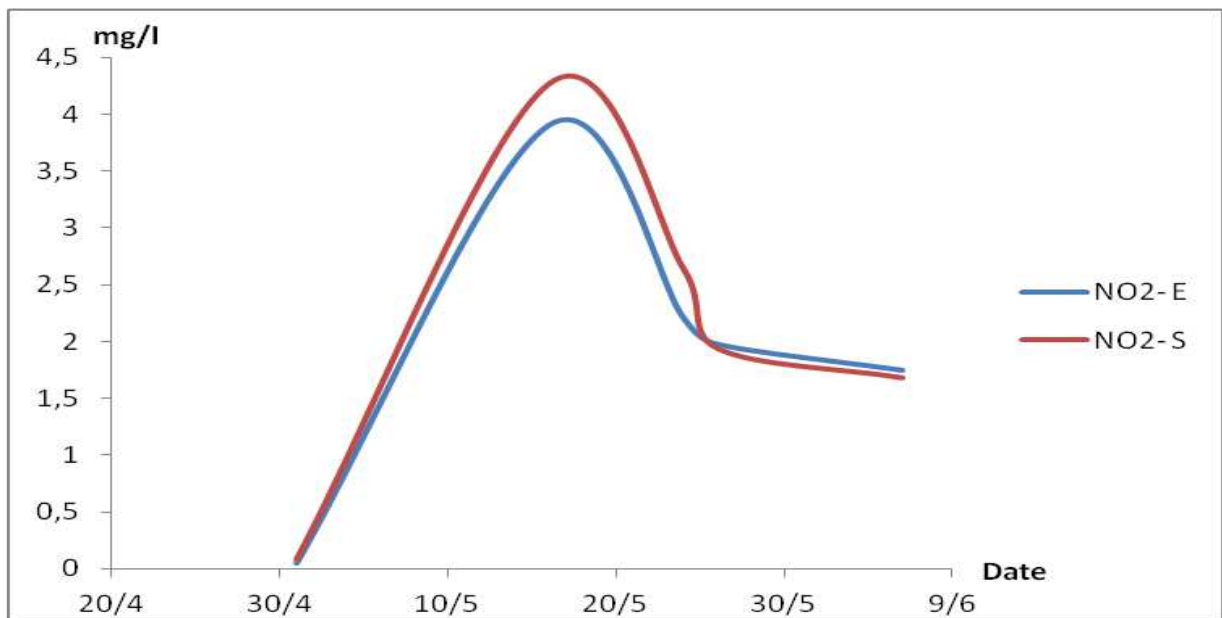


Figure 27: Evolution de la concentration des nitrites dans le biofiltre.

L'évolution de la concentration des nitrites à l'entrée et à la sortie du bassin est identique.

On observe dans la première semaine une augmentation de la concentration à l'entrée comme à la sortie du bassin, provoquée par l'activité bactérienne qui transforme l'ammonium en nitrites. Pendant la deuxième semaine, l'évolution des bactéries productrices de nitrate a arrivé à un taux maximal ce qui a conduit à une forte diminution de la concentration des nitrites.

On remarque que pendant toute l'expérience la concentration à la sortie est supérieure de celle de l'entrée synonyme d'une bonne activité bactérienne dans le biofiltre.

Après, on peut remarquer stabilité de la concentration, causé par l'équilibre établi entre l'activité des bactéries transformatrices et celles productrice des nitrites.

Les nitrates (NO_3^-)

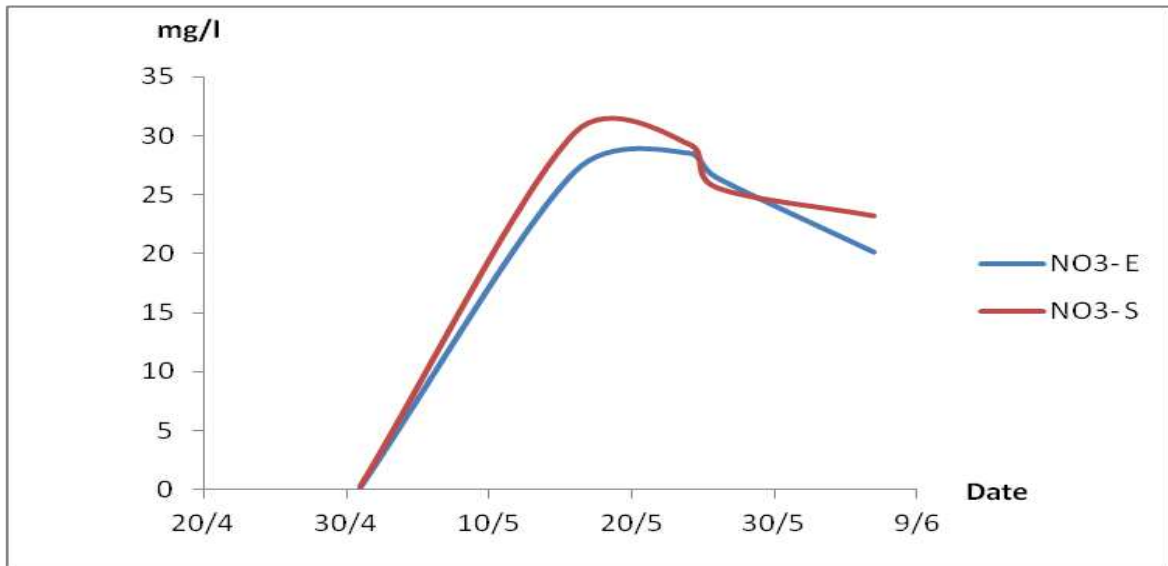


Figure 28: Evolution de la concentration des nitrates dans le biofiltre.

L'évolution de la concentration de nitrates est similaire à l'entrée et à la sortie du bassin d'élevage.

On observe dans les deux premières semaines une augmentation de la concentration à l'entrée comme à la sortie du bassin, provoquée par l'activité bactérienne qui transforme les nitrites en nitrates, Après, on remarque une diminution de la concentration, en suite elle tend vers des valeurs plus au moins constantes, cela est peut due à l'assimilation des plantes de ce nutriment.

3.3.3. Le premier bac de culture rectangulaire

L'ammonium (NH_4^+)

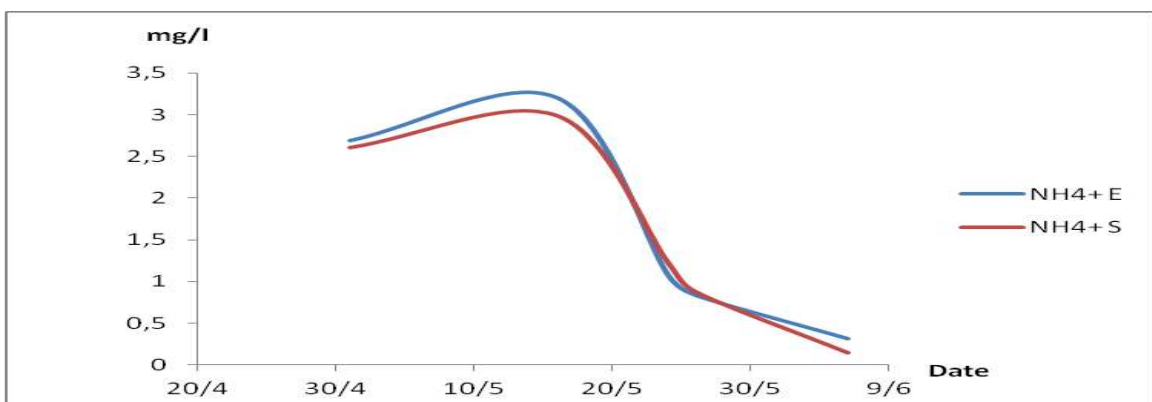


Figure 29: Evolution de la concentration de l'ammonium dans le premier bac de culture rectangulaire.

L'évolution de la concentration de l'ammoniac entre l'entrée et la sortie de bac est similaire.

On observe une augmentation de la concentration pendant la première semaine qui peut être interprétée par une activité bactérienne insuffisante.

Une fois la prolifération bactérienne est bonne dans le biofiltre les concentrations ont diminué et ont trouvé une stabilité à partir du 24 mai, ceci peut être expliqué par l'installation d'un équilibre entre l'activité bactérienne en parallèle avec les sécrétions des poissons.

Durant la période entre le 20 et le 25 mai on remarque une légère supériorité de la concentration à la sortie par rapport à celle de l'entrée qui peut être expliquée par la présence d'une zone anoxique créant le phénomène de dénitrification au niveau du bac de culture.

Les Nitrites

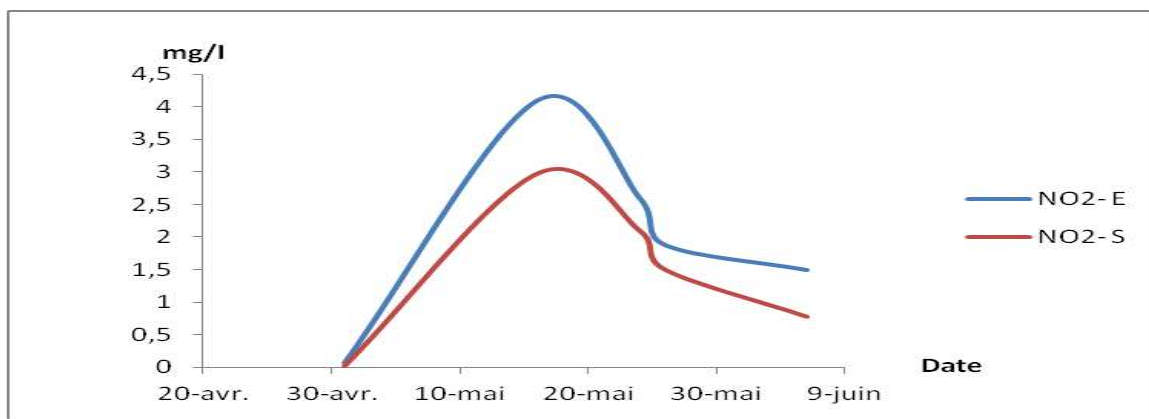


Figure 30: Evolution de la concentration des nitrites dans le premier bac de culture rectangulaire.

On remarque que l'évolution entre l'entrée et la sortie du bac de culture progresse de la même manière avec une supériorité pour l'entrée par rapport à la sortie.

Cela peut s'expliquer par la présence de bactéries transformatrices de nitrite et l'assimilation d'une partie des nitrites entrantes par les plantes ce qui rendrait les concentrations sortantes du bac de culture.

On observe que les concentrations augmentent pendant la 1^{ère} semaine cela est dû à l'activité bactérienne qui transforme l'ammonium en nitrites et à l'absence en contre partie des bactéries responsables à la transformation des nitrites en nitrates.

Après le 15 mai on constate une diminution des concentrations qui peut être due à l'activité des nitrobacters.

Les nitrates

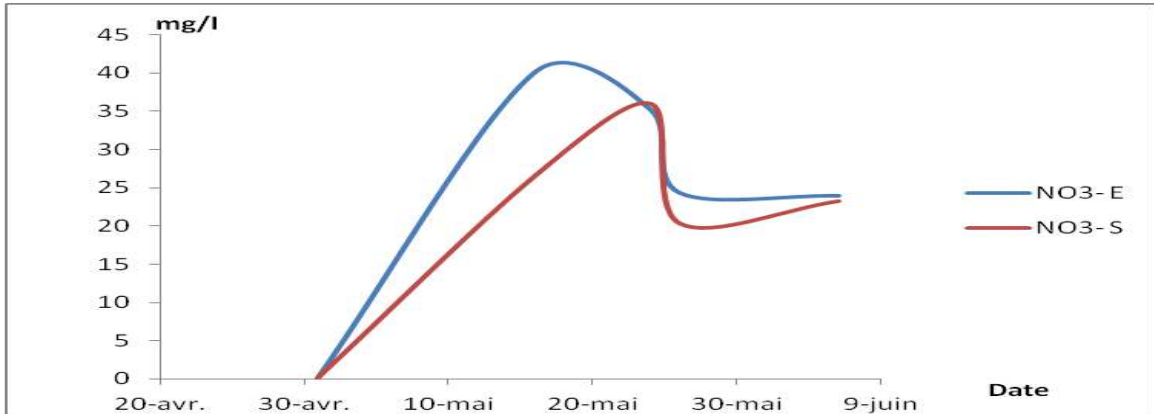


Figure 31 : Evolution de la concentration des nitrates dans le premier bac de culture rectangulaire.

On remarque une progression similaire entre l'entrée et la sortie du bac de culture.

A partir du 20 mai les concentrations à l'entrée ont commencé à diminuer alors que les concentrations à la sortie ont continué leur augmentation avant de repiquer le 25 mai, on observe une même concentration entre l'entrée et la sortie du bac de culture. Cela peut être dû à la présence d'une activité bactérienne dans le bac de culture qui remplace les nitrates assimilés par les plantes par le processus de nitrification.

3.3.4. Le premier bac de culture carré

L'ammonium (NH₄⁺)

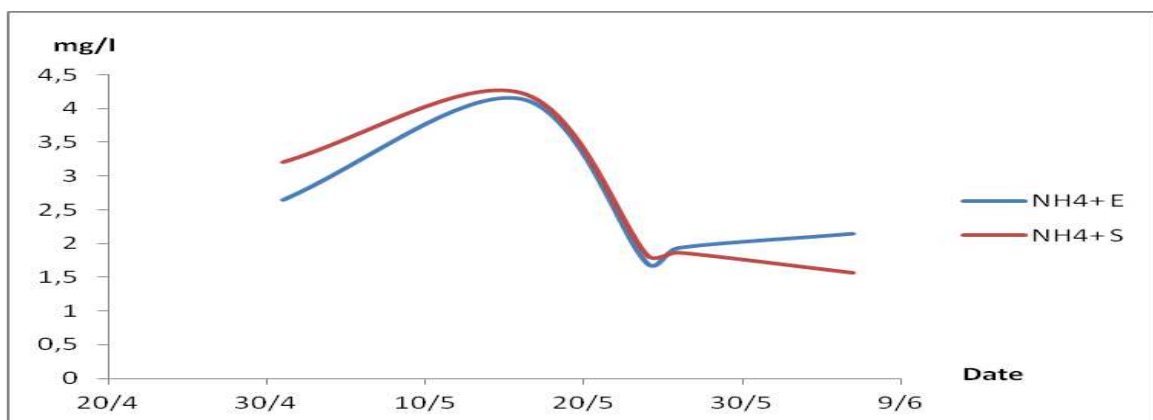


Figure 31: Evolution de la concentration de l'ammonium dans le deuxième bac de culture carré.

L'évolution de la concentration de l'ammoniac entre l'entrée et la sortie de bac est similaire.

On observe une augmentation de la concentration pendant la première semaine qui peut être interprété par une activité bactérienne insuffisante.

Une fois la prolifération bactérienne est bonne dans le biofiltre les concentrations ont diminué et ont trouvés une stabilité à partir du 24 mai, ceci peut être expliqué par l'installation d'un équilibre entre l'activité bactérienne en parallèle avec les sécrétions des poissons.

Durant la première semaine on remarque une supériorité de la concentration à la sortie par rapport à celle de l'entrée qui peut être expliquée par la présence d'une zone anoxique créant le phénomène de dénitrification au niveau du bac de culture. Et à la fin de l'expérience les concentrations sont devenues constantes mais avec une supériorité de la concentration à l'entrée par rapport à celle trouvée à la sortie du bac, ceci est dû à un probable développement des bactéries nitrifiantes dans le bac.

Les Nitrites

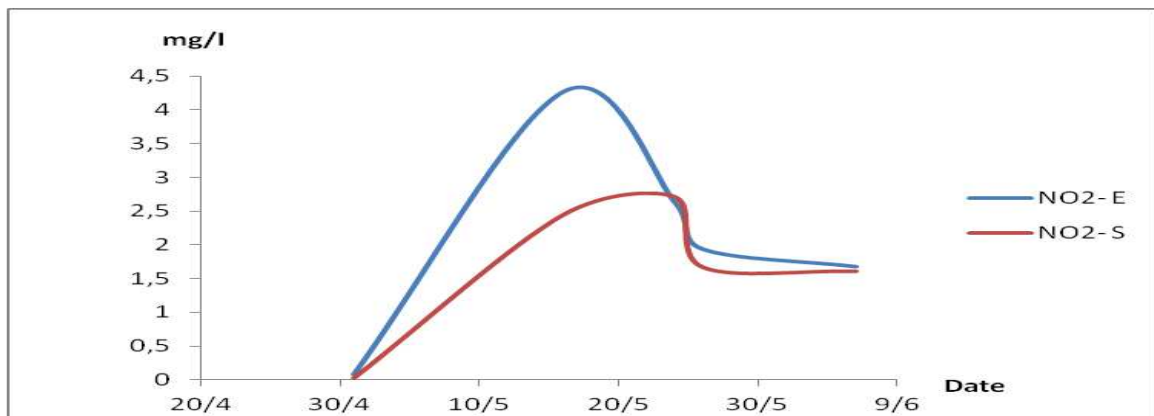


Figure 32: Evolution de la concentration des nitrites dans le 2ème bac carré de culture.

On remarque que l'évolution entre l'entrée et la sortie du bac de culture progresse de la même manière avec une supériorité pour l'entrée par rapport à la sortie.

Cela peut s'expliquer par la présence de bactéries transformatrices de nitrite et l'assimilation d'une partie des nitrites entrants par les plantes, ce qui réduisait les concentrations sortantes du bac de culture.

Les valeurs sont devenues constantes vers la fin de l'expérience à cause d'un probable équilibre établie entre la transformation de l'ammonium en nitrites par les nitrosomonas, et la transformation des nitrites en nitrates par les nitrobacters.

Les nitrates

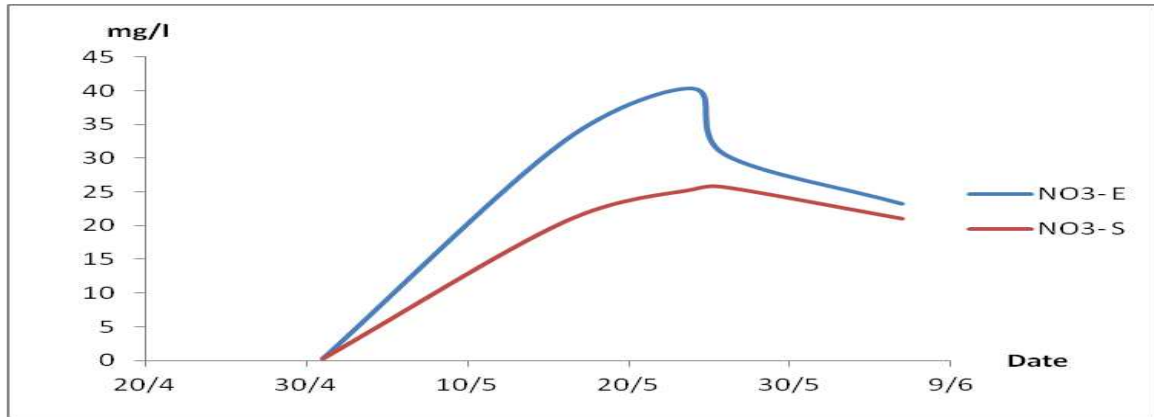


Figure 33: Evolution de la concentration des nitrates dans 2ème bac de culture carré.

Pendant les deux premières semaines l'évolution de la concentration des nitrates montre une similitude avec une supériorité de la concentration à l'entrée par rapport à la sortie du bac qui peut être expliquée par l'assimilation de nitrates par les plantes.

À partir de la troisième semaine il y avait une évolution constante qui est dû à l'installation d'un équilibre entre la transformation des nitrites par les bactéries et l'assimilation des nitrates par les plantes.

3.3.5. Le deuxième bac de culture rectangulaire

L'ammonium NH_4^+

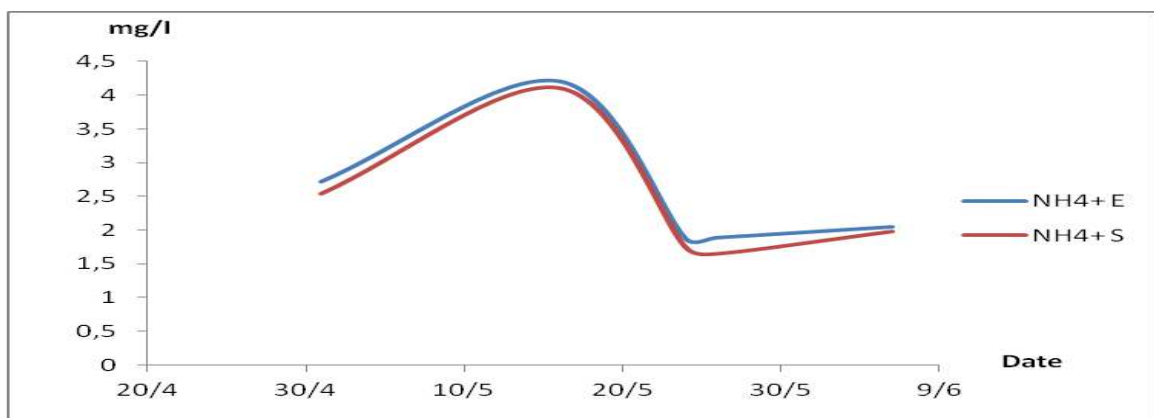


Figure 34: Evolution de la concentration de l'ammonium dans Le deuxième bac de culture rectangulaire.

L'évolution de la concentration de l'ammoniac entre l'entrée et la sortie de bac est similaire avec une supériorité de la concentration à l'entrée par rapport à celle à la sortie du bac.

On observe une augmentation de la concentration pendant la première semaine qui peut être interprété par une activité bactérienne insuffisante.

Une fois la prolifération bactérienne est bonne dans le biofiltre les concentrations ont diminué et ont trouvé une stabilité à partir du 24 mai, ceci peut être expliqué par l'installation d'un équilibre entre l'activité bactérienne en parallèle avec les sécrétions des poissons.

Les Nitrites NO_2^-

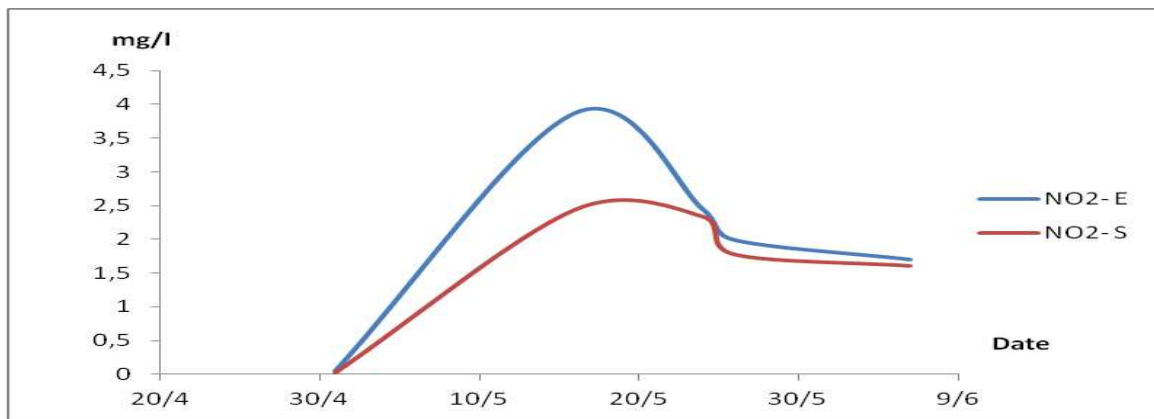


Figure 35: Evolution de la concentration des nitrites dans le deuxième bac de culture rectangulaire.

On remarque que l'évolution entre l'entrée et la sortie du bac de culture progresse de la même manière avec une supériorité pour l'entrée par rapport à la sortie.

Cela peut s'expliquer par la présence de bactéries transformatrices de nitrite et l'assimilation d'une partie des nitrites entrants par les plantes, ce qui réduisait les concentrations sortantes du bac de culture.

Les valeurs sont devenues constantes vers la fin de l'expérience à cause d'un probable équilibre établie entre la transformation de l'ammonium en nitrites par les nitrosomonas, et la transformation des nitrites en nitrates par les nitrobacters.

Les Nitrates NO_3^-

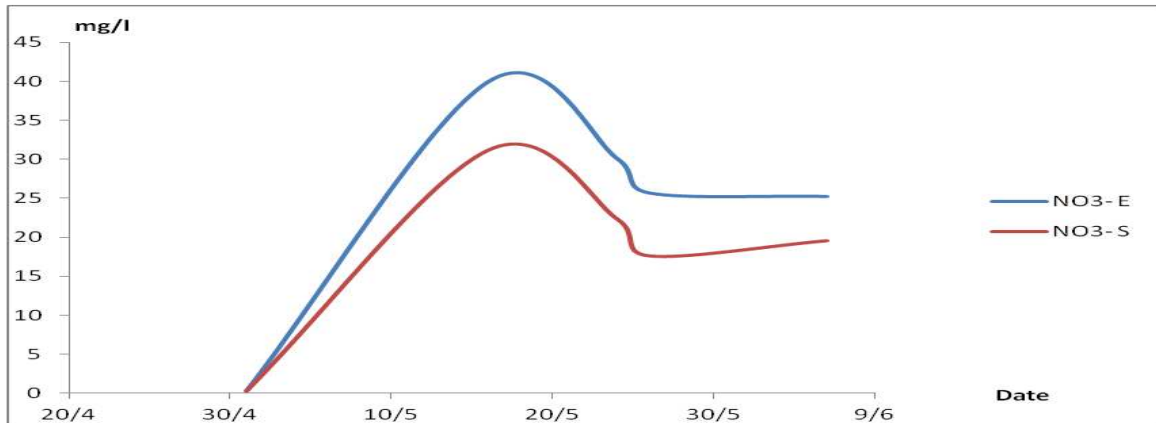


Figure 36: Evolution de la concentration des nitrates dans le deuxième bac de culture rectangulaire.

On remarque une progression similaire entre l'entrée et la sortie du bac de culture.

On observe dans les deux premières semaines une augmentation de la concentration à l'entrée comme à la sortie du bassin, provoquée par l'activité bactérienne qui transforme les nitrites en nitrates. Après, on remarque une diminution de la concentration, cela est peut-être due à l'assimilation des plantes de ce nutriment.

Durant toute la période de l'expérience la concentration des nitrates à l'entrée était supérieure à celle à la sortie du bac qui est due à l'assimilation de ce nutriment par les plantes, et à partir de la troisième semaine il y avait une évolution constante qui est dû à l'installation d'un équilibre entre la transformation des nitrites par les bactéries et l'assimilation des nitrates par les plantes.

3.3.6. Le deuxième bac de culture carré

L'ammonium NH_4^+

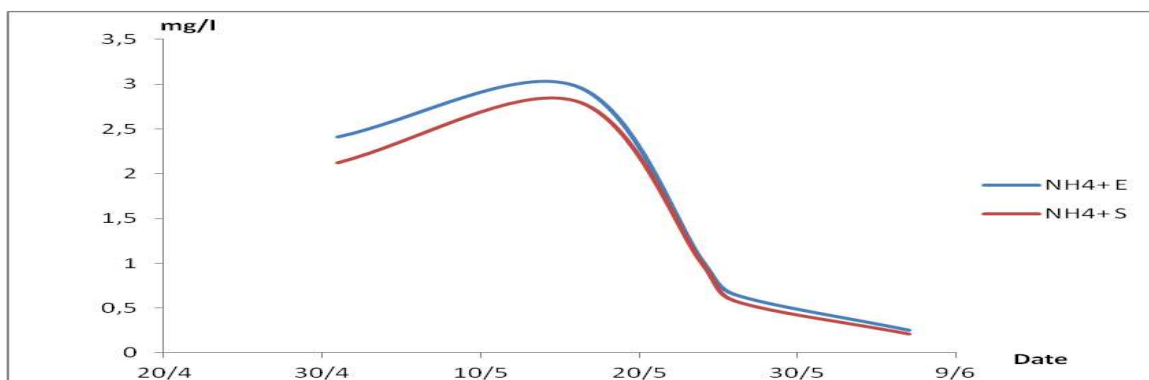


Figure 37: Evolution de la concentration de l'ammonium dans le deuxième bac de culture carré.

L'évolution de la concentration de l'ammoniac entre l'entrée et la sortie de bac est similaire.

On observe une augmentation de la concentration pendant la première semaine qui peut être interprété par une activité bactérienne insuffisante.

Une fois la prolifération bactérienne est bonne dans le biofiltre les concentrations ont diminué et ont trouvé une stabilité à partir du 24 mai, ceci peut être expliqué par l'installation d'un équilibre entre l'activité bactérienne en parallèle avec les sécrétions des poissons.

Durant la période d'étude, la concentration de l'ammonium à l'entrée était supérieure à celle à la sortie, qui peut être expliqué par la présence d'une activité bactérienne qui transforme l'ammonium en nitrite dans ce bac.

Les Nitrites NO_2^-

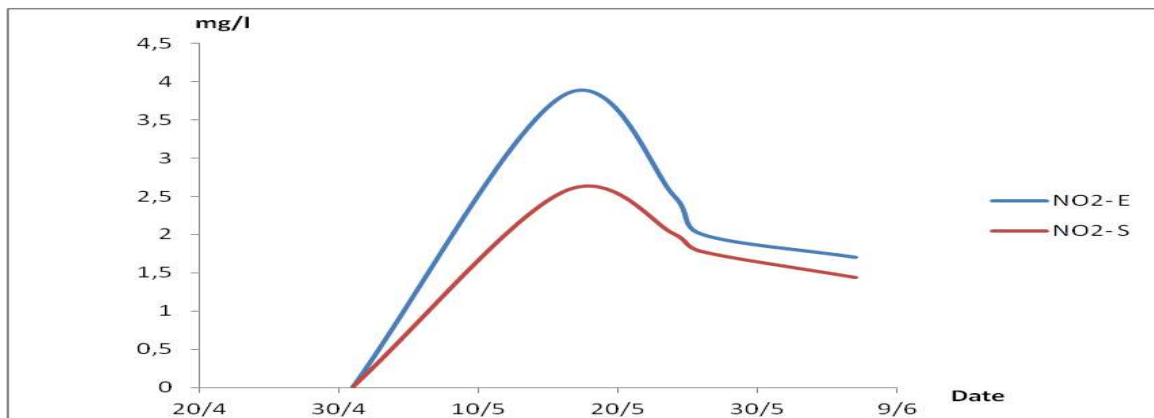


Figure 38: Evolution de la concentration des nitrites dans le deuxième bac de culture carré.

On remarque que l'évolution entre l'entrée et la sortie du bac de culture progresse de la même manière avec une supériorité pour l'entrée par rapport à la sortie, cela peut s'expliquer par la présence de bactéries transformatrices de nitrite et l'assimilation d'une partie des nitrites entrantes par les plantes ce qui rendrait les concentrations sortantes du bac de culture.

L'augmentation au début suivie d'une diminution est à cause de la transformation de l'ammonium en nitrites au début alors que l'activité des bactéries transformatrices des nitrites en nitrates était faible ou inexistante, la diminution après est justifié par, d'une part,

la prolifération des bactéries nitrifiantes dans ce bac et de l'autre part, l'assimilation par les plantes.

Les Nitrates NO_3^-

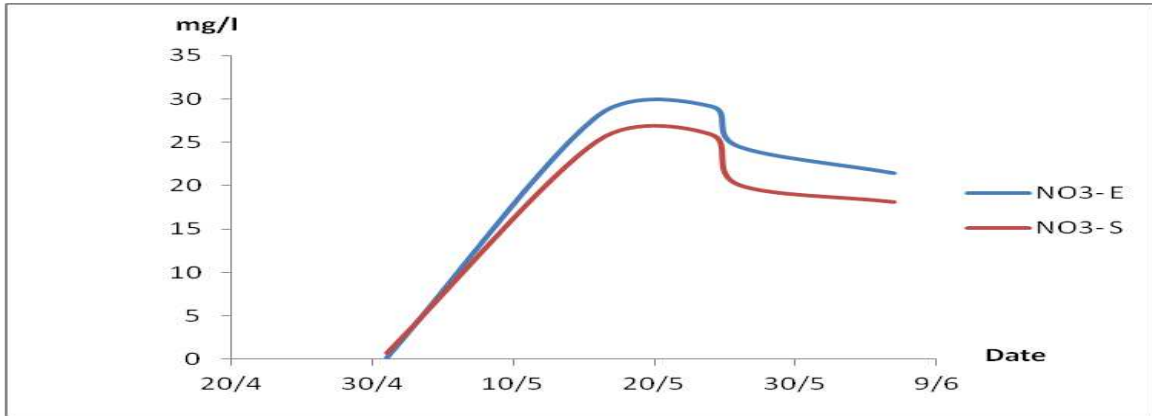


Figure 39: Evolution de la concentration des nitrates dans le deuxième bac de culture carré.

On remarque une progression similaire entre l'entrée et la sortie du bac de culture.

Durant la première semaine les concentrations augmentent par l'effet de l'activité des bactéries nitrifiantes qui transforment les nitrites en nitrates, après il y avait une diminution suite l'assimilation des nitrates par les plantes.

La concentration des nitrates à l'entrée était supérieure a celle à la sortie toute au long de la durée de notre expérience ce qui signifie qu'il y avait une bonne assimilation des nitrates par les plantes dans ce bac.

3.3.7 Le troisième bac de culture rectangulaire

L'ammonium NH_4^+

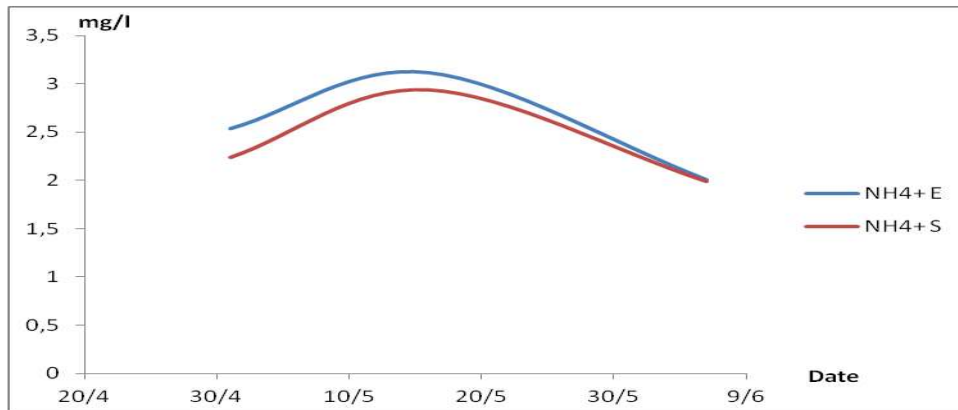


Figure 40: Evolution de la concentration de l'ammonium dans le 3ème bac de culture rectangulaire.

L'évolution de la concentration de l'ammoniac entre l'entrée et la sortie de bac est similaire.

On observe une augmentation de la concentration pendant la première semaine qui peut être interprété par une activité bactérienne insuffisante.

Après, à partir du 15 mai la concentration à diminuée à cause d'une probable prolifération des bactéries nitrifiantes dans le bassin qui transformaient l'ammonium en nitrites.

Durant l'étude la concentration à l'entrée était toujours supérieure par rapport à celle à la sortie, ceci est dû à un probable développement des bactéries nitrifiantes dans le bac.

Les nitrites NO_2^-

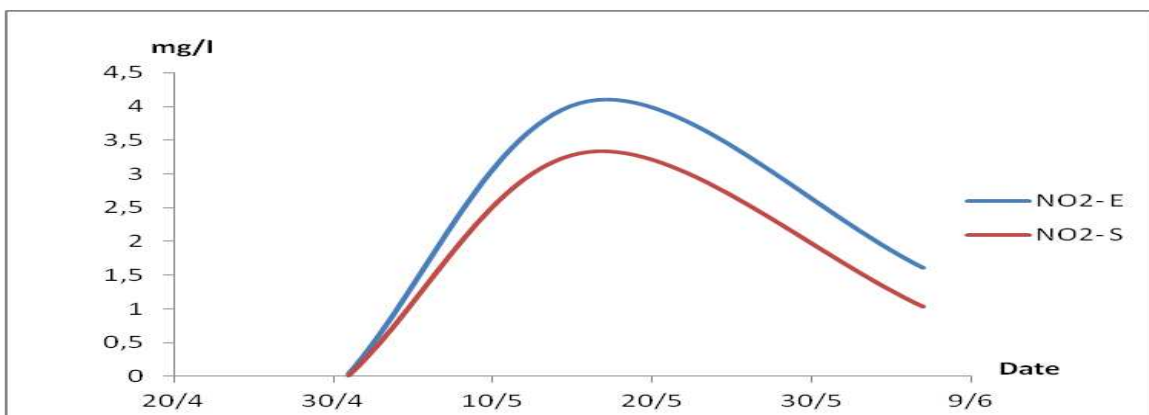


Figure 41: Evolution de la concentration des nitrites dans le 3ème bac de culture rectangulaire.

On observe que l'évolution de la concentration à l'entrée et la sortie est identique.

Le graphe montre une augmentation de la concentration des nitrites pendant les deux premières semaines qui est due à la transformation de l'ammonium en nitrites au début alors que l'activité des bactéries transformatrices des nitrites en nitrates était faible ou inexistante.

A partir du 16 mai on remarque une diminution de la concentration qui est peut être due à l'installation des bactéries transformatrices des nitrites en nitrate dans le bac.

La concentration à l'entrée était toujours supérieure à celle de la sortie, ceci est dû probablement à l'assimilation des nitrites par les plantes et/ou à l'activité bactérienne qui transformait les nitrites en nitrates.

Les nitrates (NO_3^-)

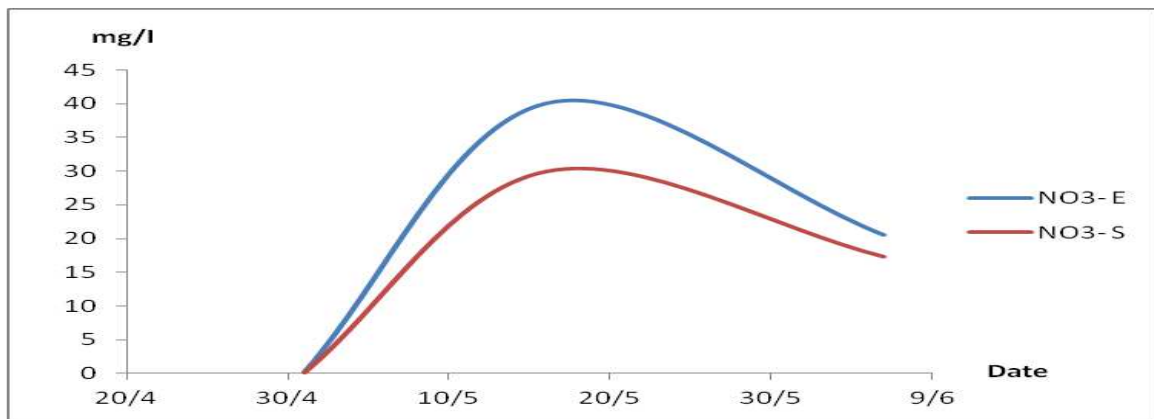


Figure 42: Evolution de la concentration des nitrates dans le 3^{ème} bac de culture rectangulaire.

On remarque une progression similaire entre l'entrée et la sortie du bac de culture.

Durant les deux premières semaines les concentrations augmentent par l'effet de l'activité des bactéries nitrifiantes qui transforment les nitrites en nitrates, après il y avait une diminution suite à l'assimilation des nitrates par les plantes.

La concentration des nitrates à l'entrée était supérieure à celle à la sortie toute au long de la durée de notre expérience ceci peut être expliqué par une bonne assimilation des nitrates par les plantes dans ce bac.

3.3.8. Le troisième bac de culture carré

L'ammonium (NH_4^+)

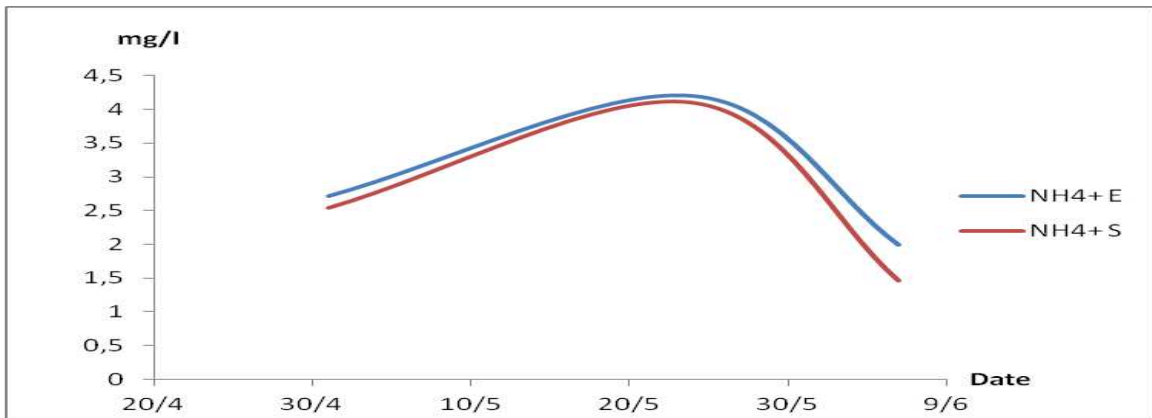


Figure 43: Evolution de la concentration de l'ammonium dans le 3ème bac de culture carré.

L'évolution de la concentration de l'ammonium à l'entrée et à la sortie du bassin est la même.

On a observé dans la première semaine une augmentation de la concentration à l'entrée comme à la sortie du bassin, provoquée par les sécrétions des poissons et la dégradation par les bactéries de l'aliment non consommé.

Après, on a remarqué une diminution de la concentration, en suite elle tend vers des valeurs plus au moins constantes, cela est peut-être due à la présence d'une activité bactériennes qui transformait l'ammonium en nitrites.

Les nitrites (NO_2^-)

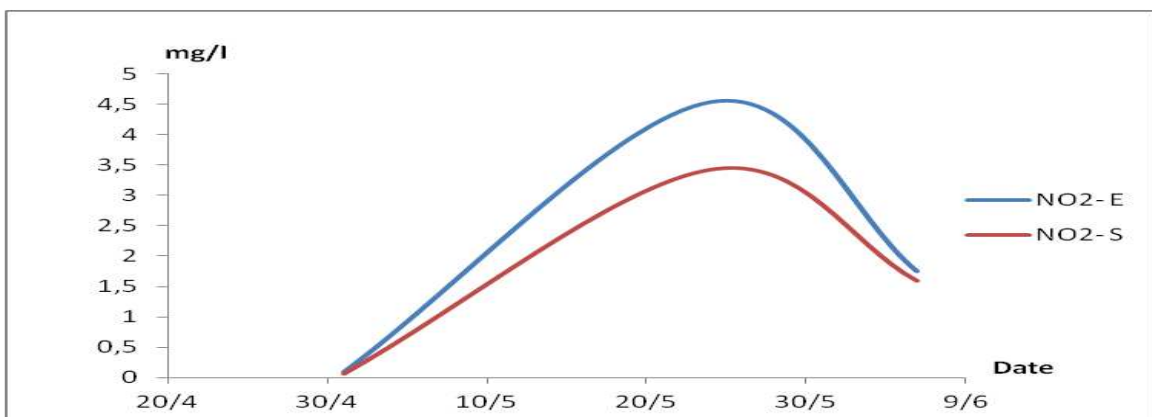


Figure 44: Evolution de la concentration des nitrites dans le 3ème bac de culture carré.

On remarque que l'évolution entre l'entrée et la sortie du bac de culture progresse de la même manière avec une supériorité pour l'entrée par rapport à la sortie.

Cela peut s'expliquer par la présence de bactéries transformatrices de nitrite et l'assimilation d'une partie des nitrites entrantes par les plantes ce qui réduisait les concentrations sortantes du bac de culture.

L'augmentation au début suivie d'une diminution est à cause de la transformation de l'ammonium en nitrites au début alors que l'activité des bactéries transformatrices des nitrites en nitrates était faible ou inexistante, la diminution après est justifié par, d'une part, la prolifération des bactéries nitrifiantes et de l'autre part, l'assimilation nitrites des par les plantes.

Les nitrates (NO_3^-)

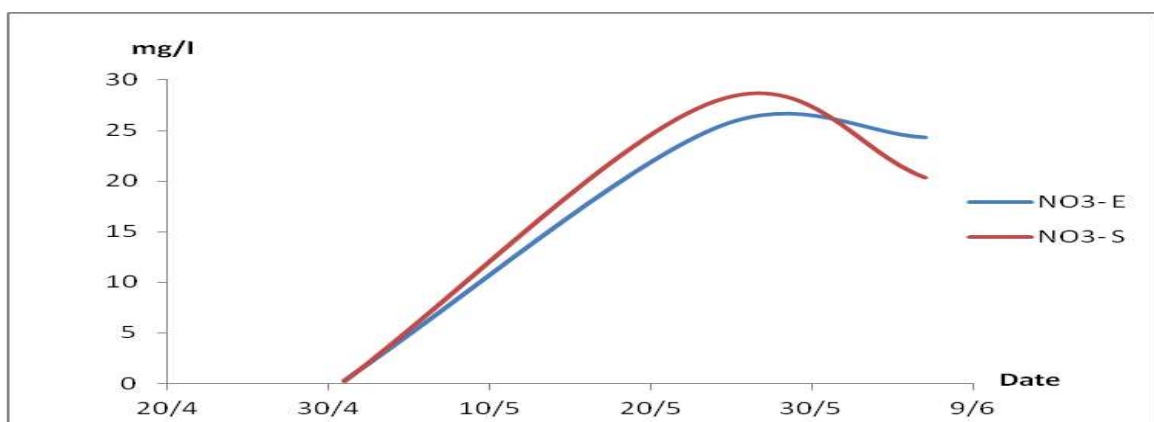


Figure 45: Evolution de la concentration des nitrates dans le 3ème bac de culture carré.

On remarque une progression similaire entre l'entrée et la sortie du bac de culture.

Durant les deux premières semaines les concentrations augmentent par l'effet de l'activité des bactéries nitrifiantes qui transforment les nitrites en nitrates, après il y avait une diminution suite à l'assimilation des nitrates par les plantes.

La concentration des nitrates à la sortie était supérieure à celle à l'entrée toute au long de la durée de notre expérience ceci peut être expliqué par la présence d'une forte activité bactérienne qui transformait les nitrites en nitrates dans ce bac. Vers la fin de l'expérience la concentration à l'entrée était supérieure à celle de la sortie cela est probablement dû à l'augmentation de consommation des nitrates par les plantes.

4. Les limites

Durant notre étude nous avons rencontré beaucoup de problèmes et de contraintes qui nous ont limitées, parmi lesquelles les suivantes :

- Le manque de moyens et matériels nécessaires pour mesurer plusieurs paramètres tel que : la saturation en oxygène, l'humidité, l'intensité lumineuse (luxmètre), la température ambiante, les sels nutritifs (comme le Fe, Mg, Cu ...).
- Le retard lors du commencement du PFE à cause de la réparation des bassins qui a pris trop de temps.
- L'obtention des résultats des concentrations des sels nutritifs qu'à la fin du suivi.
- La disparition de 40 géniteurs de la ferme et la mort de 324 poissons par la résine.

Conclusion

Conclusion

Compte tenu du fait que l'aquaponie suit les principes de réutilisation des nutriments et de l'eau, elle semble être une solution prometteuse pour l'aquaculture durable et les pratiques hydroponiques. Cependant, d'autres recherches et des développements sont nécessaires, comme le montrent les défis décrits dans ce document. Ces défis doivent être résolus dans le but d'établir des systèmes aquaponiques entièrement contrôlés et normalisés, facile à gérer et économiquement viable. La compétitivité de la méthode de production dépend des développements technologiques, les marchés locaux, et les conditions climatiques et géographiques qui doivent être évalué et ne peut être généralisé. Seul l'examen approfondi de ces facteurs finira par valider l'aquaponie comme alternative de production alimentaire durable.

- Même si on a commencé avec des géniteurs, notre poisson a eu une bonne croissance dans notre système avec un IC de 0.84, un GPJ de 0.5g/poisson/jours et un ICS de 0.4%jrs.
- Durant cette étude, 7 tilapias ont fait une incubation buccale ce qui nous a permis de produire environ 600 alevins.
- Le taux de survie des géniteurs était de 100% ce qui confirme les bonnes conditions dans le bassin d'élevage.
- La production végétale dans notre système était satisfaisante.
- Les anomalies qu'on a rencontrées nous ont permis d'apprendre plus sur les risques, les problèmes et les défis qui peuvent apparaître lors d'un suivie d'un système aquaponique.
- On a appris que le bullage est essentiel pour la bonne croissance du système racinaire de la plante et alors de sa partie comestible.
- Le meilleur type d'éclairage était celui dans le deuxième compartiment, les lampes à bulbes LED, après les panneaux LED carré et en dernière position viennent les tubes néon.

Bibliographie

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 5 MARS 2018]. Disponible à l'adresse : <<http://ecommons.cornell.edu/handle/1813/44580>>.

BAILEY, Donald et FERRAREZI, Rhuanito. (2017).*Valuation of vegetable crops produced in the UVI Commercial Aquaponic System.* IN : Aquaculture Reports, 2017. Vol. 7.

BERNSTEIN, S. (2011).*Aquaponic Gardening. Canada : New Society Publishers, 2011.*

CHELSEA, Watts(2018). Comparison of Different Light Technologies for Indoor Aquaponic Production of White Stemmed Pak Choi Brassica rapa In : [en ligne]. [Citation : 13 Mai 2018.] Disponible à l'adresse : https://www.was.org/meetings/mobile/MG_Paper.aspx?i=31756.

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.

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

DELAIDE, B. et al. (2016). *Lettuce (Lactuca sativa L. var. Sucrine) Growth Performance: Complemented Aquaponic Solution Outperforms Hydroponics.* Creative Commons Attribution (CC-BY) license. Vol: 8, n° 467, p 11..

FAUCARD. (2015).*Tour d'horizon du potentiel de développement de l'aquaponie en France: présentation et regard critique sur cette voie de développement alternative pour les productions piscicoles et horticoles.* Paris : Innovations Agronomiques, 2015. pp. 125-139. Vol. 45.

FORCHINO, A, et al. (2017). *Aquaponics and Sustainability: The comparison of two different aquaponic techniques using the Life Cycle Assessment (LCA).* s.l. : Aquacultural Engineering, 2017. pp. 80-88. Vol. 77.

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

GUINGUE, Deme, Ndour, C et Ferraris, J. (1992).*Etude Comparative de trois méthodes de Conservation des Echantillons d'eau en vue de l'analyse des Sels Nutritifs.* Dakar : Centre de recherche océanographiques de Dakar, 1992. p. 3. Vol. 136.

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.

KIM, Hyeon Hye. (2004).*Green- light supplementation for Enhanced Lettuce Growth under Red- and Blue- Light- emitting Diodes.* USA : Hort Science, 2004. pp. 1617-1622. Vol. 39.

KONIG, B, et al. (2018).*Analysis of aquaponic as an emerging technological innovation system.* s.l. : Cleaner Production, 2018. pp. 232-243. Vol. 180.

KOPSA, Piia (2015).*Aquaponics : practical thesis in Australia.* In : [en ligne]. [Consulté le 14 mai 2017]. Disponible à l'adresse

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

LENNARD, W et LEONARD, B. (2006).*A Comparison of Three Different Hydroponic Sub-systems (gravel bed, floating and nutrient film technique)in an Aquaponic Test System.* s.l. : Aquaculture International, 2006. Vol. 14.

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

MELARD, Ch. 1995.*Guide Technique pour l'élevage du Tilapia.* Bruxelles : Centre pour le Développement Industriel, 1995.

MONTOUSSE, Marc. 2008.*100 Fiches de lecture en économie, sociologie, histoire et géographie.* Paris : Bréal, 2008.

MORARD, P. 1995.*Les cultures végétales hors sol.* Publications Agricoles Agen, 481: p. 12-13.

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. SEIDEMANN, Robert, WEHOFKY, Sebastian, KNAUS, Ulrich,(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.

RAKOCY, J. et al. (2006). *Recirculating aquaculture tank production systems: aquaponics-integrating fish and plant culture.* SRAC publication. Vol: 8, n°124, p 1-16

SIMEONIDOU, M. et al (2012). *Performance of a small-scale modular aquaponic system.* In : *AAFL 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.

Sundstrom, A.C. 1982. *Simple hydroponics for Australian Home gardeners.* Melbourne:Nelson,1982. [En ligne]. Disponible à l'adresse : <https://trove.nla.gov.au/work/9568401?q&versionId=31261429>

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

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

Sundstrom, A.C., 1982. *Simple hydroponics for Australian Home gardeners.* Melbourne:Nelson,1982. [En ligne]. Disponible à l'adresse : <https://trove.nla.gov.au/work/9568401?q&versionId=31261429>

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

Annexes

04/05/2018	11/05/2018	24/05/2018	06/06/2018
------------	------------	------------	------------

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

N°	Taille tiges (cm)	Taille Racines (cm)	Taille racines (cm)	Taille tiges (cm)	Taille Racines (cm)	Taille Tiges (cm)	Taille Racines (cm)	Taille tiges (cm)	Poids Final (g)	Poids initial (g)
1	10,5	7	8	14,2	12	20	18	35	2,7	1,4
2	10,2	6	15	19	12	20,5	16,5	29	13	2,6
3	10,5	8	8	16,5	12,5	22	17	26,5	14,4	5
4	10	8	13	16,5	18	22	22	26	10	3,2
5	9,2	6	9	18,5	9	19	15,4	24,6	16,3	4,1
6	10,7	8	9	18,3	17	21,5	23,1	27	13,6	2
7	10,6	6,7	8	18	17	22	20	26	9,7	3
8	11,2	7	12	17,8	10	19	14,3	23,9	14,9	4,3
9	11	7	9	19	9	21	12,9	29,5	20,4	6
10	10,5	7,5	10,4	19	13	20	18,3	25,5	7,8	2,1
11	11	7,3	9	18,8	11	18	16	24	10,3	3
12	9	6	11	18,6	19	22	24	26,5	30,4	5,9
13	11	8	5	13	12,9	17,3	17,5	24	6	2
14	11	7,5	10	15	18	16,5	22,1	17,6	7,6	1,9
15	11,5	7	9	18	18	20,7	23,2	22	11,9	2,2
16	11,5	7	9	16,8	10,5	23,5	19	27	11,5	5
17	10,5	5,5	8	16,8	14,5	19,5	18,6	23	10,3	3,4
18	12	7	11	19	17	20,5	20,5	24,6	21	5
19	8,5	6,5	7,8	14,5	9	19	13,9	26	8	3
20	10,5	7,5	10	17,3	10	18,5	15	20	13,2	3
21	10,5	6	9	18,3	11	23,2	17	29	15,5	4,2
22	11,5	7,5	8	17,5	8,5	20	11,9	22	8,1	3
23	12	8	7	18,5	12	23	14	25	20,5	5
24	11	6	9	18,5	15	23,8	19	25,5	24	5
25	11,4	6	8	16,5	13,5	23,5	17,6	25,4	13,2	4,5
26	11	6	8	15,8	10	25,3	14,2	30,2	5,5	1,5
27	8,8	6	8	14,5	12	20	19	22,5	7,8	3
28	8,5	5	8	15,3	12,3	17	18,3	20	6,7	3,3
29	9,5	6,5	9	15,4	10	16,5	17,2	20,5	9	2,6
30	12,5	9	13	17	10	19	14,6	19,5	12	5
31	10	6,5	7	14,3	11,5	20	14,2	32	3,4	1,4
32	11	7,5	9	16,5	12	19	17,3	27	10	2,6
33	11	7,5	10	17	11	22	15,3	31	12,5	3,9
34	9,5	7	10	16,5	10	20,5	14,4	30,5	8	3
35	12,5	9,5	10	17	11,5	22,2	16	27	14,5	5,6
36	10,5	9,5	9	18	16	20,5	20	21,6	10,8	4,4
37	11	9	10,5	17	12	23	17	26,5	13,5	4
38	9,5	6,5	7	15,1	10,5	19,5	15,2	30	8,9	2
39	10,5	8,5	9	19,5	14	23	17,5	30,2	13,5	4
40	10	6,5	7	16,9	14	20	17,9	21,6	9,6	4
41	11	12	11	18,9	12	20,6	14,9	25	15,6	4
42	10,5	8	8	17,3	13,5	17,5	19,4	21	20	5
43	10	8,5	9	17	10	17	14,9	23	2,7	1,2

44	10,5	9	8	14	11	15	16,3	1806	1,4	1,2
45	10,5	6,5	7	17,4	11,5	20	17,2	26	3,1	1
46	11	8,5	8	15	7	16,2	11,3	19,6	8,8	1,2
47	10,5	9,5	8	15,3	15,5	18	23,2	22	11,5	2
48	11,5	8	8	17,3	11	22,5	17,2	25,6	1,6	5
49	9	4	4,5	11	10	14	14	19	9	1,1
50	10	6,5	9	16,5	12	23	16	30	8,1	2
51	11	8	8,5	19,4	10	23,5	15,1	28,5	3,3	3
52	8,5	6,5	6	13,4	10	18	14,6	24,3	5	1,5
53	8,5	7	6	14	7	17	11,9	21	5,5	2
54	10	4	6	15,5	11	18,7	15	22,9	1,4	1,2
55	9	7	6	13,8	7	13	10,9	15,6	7,4	0,9
56	10	7	7,5	15	10	19,5	15,8	23,6	3	2
57	9,5	7,5	10	15,5	12	17	19	22	14,2	1,1
58	9	7	7	18	10,5	20	16,3	25,5	13,5	4,2
59	10,3	8,5	7	18	12	20,9	15,8	25	7,1	5
60	11,5	8	8	15	9,5	18,5	15,3	22,2	4,6	2
61	9	5	7	13,3	11,8	15	19,1	19,5	6	1,1
62	10	5,5	9	15	10,5	19,1	16,2	26,8	5	2
63	11	7,5	8,5	16,3	10	17	15,7	23	8,4	1,6
64	8	10,5	8,5	16,3	10,5	18,5	18,2	25	14,5	2,8
65	11	7,5	8	16,5	12,5	18	16,8	25,2	14,7	5
66	9,5	7	10	18	12	22	17,2	27,5	3	5
67	12	7	8	14,3	5,5	13,5	10,3	15,6	7,1	0,9
68	12	8	8	18	12	19,5	16,2	22	10,9	2
69	10,5	8	8,5	16,9	9,5	16,5	14,9	20,5	11	4
70	10,5	9,5	8,5	15,2	14	19	19,6	24,6	22	3,5
71	9	6	10	16,5	14,5	20	20	25,6	8,5	6,5
72	12,3	8,5	8	16,1	11	20,5	15	27,2	9,6	3
73	11	9,5	8	17,2	12	20,1	14,9	26	2,2	2,8
74	10	8	8,4	14	9	15	13	19,8	12,8	1,2
75	10,3	8,5	9	18,4	14,5	23,2	18,3	29,6	20,3	5
76	11,5	6,5	9	18,2	12	19,5	20	23	6	5
77	11	7,5	9	16,3	12,2	17,6	17,6	21	18,6	2,3
78	9	7,5	8	17,8	12	21,5	17,8	28,3	8,3	5,4
79	12	7,5	9	16,6	11	16,6	17,1	21,3	6,4	4,1
80	11	8	8,5	16	7,5	19,9	11	24,5	13,5	1,5
81	11,5	9	7	16,9	11	22,1	16,9	28,6	8,4	2,5
82	12	8,5	7	14,5	12	17	18,6	21,6	9,6	2,5
83	9	7	6,5	17,6	11	20	17,9	29,1	8,5	2,8
84	10	7	8	14,1	10,4	15,4	13,9	19,8	4,9	3
85	8,5	6,5	5	11,8	8,2	13	15	18,5	6,3	2,1
86	11	8	7	13	11,3	16,8	16,9	21,3	5,3	2,9
87	8,5	9	7,5	14,2	9	13,5	13	18,3	2,6	1,8
88	10	7	12	12	11	15,7	18	21,3	2,4	1,4

89	10	7,5	6	13,5	8	13,1	10,8	20	16,7	1,7
90	11	6,5	6,5	15,7	12	19	21,1	25,3	12,5	5,1
91	10	9,5	7	15,5	10,5	21,3	14,6	28,4	10,3	4,7
92	10	5,5	8	15,2	16	18	22	23,9	8	4
93	9,5	8,5	7	15,4	12	18,5	19	24	7	1,9
94	9	8,5	7	16	10,5	18	14	25,6	4,9	3
95	10,3	6	6	15,9	11	19	18	27	9,4	2
96	10	4	7	15,8	11	19	18,6	27,6	7,3	3,6
97	10,7	6,5	6	13,4	9,3	16	14	21,1	11,6	4
98	10,5	8	7	16,5	11	19	17,3	25,8	10	2,6
99	11	6,5	6	15,2	10	19,2	15,5	26	9,5	2,4
100	10	6	6	14,2	12	19	14,3	24,9	4,8	5
101	9	5	5,5	12,7	9,2	16,3	12,2	20,9	4,8	3,1
102	8,5	5	5,7	9,7	9,5	12,5	16	19	4,6	2,8
103	9	8	7	13,7	9,5	16,2	14,6	21,5	7,4	2,5
104	10,5	5,5	8	16,6	13	19,5	15	26,5	11,4	2
105	8	6	7	13,6	8	20	12,3	28	6	5
106	8	6	6,5	14,5	8	14,7	14	18,6	10,8	3
107	6,5	6	8,5	16,5	10,8	22,2	17	30	,	,
108	8,5	7	6	10,4	7,5	10,3	15,3	16,5	,	,
109	8,5	9	10	14,7	11,5	13	15	19,5	1,7	5,4
110	10	6	9	16,9	12	16	18,2	22,5	4,4	0,9
111	9	8	10	17,6	10	14,3	15	18,6	10,3	1
112	8,7	6,5	8,3	16,5	11	18,3	16,2	24	7,5	2,1
113	11	8	10	16,5	10,7	14,6	18,3	20	8,7	1,5
114	9	6,5	11	17,4	12,7	17,5	20,5	21,3	13	1,9
115	9,5	8,5	12	15,5	11	17,2	20	23	9,7	3,8
116	10	6	12	15,5	14	15,1	18,9	20,9	11,9	2,4
117	8,5	5,5	10	13,8	10,8	14,9	15	19,4	12,7	4
118	8	8	10	15	12	16,4	19	21	13,3	3,4
119	9,5	6	11	16,8	11	18	15	23	9	2,9
120	10	6,8	8	14	14	15	19,6	20,6	12,5	2,1
121	8,5	7	9,5	16	13	17	20,3	24,2	,	3
122	8	7,5	10	15	9,5	13,5	13,7	17,6	19,6	4,8
123	10	6	9	13,2	11,5	15,7	18	21,6	15,4	,
124	9,5	5,5	9	17,6	13,2	19,5	16,8	26,4	11,8	5
125	10	7	9	17,3	13	19	18	26,8	15,1	1,8
126	9	5,5	10	14	13	15	17,8	21,3	15,3	3,9
127	10	6,5	10	17,2	14	20,7	19	27,9	,	3,4
128	10,5	6,5	11	14	11	15	15	19,9	9,7	2
129	10,5	5	10	11,9	10	13,5	14,5	18,2	11,9	2,5
130	9,5	6,5	9	14,2	9	15,3	15	20	17	,
131	9,5	8	12	12	12	12,6	18	17	10,3	4,5
132	7,5	6,5	11	11,3	9	14,1	13,9	19	22,9	4
133	10	7	10	12,5	12	14	21,6	19,6	18,3	5,9
										4,8

134	11,5	6	10	16,6	10	18,7	20	24	15,6	5
135	10,5	6	10	14,7	11,8	16,2	19,8	22	14,4	3,2
136	8,5	5,5	9	14	11	17,7	16	23,4	2,7	1,1
137	9,5	7		14	11	17	16	25	8,2	2
138	9,5	7,5	9	17	11	20	15,2	27,2	9,4	3,5
139	11,5	5	9	18,2	13,5	22	18	29,1	12,3	2
140	8,5	7	8	14,7	13	20	20,6	28	7,7	1,7
141	10	6,5	8,5	16,2	10,8	20,7	19,5	27,4	6,4	2,3
142	10,5	6,5	7,4	17	11,8	21,5	14,9	28,3	11,1	3,1
143	10,5	6,5	7	15,1	7	21,5	13,6	30	6,7	3
144	10	6	8	15	13	18,6	19	21,2	4	1,2
145	9,5	7	8	14,5	8	16,3	12,7	21,3	6,2	1
146	9	5,5	6	15	8	19,2	15	25	11,2	2,1
147	9,5	7	8	16,5	12	19,6	19	24,9	9,4	2,6
148	10	4	10	17,2	8	20,7	18	27	3,8	2,5
149	9	5	9	17,2	11,5	18,5	22,1	22	10,2	3,4
150	9	5	10	16,2	12,1	16,7	20	22,3	9	4
151	10,5	7	9,5	16,5	12,5	20,5	19,6	29,3	5,8	3
152	8	5	7	14	9	18	14	24	4,4	1,2
153	10	5,5	10	17,8	12,7	18,2	23	23,9	4,9	1
154	10	4	9	16,3	14	18,4	26,5	25	5,4	0,9
155	8,5	6	7,4	16,4	7,5	19,2	15,2	24,6	10	2,7
156	10	5	9	16	13	22,1	19	29,5	4,6	2,2
157	9	7	7,5	16,6	12	21,2	17,5	30	5,5	1,5
158	7,5	6,5	6,5	14,5	10,5	19,5	15	24	6,6	1
159	10,5	9,5	8,4	15,9	11	21,1	16,5	28,6	5,5	1,2
160	11	7		14,8	8,5	19,5	13,9		25	

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

Date	13/05/2018			16/05/2018			24/05/2018			26/05/2018			06/06/2018		
Nutriment(mg/l)	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-

Entrée	4	0.05	0.2	4.9	6.7	20.5	1.32	3.14	45.6	0.59	2.56	23	0.95	1	15
Sortie	2.89	0.03	0.15	3.51	7	24	1.49	3.11	45.9	1.41	2.57	25	1.18	1.5	16.32

Annexe 3 : Evolution des sels nutritifs dans le biofiltre.

Date	13/05/2018			16/05/2018			24/05/2018			26/05/2018			06/06/2018		
Nutriment(mg/l)	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-
Entrée	2.7	0.05	0.2	3.3	3.9	26.9	1.4	2.2	28.6	1.3	1.9	26.5	0.5	1.7	20.18
Sortie	2.7	0.08	0.2	3.2	4.2	30.2	1.1	2.6	29.3	0.9	1.9	25.6	0.4	1.6	23.2

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

Date	13/05/2018			16/05/2018			24/05/2018			26/05/2018			06/06/2018		
Nutriment(mg/l)	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-
Entrée	2.6	0.07	0.2	3.2	4.1	40.1	1.08	2.6	35.21	0.8	1.88	24.36	0.32	1.5	23.98
Sortie	2.6	0.02	0.2	2.99	2.98	30.2	1.23	2.1	29.3	0.88	1.5	25.6	0.15	0.78	23.2

Annexe 5 : Evolution des sels nutritifs dans le premier bac carré.

Date	13/05/2018			16/05/2018			24/05/2018			26/05/2018			06/06/2018		
Nutriment(mg/l)	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-
Entrée	2.65	0.08	0.25	4.15	4.27	32.5	1.71	2.64	40.3	1.94	1.94	30.5	2.15	1.68	23.2
Sortie	3.2	0.03	0.24	4.23	2.44	20.51	1.84	2.7	25.32	1.86	1.67	25.64	1.56	1.63	20.98

Annexe 6 : Evolution des sels nutritifs dans le deuxième bac rectangulaire.

Date	13/05/2018			16/05/2018			24/05/2018			26/05/2018			06/06/2018		
------	------------	--	--	------------	--	--	------------	--	--	------------	--	--	------------	--	--

Nutriment(mg/l)	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-
Entrée	2.72	0.05	0.28	4.1	3.87	40	1.87	2.45	30.11	1.89	1.99	25.71	2.05	1.7	25.26
Sortie	2.54	0.03	0.25	4.11	2.44	31.18	1.74	2.34	22.23	1.65	1.78	17.6	1.98	1.61	19.56

Annexe 7 : Evolution des sels nutritifs dans le deuxième bac carré.

Date	13/05/2018			16/05/2018			24/05/2018			26/05/2018			06/06/2018		
Nutriment(mg/l)	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-
Entrée	2.41	0.01	0.21	2.98	3.81	28.1	1.02	2.5	29.5	0.65	2	24.5	0.2	1.7	21.4
Sortie	2.12	0.01	0.77	2.81	2.56	25.2	0.99	2.01	25.9	0.58	1.78	20.09	0.21	1.44	18.13

Annexe 8 : Evolution des sels nutritifs dans le troisième bac rectangulaire.

Date	01/05/2018			16/05/2018			06/06/2018		
Nutriment(mg/l)	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-
Entrée	2.54	0.04	0.3	3.12	4.08	40.01	2.01	1.61	20.56
Sortie	2.24	0.01	0.19	2.94	3.32	29.89	1.99	1.03	17.32

Annexe9 : Evolution des sels nutritifs dans le troisième bac carré.

Date	01/05/2018			16/05/2018			06/06/2018		
Nutriment(mg/l)	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-	NH4+	NO2-	NO3-
Entrée	2.72	0.09	0.27	4.2	4.54	25.23	2	1.75	24.3
Sortie	2.54	0.06	0.19	4.1	3.42	27.89	1.99	1.59	20.32

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

Date	Températures (C°)	
	Bassin d'élevage	Bac de culture
13/05/2018	23.5	23.2
15/05/2018	23.2	23.3
17/05/2018	23.4	23.3
19/05/2018	22.9	22.6
21/05/2018	23	23
23/05/2018	22.8	22.5
25/05/2018	23.8	23.5
27/05/2018	24	23.7
29/05/2018	23.7	23.5
31/05/2018	23	23
02/06/2018	22.8	22.6
moyenne	23.2	23.1

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

Date	PH	
	Bassin d'élevage	Bac de culture
13/05/2018	7.35	7.31
16/05/2018	7.24	7.19
22/05/2018	7.14	7
30/05/2018	6.94	6.89
02/06/2018	6.88	6.85

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

Résumé

Le manque et la dégradation des terres arables avec la pénurie d'eau sont quelques-uns des problèmes actuels de la production agricole, en particulier dans les zones les plus sous développées ou les ressources sont limitées, cela devrait nous amener à réévaluer la façon dont les aliments sont produits. Bien qu'il soit perçu comme un moyen qui peut contribuer à des systèmes alimentaires plus durables, la technologie en est encore à ses débuts, avec plusieurs défis. Il y a un manque de recherche quantitative pour soutenir le développement des systèmes aquaponiques économiquement réalisables. Dans notre étude on a séparé notre système aquaponique en 3 compartiments chacun est composé d'un bac de culture rectangulaire et un autre carré, et un type de lumière spécifique : tubes néon (de 120 cm et 72W), lampes à bulbe LED (6 cm de diamètre et 40W) et plaques LED (60*60 cm et 48W) afin de déduire le compartiment qui a enregistré le meilleur rendement vis-à-vis la consommation de l'électricité.

Mots clé : aquaponie, laitue, lumière, raft, tilapia rouge.

Abstract

The lack and degradation of arable land with water scarcity are some of the current problems of agricultural production, especially in the most underdeveloped areas where resources are limited; this should lead us to reevaluate how the food is produced. In our study we separated our aquaponic system into 3 compartments each consists of a rectangular culture tray and another square, and a specific type of light: neon tubes (120 cm and 72W), LED bulbs (6 cm diameter and 40W) and LED plates (60 * 60 cm and 48W) in order to deduce the compartment that has recorded the best performance with the best consumption of electricity.

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

ملخص

إن نقص الأراضي الصالحة للزراعة وندرة المياه هي بعض المشاكل الحالية للإنتاج الزراعي وهذا ينبغي أن يقودنا إلى إعادة تقييم إنتاج الطعام. على الرغم من أنه يُنظر إليها على أنها وسيلة يمكن أن تسهم في نظم غذائية أكثر استدامة، إلا أن التكنولوجيا لا تزال في مهدها، مع العديد من التحديات. هناك نقص في البحث الكمي لدعم تطوير أنظمة أكوابونية مجدية اقتصادياً. في دراستنا فصلنا نظامنا الأكوابوني إلى 3 غرف كل واحدة تم تجهيزها بنوع معين من الضوء: 3 أنابيب النيون (120 سم و 72 واط)، و 3 مصابيح اللاد (6 سم و 40 واط) و ثلاث لوحات لاد مربعة (60*60 سم و 48 واط)، من أجل استخلاص الغرفة التي سجلت أفضل نمو للسلطة و أفضل أداء فيما يتعلق باستهلاك الكهرباء.

الكلمات المفتاحية : الأكوابونية، السلطة، الرفت، الضوء، البلطي الأحمر.