

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



MEMOIRE DE FIN D'ETUDES EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME

D'INGENIEUR EN SCIENCES DE LA MER

OPTION : Aquaculture

Sujet :

Test d'utilisation de la macroalgue ulve (*Ulva* sp.) comme unique filtre biologique dans un circuit fermé d'élevage de poissons mullets (*Liza ramada*).

DOCUMENT CONFIDENTIEL (copropriété du CIRAD, IFREMER et COLDEP)

Préparé par :

- **AISSAOUI** Youssra Imane.

Soutenu le 29 /10 /2015 Devant la commission de jury suivante :

Mme. AISSOU-AKROUR CH.	Maitre de conférences B (ENSSMAL)	Présidente
Mme. MESLEM-HAOUI N.	Maitre assistante A (ENSSMAL)	Examinatrice
Mr. BELHASNAT K.	Maitre de conférences B (ENSSMAL)	Examinateur
Mr. CACOT P.	Chercheur (CIRAD)	Promoteur

Promotion : 2014/2015.

REMERCIEMENTS :

Ce stage a été réalisé dans le cadre d'une bourse RME, et une collaboration entre L'ENSSMAL d'Alger et la plateforme Ifremer de Palavas-les-Flots (France) et l'entreprise COLDEP. Je remercie tous ceux qui ont contribué à la réalisation de mon PFE dans une station reconnue pour son professionnalisme et ses connaissances dans le domaine des sciences de la mer. À ce titre je tiens aussi à remercier Mr. Emmanuel Rezzouk de m'avoir accueillie à la plateforme de Palavas.

Ce mémoire n'aurait pas vu le jour sans l'aide, la patience et la disponibilité de Mme. Nadira Ait Ameur et Mr. Jean-Yves Champagne. Je les remercie pour la confiance qu'ils m'ont accordée et aussi pour la coordination et la supervision tout au long de mon séjour en France.

Je souhaite remercier Mr. Philippe Cacot, chercheur au CIRAD, pour son encadrement, ses conseils et son aide.

Je tiens également à remercier l'ensemble du personnel de Coldep, monsieur et madame Jacquety, Mr. Bertrand Barrut, Mr. César Naravez, Mr. Loïc Quelen et Mr. Mattieu Lamy, pour les bons souvenirs que je vais garder de cette expérience tellement précieuse à mes yeux.

J'exprime ma gratitude et ma profonde reconnaissance à monsieur le directeur et aux enseignants de mon école ENSSMAL, et à tous ceux qui ont de près ou de loin contribué à ce travail.

Que soient particulièrement remercier les membres de jury :

Docteur. Aissou : d'avoir accepté de présider le jury. Docteur. Belhaasnat et Mme. Meslem : de m'avoir fait l'honneur d'examiner ce travail.

Enfin et après plusieurs années d'étude, voici le temps de pouvoir enfin remercier et jamais assez mes parents, ma très chère tante Halima et son mari, mes cousines, mes frères, Aimouche Fatima, Tadjer Ahlem qui m'ont toujours soutenue et sans qui rien n'aurait été possible, merci d'être là pour moi.

Liste des abréviations :

CIRAD : Centre de coopération internationale en recherche agronomique pour le développement.

ENSSMAL : Ecole nationale supérieure des sciences de la mer et de l'aménagement du littoral.

IFREMER : Institut Français de Recherche pour l'exploitation de la Mer.

IMTA : Integrated multi-trophic aquaculture ; l'aquaculture intégrée à plusieurs niveaux trophiques.

INSA : Institut National des Sciences Appliquées de Lyon.

ISEM : Institut des Sciences de l'Evolution de Montpellier.

JBL : Joachim Böhme Ludwigshafen.

RAS : Recirculating aquaculture system ; élevage en eau recirculée.

RME : Réseau mixte des écoles.

SPIR : Spectrométrie dans le Proche Infra-Rouge.

UMR : Unité mixte de recherche.

Liste des figures :

Figure 01 : Exemple de système d'agriculture-aquaculture intégré en eau douce pratiqué traditionnellement en Asie (IIRR et al, 2001).....	14
Figure 02 : Positions géographiques de l'Ifremer (Palavas les flots, France).....	15
Figure 03 : Balance et ichthyomètre utilisés.....	19
Figure 04 : Marquage : puces et lecteur.....	19
Figure 05 : Récolte des algues.....	21
Figure 06 : Schéma général du système étudié.....	23
Figure 07 : Conception du système d'expérience étape : contrôle.....	24
Figure 08 : Mousse en perlon ; filtration mécanique.....	25
Figure 09 : Fabrications des grilles.....	26
Figure 10 : Lampe CFL et douille.....	26
Figure 11 : système d'intégration à l'extérieur (station IFREMER).....	27
Figure 12 : Système intégré installé à l'intérieur d'une salle à L'IFREMER.....	27
Figure 13 : Dispositif de filtration.....	29
Figure 14 : Exemples de lecture colorimétrique des kits JBL.....	29
Figure 15 : (a, b) : Courbes étalons des sels nutritifs obtenues avec la méthode JBL optimisée pour le NH_4 et le PO_4	30
Figure 16 : (c, d, e) : Courbes étalons des sels nutritifs obtenues avec la méthode JBL optimisée pour le Fer, NO_3 , NO_2	31
Figure 17 : Prédiction de la teneur en azote total par SPIR dans des échantillons d'ulves fraîches.....	34
Figure 18 : CO_2 mètre Oxyguard (gauche) et oxymètre Ponsel ODEON OPEN X (droite)....	35
Figure 19 : Concentrations des différentes formes d'azote avec et sans algues dans les bacs du circuit fermé.....	37
Figure 20 : Evolution de la teneur en ammoniac aux trois sites de prélèvement, en présence d'algue (essai n°2, avec les algues).....	37
Figure 21 : Concentrations des phosphates avec et sans algues.....	39
Figure 22 : Concentrations du fer avec et sans algues à la sortie du bac à poissons.....	39

Figure 23 :Variations des teneurs en oxygène à l'intérieur du bac à poissons.....	40
Figure 24 :Variations des teneurs en CO_2 dans le bac poissons avec et sans les algues.....	40
Figure 25 :Variation du pH avec et sans l'utilisation des algues.....	41
Figure 26 : Bilan de masse pour déterminer la quantité d'azote fixée par les ulves résultats de l'expérience sur les algues.....	43

Liste des tableaux :

Tableau 01 : Description du poisson mullet (<i>Liza ramada</i>).....	18
Tableau 02 : Description des algues (<i>Ulva lactuca</i> et <i>Ulva rigida</i>).....	20
Tableau 03 : Tableau récapitulatif de la méthode JBL optimisée.....	32
Tableau 04 : Concentrations moyennes d'azote et de phosphore dissous durant les essais n°1 et 2.....	38

Sommaire

Introduction	10
Chapitre I : Généralités	
1. Données antérieures.....	13
2. Site d'étude.....	15
2.1. Présentation des établissements.....	15
2.1.1. Coldep.....	15
2.1.2. Ifremer.....	15
Chapitre II : Matériels et Méthodes	
1. Matériel biologique.....	18
1.1. Le poisson : Liza ramada	18
1.1.1. Biomasse.....	18
1.1.2. Aliment.....	18
1.1.3. Excrétion des poissons.....	18
1.1.4. Biométrie.....	19
1.2. Les algues : Ulva lactuca/ Ulva rigida	20
1.2.1. Récolte	21
2. Le dispositif expérimental	22
2.1. Présentation du système.....	22
2.2. Avantages attendus du système.....	22
2.3. Etapes de l'expérimentation.....	23
2.3.1. Installation du système.....	25
3. Méthodes et appareils d'analyse.....	28
3.1. Echantillonnage et analyse.....	28
3.1.1. Echantillonnage d'eau.....	28
3.1.2. Optimisation de la méthode d'analyse JBL.....	28
3.2. Mesure de la teneur en azote total dans les algues.....	34

3.3. Mesure des paramètres physico-chimiques.....	35
3.4. Analyse des données et calculs.....	35

Chapitre III : Résultats et discussion

1. Les sels nutritifs.....	37
2. Les paramètres physico-chimiques.....	40
3. Les algues.....	43
4. perspectives.....	44
Conclusion	46
Références bibliographiques	48
Annexes	53

Introduction

Introduction

La demande des produits de la mer ne cesse de croître vu les bienfaits apportés par ces produits à la fois au niveau alimentaire et nutritionnel (protéines, vitamines et oméga 3) et au niveau industriel (utilisation en biotechnologie, agriculture...etc.) (FAO, 2011), de plus l'activité mondiale des pêches de capture est confrontée à deux problèmes majeurs qui ralentissent le développement de cette activité : la surpêche et l'enfreinte des lois qui imposent le respect de la période de reproduction des poissons et l'utilisation des filets de pêche d'une taille de maille adéquate (Neori et al, 2004).

Sur ce fait et pour compenser ce déficit les demandes ont été orientées vers l'aquaculture ; cette activité qui existe depuis des décennies et qui devrait être vue comme activité complémentaire et non concurrente à la pêche.

Pour répondre à ces exigences ce secteur a beaucoup évolué et a fait l'objet de plusieurs études et projets de développement surtout avec les préoccupations exprimées sur l'impact de ses systèmes de production sur l'environnement (Mazzola et al, 1999).

Parmi les systèmes aquacoles, le système d'élevage en eau recirculé RAS (Recirculating aquaculture system) ²qui a été développé surtout pour satisfaire les exigences thermiques en climat tempéré, notamment en écloserie et nurserie de poissons. C'est le cas en particulier le long des côtes méditerranéennes. (Naylor et al, 2000 ; Olesen et al, 2011). Le RAS inclut des techniques de traitement de l'eau particulières (Zieman et al, 1992). Elle passe tout d'abord par une filtration mécanique pour éliminer tous les déchets particuliers ; les fèces, les aliments non consommés. Il y a ensuite une filtration biologique composée de bactéries (nitrobacter et nitrosomonas) qui transforment l'ammoniac rejeté par les poissons (toxique pour eux même à faible concentrations)¹ en Nitrates (non toxique). L'eau est aussi réoxygénée et épurée du CO₂ avant d'être réintroduite dans le circuit d'élevage. Ce système RAS présente aussi des inconvénients : le coût énergétique très élevé des dispositifs de filtration et de pompage, l'ajout d'oxygène liquide et l'obligation de changer l'eau malgré tout. En pratique, dans un circuit bien chargé en poissons (30 kg/m³ et plus), le renouvellement de l'eau du circuit par de l'eau neuve est de l'ordre de 2 à 3 fois par jour en conditions de production, principalement pour éliminer le CO₂ qui conduit sinon à une acidification excessive de l'eau (Lemarié et Toften, 2003 ; Metaxa et al, 2005).

L'intégration des systèmes a été proposée pour résoudre les problèmes des méthodes classiques. Il s'agit d'un élevage de plusieurs espèces différentes tels que des poissons et/ou algues et /ou des mollusques dans lequel chaque espèce tire profit de l'autre, elle fut évoquée la première fois par Jimenez et al (1996) qui ont proposé trois approches pour le traitement de l'eau usée :

- 1- L'oxydation microbienne par boue biologique.
- 2- Processus d'enlèvement qui se fait en deux étapes :
 - a- L'eau usée sert de milieu d'élevage des bivalves.
 - b- Les résidus dissous de l'eau d'élevage des bivalves sont assimilés par des algues.
- 3- L'utilisation directe des algues pour épurer les rejets des poissons ; une intégration directe qui s'est avérée selon Muangkeow et al (2006) la plus simple et la moins chère.

¹ L'accumulation d'ammoniac dans le corps du poisson augmente le pH interne, peut inhiber les enzymes clés nécessaires pour la production d'énergie, perturbe des gradients électrochimiques.

Introduction

Les avantages d'une intégration sont multiples, elle permet :

- 1- l'économie de l'énergie du filtre biologique (Chopin et al, 2001).
- 2- La gestion des rejets azotés des poissons. (Nobre et al, 2010).
- 3- L'augmentation de l'oxygène dans l'eau de pisciculture et parallèlement la baisse du CO₂. (Chopin et al, 2001).
- 4- L'optimisation de la gestion et du renouvellement de l'eau (Nobre et al, 2010).

Le biofiltre algal est une bonne alternative au filtre bactérien parce que les algues assimilent préférentiellement le N de NH₄ (Harlin et al, 1978) et emmagasinent les nutriments en acides aminés et pigments (Jones et al, 1999). De plus le gain de biomasse peut être valorisé sous plusieurs aspects : fabrication d'aliment de poissons herbivores...etc. Les ulves sont les plus utilisés dans les systèmes d'intégration en raison de la facilité de leur récolte.

L'intégration en aquaculture a fait l'objet de plusieurs études et projets, elle a été souvent adoptée comme solution aux rejets des fermes aquacoles et donc pour son rôle majeur dans le développement d'une aquaculture durable, économe et respectant l'environnement.

Toutes les expériences d'intégration ont des similitudes et des différences, mais l'utilisation d'un filtre biologique principal a toujours persisté.

Pour appuyer et confirmer les avantages d'une intégration, nous avons mis en place un système d'intégration (mulet /ulves) (*Liza ramada* /*Ulva lactuca* ou *U. rigida*) pour étudier la capacité des algues à assimiler les rejets de sels nutritifs dissous (azote et phosphore) des poissons tout en produisant de l'oxygène par la bioconversion du gaz carbonique grâce à la photosynthèse.

Ce travail est réparti en trois grands chapitres. Le premier est une revue bibliographique sur les systèmes d'élevage et l'intégration en aquaculture, le deuxième est consacré à la méthodologie et le dernier chapitre présente les résultats et la discussion. Enfin la conclusion permettra de récapituler les résultats et de présenter quelques perspectives de recherche.

Chapitre I : Généralités

1. Données antérieures :

L'aquaculture est confrontée notamment à deux contraintes majeures qui empêchent cette activité d'atteindre une place importante dans certaines régions comme c'est le cas sur les rives de la Méditerranée :

- 1- La disponibilité des sites d'installation de fermes aquacoles qui se font de plus en plus rares.
- 2- La dureté des réglementations environnementales vis-à-vis des rejets des fermes aquacoles. (Levenant et al, 1995).

La première est due à la compétition pour l'usage du littoral qui a obligatoirement fait apparaître des lois et des décrets sur l'aménagement du littoral qui cherchent à optimiser l'utilisation de l'espace.

La deuxième a surgit suite aux problèmes de pollution et d'eutrophisation (enrichissement d'un milieu en azote et phosphore) (Troell et al, 1999) dus aux rejets des eaux usées d'élevage sans traitement directement dans l'eau de mer (circuit ouvert) (Mazzola et al, 1999).

L'élevage en eau recirculée après différents traitements a été proposé pour résoudre ces deux problèmes. Il présente néanmoins des inconvénients puisque la réutilisation de l'eau est limitée par l'accumulation des déchets toxiques excrétés : CO₂ et ammoniac en particulier (Lemarié et Toften, 2003), qui varie en fonction de la densité des poissons (Leonard et al, 2002 ; Pagand et al, 2000).

Pour résoudre ce problème d'une manière appropriée et pouvoir ainsi améliorer la qualité de l'eau d'élevage, on peut intégrer d'autres espèces qui vont consommer les déchets. Ces espèces doivent être écologiquement compatibles et peuvent cohabiter dans le même environnement en transformant les déchets en ressources. On parle alors de système IMTA pour Integrated Multi-Trophic Aquaculture et cela semble être une solution d'avenir pour l'aquaculture (Lightfoot et al, 1993 ; Pegand et al, 2000).

L'intégration en aquaculture est relativement récente dans les pays du nord mais existait depuis le 15^{ème} siècle dans les pays de l'Asie (Brezski et Newkirk, 1997) voir avant puisqu'elle est apparue dans le traité de pisciculture de Fan LI publié depuis le 5^{ème} siècle avant J-C (Billard et al, 2000). Cette activité a commencé par des polycultures extensives associant agriculture et aquaculture (Voir Figure 01) (Billard et al, 2000). Elles ont ensuite été remplacées par des monocultures intensives, Le tableau 01 (Voir Annexes) présente quelques expériences et projets d'intégration en aquaculture.

De plus Fei et al (2002) ont montré que la *Gracilaria* peut résoudre le problème de l'eutrophisation, avec une croissance rapide de 6,6 %/jour. Aussi, Troell et al(1999) ont déclaré qu'une réduction considérable d'ammonium dissous et de phosphate peut être obtenue dans une culture intégrée de Saumon et de Gracilaires, qui réduisent finalement le risque de l'eutrophisation. En outre, Buschmann et al (1994) ont trouvé que dans un élevage de saumon intégré à des crevettes et des algues que les macroalgues étaient capables d'éliminer 95% de l'ammonium et 32% de l'orthophosphate. Une culture d'un réservoir de *Gracilaria caudata* et *Artemia franciscana* avait la capacité de biofiltrer 29,4% de l'ammonium. *L'Ulva rotundata*, éliminé 54% de l'azote inorganique dissous total dans 600L d'effluents de dorade dans 70 jours. Enfin, Msuya et al (2006) ont constaté qu'*Ulva reticulata* peut éliminer l'azote ammoniacal total (TAN) de 6,5 g, avec 65% d'efficacité d'enlèvement.

Pour les élevages de poissons, environ 72% de l'azote (N) et 70% du phosphore (P) contenu dans l'aliment sont excrétés dans l'eau (Ackefors et Enell, 1990). Il est donc intéressant de profiter de ces rejets qui peuvent servir de nutriments pour les macroalgues qui auront à leur tour un double rôle dans un élevage intégré :

- Produire de l'oxygène.
- Utiliser le CO₂ dégagé par les poissons pour leur photosynthèse, permettant un gain de biomasse pouvant être valorisé sous plusieurs aspects, par exemple dans la fabrication d'aliment pour animaux (Osako et al, 2004).

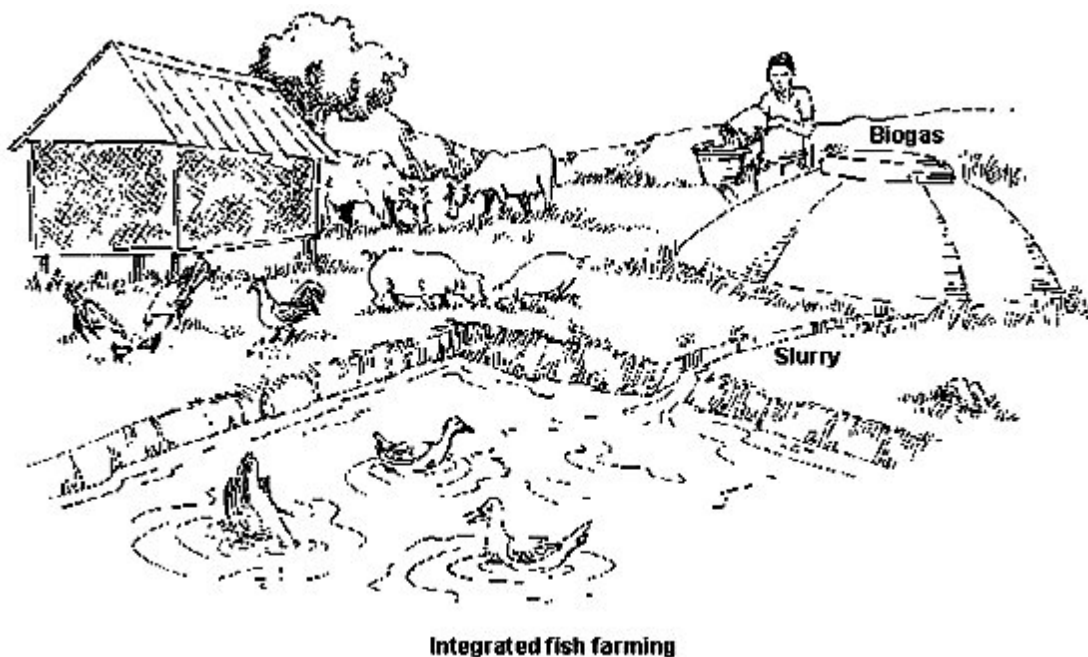


Figure 01 : Exemple de système d'agriculture-aquaculture intégré en eau douce pratiqué traditionnellement en Asie (IIRR et al, 2001).

La figure ci-dessus présente un modèle de système de polyculture traditionnel en Asie, ce système comprend un élevage de poisson chat et une aviculture ou l'eau circule par phénomène de ruissellement.

2. Site d'étude :

2.1. Présentation des établissements :

2.1.1. Coldep :

C'est une entreprise innovante dans l'étude d'ingénierie et vente de produit de traitement de l'eau grâce à un procédé original : une colonne air lift à dépression. C'est une solution : performante et économe en énergie permettant de :

- Faire circuler l'eau à faible coût énergétique.
- Réguler les gaz dissous (dégazage ou dissolution de gaz.).
- Extraire les matières en suspension (particules, huiles, micro-organismes) avec une application particulière à la récolte des micro-algues.

Cette colonne peut être utilisée dans l'aquaculture, l'industrie pétrolière, le dessalement de l'eau, l'agro-alimentaire et le traitement d'effluents divers. Cette entreprise fut créée en octobre 2001 suite à l'incubation sous brevet de Mr. Julien Jacquety par IFREMER¹ et INSA² LYON.

A travers la recherche et le développement, cette entreprise permet de répondre aux besoins des entreprises par la commercialisation de produits fiables, efficaces, économiques et respectant l'environnement.

2.1.2. Ifremer :

- Positions géographiques :



Figure 02 : Positions géographiques de l'Ifremer (Palavas les flots, France).

¹ L'institut français de recherche pour l'exploitation de la mer.

² L'institut National des Sciences Appliquées de Lyon est une grande école d'ingénieur française.

- Présentation de la station :

C'est est une plateforme expérimentale aquacole situé à Palavas-les-flots, Montpellier, France. Elle est placée sous la tutelle conjointe des Ministères de la Recherche, de l'Agriculture et de la Pêche, de l'Équipement et des Transports et de l'Alimentation.

Cette unité de recherche a pour objectif de contribuer à la production durable d'animaux marins élevés dans des conditions optimales de santé et dans tous types d'environnements, des plus contrôlés aux plus ouverts (milieux naturels). Elle se consacre à la recherche aquacole : pisciculture, incluant la pisciculture tropicale, ainsi que la conchyliculture et la crevetticulture.

- Équipements :

La station est équipée d'une station de pompage capable d'apporter 250 m³/h d'eau de mer filtrée.

La chaufferie peut fournir 140 m³/h d'eau de mer réchauffée à 27°C.

- Bâtiments :

- Des halls d'Aquaculture (3000m²).
- Des laboratoires (450m²).
- Des bureaux (450m²).

Chapitre II :

Matériel et Méthodes

1. Matériel biologique :

1.1. Le poisson : nous avons choisi le mullet de l'espèce *Liza ramada* car c'est l'espèce de mullet (Mugilidae) la plus abondante dans la région. Les poissons ont été collectés à l'origine par la pêche dans les étangs palavasiens. Ce poisson se prête aussi bien à nos expérimentations de par sa tolérance vis-à-vis des larges variations des paramètres d'élevage (teneur en oxygène dissous, CO₂, pH et ammoniac).

Tableau 01 : description du mullet.

Nom vernaculaire	mulet capiton, mullet calusse et mullet porc.
Nom scientifique	<i>Liza ramada</i> (Risso, 1810).
Description	Corps fusiforme gris sur le dos et les flancs, blanc sur le ventre, avec la bouche petite et des nageoires pectorales placées haut sur les flancs.
Distribution	Mer méditerranée et la Mer Noire et la côte Est de l'Atlantique.
Eco/biologie	Espèce migratrice (catadrome), la ponte a lieu en mer près des côtes, entre septembre et février. Euryèce (large valence écologique).
Alimentation	Algues, déchets et de petits organismes benthiques ou planctoniques.

1.1.1. Biomasse :

Pour cette expérience nous avons utilisé : 49 spécimens pesant dix Kg au total soit un poids vif moyen d'environ 200 g.

1.1.2. Aliment :

Nous avons utilisé des granulés de *Tilapia* flottants de la marque : Le Gouessant aquaculture ® ; aliment fabriqué en France. Ils contiennent 32% de protéines et 8% de lipides, avec des ingrédients d'origine essentiellement végétale (5% de farine de poissons au maximum).

1.1.3. Excrétion des poissons :

La majeure partie de l'ammoniac excrété par les poissons est sous forme de NH₄ ce dernier ne diffuse pas à travers l'épithélium, il est éliminé par voie branchiale, il est toxique car :

- Il diminue le Ph interne.
- Il inhibe les enzymes internes.
- Il remplace le k⁺ dans le transport des ions (perturbe le gradient électrochimique).

L'ammoniaque est issue du catabolisme des acides aminés.

1.1.4. Biométrie :

C'est la mesure des tailles (Lf : longueur a la fourche) et des poids vifs des poissons d'élevage en utilisant une balance et un ichthyomètre (principal instrument de mesure pour la taille des poissons et céphalopodes, constitué d'une planche sur laquelle est apposée une règle (graduation en mm, ½ cm ou cm). (Voir Figure 03).



Figure 03 : Balance et ichthyomètre utilisés.

Les poissons de l'expérience étaient marqués individuellement par des transpondeurs électroniques (PIT-tag) introduites sous la peau des flancs. Ces marques sont lues par un lecteur de puces et elles permettent de donner un numéro à chaque poisson pour pouvoir suivre la croissance individuelle (Voir Figure 04). Mais nous n'avons pas réalisé l'élevage suffisamment longtemps (3 semaines) pour qu'il soit intéressant de suivre la croissance des poissons.



Figure 04 : Marquage : puces et lecteur.

1.2. Les algues :

Nous avons utilisé des macroalgues vertes ulves qui appartiennent à l'espèce *Ulva lactuca* et/ou *Ulva. rigida* (tableau 02). Nous ne pouvons pas faire la distinction entre ces deux espèces, mais il ne s'agissait pas d'*U intestinalis*. Les ulves utilisées sont localement disponibles, faciles à manipuler et elles ont déjà fait leurs preuves en système intégré.

Tableau 02 : description des algues : *Ulva lactuca*, *Ulva rigida* .

Les Ulves sont des algues vertes regroupées dans le genre <i>Ulva</i> .	
<p><i>Ulva lactuca</i> : la Laitue de mer</p> <p>Nitrophile.</p> <p>Thalle mince et aplati.</p> <p>Cycle digénétique haplodiplophasique isomorphe, planogamie.</p> <p>Une bi-couche de cellules possédant chacune un seul chloroplaste.</p> <p>Une durée de vie de quelques mois, (se renouvelle, surtout au printemps et en été).</p> <p>Elle est parfois considérée comme envahissante suite au phénomène d'eutrophisation des eaux.</p>	<p><i>Ulva rigida</i> :</p> <p>Ses bords crénelés la distinguent de l'<i>Ulva lactuca</i>.</p> <p>Translucide, elle se fixe au substrat par un petit disque formé de rhizoïdes.</p> <p>Prolifération très rapide.</p> <p>Teneur en vitamines C et B1, et en substances antimicrobiennes.</p> <p>Cycle digénétique, isomorphe.</p>

Les ulves contiennent deux types de pigments : les chlorophylles A et B et les carotènes α et β , elles ont la particularité de produire de l'amidon intraplastidial (caractère évolutif), elles sont aussi connues pour leur photosynthèse très importante. La croissance des ulves est dite diffuse ; toutes les cellules sont capables de se diviser.

1.2.1. Récolte :

Les Ulves sont collectées le 04/11/14 dans le port de plaisance à Balaruc-Les-Bains, France, impasse des Negalofs près de la pisciculture : Les Poissons du Soleil (LPDS), à l'aide de grandes épuisettes. Elles sont stockées dans de grandes poubelles en plastique (dotées de trous au fond permettant d'égoutter les algues). Ainsi, 3,5 poubelles égouttées ont été collectées, soit 28 kg d'algue essorée environ. (Voir Figure 05).

Elles ont ensuite été stockées dans un bassin extérieur de 12 m² pendant deux mois sans apport de nutriments mais avec deux changements d'eau par mois.



Figure 05 : Récolte des algues.

2. Le dispositif expérimental :

2.1. Présentation du système :

C'est un système d'élevage de poissons (mulet : *Liza ramada*) dans lequel les rejets dissous (ammoniac et phosphate) excrétés par les poissons sont –nous l'espérons- épurés par des macroalgues (*Ulves*), avec recirculation complète de l'eau. (Voir Figure 06). Les macroalgues produiront également grâce à la photosynthèse de l'oxygène à partir du CO_2 produit par les poissons.

Ce système diffère du circuit fermé classique par :

- L'absence du filtre bactérien qui consomme beaucoup d'oxygène, nécessaire pour transformer l'ammoniac ($\text{NH}_3/\text{NH}_4^+$) en nitrates (NO_3^-).

- La boucle de circulation d'eau qui est directe : le bac à poissons et les bacs d'algues sont traversés l'un après l'autre par le même flux d'eau par phénomène de gravité (siphonage).

Le système comprend un bac de poissons de 500 L et de 0,8 m² de surface en eau. Ce bac est stocké avec 10 kg de poissons nourris avec 200 g d'aliment granulé par jour. Ce bac est dans une boucle de recirculation qui comprend quatre bacs d'algues de 1000 L et 2 m² chacun, soit au total 4000 L et 8 m², soit une surface de culture d'algue 10 fois supérieure à celle du bac poisson. Chaque bac d'algue est stocké avec 3 kg d'algue et équipé d'une lampe horticole¹ de 300 watts (150 watts/m²). Il n'y a pas de lumière naturelle. Le système comprend également un petit bac de décantation cylindrique de 50 L et d'un bac de filtration physique de 5 L (mousse de perlon) installés tous les deux entre le bac à poissons et le 1^{er} bac d'algues. Une pompe à eau immergée de 250 watts était disposée dans un bac tampon (200 L) situé après le dernier bac d'algue ; cette pompe renvoyait l'eau dans le bac poisson via un débit-litre (500 L/h). Le bac poisson était surélevé de 20 cm par rapport aux bacs d'algues et l'écoulement entre les deux se faisait donc par gravité. La circulation d'eau entre les bacs d'algue se faisait via des siphons. Enfin, chaque bac recevait une légère aération par bullage.

2.2. Avantages attendus du système :

a) Assimilation optimisée de l'azote : l'ammoniac est absorbé directement par les algues (synthèse de glutamine et asparagine puis d'autres acides aminés).

b) Système économe en oxygène : l'assimilation des différentes formes d'azote par les algues ne nécessitera pas d'apport d'oxygène, de plus une production d'oxygène importante contribuera à couvrir les besoins des poissons.

c) Système économe en énergie : économie du pompage à travers le biofiltre classique et du pompage à travers la tour de dégazage puisque le CO_2 est consommé par les algues.

¹ La qualité de l'éclairage n'est pas précisée car ce point fait partie d'un accord de copropriété des résultats avec les partenaires Cirad, Ifremer et Coldep.

2.3. Étapes de l'expérimentation :

Cette expérimentation a été réalisée durant plusieurs étapes décrites ci-dessous :

1^{ère} étape : Circuit fermé sans les algues :

Les bacs d'algues sont en eau mais ils ne contiennent pas d'algues ; ils ne sont pas éclairés. Le circuit fermé tourne entre le bac poissons et les 4 bacs d'algues (sans algues) et les poissons sont nourris durant une semaine. Cette phase est destinée à observer en situation contrôle ; elle servira de référence pour apprécier les changements induits par la présence des algues lors de la 2^{ème} étape. (Voir Figure 07).

2^{ème} étape : Circuit fermé avec les algues :

C'est l'étape principale de l'étude, elle comprend le circuit fermé complet avec les algues afin de pouvoir mettre en évidence l'assimilation des rejets dissouts des poissons par les algues. Elle a été réalisée du 28 janvier au 04 février 2015.

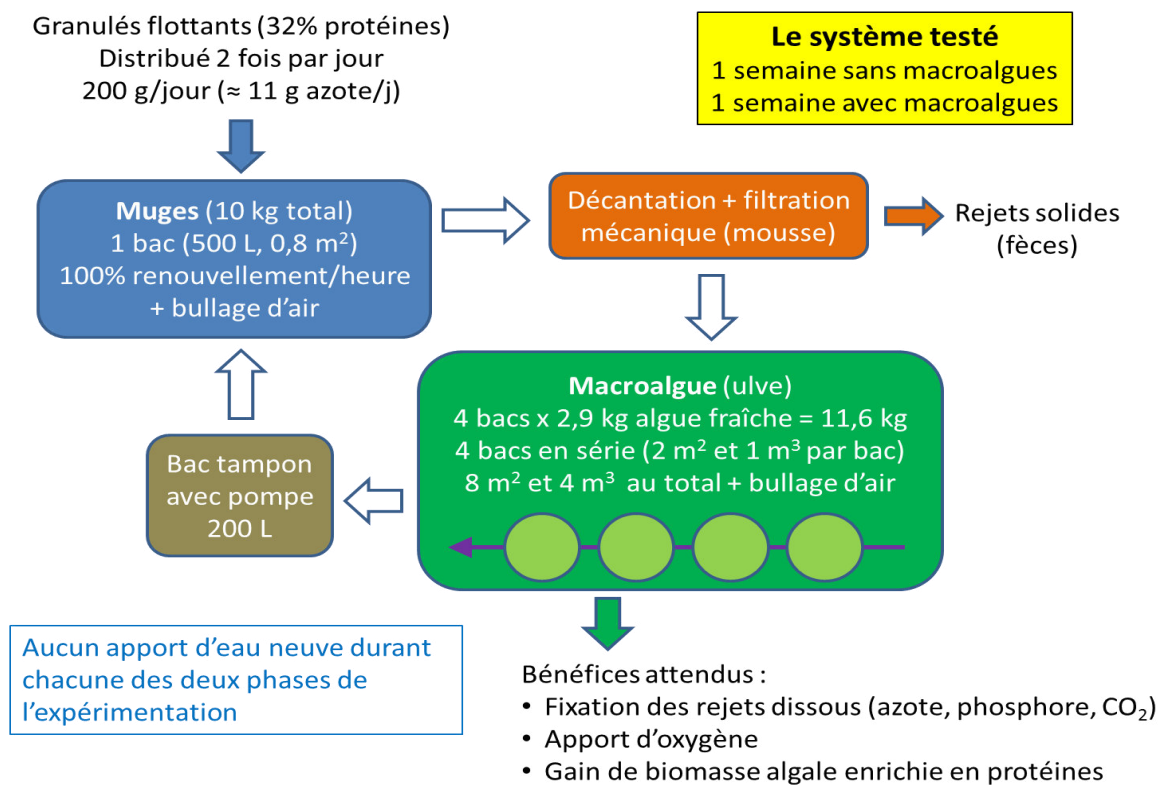


Figure 06 : schéma général du système étudié.

1^{ère} étape : évaluation du circuit fermé sans les algues (= contrôle de notre expérimentation)

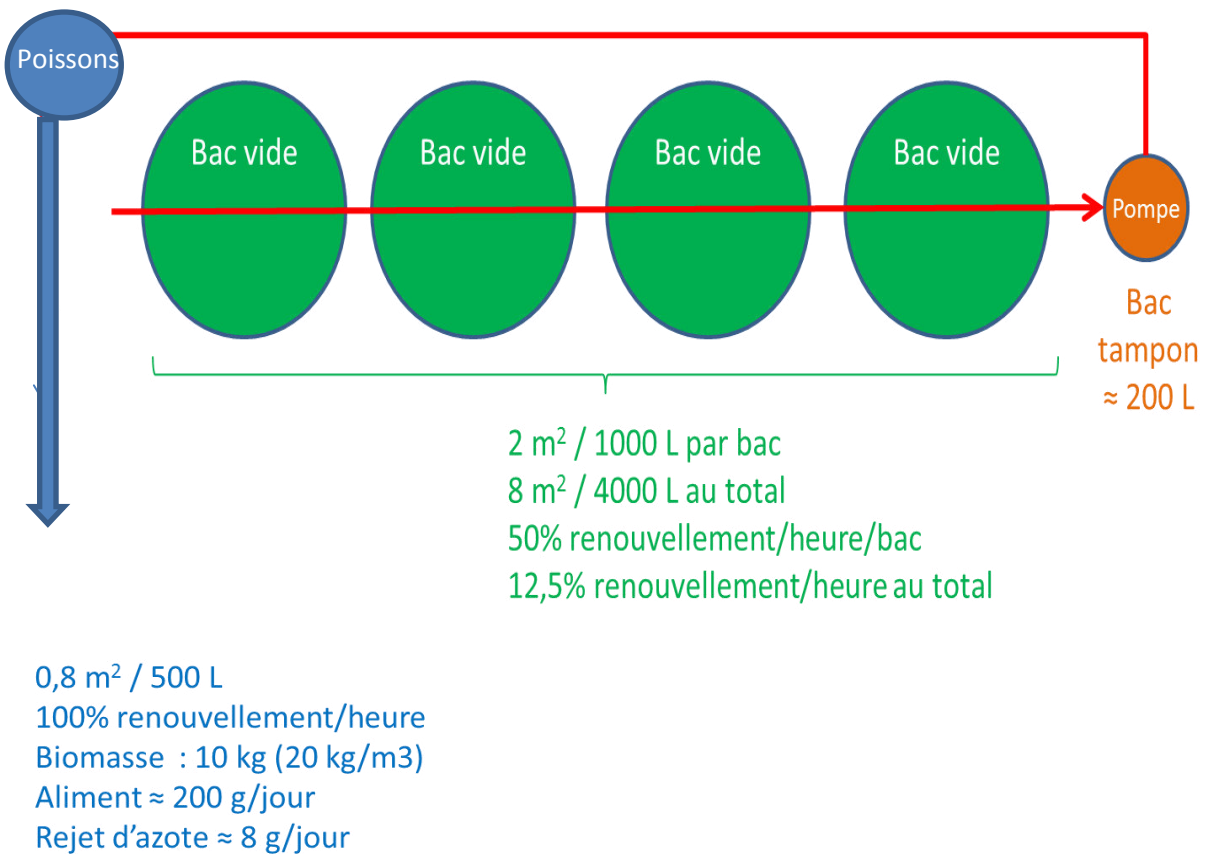


Figure 07 : conception du système d'expérience étape : contrôle.

2.3.1. Installation du système :

- Le bac à poissons :

Il est de forme cylindro-conique doté d'une vanne d'évacuation en bas pour pouvoir purger le bac des fèces et des aliments non consommés qui coulent au fond.

Les muets sont très turbulents, ils sautent des bacs si ces derniers ne sont pas couverts, c'est pour ça nous avons confectionné un couvre bac avec un tuyau en pvc convolutoé par chauffage et rempli de sable et collé à un grillage en plastique à grande mailles avec des collier en plastique , ensuite avec une bâche moyenne on a couvert la moitié pour éviter le développement du plancton photophile (aime la lumière), sur la grille on a ouvert une petite fenêtre structurée avec des baguettes chinoises pour avoir accès à l'intérieur du bac et pouvoir glisser les sondes des appareils de mesures.

Un Fecal trap (piège à fèces) est branché à un niveau légèrement plus haut que le bac à poissons pour éviter tout risque de débordement d'eau du bac, un débit mètre (Gumo ®) est installé sur le côté du bac permettant de réguler le débit d'eau dans le bac.

- Filtration mécanique :

Pour éliminer les déchets particulaires nous avons fixé à la sortie du bac à poissons juste avant le passage au premier bac d'algues une mousse en perlou sur une caisse en plastique cette mousse est rincée et changée chaque jour.

Enfin un léger bullage d'air est installé pour homogénéiser et maintenir les particules en suspension : aliments non consommés et fèces. (Voir Figure 08).



Figure 08 : Mousse en perlou ; filtration mécanique.

- Les algues :

Les quatre bacs sont reliés par deux tuyaux dans lesquels l'eau passe par phénomène de siphonage/gravité d'un bassin à l'autre, ces tuyaux sont fixés (pour rester bien droits) sur deux morceaux de bois et ils sont plongés dans des tubes fabriqués à partir d'une grille en plastique pour éviter que les algues viennent se coller aux tubes et bloquent la circulation de l'eau (Voir Figure 09), ces grilles sont lestées par des petits morceaux de béton (bien propre) .



Figure 09 : fabrications des grilles.

- Bac tampon :

Il est situé à la fin de la série des bacs d'algues, il reçoit l'eau après son passage par les algues, il comprend une pompe à eau qui permet d'envoyer l'eau au bac poisson et des sondes d'appareils de mesure.

Après une chute brutales des températures les poissons ont cessé de se nourrir, nous étions obligés de réinstaller le système à l'intérieur dans une salle, donc on a dû mettre en place des lampes CFL de 300 watts (lampe fluorescente compacte) utilisées en horticulture avec une puissance de 150 Lux, elles sont placées sur des douilles et des réflecteurs spéciaux (Voir Figure 10).

La conception du système à l'extérieur est présentée dans la figure 11 et la conception finale dans la figure 12.



Figure 10 : Lampe CFL et douille utilisée.



Figure 11 : système d'intégration à l'extérieur (station IFREMER).

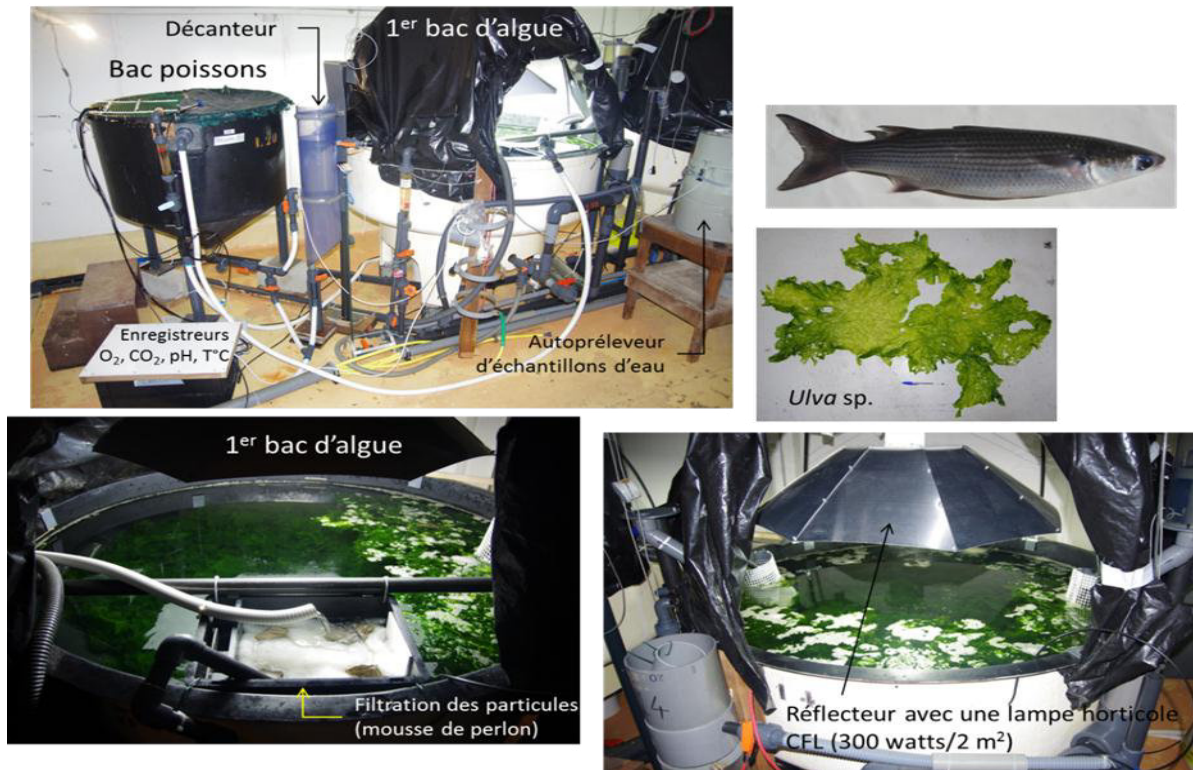


Figure 12 : Système intégré installé à l'intérieur d'une salle à L'IFREMER.

3. Méthodes et appareils d'analyse :

3.1. Échantillonnage et analyse :

3.1.1. Échantillonnage d'eau :

Les échantillons sont prélevés dans des flacons de 50 ml à différents endroits : à l'intérieur et à la sortie du bac à poissons et dans le bac tampon. Les échantillons sont prélevés manuellement durant la journée et à l'aide des auto-préleveurs durant la nuit, à la sortie du bac à poissons et dans le bac tampon. Les échantillons sont prélevés toutes les deux heures ; le 1^{er} prélèvement est réalisé juste avant le nourrissage du matin (généralement à 8h).

Tous les échantillons sont prélevés en double, les duplicats sont congelés pour être traités par la suite par un auto-analyseur pour réaliser des mesures absolument fiables.

Les échantillons sont ensuite filtrés, pour éviter l'incidence des particules en suspension sur les résultats de l'analyse (Sheldon et al, 1972) par des membranes (filtre WHATMAN GF/C 0,7 μm^2) à travers des rampes à filtration (pompe sous vide). (Voir Figure 13).

Les échantillons sont soit traités directement soit congelés (les échantillons du weekend) puis décongelés avant analyse. (Aminot, Keroul et al, 1979).

² Norme AFNOR NF EN 872, T90-105-1, 1999f.

3.1.2. Optimisation de la méthode d'analyse JBL :

Les kits JBL (porte le nom de leur inventeur allemand le droguiste Joachim Böhme, 1960 (ses initiales JB, qu'il ajouta au L de Ludwigshafen (Allemagne)) sont les tests les plus utilisés en aquariophilie pour les mesures des concentrations de NH_4 , PO_4 , NO_3 , NO_2 , Fe, KH.

Mais se référer à une lecture colorimétrique visuelle n'est pas très précis et peut différer d'une personne à une autre (Voir Figure 14). Par conséquent, pour des mesures plus précises et en raison du manque d'appareils et de produits pour les protocoles de mesures standards (colonne réductrice des Nitrates...etc.) nous avons opté pour une optimisation de la mesure avec les kits JBL.

Notre travail a consisté à réaliser des courbes étalons pour chaque paramètre, reliant l'absorbance mesurée au spectromètre à des concentrations connues de sels nutritifs. La longueur d'onde choisie pour réaliser la lecture correspondait au pic d'absorbance observé sur un spectre complet d'un échantillon d'eau contenant la plus forte concentration de sel nutritif. À chaque kit correspondait une longueur d'onde particulière. (Voir Figures 15,16). Chaque mesure d'absorbance a été réalisée sur deux échantillons d'eau différents.

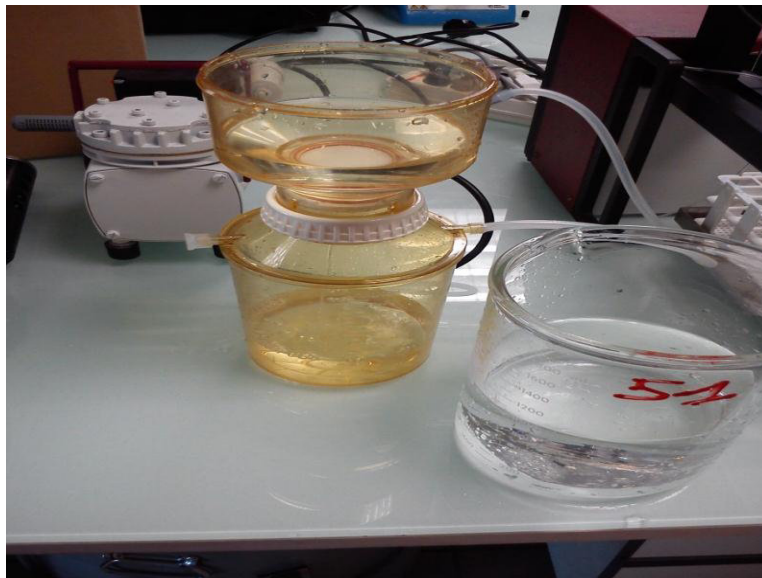


Figure 13 : Dispositif de filtration.

La figure 13 présente la rampe à filtration utilisée durant l'expérience.

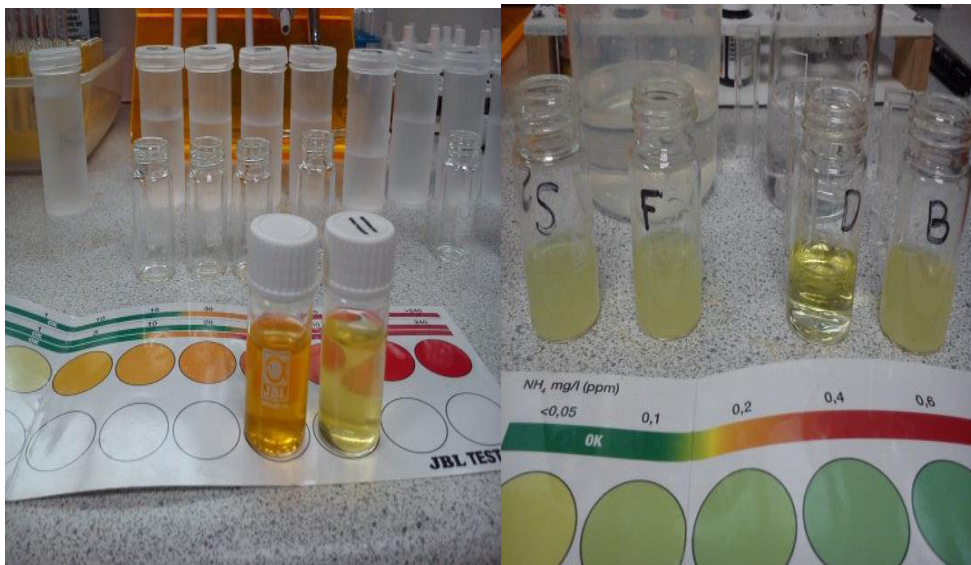


Figure 14 : Exemples de lecture colorimétrique des kits JBL.

La figure 14 démontre la lecture colorimétrique des échantillons préalablement traités aux réactifs JBL permettant de déterminer d'une manière approximative les concentrations des sels nutritifs dans le milieu d'élevage.

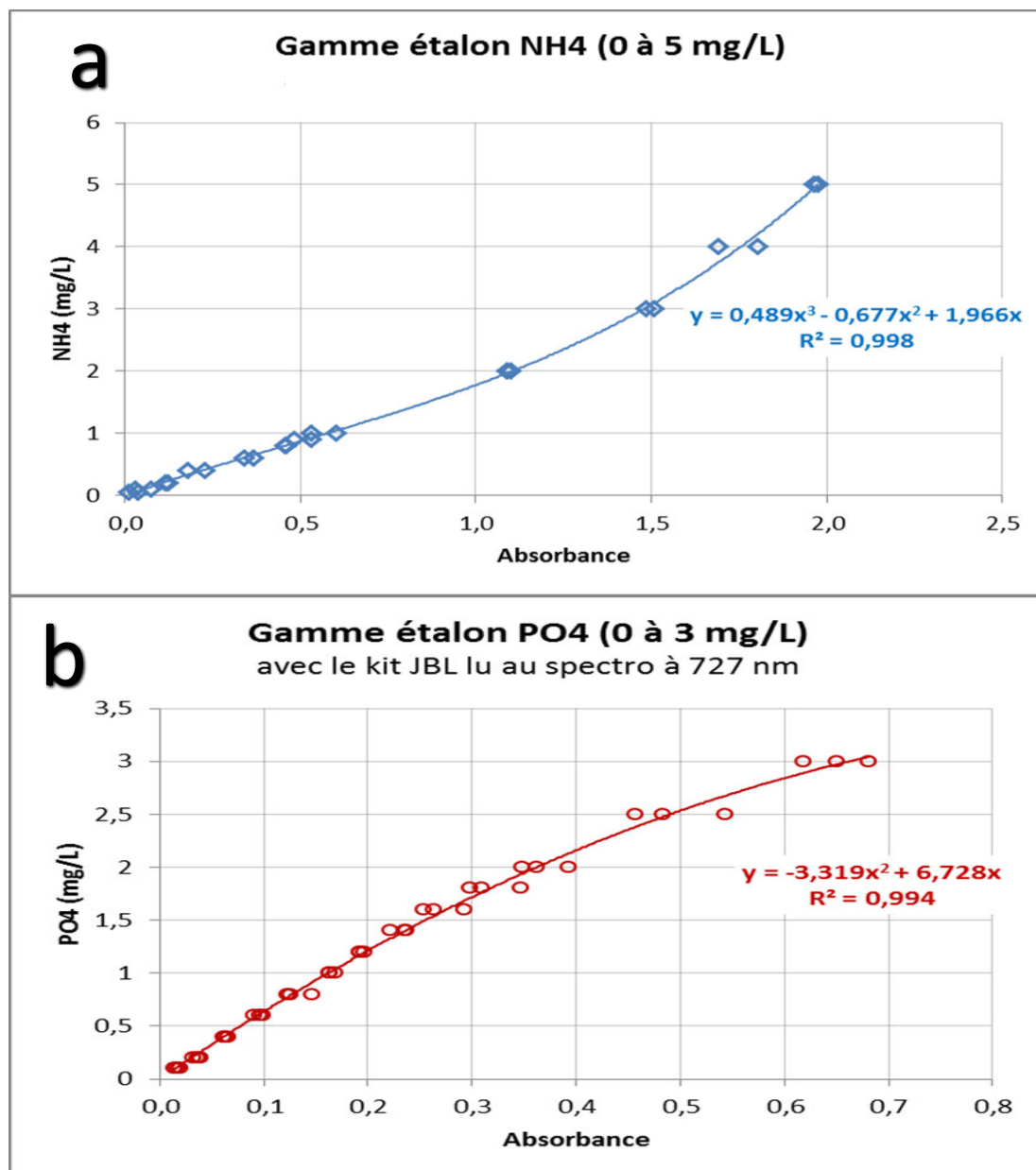


Figure 15 : (a, b) : Courbes étalons des sels nutritifs obtenues avec la méthode JBL optimisée pour le NH₄ et le PO₄.

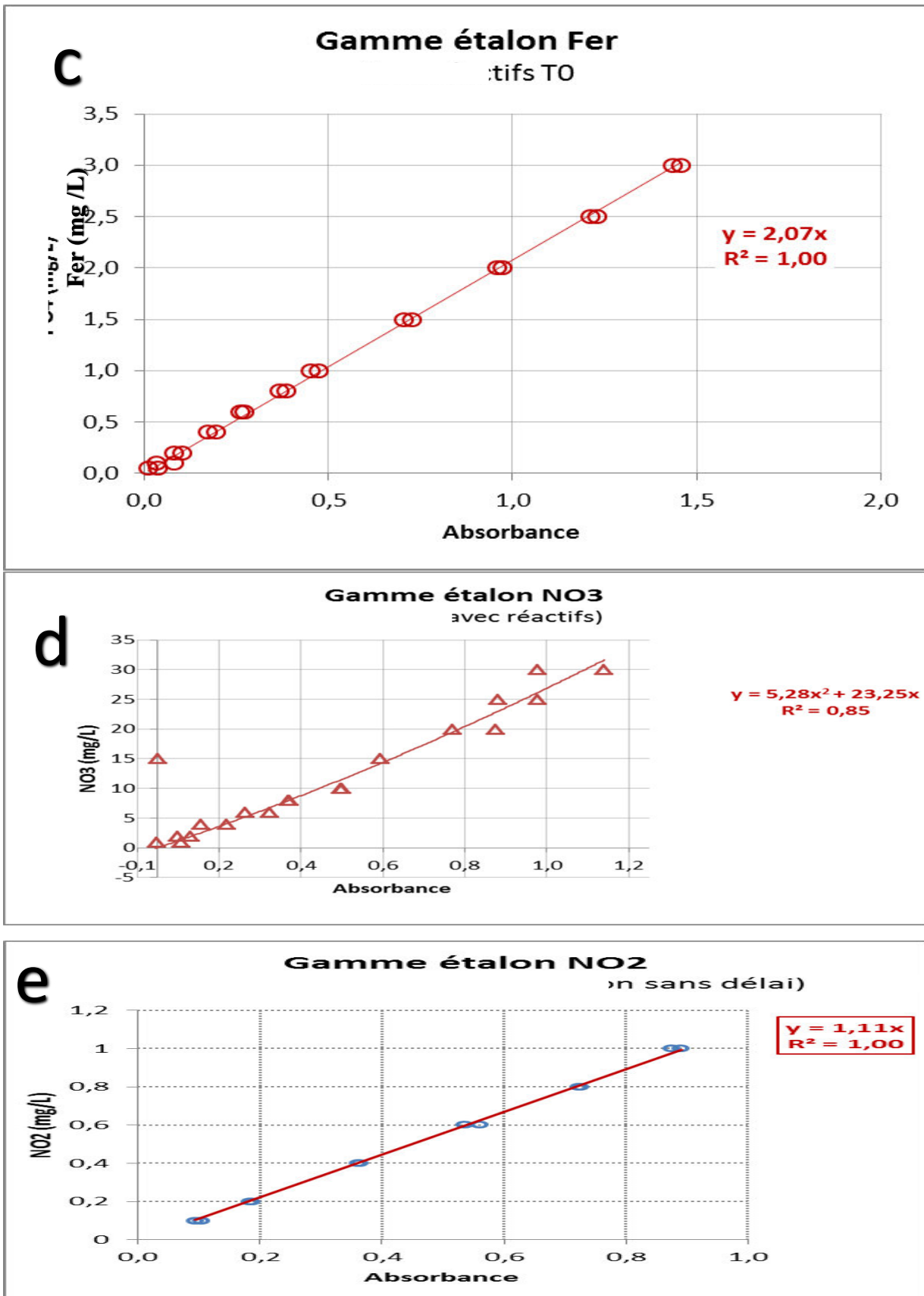


Figure 16 : (c, d, e) : Courbes étalons des sels nutritifs obtenues avec la méthode JBL optimisée pour le Fer, NO₃, NO₂.

Tableau 03 : Protocole d'utilisation de la méthode JBL optimisée.

Paramètres	Longueur d'onde	Volume échantillon	Solution contrôle	Réactif 1	Réactif 2	Réactif 3	Mélange
NH ₄	692 nm	5,0 ml	eau de mer filtrée (0,7 µm), décantée (5 jours) et refiltrée	139 µL	190 µL	131 µL	rapide (≈ 5 sec) après ajout des 3 réactifs
NO ₂	539 nm	5,0 ml	eau de mer reconstituée (eau distillée + NaCl 35 g/L)	144 µL	150 µL		rapide (≈ 5 sec) après ajout des 3 réactifs
NO ₃	452 nm	10,0 ml	eau de mer reconstituée (eau distillée + NaCl 35 g/L)	2 grandes cuillères arasées	225 µL		R1 + R2 puis mélange au vortex 1 mn
PO ₄	727 nm	10,0 ml	eau de mer reconstituée (eau distillée + NaCl 35 g/L)	1 petite cuillère arasée	325 µL		R1 + R2 puis mélange au vortex 1 mn
Fer	562 nm	5,0 ml	eau de mer reconstituée (eau distillée + NaCl 35 g/L)	178 µL			rapide (≈ 5 sec) après ajout des 3 réactifs
KH		5,0 ml	aucune	28 µL/1 degré KH (14 µL/0,5 degré KH)			

Détails sur le spectrophotomètre employé :

- Marque et modèle : UV-1800 UV spectrophotometer / SHIMADZU,
- Appareil recevant simultanément la cuve contrôle et la cuve à mesurer,
- Volume/cuve spectromètre : 3,0 ml (peut différer selon le modèle).

Autres détails :

- Ajout des réactifs dans le tube contrôle pour chaque paramètre,
- L'absorbance reste stable durant 1 heure pour chaque paramètre.
- Vérifier que les réactifs du test NH₄ fonctionnent bien (il peut arriver qu'ils soient défectueux, en fonction du fournisseur...). Faire un test avec une solution concentrée en NH₄ (NH₄cl).

Les cuillères sont fournies avec les kits J.B.L

Paramètres	Temps de réaction après ajout du dernier réactif	Instructions spécifiques	Conversion Absorbance (Abs) en concentration	Concentration maximale	Absorbance maximale
NH ₄	15 mn	- Après réaction, centrifugation (5 mn à 4000 tour) - Prélèvement de la solution claire pour lecture au spectromètre.	$0,498 \text{ Abs}^3 - 0,677 \text{ Abs}^2 + 1,966 \text{ Abs}$	5,0 mg/L	1,970
NO ₂	3 mn		1,110 Abs	1,0 mg/L	0,900
NO ₃	10 mn	- Dissolution incomplète de la poudre, - poudre effervescente, - prélever le volume à lire au spectro sans prendre de poudre.	$-5,612 \text{ Abs}^2 + 22,897 \text{ Abs}$	30,0 mg/L	1,040
PO ₄	10 mn		$-3,319 \text{ Abs}^2 + 6,728 \text{ Abs}$	3,0 mg/L	0,650
Fer	5 mn		2,074 Abs	3,0 mg/L	1,440
KH	aucun	- Virage bleu après ajout de 1 ou 2 gouttes, - continuer à ajouter du réactif jusqu'au virage jaune, - ajouter le réactif par dose de 28 ou 14 µL, - agiter en continu, - à savoir la dureté de l'eau de mer est généralement de 6 à 8 °KH.			

3.2. Mesure de la teneur en azote total dans les algues :

La méthode SPIR (Spectrométrie dans le Proche Infra-Rouge) a été mise au point pour les ulves par Bonnal et al (2013) dans le cadre d'une collaboration entre le CIRAD et l'IFREMER. Il s'agit d'une prédiction de la teneur en azote total d'après les spectres d'absorbances mesurés dans proche infrarouge sur des échantillons d'ulves fraîches essorées. La teneur en protéines est calculée en multipliant la teneur en azote total par 5,6. Cette méthode permet également de prédire la teneur en matière sèche ainsi que la teneur totale en minéraux (Voir Figure 17).



Figure 17 : Prédiction de la teneur en azote total par SPIR dans des échantillons d'ulves fraîches.

3.3. Mesure des paramètres physico-chimiques :

- La température, la salinité, l'O₂, pH : avec Une sonde Ponsel, ODEON OPEN X. (Voir Figure 19). Mesures en continu enregistrées (toutes les 5 minutes)
- Le CO₂ : avec un Co2metre Oxyguard CO₂. (Voir Figure 18). Mesures en continu enregistrées (toutes les 5 minutes)
- La salinité et la conductivité ont aussi été mesurées par un salinomètre : une fois par jour.



Figure 18 : CO₂ mètre Oxyguard (gauche) et oxymètre Ponsel ODEON OPEN X (droite).

3.4. Analyse de données et calculs :

Les données ont été organisées d'abord sur des feuilles Excel, puis traitées par le logiciel statistique SPSS version 12.

Les calculs effectués sont :

$$[\text{N-NH}_4] \text{ mg/L} = [\text{NH}_4] \text{ mg/L} * 14 / 18.$$

$$[\text{N-NO}_2] \text{ mg/L} = [\text{NO}_2] \text{ mg/L} * 14 / (14 + 16 * 2).$$

$$[\text{N-NO}_3] \text{ mg/L} = [\text{NO}_3] \text{ mg/L} * 14 / (14 + 16 * 3).$$

$$[\text{P-PO}_4] \text{ mg/L} = [\text{PO}_4] \text{ mg/L} * 31 / (31 + 16 * 4).$$

$$\text{N total mg/L} = [\text{N-NH}_4] \text{ mg/L} + [\text{N-NO}_2] \text{ mg/L} + [\text{N-NO}_3] \text{ mg/L}.$$

Analyse de la variance ANOVA : test statistique permettant de confirmer que les échantillons sont issus de la même population.

Test T (test de Student) : ensemble de tests pour tester l'égalité de l'espérance de deux variables aléatoires suivant la loi normale.

Chapitre III :

Résultats et Discussion

Après 14 jours d'expérience (7 jours sans l'utilisation des algues suivies de 7 jours avec les algues), les résultats sont présentés et discutés ci-dessous :

1. Les sels nutritifs :

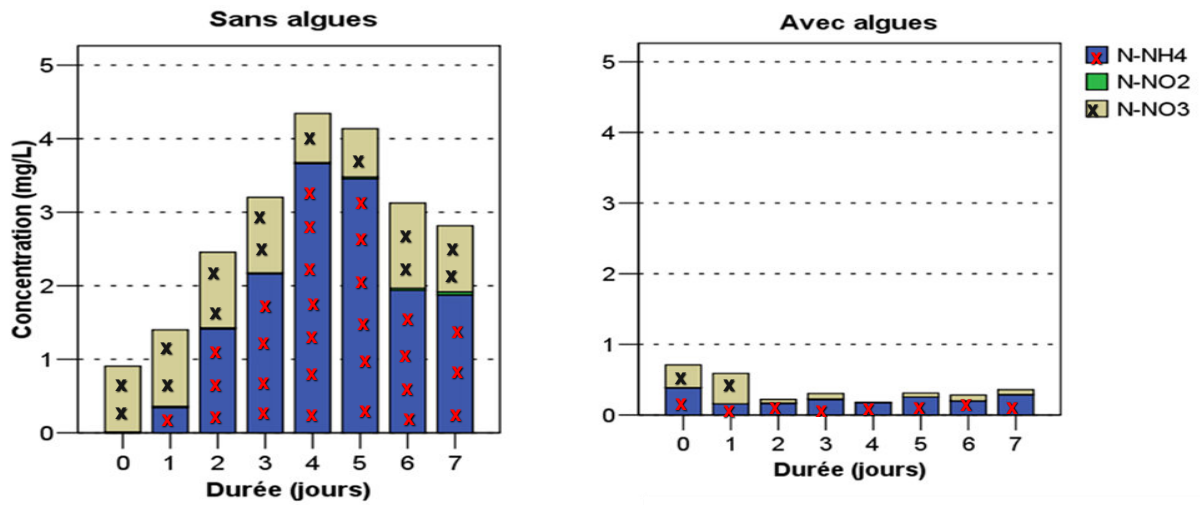


Figure 19 : Concentrations des différentes formes d'azote avec et sans algues dans les bacs du circuit fermé.

La figure 19 présente les différentes concentrations d'azote entre la présence et l'absence des algues à la sortie du bac à poissons durant 14 jours d'expériences (7 jours avec et 7 jours sans les algues).

Le N de NH₄ atteint les concentrations de 4 mg/L sans les algues mais ne dépasse pas 0,4 mg/L avec les algues. On remarque également une diminution sensible de la teneur en NH₄ après le passage de l'eau à travers les bacs d'algues (figure 20). A savoir que les concentrations de l'azote total dans un élevage aquacole doivent être de l'ordre de 0.2 à 2 mg.L⁻¹. Les concentrations moyennes sur la durée totale de chaque expérience sont nettement inférieures avec les algues, pour les différentes formes d'azote dissous ainsi que pour le phosphate (tableau 04).

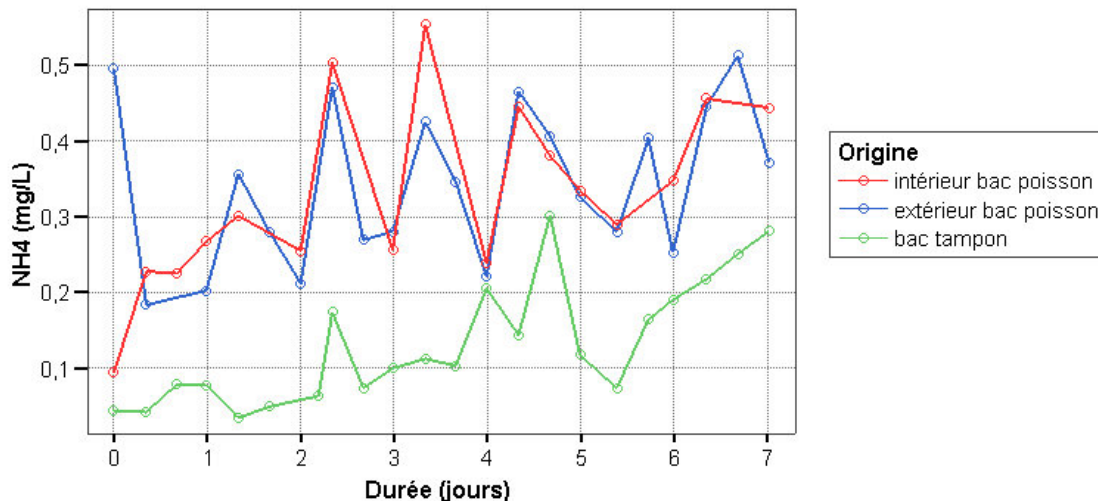


Figure 20 : Evolution de la teneur en ammoniac aux trois sites de prélèvement, en présence d'algue (essai n°2, avec les algues).

Tableau 04 : Concentrations moyennes d'azote et de phosphore dissous durant les essais n°1 et 2.

Echantillons prélevés chaque jour avant le 1^{er} repas à 8h, à l'intérieur et à la sortie du bac poissons (résultats des deux sites cumulés).

Paramètre	Essai n°	Moyenne ± SEM	N échantillons
N-NH ₄ (mg/L)	1 (sans algues)	1,75 ± 0,31	15
	2 (avec algues)	*** 0,22 ± 0,02	48
N-NO ₂ (mg/L)	1	0,02 ± 0,00	16
	2	*** 0,00 ± 0,00	26
N-NO ₃ (mg/L)	1	0,96 ± 0,05	16
	2	*** 0,14 ± 0,03	26
N total (mg/L)	1	2,75 ± 0,29	15
	2	*** 0,38 ± 0,05	26
P-PO ₄ (mg/L)	1	0,42 ± 0,04	16
	2	*** 0,04 ± 0,00	26

Différences significatives entre les deux essais (Test T) : *** (P < 0,001).

Les résultats sont très prometteurs, nous avons constaté une bonne absorption de l'azote par les algues, avec une teneur en ammoniac qui fluctue dans une plage très acceptable pour les poissons ce qui prouve que le passage à travers les bacs d'algues diminue la teneur en ammoniac.

Discussion :

Les macroalgues jouent un rôle important dans la distribution et la transformation de l'azote dans l'écosystème marin en raison de leur capacité d'absorption et de stockage de grandes quantités d'azote. Les algues utilisées ont montré une absorption rapide des différentes formes d'azote au cours des premières heures. Ces algues non alimentés préalablement en nutriments, ayant satisfait leurs besoins en nutriments pendant les premiers jours, ont diminué remarquablement leurs pouvoirs d'assimilation dans les jours suivants. Ryther et al (1981) ont démontré que *Gracilaria* sp. Non alimentés préalablement en azote, a pu assimiler rapidement l'azote ammoniacal de façon à doubler son contenu total en azote dans moins de 8 h. Ces même auteurs ont aussi observé que *Gracilaria tikvahiae* absorbe suffisamment d'azote au bout de 6h ce qui lui permet de survivre jusqu'à 2 semaines dans un milieu dépourvu d'azote. Chebil Ajjabiet al (2015) ont constaté que *Ulva* sp. Absorbait la quasi-totalité des quantités d'ammonium et nitrate des effluents de pisciculture au bout des quatre premières heures de culture.

- Le phosphore :

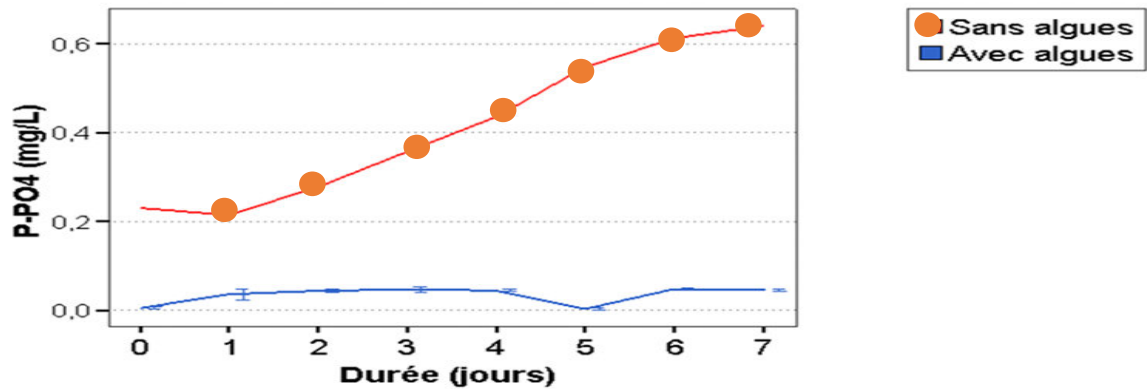


Figure 21 : Concentrations des phosphates avec et sans algues.

Pour les phosphates (figure 21) (P de PO_4), les concentrations fluctuent entre 0,2 et 0,6 mg/L durant les sept jours de l’expérience sans les algues. Il reste faible et ne dépasse pas 0,05 mg/L avec les algues, les concentrations recommandés dans les élevages piscicoles sont de l’ordre de 0,05 à 0.3 $mg.L^{-1}$

Le fer :

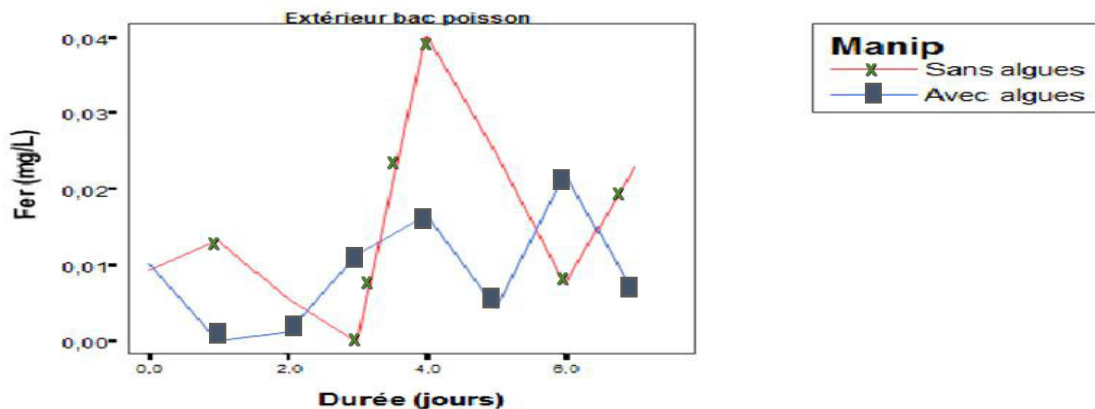


Figure 22 : Concentrations du fer avec et sans algues à la sortie du bac à poissons.

Les concentrations en fer augmentent après le nourrissage des poissons, sans les algues elles ont atteint une concentration maximale de 0,04 mg/L, or avec les algues ces concentrations n’ont pas dépassé 0,03mg/L, à savoir que dans un élevage de poissons d’eau de mer, le fer ne doit pas dépasser les 0,5 mg /L. (Morin, 2012). (Voir Figure 22).

Les résultats sont donc très prometteurs et ils permettent de conclure que les algues ont une très grande capacité d’absorption des rejets d’ ammoniac et de phosphate et du fer ce qui permet de maintenir dans le circuit des teneurs faibles et largement compatibles avec le bien être des poissons.

2. Les paramètres physico-chimiques :

L'oxygène :

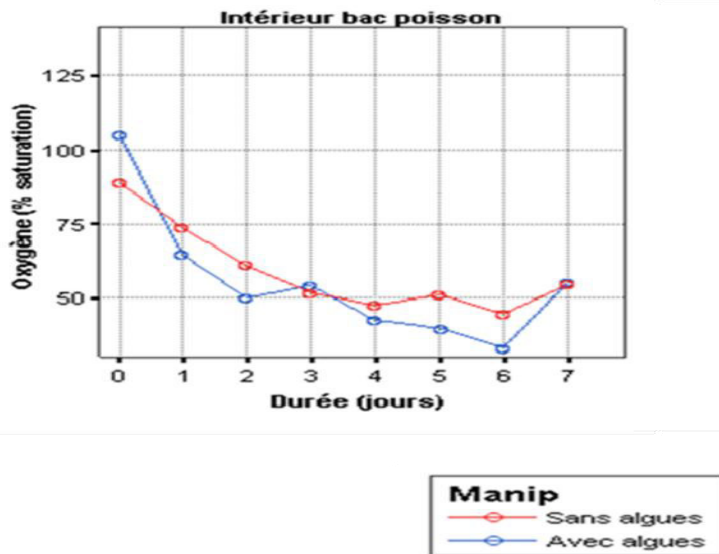


Figure 23 : Variations des teneurs en oxygène à l'intérieur du bac à poissons.

Les pourcentages de sursaturation en O₂ à l'intérieur du bac poisson ont diminué de ~90 % à 50 % le troisième jour puis fluctuent jusqu'au dernier jour.

Avec les algues, les pourcentages de sursaturation en oxygène à l'intérieur du bac poisson diminuent de 125 % à ~10 % puis augmentent petit à petit.

Donc aucun effet positif des ulves sur l'oxygène durant l'expérimentation.

Le gaz carbonique :

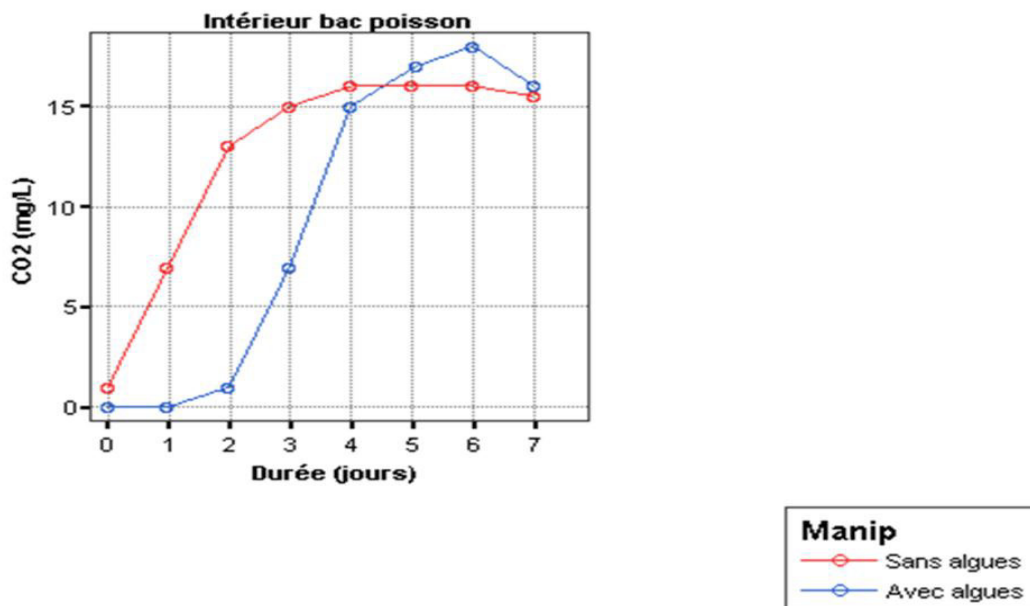


Figure 24 : Variations des teneurs en CO₂ dans le bac poissons avec et sans les algues.

La figure 24 démontre que les concentrations du CO_2 n'ont pratiquement pas changé avec ou sans les algues à l'intérieur du bac poisson, elles ont même dépassé les concentrations initiales (sans les algues) durant les premiers jours de l'expérience avec les algues. Ces concentrations fluctuent entre 0 et 15 mg/L, ce qui est létal pour certaines espèces de poissons, mais le mulot est une espèce qui tolère de larges variations des gaz dissous néanmoins nous avons débranché le système (les bacs d'algues) pour mettre les poissons dans un système d'élevage ouvert et permettre la diminution du taux élevé du CO_2 et augmenter le pourcentage de saturation en oxygène, nous avons aussi opté pour plusieurs modifications pour optimiser le système (Voir perspectives).

Le pH :

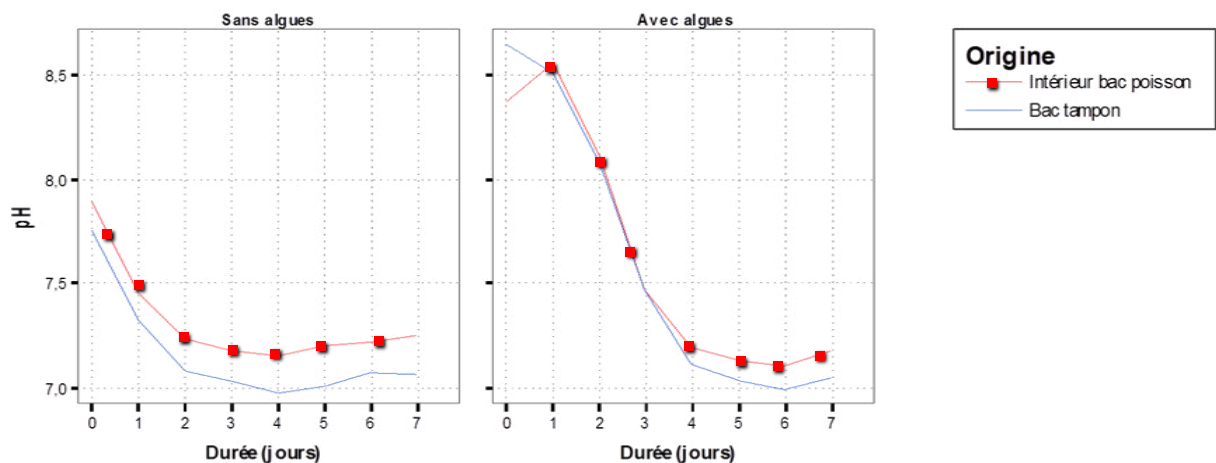


Figure 25 : Variations du pH avec et sans l'utilisation des algues.

Le pH du milieu été basique (alcalin) dans les deux cas (avec et sans les algues). Le pH de l'eau de mer se situe généralement autour de 8,0 car elle est riche en carbonates qui tamponnent le pH à 8,4. Sans les algues à l'intérieur du bac poisson il diminue de 8 à 7 durant les premiers jours puis commence à augmenter légèrement vers la fin de l'expérience, ces pH font partie de l'intervalle des limites de tolérance des poissons d'élevage d'eau de mer qui selon Morin, 2012 doivent fluctuer entre 6,5 et 8,5. Avec les algues, il diminue de 8,5 à 7 durant les quatre premiers jours et augmente petit à petit après. L'acidification de l'eau dans le circuit est liée à l'accumulation de CO_2 .

Discussion :

Il n'y a pas de conversion du CO₂ en O₂ par les algues. Nous pouvons formuler les hypothèses suivantes :

- Impact du développement de bactéries aérobies sur ces gaz (consommation d'O₂ et production de CO₂). Des bactéries profiteraient de l'apport de particules organiques insuffisamment piégées par notre dispositif (décanteur + filtration sur mousse).
- La production de CO₂ et la consommation d'O₂ des poissons dépassent la capacité des algues à consommer le CO₂ et produire l'O₂. Ce phénomène serait peut-être amplifié par le développement des bactéries aérobies.
- Problème de réglage de l'éclairage ; (a) photo-inhibition des algues (très peu probable), (b) intensité lumineuse insuffisante et (c) qualité de la lumière inadaptée (longueur d'onde). Cette dernière hypothèse semble être la bonne d'après les résultats obtenus ultérieurement sur le même circuit et avec d'autres types de lampes horticoles¹.
- Donc, L'assimilation de l'azote et du phosphore par les ulves est avantageuse dans les conditions testées, malgré l'inefficacité du système sur les gaz : élimination du CO₂ et production d'oxygène insuffisant.

¹ Communication de Philippe Cacot. La qualité de l'éclairage n'est pas précisée car ce point fait partie d'un accord de copropriété des résultats avec les partenaires Cirad, Ifremer et Coldep.

3. Les algues :

Nous avons aussi mis en évidence une production intéressante d'une biomasse d'algue sensiblement enrichie en protéines. Le gain de biomasse d'algue en 7 jours de culture sur l'ensemble des 4 bacs est de 370 g de matière sèche. (Voir Figure 26). Ce gain de biomasse est associé à une rétention de 36,8 g d'azote soit 46% de l'azote total apporté par l'aliment distribué aux poissons (80 g d'azote).

ALGUES STOCKÉES

2487 g matière sèche (MS)

Azote : $3,26 \pm 0,22$ % MS (moyenne \pm ES ; N = 4 échantillons au total)

Azote global : 81,1 g

Protéines (= N x 5,6) : $18,26 \pm 1,23$ % MS



7 jours

1400 g aliment (32% protéines) = 80 g d'azote apporté au total

ALGUES RÉCOLTÉES

2857 g matière sèche (MS)

Gain MS : 370 g (= 26% quantité d'aliment distribuée)

Azote : $4,14 \pm 0,12$ % MS ^(a) (moyenne \pm ES ; N = 4 éch./bac x 3 bacs ; N = 2 éch. x 1 bac)

Azote global : 117,9 g

Gain d'azote global : 36,8 g (= 46% azote apporté par l'aliment) ^(b)

Protéines (= N x 5,6) : $23,18 \pm 0,67$ % MS ^(a)

Gain journalier moyen : 6,6 g MS/m² et 0,7 g N/m²

^(a) : Significativement différent de la teneur des algues stockées (ANOVA avec bac en facteur aléatoire hiérarchisé).

^(b) : Ou 66% de l'azote excrété par les poissons (dans l'hypothèse où 30% de l'azote de l'aliment est fixé par les poissons).

Figure 26 : Bilan de masse pour déterminer la quantité d'azote fixée par les ulves résultats de l'expérience sur les algues.

4. Perspectives :

L'assimilation de l'azote et du phosphore par les ulves est efficace dans les conditions testées, malgré le problème des gaz dissous : augmentation du CO₂ et production d'oxygène insuffisante qui sont considérés comme des facteurs limitants à la vie des poissons.

Nous espérons optimiser le système avec l'ajout d'une colonne Coldep pour les rejets particuliers, pour pouvoir enfin présenter un système d'intégration complet, économique, respectant l'environnement et très efficace. La colonne Coldep aura cependant un effet sur le dégazage du CO₂ et de l'O₂. Il faudra donc imaginer un système de redissolution de ces gaz si l'on souhaite maximiser la photosynthèse des algues. Un simple filtre à sable pourrait tout aussi bien être ajouté, ce qui a été réalisé avec succès dans les essais ultérieurs sur ce circuit (communication Philippe Cacot). À terme, c'est le bilan énergétique du système qui orientera le choix entre colonne Coldep et filtre à sable.

À tester en vue de l'optimisation du système disponible sur la plateforme IFREMER :

Un filtre à sable entre le décanteur et le premier bac d'algue afin de réduire la contamination par les particules (+ nourrissage de nuit en continu et plusieurs backwash en journée).

Un éclairage possiblement amélioré au niveau de la puissance et de la qualité de la lumière (longueur d'onde).

La biomasse d'algue pourrait être augmentée, comprise a priori entre 1,5 kg/m² (testé ici) et 3 kg/m².

Prolonger la culture sur plusieurs semaines. L'objectif serait d'atteindre une teneur élevée en protéines (possiblement 45% MS) et d'observer le comportement du système à partir de ce stade ; l'absorption d'azote sera-t-elle toujours aussi efficace ?

Conclusion

Conclusion

Ce travail était initialement prévu avec l'entreprise Coldep sur la mise en place d'un système de filtration avec une colonne air-lift (à dépression) sur un élevage de poissons en circuit fermé. Ce sujet de stage n'a pas pu se réaliser car la structure expérimentale n'était pas disponible. Il y a eu un certain délai d'attente qui nous a fait perdre un mois. Puis un sujet de remplacement été proposé et qui fait l'objet du présent mémoire. Ce 2^{ème} sujet a été proposé par Mr. Philippe Cacot (Dr) du CIRAD et basé à la station IFREMER de Palavas les Flots, France ; il a assuré l'encadrement de ce travail. L'étude consistait à tester dans un circuit fermé le remplacement du filtre biologique bactérien par des macroalgues, les ulves (*Ulva* sp.). Nous avons commencé à travailler à l'extérieur puis la température ambiante a diminué (automne) et nous avons donc dû installer un autre circuit à l'intérieur de la station. Cet essai infructueux réalisé à l'extérieur nous a fait perdre à nouveau un mois. Enfin, c'est finalement durant deux semaines que le circuit expérimental a pu être testé dans de bonnes conditions.

Le système d'intégration proposé semble être efficace dans l'assimilation des rejets minéraux dissous des poissons, malgré les nombreux problèmes rencontrés. Il pourrait de ce point de vue constituer une alternative intéressante au filtre biologique bactérien standard. Il n'y a cependant pas d'effet des ulves sur la bioremédiation du CO₂ dans les conditions testées. L'étude de ce système doit être poursuivie avec le circuit expérimental mis en place, en améliorant cependant la filtration des déchets particulaires. La 1^{ère} priorité semble être de tester différentes conditions d'éclairage afin d'améliorer si possible la conversion du CO₂ en O₂. La 2^{ème} priorité serait de définir la capacité maximale du système à savoir la quantité d'aliment « bioremédiable » par m² de bassin d'algue, en termes de rejets minéraux dissous et de CO₂. La 3^{ème} priorité serait l'optimisation de l'éclairage, en utilisant au mieux la lumière du soleil combiné à un éclairage artificiel géré en fonction de la teneur en CO₂ dans l'eau. Enfin, la 4^{ème} et dernière priorité serait de tester la colonne Coldep à la fois au niveau de l'élimination des rejets particulaires et de la gestion des gaz. Sur ce dernier point, une possible dissociation des flux d'eau (avec les sels nutritifs) et des gaz dissous (CO₂ et O₂) serait à réfléchir.

Si elle peut être optimisée de manière rentable, l'utilisation des ulves comme unique filtre biologique pourrait contribuer à résoudre les problèmes d'eutrophisation et d'énergie des procédés de traitement des eaux d'élevage. De plus, ce système permet de produire une biomasse algale qui peut être valorisée de plusieurs manières dont l'alimentation animale voire humaine et l'extraction de molécules d'intérêts divers en diététique, cosmétique et pharmacie.

À terme, ce type de conception pourrait élargir le champ pour la sélection des sites d'implantation des fermes aquacoles grâce à la réduction de l'impact sur l'environnement.

Références bibliographiques

Références Bibliographiques

- Ackefors, H. & Enell, M. (1990).** Discharge of nutrients from Swedish fish farming to adjacent sea areas. *Ambio*, 19: p. 28-35.
- Aleksander, H. & Anders, R. & Anders, J. & Dag, A. (2012).** Incorporation of salmon fish feed and feces components in mussels (*Mytilus edulis*): Implications for integrated multi-trophic aquaculture in cool-temperate North Atlantic waters, 120p.
- Andreas, S. & Muki, S. & Ingrid. & Arik, A. & Flower, E. & Msuyab. & Amir, N. (2002).** A semi-recirculating, integrated system for the culture of fish and seaweed. *Aquaculture* 221, p. 167–181.
- Aminot, A. & Kérouel, R. (2004).** Hydrologie des écosystèmes marins : paramètres et analyses. IFREMER, 336p.
- Brezski, V. & Newkirk, G. (1997).** Integrated coastal food production systems a review of current literature. *Ocean and Coastal Management* 34, p.55-71.
- Billard, R. (2000).** Le Traité de Fan Li (5ème Siècle av. JC) et la pisciculture en Chine. *Il pesce* février 2000, p. 54-61.
- Buschmann, A. & H, Mora. & Gómez. & P, Böttger. & Buitano. & Retamales, S. & Vergara, P. & Gutierrez, A. (1994).** *Gracilaria chilensis* outdoor tank cultivation in Chile: use of land-based salmon culture effluents. *Aquaculture*. Eng. 13, P. 283–300.
- CHEBIL, A. & CHOUBA, L. (2015).** Pouvoir épurateur et de la *Gracilaria* sp et la chlorophyte *Ulva* sp. dans les effluents piscicoles. *Larhyss Journal*, ISSN 1112-3680, n°21, p. 75-85.
- Chopin, T. & Buschmann, A. & Halling, A. & Troell, C. & Kautsky, M. & Neori, A. & Kraemer, G. & Zertuche-Gonzalez, J. & Yarish, C. & Neefus, C. (2001).** Integrating seaweeds into aquaculture systems: a key towards sustainability. *J. Phycol.* 37, P. 975–986.
- FAO. (2013).** [en ligne]. Consulté le [29/10/2015]. Disponible sur le web : <www.faosipam.org/html/Uploads/aquaculture_algerie.pdf>.
- Fei, X. & Tseng, C. & Pang, K. & Lian, S. & Huang, R. & Chen, W. (2002).** Transplant of *Gracilaria lemaneiformis* by raft culture on the sea along fish cages in southern China. *Proc. World Aquaculture Society*, April 23–27, 2002. World Aquaculture Soc, Baton Rouge, LA, USA, 219p.
- Hailong, wu. (2014).** Bioremediation using *Gracilaria chouae* co-cultured with *Sparus macrocephalus* to manage the nitrogen and phosphorous balance in an IMTA system in Xiangshan Bay, *Marine Pollution Bulletin*. elsevier. aquaculture, 136p.
- Harlin, M. & Thome-Miller, B. & Thursby. (1978).** Ammonium uptake by *Gracilaria* sp. (*Florideophyceae*) and *Ulva* sp. (*Chlorophyceae*) in closed system fish culture. In: *Proc. Int. Seaweed Symp. 9*. Science Press, Princeton, p. 285-292.
- Huo, Z. & Xu, S. & Wang, N. & Zhang, S. & Zhang, Y. & Wu, W. & Chen, Y. & He, Q. (2010).** Bioremediation efficiencies of *Gracilaria verrucosa* cultivated in an enclosed sea area of Hangzhou Bay, China. *J. Appl. Phycol.* 23, p. 173–182p.
- Hussenot, J. & Shpigel, M. (2003).** Marine land-based integrated aquaculture systems for European countries and the EU innovation project "Genesis ". In: Chopin, T., Reinertsen, H. (Ed.), *Aquaculture Europe 2003: Beyond monoculture*, Trondheim, Norway. European Aquaculture Society, EAS Special Publication 33, p. 31-36.
- IIRR. (2001).** Utilizing Different Aquatic Resources for Livelihoods in Asia: a resource book. Network of Aquaculture Centers in Asia-Pacific and International Center for Living Aquatic Resources Management. 416 p.

Références Bibliographiques

- Jones, J. (1999).** Thesis Environmental management of aquaculture effluent: development of biological indicators and biological filters, 88p.
- Jiménez del Río, M. & Ramazanov, Z. & García-Reina, G. (1996).** *Ulva rigida* (Ulvales, Chlorophyta) tank culture as biofilters for dissolved inorganic nitrogen from fishpond effluents. *Hydrobiologia* 326/327, p. 61–66.
- Lavenant, M. (1995).** Aquaculture en système clos : estimation des coûts de production pour l'élevage du bar et du turbot. Aspects économiques de la production aquacole. Zaragoza : CIHEAM, 1995. (Cahiers Options Méditerranéennes ; n.1 4), p. 147-167.
- Lemarié, G. & Toften, H. (2003).** Water quality, feed intake and growth in European seabass (*Dicentrarchus labrax* L.) in relation to water renewal rate. In: Chopin, T., Reinertsen, H. (Eds.), *Aquaculture Europe 2003*, Trondheim, Norway, August 8–12, 2003. Eur. Aquac. Soc. Spec. Publ., 33. European Aquaculture Society, Oostende, p. 242–243.
- Lavania-Baloo, & Shamila, A. & Mohd, A. & Mohd, S. & Faridahanim, A. & Muna, M. (2014).** Biofiltration potential of macroalgae for ammonium removal in outdoor tank shrimp wastewater recirculation system. *biomass and bioenergy* 66 (2014), p. 103-109.
- Le Van Khoi. & Fotedar, R. (2011).** Integration of western king prawn (*Penaeus latisulcatus* Kishinouye., 1896) and green seaweed (*Ulva lactuca* Linnaeus., 1753) in a closed recirculating aquaculture system., *Aquaculture* 322-323 (2011), p. 201–209.
- Lightfoot, C. & Bimbao. & Dalsgaard, A. & Pullin, R. (1993).** Aquaculture and sustainability through integrated resources management. *Outlook on Agriculture* 22, p. 143-150.
- Mao, Y. & Yang, H. & Zhou, Y. & Ye. & Fang, J. (2009).** Potential of the seaweed *Gracilaria lemaneiformis* for integrated multi-trophic aquaculture with scallop *Chlamys farreri* in North China. *J. Appl. Phycol.* 21, p. 649–656.
- Matos, J. & Costa, S. & Rodrigues, A. & Pereira. (2005).** Experimental integrated aquaculture of fish and red seaweeds in Northern Portugal. 80p.
- Mazzola, S. & Mirto, S. & Danovaro, R. (1999).** Initial fish-farm impact on meiofaunal assemblages in coastal sediments of the Western Mediterranean. *Mar. Pollut. Bull.* 38, p. 1126 – 1133.
- Metaxa, E. (2005).** High rate algal pond treatment for water reuse in a marine fish recirculation system: Water purification and fish health. *Aquaculture* 252 (2006), p. 92–101.
- Morin, R. (2012).** Production piscicole au Québec. Document d'information DADD-02. Ministère de l'agriculture des pêcheries et de l'alimentation. 8p. [en ligne]. Consulté le [03/07/2015]. Disponible sur le web : < www.mapaq.goov.qc.ca/fr/Peche >.
- MPRH. (2008).** Schéma directeur de Développement des Activités de la Pêche et de l'Aquaculture horizon 2025, 152 p.
- Msuya, F. & Kyewalyanga, M. & Salum, D. (2006).** The performance of the seaweed *Ulva reticulata* as a biofilter in a low-tech, low cost, gravity generated water flow regime in Zanzibar, Tanzania. *Aquaculture*, p. 254. 284.
- Muangkeow, B. & Ikejima, K. & Powtongsook, S. & Yi, Y. (2006).** Effects of white shrimp, *Litopenaeus vannamei* (Boone), and Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* L., stocking density on growth, nutrient conversion rate and economic return in integrated closed recirculation system. *Aquaculture* 269, p. 363–376.

Références Bibliographiques

- Naylor, R. & Goldberg, R. & Primavera, J. & Kautsky, N. & Beveridge, M. & Clay, J. & Folke, C. & Lubchenco, J. & Mooney, H. & Troell, M. (2000).** Effect of aquaculture on world fish supplies. *Nature*, 405, p. 1017-1024.
- Neori, A. & Cohen, I. & Gordin, H. (1991).** Ulva lactuca as a biofilters for marine fishpond effluents. II. Growth rate, yield and C : N ratio. *Bot. Marina*, 34, p. 483-489.
- Neori, A. & Michael, D. & Krom, D. & Steve, P. & Claude, E. & Boyd, d. & Ruth, J. & Rabinovitch. (1995).** Seaweed biofilters as regulators of water quality in integrated fish-seaweed culture units. *Aquaculture* 141 (1996), p. 183-199.
- Neori, A. & Chopin, T. & Troell, M. & Buschmann, A. & Kraemer, G. & Halling, C. & Shpigel, M. & Yarish, C. (2004).** Integrated aquaculture: rationale, evolution and state of the art emphasizing seaweed biofiltration in modern mariculture. *Aquaculture*, p. 123-240.
- Nobre, A. & Robertson-Andersson, D. & Neori, A. & Sankar, K. (2010).** Ecological-economic assessment of aquaculture options: comparison between abalone monoculture and integrated multi-trophic aquaculture of abalone and seaweeds. *Aquaculture* 306, p. 116–126.
- Olesen, I. & Myhr, A. & Rosendal, G. (2011).** Sustainable aquaculture: are we getting there Ethical perspectives on salmon farming. *J. Agric. Environ. Ethics* 24 (4), p. 381–408.
- Osako, K. & Ohashi, S. & Hossain, M. & Kuwahara, K. & Okamoto, A. & Nozaki, Y. & Furukawa, M. (2004).** The aptitude of sea lettuce (*Ulva pertusa*) as a diet for abalone, from a nutritional viewpoint. *Suisanzoshoku*, p. 401–406.
- Pagand, P. & Blancheton, J.P. & Lemoalle, J. & Casellas, C. (2000).** The use of high rate algal ponds for the treatment of marine effluent from a recirculating fish rearing system. *Aquac. Res.* 31, p. 729–736.
- Risso. (1827).** Biologie du mulet *Liza Ramada*. [En ligne]. Consulté le [12/01/2015]. Disponible sur le web : < www.wikipedia.gov.fr >.
- RYTHER, J. & H, CORWIN. & DEBUSK T, A. & WILLIAMS, L. (1981).** Nitrogen uptake and storage by red algae *Gracilaria tikvahiae* (McLachlan, 1979). *Aquaculture*, N°26, p. 107-115.
- Sheldon, R. & Prakash, W. Sutcliffe, Jr. (1972).** *Limnology and Oceanography*, Vol. 17, No. 3 .1972, p. 327-340.
- Shi-Yang Zhang. & Gu Li. & Hui-Bi, W. & Xing-Gu, L. & Yan-Hong, W. & Ling, T. & Huang Liu. (2011).** An integrated recirculating aquaculture system (RAS) for land-based fish farming: The effects on water quality and fish production. *Aquacultural Engineering* 45, p. 93– 102.
- Troell, M. & Kautsky, N. & Folke, C. (1999).** Applicability of integrated coastal aquaculture systems. *Ocean Coast. Manag.* p. 63 – 69.
- Troell, M. & Halling, C. & Neori, A. & Chopin, T. & Buschmann, A. & Kautsky, N. & Yarish, C. (2003).** Integrated mariculture: asking the right questions. *Aquaculture* 226, p. 69–90.
- Yi Zhou, Z. (2005).** Bioremediation potential of the macroalga *Gracilaria lemaneiformis* (Rhodophyta) integrated into fed fish culture in coastal waters of north China. *Aquaculture* 252, p. 264 – 276.
- Ziemann, D. & Walsh, W. & Saphore, E. & Fulton-Bennett, K. (1992).** A survey of water quality characteristics of effluents from Hawaiian aquaculture facilities. *J. World Aquacult. Sot.*, 23, p. 180- 191.

Annexes

Annexes

Tableau 01 : Expériences et projets d'intégration en aquaculture.

Projets/publications/méthode	Espèces concernées
Technique Acadja (bénin). (très ancienne).	Laisser du Périphyton se développer sur des pieux, il sert d'aliment au Tilapia (<i>Sarotherodon Melanotheron</i>).
Polyculture riz/poisson (Viêt-nam). (très ancienne).	L'utilisation des eaux d'élevage des poissons dans la fertilisation des cultures de riz.
Poisson chat et poulets en (Thaïlande). (très ancienne).	Une des techniques de polyculture les plus utilisées en Asie.
les cultures hydroponiques. (1989).	laitue, concombre, tomate en aval d'élevages de poisson Tilapia.
Neori et al, 1995	Daurade royale /Algue verte : <i>Ulva lactuca</i> / <i>Sparus aurata</i> en suivant la description de Harlin et al, 1978
Les cultures associées d'algue et de crevette, (2001), (Hawaii).	enrichissement de l'algue (<i>Gracilaria parvispora</i>) dans les canaux de rejets de ferme aquacole de crevette intensive. croissance en monoculture dans des étangs salés. (Nelson et al, 2001).
SEAWATER FARMS (Érythrée), (2003).	crevette pénéide (<i>Penaeus monodon</i> et <i>P. vanamei</i>) (Stolte, 2003). Les eaux usées de cet élevage passent par une pisciculture extensive de Tilapia et Milkfish vers des champs de salicorne (<i>Salicornia bigelovii</i>) et une zone où de jeunes arbres sont plantés (la production de bois et de feuilles servant à la nourriture des chameaux). L'eau finit dans des salines d'artémies (<i>Artemia salina</i>) .L'eau purifiée est finalement redirigée vers la mer.
Le projet AQUANET, (2004), (baie de Fundy (Canada).	saumon-laminaire-moules.

Annexes

Le projet européen SEAPURA, (2004).	poissons et des gracilaires (<i>Gracilaria</i> spp.) utilisation pour la consommation humaine ou dans la nourriture animale, <i>Falkenbergia</i> pour des applications pharmaceutiques, <i>Chondrus</i> : source de carragénates (Lüning et al, 2003) ou associées dans des systèmes intégrés pour servir de nourriture à des mollusques (gastropodes, échinodermes).
Metaxa et al, 2005.	Bar/Ulves (<i>Ulva</i> spp. <i>Enteromorpha</i> spp., <i>Cladophora</i> spp. / <i>Dicentrarchus Labrax</i>).
Le projet européen GENESIS, 2005, (France, Royaume Uni).	Turbot (<i>Scophthalmus maximus</i>) ou la dorade royale (<i>Sparus aurata</i>)/microalgues/Artemie. ou bar (<i>Dicentrarchus labrax</i>) /culture en continue de diatomées naturelles/ huîtres creuses (<i>Crassostrea gigas</i>) des palourdes (<i>Ruditapes philippinarum</i>) et des clams (<i>Mercenaria mercenaria</i>).Ou des crevettes en intensif (<i>Penaeus semisulcatus</i>), des oursins (<i>Paracentrotus lividus</i>) et un bassin végétal mixte (marais artificiel constitué de macroalgues vertes : <i>Ulva</i> sp, <i>Enteromorpha</i> sp. et de plantes halophytes : <i>Salicornia</i> spp.).
Mathos et al, 2005 (Portugal).	Turbot et bar /algues rouges. (<i>Scophthalmus Maximus</i> , <i>Dicentrarchus Labrax</i> / <i>Chondrus crispus</i> , <i>Palmaria Palmata</i>).
Yi Zhou et al, 2005 (Chine).	Algues rouges (<i>Gracilaria Lemaneiformis</i> /fed fish).
Levan Khoi et Ravi Fotedar, 2011	Crevettes/ulves.
Aleksander Handa et al, 2012	Moules /saumon de l'Atlantique (<i>Mytilus Edulis</i> / <i>Salmo salar</i>).
Hailong Wu et al, 2014 (baie de Chine).	Daurade noire / Gracilaires (<i>Gracilaria Chouae</i> / <i>Sparus Macrocephalus</i>)
Lavana Balloo et al, 2014 (Malaisie).	Crevette tigrée et algues vertes et algues rouges. (<i>Penaeus monodon</i> / <i>U. lactuca</i> , / <i>G. edulis</i>).

Annexes

Tableau 02 : Tableau récapitulatif des expériences de polyculture (intégration en aquaculture) :

Auteurs	Description	Résultats
Hailong Wu et al, 2014 (chine)	<p>Sparus macrocephalus (dorade)/Gracilaria chouae</p> <p>20 cages flottantes a 10 m (3x3x3m)</p> <p>500 poissons</p> <p>17,6 Kg d'algues sont attachées sur des cordes 20 cm sous l'eau</p> <p>47 jours d'expérience</p> <p>16-20°C, 28-31 SAL</p> <p>1 échantillonnage chaque 2 jours puis chaque 7 jours</p> <p>Méthodes de mesure : protocole de Jogfs (1994)</p> <p>2800 Kg d'aliment distribué (62,76 Kg N, 15,12Kg P)</p>	<p>Le poids des algues est x3.</p> <p>(2,39%deN, 0,32%du p du poids sec de Gracilaria)</p> <p>Efficacité d'assimilation :</p> <p>N-NO₃= 37,76%</p> <p>N-NO₂=36,99%</p> <p>N-NH₄=29,27%</p> <p>P-PO₄=40,64%</p> <p>Sur 45,55% de N et 40,52 % de P rejeté dans l'eau par les poissons.</p>
Neori et al, 1995	<p>Sparus aurata /Ulva lactuca</p> <p>3 bac d'algues + un bac poisson + filtre à sable</p> <p>(3x 1,1 x 0,9 m) v=2,5 m³</p> <p>2 ans d'expérience.</p> <p>41-42 SAL</p> <p>L'eau est réchauffée en hiver</p> <p>2-5 échantillonnage /semaine.</p> <p>Méthode d'analyse : Auto analyseur (Krom et al, 1989).</p> <p>600 g d'aliment /jour (27g de N).</p>	<p>Gain de biomasse algale :</p> <p>200g/m²/j.</p> <p>N-NH₄ < 1,4 mg/L</p> <p>N-NO₂ <3,2 mg/L</p> <p>N-NO₃ <2,5 mg/L</p> <p>P-PO₄ 0,027- 0, 69 μmole.</p>
Metaxa et al, 2006. (comparaison de RAS et de RAS +HRAP)	<p>Dicentrarchus labrax (loup) /Ulva, Cladophora, Enteromorpha (algues vertes).</p> <p>Un bassin de poisson 2m³</p> <p>Algues sur une roue à aubes (6m³, 12m² x 0, 5 m)</p> <p>10 Kg de poissons /m³</p> <p>1 an d'expérience.</p> <p>23°C ,31 g/L SAL</p> <p>3 échantillonnage /semaine</p> <p>Méthode de mesures :</p> <p>TAN : Solorzano, 1969.</p> <p>N-NO₂ : Benshneider et Robinson, 1952.</p> <p>N-NO₃ : colonne de réduction (Wood et al, 1989)</p> <p>P-PO₄ : spectrophotomètre (AFNOR 90-023).</p> <p>Auto analyseur.</p> <p>Aliment : 44~52 % protéines.</p>	<p>assimilation des algues : 59% du N. 56% du P.</p> <p>N-NO₃=14,5 mg/L</p> <p>N-NO₂=0,13 mg/L</p> <p>N-TAN=0,34mg/L</p> <p>P-PO₄ =1,70mg/L (concentrations annuelles dans l'eau d'élevage)</p> <p>L'assimilation de l'azote est fortement influencée par les conditions climatiques.</p>

Annexes

<p>Yi Zho et al, 2005 (chine)</p>	<p>Gracilaria lemaneiformis /sébaste atlantique. 5 bassins de poissons (10 poissons /bassin) dont 4 reliés aux algues et un contrôle (180 cm Ø à 120 cm de profondeur) 4 niveaux d'algues de 3, 6, 9,12 cordes (180 cm) d'algues suspendues/ bassin (100, 200,300, 400 g /m³). Pas d'apport d'eau. En plein air. 12-22°C. DO : 5.70–7.95 mg/L 32,4 SAL. Un échantillonnage/semaine. Méthodes de mesures : Nutriments : méthode standard de Grasshoff et al. (1983). N-NH₄ : méthode du bleu de l'indophenol. N-NO₃ : colonne de reduction de cadmium. N-NO₂ : méthode de Griess–Ilosvay P-P₀₄ : méthode du phosphomolybdène bleu. 2 repas /jours (3% du poids du corps).</p>	<p>N-NH₄ < 10 µmole/L N-NO₃< 10 µmole/L N-NO₂< 10 µmole/L P-P₀₄: 0,5-1µmole/L Pourcentage d'assimilation : DIN : 90% P : 80%. N dans le thalle de l'algue : 3,26 %(début) 5, 11 % (fin d'expérience).</p>
<p>Matos et al, 2005. (Portugal)</p>	<p>Chondrus , Palmaria, Gracilaria (Algues rouges) /turbot , loup. Flux d'eau en cascade entre 50 étang de poissons (36 m³ chacun). 6 bacs d'algues (1,4 m², 80 cm de profondeur) en dessus de 3 bacs d'algues (1,6 m², 60 cm de profondeur) les algues sont suspendues (5Kg /m², 140 L/h). Filtration mécanique (60µm) 17-21°C Do 8-11 mg/L 1 échantillonnage par semaine. Méthode de mesure : TAN NH₃, NH₄. Mesurés selon : Hernández-López and Vargas-Albores (2003).</p>	<p>Chondrus en cascade avec Palmaria (3,5 Kg/m² : TAN : De 95,3 à 83,1 µmol/L (Chondrus) De 75,4 à 45,4 µmol/L) Assimilation de N : 14,3 % (Chondrus) 41,1 %(palmaria) Le système complet : 50,1 % assimilation du TAN, 1,35 g de N /j/m² Chondrus en cascade avec Gracilaria : Assimilation du TAN 75,4% Gracilaria. 41,3% Chondrus. A 5 Kg /m² les deux ensemble assimilent 80 % du TAN à 7Kg/m² :77 % du TAN.</p>

Annexes

		<p>Assimilation du N : 83,5% Gracilaria. 80,5% Chondrus. Tout le système : 14,43g de N /j Gracilaria est 2 x plus efficace que Chondrus.</p>
Neori et al, 1991	<p>Ulva Lactuca /Sparus Aurata. 2 Kg d'algues suspendues. Bassins (1m² /60cm profondeur /600L). Quatre changements d'eau/jours. 1 mois /expérience 2 à 3 échantillonnages par semaine. Méthode de mesure : Auto analyseur Technicon AA2 (krom et al, 1985).</p>	<p>Moyenne hebdomadaire : A l'entrée du bac d'algues (N) :48µM. A la sortie : 4,7µM. 89% d'assimilation de N. 4,7 % de N dans le tissu des algues. 10 m² du biofiltre algal peut assimiler complètement et en une seule étape l'ammoniac produit dans l'étang à partir de 1 kg d'aliments par jour. Qui peut nourrir environ 75 kg de Sparus aurata.</p>
Andreas Schuenhoff et al, 2002.	<p>Ulva Lactuca /Sparus Aurata/oursin de mer /ormeau. ←</p> <p>3 étages d'algues (25²/12,5m²/6,25m²)1Kg/m² + filtre mécanique débit : 4m³/h 1226 poissons, dans 40m³. Oursins dans 10 m³. 50% de l'eau d'élevage passe par les algues. 5 mois d'expérience. 1 échantillonnage par semaine. Méthode de mesure : Protéines : Kjeldhal. Phosphate : Vanado-molybdate. 175 Kg d'Aliment distribué contenant 12,6 Kg de N, 2,5 Kg de P (45% de protéines, 1,4%de P).</p>	<p>Gain de biomasse algale : 94-117g/m²/j (poids humide). 1542g de N et 92 g d'ortho phosphate assimilés. Les poissons assimilent : de 15-20%de N. De 19-26 %du P. 17% du N et 52% du P apportés sont retrouvés dans les fèces. A la sortie du bassin ormeau NH₄ : 0,07mg/L. 0,04mg/L. 70% de l'ammoniaque est assimilé par les algues.</p>

Annexes

<p>Flower ; E Msuya et Neori, 2010.</p>	<p>Ulva Lactuca /Sparus Aurata. L'eau passe du bassin d'élevage à un bac couvert par des planches en bois inclinées, couvertes d'algues maintenues par un filet en plastique (pulvérisation d'effluents) 3 semaines d'expérience. 40-40,3 PPT SAL. 28=29 °C. DO : ~9,3 mg/L 2 échantillonnage deux fois /semaine</p>	<p>TAN avant passage algues : 49µmol/L Après passage : 18µmol/L Assimilation : 5,1 mg/m²/j Tox N : 0,10 mg /m²/j 63% d'efficacité de biofiltration du TAN Gain de biomasse algale : 171g/m²/j La conception du système algal influe sur la bioremediation.</p>
<p>Aleksandar Handa et al, 2012.</p>	<p>Saumon atlantique /moules Les moules se nourrissaient des fèces des saumons et microalgue R. baltica. les moules ont été placés sur une grille horizontale plaques (25 × 0,4 × 50 cm) 2 cm au-dessus du fond de plastique rectangulaire plateaux (40 × 15 × 70 cm, 30 l de volume) a vec l'eau de mer qui coule les fèces : 72% de taille 2-30 µm, tandis que 24% étaient 5-10 µm et 3,6% étaient 10-30 µm, la taille de cellule de R. baltica 6–10 µm. 28 jours d'expérience.</p>	<p>Les moules filtraient 2,4 L/h sur ~1080 particules/ml. 100% d'efficacité de rétention des particules de 4-40 µm.</p>
<p>shi-Yang Zhanga,et al, 2011. (chine)</p>	<p>Carpe argentée/carpe de roseau/carpe à grosse tête/barbue de rivière / Zones humides artificielles. Deux bassins biologiques parallèles horizontaux contenant des plantes aquatiques et 45 carpes argentées et 15 carpes à grosse tête. [30 m de longueur, 8,5 m] et un fossé écologique et 4-5 étangs de cultures connecté en séries (s=1000m²/profondeur=1,5m) 65,1 Kg biomasse de poissons/étang. 2 ans d'expérience. Un échantillonnage chaque deux semaine. Méthode de mesures :(State EPA of China, 2002).</p>	<p>Avec le traitement de recirculation, dans les étangs recirculation (Valeur moyenne) : DO> 1,4 mg / L, TAN <0,9 mg / L, N-NO₂ <0,08 mg / L.</p>

Annexes

<p>Lavanaia Baloo et al, 2014</p>	<p>Ulves /Gracilaires/crevettes. Trois aquariums de crevettes (45cmx32cmx32cm) en dessus de deux bacs d'algues (V=0,03m³) (2,5Kg/m³) (Ulva/Gracilaria) et un bac vide (contrôle). 60 jours d'expérience. 27,6°C. 5,4g/m³ O₂. 22PSU. Méthode de mesure : APHA/AWWA/WEF. In: Eaton AD, Clesceri LS, Rice EW, Greenberg AE. Aliment : 6% du poids corporel des crevettes. 40 % de protéines.</p>	<p>Max NH₄ dans les bassins crevettes = 1,8-2,2 g/m³. Dans le Bac Ulva=1,2 g/m³. (40%d'assimilation des nutriments) Bac Gracilaria= 0,5 g/m³. (70% d'assimilation).</p>
<p>Le van Khoi et al, 2011</p>	<p>Ulva Lactuca /Gambas. 15 unités expérimentales. Bac d'algues (80L), bassins Gambas (120L), réservoirs déchets (100L). 640g d'algues/bac. 16 Gambas/m². 24-25°C. 24ppt SAL. Méthodes de mesures : (APHA, 1998), colonne cadmium. Aliment : 2x par jour, 3%du poids corporel.</p>	<p>Assimilation : TAN : 75,12 %. P : 53,38%. Les algues assimilent de 9,34 à 20,13 % du N, et de 4,97 à 11,25 % du P. Gain de biomasse : (Pour 2kg /m² (initial)) :56,7g/m² (frais).</p>

Annexes

Tableau 03 : Bilan azote de l'expérience réalisée.

Manip intégration muges + ulves (4 bacs ulves, 2,9 kg/bac stocké, 300 Watts éclairage/bac)						
Composition des algues = prédiction par mes mesures SPIR sur les échantillons frais						
aliment total (g)	1400					
protéines aliment	32%					
protéines aliment (g)	448					
ratio protéines/N	5,6					
N aliment (g)	80	Fixation azote (% N aliment)				
N excréte	70%					
N excréte (g)	56					
ratio protéines/azote ulves	5,6					
	bac 1	bac 2	bac 3	bac 4	total	moyenne
Algues stockées						
biomasse MT (g)	2 900	2 900	2 900	2 900	11 600	2 900
MS (%MT)	24,9%	24,9%	24,9%	24,9%		24,9%
MS (g)	721	721	721	721	2 885	721
azote (%MS)	3,3%	3,3%	3,3%	3,3%		3,3%
azote (g)	23,5	23,5	23,5	23,5	94,0	24
protéines (%MS)	18,3%	18,3%	18,3%	18,3%		18,3%
Algues récoltées						
biomasse MT (g)	3 740	3 519	3 582	3 428	14 269	3 567
MS (%MT)	23,2%	21,8%	23,9%	24,1%		23,2%
MS (g)	867	765	856	826	3 314	829
azote (%MS)	3,9%	4,6%	3,9%	4,1%		4,1%
azote (g)	34,2	35,5	33,3	33,7	136,8	34
protéines (%MS)	22,1%	26,0%	21,8%	22,9%		23,2%
gain azote (g)	42,7					
gain azote (% N aliment)	53%					
gain MS (g)	430					
gain MS (% aliment)	31%					
gain MT (g)	2 669					
gain MT/m2/jour (g)	47,7					
gain MS/m2/jour (g)	7,7					
gain N/m2/jour (g)	0,8					

Annexes

Tableau 04 : Récapitulatif des mesures d'azote et de p de po₄ mesurés durant l'expérimentation :

Manip	Origine	Durée (jours)	N total (mg/L)	P-PO ₄ (mg/L)
Sans les algues	Sortie du bac des poissons	0	0,9	0,2
		1	1,4	0,2
		2	2,5	0,3
		3	3,2	0,4
		4	4,3	0,4
		5	4,1	0,5
		6	3,1	0,6
		7	2,8	0,6
Avec les algues	Sortie du bac des poissons	0	0,7	0,0
		1	0,6	0,0
		2	0,2	0,0
		3	0,3	0,0
		4	0,2	0,0
		5	0,3	0,0
		6	0,3	0,0
		7	0,4	0,0

Annexes

Préparation des solutions mères et filles pour l'optimisation de la méthode JBL :

Préparation des solutions à analyser au spectro NO3

Masses molaires :

Na	23,0
N	14,0
O	16,0
NO3	62,0
NaNO3	85,0
%NO3	73%

vol.final sol. Fille (ml)	50,0
cc.sol.mère NO3 (mg/ml)	5,0

cc.finale (mg/ml)	vol.sol.mère (ml)
0,0	1,00
2,0	20,0
4,0	40,0
6,0	60,0
8,0	80,0
10,0	100,0
15,0	150,0
20,0	200,0
25,0	250,0
30,0	300,0

Sol.mère	
NO3 (mg/L)	5,0
NaNO3 (mg/L)	6,9
vol. (ml)	1 000,0
vol. Sol. Grand-mère (ml)	20,0

*si jamais
500ml*

Sol. Grand-mère	
vol (ml)	1 000
NaNO3 (mg/L)	1371
NaNO3 (g)	371
	6185

3143

Annexes

Préparation des solutions à analyser au spectro NO2

Masses molaires :

Na	23,0
N	14,0
O	16,0
NO2	46,0
NaNO2	69,0
%NO2	67%

vol.final sol. Fille (ml)	50,0
cc.sol.mère NO2 (mg/ml)	5,0

cc.finale (mg/ml)	vol.sol.mère (ml)
0,0	
0,1	1,0
0,2	2,0
0,4	4,0
0,6	6,0
0,8	8,0
1,0	10,0
	0,0
	0,0
	0,0
	0,0

Sol.mère

NO2 (mg/L)	5,0
NaNO2 (mg/L)	7,5
vol. (ml)	1 000,0
vol. Sol. Grand-mère (ml)	5,0

Sol. Grand-mère

vol (ml)	1 000
NaNO2 (mg/L)	1 500
NaNO2 (g)	1,50

Annexes

Préparation des solutions à analyser au spectro NH4 / 2ème essai

Masses molaires :

N	14,0
H	1,0
Cl	35,5
NH4	18,0
NH4Cl	53,5
NH4 (% NH4Cl)	34%

vol.final sol. Fille (ml)	50,0
cc.sol.mère NH4 (mg/L)	5,0

cc.finale (mg/ml)	vol.sol.mère (ml)
0,05	0,5
0,10	1,0
0,20	2,0
0,40	4,0
0,60	6,0
0,80	8,0
0,90	9,0
1,00	10,0
2,00	20,0
3,00	30,0
4,00	40,0
5,00	50,0

Sol.mère

NH4 (mg/L)	5,0
NH4Cl (mg/L)	14,9
vol. (ml)	1 000,0
vol. Sol. Grand-mère (ml)	10,0

Sol. Grand-mère

vol (ml)	1 000
NH4Cl (mg/L)	1 486
NH4Cl (g)	1,49

Préparation des solutions à analyser au spectro FER

	Masses molaires	N atomes
C	12,0	12
H	1,0	26
Fe	56,0	1
O	16,0	16
gluconate de fer (C ₁₂ H ₂₂ FeO ₁₄ .2H ₂ O)	482,0	
pureté	94%	<i>indiqué sur le flacon</i>
%Fe	11%	
vol.final sol. Fille (ml)	50,0	
cc.sol.mère FER (mg/L)	5,0	

cc.finale (mg/L)	vol.sol.mère (ml)	tube N°
0,00		0
0,05	0,5	1
0,10	1,0	2
0,20	2,0	3
0,40	4,0	4
0,60	6,0	5
0,80	8,0	6
1,00	10,0	7
1,50	15,0	8
2,00	20,0	9
2,50	25,0	10
3,00	30,0	11

Sol.mère

FER (mg/L)	5,0
Gluconate de fer (mg/L)	45,8
vol. (ml)	1 000,0
vol. Sol. Grand-mère (ml)	5,0

Sol. Grand-mère

vol (ml)	1 000
Gluconate de fer (mg/L)	9 157
Gluconate de fer (g)	9,16