



HAL
open science

Le système biofloc pour le pré-grossissement de *Macrobrachium rosenbargii* : faisabilité de la standardisation et experimentation in vivo

Laura Mazzucco

► To cite this version:

Laura Mazzucco. Le système biofloc pour le pré-grossissement de *Macrobrachium rosenbargii* : faisabilité de la standardisation et experimentation in vivo. Sciences du Vivant [q-bio]. 2024. dumas-04919383

HAL Id: dumas-04919383

<https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-04919383v1>

Submitted on 29 Jan 2025

HAL is a multi-disciplinary open access archive for the deposit and dissemination of scientific research documents, whether they are published or not. The documents may come from teaching and research institutions in France or abroad, or from public or private research centers.

L'archive ouverte pluridisciplinaire **HAL**, est destinée au dépôt et à la diffusion de documents scientifiques de niveau recherche, publiés ou non, émanant des établissements d'enseignement et de recherche français ou étrangers, des laboratoires publics ou privés.

ANNEE 2024 - Thèse n° 134

Le système biofloc pour le pré-grossissement de *Macrobrachium rosenbergii* : faisabilité de la standardisation et expérimentation *in vivo*

THÈSE

pour l'obtention du diplôme d'État de

DOCTEUR VÉTÉRINAIRE

présentée et soutenue publiquement devant

l'UFR de Médecine de l'Université de

Nantes le 2 décembre 2024

par

Laura MAZZUCCO

Sous la direction de

Kenny OBERLE

Président du jury : Madame Ségolène CALVEZ

Professeur à Oniris

Membres du jury : Madame Christine FOURICHON

Professeur à Oniris

Monsieur Kenny OBERLE

Maître de conférences à Oniris

ANNEE 2024 - Thèse n° 134

Le système biofloc pour le pré-grossissement de *Macrobrachium rosenbergii* : faisabilité de la standardisation et expérimentation *in vivo*

THÈSE

pour l'obtention du diplôme d'État de

DOCTEUR VÉTÉRINAIRE

présentée et soutenue publiquement devant

l'UFR de Médecine de l'Université de

Nantes le 2 décembre 2024

par

Laura MAZZUCCO

Sous la direction de

Kenny OBERLE

Président du jury : Madame Ségolène CALVEZ

Professeur à Oniris

Membres du jury : Madame Christine FOURICHON

Professeur à Oniris

Monsieur Kenny OBERLE

Maître de conférences à Oniris

Département BPSA Biologie, Pathologie et Sciences de l'Aliment		
Responsable : Emmanuel JAFFRES – Adjointe : Frédérique NGUYEN		
Pharmacologie et Toxicologie	Jean-Claude DESFONTIS (Pr) Yassine MALLEM (Pr) Hervé POULIQUEN (Pr)	Antoine ROSTANG (MC) Meg-Anne MORICEAU (MC Stagiaire) Martine KAMMERER (Pr émérite) Marc GOGNY (Pr émérite)
Physiologie fonctionnelle, cellulaire et moléculaire	Jean-Marie BACH (Pr) Lionel MARTIGNAT (Pr)	Julie HERVE (Pr) Grégoire MIGNOT (MC)
Histologie et anatomie pathologique	Marie-Anne COLLE (Pr) Jérôme ABADIE (MC) Florian CHOCTEAU (MC stagiaire)	Laetitia JAILLARDON (MC) Frédérique NGUYEN (MC) Pierre CORDIER (CERC)
Biochimie alimentaire industrielle	Carole PROST (Pr) Joëlle GRUA (MC)	Clément CATANEO (MC) Alix KHALIL (MC) Laurent LE THUAUT (MC)
Microbiotech	Hervé PREVOST (Pr) Géraldine BOUE (MC) Nabila HADDAD (MC HDR) Emmanuel JAFFRES (MC HDR)	Mathilde MOSSER (MC) Boris MISERY (MC) Raouf TAREB (MC) Judith LORANT (MC stagiaire)
PACENV = VET1	Eléonore BOUGUYON (PRAG) Nicolas BROSSAUD (PRAG)	Charlotte MOCQUARD (PRAG) Aurore CALVEL (PRAG)
Département SAESP Santé des Animaux d'Élevage et Santé Publique		
Responsable : Raphaël GUATTEO – Adjoint : Jean-Michel CAPPELIER		
Élevage, nutrition et santé des animaux domestiques	Nathalie BAREILLE (Pr) François BEAUDEAU (Pr) Christine FOURICHON (Pr)	Juan Manuel ARIZA CHACON (MC) Ségolène CALVEZ (Pr) Aurélien MADOUASSE (MC HDR) Nora NAVARRO-GONZALES (MC)
Infectiologie	Alain CHAUVIN (Pr) Emmanuelle MOREAU (Pr) Nathalie RUVOEN-CLOUET (Pr) Pauline MAISONNASSE (CERC)	Albert AGOULON (MC) Suzanne BASTIAN (MC HDR) Léa LOISEL (AERC) Kenny OBERLE (MC) Nadine RAVINET (MC)
Médecine des animaux d'élevage	Catherine BELLOC (Pr) Raphaël GUATTEO (Pr) Anne RELUN (MC) Aurore BOISHARDY (CERC)	Sébastien ASSIE (MC) Isabelle BREYTON (MC) Mily LEBLANC MARIDOR (MC) Maud ROUAULT (AERC)
Hygiène et qualité des aliments	Jean-Michel CAPPELIER (Pr) Louis DELAUNAY (MC) Bruno LE BIZEC (Pr)	Sofia STRUBBIA (MC) Marie-France PILET (Pr)

Département DSC Sciences cliniques		
Responsable : Olivier GAUTHIER – Adjoint : Marion FUSELLIER		
Anatomie comparée	Eric BETTI (MC) Claude GUINTARD (MC)	
Pathologie chirurgicale et anesthésiologie	Eric AGUADO (Pr) Olivier GAUTHIER (Pr) Eric GOYENVALLE (Pr)	Pierre MAITRE (MC) Caroline TESSIER (MC) Claire DEFOURMSTRAUX (MC)
Dermatologie, parasitologie des carnivores et des équidés, mycologie	Jacques GUILLOT (Pr) Emmanuel BENSIGNOR (Pr Ass) Vincent BRUET (MC)	Sabrina VIEU (AERC) Maria Dolores SANCHEZ (CERC)
Médecine interne, imagerie médicale et législation professionnelle vétérinaire	Anne COUROUCE (Pr) Jack-Yves DESCHAMPS (Pr) Françoise ROUX (Pr) Juan HERNANDEZ-RODRIGUEZ (Pr Ass) Nora BOUHSINA (MC)	Nicolas CHOUIN (MC) Amandine DRUT (MC) Marion FUSELLIER-TESSON (Pr) Catherine IBISCH (MC HDR) Aurélia LEROUX (MC) Odile SENECAT (MC)
Biotechnologies et pathologie de la reproduction	Jean-François BRUYAS (Pr) François FIENI (Pr)	Djemil BENCHARIF (Pr) Lamia BRIAND (Pr)
Département GPA Génie des procédés alimentaires		
Responsable : Vanessa JURY – Adjointe : Cyril TOUBLANC		
Lionel BOILLEREAUX (Pr) Sébastien CURET-PLOQUIN (Pr) Marie DE LAMBALLERIE (Pr) Francine FAYOLLE (Pr) Michel HAVET (Pr)	Alain LEBAIL (Pr) Olivier ROUAUD (Pr) Kévin CROUVISIER-URION (MC) Vanessa JURY (Pr) Emilie KORBEL (MC)	Jean-Yves MONTEAU (MC HDR) Eve-Anne NORWOOD (MC) Raphaël PORYLES (MC) Laurence POTTIER (MC) Cyril TOUBLANC (MC)
PAC-ING	Cyril Gaillard (PCEA)	
Département MSC Management, statistiques et communication		
Responsable : Jean-Michel GALHARRET – Adjointe : Sibylle DUCHAINE		
Mathématiques, statistiques, informatique	Chantal THORIN (Pr Ag) Evelyne VIGNEAU (Pr) Jean-Michel GALHARRET(MC)	Véronique CARIOU (Pr) Benjamin MAHIEU (MC) Michel SEMENOU (MC)
Economie, gestion, législation	Jean-Marc FERRANDI (Pr) Pascal BARILLOT (MC) Ibrahima BARRY (MC) Florence BEAUGRAND (MC) Franck INSGNARES (IE)	Sibylle DUCHAINE (MC) Sonia MAHJOUB (MC) Samira ROUSSELIERE (MC) Christophe PAPINEAU (Ens. Cont.)
Langues et communication	Marc BRIDOU (PLPA) David GUYLER (Ens. Cont.) Nathalie GOODENOUGH (PCEA) Patricia JOSSE (Ens. Cont.)	Shaun MEEHAN (Ens. Cont.) Linda MORRIS (PCEA) Ian NICHOLSON (ENS. Cont.)

Formations Techniciens supérieurs

Responsable : **Laurence FRERET**

<p>Laurence FRERET (PCEA) Françoise BRICHET (IAE) Christophe CARON (PLPA) Virginie MAGIN (Ens.cont.)</p>

Pr Ag : Professeur Agrégé, Pr : Professeur, MC : Maître de Conférence, MCC : MC contractuel,
 PLPA : Professeur Lycée Professionnel Agricole, PCEA : Professeur Certifié Enseignement Agricole,
 HDR : Habilité à Diriger des Recherches, CERC : Chargé d'Enseignement et de Recherche Contractuel, Ens.
 Cont. : Enseignant Contractuel

La reproduction d'extraits de cette thèse est autorisée avec mention de la source.

Toute reproduction partielle doit être fidèle au texte utilisé. Cette thèse devra donc être citée en incluant les éléments bibliographiques suivants :

Nom et prénom de l'auteurice : Laura Mazzucco

Année de soutenance : 2024

Titre de la thèse : Le système biofloc pour le pré-grossissement de *Macrobrachium rosenbergii* : faisabilité de la standardisation et expérimentation *in vivo*

Intitulé du diplôme : Thèse de doctorat vétérinaire

Université de soutenance : Faculté de Médecine de Nantes

Ecole de soutenance : Oniris - Ecole Nationale Vétérinaire, Agroalimentaire et de l'Alimentation et de la Forêt

Nombres de pages : 65 pages

Remerciements

A Madame Ségolène CALVEZ,

Professeure à Oniris,

Pour m'avoir fait l'honneur d'accepter la présidence de mon jury de thèse.

Sincères remerciements.

A Monsieur Kenny OBERLE,

Maître de conférence à Oniris,

Pour m'avoir proposé cette thèse, pour le temps passé à sa lecture et sa correction, pour votre encadrement et votre disponibilité.

Sincères remerciements.

A Madame Christine Fourichon,

Professeure à Oniris,

Pour m'avoir fait l'honneur de participer à mon jury de thèse.

Sincères remerciements.

TABLE DES MATIÈRES

Liste des figures	11
Liste des tableaux	13
Liste des annexes	14
Introduction.....	15
PARTIE 1 - Présentation de <i>Macrobrachium rosenbergii</i> et du mode d'élevage.....	17
I - <i>Macrobrachium rosenbergii</i>	17
A - Position systématique et distribution.....	17
B - Anatomie et morphologie.....	20
C - Biologie.....	22
1 - Cycle de vie.....	22
2 - Besoins nutritionnels.....	23
3 - Reproduction.....	23
4 - Organisation sociale.....	24
II - L'élevage de <i>M. rosenbergii</i> et ses différents systèmes.....	25
A - Organisation de la filière.....	25
B - Principe d'élevage en système recirculé.....	28
C - Principe d'élevage en système biofloc.....	28
PARTIE 2 - Expérimentation in vivo : comparaison du système recirculé et du système biofloc.....	30
I - Matériel et méthode.....	30
A - Animaux.....	30
B - Bacs d'élevage.....	30
C - Densité et superficie.....	31
D - Système biofloc.....	32
1. Turbidité.....	32
2. Mise en mouvement des floculats.....	33
E - Système recirculé.....	34
F - Suivi de la qualité de l'eau.....	35
G - Mise en place du système biofloc.....	36
1. Caractérisation.....	36
2. Ensemencement.....	37
H - Alimentation.....	37
I - Pesée et croissance.....	38
1. Taux de survie.....	38
2. Indice de conversion.....	38
II- Résultats.....	39
A - Caractérisation du biofloc.....	39
1. Choix des bactéries pour l'ensemencement des bioflocs.....	39

B - Suivi de la qualité de l'eau.....	40
1. Température.....	40
2. pH.....	40
3. Nitrites et nitrates.....	41
4. Volume de floculats.....	42
C - Pesée.....	43
D - Taux de survie.....	44
E - Indice de conversion alimentaire.....	45
F - Discussion.....	46
A - Qualité de l'eau en système biofloc et évolution du milieu.....	46
1. Nitrites.....	46
2. Alimentation.....	46
3. Choix des bactéries pour l'ensemencement des bioflocs.....	47
B. Taux de survie.....	48
C. Croissance des crevettes.....	48
D. Indice de conversion	49
CONCLUSION.....	50
BIBLIOGRAPHIE.....	51

Liste des figures

- Figure 1 : Classification phylogénétique de *Macrobrachium rosenbergii* selon l'INPN
- Figure 2 : Distribution mondiale de *Macrobrachium rosenbergii* (en rouge : pays où l'espèce est considérée comme invasive)
- Figure 3 : Principaux pays producteurs de *Macrobrachium rosenbergii* (FAO)
- Figure 4 : Evolution de la production mondiale d'aquaculture de *Macrobrachium rosenbergii* (FAO Fishery statistic)
- Figure 5 : Anatomie externe de *Macrobrachium rosenbergii*
- Figure 6 : Anatomie interne de *Macrobrachium rosenbergii*
- Figure 7 : Schéma du cycle biologique de *Macrobrachium rosenbergii* (Griessinger et contributeurs, 1991)
- Figure 8 : Les mouvements migratoires de la crevette *Macrobrachium* (Gangbe et al. 2016)
- Figure 9 : Cycle de production de *Macrobrachium rosenbergii* en semi-extensif dans une zone tropicale (FAO)
- Figure 10 : Schéma du cycle de production de *Macrobrachium rosenbergii* en zone tempérée (adapté d'Élevage de crevettes d'eau douce en Europe - Laval)
- Figure 11 : Frise chronologique des différentes étapes de l'élevage de *M. rosenbergii* en zone tempérée
- Figure 12 : Schéma du principe de la pompe en système recirculé
- Figure 13 : Schéma du fonctionnement général du système biofloc (Mugwanya et al.)
- Figure 14 : Plan du dispositif expérimental
- Figure 15 : Photo d'un bac d'élevage 200L
- Figure 16 : Substrat mis en place dans chaque bac
- Figure 17 : Photo du disque de Secchi
- Figure 18 : Photo de cônes Imhoff de 1 litre
- Figure 19 : Schéma du dispositif dans un bac BF (à gauche) ; Schéma du fonctionnement du Airlift du système biofloc (à droite)
- Figure 20 : Biofiltre EHEIM Ecco Pro 200
- Figure 21 : Schéma du dispositif dans un bac RAS
- Figure 22 : Photo de l'incubation de la solution mère pour l'ensemencement du milieu biofloc
- Figure 23 : Graphique de l'évolution du pH au cours du temps dans les bacs BF
- Figure 24 : Graphique de l'évolution de la quantité de nitrite au cours du temps dans les bacs BF
- Figure 25 : Graphique de l'évolution de la quantité de nitrate au cours du temps dans les bacs BF
- Figure 26 : Cône Imhoff après 20 minutes de sédimentation d'un bac en système biofloc avant l'ajout des post-larves
- Figure 27 : Distribution de la population des post-larves en fonction du poids dans les différents bacs à la fin de l'expérimentation

Figure 28 : Distribution de la population de crevettes par bac à la fin de l'expérimentation ($p < 0.05$ identifié par * et $p < 0.01$ identifié par **)

Liste des tableaux

- Tableau 1 : Résumé des paramètres physico-chimiques de l'eau (adapté de Griessinger et al. 1991)
- Tableau 2 : Table d'alimentation des post-larves (New et contributeurs, 2010)
- Tableau 3 : Test de nitrification et dénitrification sur les colonies bactériennes isolées
- Tableau 4 : Résultats des tests de Wilcoxon sur les séries de poids finaux des bacs (vert : absence de différence significative / orange : différence significative)
- Tableau 5 : Taux de survie à la fin de l'expérimentation dans les différents bacs
- Tableau 6 : Indice de conversion alimentaire des bacs RAS et BF
- Tableau 7 : Composition chimique des céréales
- Tableau 8 : Ajustement du ratio C/N dans l'ensemencement du système biofloc

Liste des annexes

Annexe 1 : Calcul des quantités d'aliment, de son d'avoine et de mélasse de betterave pour l'ensemencement du biofloc

Annexe 2 : Cycle de l'azote en aquaculture

Annexe 3 : Aliment extrudés pour le grossissement des truites (gamme NEO 19 CDC)

Annexe 4 : Pesée de deux séries de 15 individus avant l'allotement

Annexe 5 : Script R et résultats détaillés des tests de Shapiro-Wilk et de Wilcoxon sur les séries de poids finaux des bacs

Annexe 6 : Résultat de l'identification bactérienne au MALDI-TOF

Annexe 7 : Test de Student sur les taux de survie des bacs BF et RAS

Introduction

Les pisciculteurs français font face à un ensemble de défis qui affectent leur rentabilité et leur durabilité. La production nationale est en concurrence avec des importations moins chères en provenance d'Europe du nord et d'Asie. Cela exerce une pression sur les prix de vente en France, rendant difficile pour les pisciculteurs français de maintenir des prix compétitifs en couvrant leurs coûts (principalement l'alimentation des poissons et le coût énergétique des infrastructures).

De plus, le changement climatique entraîne des variations de température, des épisodes de sécheresse et de crue qui affectent la disponibilité de l'eau, ce qui représente un risque pour les élevages dépendant de l'eau douce (truite, saumon).

Une autre partie des coûts est représentée par la prévention des maladies d'élevage et la gestion de la qualité de l'eau. Une densité élevée de population dans les élevages entraîne l'apparition de maladies et peut décimer toute la population de poissons. L'utilisation abusive d'antibiotiques va conduire à une antibiorésistance dans les élevages piscicoles et rendre plus difficile la gestion des maladies. Les éleveurs sont donc contraints de trouver des alternatives.

Une solution aux défis rencontrés par les pisciculteurs est l'aquaculture intégrée.

En effet, il est possible de combiner l'élevage de crevettes avec l'élevage de poissons. Prenons l'exemple de l'élevage de la truite arc-en-ciel, qui est l'espèce la plus élevée en France, bien que cela peut concerner les élevages de saumon ou encore de carpe.

Ce sont des espèces qui tolèrent facilement les températures basses. La période estivale est donc moins propice à son élevage. Cependant, les bassins extérieurs peuvent être rentabilisés sur cette période-là, notamment en mettant en place un élevage de crevettes d'eau douce, en système biofloc.

La gestion des deux types d'élevages peut être complémentaire. Les déchets des poissons peuvent servir de ressources pour les crevettes, sous forme de biofloc. Le système biofloc, grâce aux micro-organismes, peut réduire la charge de pollution dans l'eau et permet un environnement plus sain pour les poissons. L'eau est enrichie en probiotiques et autres micro-organismes bénéfiques qui participent à la bonne santé des poissons tout en répondant aux préoccupations en matière de sécurité alimentaire.

Enfin, l'aquaculture intégrée permet une diversification des revenus, ce qui réduit les risques économiques pour les éleveurs.

Standardiser un système biofloc permet d'optimiser les performances de ce système, d'assurer la viabilité économique et écologique de l'élevage. La standardisation permet une meilleure prévisibilité, que ce soit en termes de productivité, de qualité de l'eau, de gestion de maladies ou encore de coût.

L'optimisation des pratiques d'élevage entraîne une meilleure gestion des déchets et des ressources naturelles, diminuant les impacts environnementaux.

L'expérience menée dans cette thèse consiste à standardiser des pratiques d'élevage et de mise en place d'un système biofloc pour le pré-grossissement de la crevette *Macrobrachium rosenbergii*, afin de les rendre reproductibles et accessibles pour les éleveurs.

PARTIE 1 - Présentation de *Macrobrachium rosenbergii* et du mode d'élevage

I - *Macrobrachium rosenbergii*

A - Position systématique et distribution

Macrobrachium rosenbergii est une crevette d'eau douce, communément appelée "crevette géante" ou "chevrette géante". Sa classification phylogénétique est décrite dans la figure 1 ci-dessous. C'est un crustacé décapode présentant un exosquelette.

Dans le monde, il existe environ 125 espèces de crevettes du genre *Macrobrachium*, cependant, seule une douzaine est concernée par la pêche ou l'aquaculture (Griessinger, Lacroix, et Gondouin 1991).

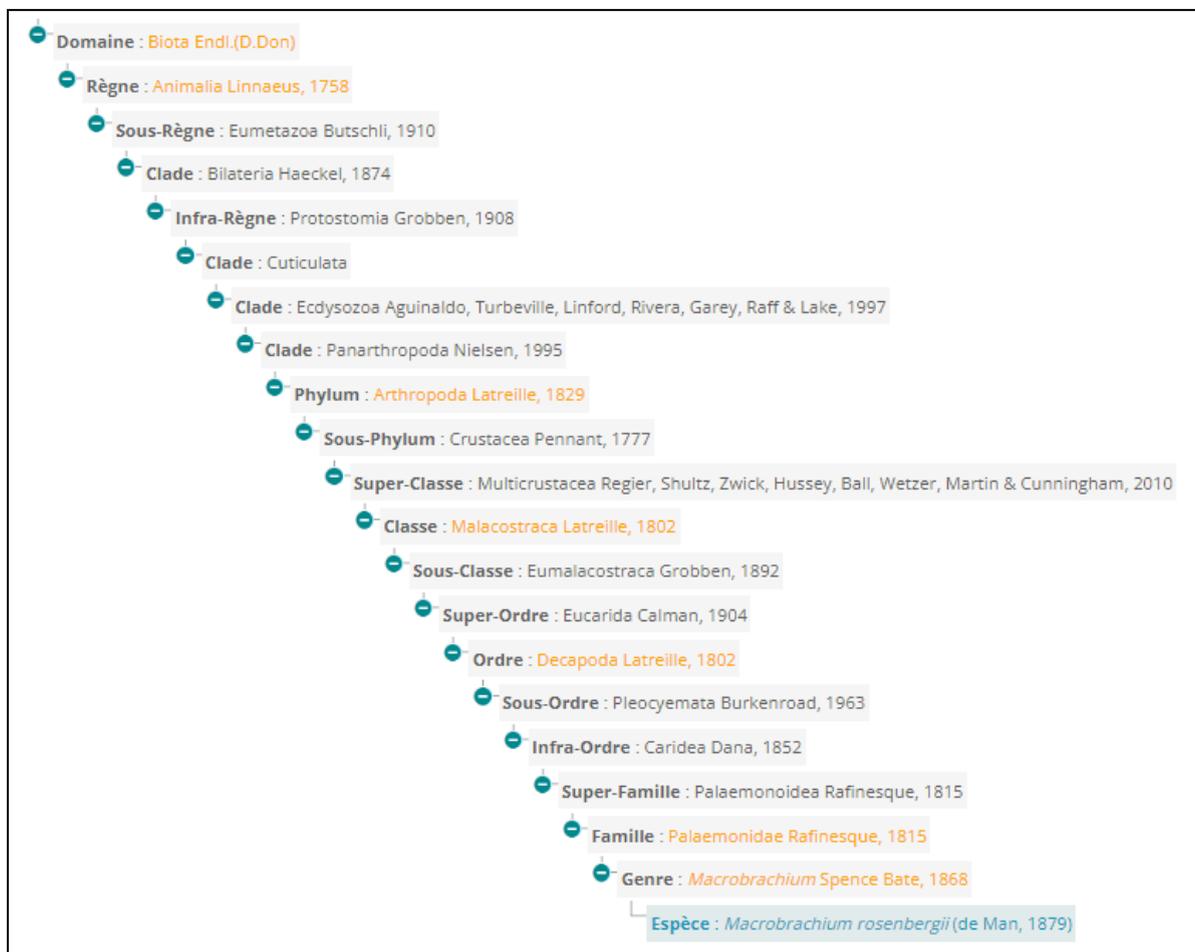


Figure 1 : Classification phylogénétique de *Macrobrachium rosenbergii* selon l'INPN

Les crevettes de la famille des *Palaemonidae* sont présentes largement dans les zones tropicales et subtropicales, en eau douce ou saumâtre.

Macrobrachium rosenbergii se retrouve naturellement du sud de l'Inde jusqu'au nord de l'Australie, en incluant les Philippines, la Papouasie-Nouvelle-Guinée, la Malaisie ou encore l'Indonésie (Figure 2).

Son statut de conservation est LC (Least Concern = préoccupation mineure) selon l'UICN (Union Internationale pour la Conservation de la Nature). Cette organisation intergouvernementale est surtout connue pour attribuer des statuts de conservation (indicateur de l'ampleur du risque d'extinction de l'espèce à un moment donné) aux espèces et fait référence dans la communauté scientifique. Elle édite notamment une liste rouge qui répertorie les espèces menacées.

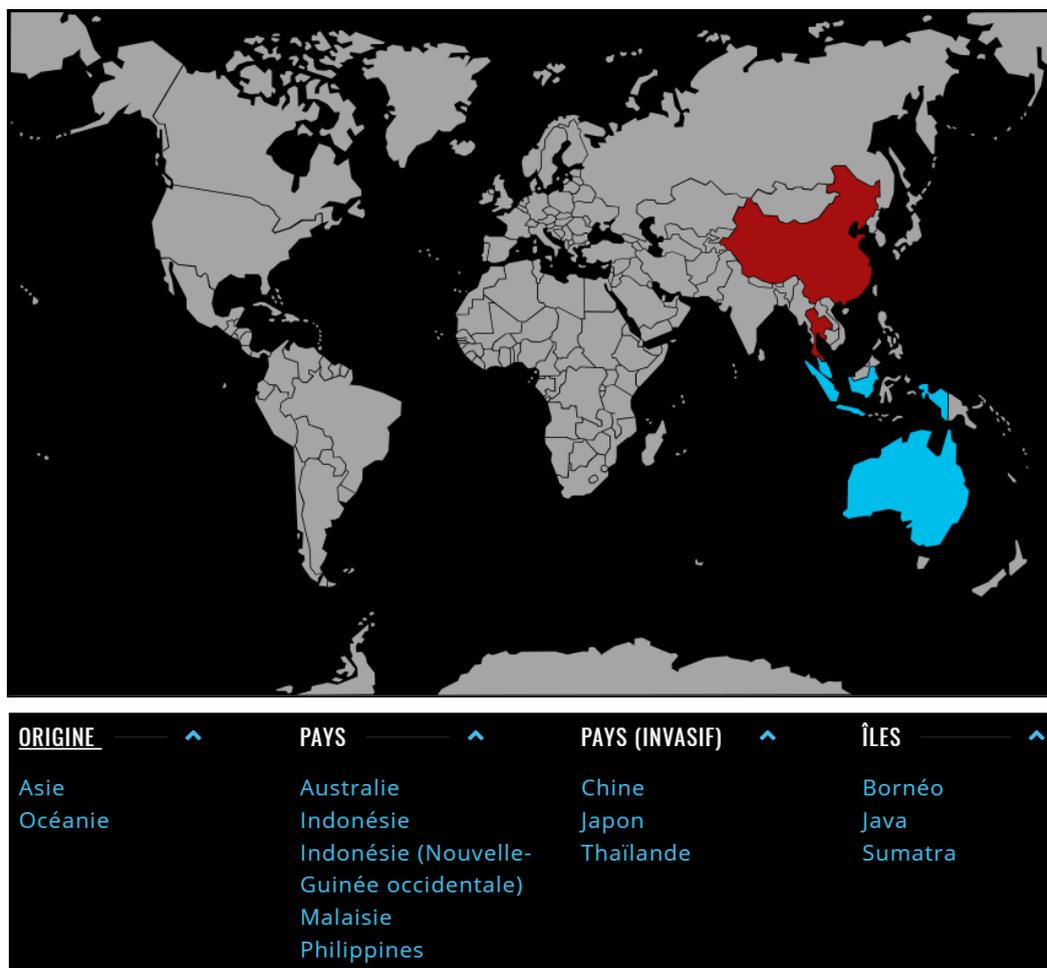


Figure 2 : Distribution mondiale de *Macrobrachium rosenbergii* (en rouge : pays où l'espèce est considérée comme invasive)

Avec le développement de son élevage, *Macrobrachium rosenbergii* a étendu son aire de répartition et est devenue invasive en Chine et en Thaïlande (Figure 2). Les plus grosses productions se situent tout de même en Chine, en Inde, en Thaïlande et aux Philippines, et dans une moindre mesure aux Etats-Unis, au Brésil,

en Alaska, au Mexique, au Pérou et en Iran (Figure 3). En France métropolitaine, la production représente une infime partie de la production mondiale (entre 0,5 et 1 tonne par an). *Macrobrachium rosenbergii* est aussi élevée aux Antilles (Guadeloupe et Martinique) depuis la fin des années 70.

Elle représente l'espèce du genre *Macrobrachium* la plus utilisée en élevage aquacole. Comme l'illustre la figure 4, sa production mondiale s'est intensifiée depuis 1995, passant de 20 000 tonnes à 210 000 tonnes en 2005.



Figure 3 : Principaux pays producteurs de *Macrobrachium rosenbergii* (FAO)

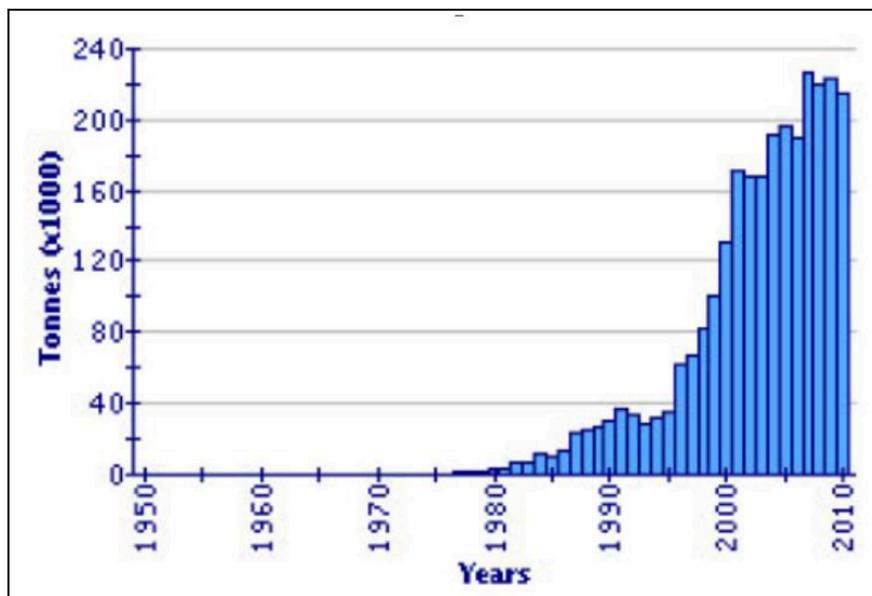


Figure 4 : Evolution de la production mondiale d'aquaculture de *Macrobrachium rosenbergii* (FAO Fishery statistic)

B - Anatomie et morphologie

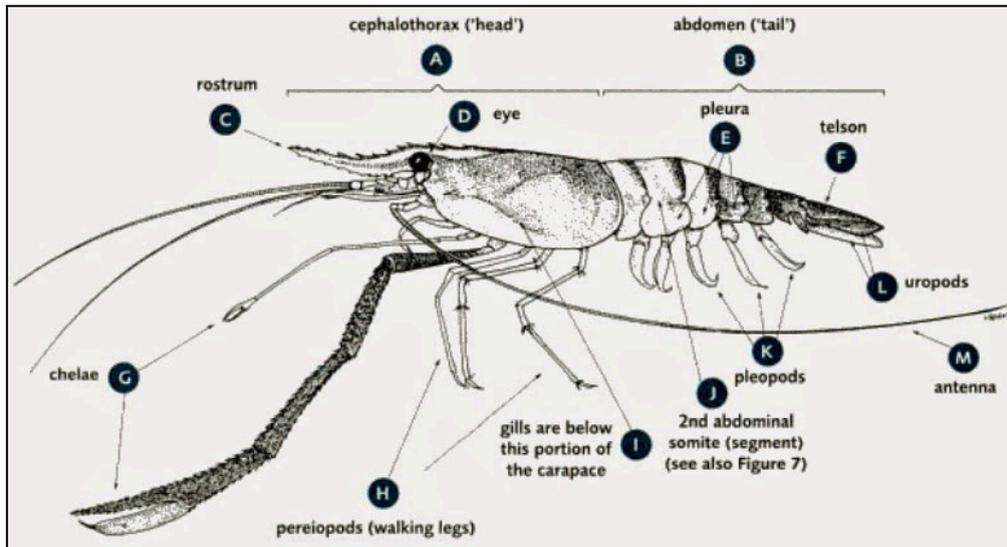


Figure 5 : Anatomie externe de *Macrobrachium rosenbergii*

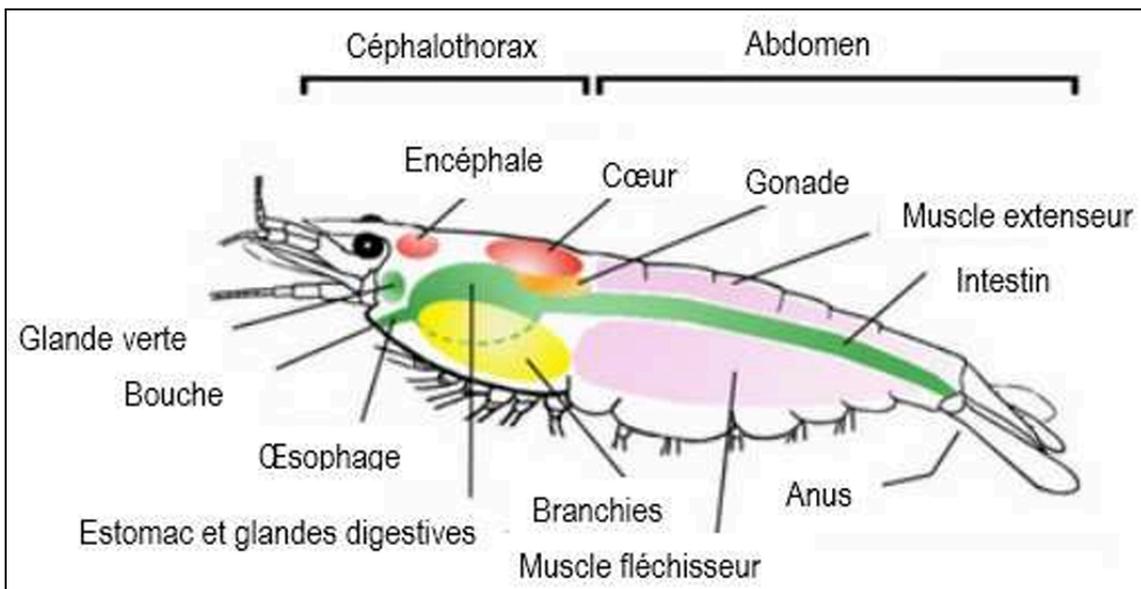


Figure 6 : Anatomie interne de *Macrobrachium rosenbergii*

Macrobrachium rosenbergii a un cycle de vie constitué de plusieurs stades (larve, post-larve, adulte). Ces trois stades sont eux-mêmes constitués de plusieurs mues, associées à des morphologies différentes. Le stade qui nous intéresse dans cette étude est le stade **post-larve**. La post-larve mesure 8 mm environ et pèse 6 à 10 mg. Sa morphologie est semblable à celle de l'adulte, hormis les organes sexuels. La morphologie de l'adulte est décrite dans la figure 5. Le corps d'un individu adulte peut atteindre une trentaine de centimètres sans compter les pinces (Laval 2022).

La tête et le thorax forment le céphalothorax. Celui-ci porte les antennes, les yeux pédonculés, les pièces buccales et 5 paires de pattes (péréiopodes). Les péréiopodes sont impliqués dans la locomotion au sol, l'alimentation et la défense.

On peut facilement reconnaître *Macrobrachium rosenbergii* par son rostre long et dentelé, ainsi qu'à ses chélicères, qui sont munies de pinces, dont la deuxième paire est particulièrement longue.

L'abdomen, riche en muscles, est constitué de 6 somites et du telson. Il porte 5 paires de pattes (pléopodes). Les pléopodes sont impliqués dans la nage en pleine eau. Chez les femelles, les pléopodes servent à l'incubation des œufs jusqu'à l'éclosion. Quant aux mâles, les deux premières paires de pléopodes font office d'organes reproducteurs.

Le telson, associé aux deux uropodes, sert aux mouvements vifs de fuite.

L'anatomie interne de *Macrobrachium rosenbergii* est décrite dans la figure 6.

M. rosenbergii assure sa respiration grâce à des branchies protégées par une partie de la carapace (branchiostégite), qui sont capables de capter l'oxygène dissous dans l'eau. Les branchies sont organisées en lamelles et filaments, autour d'un axe contenant les vaisseaux sanguins. L'hémolymphe est chargée en oxygène dans les branchies, rejoint le cœur, qui l'envoie dans les différents tissus de l'organisme, qui baignent aussi dans l'hémolymphe. Celle-ci ne circule pas dans des vaisseaux reliés les uns aux autres, comme c'est le cas pour les vertébrés. En effet, une fois pompée par le cœur, l'hémolymphe rejoint l'hémocoèle, qui est une cavité interne remplie de sang.

L'hémolymphe pauvre en oxygène et chargée en CO₂ et déchets azotés retourne dans les branchies par des canaux et des sinus collecteurs.

Tous les échanges gazeux se font par diffusion passive, ce qui implique une ventilation forcée, au niveau des branchies, pour assurer les besoins de l'individu.

La circulation des crevettes est dite simple et ouverte.

L'appareil digestif débute par la bouche et se termine par l'anus, situé à la base du telson. Il est composé de l'oesophage, du proventricule (estomac masticateur), de l'intestin moyen (absorption des nutriments), de l'hépatopancréas (sécrétion enzymes digestives et réserve d'énergie) et de l'intestin postérieur (transformation des matières fécales).

L'estomac joue un rôle de broyeur, notamment grâce aux dents chitineuses qu'il contient. La digestion des aliments est plutôt assurée par l'hépatopancréas (glande qui regroupe les fonctions du foie et du pancréas). Celui-ci est d'ailleurs un bon indicateur de la santé de la crevette, par sa couleur notamment.

Il existe un organe excréteur qui fait fonction de rein et de vessie, il s'agit de la glande verte. Il permet d'éliminer les déchets azotés sous forme d'ammoniaque. Les déchets azotés sont aussi éliminés par les branchies.

L'osmorégulation de l'organisme de la crevette est gérée par les différences de pression osmotique entre le milieu extérieur (eau douce ou eau de mer) et le milieu intérieur (les cellules du corps).

En eau douce, les crevettes vont maintenir une pression osmotique plus élevée que dans leur milieu extérieur. La régulation de cet équilibre s'effectue par la sécrétion d'urine (au niveau des glandes antennales) et par les branchies.

Cette osmorégulation explique la présence et la survie d'un individu dans des eaux aux salinités différentes.

C - Biologie

1 - Cycle de vie

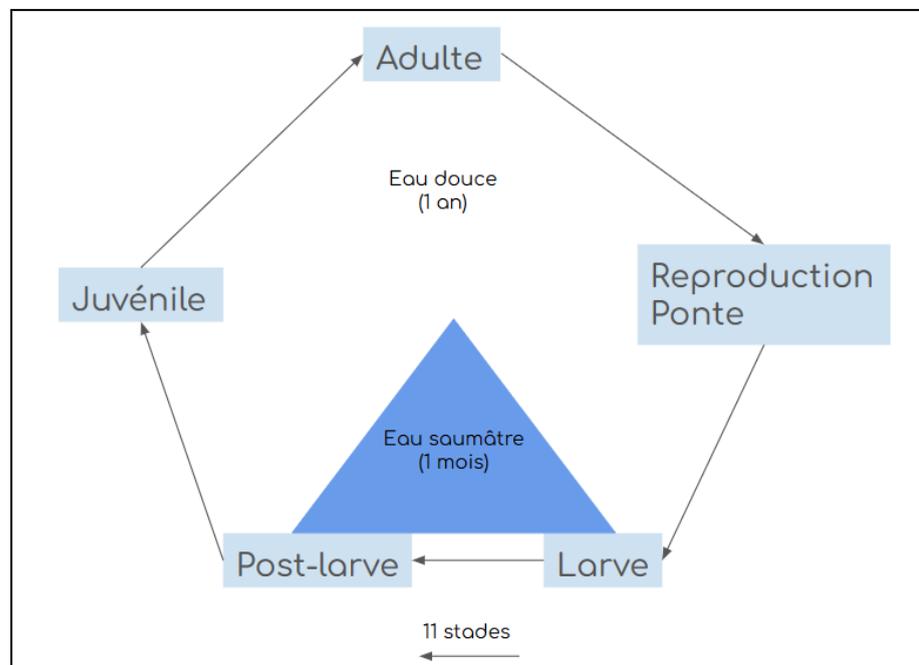


Figure 7 : Schéma du cycle biologique de *Macrobrachium rosenbergii* (Griessinger, Lacroix, et Gondouin 1991)

Le cycle de vie est catadrome, c'est-à-dire que le milieu de vie est représenté par l'eau douce mais que la phase de reproduction se produit en eau marine. Ce ne sont que les larves qui vivent en eaux saumâtres.

Les individus sont sexuellement matures à 5 mois de vie et le développement embryonnaire des œufs dure une vingtaine de jours. Comme le montre la figure 7, les larves passeront un mois dans les eaux saumâtres ; mois pendant lequel elles connaîtront plusieurs mues leur permettant de se métamorphoser en post-larve.

Les post-larves sont benthiques et migrent vers les eaux douces pour y passer le reste de leur vie. La figure 8 résume les déplacements des crevettes au cours de leur vie dans leur milieu naturel.

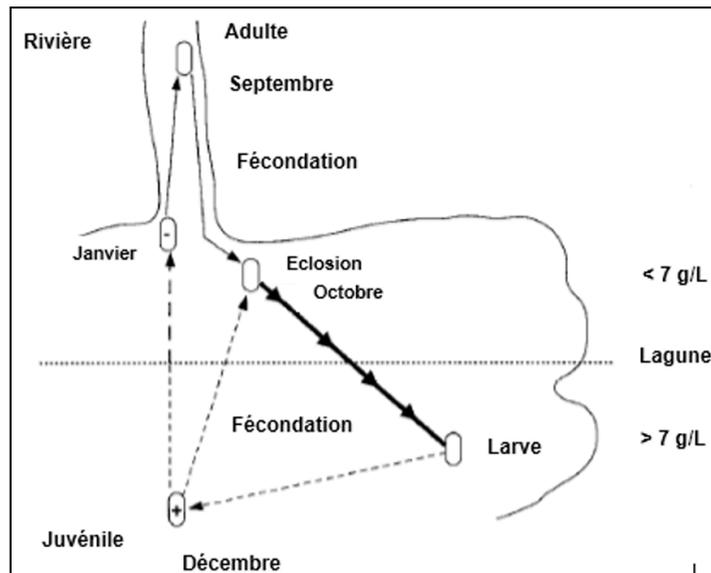


Figure 8 : Les mouvements migratoires de la crevette *Macrobrachium* (Gangbe et al. 2016)

2 - Besoins nutritionnels

Les larves sont carnivores. Avec le développement de l'hépatopancréas, les larves sont capables de diversifier leur régime alimentaire au fil du temps (zooplancton plus gros, petits vers, larves d'autres crustacés). Leur énergie provient exclusivement des protéines et des lipides (Gangbe et al. 2016).

Les post-larves ont un régime alimentaire omnivore (algues, plantes aquatiques, mollusques, insectes, vers, petits crustacés). Elles ont besoin d'un apport en protéines et en lipides moins important que les larves. Leur croissance est maximale quand leur ration contient au moins 35% de protéines. Une teneur en lipide de 2% (5% selon la FAO) est suffisante pour les post-larves et les adultes. Une teneur en lipide trop importante peut même diminuer la croissance (>10%).

Un apport en cholestérol est indispensable car les crevettes ne peuvent pas produire de stérols.

Les glucides ne sont pas essentiels mais cette espèce de crevette est capable de digérer l'amidon et la cellulose, ce qui peut constituer une source d'énergie.

Des besoins en minéraux sont observés, notamment avec le zinc, le calcium et le phosphore. Le rapport Ca/P doit être d'environ 1,5 - 2 (Laval 2022).

3 - Reproduction

La période de ponte s'effectue entre juillet et décembre, en milieu naturel.

La reproduction peut être saisonnière selon la localisation géographique et les températures.

L'accouplement se fait entre un mâle dominant (mâle à pinces bleues) et une femelle mature, c'est-à-dire, après sa mue pré-nuptiale. Il existe un dimorphisme sexuel très marqué chez cette espèce de crevette.

Le mâle dépose un spermatophore dans le réceptacle séminal de la femelle. La ponte des œufs par la femelle se fait dans les 24 heures après l'accouplement. Au fur et à mesure de la ponte, les œufs sont fécondés. Le nombre d'œufs pondus est fonction du poids de la femelle. Pendant toute la durée du développement embryonnaire (soit une vingtaine de jours), les œufs sont conservés sous l'abdomen de la femelle. Les larves, qui auront éclos, vont se diriger passivement vers un estuaire saumâtre pour continuer leur développement (Gangbe *et al.* 2016).

4 - Organisation sociale

Cette espèce a une organisation sociale très bien définie. Cette hiérarchie se base sur les morphotypes mâles.

Il existe trois morphotypes mâles qui diffèrent par la couleur et la longueur des pinces : les pinces bleues, les pinces oranges et les petites pinces claires. Chaque morphotype est associé à un comportement spécifique (Gangbe *et al.* 2016).

- Les mâles à pinces bleues ont un comportement dominant, agressif, territorial et assurent la majorité de la reproduction. Ils sont aussi morphologiquement plus grands que les autres mâles. Ils représentent 10% de la population mâle. L'essentiel de leur énergie sert donc à la reproduction, la protection des femelles et la défense du territoire. C'est le stade sexuellement actif. A noter que des conditions de stress dans le milieu peuvent entraîner une maturité sexuelle précoce.
- Les mâles à pinces oranges ont une taille intermédiaire. Ils représentent 40% de la population mâle. Ils sont co-dominants et non territoriaux. Après une mue, ils peuvent devenir un mâle à pinces bleues. Ils consacrent leur énergie à la croissance (leur système digestif est plus développé), ce qui n'est pas le cas des mâles à pinces bleues qui ont une croissance quasi nulle.
- Les mâles à pinces claires sont les plus petits. Ils représentent 50% de la population mâle. Ils sont dominés, très mobiles et non territoriaux. Leur croissance est faible. Ils réussissent parfois à se reproduire en se glissant entre un mâle et une femelle reproducteurs.

Les femelles sont moins agressives que les mâles. Elles ne se battent pas pour la dominance. Elles peuvent avoir entre elles des comportements compétitifs pour l'accès aux abris et aux ressources, notamment lorsqu'elles incubent leurs œufs. Néanmoins, la hiérarchie entre femelles est moins marquée que celle entre mâles.

Leur rôle est davantage lié à la reproduction.

En dehors de la période de reproduction, les femelles interagissent avec les mâles à pinces oranges ou les mâles à pinces claires. Elles sont choisies par les mâles à pinces bleues pour la reproduction. La place des femelles dans la hiérarchie est liée à leur capacité à pondre les œufs et à assurer la survie des larves (New *et al.* 2010; Kutty *et M.N.* 2005).

II - L'élevage de *M. rosenbergii* et ses différents systèmes

A - Organisation de la filière

La filière s'organise différemment suivant la région géographique. On distingue les zones tempérées, comme en France, des zones tropicales, comme en Asie.

En zone tropicale, l'élevage de *Macrobrachium rosenbergii* est continu. Autrefois, les juvéniles étaient capturés dans leur milieu naturel, pour être ensemencés dans des bassins extérieurs afin de les faire grossir jusqu'à leur commercialisation. Dans l'optique d'augmenter la productivité, les juvéniles ne sont plus capturés dans leur milieu naturel, mais sont produits régulièrement dans un bâtiment spécialisé : l'écloserie, où les individus y passeront 1 mois. En écloserie, les larves sont nourries avec des Artémias vivants et de la nourriture inerte (chair de moule, chair de poisson, soja, œuf). Certains éleveurs achètent des juvéniles de grande taille qu'ils mettront dans des étangs de nurserie avant de les mettre dans des étangs de grossissement. Le grossissement se fait dans des bassins extérieurs en terre. L'ensemencement des bassins et les récoltes sont planifiés. Une senne avec un maillage bien précis permet de ne récolter que les individus commercialisables, ainsi, le bassin n'est pas vidé à chaque récolte. Le cheptel est ainsi mieux géré et la productivité ne dépend plus de la productivité naturelle.

En zone tropicale, les paramètres physico-chimiques des bassins sont moins contrôlés qu'en zone tempérée car le grossissement et la récolte se font toute l'année, la marge d'erreur est moindre (Griessinger, Lacroix, et Gondouin 1991) ; FAO). La figure 9 récapitule les principales étapes de ce cycle de production en zone tropicale.

En zone tempérée, comme en France, la production de *Macrobrachium rosenbergii* ne peut se faire en continu sur l'année car la période estivale qui permet le grossissement des crevettes est trop courte pour obtenir des individus avec un poids suffisant à la commercialisation. Après l'élevage larvaire en écloserie, il est indispensable d'effectuer un pré-grossissement des post-larves dans des bacs hors sol en intérieur, où le milieu va pouvoir être bien contrôlé. Les juvéniles ainsi obtenus vont pouvoir être placés dans les bassins extérieurs pour finir leur grossissement. La récolte s'effectue par vidange totale des bassins et non par tri sélectif à la senne (Laval 2022; Griessinger, Lacroix, et Gondouin 1991).

Le cycle de production en zone tempérée est résumé sur le figure 10.

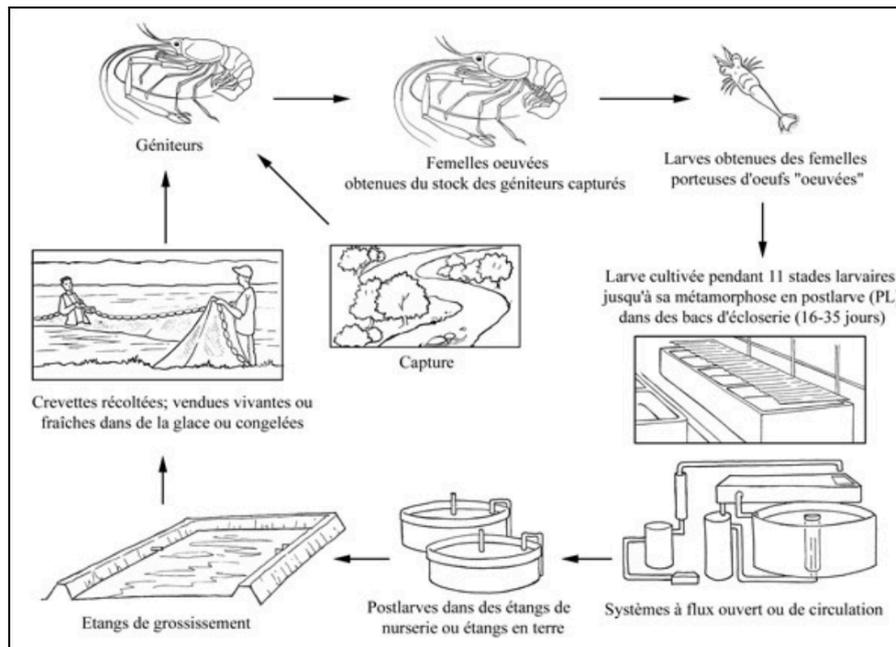


Figure 9 : Cycle de production de *Macrobrachium rosenbergii* en semi-extensif dans une zone tropicale (FAO)

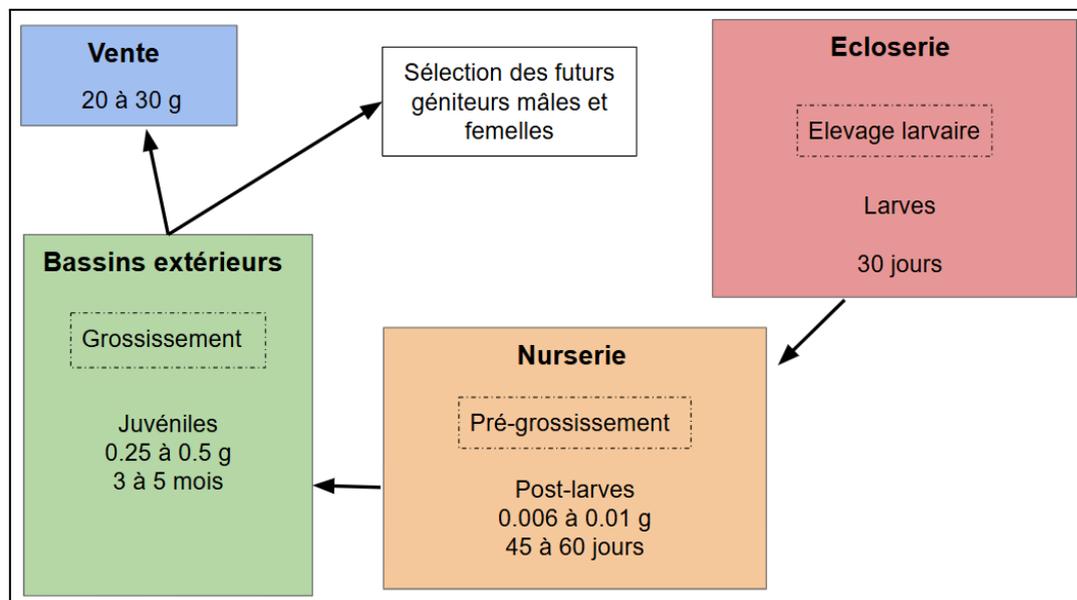


Figure 10 : Schéma du cycle de production de *Macrobrachium rosenbergii* en zone tempérée (adapté d'Élevage de crevettes d'eau douce en Europe - Laval)

En France, le cycle de production se découpe donc de la manière suivante (Laval 2022) :

- **Écloserie** : la première étape consiste en la reproduction entre des femelles et des mâles à pinces bleues. Les individus reproducteurs sont prélevés en élevage. Après 3 semaines d'incubation, les larves éclosent et sont élevées dans une eau saumâtre pendant 20 à 30 jours. Les larves deviennent post-larves après de multiples mues. Les post-larves sont transférées en nurserie, où elles seront élevées en eau douce.
- **Nurserie** : c'est le lieu du pré-grossissement des post-larves (PL). En zone tempérée, comme en France, l'étape du pré-grossissement est nécessaire. En effet, dans ces zones, la période estivale n'est pas assez longue pour produire et commercialiser des crevettes avec un poids suffisant.
Cela consiste à faire grossir les post-larves en intérieur, pendant 2 mois environ, avant de les transférer dans les bassins extérieurs, où l'étape de grossissement aura lieu. Les bacs utilisés en pré-grossissement sont des bacs hors sol de dimension variable mais avec une profondeur recommandée de 1 mètre et une densité de 200 PLs/m².
- **Bassins extérieurs** : les juvéniles y sont introduits dès que les températures sont convenables (>19°C). Le grossissement dure entre 3 et 5 mois. Les crevettes seront pêchées, par une vidange totale du bassin, et commercialisées quand leur poids atteindra 20-30 grammes.

Toutes ces étapes sont résumées dans la frise chronologique ci-dessous (Figure 11).

Janv	Fév	Mars	Avril	Mai	Juin	Juil	Août	Sept	Oct	Nov	Déc
Reproduction + écloserie			Nurserie		Bassins extérieurs					Vente	
Incubation des oeufs (3 sem) + élevage larvaire (20-30 jours)			Pré-grossis. des post-larves (45-60 jours)		Grossissement des juvéniles (3 à 5 mois)					Vidange totale	

Figure 11 : Frise chronologique des différentes étapes de l'élevage de M. rosenbergii en zone tempérée

B - Principe d'élevage en système recirculé

En zone tempérée, les étapes de l'élevage larvaire et du pré-grossissement se font avec un système fermé recirculé (RAS). Le principe est d'épurer l'eau qui contient les déchets produits par les crevettes, que ce soit des déchets particuliers (fèces, nourriture) ou dissous (ammoniac). Les pompes utilisées contiennent donc un filtre mécanique et un filtre biologique qui permet l'élimination de l'ammoniac grâce à la nitrification (figure 12).

Cela permet de réduire les besoins en eau, de réduire les volumes d'eau rejetés et de mieux contrôler les paramètres de l'eau des bacs.

Ce système fermé permet une qualité optimale de l'eau dans un contexte où la production s'intensifie et les risques de maladie dus à la densité augmentent. Néanmoins, un déficit dans le processus peut engendrer rapidement une épidémie et décimer toute la population (Ifremer 2009).

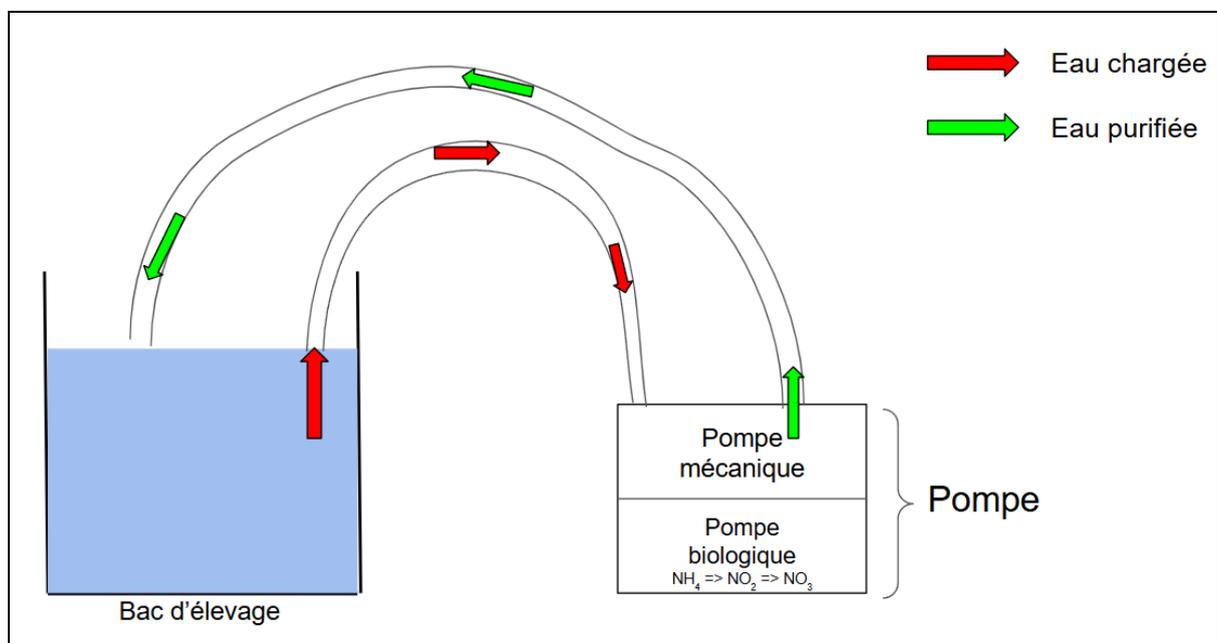


Figure 12 : Schéma du principe de la pompe en système recirculé

C - Principe d'élevage en système biofloc

Le système biofloc est une technique d'amélioration de la qualité de l'eau en aquaculture en équilibrant le carbone (C) et l'azote (N) dans le système. Le principe est basé sur la génération du cycle de l'azote en maintenant un rapport C:N plus élevé afin de stimuler la croissance microbienne hétérotrophe, qui assimile les déchets azotés. Le système biofloc n'est pas seulement efficace dans le traitement des déchets, mais permet également de nourrir les crevettes (Young-Bin *et al.* 2023).

Un biofloc est constitué d'agrégats de bactéries, d'algues, de protozoaires et de matière organique. Tous ces agrégats sont maintenus ensemble par un mucus sécrété par les bactéries (Mugwanya *et al.* 2021). Le faible renouvellement de l'eau permet le développement et le maintien de cette flore. C'est un système fermé dont le fonctionnement n'est pas connu entièrement (figure 13).

Il existe deux types de biofloc : vert ou brun. Les bioflocs verts sont caractérisés par une prédominance d'algues dans l'eau, ce qui nécessite de la lumière naturelle et donc un mode d'élevage en plein air. Le biofloc brun est, quant à lui, caractérisé par une prédominance de bactéries dans l'eau et un mode d'élevage en intérieur qui délivre moins de lumière.

Les floculats doivent être présents avant la mise en place des post-larves, ce qui nécessite plusieurs semaines d'incubation dans le milieu.

La purification du milieu est ainsi assurée par tous ces micro-organismes.

Au final, c'est un système qui maintient une haute qualité de l'eau et une haute biosécurité en stabilisant le milieu et évitant l'émergence d'agents pathogènes. Le biofloc constitue en lui-même une source d'alimentation pour les crevettes, ce qui amène à ajouter moins d'aliment dans les bacs et donc représente une économie certaine pour les éleveurs (El-Sayed, 2021). L'impact environnemental est réduit car la pollution de l'eau et la pression sur la pêche de capture (poisson pour la fabrication des aliments) sont moindres.

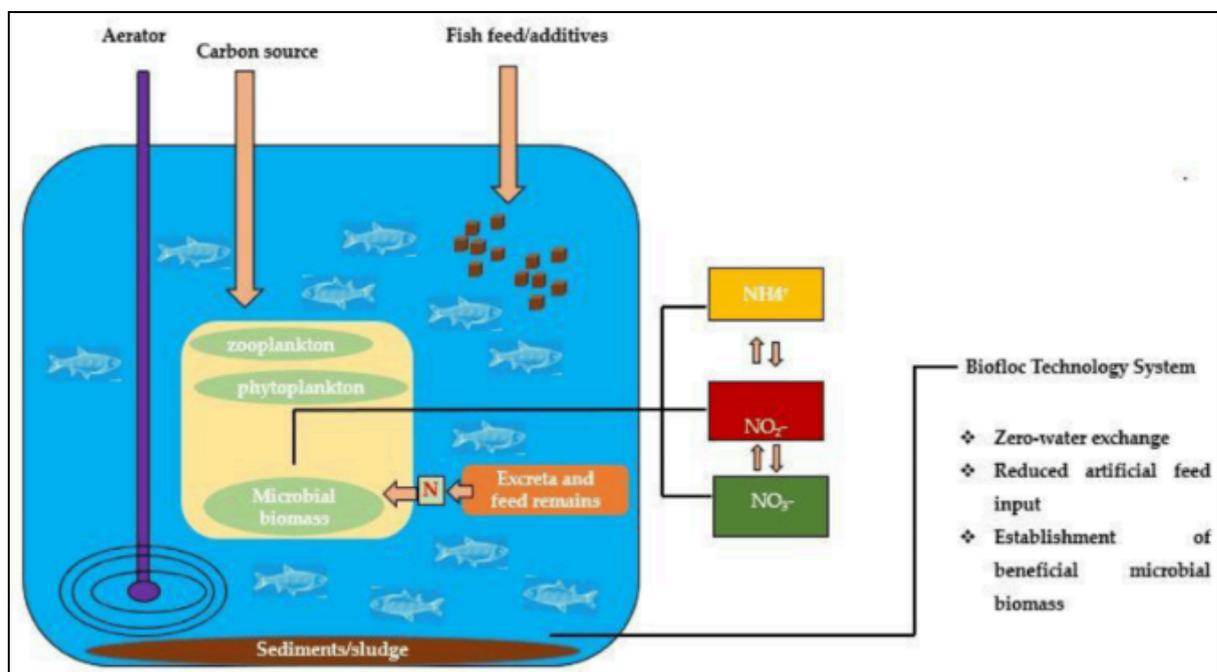


Figure 13 : Schéma du fonctionnement général du système biofloc (Mugwanya *et al.* 2021)

PARTIE 2 - Expérimentation in vivo : comparaison du système recirculé et du système biofloc

I - Matériel et méthode

A - Animaux

Les post-larves (PL) de *Macrobrachium rosenbergii* provenaient de la société Gascogne Aquaculture, à Idrac-Respaillès dans le 32 (Gers). Elles sont arrivées à Oniris par un transporteur le 27/03/2024 au stade PL10 (équivalent à 10 jours de stade post-larvaire).

Dès leur arrivée, les post-larves ont été placées dans un bac d'élevage de 600L, en système recirculant, en attendant leur allotement dans les différents bacs de 200L.

B - Bacs d'élevage

Les bacs étaient disposés selon le plan décrit sur la figure 14.

Les bacs mesurent 70 cm x 70 cm, avec une hauteur de 45 cm. Ils étaient composés de fibre de verre avec une capacité de 200 litres d'eau chacun (figure 15).

Le montage expérimental était composé de 7 bacs : 6 bacs de 200L (3 en système biofloc et 3 en système recirculé), 1 bac de 600L en système recirculé qui servait de stockage.

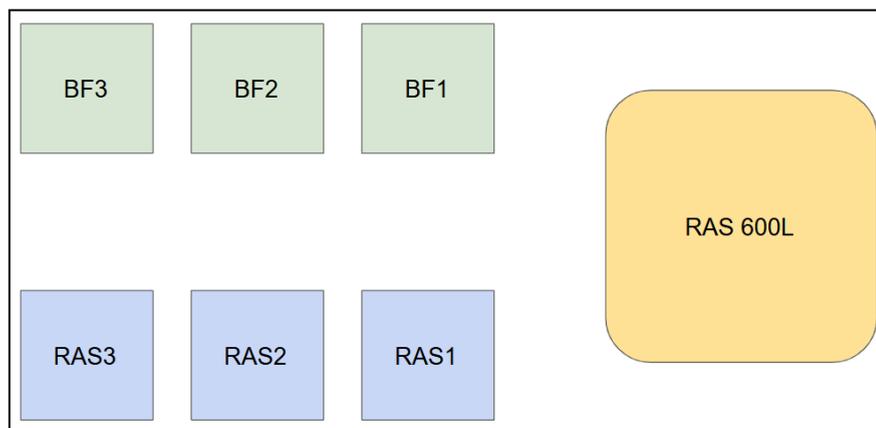


Figure 14 : Plan du dispositif expérimental



Figure 15 : Photo d'un bac d'élevage 200L

C - Densité et superficie

Les post-larves sont des animaux benthiques qui vivent sur les fonds marins. Il est donc plus pertinent de raisonner en PL/m² plutôt que de PL/m³. De plus, comme cette espèce de crevette a un comportement territorial marqué, il est important de respecter une certaine densité d'animaux pour éviter les comportements cannibales (New *et al.* 2010).

Les animaux vont surtout se déposer sur le fond du bac. Nous avons rajouté des substrats dans les bacs, afin d'augmenter la superficie exploitable par les crevettes. Comme vu sur la figure 16, le substrat a consisté en l'assemblage de 6 plaques de grillages. Chaque plaque avait une dimension de 63cm x 40cm.



Figure 16 : Substrat mis en place dans chaque bac

- Superficie du fond du bac = 70cm X 70cm = **0.49 m²**
- Superficie totale du substrat = 6 X 63cm X 40cm = **1.51 m²**
- Superficie totale d'un bac (substrat + fond du bac) = 0.49m² + 1.51m² = **2 m²**

Pour l'expérience, nous voulions fixer une densité à 50 PL/m², ce qui est une densité assez faible (Guezou 2021). Ceci permet de diminuer les risques de mortalité dus aux comportements cannibales, et permet de ne pas faire intervenir la densité dans le taux de mortalité à la fin de l'expérience.

Afin de respecter une densité de 50 PL/m², chaque bac contenait donc **100 individus**.

D - Système biofloc

1. Turbidité

La turbidité a été évaluée à l'aide de deux outils.

Le disque de Secchi, présenté sur la figure 17, est un appareil utilisé aujourd'hui pour déterminer rapidement la profondeur de vue dans un étang. On peut alors estimer la pénétration de la lumière dans l'eau. On peut ainsi estimer d'autres paramètres telle que la turbidité de l'eau.

C'est un disque partagé en quarts alternés noirs et blancs. Il est généralement placé au bout d'un câble et y est lesté. On plonge le disque dans l'eau jusqu'à la disparition de celui-ci, puis on note la profondeur. On fait de même en sens inverse, on plonge le disque dans l'eau puis on note la profondeur à laquelle on le voit réapparaître. On fait la moyenne des deux nombres que l'on obtient.

Pour notre expérimentation, nous avons conçu un disque de Secchi sur une pipette graduée. Une graduation sur la pipette graduée équivalait à 2 cm.

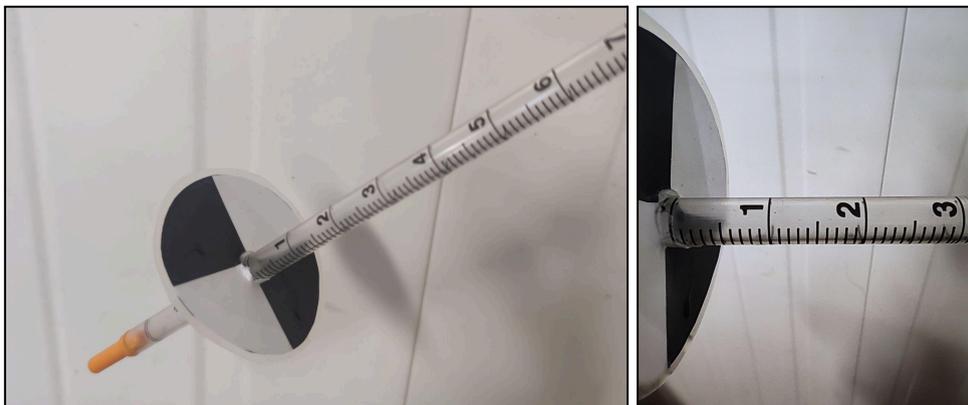


Figure 17 : Photo du disque de Secchi

Le cône d'Imhoff est le second outil, présenté sur la figure 18, qui nous servait à mesurer la turbidité de l'eau.

L'eau du bac était récupérée et placée dans le cône. Les floculats sédimentaient pendant 20 minutes, au bout desquelles on note la quantité de floculats dans le culot. Le résultat est exprimé en mL de sédiment par litre (mL/L).



Figure 18 : Photo de cônes Imhoff de 1 litre

2. Mise en mouvement des floculats

Les floculats, présents dans le système biofloc (BF), doivent rester en suspension dans le milieu. La sédimentation des floculats entraîne une anoxie qui modifie la flore bactérienne au profit de bactéries anaérobies non impliquées dans le cycle de l'azote. Le relargage massif d'ammoniac qui en découle est mortel pour les crevettes.

Pour contrer la sédimentation des floculats, nous avons mis en place des bulleurs, qui ont créé une agitation continue et modérée dans tout le bac, afin de garder les floculats en suspension sans les dissocier.

Un deuxième dispositif, nommé Airlift, a été mis en place afin de mettre en mouvement l'eau, notamment l'eau du fond du bac, qui est l'endroit où les floculats peuvent sédimenter (Nedelec 2022).

Le système Airlift fonctionne de la manière suivante : un bulleur est placé à l'intérieur d'un tuyau en PVC, au fond de celui-ci. Le tuyau PVC est troué à intervalle régulier sur tout son long. L'air éjecté par le bulleur, en remontant le long du tuyau, va entraîner avec lui de l'eau. Ainsi, l'eau se trouvant au fond du bac va pouvoir être remise en circulation, ce qui limite le risque d'anoxie. La figure 19 illustre le fonctionnement général d'un Airlift.

Les bulleurs étaient aussi mis en place dans les bacs en système recirculé afin d'avoir un milieu similaire entre BF et RAS pour la suite de l'expérience. Le système Airlift n'était présent que dans les bacs BF.

La figure 19 (à gauche) schématise la mise en place des bacs BF.

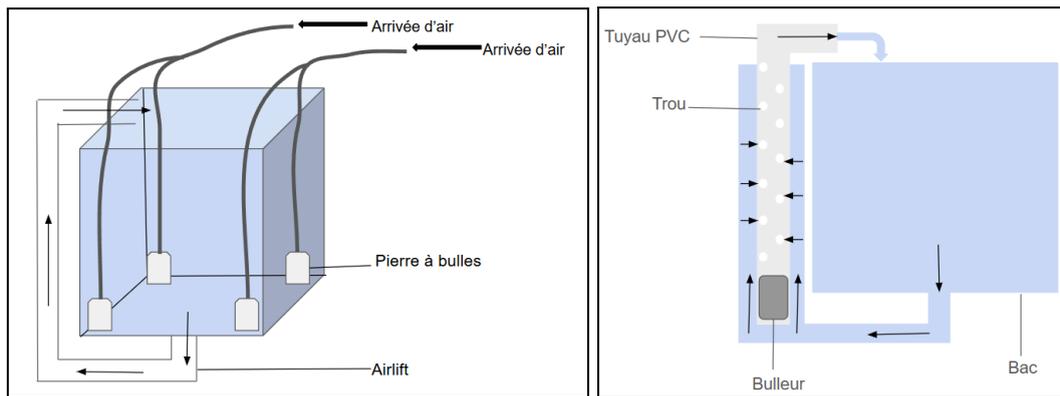


Figure 19 : Schéma du dispositif dans un bac BF (à gauche) ; Schéma du fonctionnement du Airlift du système biofloc (à droite)

E - Système recirculé

Les systèmes recirculés fonctionnaient à l'aide d'un filtre externe. Il s'agissait du biofiltre EHEIM Ecco Pro 200, qui avait le rôle de pompe et de biofiltre en même temps. La figure 20 ci-dessous décrit son contenu. Le rôle de filtre mécanique est assuré par le filtre en mousse (3), le coussin de charbon actif (6) et le coussin en ouate (7), qui vont filtrer des particules de plus en plus fines. Le filtre biologique est assuré par le substrat pro EHEIM (8) qui est conçu de telle manière à favoriser le développement bactérien. Cette partie assurait ainsi la dénitrification et la purification de l'eau.

La figure 21 schématise la mise en place des bacs RAS.

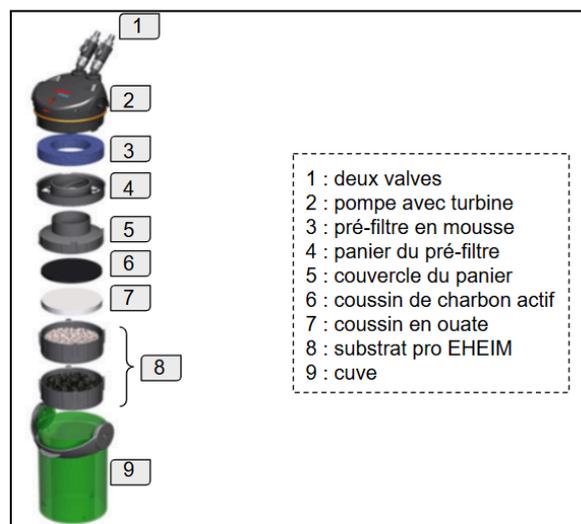


Figure 20 : Biofiltre EHEIM Ecco Pro 200

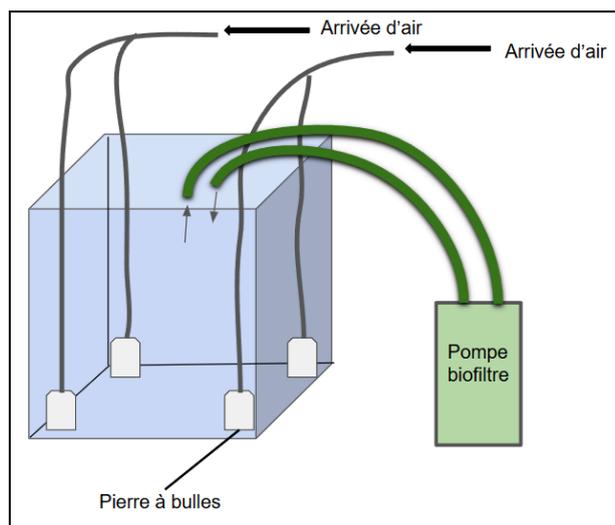


Figure 21 : Schéma du dispositif dans un bac RAS

F - Suivi de la qualité de l'eau

La survie des crevettes dépend directement de la qualité de leur milieu de vie. Nous pouvons vérifier différents paramètres de celui-ci tels que des paramètres physiques (température, turbidité) et des paramètres chimiques (pH, oxygène, dureté, nitrite, nitrate, ammoniac).

L'eau des bacs était maintenue à une température d'environ 28°C grâce à une résistance immergée. L'intervalle de température acceptable est de 25°C à 32°C.

L'oxygénation des bacs était assurée par les pierres de bullage, qui étaient au nombre de 4 par bac. Le taux d'oxygène disponible doit être idéalement supérieur à 5 mg/mL, avec un minimum à 2 mg/mL. Cependant, ce taux n'a pas pu être vérifié au fil de l'expérience.

Le pH peut varier de 6 à 9. Cependant, la mortalité n'est pas induite par une valeur absolue de pH mais par des durées d'exposition à des valeurs extrêmes trop longues ou des variations subites de cette valeur. La valeur de pH a été mesurée par un pH-mètre électronique.

La dureté d'une eau est sa teneur en calcium et magnésium. Le calcium est un élément important pour la croissance des post-larves. Après chaque mue, il sert au durcissement de sa carapace (Griessinger, Lacroix, et Gondouin 1991).

Paramètre	Outils de mesure	Minimum	Optimum	Maximum
NH ₄	Bandelette AquaCheck	/	0	3
NO ₂	Bandelette AquaCheck	/	0	3
NO ₃	Bandelette AquaCheck	/	0	30
pH	pH-mètre électronique	6	7 - 8,5	9
Température	Résistance immergée	22°C	28°C - 30°C	32°C
Dureté	Bandelette AquaCheck	20 mg/L	/	150 mg/L

Tableau 1 : Résumé des paramètres physico-chimiques de l'eau (adapté de Griessinger et al, 1991)

Au début de la mise en place du biofloc, les paramètres physico-chimiques sont vérifiés quotidiennement. Lorsque le milieu est stabilisé, les mesures ont été espacées.

G - Mise en place du système biofloc

1. Caractérisation

Le fonctionnement exact d'un biofloc est à ce jour non élucidé. Cependant, une caractérisation de ce milieu permet de mieux le comprendre.

Sur un biofiltre, déjà existant et efficient de la station aquacole d'Oniris, ont été prélevés des échantillons de bactéries. Les bactéries ont étéensemencées dans un milieu TSA (gélose tryptone-soja) par épuisement grâce à une oese de 10µL, puis placées dans une étuve à 25°C. Ensuite, chaque morphotype identifié a été réensemencé sur un milieu TSA. Chaque colonie a été ensuiteensemencée dans un milieu liquide TSB (tryptic soy broth). Pour chaque morphotype, un mélange de 0.5 mL du milieu TSB et de 0.5 mL de glycérol a été conservé à -80°C.

Les colonies ont été envoyées au MALDI-TOF pour identification, sur gélose TSA. En parallèle, des tests ont été réalisés sur les différentes colonies afin d'objectiver leur activité de nitrification et de dénitrification.

Des solutions de NH₃, NO₂ et NO₃ à 10 mg/L ont été utilisées. Après ajout de ces solutions dans les tubes à essai contenant les différentes colonies bactériennes,

ceux-ci étaient mis en agitation pendant 24 heures à 25°C. Nous avons ensuite testé qualitativement la présence de NH₃, NO₂ et NO₃ (bandelette AquaCheck).

2. Ensemencement

L'ensemencement des bacs BF avait débuté avec la confection d'une solution mère composée des souches bactériennes préalablement sélectionnées, de mélasse de betterave, de son d'avoine et d'aliment. Le rapport C/N est fixé à **12**. Dans des bidons en plastique de 20 litres, il a été ajouté : 100 mL de chaque souche bactérienne sélectionnée, 334 grammes de mélasse, 1 kg de son d'avoine et 1 kg d'aliment.

Les bidons ont été incubés 24 heures à 25°C, oxygénés par un bulleur, comme vu sur la figure 22 ci-dessous. Les trois bacs BF de 200L ont étéensemencés par 20 litres du mélange précédemment cité et 180 litres d'eau claire. Ces mêmes bacs ont été, par la suite, dilués au sixième.

Le détail du calcul des quantités précédentes se trouve en annexe 5.

La mélasse constitue une source importante de carbone. Quant au son d'avoine et à l'aliment, ce sont des sources de carbone et d'azote. L'ajout des bactéries permet d'initier le cycle de l'azote (Annexe 6).



Figure 22 : Photo de l'incubation de la solution mère pour l'ensemencement du milieu biofloc

H - Alimentation

Les bacs en système recirculé (RAS) et en système biofloc (BF) ont été nourris avec le même aliment : de l'extrudés pour le grossissement des truites de la marque Le Gouessant Aquaculture, qui était préalablement mixé afin de réduire la taille des granulés.

Le détail sur la composition de l'aliment se trouve en annexe 1.

Il a été décidé que la ration journalière des bacs BF serait diminuée de **30%** par rapport à la ration journalière des bacs RAS. En plus de l'aliment distribué, nous avons mis la même quantité de mélasse de betterave dans les bacs BF.

La table d'alimentation utilisée pour cette expérimentation est celle fournie dans le tableau 2 ci-dessous. La distribution de l'aliment a été réalisée une fois par jour.

Semaine	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
Poids moyen (g)	0.01	0.015	0.02	0.04	0.07	0.1	0.2	0.3	0.4	0.5
% poids/jour	15	15	14	13	12	11	10	9	8	7

Tableau 2 : Table d'alimentation des post-larves (New et al. 2010)

I - Pesée et croissance

Avant l'allotement dans les bacs, deux séries de 15 individus ont été pêchées et pesées sur une balance précise au millième de gramme (Annexe 2). Nous avons donc obtenu deux séries de 15 poids chacune.

Un comptage et une pesée un mois après ont été réalisés, à la fin de l'expérience.

Des tests de Wilcoxon sont réalisés afin de comparer les distributions de paires de séries de poids. Le script R utilisé se trouve en annexe 7. Préalablement à ces tests, des tests de Shapiro-Wilk sont réalisés sur les séries de poids afin de vérifier leur normalité (annexe 7).

1. Taux de survie

Le taux de survie se calcule de la manière suivante :

$$\text{Taux de survie} = \frac{\text{Nombre de crevette final}}{\text{Nombre de crevette initial}} \times 100$$

2. Indice de conversion

L'indice de conversion alimentaire (ICA) est un bon indicateur de l'efficacité de la stratégie alimentaire. Il se calcule de la manière suivante :

$$\text{ICA} = \frac{\text{Quantité d'aliment distribué}}{(\text{Biomasse finale} - \text{Biomasse initiale})}$$

II- Résultats

A - Caractérisation du biofloc

1. Choix des bactéries pour l'ensemencement des bioflocs

Nous avons testé l'activité de nitritation et de nitratisation des différentes souches bactériennes. Les résultats de ces tests sont résumés dans le tableau 3 ci-dessous.

Ajout	Test	B1	B2	B3	B4	B5	C1	C2	C3	C4	C5	C6
NH3	NO2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
NH3	NO3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	NH3	3 à 6	6	3 à 6	6	3 à 6	6	1	0.5 à 1	6	3 à 6	1
NO2	NO2	>3	3	>3	3	0	0	0	0	>3	0	0
NO2	NO3	5	5	5	5	0	0	0	0	5	0	0

Tableau 3 : Test de nitritation et nitratisation sur les colonies bactériennes isolées

Les résultats obtenus dans le tableau 3 peuvent s'interpréter de la manière suivante.

Les colonies B1, B2, B3, B4 et C4 ne sont pas capables de transformer l'ammoniac en nitrite (nitritation) mais peuvent transformer le nitrite en nitrate (nitratisation). Cependant, l'élimination du nitrate en azote gazeux (dénitrification) n'est pas réalisée.

Les colonies B5, C1, C2, C3, C5 et C6 sont capables d'effectuer la nitrification et d'éliminer le nitrate, en azote gazeux par exemple.

Les colonies bactériennes ainsi retenues, qui semblent efficaces pour initier le cycle de l'azote, sont les colonies C1, C2, C3, C5 et C6.

Les bactéries identifiées sont ***Bacillus cereus***, ***Enterobacter cloacae***, ***Citrobacter sp.*** et ***Aeromonas sp.***

Les résultats de l'identification bactérienne MALDI-TOF se trouvent en annexe 4.

B - Suivi de la qualité de l'eau

1. Température

L'objectif de température était de 28°C. La température des bacs a été maintenue dans l'intervalle [25 - 28°C]. Lors de complémentation en eau, la température diminuait sensiblement mais ne descendait pas en dessous de 25°C.

2. pH

Le pH doit être compris entre 6 et 9 avec un optimum à 8.

Après l'ensemencement des bacs BF, le pH de l'eau est descendu aux alentours de 4, ce qui correspond à un pH acide et non compatible avec la survie des crevettes. Afin de remédier à cela, les bacs BF ont été dilués au sixième et du bicarbonate de soude a été ajouté jusqu'à normalisation des valeurs de pH.

La figure 23 ci-dessous illustre l'évolution du pH des différents bacs BF au cours du temps. On note qu'après les dilutions et l'ajout de bicarbonate de soude (indiqués par les traits pointillés verticaux), le pH s'est normalisé avec des valeurs aux alentours de 8, ce qui est compatible avec la survie des post-larves.

Le pH, ainsi stabilisé, était contrôlé une fois par semaine. Au cours de l'expérimentation, les valeurs de pH étaient comprises entre 8 et 9.

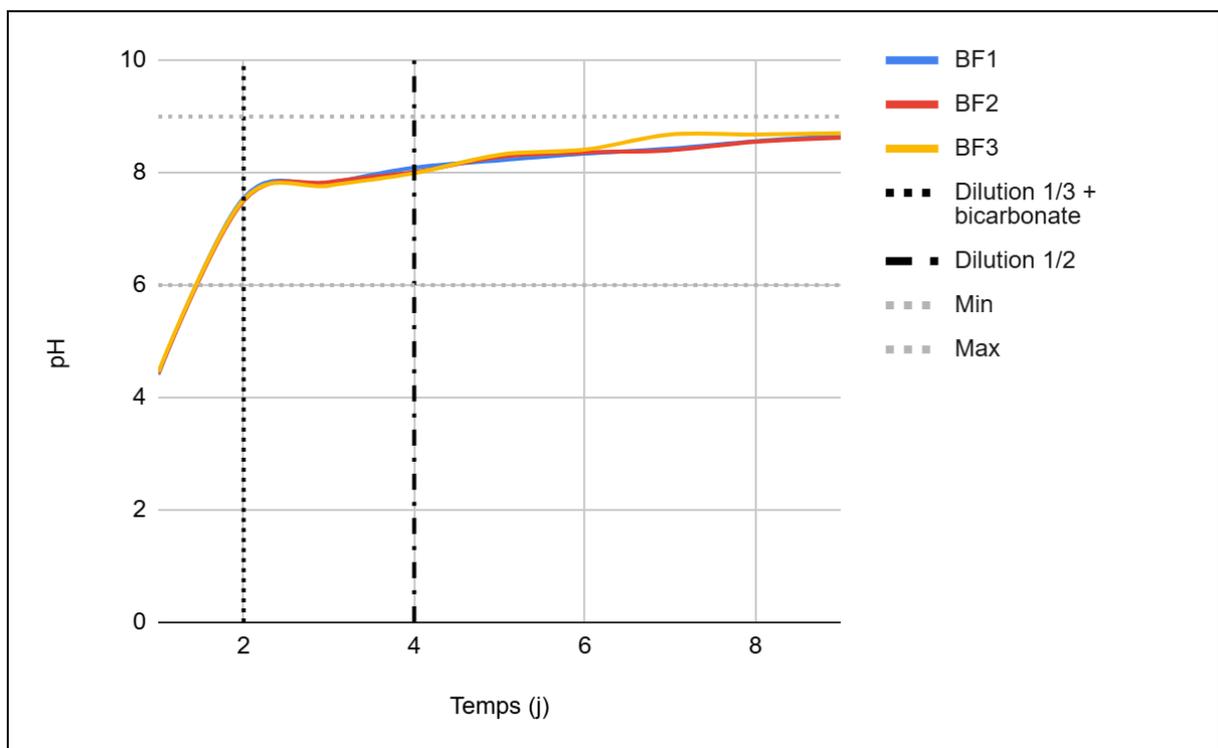


Figure 23 : Graphique de l'évolution du pH au cours du temps dans les bacs BF

3. Nitrites et nitrates

Avant l'allotement, à 50 jours d'incubation, les trois bacs BF présentaient des concentrations en nitrites supérieures à 3 ppm. Afin d'initier une diminution des nitrites, nous avons ajouté de la mélasse de betterave, dans le but de stimuler les bactéries hétérotrophes et de relancer le cycle de l'azote. Les quantités de mélasse ajoutées étaient comprises entre 1 g et 20 g selon les bacs.

L'allotement des post-larves a été effectué après une baisse importante des nitrites, comme l'illustre le graphique de la figure 24. Au cours de l'expérimentation, on note que le bac BF2 est celui dont les concentrations en nitrites sont restées en dessous de 2 ppm. Quant aux bacs BF1 et BF3, leurs concentrations en nitrites ont souvent avoisiné 3 ppm.

Il en est de même pour les concentrations en nitrates (figure 25), qui ont suivi la même tendance. Après l'allotement, le bac BF2 est celui dont les concentrations en nitrates sont restées les plus basses (< 10 ppm). Quant aux bacs BF1 et BF3, leurs concentrations en nitrates étaient souvent supérieures à 10 ppm.

Les concentrations en nitrites et nitrates des bacs RAS étaient toujours égales à 0 ppm au cours de l'expérimentation.

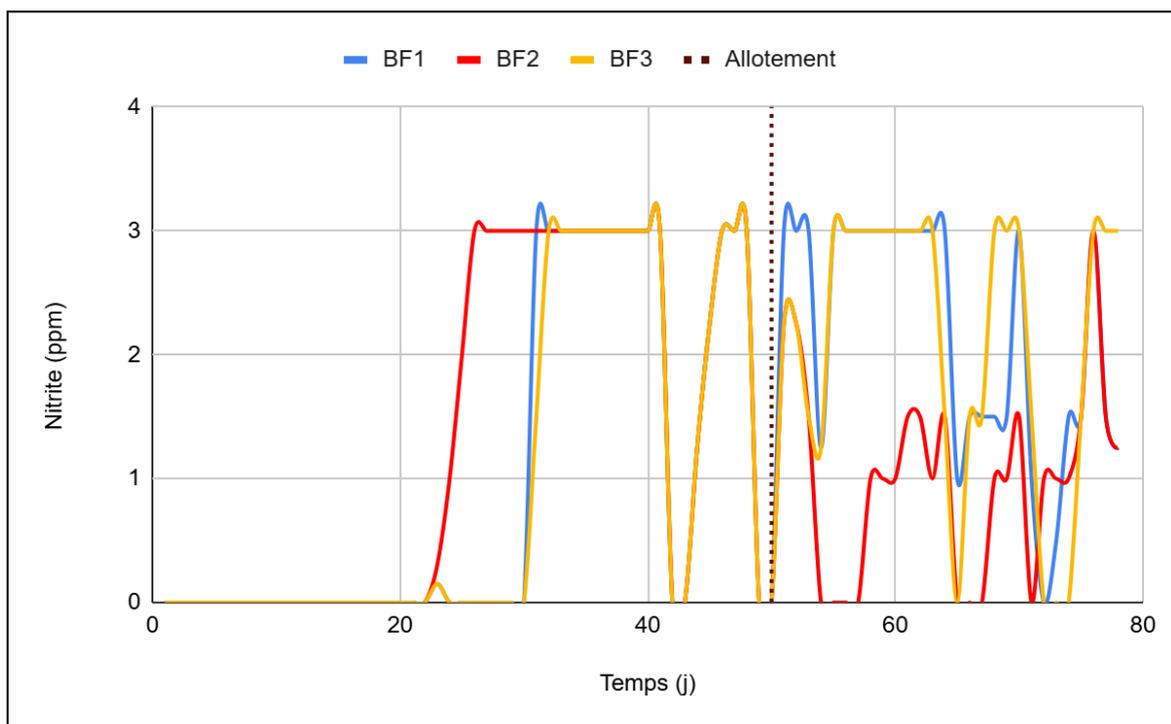


Figure 24 : Graphique de l'évolution de la quantité de nitrite au cours du temps dans les bacs BF

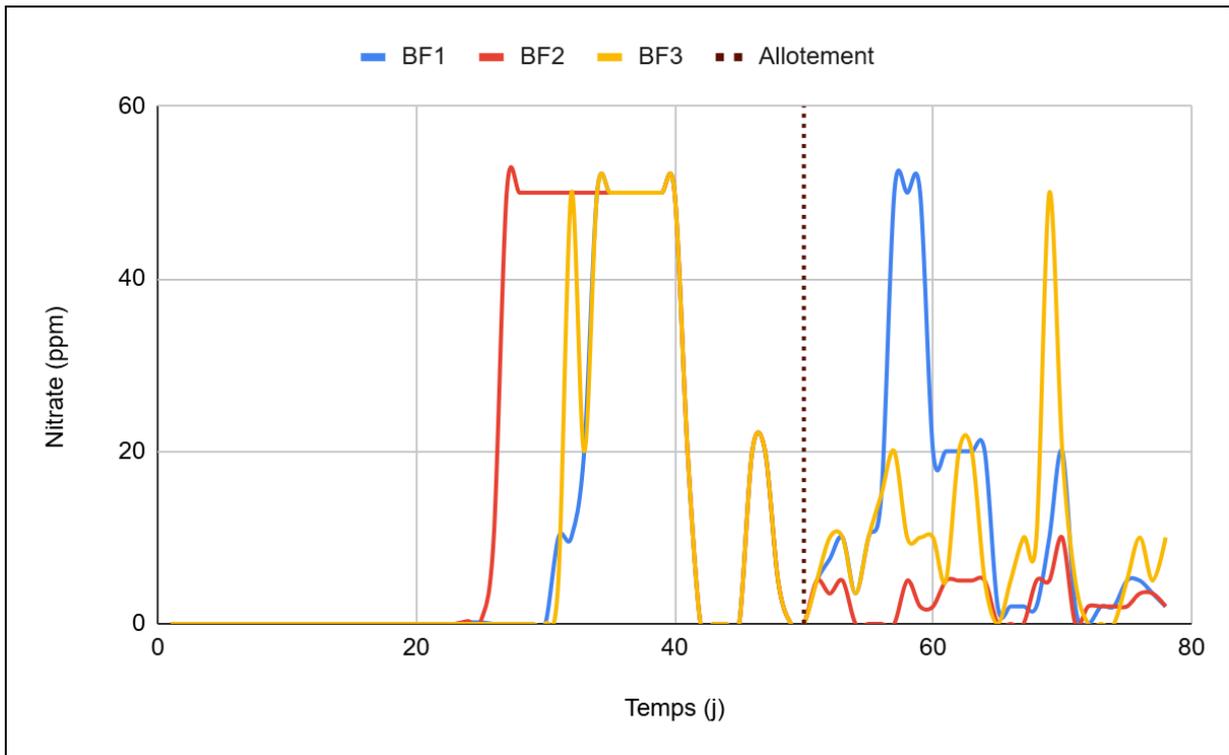


Figure 25 : Graphique de l'évolution de la quantité de nitrate au cours du temps dans les bacs BF

4. Volume de floculats

Le volume de floculats dans les bacs en système biofloc était égal à 0 mL/L en début d'expérimentation. A l'ajout des post-larves, soit 2 mois plus tard, le volume de floculats des bacs était compris entre 20 et 30 mL/L. A la fin de l'expérimentation, un mois après, le volume de floculats était compris entre 40 et 60 mL/L.



Figure 26 : Cône Imhoff après 20 minutes de sédimentation d'un bac en système biofloc avant l'ajout des post-larves

C - Pesée

La figure 27 représente la distribution de la population des crevettes en fonction de leur poids à la fin de l'expérimentation. On peut noter que, pour chaque bac, la distribution des poids suit la même tendance avec un maximum d'individus dont le poids se situe entre 0.5 et 1 gramme.

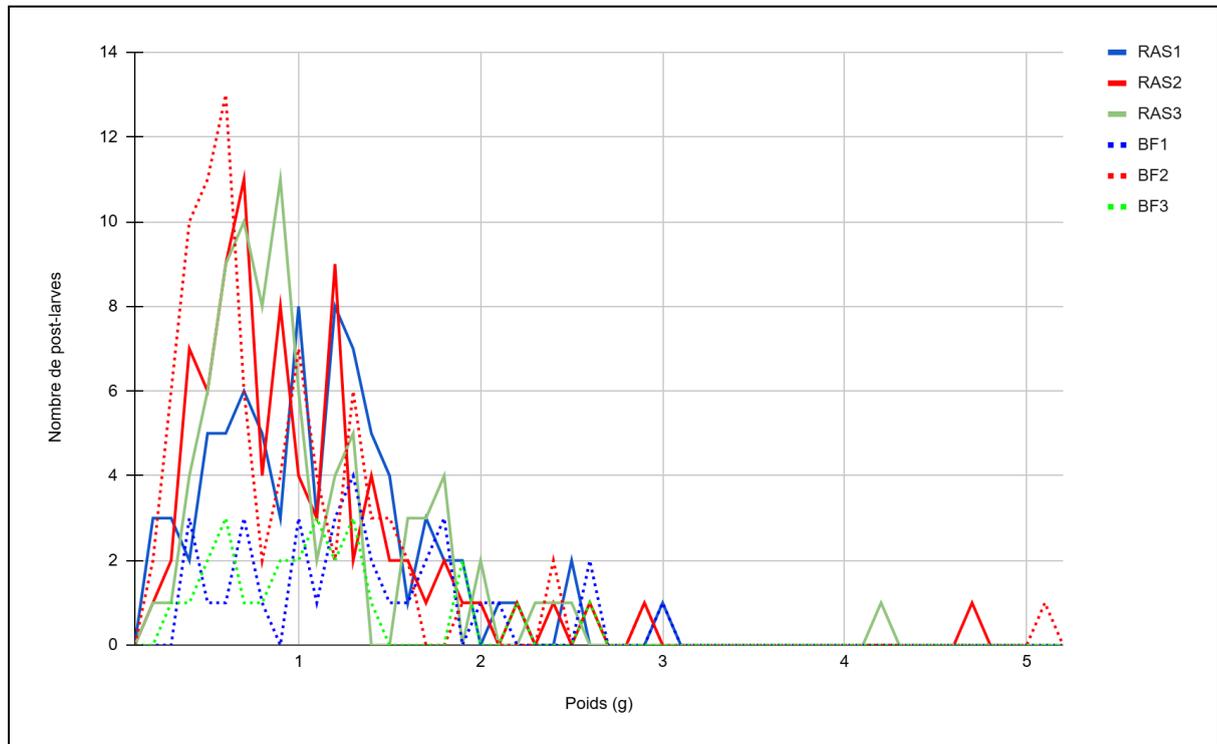


Figure 27 : Distribution de la population des post-larves en fonction du poids dans les différents bacs à la fin de l'expérimentation

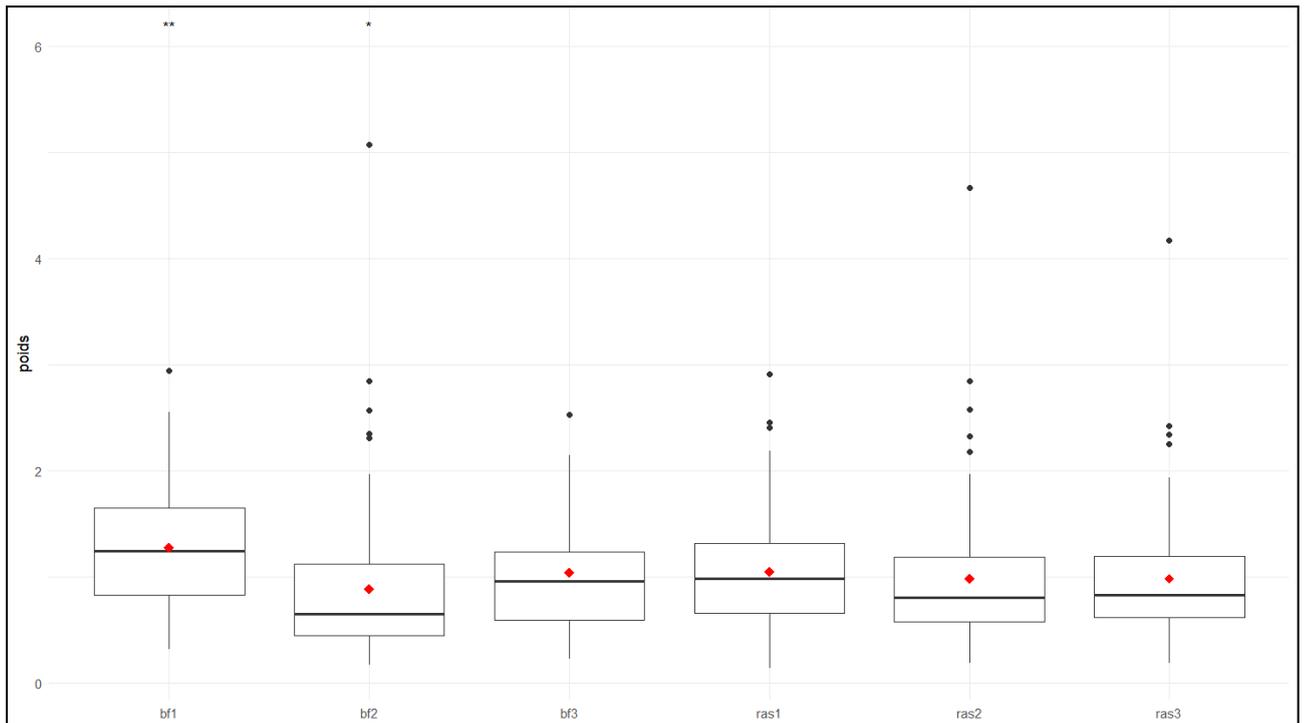


Figure 28 : Distribution de la population de crevettes par bac à la fin de l'expérimentation ($p < 0.05$ identifié par * et $p < 0.01$ identifié par **)

Sur la figure 28, nous remarquons qu'il existe une différence significative entre les bacs BF2 et RAS1 ($p = 0.0409$) ainsi qu'une différence fortement significative entre BF1 et BF2 ($p = 0.00114$).

D - Taux de survie

La survie a été évaluée en fin d'expérimentation car la turbidité du biofloc ne permet pas un suivi précis de la mortalité au cours de l'expérimentation. Nous disposons donc des effectifs initiaux et finaux pour chaque bac.

Les résultats de survie sont rapportés dans le tableau 4 suivant.

Le bac BF2 présente un taux de survie supérieur à tous les bacs RAS.

A l'aide d'un test statistique de Student, les deux séries de taux de survie ne sont pas significativement différentes (p -value = 0,166). Le script R justifiant de cela se trouve en Annexe 3.

	RAS1	RAS2	RAS3	BF1	BF2	BF3
Nombre d'individus initial	100	100	100	100	100	100
Nombre d'individus final	80	84	83	34	88	26
Taux de survie (%)	80%	84%	83%	34%	88%	26%

Tableau 4 : Taux de survie à la fin de l'expérimentation dans les différents bacs

E - Indice de conversion alimentaire

L'indice de conversion est résumé dans le tableau suivant (tableau 5).

	RAS1	RAS2	RAS3	BF1	BF2	BF3
Biomasse initiale (g)	1,120	1,120	1,120	1,120	1,120	1,120
Biomasse finale (g)	84,09	83,03	81,87	43,53	77,96	27,08
Quantité d'aliment distribuée (g)	78,96	78,96	78,96	55,44	55,44	55,44
Indice de conversion	0,95	0,96	0,98	NA	0,72	NA

Tableau 5 : Indice de conversion alimentaire des bacs RAS et BF

Afin d'estimer les biomasses initiales de tous les bacs, nous avons pesé deux séries de 15 crevettes. A l'aide d'un test statistique de Mann-Whitney-Wilcoxon, nous pouvons affirmer que les deux séries de poids ne sont pas significativement différentes (p -value = 0.3045908). Nous avons supposé que les pêches suivantes n'allaient pas non plus être significativement différentes et que nous pouvons nous baser sur nos deux séries de 15 poids pour approximer la biomasse initiale dans les bacs.

Au vu de la forte mortalité présente dans les bacs BF1 et BF3 en fin d'expérimentation, l'indice de conversion alimentaire ne semble pas applicable (*NA : Non Applicable*).

Nous notons que l'indice de conversion alimentaire du BF2 est inférieur à ceux des bacs en système recirculé.

F - Discussion

A - Qualité de l'eau en système biofloc et évolution du milieu

1. Nitrites

L'objectif est que la concentration en nitrites soit la plus basse possible, soit en dessous de 0,1 ppm. Une concentration en nitrite inférieure à 2 ppm est acceptable et ne produit pas d'effets secondaires significatifs sur les post-larves (Mallasen et Valenti 2006).

La principale préoccupation était donc de maintenir une concentration en nitrites compatible avec la survie des post-larves. On remarque que les nitrites sont restés à des concentrations trop élevées durant une bonne partie de l'expérimentation, ce qui était aussi le cas des nitrates. A noter que les crevettes sont moins sensibles aux augmentations de nitrates, contrairement aux augmentations de nitrites (Mallasen et Valenti 2006). Cela prouve que notre biofloc a eu des difficultés à se mettre en place et à se stabiliser. Ces valeurs trop hautes en nitrite peuvent expliquer la forte mortalité des bacs BF1 et BF3, et la moins bonne croissance dans le bac BF2. La plupart des études qui obtiennent des performances de croissance moins bonnes en biofloc ont une qualité d'eau instable (El-Sayed 2021).

2. Alimentation

Il a été décidé que la ration journalière des systèmes biofloc serait diminuée de 30% par rapport aux systèmes recirculés. La croissance des crevettes dans le bac BF2 est diminuée de 8% par rapport aux bacs RAS.

Le rapport C/N est de 12 dans cette expérience mais selon des études il pourrait être augmenté afin de stimuler la croissance des bactéries hétérotrophes, réduire le besoin en protéines (donc réduire les coûts liés à la nourriture) et de diminuer les concentrations en nitrites et ammoniac, qui sont toxiques pour les post-larves (Asaduzzaman et al. 2024). Le ratio C/N peut être augmenté jusqu'à 20 (Asaduzzaman *et al.* 2008).

Une étude d'Eilious (2021) a comparé 5 sources de carbone différentes et leurs effets sur le taux de survie, la croissance, la formation du biofloc, etc. Il en résultait que l'amidon de maïs était la source de carbone la plus bénéfique pour le taux de survie, le ratio coût-bénéfice pour l'éleveur, la croissance et l'indice de conversion alimentaire (Md. Eilious et al. 2021). La mélasse, comme utilisée dans notre étude, permettait une plus faible concentration en nitrites et un plus grand volume de floculats. L'étude d'Eilious (2021) permettait aussi de mettre en évidence une différence dans la population de micro-organismes selon la source de carbone utilisée.

La distribution de l'aliment était effectuée ponctuellement dans la journée. Il serait bien plus optimal d'installer des distributeurs de nourriture fonctionnant

continuellement afin d'avoir une distribution de nourriture plus homogène sur la journée et, ainsi, de permettre aux différentes crevettes de se nourrir selon leurs besoins.

3. Choix des bactéries pour l'ensemencement des bioflocs

Les genres *Bacillus* et *Aeromonas* sont cités comme étant des pro-biotiques en aquaculture et préviendraient l'apparition de certaines maladies et seraient donc des alternatives à l'utilisation d'antibiotiques (Balcazar et al. 2006).

Bacillus cereus est une bactérie à gram positive considérée comme étant la plus bénéfique en aquaculture. Elle est capable de former des floculats rapidement, et même de dépolluer le milieu en dégradant les micro-plastiques. *Bacillus cereus* intervient dans toutes les étapes de la formation des floculats (Hossain et al. 2022; Kasan et al. 2017).

La bactérie favorise ainsi la pré-formation du biofloc (Huang et al. 2023). Il était donc pertinent de l'utiliser dans notre expérimentation.

Il en est de même pour *Enterobacter cloacae* qui peut participer à la formation de floculats (Hossain et al. 2022). Sa présence a déjà été décrite dans des systèmes biofloc en association avec d'autres micro-organismes, afin d'améliorer la croissance et la survie des crevettes (Panigrahi et al. 2021). *Enterobacter cloacae* est une bactérie hétérotrophe commensale du microbiote des crevettes, qui est capable d'effectuer la dénitrification du milieu. Elle est aussi considérée comme un pro-biotique par son action préventive de certaines maladies (yersiniose) et son action bénéfique sur la croissance de la population (Said et Ahmed 2022).

Le genre *Aeromonas* est décrit comme jouant un rôle dans l'élimination de l'azote concernant le traitement des eaux usées. Il serait dominant dans les milieux oligotrophes (Ruilan Yang et al. 2020). *Aeromonas* aurait une activité dénitrifiante (M. S. Paulo et al. 2017). Selon les auteurs précédemment cités, *Aeromonas* interviendrait dans le cycle de l'azote. Cependant, cette bactérie à gram négatif est aussi considérée comme un agent pathogène opportuniste en élevage de poissons et de crustacés (Cienfuegos-Martínez et al. 2017; 2020).

Concernant *Citrobacter sp.*, son rôle de producteur de biofloculant a été mis en lumière (Fujita et al. 2002). En effet, la bactérie produit un biofloculant à un optimum de température de 30°C et d'un optimum de pH compris entre 7.2 et 10 (Fujita et al. 2002). Ces valeurs de température et de pH sont compatibles avec la survie des post-larves (Tableau 1).

Les biofloculants sont des polymères macromoléculaires naturels produits par des micro-organismes capables de floculer divers solides en suspension, tels que les cellules et les solides colloïdaux. Ils sont inoffensifs et biodégradables. Par

conséquent, les biofloculants ont été largement utilisés pour, entre autres, éliminer les polluants des eaux usées (Chen et al. 2017).

Il aurait été intéressant d'effectuer de nouveau une analyse MALDI-TOF à la fin de l'expérience, afin d'objectiver des variations dans les populations bactériennes.

A des fins de standardisation, les bactéries utilisées doivent être cultivables. Or, il existe des bactéries non cultivables en laboratoire, qui pourraient se montrer tout aussi pertinentes dans le cadre d'un milieu biofloc. Il s'agit d'une limite à notre expérimentation. La liste des bactéries efficaces dans la mise en place d'un biofloc est donc loin d'être exhaustive.

B. Taux de survie

Dans la littérature, nous retrouvons des taux de survie compris entre 70% et 90%, qui dépendent du mode d'élevage, de la densité, de la qualité de l'eau, de l'alimentation ou encore de la gestion des maladies (New 2002). A noter que le taux de survie est plus influencé par la croissance que la densité de population en elle-même (New et Valenti 2000). Hormis les bacs BF1 et BF3, tous les autres bacs présentent un taux de survie compris dans l'intervalle de référence (70 - 90%). Les deux bacs précédemment cités ont été exposés plus longtemps à des concentrations de nitrites élevées. La mortalité serait plus en lien avec la durée d'exposition à des valeurs hautes en nitrites, plutôt que les valeurs en elles-mêmes.

C. Croissance des crevettes

Les systèmes recirculés présentent des croissances similaires. Les trois bacs RAS sont semblables. Cependant, la comparaison entre les trois bacs en système biofloc est difficile car les bacs BF1 et BF3 ont des taux de mortalité très élevés, ce qui n'est pas le cas de BF2 qui présente un taux de survie semblable aux bacs RAS. Ces taux de mortalité élevés biaisent l'interprétation des résultats. La biomasse finale dans BF2 est moindre que celles des bacs RAS, cependant, cette diminution de croissance peut aussi être due à des concentrations en nitrites trop élevées durant l'expérience.

Par ailleurs, on peut noter que les biomasses finales entre BF2 et les bacs RAS ne sont pas si différentes malgré une diminution de 30% de la ration journalière en système biofloc. En effet, il y a en moyenne une diminution de la biomasse de 6% quand on compare BF2 aux trois bacs RAS. Cela vient confirmer que le biofloc est une source de nourriture non négligeable pour les crevettes.

D. Indice de conversion

Un indice de conversion alimentaire compris entre 2 et 3 est acceptable pour un aliment sec, tel que celui utilisé dans notre étude (New 2002).

Cependant, l'ICA est un indicateur assez sommaire car il se réfère uniquement à la productivité totale. Le temps d'élevage, la taille des crevettes et la qualité de celles-ci, le coût de stockage et de la nourriture sont autant de facteurs qui sont importants dans la gestion de l'élevage mais qui ne sont pas pris en compte dans l'ICA (New 2002).

CONCLUSION

L'aquaculture en système biofloc représente une approche novatrice et durable pour améliorer la productivité des espèces, tout en réduisant leurs impacts environnementaux. Le système biofloc, en favorisant le développement de communautés microbiennes capables de recycler les nutriments et d'améliorer la qualité de l'eau, offre des avantages considérables tels que la réduction des besoins en renouvellement d'eau et en alimentation externe. Il permet également de maintenir une meilleure stabilité des paramètres physico-chimiques de l'eau, ce qui est bénéfique pour la croissance et la santé des crevettes, mais aussi des autres espèces, telles que les poissons, qui peuvent aussi bénéficier des atouts du biofloc.

Cependant, la mise en place et la gestion d'un tel système se sont révélées particulièrement exigeantes. Les principales difficultés rencontrées au cours de cette étude comprennent la stabilité du milieu, qui nécessite un suivi rigoureux des paramètres de l'eau (notamment l'ammoniac, le nitrate), ainsi qu'une aération constante pour assurer le bon développement des floccs microbiens. De plus, l'ajustement précis de l'alimentation en carbone et en matière organique est indispensable pour maintenir un équilibre favorable au sein du système biofloc. Ces contraintes techniques exigent des compétences approfondies et une infrastructure bien adaptée, ce qui peut rendre la mise en œuvre du système complexe et coûteuse dans les contextes de production à petite échelle.

Malgré ces défis, les résultats obtenus dans cette étude démontrent que le système biofloc présente un fort potentiel concernant l'aquaculture intégrée. La modélisation du système biofloc est perfectible mais offre déjà des pistes intéressantes. L'ensemencement du biofloc avec une solution mère bien calibrée et bien étudiée est primordial, que ce soit pour le ratio C/N, ou encore la nature des populations bactériennes utilisées. Des bacs d'élevage avec une taille conséquente ainsi qu'une source de carbone correctement choisie vont permettre de stabiliser le milieu. En effet, la croissance des bactéries hétérotrophes va être stimulée et les paramètres physico-chimiques de l'eau vont connaître moins de variations et donc inciter à moins de contrôle de la part des éleveurs.

Afin de développer l'aquaculture intégrée, il est nécessaire de développer des formations pour les aquaculteurs, à l'aide d'outils accessibles et précis pour optimiser leur transition et le fonctionnement du biofloc.

BIBLIOGRAPHIE

- Asaduzzaman, Salam, Wahab, Kunda, et Rahman. 2024. « Effects of control of C/N ratio by low-cost carbohydrate addition on water quality and pond ecology in freshwater prawn *Macrobrachium rosenbergii* post-larvae nursing system », septembre.
- Asaduzzaman, Wahab, Verdegem, Huque, Salam, et Azim. 2008. « C/N ratio control and substrate addition for periphyton development jointly enhance freshwater prawn *Macrobrachium rosenbergii* production in ponds ». *Aquaculture* 280:117-23.
- Balcazar, José Luis, Ignacio de Blas, Imanol Ruiz-Zarzuola, David Cunningham, Daniel Vendrell, et José Luis Muzquiz. 2006. « The role of probiotics in aquaculture ». *Veterinary Microbiology* 114 (février):173-86.
- Chen, Zhen, Zhipeng Li, Peize Liu, Yu Liu, Yuanpeng Wang, Qingbiao Li, et Ning He. 2017. « Characterization of a novel bioflocculant from a marine bacterium and its application in dye wastewater treatment ». *BMC Biotechnology* 17 (84). <https://bmcbiotechnol.biomedcentral.com/articles/10.1186/s12896-017-0404-z>.
- Cienfuegos-Martínez, del Carmen Monroy Dosta, Hamdan Partida, Castro Mejía, et Becerril Cortes. 2017. « Probiotics used in Biofloc system for fish and crustacean culture : A review ». *International Journal of Fisheries and Aquatic Studies* 5:120-25.
- Cienfuegos-Martínez, del Carmen Monroy-Dosta, Hamdan-Partida, Hernández-Vergara, Becerril-Cortés, et López-García. 2020. « A review of the use of probiotics in freshwater prawn (*Macrobrachium* sp.) culture in biofloc systems ». *Latin American Journal of Aquatic Research* 48 (4): 518-28. <https://doi.org/10.3856>.
- El-Sayed. 2021. « Use of biofloc technology in shrimp aquaculture: a comprehensive review, with emphasis on the last decade ». *Reviews in aquaculture* 13 (1): 676-705.
- Fujita, Masanori, Michihiko Ike, Shinya Tachibana, Go Kitada, Shin Myoung Kim, et Zensuke Inoue. 2002. « Characterization of a bioflocculant produced by *Citrobacter* sp. TKF04 from acetic and propionic acids ». *Journal of Bioscience and Bioengineering* 89 (Issue 1, 2000): 40-46.
- Gangbe, Luc, Hyppolite AGADJIHOUEDE, Antoine CHIKOU, Prosper SENOUVO, Guy Apollinaire MENSAH, et Philippe LALEYE. 2016. « Biologie et perspectives d'élevage de la crevette géante d'eau douce *Macrobrachium vollenhovenii* (Herklots, 1857) ». https://www.academia.edu/53879589/Biologie_et_perspectives_d_%C3%A9levage_de_la_crevette_g%C3%A9ante_d_eau_douce_i_Macrobrachium_vollenhovenii_i_Herklots_1857.
- Griessinger, J-M, Denis Lacroix, et Philippe Gondouin. 1991. « L'élevage de la crevette tropicale d'eau douce ». <https://archimer.ifremer.fr/doc/00000/639/314.pdf>.
- Guezou, Max. 2021. *Macrobrachium rosenbergii* : présentation de l'espèce et comparaison de croissance en système recirculé et biofloc à différentes densités.

- Hossain, Shahadat, Hidayah Manan, Shukri, et Othman. 2022. « Microplastics biodegradation by biofloc-producing bacteria: An inventive biofloc technology approach ». *Microbiological Research* 266.
<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0944501322002798?via%3Dihub#bib111>.
- Huang, Hai-Hong, Chao-Yun Li, Yan-Ju Lei, Bo-Lan Zhou, Wei-Qi Kuang, Wan-Sheng Zou, et Pin-Hong Yang. 2023. « Effects of Bacillus strain added as initial indigenous species into the biofloc system rearing *Litopenaeus vannamei* juveniles on biofloc preformation, water quality and shrimp growth ». *Aquaculture* 569 (mai).
<https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0044848623001485>.
- Ifremer. 2009. « Les systèmes en circuit recirculé : intérêt et cas d'utilisation ». <https://aquaculture.ifremer.fr/Fiches-d-information/Filiere-Poissons/Les-systemes-en-circuit-recircule-interet-et-cas-d-utilisation>.
- Kasan, NA, NA Ghazali, M Ikhwanuddin, et Z Ibrahim. 2017. « Isolation of potential bacteria as inoculum for biofloc formation in Pacific Whiteleg Shrimp, *Litopenaeus vannamei* culture ponds ». *Pakistan journal of biological sciences*, 2017.
https://scholar.google.com/scholar_lookup?title=Isolation%20of%20potential%20bacteria%20as%20inoculum%20for%20biofloc%20formation%20in%20pacific%20whiteleg%20shrimp%20C%20litopenaeus%20vannamei%20culture%20ponds&publication_year=2017&author=N.A.%20Kasan&author=N.A.%20Ghazali&author=M.%20Ikhwanuddin&author=Z.%20Ibrahim.
- Kutty, et M.N. 2005. « *Macrobrachium rosenbergii* ». *FAO Fisheries Technical Paper. In Culture of Freshwater Prawns*, 173-201.
- Laval, Géraud. 2022. *Elevage de crevettes d'eau douce en Europe - Pratiques éco-responsables pour *Macrobrachium rosenbergii**. Guide pratique. éditions Quae.
- M. S. Paulo, Ana, Rozelin Aydin, Mauricio R. Dimitrov, Harm Vreeling, Ana J. Cavaleiro, Pedro A. Garcia-Encina, Alfons J. M. Stams, et Caroline M. Plugge. 2017. « Sodium lauryl ether sulfate (SLES) degradation by nitrate-reducing bacteria ». *Appl Microbiol Biotechnol* 101 (mars):5163-73.
- Mallasen, Margarete, et Wagner Cotroni Valenti. 2006. « Effect of nitrite on larval development of giant river prawn *Macrobrachium rosenbergii* ». *Aquaculture* 261 (Issue 4): 1292-98.
- Md. Eilious, Hosain, Amin S.M. Nurul, Arshad Aziz, Kamarudin Mohd Salleh, et Karim Murni. 2021. « Effects of carbon sources on the culture of giant river prawn in biofloc system during nursery phase ». *Aquaculture reports* 19 (mars).
<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S2352513421000235>.
- Mugwanya, Muziri, Mahmoud A. O. Dawood, Fahad Kimera, et Sewilam. 2021. « Biofloc Systems for Sustainable Production of Economically Important Aquatic Species: A Review », juin. <https://doi.org/10.3390/su13137255>.
- Nedelec, Maxime. 2022. *Evaluation des paramètres physico-chimiques de l'eau et comparaison des performances de croissance en système recirculé et système biofloc chez *L.vannamei**.

- New, Michael Bernard. 2002. *Farming Freshwater Prawns: A Manual for the Culture of the Giant River Prawn (Macrobrachium rosenbergii)*. FAO. FAO Fisheries technical paper 428. Rome.
<https://books.google.fr/books?hl=fr&lr=&id=eXRbywlp5pQC&oi=fnd&pg=PR13&dq=Farming+freshwater+prawns:+A+manual+for+the+culture+of+the+giant+river+prawn+&ots=G3NtoUGpC8&sig=I8H80XiEUHrbv3JdHFSNWWCYGDw#v=onepage&q&f=false>.
- New, Michael Bernard, et Wagner Cotroni Valenti. 2000. *Freshwater Prawn Culture: The Farming of Macrobrachium Rosenbergii*.
<https://books.google.fr/books?hl=fr&lr=&id=vPQdmZxBGC8C&oi=fnd&pg=PR7&dq=freshwater+prawn+macrobrachium+rosenbergii&ots=RV2TcbGZja&sig=kcEwZ9doqLD5-mF5YA94V49TRBA#v=onepage&q=survival%20rate&f=false>.
- New, Michael Bernard, Wagner VALENTI, James H. Tidwell, Louis R. D'Abramo, et Methil N. KUTTY. 2010. *Freshwater Prawns - Biology and Farming*. Wiley - Blackwell.
- Panigrahi, Esakkiraj, Rashmi Ranjan Das, Saranya, Vinay, Otta, et Shashi Shekhar. 2021. « Bioaugmentation of biofloc system with enzymatic bacterial strains for high health and production performance of *Penaeus indicus* ». *Scientific Reports*, juillet.
<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC8249640/>.
- Ruilan Yang, Jing Li, Luyao Wei-Xie, et Lin Shao. 2020. « Oligotrophic Nitrification and Denitrification Bacterial Communities in a Constructed Sewage Treatment Ecosystem and Nitrogen Removal of *Delftia tsuruhatensis* NF4 ». *Polish Journal of Microbiology* 69 (mars):99-108.
- Said, Mohamed M., et Omaila M. Ahmed. 2022. « Carbohydrate Supplement Impact on Growth Performance, Bacterial Community, and Bacterial Food Quality of Whiteleg Shrimp (*Litopenaeus vannamei*) under Biofloc System ». *Aquaculture nutrition* 2022 (Article ID 8964714).
<https://onlinelibrary.wiley.com/doi/epdf/10.1155/2022/8964714>.
- Young-Bin, Yu, Lee Ju-Hyeong, Choi Jae-Ho, Choi Young Jae, Jo A-Hyun, Choi Cheol Young, Kang Ju-Chan, et Kim Jun-Hwan. 2023. « The application and future of biofloc technology (BFT) in aquaculture industry: A review ». *Journal of environmental management* 342 (septembre).
<https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0301479723010253>.

Liste des annexes

ANNEXE 1 : Aliment extrudés pour le grossissement des truites (gamme NEO 19 CDC)



Le GOUessant
AQUACULTURE

SANS OGM sans PAT

* Sans PAT: Protéines Animales Terrestris

GAMME NEO CDC

Aliments extrudés pour le grossissement des **Truites**

- Aliments d'un très haut niveau d'énergie digestible
- Forte teneur en produits d'origine marine, sélectionnés pour leur haut niveau de digestibilité
- Garantit un bon équilibre nutritionnel sur l'ensemble du cycle
- Gamme disponible avec ou sans pigments



	NEO 19 CDC		NEO 20 CDC	NEO 21 CDC	NEO 22 CDC
Ref. Commerciale	3	4 / 5	5 / 7 / 9	7 / 9 / 11	9 / 11
Diamètre (mm)	3,2	4 / 5,5	5,5 / 7,5 / 9,5	7,5 / 9,5 / 11,5	9,5 / 11,5
Présentation	Granulé				
Poids vifs	10 à 50 g	50 à 400 g	100 à 2 500 g	400 à 3 500 g	1 800 à 3 500 g

CONDITIONNEMENT

Sac de 15, 20, 25 kg, big bag ou vrac
Stocker l'aliment dans un endroit propre, frais et sec.

FLOTTAISON

Coulant, semi-flottant ou flottant

PROFIL NUTRITIONNEL INDICATIF		NEO 19 CDC	NEO 20 CDC	NEO 21 CDC	NEO 22 CDC
		3	4 / 5	5 / 7 / 9	7 / 9 / 11
Protéine	(%)	45	40	39	38
Lipides	(%)	21	23	27	30
Energie Digestible (ED)	(MJ/Kg)	19,6	19,5	20,6	21,6
PD / ED	(g/MJ)	21,3	18,9	17,5	16,2
Energie Brute	(MJ/Kg)	22,6	22,7	23,7	24,6
Cellulose	(%)	1,8	2,5	2,3	1,5
Cendres	(%)	6,8	6,8	6	5,7
Phosphore	(%)	0,95	0,95	0,9	0,9

VITAMINES INCORPORÉES

Vit. A (UI/Kg)	10 000
Vit. D3 (UI/Kg)	1 750
Vit. E (mg/Kg)	200
Vit. C (mg/Kg)	150

DURABILITÉ

Chez Le Gouessant nous pensons que l'aquaculture est durable si elle allie performance, qualité et préservation des ressources marines, c'est pourquoi nous sommes certifiés Global GAP.



Valeurs indicatives et non contractuelles. Se référer à l'étiquette pour la composition détaillée. DLUO de 10 mois à partir de la date de fabrication.

Avril 2021

S.A.S LE GOUessant AQUACULTURE - Z.I. des Noës - B.P. 40228 - 22400 LAMBALLE
Tél. : +33 (0)2 96 30 74 74 - Fax : +33 (0)2 96 30 74 32 - E-mail : contact.aqua@legouessant.fr - www.aqua.legouessant.com

PROFIL NUTRITIONNEL INDICATIF		NEO 19 CDC	
		3	4 / 5
Protéine	(%)	45	40
Lipides	(%)	21	23
Energie Digestible (ED)	(MJ/Kg)	19,6	19,5
PD / ED	(g/MJ)	21,3	18,9
Energie Brute	(MJ/Kg)	22,6	22,7
Cellulose	(%)	1,8	2,5
Cendres	(%)	6,8	6,8
Phosphore	(%)	0,95	0,95

ANNEXE 2 : Pesée de deux séries de 15 individus avant l'allotement (moyenne, écart-type) et script R

Série 1 (g)	Série 2 (g)
0.1159	0.1397
0.1535	0.0683
0.1002	0.1018
0.2998	0.1396
0.1612	0.1696
0.2332	0.2075
0.4649	0.189
0.098	0.1679
0.1157	0.1326
0.069	0.2339
0.1562	0.3467
0.2598	0.2503
0.0481	0.1243
0.0633	0.2668
0.0859	0.0789

	Série 1	Série 2
Moyenne	0,161646667	0,17446
Ecart-type	0,111744427	0,07616745
Minimum	0,0481	0,0683
Maximum	0,4649	0,3467

Le script R suivant permet de vérifier si les deux séries de poids sont significativement différentes :

```
> # Charger les packages nécessaires
> if (!requireNamespace("ggplot2", quietly = TRUE)) {
+   install.packages("ggplot2")
+ }
> if (!requireNamespace("dplyr", quietly = TRUE)) {
+   install.packages("dplyr")
+ }
>
> # Entrer les séries de données
> serie1 <- c(0.1159, 0.1535, 0.1002, 0.0859, 0.2998, 0.1612,
0.2332, 0.4649, 0.098, 0.1157, 0.069, 0.1562, 0.2598, 0.0481,
0.0633)
> serie2 <- c(0.1397, 0.0683, 0.1018, 0.1396, 0.1696, 0.2075,
0.189, 0.1679, 0.1326, 0.2339, 0.3467, 0.2503, 0.1243, 0.2668,
0.0789)
>
> # Vérifier la normalité des données avec le test de
Shapiro-Wilk
> shapiro_test1 <- shapiro.test(serie1)
> shapiro_test2 <- shapiro.test(serie2)
>
> cat("Résultats du test de Shapiro-Wilk pour la
normalité:\n")
Résultats du test de Shapiro-Wilk pour la normalité:
> cat("Série 1: W =", shapiro_test1$statistic, ", p-value =",
shapiro_test1$p.value, "\n")
Série 1: W = 0.8400639 , p-value = 0.01259998
> cat("Série 2: W =", shapiro_test2$statistic, ", p-value =",
shapiro_test2$p.value, "\n\n")
Série 2: W = 0.9577842 , p-value = 0.6539565
>
> # Choisir le test approprié en fonction de la normalité des
données
> if (shapiro_test1$p.value > 0.05 & shapiro_test2$p.value >
0.05) {
+   # Les deux séries suivent une distribution normale,
utiliser le test t de Student
+   test_result <- t.test(serie1, serie2)
+   cat("Résultats du test t de Student:\n")
+ } else {
```

```
+ # Au moins une des séries ne suit pas une distribution
normale, utiliser le test de Mann-Whitney-Wilcoxon
+ test_result <- wilcox.test(serie1, serie2)
+ cat("Résultats du test de Mann-Whitney-Wilcoxon:\n")
+ }
Résultats du test de Mann-Whitney-Wilcoxon:
>
> cat("Statistique =", test_result$statistic, ", p-value =",
test_result$p.value, "\n")
Statistique = 87 , p-value = 0.3045908
> if (test_result$p.value < 0.05) {
+   cat("Les deux séries sont significativement
différentes.\n")
+ } else {
+   cat("Les deux séries ne sont pas significativement
différentes.\n")
+ }
Les deux séries ne sont pas significativement différentes.
```

ANNEXE 3 : Test de Student sur les taux de survie des bacs BF et RAS

```
# Charger les bibliothèques nécessaires
install.packages("ggplot2")
install.packages("dplyr")
install.packages("car")
library(ggplot2)
library(dplyr)
library(car)

# Série 1 = BF et Série 2 = RAS
serie1 <- c(88, 26, 34)
serie2 <- c(80, 83, 84)

# Résumé des données
print(summary(serie1))
print(summary(serie2))

# Visualisation des données
data <- data.frame(
  survie = c(serie1, serie2),
  serie = factor(rep(c("Série 1", "Série 2"), each =
length(serie1)))
)

# Test de normalité (Shapiro-Wilk test)
shapiro_test_serie1 <- shapiro.test(serie1)
shapiro_test_serie2 <- shapiro.test(serie2)
print(shapiro_test_serie1)
print(shapiro_test_serie2)

Shapiro-Wilk normality test

data:  serie1
W = 0.84496, p-value = 0.2271

> print(shapiro_test_serie2)

Shapiro-Wilk normality test

data:  serie2
W = 0.92308, p-value = 0.4633

# Vérifier si les données suivent une distribution normale
```

```

if (shapiro_test_serie1$p.value > 0.05 &
shapiro_test_serie2$p.value > 0.05) {
  # Les données sont normalement distribuées, utiliser le test
  t de Student
  t_test_result <- t.test(serie1, serie2, var.equal = TRUE)
  print(t_test_result)

  # Interprétation des résultats du test t
  if (t_test_result$p.value < 0.05) {
    print("Les deux séries de nombres sont significativement
différentes (Test t).")
  } else {
    print("Les deux séries de nombres ne sont pas
significativement différentes (Test t).")
  }
} else {
  # Les données ne sont pas normalement distribuées, utiliser
le test de Mann-Whitney
  mann_whitney_result <- wilcox.test(serie1, serie2)
  print(mann_whitney_result)

  # Interprétation des résultats du test de Mann-Whitney
  if (mann_whitney_result$p.value < 0.05) {
    print("Les deux séries de nombres sont significativement
différentes (Test de Mann-Whitney).")
  } else {
    print("Les deux séries de nombres ne sont pas
significativement différentes (Test de Mann-Whitney).")
  }
}

```

Two Sample t-test

```

data: serie1 and serie2
t = -1.6916, df = 4, p-value = 0.166
alternative hypothesis: true difference in means is not equal
to 0
95 percent confidence interval:
 -87.16243  21.16243
sample estimates:
mean of x mean of y
 49.33333  82.33333
"Les deux séries de nombres ne sont pas significativement
différentes"

```

ANNEXE 4 : Résultat de l'identification bactérienne au MALDI-TOF



LABOCEA
 7 rue du sabot - CS 30054 - Zoopole
 22440 PLOUFRAGAN
 Tél : 02 96 69 02 10 - Fax : 02 96 01 37 50
 N° SIRET : 13000208200043 - Code APE : 7120B

DOSSIER : 240221018428 SOUS-DOSSIER : 01

Tiers	LABOCEA - PLOUFRAGAN RESULTATS APB 7 RUE DU SABOT 22440 PLOUFRAGAN
Nom : . ONIRIS - AQUACULTURE - Adresse : G4 la Chanterie - Route de Gache Commune : 44307 NANTES CEDEX 3 Code EDE :	

Prescripteur, Demandeur, Vétérinaire	Site prélèvement
Code/No : Adresse : Commune : ..	Code/Nom : Adresse : G4 la Chanterie - Route de Gache Commune : 44307 NANTES CEDEX 3

Rapport d'essais de Diagnostics

Réceptionné le : 21/02/2024 Enregistré le : 21/02/2024 Edité le : 27/02/2024
 ANALYSES DEMANDEES : IDENTIFICATION DE SOUCHE

Bordereau : 428011 Date de prélèvement : 19/02/2024 Date de début d'analyse: 21/02/2024

Référence de la commande : APPIFISH - DEVIS 202312-7659 - L. PINEAU / K. OBRELE
Laboratoire d'origine : ONIRIS - APPIFISH
Référence client : 6 souches sur gelose nutritive référencées "B5"; "C1"; "C2"; "C3"; "C5" et "C6" reçues pour identification
Prescripteur : L. PINEAU

Bactériologie - Mycologie

Echantillons	Examens - Analyses - Identification	Résultats
Identité échantillon : "B5" Souche	Identification de souche MALDI-TOF	Bacillus appartenant au groupe cereus
Identité échantillon : "C1" Souche	Identification de souche MALDI-TOF	Bacillus cereus
Identité échantillon : "C2" Souche	Identification de souche MALDI-TOF	Enterobacter appartenant au complexe Cloacae
Identité échantillon : "C3" Souche	Identification de souche MALDI-TOF	Citrobacter sp

EC = en cours d'analyse *NA* = Non analysé
 Neg = NEGATIF/Non Détecté *Pos* = POSITIF/Détecté
 DLI = Détecté en limite de détection *InI* = Inexploitable

Copie à : ONIRIS - AQUACULTURE - INRAE SBFC (F)	Les résultats ne sont communiqués qu'aux clients soumis à analyse, et le cas échéant au préleveur et affectés par LABOCEA. Si le prélèvement n'est pas réalisé par le laboratoire, les résultats s'appliquent à l'échantillon tel qu'il a été reçu. Le laboratoire est responsable de toutes les informations fournies dans le rapport sauf celles fournies par le client (abréviations ou autres) qui peuvent affecter la validité des résultats.	Validé le 26/02/2024 FELLAG Mustapha Chef de service Microbiologie vétérinaire
---	--	--

Pour déclarer ou non la conformité, il n'a pas été tenu compte de l'incertitude associée aux résultats (incertitudes comprises sur demande).
 Laboratoire agréé par les ministères chargés de l'Agriculture, de la forêt et de l'environnement (voir site internet de ces ministères)



LABOCEA
 7 rue du sabot - CS 30054 - Zoopole
 22440 PLOUFRAGAN
 Tél : 02 96 69 02 10 - Fax : 02 96 01 37 50
 N° SIRET : 13000208200043 - Code APE : 7120B

DOSSIER : 240221018428 SOUS-DOSSIER : 01

Réceptionné le : 21/02/2024 Enregistré le : 21/02/2024 Edité le : 27/02/2024
 ANALYSES DEMANDEES : IDENTIFICATION DE SOUCHE

Identité échantillon : "C5" Souche	Identification de souche MALDI-TOF	Aeromonas sp
Identité échantillon : "C6" Souche	Identification de souche MALDI-TOF	Bacillus cereus

Commentaires :
 Le sérotypage de salmonelles est réalisé selon le schéma de Kauffman-White.
 Les souches d'E. coli, d'Actinobacillus pleuropneumoniae et de Streptococcus suis sont sérotypées par agglutination rapide sur lame.

ANNEXE 5 : Calcul des quantités d'aliment, de son d'avoine et de mélasse de betterave pour l'ensemencement du biofloc

	Azote	Carbone
Protéine	16%	52%
Lipide	0%	77%
Glucide	0%	40%

Tableau 6 : Composition chimique des céréales

L'aliment distribué est composé de 24,27% de protéines, 16,80% de lipides et 22,20% de glucides. Le taux d'azote dans l'aliment est de $24,27 \times 16 = 3,88\%$. Le taux de carbone dans l'aliment est de $24,27 \times 52 + 22,20 \times 40 = 34,44\%$. On obtient un ratio C/N de **8,87**.

La mélasse est composée de 10% de protéines, 0% de lipides et 43% de glucides. Le taux d'azote dans la mélasse est de $10 \times 16 = 1,6\%$. Le taux de carbone dans la mélasse est de $10 \times 52 + 43 \times 40 = 22,40\%$.

L'ajustement du ratio C/N est explicité dans le tableau suivant :

Ratio C/N cible	11.80
Ratio C/N dans l'aliment	8.87
Quantité de carbone par g d'aliment	0.34
Quantité d'azote par g d'aliment	0.04
Quantité de carbone par g de mélasse	0.35
Quantité de mélasse (g) à ajouter par g d'aliment	0.33
Quantité de carbone ajouté par la mélasse par g d'aliment	0.11
Ratio C/N ajusté	11.80
Densité de la mélasse	1.38
Volume (mL) de mélasse à ajouter par g d'aliment	0.2

Tableau 7 : Ajustement du ratio C/N dans l'ensemencement du système biofloc

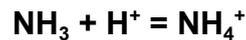
Ainsi, pour 1 kg d'aliment, il faut ajouter environ 330 g de mélasse et 1 kg de son d'avoine.

ANNEXE 6 : Cycle de l'azote en aquaculture

La quantité d'ammoniac, de nitrite et de nitrate est très importante dans la qualité de l'eau en aquaculture. Il est important de comprendre le cycle de l'azote afin de maîtriser ces paramètres.

En aquaculture, la production d'ammoniac (NH_3) est causée par les animaux eux-mêmes ou les aliments non dégradés.

L'ammoniac et l'ammonium sont équilibrés par la réaction acido-basique suivante :

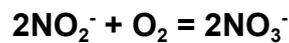


Vient ensuite la nitrification, qui est un processus en deux étapes : la nitrification et la nitrification.

La nitrification (production de nitrite) :



La nitrification (production de nitrate) :



La dénitrification permet de transformer les nitrates en azote gazeux (N_2). Cette réaction peut être réalisée par des bactéries.

Les algues et le zooplancton sont capables d'assimiler et de faire disparaître les nitrates.

Dans notre étude, il ne s'agit pas d'un biofloc vert donc les algues et le zooplancton ne sont pas présents.

ANNEXE 7 : Script R et résultats détaillés des comparaisons des séries de poids finaux

Le script R utilisé afin de comparer les séries de poids finaux est le suivant :

```
# Chargement des packages nécessaires
library(ggplot2)
library(tidyr) # Pour pivot_longer
library(dplyr) # Pour manipuler les données
library(rstatix) # Pour les tests de Kruskal-Wallis et
post-hoc de Dunn

# 1. Réorganisation des données au format long
mes_donnees_long <- Poids_finaux %>%
  pivot_longer(cols = everything(), names_to = "bacs",
values_to = "poids") %>%
  filter(!is.na(poids)) # Supprimer les valeurs NA

# 2. Test de Kruskal-Wallis pour vérifier s'il y a une
différence significative globale entre les groupes
kruskal_test <- kruskal_test(poids ~ bacs, data =
mes_donnees_long)

# 3. Si le test de Kruskal-Wallis est significatif, on
effectue un test post-hoc de Dunn
if (kruskal_test$p < 0.05) {
  posthoc_results <- mes_donnees_long %>%
    dunn_test(poids ~ bacs, p.adjust.method = "bonferroni")

# Ajout des astérisques pour les comparaisons significatives
signif_labels <- posthoc_results %>%
  filter(p.adj.signif != "ns") %>%
  mutate(label = case_when(
    p.adj.signif == "*" ~ "*",
    p.adj.signif == "**" ~ "**",
    p.adj.signif == "***" ~ "***",
    TRUE ~ "ns"
  )) %>%
  select(group1, group2, label)
}

# 2. Création du boxplot
p <- ggplot(mes_donnees_long, aes(x = bacs, y = poids)) +
```

```

geom_boxplot() +
  stat_summary(fun = mean, geom = "point", shape = 18, size =
3, color = "red") + # Ajouter les moyennes en rouge
  theme_minimal() +
  labs(title = "Boxplot des séries avec différentes tailles",
        x = "bacs",
        y = "poids")

# 5. Ajouter les astérisques pour indiquer les différences
significatives
if (exists("signif_labels")) {
  p <- p + geom_text(data = signif_labels, aes(x = group1, y =
max(mes_donnees_long$poids) + 1, label = label), vjust = -0.5)
}

# 3. Affichage du boxplot
print(p)

# Afficher les résultats des tests pour référence
print(kruskal_test)
if (exists("posthoc_results")) {
  print(posthoc_results)
}

```

.y.	group1	group2	n1	n2	statistic	p	p.adj	p.adj.signif
<chr>	<chr>	<chr>	<int>	<int>	<dbl>	<dbl>	<dbl>	<chr>
poids	bf1	bf2	34	88	-3.96	0.0000759	0.00114	**
poids	bf1	bf3	34	26	-1.45	0.147	1	ns
poids	bf1	ras1	34	80	-1.64	0.101	1	ns
poids	bf1	ras2	34	84	-2.69	0.00716	0.107	ns
poids	bf1	ras3	34	83	-2.54	0.0110	0.166	ns
poids	bf2	bf3	88	26	1.89	0.0591	0.886	ns
poids	bf2	ras1	88	80	3.00	0.00273	0.0409	*
poids	bf2	ras2	88	84	1.65	0.0980	1	ns
poids	bf2	ras3	88	83	1.84	0.0657	0.986	ns
poids	bf3	ras1	26	80	0.184	0.854	1	ns
poids	bf3	ras2	26	84	-0.753	0.451	1	ns
poids	bf3	ras3	26	83	-0.622	0.534	1	ns
poids	ras1	ras2	80	84	-1.35	0.178	1	ns
poids	ras1	ras3	80	83	-1.16	0.247	1	ns
poids	ras2	ras3	84	83	0.189	0.850	1	ns

MAZZUCCO Laura

LE SYSTÈME BIOFLOC POUR LE PRÉ-GROSSISSEMENT DE *MACROBRACHIUM ROSENBERGII* : FAISABILITÉ DE LA STANDARDISATION ET EXPÉRIMENTATION *IN VIVO*

THE BIOFLOC SYSTEM FOR PRE-FATTENING OF *MACROBRACHIUM ROSENBERGII* : FEASIBILITY OF STANDARDIZATION AND *IN VIVO* EXPERIMENTATION

Thèse d'Etat de Doctorat Vétérinaire : Nantes, le 02/12/2024

RÉSUMÉ

La thèse explore la faisabilité de la standardisation d'un système biofloc pour le pré-grossissement de crevettes d'eau douce, *Macrobrachium rosenbergii*. Dans le contexte de l'aquaculture française, où la rentabilité est menacée par des importations bon marché, le biofloc se révèle comme une alternative écologique et économique intéressante. Cette méthode repose sur des micro-organismes qui transforment les déchets en ressources nutritives pour les crevettes, limitant ainsi la pollution et réduisant les coûts alimentaires.

Le document se divise en deux parties principales. La première présente *M. rosenbergii*, son cycle biologique et les systèmes d'élevage en recirculé et en biofloc. Le cycle de vie de l'espèce, ses besoins nutritionnels et son organisation sociale sont détaillés. Il y est aussi expliqué le fonctionnement du biofloc, qui favorise les bactéries hétérotrophes capables de purifier l'eau et de fournir des nutriments.

La deuxième partie consiste en une expérimentation comparant les systèmes biofloc et recirculé. Les crevettes élevées en biofloc montrent un taux de survie comparable aux systèmes traditionnels, bien que des défis persistent, notamment la gestion des nitrites et la stabilisation des conditions aquatiques. Le biofloc apporte des avantages en matière de stabilité de l'eau et de réduction des besoins en nourriture, mais sa mise en œuvre exige des connaissances techniques approfondies.

En conclusion, ce travail montre le potentiel du biofloc pour une aquaculture durable et recommande de développer des formations spécifiques pour soutenir les pisciculteurs dans cette transition technologique.

MOTS CLÉS

- *Macrobrachium rosenbergii*
- Biofloc
- Aquaculture
- Nurserie
- Standardisation

DATE DE SOUTENANCE : 02/12/2024