

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
جامعة 8 ماي 1945 قالمة

Université 8 Mai 1945 Guelma
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Sciences de la Terre et de l'Univers



Mémoire En Vue de l'Obtention du Diplôme de Master

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie
Filière : Sciences Biologiques
Spécialité/ Option : Biodiversité et Environnement
Département : Ecologie et Génie de l'Environnement

THEME

BIOSURVEILLANCE DE BASSINS CREVETTICOLES PENDANT UN
CYCLE D'ELEVAGE LARVAIRE DE LA CREVETTE PACIFIQUE A
PATTES BLANCHES (*Litopennaeus vannamei*. Boone, 1931)

Présenté par :

MAHMOUDI Abla
BOURFIA Khawla

Devant le jury composé de :

Présidente : Dr. SATHA YALLES AminaUniversité 8 Mai 1945 Guelma
Examineur : Dr. GUETTAF MohamedUniversité 8 Mai 1945 Guelma
Encadreur : Dr. BOUCHELACHEM EL Hadi..... Université 8 Mai 1945 Guelma
Co-Encadreur : Dr. OUDAINIA Salah Eddine..... DPRH de Guelma

Juin 2018

REMERCIEMENTS

Après avoir rendu grâce à DIEU,

Nous adressons nos remerciements les plus chaleureux à nos parents, pour tout le support moral indéfectible, aux sacrifices qu'ils se sont imposés et l'encouragement qu'ils nous avaient donné et toutes nos familles pour leur patience durant toutes ces années, sans qui nous ne serions sûrement pas arrivés jusque-là.

Au terme de ce travail de fin d'étude, nous exprimons nos sincères remerciements à tous nos responsables de l'Université 8 Mai 1945 Guelma et tout particulièrement, Pr Farrah CHENAFI SAMRAOUI, Directrice du laboratoire (LCZH) et Dr Afef BAALOU DJ, Responsable du parcours « Biodiversité et Environnement », pour leur soutien et détermination dans la réalisation de ce projet.

Dans un premier temps, l'expression de notre haute reconnaissance s'adresse à Dr BOUCHELAGHEM EL Hadi maître de conférences à l'Université 8 Mai 1945 Guelma, de nous avoir accueilli et assuré la direction scientifique du projet de mémoire et de nous avoir encouragé tout au long de notre travail ; sa disponibilité à notre égard, ses remarques ainsi que ses conseils et commentaires des plus judicieux nous en ont été très utiles.

Notre travail ne saurait être mené à de meilleurs résultats sans les précieuses informations de M. Salah Eddine OUDAINIA, docteur vétérinaire spécialiste en élevage et en pathologie des crevettes pénaeïdaes à la Direction de la Pêche et des Ressources Halieutiques (DPRH) de Guelma, Co-encadreur de ce travail.

Nous voudrions remercier M. Rachid ANNANE directeur du Centre national de recherche et de développement de la pêche et l'aquaculture (CNRDPA) et chef de projet de développement de la filière crevetticulture en Algérie, M. Merouane SAAD DJAB ALLAH Chef de station expérimentale de Crevetticulture, commune de la Marsa, wilaya de SKIKDA, Mme. Widad ALLOUCHE Vétérinaire à la même Station, M. Mohamed HAMIDAT Chef de station expérimentale de l'Aquaculture saharienne, commune de Hassi ben Abdallah, wilaya de Ouargla, M. Riad AZOUZ technicien supérieur en aquaculture : fidèles complices et compagnons mémorables pour leurs soutiens multiformes et pour la bonne ambiance dans laquelle ils nous ont permis de travailler. Merci à nos camarades étudiants, pour le soutien inestimable qu'ils nous ont apporté.

Nous voulons ainsi adresser l'expression de nos sincères reconnaissances et toutes nos pensées de gratitude aux professeurs et experts coréens, Pr In-Kwon JANG Chef du projet à l'institut Sud-coréen de recherche et de développement dans le domaine de la pêche NIFS (National Institute of Fisheries Science), M. CHOI WON JO, ingénieur expert à la KOICA (Korea International Cooperation Agency) de nous avoir accueillis dans le laboratoire de la Station Expérimentale de Crevetticulture de Skikda et d'avoir guidés nos premiers pas en Crevetticulture pour les fructueux entretiens qu'ils nous ont aimablement accordés et leurs disponibilités lors de notre bref séjour à la Station.

Nos plus vifs remerciements s'adressent aussi au président de notre jury Mme SATHA YALLES Amina de nous avoir fait l'honneur d'y accepter la présidence ainsi qu'à M. GUETTAF Mohamed de sa participation au jury en tant qu'examineur et à tous les membres, pour l'honneur qu'ils nous ont fait en acceptant d'expertiser objectivement et avec diligence ce manuscrit de mémoire. Qu'ils trouvent ici l'expression de notre reconnaissance et de notre profond respect.

Et enfin, Cette étude reflète plus exactement un travail de fond mené sur le terrain depuis Juillet 2017, où l'ensemble des acteurs de ce projet ont montré une très grande détermination et une forte ténacité pour relever un défi audacieux.



Dédicace

De toute ma tendresse et mon profond amour je dédie ce projet :

*A l'homme de ma vie, mon exemple éternel, mon soutien moral
et source de joie et de bonheur, celui qui s'est toujours sacrifié
pour me voir réussir, que dieu te protège, à toi mon père.*

*A la lumière de mes jours, la source de mes efforts, la flamme de
mon cœur, ma vie et mon bonheur ; maman que j'adore*

Et mes grandes mères : Malika et Fatima

A mes grandes sœurs : houdna et darine

*A qui a été toujours présent pour me soutenir et me pousser vers
l'avant : walid*

*Mes amies et mes collègues : karima, khawla, hadjer, soumia,
besma, fatma, mina, imane, nounou, sara, hasna, nawal, mayno,
anis, badri, sabri*

Et mon binôme : Bourfia khawla

Ma grande famille maternelle et paternelle

*A tous ceux qui de près ou de loin ont contribué à la réalisation
de ce travail*

Enfin, tous ceux que je n'ai pas pu citer

Abla Mahmoudi



Dédicace

*De toute ma tendresse et mon profond amour je dédie ce projet :
A l'homme de ma vie, mon exemple éternel, mon soutien
moral et source de joie et de bonheur, celui qui s'est
toujours sacrifié pour me voir réussir, que dieu te protège,
à toi mon père.*

*A la lumière de mes jours, la source de mes efforts, la
flamme de mon cœur, ma vie et mon bonheur ; maman
que j'adore*

A mes grandes sœurs : khadidja et amina

Et mes frères ; amine et abdou

Mes anges : yahia, koussay et jana

*Mes amies : sara ; houria , hasna ; nawal et halima et
mon binôme : Mahmoudi abla*

*A qui a été toujours présent pour me soutenir et me
pousser vers l'avant*

Ma grande famille maternelle et paternelle

*A tous ceux qui de près ou de loin ont contribué à la
réalisation de ce travail ;*

Enfin, tous ceux que je n'ai pas pu citer

Khawla Bourfia



الملخص

لازال استزراع الجمبري في الجزائر ضعيف للغاية بالرغم من الامكانية البيولوجية الكبيرة مع شبكة هيدروغرافية استثنائية و أكثر من 1500 كيلومتر من السواحل برية . على الرغم من أن نسبة الغذاء ارتفعت من 3.02 في عام 1999 إلى 5.12 كجم / شخص / سنة في عام 2006 ، إلا أنها لا تزال أقل بكثير من دولتين مغاربيتين: المغرب 8.5 (1996) وتونس 5.10 (1996). أما بالنسبة للمتوسط العالمي ، فهو 13.4 كجم / شخص / سنة. الجمبري البحري المحلي موجود على الساحل الجزائري. وهذه الأنواع ، تتعرض للاستغلال المفرط ، ولها أسعار مرتفعة للغاية في السوق المحلية (أكثر من 4000 دج / كجم).

وإدراكا للمشاكل المتعلقة باستزراع الجمبري في العالم (تدمير البيولوجيا الحيوية ، الأمراض ، المضادات الحيوية ...) ، يمكن للجزائر تطوير استزراع جمبري مكثف ومستدام وصديق للبيئة من خلال نقل التكنولوجيا (الأغذية العضوية ، الوقاية من الأمراض ، والتحسين الوراثي ، الخ.) المتاحة في جميع أنحاء العالم من خلال الحفاظ على بروتوكول الإنتاج الآسيوي مثل مشروع استزراع الجمبري الذي أطلقته CNRDPA ونفذ بالشراكة مع الدعم العلمي والاستراتيجي لفريق KOIKA من (كوريا الجنوبية). سمح المشروع الحالي باختيار حوالي عشرة مشاركين في تدريب مقسم إلى 4 أنشطة في نفس الوقت النظري والعملي (النضج والتكاثر وتربية الأحياء والتكبير والتقييم التقني الاقتصادي) على مجموعة من 86 فردا (♂50 و ♀36) *Litopenaeus vannamei* الجمبري ذو الأرجل البيضاء في مزرعة المرسى سكيكدة للجمبري في الفترة من 27 جوان إلى 20 سبتمبر 2018 . تم نشر بروتوكولات العمل الخاصة بصناعة تربية الجمبري مؤخرا. أيد فريق التدريب استخدامها لتكملة النقص في التمرين العلمي .

مختبر المحافظة على الأراضي الرطبة ، جامعة 8 مايو 1945 – أصبح مؤخرا منخرط بقوة وينشر نشاطه في هذا القطاع ، دون إهمال ، والبحث العلمي ، التي ستقود بالتأكيد في يوم من الايام لتحسين أداء قطاع تربية الجمبري في الجزائر. إن نتيجة هذا المشروع مشجعة للغاية ويجب أن تتكرر بالاشتراك مع مشروع ، حيث يتطور لتدريب ممارسي الأحياء المائية والفنيين والباحثين في المستقبل ، والجهات الفاعلة في الإنتاج .

كلمات البحث: تجربة الجمبري ، الجزائر ، تطوير اليرقات ، التكبير ، *L. vannamei*.

Abstract

The shrimp farming in Algeria is still very weak despite a considerable biological potential with an exceptional hydrographic network and more than 1500 km of still wild coastline. Although the ratio of food increased from 3.02 in 1999 to 5.12 kg / person / year in 2006, it's still much lower than two Maghreb countries: Morocco 8.5 (1996) and Tunisia 10, 5 (1996). As for the world average, it is 13.4 kg / person / year. Native marine shrimp are present on the Algerian coast. These species are over-exploited and have very high prices in the domestic market (more than 4000 kg / kg).

Aware of the problems related to shrimp farming in the world (destruction of biological biology, diseases, antibiotics ...), Algeria can develop intensive, sustainable and environmentally friendly shrimp culture by carrying out the transfer of technologies (organic food, disease prevention, genetic improvement, etc.) available in Worldwide through the maintenance of the Asian Production Protocol such as the shrimp farming project launched by CNRDPA and carried out in partnership with the scientific and strategic support of the KOIKA team from (South Korea). The current project allowed the selection of about 10 participants in a training divided into 4 activities at the same time theoretical and practical (maturation and reproduction, larviculture, magnification and economic technical evaluation) on a group of 86 individuals (50♂ and 36 ♀) *Litopenaeus vannamei* Whiteleg shrimp at the Skikda shrimp farm from 27 June to 20 September 2018. The Work protocols of the shrimp farming industry have recently been published. The training team supported their use to make up for the lack in the practical exercise.

The Laboratory for the Conservation of Wetlands, University May 8, 1945 - Guelma has become strongly attached and deploys its activity in this sector, without neglecting, far from it, scientific research, which will certainly lead one day to improve the performance of Shrimp farming sector in Algeria. The result of this project is very encouraging and and must be replicated in association with the project as it develops to train aquatic practitioners, technicians and researchers, production actors.

Keywords: shrimp culture, Algeria, larval development, magnification, *L. vannamei*.

Résumé

La pénéculture en Algérie est encore très faible malgré un potentiel biologique tant considérable avec un réseau hydrographique exceptionnel et plus de 1500 km de littoral encore sauvage. Bien que le ratio alimentaire soit passé de 3,02 en 1999 à 5,12 kg/hab/an en 2006, cela reste bien en dessous de celui de 2 pays maghrébins : le Maroc 8,5 (1996) et la Tunisie 10,5 (1996). Quant à la moyenne mondiale, elle est de 13,4 kg/hab/an. Les crevettes marines natives sont présentes sur la côte algérienne. Surexploitées, ces espèces ont un prix extrêmement élevé sur le marché local (plus de 4000 da/kg).

Conscient des problématiques liées à l'élevage de crevettes dans le monde (destruction des biotopes, pathologies, antibiotiques...), l'Algérie peut développer une crevetticulture intensive, viable et respectueuse de l'environnement en effectuant le transfert de technologies (alimentation biologique, prévention des maladies, amélioration génétique, etc.) disponibles dans le monde en conservant un protocole de production de type asiatique à l'image du projet de crevetticulture initié par le CNRDPA et réalisé en partenariat avec le soutien scientifique et stratégique de l'équipe KOIKA de la (Corée du Sud). Le présent projet a permis la sélection d'une dizaine de participants dans une formation répartie en 4 activités à la fois théorique et pratique (maturation et reproduction, larviculture, grossissement et évaluation technique économique) sur un ensemble de 86 individus (50♂ et 36♀) de la crevette à patte blanche *Litopenaeus vannamei* à la ferme de crevetticulture de la Marsa – Skikda, dans la période allant du 27 juin au 20 septembre de 2018. Des protocoles de travail pour la filière d'élevage des pénéidae ont récemment paru. L'équipe de formation en a préconisé l'emploi pour suppléer au manque dans l'exercice pratique.

Le laboratoire de Conservation des Zones Humides, Université 8 Mai 1945 - Guelma s'est fortement attaché et déploie son activité dans cette filière, sans négliger, tant s'en faut, les recherches scientifiques, qui aboutiront certainement un jour à améliorer le rendement de la filière crevetticulture en Algérie. Le résultat de ce projet est très encourageant et devra être répétée en association avec le projet au fur et à mesure de son développement pour former les futurs aquaculteurs, techniciens et chercheurs, acteurs de la production.

Mots-clés : Pénéculture, Algérie, développement larvaire, grossissement, *L. vannamei*.

TABLE DES MATIERES

Index des figures	i
Index des tableaux	iv
Index des acronymes	v
INTRODUCTION GENERALE	1
a. Approche méthodologique	2
b. Contexte et objectifs	2
c. Organisation du document	4
CHAPITRE 1 : HISTORIQUE ET APERÇU GENERAL	5
1.1. Définition	5
1.2. Historique de l'aquaculture	5
1.2.1. Pisciculture continentale	5
1.2.2. Pisciculture marine	6
1.3. Le développement de l'aquaculture	7
1.3.1. L'aquaculture en Asie	9
1.3.2. L'aquaculture en Algérie	10
1.3.2.1. Les principales espèces d'intérêt piscicole en Algérie	13
1.3.2.1.1. Pisciculture continentale	13
1.3.2.1.2. Pisciculture marine	15
1.4. La Crevetticulture dans le monde	16
1.4.1. La crevetticulture en Algérie	18
CHAPITRE 2 : MATERIEL ET METHODES	22
2.1. Matériel biologique	22
2.1.1. Taxonomie	22
2.1.2. Synonymies	22
2.1.3. Etude morphologique	23
2.1.4. Sexualité et dimorphisme sexuelle	24
2.1.5. Distribution géographique	25
2.1.6. Habitat	26
2.2. Cycle biologique	26
2.2.1. Courbe de croissance	28
2.3. Eléments d'Anatomie	29
2.3.1. Physiologie de la digestion	29
2.3.1.1. Tube digestif antérieur	29
2.3.1.2. Intestin moyen et Hépatopancréas	30
2.3.1.3. Tube digestif postérieur	30
2.4. Physiologie de la respiration	31
2.4.1. Types de régulations	31
2.4.2. Mécanismes d'osmorégulation	32
2.5. Système circulatoire	32
2.6. Système Excréteur	33
2.7. Régime alimentaire	33
2.8. Principaux prédateurs	34

2.9. Reproduction et comportement	34
2.9.1. Maturation	34
2.9.2. Accouplement	35
2.9.3. Fécondation	37
2.9.4. Ponte	38
2.9.5. L'éclosion	39
2.9.6. Cycle de mue	41
2.10. Méthode de travail	43
2.10.1. Caractéristiques de la région d'étude et sélection d'un site	43
2.10.2. Historique des activités de la ferme pénéculture de Skikda	44
2.10.3. Critères climatiques	45
2.10.3.1. Température de l'air	45
2.10.3.2. Pluviométrie	46
2.10.3.3. Vents	46
2.10.3.4. Humidité	46
2.10.3.5. Diagramme pluvio-thermique de Bagnouls et Gaussens	47
2.10.4. Critères hydro biologiques	47
2.10.4.1. Température de l'eau	47
2.10.4.2. Salinité	48
2.10.4.3. pH	48
2.10.4.4. Oxygène dissous	48
2.10.4.5. Autres	48
2.11. Préparation des bassins d'élevage	49
2.11.1. Qualité de l'eau et traitements	49
2.11.2. Traitements	50
2.11.3. Lavage et traitement des filtres	50
2.11.4. Origine des post-larves	51
2.11.4.1. Traitement des géniteurs	51
2.11.5. Comportement alimentaire en bassin d'élevage	51
2.11.6. Maturation des géniteurs	53
2.11.6. 1. Épédonculation	54
2.11.7. Préparation du Pondoir	55
2.11.7.1. Transfert des femelles	56
2.11.7.2. Récolte des œufs	56
2.11.7.3. Comptage	57
2.11.8. Préparation de l'éclosoir	57
2.11.9. Elevage larvaire	59
2.11.9.1. Les traitements	60
2.11.9.2. Récolte des Nauplii	60
2.11.9.3. Alimentation	64
2.11.9.4. Récolte et transfert des post-larves	64
2.11.9.4.1. Matériel	64
2.11.9.4.2. Vidange	64
2.11.9.4.3. Récolte	65
2.11.9.4.4. Comptage	65
2.11.9.4.5. Prophylaxie	65
2.11.10. Nurserie	66
2.11.10.1. Matériel	66
2.11.10.2. Les changements d'eau et le nettoyage	66
2.11.10.3. Alimentation	67

2.11.10.3.1. Microparticules et granulés broyés et tamisés	67
2.11.10.3.2. Les Artémia	68
2.11.11. Acclimatation des post-larves	68
2.11.11.1. Transfert et expédition des Post-larves	68
2.11.11.2. Survie d'élevage	70
2.12. Production D'Artémia	70
2.12.1. Matériels	70
2.12.2. Conduite de l'élevage	71
2.12.2.1. Test d'éclosion	71
2.12.2.2. Ensemencement	71
2.12.2.3. Récolte et distribution	72
2.12.2.4. Prophylaxie	73
CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION	74
3.1. Suivi des paramètres de l'environnement	74
3.1.1. Oxygène dissous	74
3.1.2. Température	75
3.1.3. Salinité	76
3.1.4. Potentiel d'Hydrogène pH	76
3.1.5. Composés azotés	77
3.1.6. Taux d'éclosion	80
3.1.7. Taux de survie	81
3.2. Discussion	82
CONCLUSION ET PERSPECTIVES	85
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	87
ANNEXES	94

INDEX DES FIGURES

CHAPITRE 1

Figure 1 : Production mondiale de produits de la mer (en tonnes) [1].....	8
Figure 2 : Production mondiale de la pêche et l'aquaculture (FAO, 2017 in Ethic Ocean, 2017).....	9
Figure 3 : Répartition de la production (en quantité) aquacole mondiale (FAO, 2017 in Ethic Ocean, 2017)	9
Figure 4 : Aquaculture production (excluding aquatic plants) in Asia-Pacific region and the rest of the world, 1950 – 2014 (FAO 2016a in Subasinghe , 2017)	10
Figure 5 : <i>Cyprinus carpio</i>	13
Figure 6 : Carpe à grande bouche (<i>Aristichthys nobilis</i>)	13
Figure 7 : Carpe herbivore (<i>Ctenopharyngodon idellus</i>).....	13
Figure 8 : Carpe argentée (<i>Hypophthalmichthys molitrix</i>)	14
Figure 9 : Sandre <i>Sander lucioperca</i>	14
Figure 10 : Tilapia du Nil (<i>Oreochromis niloticus</i>).....	14
Figure 11 : Poisson chat (<i>Siluris glanis</i>)	14
Figure 12 : Anguilla anguilla	15
Figure 13 : Moule méditerranéenne (<i>Mytilus galloprovincialis</i>)	15
Figure 14 : <i>Dicentrarchus labrax</i>	15
Figure 15 : <i>Sparus aurata</i>	15
Figure 16a : <i>Mugil cephalus</i>	16
Figure 16b : <i>Mugil auratus</i>	16
Figure 17 : la production mondiale de Crevetticulture par région de 2000 jusqu'à 2019 (FAO et GOAL Data in Anderson,2017a)	16
Figure 18 : Contribution des différentes catégories d'espèces aquacoles en volume et en valeur à la production aquacole mondiale en 2014 (FAO (2016a in Subasinghe , 2017).....	17
Figure 19 : la production mondiale de la crevetticulture par espèce de 1995 jusqu'à 2000 (Anderson,2017b)	18
Figure 20 : Crevette impériale (<i>Penaeus japonicus</i>)	18

Figure 21 : Crevette mastagone, <i>Penaeus kerathurus</i> (Forskal, 1775).....	19
Figure 22 : Crevette pattes blanches, <i>Penaeus vannamei</i> (Boone, 1931)	20
CHAPITRE 2	
Figure 23 : Morphologie externe des crevettes pénéidae [3].....	23
Figure 24 : Vue dorsale et latérale d'une carapace des Pénéidae [4]	24
Figure 25 : Dimorphisme sexuel chez les crevettes matures (vue ventrale) (Denece, 1995).....	25
Figure 26 : Distribution géographique de <i>L.vannamei</i>	25
Figure 27 : Cycle biologique chez les pénéides [3].....	26
Figure 28 : Courbe de croissance des crevettes de la famille pénéidae (Le Reste et Marcille, 1976).....	28
Figure 29 : Dessin schématique de system digestive de <i>L. vannamei</i> (Corteel et Nauwynck, 2013).....	29
Figure 30 : Dessin schématique des branchies de <i>P. vannamei</i> (Corteel et Nauwynck, 2013).	31
Figure 31 : Dessin schématique du système circulatoire de <i>P. vannamei</i> (Corteel et Nauwynck, 2013).....	32
Figure 32 : Schéma illustrant l'excrétion des déchets azotés par la glande antennaire chez <i>L. vannamei</i> (Corteel et Nauwynck, 2013).	33
Figure 33 : Stades de maturation chez <i>L.vannamei</i>	35
Figure 34 : Comportement d'accouplement chez les pénaeidae.....	36
Figure 35 : En macroscopie : Vue dorsale du pétasma d'un mâle (LC =10.3mm) ; expansion terminale (E) (Fransozo et al, 2011).....	36
Figure 36 : Spermatophores fixés au thélycum <i>L. vannamei</i> , après l'accouplement (Hall. 1962).....	37
Figure 37 : Thélycum ouvert. <i>L. vannamei</i> (Hall. 1962)	38
Figure 38 : Les déférents stades de mue chez les pénaeidae.....	41
Figure 39 : Vue satellite de la Ferme Aquacole Pénéidae d'EL Marsa, Skikda (Source : Google Earth)	43
Figure 40 : Photo satellite de la ferme pilote de crevetticulture, Skikda (Source : Google Earth)	43
Figure 41 : Evolution mensuelle des températures atmosphériques moyennes à la station de Skikda (période 2008-2017)	45
Figure 42 : Evolution du niveau pluviométrique à la station de Skikda entre 2008 et 2017	46

Figure 43 : Diagramme de Bagnouls et Gaussen (1954) à la station de Skikda durant la période de 2008 à 2017.	47
Figure 44 : Opération d'épédonculation oculaire.....	54
Figure 45 : Caractérisation du développement embryonnaire des ovocytes	58
Figure 46 : Stades nauplii du développement embryonnaire.	61
Figure 47 : Stades Zoé.	62
Figure 48 : Stades Mysis.	63
Figure 49 : Post-larves.	63
Figure 50 : Les Cystes d'Artémia et le bac d'élevage larvaire.	70
Figure 51 : La récolte d'Artémia au moyen de Sep-Art Artémia Cystes séparateur.	73

CHAPITRE 3

Figure 52 : Courbes de variation des teneurs moyennes en oxygène dissous par jour d'élevage.....	74
Figure 53 : Courbes de variation des températures moyennes par jour d'élevage.	75
Figure 54 : Courbes de variation des salinités moyennes par jour d'élevage.....	76
Figure 55 : Courbes de variation des valeurs moyennes du PH par jour d'élevage.	77
Figure 56 : Cycle de l'azote dans les bassins des crevettes.	78
Figure 57 : courbes des variations : NH ₄ ⁺ (A), NO ₂ ⁻ (B), Alcalinité (C) et NO ₃ ⁻ (D) par jour d'élevage	79
Figure 58 : courbe de évolution de taux d'éclosion en fonction de régime alimentaire	80
Figure 59 : courbes des variations de taux de survie dans chaque bassin d'élevage en fonction des stades larvaires.....	81

INDEX DES TABLEAUX

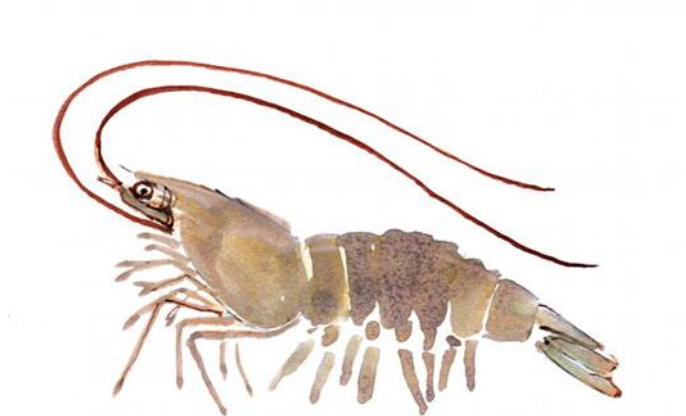
Tableau 1 :	Historique de l'aquaculture de -2000 avant J .C jusqu'à 2000, (Source Ifremer/Yves Harache)[1]	3
Tableau 2 :	Durée des stades de développement des crevettes	28
Tableau 3 :	Description des étapes et stades majeurs de la mue chez les crustacés d'élevage.....	42
Tableau 4 :	Table d'alimentation des reproducteurs <i>L. vannamei</i> en écloserie (quantités en pourcentage de la biomasse)	52
Tableau 5 :	Composition des aliments crevette pour les différents stades de développement	53
Tableau 6 :	Paramètres d'élevage des géniteurs	54
Tableau 7 :	Paramètres d'élevage	55
Tableau 8 :	Paramètres d'élevage éclosoir	58
Tableau 9 :	Paramètres d'élevage larvaire	64
Tableau 10:	Paramètres d'élevage nurserie	66
Tableau 11 :	Ration théorique de base en nurserie	67
Tableau 12 :	Paramètres d'élevage <i>Artémia</i>	71
Tableau 13 :	Fiche de production de Nauplii d' <i>Artémia</i>	72

LISTE DES ABREVIATIONS

%	Pour cent
°C.	degrecelsius
‰	Par mille
Aquacop	Aquaculture au centre océanique du pacifique
Avant J.C	Avant Jésus-Christ
CEMAGREF	Centre d'Etude du M achinisme A gricole, du G énie R ural et de E aux et F orêts
Cl⁻	Ion de Chlore
cm	C entimetre
CNEXO	Centre N ational pour l' E xploitation des O ceans
CNRDPA	Centre N ational d e R echercheet D eveloppementde la P êche et de L' Aquaculture
CO₂	Dioxyde de carbone
DHA	Déshydratation
EDTA	A cide E thylène D iamoino T étracétique
EPA	A cides G ras E ssentiels P olyinsaturés
FAO	F ood and A griculture O rganization
FAP	Le nombre des œufs pondus par femelle
g	Gramme
h	Heure
H₂CO₃	Acide carbonique
IFREMER	Institut F rançais de R echerche pour l' E xploitation de la MER
INRA	Institut N ational de R echerche A gronomique
ISTPM	Institut S pécialisé de T echnologie des P êches M aritimes.
Kg	K ilogramme
Km	K ilometre
KOICA	KO rea I nternational C orporation A gency.
Kw	k ilowatt
LC	L ongueur C éphalothoracique

LT	LonguerTotal
m	Mètre
m³	Mètre cube
Mg	Milligramme
Mm	Millimètre
mosM.kg-1	Milliosmoles par kilogramme
NH₄⁺	La forme ionisée de l'ammoniac
NO₂⁻	Nitrite
NO₃⁺	Nitrate
NT	Nombre Total
O₂	Oxygène
PF	le nombre des œufs pondus par unité de poids
pH	Pouvoir Hydrogène
PL	Post-larve
PO	Pression Osmotique
PPM	Part Per Million
PPT	Part Per Thousand
PVC	polychlorure de vinyle
S	L'unité siemens
Sep-Art	Séparateur Artémia
SNVSTU	Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Sciences de la Terre et de l'Univers
SPF	Specific Pathogen Free
SPR	Specific Pathogen Resistant
t	Tonne
TAC	TruiteArc en Ciel
TNA	Total NitrogenAmonia
UV	Ultraviolet
WSSV	White Spot Syndrome Virus
µm	Micromètre

INTRODUCTION GENERALE



INTRODUCTION GENERALE

L'aquaculture est l'élevage d'organismes aquatiques dans les zones côtières et intérieures appelant une intervention dans le processus d'élevage en vue d'en améliorer la production. Filière, qui est probablement le secteur de production alimentaire dont la croissance est la plus rapide, représente à l'heure actuelle près de 50 pour cent du poisson alimentaire dans le monde. Environ 567 espèces aquatiques sont actuellement élevées dans le monde, ce qui représente une mine de diversité génétique intra- et inter-spécifique

L'aquaculture est pratiquée aussi bien par des paysans très pauvres dans les pays en développement que par des entreprises multinationales. Le poisson est un aliment très bon pour la santé, qui possède d'excellentes qualités nutritionnelles. C'est une bonne source de protéines, d'acides gras, de vitamines, de minéraux et de micronutriments essentiels.

Les plantes aquatiques, telles que les algues, représentent aussi une importante ressource pour l'aquaculture, car elles contribuent à la nutrition, aux moyens d'existence et à d'autres utilisations industrielles importantes.

La production globale de poissons d'aquaculture a crû substantiellement au cours des dix dernières années, atteignant 52.2 millions de tonnes en 2008, par rapport aux 51,7 millions de tonnes enregistrées en 2006. L'aquaculture continue d'être le secteur de production animale à la croissance la plus forte, produisant aujourd'hui quasiment la moitié (45.6 %) des poissons consommés, par rapport à 33.8 % en 2000. Avec la stagnation de la pêche de capture et la croissance de la population au niveau mondial, l'aquaculture est vue comme ayant le potentiel le plus fort pour produire les quantités de poissons requises pour satisfaire une demande toujours plus grande pour des denrées alimentaires d'origine aquatique sûres et de bonne qualité.

L'aquaculture algérienne connaît actuellement un grand essor en matière de production. Depuis la création du Ministère de la Pêche et des Ressources Halieutiques en 2000, plusieurs plans et programmes de développement ont été élaborés permettant ainsi le démarrage de plusieurs projets privés d'aquaculture dans différentes filières d'activité.

Les principaux moteurs d'une telle expansion incluent une sensibilisation accrue du public aux bénéfices du poisson sur la santé et la mise en œuvre de politiques appuyées par la recherche, les transferts de technologies et des incitations au développement. La région

offre un potentiel considérable pour l'expansion de son industrie à travers l'utilisation de technologies adaptées et respectueuses de l'environnement. En outre, si elle en est encore à ses balbutiements, la mariculture est en rapide expansion.

La production aquacole annuelle a régulièrement augmenté depuis 2004 (641 tonnes), jusqu'en 2012 où elle a dépassé les 2 600 tonnes toute filière confondue. Cette production, constituée pour 90 % de poissons d'eau douce, résulte en grande partie des campagnes régulières d'empoissonnement de retenues collinaires et des barrages avec des larves et des alevins de carpe commune, de carpes chinoises (issue de l'importation) et de mulot à grosse tête, effectuées par l'administration afin d'y développer la pêche commerciale.

De 2007 à ce jour, on n'a eu plus recours à des opérations d'importations d'alevins car l'opération de reproduction artificielle est effectuée par le Centre de Recherche au niveau des deux éclosiers pilotes que le Ministère de la pêche et des ressources halieutiques a réalisés, une à l'Est et l'autre à l'Ouest du pays.

La dernière campagne effectuée par les chercheurs du CNRDPA en 2013 a donné lieu à plus de 6 millions de larves de carpes chinoises. La campagne d'ensemencement de l'année 2013, a touché 11 barrages et 15 retenues collinaires. Des reproductions contrôlées sont aussi effectuées par le CNRDPA avec des géniteurs de Tilapia et les quantités obtenues sont distribuées aux agriculteurs dans le cadre de l'intégration de la pisciculture à l'agriculture où on enregistre plus de 152 exploitants agricoles ont bénéficié d'alevins de Tilapia au niveau de leur bassins.

Un Programme National de Développement de l'Aquaculture (2015-2019) est actuellement mis en œuvre. Des actions liées à des projets aquacoles publics et privés y sont planifiés. Les projets publics ont surtout un caractère de démonstration et de soutien à la production, alors que les projets privés portent sur des filières aquacoles de production à but commercial et ayant une grande valeur commerciale. La priorité dans ce programme de développement est donnée au développement des activités aquacoles marine en off-shore, pour leur caractère facile et n'ayant pas de contrainte d'ordre administratif surtout pour l'obtention des concessions et pour leur entrées en production rapidement.

a. Approche Méthodologique

Cette étude sur l'élevage de la Crevette Vannamei été retenue parmi les actions prioritaires proposées par l'étude sectorielle réalisée entre 2017. C'est une étude de planification qui vise à cerner les besoins quantitatifs et qualitatifs de la main-d'œuvre en matière d'aquaculture, afin de mettre en place une offre de formation répondant aux attentes de cette activité. Cette étude a été élaborée par l'équipe de la Station expérimentale de Crevetticulture, commune de la Marsa, wilaya de Skikda, avec l'appui d'une coopération algéro-sud-coréenne « KOICA », ce qui a pour effet d'impliquer davantage les recherches en biologie et en écologie dans la mise en place d'un développement socioéconomique local responsable, qui se doit de prendre la voie de la durabilité.

b. Contexte et objectifs

L'objectif global du programme assigné au départ à cette étude était celui de contribuer à la mise en place d'une formation en matière de pénéculture et d'appuyer le développement de l'aquaculture pour ainsi contribuer à la lutte contre la pauvreté et à l'amélioration de la sécurité alimentaire dans le pays. Le principal angle de recherche de la présente étude est la caractérisation de la pénéculture en d'Algérie. Les informations recueillies ont été consolidées afin d'en fournir une analyse socio-économique de l'aquaculture et aider à élaborer des politiques et des stratégies de développement et de gestion et à renforcer les institutions.

Dans la présente étude il s'agira plus précisément de décrire le potentiel de l'élevage de crevettes à travers plusieurs points :

- Caractériser un système de production durable,
- Caractériser les zones propices à la mise en place d'une écloserie et les zones favorables pour l'élevage des crevettes marines,
- Analyser les besoins et leurs disponibilités pour la mise en place d'une production aquacole de crevettes (accès aux larves, matériel technique d'élevage, production d'aliments, suivi sanitaire et prévention des maladies),
- Identifier les différents acteurs de la filière et les moyens humains nécessaires à la réalisation de ce programme,

Souhaitons que cette étude puisse guider les éleveurs qui, possédant des bassins, de profiter de l'expérience acquise.

c.Organisation du document

Ce document est bâti en quatre parties.

Après une brève présentation générale du contexte de l'aquaculture et plus particulièrement de l'élevage de crevettes dans le monde, puis en Algérie en introduction, le manuscrit présente à la première partie une perspective historique de l'aquaculture dans la région, discute l'importance physique du secteur, analyse sa performance socio-économique et explore la gouvernance du secteur quant aux politiques, lois et règlements,

La deuxième partie rassemble les principaux éléments de la biologie relatant certains traits de l'écologie de cette espèce afin que ceux qui ont choisi de la produire puissent mieux la connaître, puis une présentation pratique et synthétique a été adoptée sous forme de guide pratique des techniques de production mises en disposition pour la réalisation de ce projet qui s'adresse au promoteur comme à l'éleveur et qui donne toutes les informations nécessaires pour monter un projet et le mettre en œuvre dans de bonnes conditions. Enfin une présentation géomorphologique des sites de prospection clôt ce chapitre.

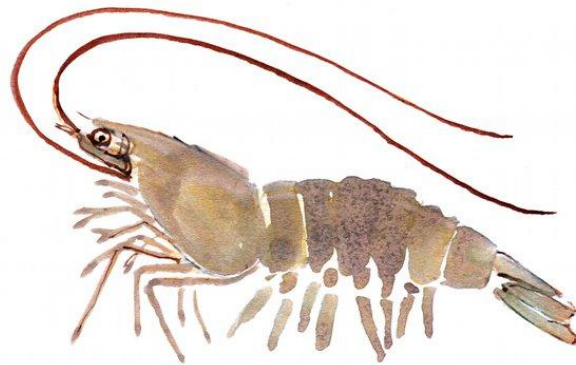
Le troisième chapitre est consacré aux analyses de donnée set des résultats à partir des observations enregistrées sur le terrain pendant la période de suivi. Puis on termine avec des discussions où les atouts et contraintes pour la faisabilité à la pénéculture en Algérie ont été largement identifiés.

En conclusion l'accent est mis sur les conséquences de cette activité prometteuse et de l'implication politique par une stratégie de développement national pour un avenir de l'aquaculture en Algérie qui s'oriente vers une intensification des systèmes de production soumis à la forte pression anthropique. C'est dans cette dernière section que les perspectives d'avenir de l'aquaculture dans la région sont discutées et les enseignements tirés présentés.

En Annexe, nous retrouvons les détails techniques de la mission puis une description technique et économique de l'élevage de crevettes adaptée en Algérie.

CHAPITRE 1

HISTORIQUE ET APERÇU GENERAL



1.1. Définition

L'aquaculture est un terme qui englobe toutes les activités d'élevage des espèces animales ou végétales en milieu aquatique pour un but commercial. L'aquaculteur est la personne qui exerce cette activité. Nous opterons ici la définition du mot "aquaculture" émanant de la FAO :

« Elevage d'organismes aquatiques (poissons, mollusques, crustacés, plantes aquatiques...) avec 2 conditions :

- une intervention humaine dans le processus d'augmentation de la production : mise en charge régulière, alimentation, protection ...
- une propriété individuelle ou juridique du stock en élevage ».

Il existe trois types d'aquaculture (selon l'endroit où cette activité est pratiquée) :

- l'aquaculture continentale, généralement en eau douce : cours d'eau, lacs, étangs, élevage hors sol, etc.
- l'aquaculture en eau saumâtre : estuaires, mangroves, marais côtiers, etc.
- l'aquaculture marine : estran, eaux côtières et hauturières.

L'aquaculture regroupe plusieurs domaines, à titre d'exemple on peut citer :

- la pisciculture : élevage des poissons,
- la conchyliculture : élevage des mollusques bivalves,
- la mytiliculture : élevage des mollusques bivalves de la famille Mytilidés,
- la carcinoculture : élevage des crustacés,
- l'échinoculture : élevage des oursins et holothurie,
- l'aquarioculture : élevage des poissons d'ornement,
- l'algoculture : culture des algues,
- l'aquaponie est un terme qui désigne la culture des végétaux en symbiose avec l'élevage des poissons. Ce mot vient de la fusion des deux mots : "Aquaculture" et "Hydroponique". Alors, ici, l'interaction entre les plantes et les poissons est de type symbiose, car les déjections riches en azote des poissons vont servir comme engrais pour les plantes et ces dernières épurent l'eau d'élevage par l'assimilation des racines.

1.2. Historique de l'aquaculture

1.2.1. Pisciculture continentale

Souvent perçue comme une activité moderne, la pisciculture ou élevage des poissons, est en fait une activité multimillénaire. Des écrits nous ont appris que les Chinois, les Égyptiens et les Romains maîtrisaient l'élevage des poissons d'étang. On considère souvent qu'elle est apparue en Chine il y a 4 à 5000 ans, même si certains auteurs la verraient plutôt émerger en Mésopotamie, en Égypte voire en Australie. Des poissons et des mollusques et crustacés ont été cultivés entre 1 700 - 2 000 ans. Le «Fan Li sur la pisciculture» est le premier travail existant en Chine sur la pisciculture. C'est également le

premier travail écrit dans le monde sur la pisciculture et résume la riche expérience d'élevage de la carpe dans les étangs au 5^{ème} siècle A.C. Ce qui est certain, qu'on retrouve des traces de pisciculture dans l'Antiquité. En France, la première implantation d'étang attestée par des documents date de 1220 dans la Dombes et c'est au Moyen-Âge, sous l'impulsion des ordres religieux, que la pisciculture s'est développée de manière déterminante, un peu partout en Europe. Le 20^{ème} siècle a connu le développement de la pisciculture française. En 1910, il existe déjà 111 petits établissements piscicoles situés pour la plupart à l'emplacement d'anciens moulins.

1.2.2. Pisciculture marine

La pisciculture marine est une activité récente. Dans les années 50, devant les prévisions d'augmentation de la population mondiale, et les faibles possibilités de pousser l'intensification des productions de protéines d'origine terrestre (animales et végétales), les pays développés se sont tournés vers les ressources tirées du milieu aqueux. Les ressources naturelles, en 1955, représentaient 55 millions de tonnes, ce qui paraissait à l'époque comme proche du maximum possible. Comment augmenter cette production ? En contrôlant l'élevage en milieu aqueux de certaines espèces. C'est ce qu'on appelle l'aquaculture (après avoir envisagé le terme d'aquiculture). Des équipes ont été créées, au Japon, aux Etats-Unis, et en France (avec, à la fin des années 60, la création du CNEXO qui deviendra plus tard l'Ifremer, en fusionnant avec l'ISTPM).

Dès les années 1970, l'espoir mis dans le développement de ces ressources en protéines, permettait d'entendre. Au début des années 1980, grâce à l'appui d'organismes de recherche tels que l'IFREMER, l'INRA et le CEMAGREF, les éclosiers françaises ont été pionnières dans la maîtrise de la reproduction et de l'élevage larvaire. En raison de la préférence des consommateurs, la production s'est plutôt orientée vers des espèces carnassières : bar, dorade royale, turbot, maigre, saumon. Au début des années 90, des élevages d'esturgeon ont vu le jour en Aquitaine. Bien qu'étant un poisson d'eau douce, l'esturgeon a très vite été intégré à l'aquaculture marine et nouvelle du fait de sa technique de production similaire.

Le tableau 1 récapitule quelques aspects historiques sur les activités d'aquaculture jusqu'à l'an 2000.

Tableau 1. Historique de l'aquaculture de -2000 avant J.C jusqu'à 2000, (Source Ifremer / Yves Harache) [1]

-2000 avant J.C.	pisciculture rudimentaire	Carpe en Chine Tilapia en Egypte
- 600	parcage d'huîtres	Grèce
XVème	valliculture : maintien en enceinte close des poissons capturés lors de leur remontée vers It li les eaux saumâtres	Italie
XVIIIème	découverte de la fécondation artificielle application aux salmonidés	
XIXème	transplantation appliquée aux salmonidés développement de l'ostréiculture	Europe
1950	élevage de l'anguille	Japon
1960	Explosion de la production de la truite Arc en Ciel (TAC)	Europe Amérique du Nord
1970	Sea ranching ou pacage marin avec l'aquaculture de la Sériole, du Poisson-chat et des Pectinidés	
1980	"nouvelle aquaculture" avec la production des Saumons, des Crevettes, du Bar, de la Daurade	
1990	émergence du Turbot, des Esturgeons, et d'espèces tropicales comme le Mérou, le Loup tropical ou l'Ombrine	
2000	Embouche du Thon	

1.3. Le développement de l'aquaculture

C'est à l'aquaculture que l'on doit la croissance impressionnante de l'offre de poisson destiné à la consommation humaine. Celle-ci a connu un développement rapide et important durant la dernière décennie. Dans le monde entier, plus d'un milliard de personnes dépendent du poisson comme source protéique et lipidique importante et essentielle à la santé humaine.

Elle représente 30 % de la production halieutique mondiale, soit 29 % du poisson destiné à l'alimentation. L'essentiel provient de l'eau douce (15 MT), le reste d'un environnement marin (10 MT) et d'eau saumâtre (1,6 MT), (LIAMS, 2002).

En 1950, la production mondiale des pêcheries était de 17,5 millions de tonnes (Fig. 1). En 1995, elle atteignait 93,3 millions de tonnes, soit plus de 5 fois plus. Depuis cette date, les prises fluctuent autour de ce niveau, en dépit de l'augmentation des capacités de pêche.

Insignifiante en 1950, la production mondiale de l'aquaculture a connu une croissance vertigineuse. En 2012, l'aquaculture a produit 66 millions de tonnes d'animaux marins, soit 42% de la production mondiale (contre 25% en 2000). Cette production est composée de 44 millions de tonnes de poissons et de 22 millions de tonnes d'invertébrés (crustacés et mollusques principalement). Près de 600 espèces sont élevées (FAO, 2014b).

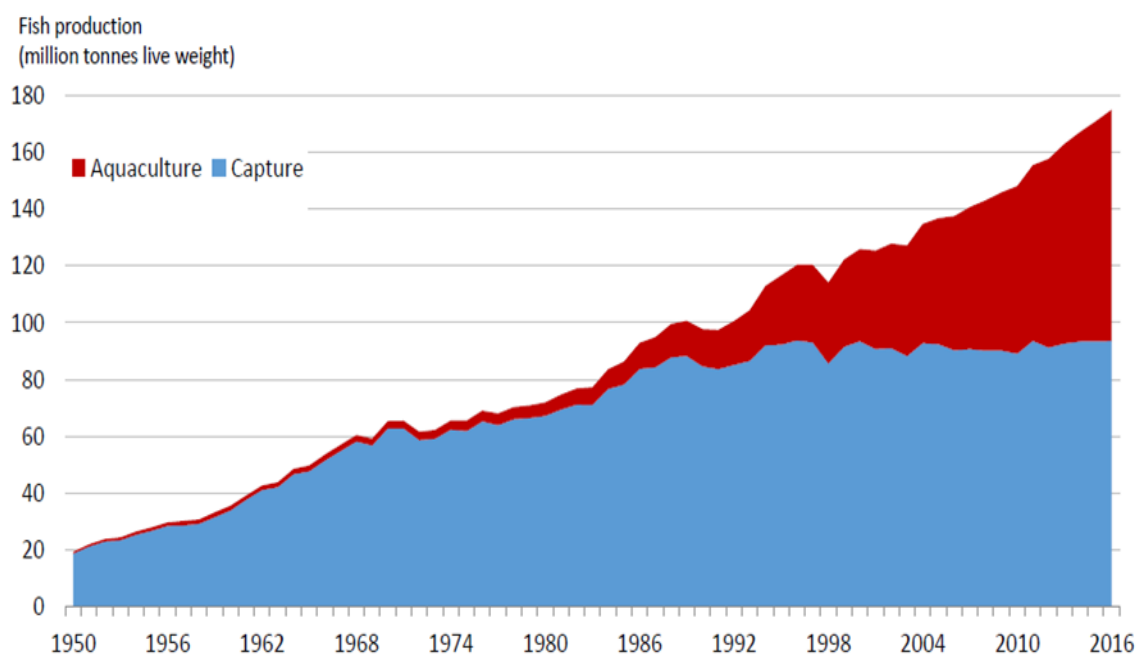


Figure 1 : Production mondiale de produits de la mer (en tonnes) [2]

La production aquacole mondiale d'animaux aquatiques représentait 44,1% de la production totale (y compris pour les utilisations non alimentaires) en 2014 à partir 42,1% en 2012 et 31,1% en 2004 (FAO, 2016a). L'aquaculture est aujourd'hui le secteur de production alimentaire dont la croissance est la plus rapide. Ce secteur représente à l'heure actuelle la source de 52 % de toutes les espèces aquatiques commercialisées pour la

consommation humaine à travers le monde (Fig. 2). Ce chiffre devrait atteindre 62 % dès l'horizon 2030 d'après les perspectives d'évolution de la FAO (Ethnic Ocean, 2017)

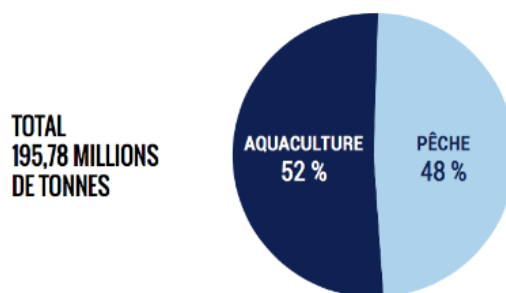


Figure 2 : Production mondiale de la pêche et l'aquaculture (FAO, 2017 in Ethnic Ocean, 2017)

1.3.1. L'aquaculture en Asie

Historiquement présente depuis plusieurs milliers d'années en Chine et en Egypte, l'aquaculture n'a connu un essor important qu'à partir des années 70. Si l'Egypte a abandonné l'élevage piscicole au cours du temps, il s'est au contraire perpétué en Chine et dans les pays alentours. C'est donc logique qu'aujourd'hui l'Asie du Sud-Est, et tout particulièrement la Chine, soit le pôle de l'aquaculture mondiale.

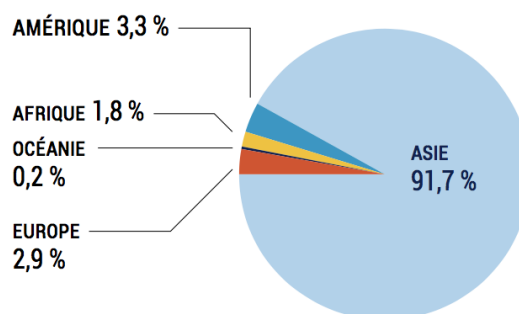


Figure 3 : Répartition de la production (en quantité) aquacole mondiale (FAO, 2017 in Ethnic Ocean, 2017)

Si on exclut la production de plantes aquatiques, environ 90% de la production aquacole mondiale, soit plus de 50 millions de tonnes, provient de cette région du monde (Fig. 3)

la région Asie-Pacifique (en particulier les sous-régions de la République populaire de Chine, d'Asie du Sud et d'Asie du Sud-Est) a dominé la production aquacole mondiale, tant en quantité qu'en valeur; la région a fourni 65 186 257 tonnes d'animaux aquatiques, représentant 88% du total mondial en 2014 (FAO, 2016b in Subasinghe , 2017). La valeur de la production régionale d'animaux aquatiques en Asie-Pacifique en 2014 représentait

79% du total mondial. Comme par le passé, la région Asie-Pacifique a contribué de manière significative au total mondial des algues en produisant 27 millions de tonnes, évaluées à (99 pour cent de la valeur mondiale). La figure 4 montre les tendances comparatives de la production d'animaux aquatiques par l'aquaculture dans le monde et dans la région Asie-Pacifique.

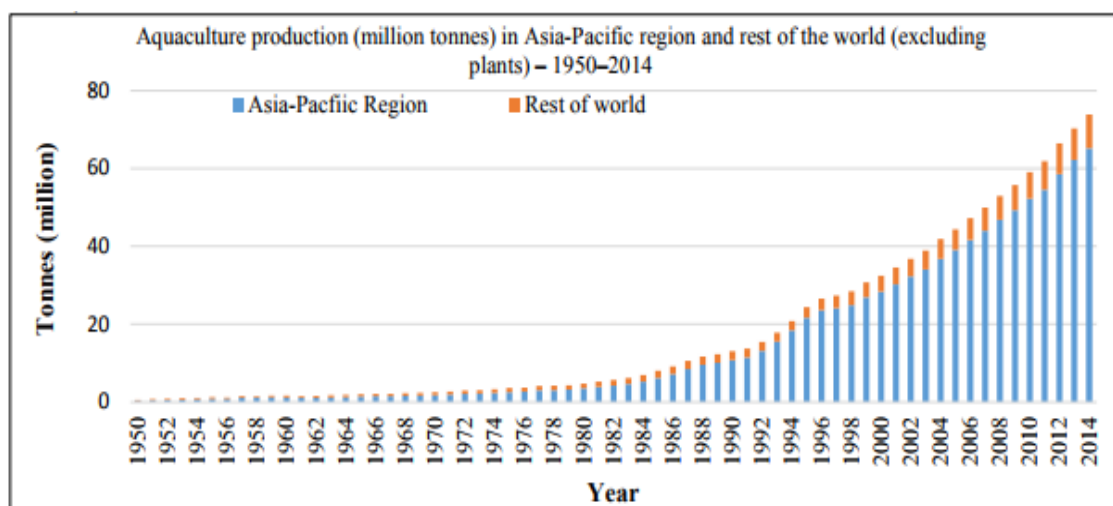


Figure 4 : Aquaculture production (excluding aquatic plants) in Asia-Pacific region and the rest of the world, 1950 – 2014 (FAO 2016a in Subasinghe , 2017)

1.3.2. L'aquaculture en Algérie

Malgré l'existence d'un potentiel avéré des recherches sur la biologie et l'écologie des pénéidea sauvages des côtes algériennes (Nouar, 1985), (Djabali, Bouchelaghem *et al*, 1991), (Lahmar, 1994), (Kennouche, 2009), (Kennouche et Nouar, 2013), l'aquaculture est encore peu développée. Historiquement, le développement de l'aquaculture peut se résumer comme suit:

En 1921, création de la station de Bou-Ismaïl (Est d'Alger) avec pour objectifs en matière d'aquaculture :

- Détermination des meilleures méthodes et lieux pour la pratique de l'ostréiculture (*Crassostrea gigas*) et de la mytiliculture (*Mytilus galloprovincialis*).
- Développement de l'élevage de poissons d'eau douces.

En 1937, création d'une station d'alevinage de poissons d'eau douce (*Oncorhynchus mykiss* et *Micropterus salmoides*), pour l'empoissonnement de retenues et d'oueds. Cette station a été fermée depuis.

En 1940, début de l'exploitation des lacs de l'Est du pays (Mellah, Oubeira et Tonga) avec installation de bordigues, pêche et exploitation de mollusques (*Mytilus galloprovincialis*, *Crassostrea gigas*, *Ruditapes decussatus*).

En 1947, création de la station de Mazafran (Est d'Alger) avec pour objectifs la recherche hydrobiologique, l'alevinage et l'empoissonnement de retenues.

En 1973, début de la mise en valeur du lac el Mellah par l'exécution, avec l'appui de la FAO, d'un programme comportant deux axes principaux:

- Amélioration des techniques de pêche.
- Essais de mytiliculture et d'ostréiculture.

En 1974, l'étude de mise en valeur du lac Oubiera conduit à un projet d'installation d'une unité de fumage de l'anguille. Ce projet a été abandonné par la suite.

En 1978, mise en place d'un programme de coopération avec la Chine, centré sur deux axes:

- Initiation aux techniques de reproduction et d'alevinage des carpes pour le repeuplement. Construction d'étangs et repeuplement de quelques retenues.
- Tentatives de production de larves de *Penaeus kerathurus*.

De 1982 à 1990, exploitation de l'anguille aux lacs Tonga, Oubeira et Mellah par un privé; production annuelle d'environ 80 tonnes exportée vers l'Italie.

Entre 1983 et 1984, premiers travaux en vue de la réalisation d'une éclosérie de bar européen (*Dicentrarchus labrax*) au lac el Mellah.

Entre 1985 et 1986, une quinzaine de retenues sont empoissonnées avec des carpes et des sandres (*Stizostedion lucioperca*) importés de Hongrie.

En 1991, dans le cadre de la valorisation de l'infrastructure hydrique par la pisciculture, une opération de repeuplement est initiée par l'office national de développement de la pêche et de l'aquaculture; Les empoissonnements ont été effectués avec des alevins de carpes (*Cyprinus carpio*, *Ctenopharyngodon idellus*,

Hypophthalmichthys molitrix, *Aristichthys nobilis*). Cependant toutes ces actions n'ont pas donné les résultats escomptés pour la mise en place d'activités pouvant fournir une production aquacole susceptible de contribuer au développement d'une véritable industrie aquacole.

D'autres opérations d'importation ont suivie celle de 1991, dont celles de 2001 (importation de carpes argentée et herbivore de Hongrie), 2002 (importation de Tilapia d'Egypte) et 2006 (importation de carpes argentées et grandes bouches de Hongrie) à l'indicatif du Ministère de la Pêche et des Ressources Halieutiques qui ont permis l'augmentation du stock de poissons dans les barrages et retenues collinaires et également les répercussions engendrées par l'augmentation du nombre d'exploitants aux niveau des plans d'eau et d'où l'augmentation de la production aquacole.

Aussi, les activités du secteur de la pêche et de l'aquaculture inscrite dans le programme du Gouvernement 2012-2014 avaient un impact direct sur le développement du secteur et sur l'amélioration des conditions socio-économique des professionnels. Partant de cette politique de développement qui est menée jusqu'à présent, il s'avère que ce diagnostic a révélé la nécessité de définir de nouvelles priorités, et de les adapter selon une démarche prospective réaliste à horizon 2030. Actuellement, la production aquacole atteint environ 1 000 t/an (Kara *et al*, 2012).

La production aquacole actuelle provient de :

- La pisciculture marine en bassin et en cages flottantes pratiquée par des opérateurs privés.
- La conchyliculture pratiquée par des opérateurs privés produisant quelques dizaines de tonnes de moules méditerranéennes et d'huîtres creuses.
- La pêche continentale exercée par des concessionnaires privés au niveau des barrages et des retenues collinaires, pour des espèces telles que la carpe commune, les carpes chinoises, le sandre, le black bass et le barbeau.
- La pisciculture intégrée à l'agriculture exercée au niveau des exploitations agricoles par des agriculteurs, pour des espèces telle que Tilapia
- La pêche lagunaire en eau saumâtre et en eau douce dans l'Est du pays est pratiquée par un concessionnaire privé, selon le cahier des charges signé par ce dernier, dans le cadre d'une préservation de la zone qui a un statut particulier. Les espèces capturées

sont diverse (dorade royale, mulets, anguille, sole, bar européen, sar, palourde, huître, marbré, crevette caramote, carpes commune et chinoises)

1.3.2.1. Les principales espèces d'intérêt piscicole en Algérie

1.3.2.1.1. Pisciculture continentale

C'est généralement les poissons appartenant à la famille des cyprinidés et à la famille des cichlidés qui font l'objet de la pisciculture continentale en Algérie, parmi ces espèces on trouve :

- Famille des Cyprinidae

Carpe commune *Cyprinus carpio* (Linnaeus, 1758), (Fig. 5)



Figure 5 : *Cyprinus carpio*

Carpe à grosse tête ou à grande bouche *Aristichthys nobilis* (Richardson, 1845), (Fig. 6)



Figure 6 : Carpe à grande bouche (*Aristichthys nobilis*)

Carpe herbivore (=chinoise) *Ctenopharyngodon idellus* (Valenciennes, 1844), (Fig. 7)

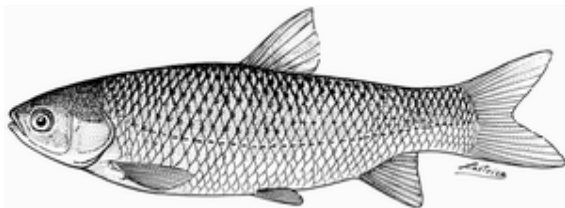


Figure 7 : Carpe herbivore (*Ctenopharyngodon idellus*)

Carpe argentée *Hypophthalmichthys molitrix* (Valenciennes, 1844), (Fig. 8)

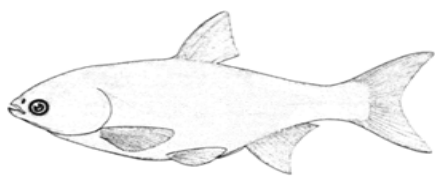


Figure 8 : Carpe argentée (*Hypophthalmichthys molitrix*)

- Famille des Percidae

Le Sandre *Sander lucioperca* (Linnaeus, 1758), (Fig. 9)

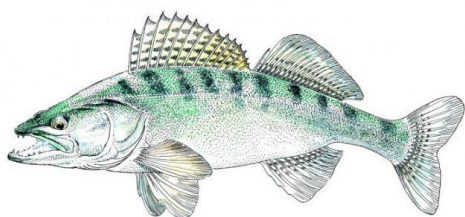


Figure 9 : Sandre *Sander lucioperca*

- Famille des Cichlidae

Tilapia du Nil *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758), (Fig. 10)



Figure 10 : Tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus*)

- Famille des Siluridae

Poisson chat *Siluris glanis* (Linnaeus, 1758), (Fig. 11)



Figure 11 : Poisson chat ((*Siluris glanis*))

- Famille des Anguillidae

L'Anguille d'Europe *Anguilla anguilla* (Linnaeus, 1758), (Fig. 12)



Figure 12 : *Anguilla anguilla*

1.3.2.1.2. Pisciculture marine

Dans la pisciculture marine algérienne, généralement, les espèces ciblées sont :

- Famille des Mytilidés

Moule méditerranéenne *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819), (Fig. 13)



Figure 13 : Moule méditerranéenne (*Mytilus galloprovincialis*)

- Famille des Moronidae

Le loup de mer ou Bar européen, *Dicentrarchus labrax* (Linnaeus, 1758), (Fig.14)

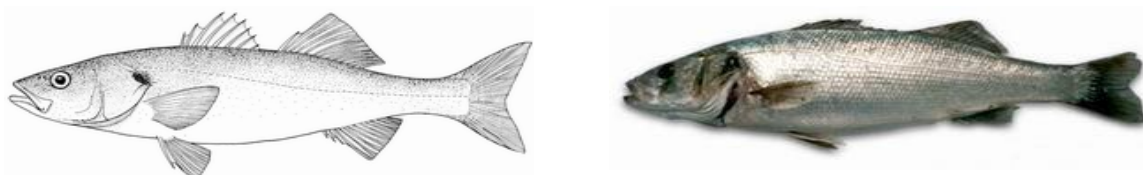


Figure 14 : *Dicentrarchus labrax*

- Famille des Sparidae

La daurade royale *Sparus aurata* (Linnaeus, 1758), (Fig. 15)



Figure 15 : *Sparus aurata*

- Famille des Mugilidae

Mugil cephalus (Linnaeus, 1758), (Fig. 16a)

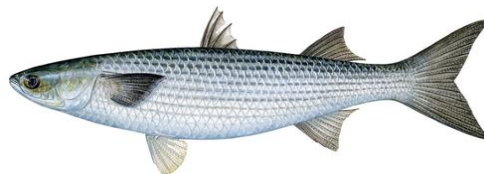
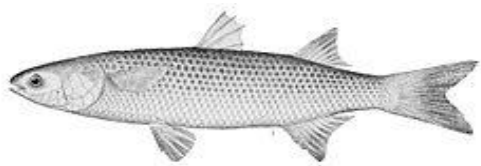


Figure 16a : *Mugil cephalus*

Mugil auratus (Linnaeus, 1758), (Fig. 16b)

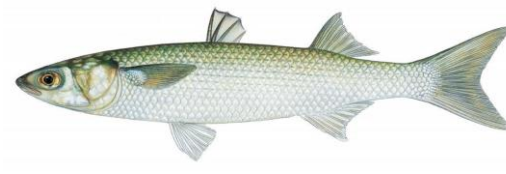
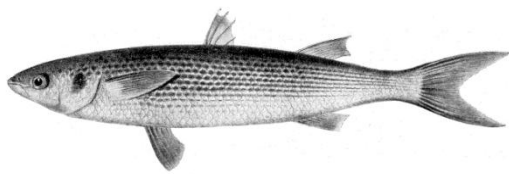


Figure 16b : *Mugil auratus*

1.4. La Crevetticulture dans le monde

Ces dernières années, la production mondiale de crevettes a connu une forte croissance. En 2017, la production de crevettes de l'Equateur devrait osciller entre 70 millions de livres de crevettes (394.625 tonnes) et 421.565 tonnes , soit une hausse de 8 à 15% d'une année sur l'autre, selon les dirigeants de l'industrie.

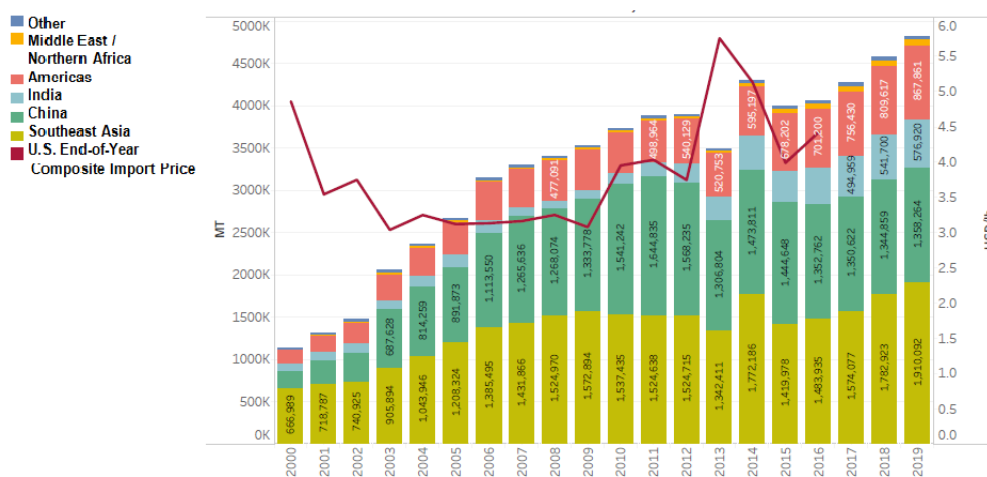


Figure 17 : la production mondiale de Crevetticulture par région de 2000 jusqu'à 2019 (FAO et GOAL Data in Anderson,2017a)

Selon les graphiques d'Anderson, la production de crevettes devrait atteindre environ 4,1 millions de tonnes métriques en 2016, passant d'un peu moins de 4 millions en 2015 à

environ 4,5 millions de tonnes en 2019 (Fig.17). On a assisté au cours des 20 dernières années au déploiement de l'aquaculture de crevette au niveau mondial.

L'évolution des quantités mondiales de crevettes d'aquaculture est due :

Selon les dernières données FAO (Statistiques des pêches et de l'aquaculture 2014), la production mondiale de crevettes se situe autour de 8,2 Mt et inclut une majorité de crevettes d'aquaculture.

- D'abord à la Chine, qui a développé la première production mondiale de crevettes entre 2000 et 2010, et qui plafonne autour de 1.5 MT.
- Ensuite à l'Asie du Sud-Est et notamment à l'Indonésie, à la Thaïlande, au Vietnam et au Bangladesh, puis à l'Amérique Centrale et du Sud, et particulièrement à l'Equateur, qui a connu depuis l'épidémie de « White spot » en 1999 un développement puissant et régulier,
- Enfin, à l'Inde dont la production décolle depuis 2010.

La crevetticulture ne représente que 7% en tonnage de la production aquacole mondiale. Par contre, si on regarde la valeur de la production, les crevettes représentent 22% du marché (FAO, 2016), les graphes ci-dessous représentent, pour 2014, la part des principales catégories d'espèces aquacoles dans le total aquacoles mondiales en volume et en valeur (Fig. 18).

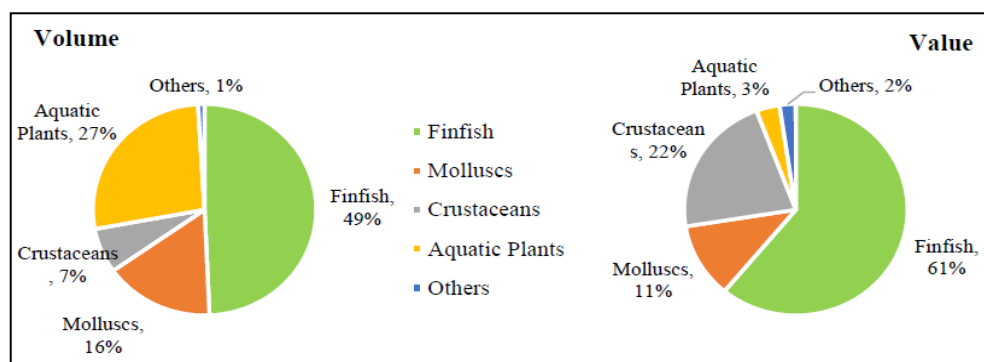


Figure 18 : Contribution des différentes catégories d'espèces aquacoles en volume et en valeur à la production aquacole mondiale en 2014 (FAO (2016a in Subasinghe , 2017)

Le fort développement de la crevette d'aquaculture a permis de s'affranchir des incertitudes liées à la pêche et d'envisager une réelle industrialisation du secteur. Parallèlement, et en corolaire au développement de l'élevage, on a assisté au développement de *L. vannamei* (crevette à pattes blanches), au détriment de *P. monodon*

(crevette géante tigrée), due à une banalisation du produit et à une baisse relative des prix, mais *Penaeus merguensis*, *Penaeus orientalis*, *Metapenaeus ensis* sont également élevées. Historiquement, *Penaeus monodon* est la plus présente au Vietnam, mais la tendance actuelle est à l'augmentation de *L. vannamei* dont on maîtrise la reproduction, contrairement à *P. monodon*. Le graphique suivant retrace une certaine reprise des productions après 2003 avec le développement de la crevetticulture, puis, un ralentissement surtout maintenu entre 2011 et 2018, (Fig. 19).

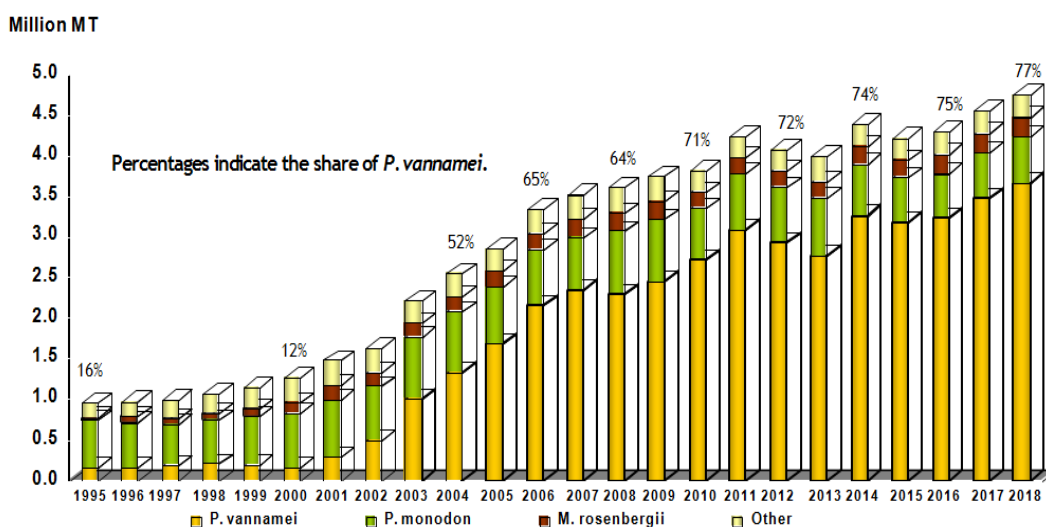


Figure 19 : la production mondiale de la crevetticulture par espèce de 1995 jusqu'à 2000 (Anderson,2017b)

1.4.1. La crevetticulture en Algérie

Opération de reproduction de la crevette *Penaeus japonicus* en 2011 au niveau de la ferme de Skikda.

- Famille des Penaeidae

Crevette impériale (*Penaeus japonicus*) (Fig.20)

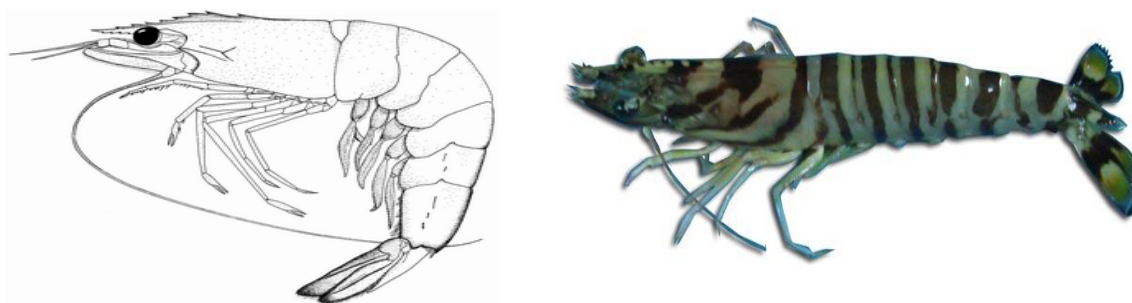


Figure 20 : Crevette impériale (*Penaeus japonicus*)

La production de la crevette japonaise a commencé par l'importation des géniteurs (femelles matures dans le milieu naturel) d'Egypte en mois d'avril 2011. Les géniteurs ont été mis en bassins d'acclimatation, adaptation et amélioration de la maturité avec une alimentation à base de polychètes contenant plus de 60% de protéines.

La ponte est provoquée par choc thermique suite à une augmentation de la température de 2 degrés Celsius. Après un élevage larvaire d'une durée d'un mois, il y a eu obtention de plus de 2000.000 post-larves de crevette de 2 cm de taille. Les post-larves ont été transférées dans des étangs de 2500 m² de surface pour un grossissement qui dure environ 4 mois.

Pour une première expérience, l'année 2011 a permis à la ferme de crevetticulture de Skikda, la production d'environ 800 kg de crevette dont le poids est compris entre 10 et 20g.

Crevette la mastagone, *Penaeus kerathurus* (Forsk., 1775) (Fig. 21)



Figure 21: Crevette mastagone, *Penaeus kerathurus* (Forsk., 1775)

Dans le but d'élargir le champ de la recherche et de réaliser des essais sur des espèces de crevettes locales, l'équipe scientifique a ciblé la crevette *Penaeus kerathurus* communément appelée « la mastagone » fréquentant les eaux de la région ouest mais plus importante dans la région Est du bassin algérien.

Dans ce cadre, une collecte de femelles matures et fécondées dans le milieu naturel a été effectuée durant la première semaine du mois de Juin 2012 par l'équipe de la ferme de crevetticulture de Skikda. Une fois placées dans l'écloserie de la ferme, une ponte a été provoquée par une augmentation de la température dans un milieu contrôlé. Après obtention de larves dites nauplii, un élevage larvaire durant un mois a permis l'obtention d'une production de plus de 3 millions de post-larves. Une partie de cette production a été

destinée à la réalisation d'essais de grossissement en étangs depuis le mois de juin et prendra fin le mois d'octobre de cette année.

Quant à la deuxième partie de la production réalisée, les post-larves ont fait l'objet d'une opération de repeuplement du milieu naturel et ceci en réalisant des lâchées en mer au niveau des baies de Annaba et de Skikda. Cette technique très répandue dans les pays développés de l'Asie de l'est, a donnée des résultats très encourageants dans :

- l'augmentation des de la production ;
- la reconstitution des stocks surexploités ;
- l'amélioration des conditions socioéconomiques des pêcheurs ;
- la conservation des stocks reproducteurs.

Crevette pattes blanches, *Penaeus vannamei* (Boone, 1931)

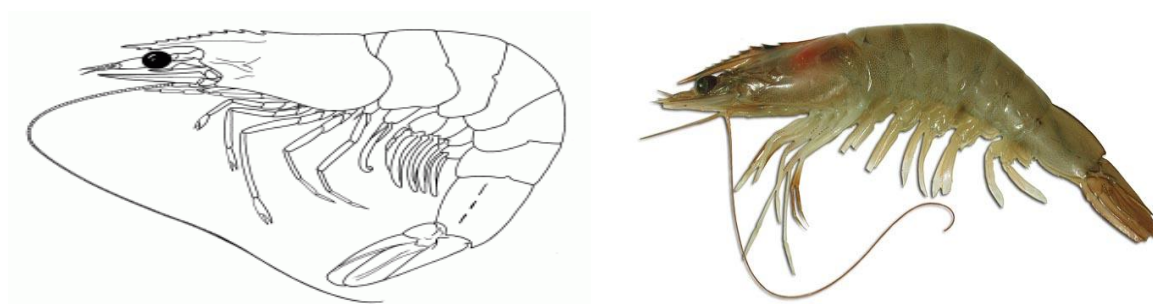


Figure 22 : Crevette pattes blanches, *Penaeus vannamei* (Boone, 1931)

La ferme pilote de la Marsa a été lancée en mars 2009 sur une superficie de 15 hectares extensible pour un coût de 210 millions de dinars fournis par l'Algérie, en plus de 2,3 millions de dollars représentant la contribution du partenaire sud-coréen.

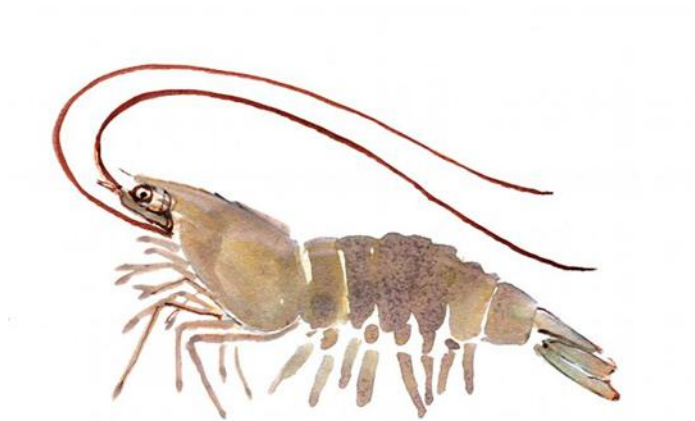
La ferme comprend huit bassins dont quatre réalisés par le partenaire sud-coréen et quatre par la partie algérienne. Leur capacité totale de production est d'environ 5 tonnes/an. Elle dispose également d'une écloserie capable de produire entre 20 et 30 millions de larves par an. Elle est équipée également de deux stations de pompage ; une mouillée à quelques mètres de profondeur à la côte distante de 2 km de la ferme pour l'approvisionnement en eau de mer, et l'autre ancrée dans le lit de l'oued EL Kebir à 1.5 km pour fournir les réserves en eau douce ou saumâtre, suivant les marées., des logements d'astreinte, une salle de conférence et un laboratoire scientifique.

La ferme de la Marsa, dont l'une des vocations est la formation, fournit aux autres fermes aquacoles dont celle d'Ouargla des larves de crevettes destinées à être engraisées.

Après le premier succès enregistré par la ferme de la Marsa, un second succès vient d'être confirmé par la maîtrise du savoir faire des techniques d'élevage de crevettes pattes blanches, *Litopenaeus vannamei* à Hassi Benabdellahen eau saumâtre, située dans une zone aride caractérisée par des conditions climatiques extrêmes au titre de l'année 2018.

CHAPITRE 2

MATERIEL ET METHODES



2.1. Matériel biologique

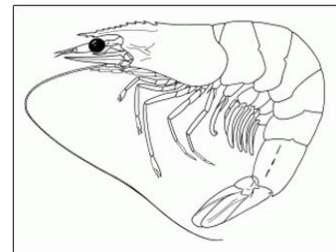
Le nom vernaculaire **crevette** (aussi connu comme chevrette dans certaines régions de la francophonie) est traditionnellement donné à un ensemble de crustacés aquatiques, essentiellement marins mais aussi dulcicoles. On en recense plus de 160 espèces. Les deux espèces les plus présentes dans l'élevage sont la crevette géante tigrée, *Penaeus monodon*, et la crevette à pattes blanches, *Litopenaeus vannamei*. On les distingue notamment car *monodon* est une crevette asiatique et africaine carnivore de grosse taille alors que *vannamei* est une crevette américaine omnivore de taille moyenne. La crevette à pattes blanches, également connue sous le nom de crevette blanche du Pacifique, est un crustacé nageur vivant dans les eaux tropicales de l'océan Pacifique. La crevette à pattes blanches est aussi élevée pour être consommée.

Penaeus vannamei (Boone, 1931) :

Crevette à pattes blanches, Crevette blanche du Pacifique (Français)

2.1.1. Taxonomie

Domaine : Eukaryota
 Royaume : Metazoa
 Embranchement : Arthropoda
 Sous-embranchement : Crustacea
 Classe : Malacostraca
 Sous-classe : Eumalacostraca
 Ordre : Decapoda
 Sous-ordre : Dendrobranchiata
 Inconnu : Penaeoidea
 Famille : Penaeidae
 Genre : *Litopenaeus*
 Espèces : *vannamei*



2.1.2. Synonymies

Nom scientifique préféré

Litopenaeus vannamei (Boone, 1931)

Nom commun préféré

Crevettes blanches

Autres noms scientifiques

Penaeus vannamei Boone, 1931

Noms communs internationaux

Anglais : Pacific white shrimp; white-legged shrimp

Espagnol : camarón patiblanco

Français : crevette pattes blanches

2.1.3. Etude morphologique

Les Pénéides possèdent un corps allongé, latéralement compressé, avec un développement important de l'abdomen adapté pour la nage. Chaque segment est enfermé par un tégument dorsal et un sternum ventral. Comme tout arthropode, les crevettes présentent une symétrie bilatérale bien marquée. Elles sont formées de deux régions bien distinctes (Beaumont *et al*, 1981) :

Le Céphalothorax est recouvert d'une carapace avec une épine hépatique d'un seul tenant. La tête (5 segments) et le thorax (8 segments) sont fusionnés à l'intérieur d'un céphalothorax complètement recouvert par une carapace, d'où le nom de Céphalothorax (Fig. 23). Ces dernières sont séparées par un sillon cervical très court, n'atteignant pas la région dorsale (Fig. 24).

D'un côté, la tête comporte : une bouche, deux yeux pédonculés et cinq paires d'appendices sensoriels : les antennules, antennes, mandibules, maxillules et maxilles.

De l'autre côté, le Thorax ou Péréion dispose d'appendices appelés « péréiopodes » ou pattes thoraciques dont les trois premières paires sont munies de pinces de forme identique et qui augmentent légèrement de taille vers l'arrière ; les deux dernières paires bien développées, se terminant par des griffes simples.

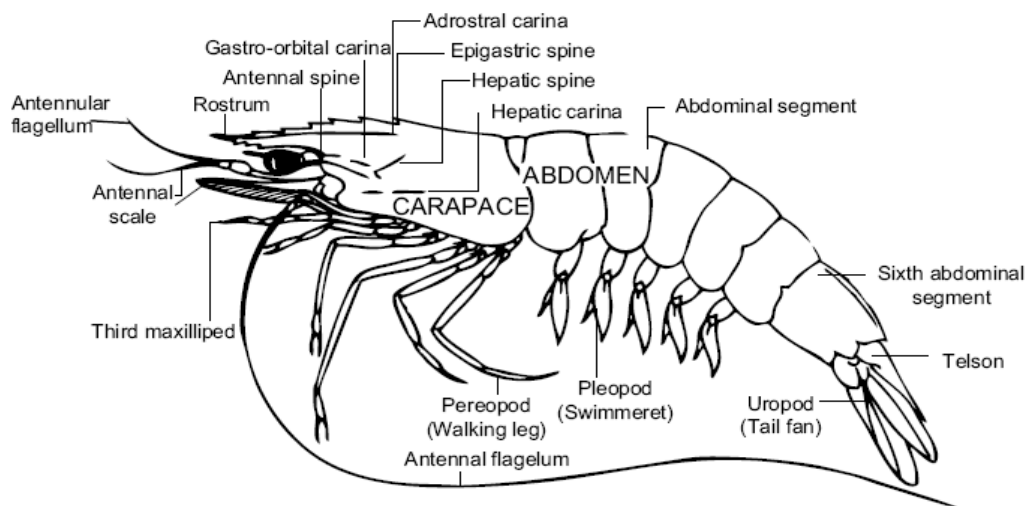


Figure 23 : Morphologie externe des crevettes pénéidae [3]

L'Abdomen ou Pléon, partie segmentée, est constitué de six métamères nettement individualisés. Les segments sont articulés entre eux et mobiles dans le plan sagittal. Chaque métamère dispose d'une paire d'appendices appelés pléiopodes ou pattes

abdominales. L'abdomen se termine par le Telson. Celui-ci forme avec la dernière paire de pléiopodes une puissante nageoire caudale : c'est l'Uropode. Pour se protéger, les crevettes ont un rostre bien développé et garni d'épines dorsales et ventrales (Fig. 24).

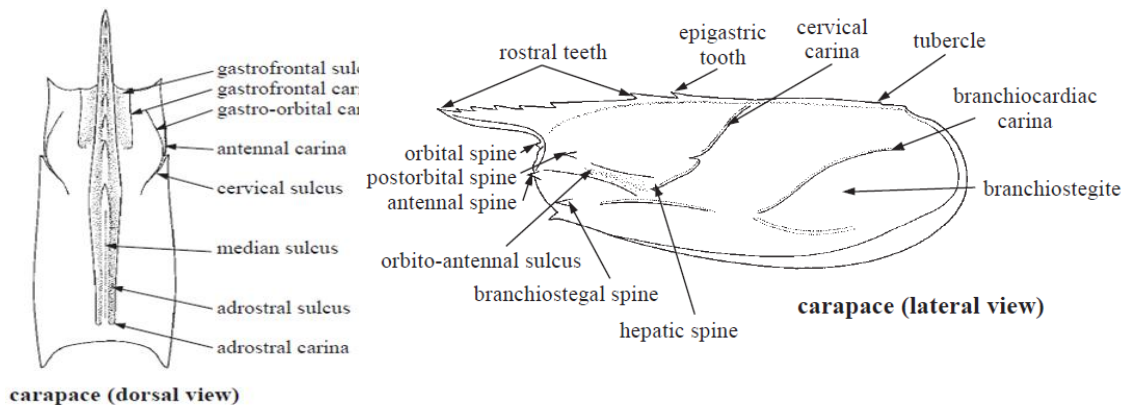


Figure 24 : Vue dorsale et latérale d'une carapace des Pénéidae [4]

Il y a cinq paires de pattes de natation attachées au premier segment à cinquième segment, tandis que le sixième segment de pattes de natation change sa forme en un éventail de queue (Uropode). Au-dessus de la queue, il y a la queue qui est effilée sur les bords. Les organes internes qui peuvent être observés sont l'intestin (intestin), qui conduit à l'anus situé à la fin du sixième segment.

2.1.4. Sexualité et dimorphisme sexuelle

Chez les Crevettes Pénéidae, les sexes sont nettement différenciés. A premier abord, les mâles ont une plus petite taille par rapport aux femelles. A la première maturité sexuelle, le mâle ne pèse que 40 g avec une carapace de 38,5 mm alors que la femelle atteint un poids de 70 g pour une carapace de 46 mm (Primavera, 1980 in Motoh, 1981).

Un dimorphisme sexuel net de certains caractères externes et de l'appareil génital existe (Heldt, 1938 ; Perez-Farfante, 1975 ; Tierniezi et Javed, 1976 ; Habib-UL-Housan, 1981 in laubier *et al*, 1985). Le principal critère de différenciation sexuelle réside dans la forme et la localisation des appareils sexuels. La femelle possède un réceptacle séminal ouvert appelé thélycum, étui plus ou moins développé situé ventralement à la base de la cinquième paire de péréiopodes (Demestre et Carbonell 1994). Chez les mâles, il existe un organe copulateur réalisé par la jonction des deux rames internes modifiées de la première paire de péréiopodes. Organe dénommé le pétasma qui intervient pour guider le

cheminement des spermatozoaires depuis les orifices génitaux mâles jusqu'au thélycum de la femelle au cours de l'accouplement (Fig. 25).

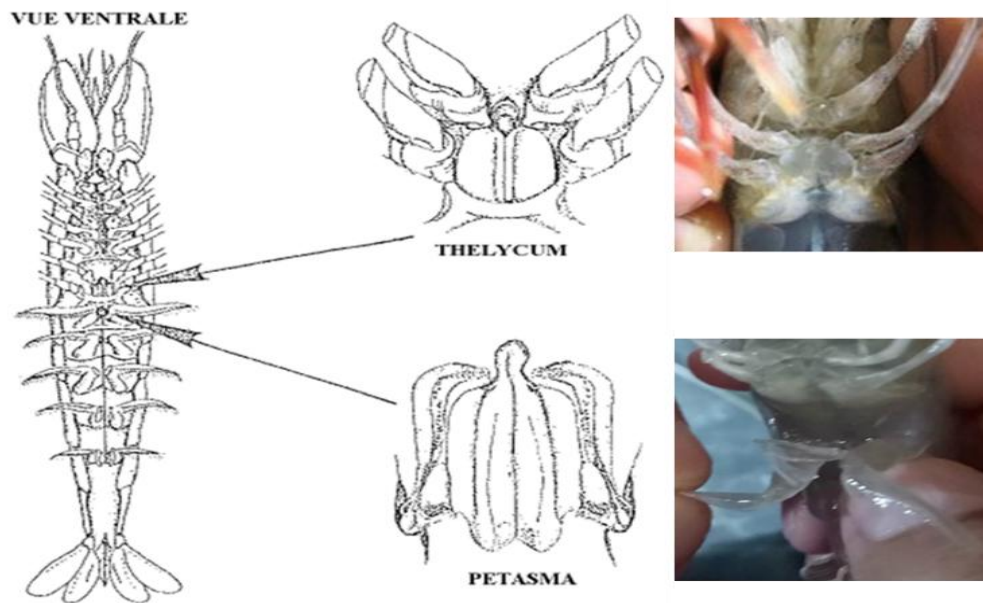


Figure 25 : Dimorphisme sexuel chez les crevettes matures (vue ventrale) (Denece, 1995)

2.1.5. Distribution géographique

La crevette à pattes blanches est indigène de la côte Pacifique Est de Sonora, du Mexique dans le nord, de l'Amérique centrale et du Sud, loin au sud elle se trouve à Tumbes au Pérou (Fig. 26).



Figure 26 : Distribution géographique de *L. vannamei* [5]

2.1.6. Habitat

Comme elle est une espèce tropicale, elle affectionne toute l'année des températures avoisinant les 25°. Elle ne supporte pas les eaux à moins de 12° et à plus de 34°. Elle vit dans l'eau salée mais s'adapte aux eaux saumâtres. *L. vannamei* vit dans les habitats marins tropicaux. Les adultes vivent et pondent en mer ouverte, alors que les post larves émigrent vers la côte pour passer leur stade de juvénile, et sub-adulte dans les estuaires côtiers, les zones lagunaires ou les mangroves.

2.2. Cycle biologique

Les crevettes pénéides ont une durée de vie de l'ordre de deux à trois ans selon les espèces. Les reproducteurs maintenus en captivité ne sont féconds que pendant quelques semaines à quelques mois, ce qui implique leur fréquent renouvellement. Le cycle biologique de toutes les espèces de pénéides de la zone littorale se déroule généralement de la même manière. Il peut être divisé en quatre phases qui se caractérisent par des changements morphologiques, des modifications du comportement et de l'alimentation ainsi que des changements d'habitat.

Les mâles deviennent matures avec un poids de 20 g et les femelles 28 g à partir de 6-7 mois. *L. vannamei* pesant 30-45 g produira 100 000 - 250 000 œufs d'environ 0,22 mm de diamètre. La reproduction et la ponte auront lieu en mer ouverte, sur des fonds de quelques dizaines de mètres de profondeur (Fig. 27).

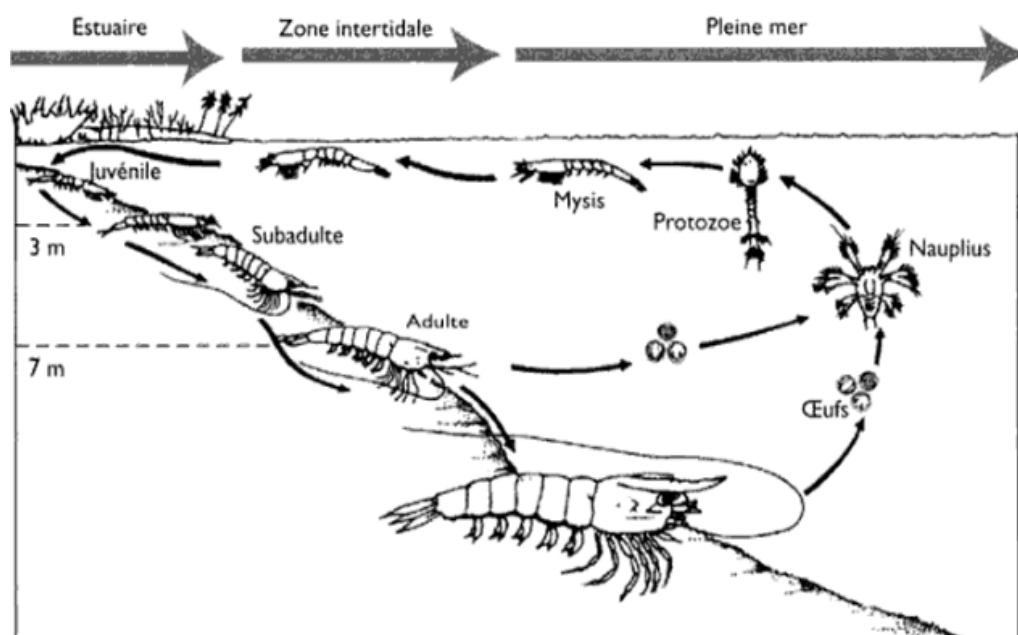


Figure 27 : Cycle biologique chez les Pénéides [3]

Les œufs, pondus libres dans l'eau, sont fécondes au moment de leur expulsion. Ils sont pélagiques quelques temps puis deviennent benthiques (ils se déposent sur le fond). Après une courte période de développement embryonnaire (10-16 h), se produit l'éclosion libérant des nauplii (0.3-0.7 mm), 1^{er} stade du développement larvaire qui est vitellotrophe (ne se nourrissent pas mais utilisent leurs réserves vitellines). Durant les stades larvaires suivants, (six stades naupliens en 48 heures) successifs durant chacun 4-8 h (selon la température) sont décrits (protozaire, mysis et première postlarve respectivement), ils demeurent planctoniques pendant un certain temps, se nourrissent de phytoplancton et zooplancton, et sont portés vers le rivage par les courants de marée.

Le dernier stade nauplii donne naissance à la larve zoé (0.9 - 2.6 mm) qui passe par 3 stades successifs (zoé 1, 2, 3). Chaque stade zoé dure un peu plus de 24 h en fonction de la température d'élevage. Les zoés se nourrissent d'algues phyto-planctoniques dont la taille varie de quelques micromètres à quelques dizaines de micromètres de diamètre.

La dernière forme zoé se métamorphose en une larve mysis (2.6 - 4.5 mm) qui passe également par trois stades (mysis 1, 2, 3) séparés par des mues. Chaque stade mysis dure un peu plus de 24h selon les températures d'élevage. Les mysis ont un régime carnivore strict. À la suite d'une profonde métamorphose la larve mysis 3 donne naissance à une post-larve (PL) qui présente la plupart des caractéristiques morphologiques de l'animal adulte. Les plus jeunes post-larves mènent une vie pélagique, puis, au bout de dix à vingt jours les postlarves (PL) changent leur habitude planctonique environ 5 jours après leur mue en PL, se concentrent alors près des côtes où on les retrouve fréquemment dans les estuaires et les lagunes d'eau saumâtre. Elles deviennent benthiques, et commencent à s'alimenter sur les détritiques benthiques, les vers de polychètes, les bivalves et les petits crustacés, et demeurent là-bas jusqu'à ce qu'elles atteignent 200-230 mm en LT. Ces Sub-adultes reviennent alors à la mer où ils sont pêchés (Tab. 2).

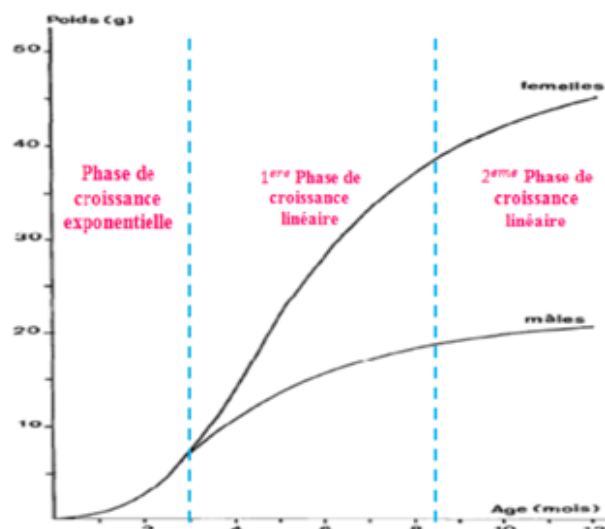
Tableau 2 : Durée des stades de développement des crevettes

Stades de développement	Durée des stades
Œuf	12 - 24h
Nauplii	36 - 48h
Protozoé	3 - 5 jours
Mysis	3 - 5 jours
Post-larve	5 semaines
Juvenile	4 mois
Sub-adulte	2 mois
Adulte	Jusqu'à 10 ans

2.2.1. Courbe de croissance

La croissance des crevettes suit trois phases. Jusqu'à environ 3 mois (stade juvénile), elles grossissent de façon exponentielle pour passer de 0 à 5 g. Puis elles rentrent dans une première phase de croissance linéaire, assez rapide, jusqu'à atteindre l'âge adulte. Après 8 à 10 mois, les crevettes continuent de muer et de grandir, mais leur croissance toujours régulière devient plus lente (Fig. 28). Les femelles grossissent plus vite et plus longtemps que les mâles.

A l'intérieur d'une même cohorte (population née au même moment), la variabilité du poids est en général proche de 50% (Hendrickx, 2003), ce qui signifie que les individus ont des vitesses de croissance assez différentes entre eux.

**Figure 28 :** Courbe de croissance des crevettes de la famille pénéidae (Le Reste et Marcille, 1976)

2.3. Eléments d'Anatomie

Le tractus digestif des décapodes peut être subdivisé en 3 parties : tube digestif antérieur, intestin moyen et intestin postérieur (Fig. 36). Les tubes digestifs antérieur et postérieur, d'origine ectodermique, sont recouverts d'une fine cuticule qui est renouvelée à chaque mue. L'intestin moyen est d'origine endodermique.

2.3.1. Physiologie de la digestion

2.3.1.1. Tube digestif antérieur

- Le tube digestif antérieur des crustacés décapodes est formé de 3 parties distinctes : la bouche, l'œsophage, et l'estomac (Fig.29).

- **La bouche** est entourée par plusieurs paires d'appendices spécialisés dans la chémoréception et la préhension : maxilles, maxillules, mandibules et maxillipèdes.
- **L'œsophage** est chez les crevettes Pénéides relativement court et musculéux constitué d'une paroi interne de nature chitino-protéique souple. Sa section transversale montre un lumen en forme de X.
- **L'estomac** est constitué d'une chambre cardiaque et d'une chambre pylorique. Chez les crevettes Pénéides, la partie antéro-ventrale de la chambre cardiaque comprend une crête garnie d'une rangée de 14 ossicules calcifiés et articulés. Ces pièces dotées d'une musculature spéciale constituent le moulin gastrique, organe de broyage qui comprend également une dent dorsale puissante. Les particules ayant franchi ce filtre sont dirigées vers l'intestin moyen et l'organe d'absorption, l'hépatopancréas. Chez la plupart des espèces le pH du contenu stomacal demeure neutre ou légèrement alcalin. L'organe ne comporte aucune glande ou cellule à sécrétion acide ou enzymatique (Wabete, 2005).

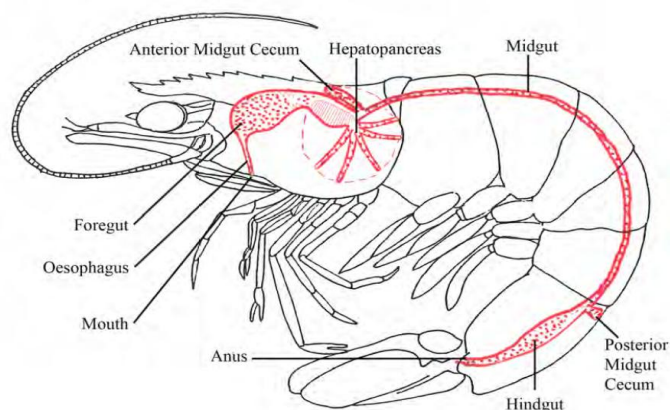


Figure 29 : Dessin schématique de system digestive de *L. vannamei* (Corteel et Nauwynck, 2013).

2.3.1.2. Intestin moyen et Hépatopancréas

L'intestin moyen est rectiligne, du pylore au rectum. Dans son épithélium on trouve plusieurs types de cellules ; nerveuses, hémolyses, et des cellules type endocrines. Le rôle de cet épithélium est d'assurer la sécrétion du mucus qui enrobe les déchets solides émanant de l'estomac. Aussi il y'a une pellicule de chitine qui forme la membrane peritrophique des excréments. La richesse de sa partie distale en mitochondries pourrait avoir un rôle dans la régulation ionique (Oudainia, 2015).

L'hépatopancréas ou la glande digestive, formée de deux lobes symétriques. Elle est située dans la partie dorsale du céphalothorax juste sous le cœur, elle représente 2 à 6 % du poids de la crevette. Chez l'adulte, elle est formée de centaines de tubules fermés à une extrémité et débouchant de l'autre côté sur deux chambres symétriques qui s'ouvrent dans la chambre pylorique. L'hépatopancréas est l'organe distinctif des crustacés par rapport aux vertébrés, puisque la sécrétion d'enzyme et l'absorption sont deux opérations qui se déroulent dans ce même organe (Oudainia, 2015).

La plupart des enzymes digestives des crustacés produites par l'hépatopancréas n'ont pas encore été totalement inventoriées. Certaines enzymes ont été caractérisées qualitativement (peu quantitativement) (Ceccaldi.1997 in Oudainia, 2015) :

- Les enzymes protéolytiques : Les protéases (trypsine, chymotrypsine).
- Les enzymes glycolytiques : L'amylase et la chitinase, l'activité de cette dernière est réduite et ne permet qu'une digestion partielle des exuvies ingérées par les crevettes.
- Les lipases : Elles sont peu étudiées chez les crustacés, cependant de nombreuses lipases ont été mises en évidence dont on connaît mal leur localisation et leur rôle.

Il est toutefois utile de rappeler que les sels biliaires font défaut chez les crustacés, ils sont remplacés par la présence des composés ayant des propriétés tensioactives similaires.

2.3.1.3. Tube digestif postérieur

C'est une formation tubulaire a replis longitudinaux comportant des muscles circulaires qui assurent la défécation par des mouvements péristaltiques et la réabsorption de l'eau en milieu marin ou hypersale.

2.4. Physiologie de la respiration

La respiration des crevettes est assurée par des branchies appelées aussi trachéobronchites. Celles-ci permettent de capter l'oxygène dissout dans l'eau. Cet oxygène (O_2) est transporté par l'hémolymphe qui traverse les filaments et cylindres constituant les branchies à travers les différentes régions du corps. Les branchies et l'hémolymphe permettent aussi d'éliminer le gaz carbonique (CO_2) et d'évacuer une partie des déchets azotés (urine). L'eau parvient jusqu'aux branchies grâce à une petite fente située entre la carapace et les pattes ambulatoires (péréiopodes). De petits cils sont disposés sur chaque bord de cette petite ouverture afin de filtrer l'eau qui parvient à la cavité branchiale (Fig. 30).

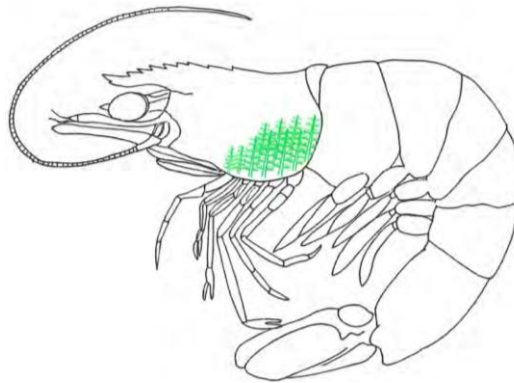


Figure 30 : Dessin schématisé des branchies de *P. vannamei* (Corteel et Nauwynck, 2013).

2.4.1. Types de régulations

L'eau de mer à 34 ‰ a une pression osmotique d'environ 1000 mosM.kg⁻¹ dont environ 440 mosM.kg⁻¹ proviennent des ions Na⁺ et 520 mosM.kg⁻¹ des ions Cl⁻. Dans l'hémolymphe des crustacés, les ions chlore et sodium représentent 95 % de la PO et les acides aminés 3-5 %. La pression osmotique du milieu environnant étant susceptible de varier, il est donc nécessaire pour l'animal de réguler la PO de son milieu intérieur (Wabete, 2005).

Cette régulation de la concentration du milieu intérieur ou hémolymphe peut être envisagée sur le plan Eco physiologique (Charmantier, 1979 in Wabete, 2005). Ainsi les crustacés marins qui vivent au large dans des eaux dont la salinité est quasi-constante n'ont que très peu de problème de régulation ; leur hémolymphe est en générale iso-osmotique au milieu extérieur.

La vannamei montre une augmentation progressive dans l'efficacité du mécanisme d'osmoregulation suivant la dernière métamorphose, ainsi durant leur ontogénie, les juvéniles et les adultes manifestent efficacement une régulation de type hyper-hypo-osmotique (Chong- Roblès *et al*, 2014), cette espèce hyper régule en milieu hypotonique ou dilué et hypo régule en milieu concentré.

2.4.2. Mécanismes d'osmorégulation

Les sites d'échanges d'eau et d'ions sont les branchies, les organes excréteurs et le tube digestif. Les téguments sont très peu perméables sauf pendant les quelques heures suivant la mue. Chez les crustacés, les branchies jouent un rôle fondamental dans la régulation du milieu intérieur, puisqu'elles constituent le site majeur des échanges d'eau et des transferts ioniques entre l'animal et son milieu environnant (Krogh 1939 ; Pequeux *et al*, 1988).

A leur tour, les organes excréteurs, exposés au milieu dilué, augmentent leurs flux urinaires avec perte ionique en parallèle. Dans le cas inverse, si l'animal est exposé au milieu extérieur plus salé que celui du milieu intérieur (hémolymphe), la tendance est une perte hydrique et une entrée ionique. Les branchies deviennent alors le site d'excrétion active et massive d'ions (Oudainia, 2015).

2.5. Système circulatoire

La circulation sanguine des crevettes est appelée "circulation ouverte". L'hémolymphe ne circule pas en permanence à travers des vaisseaux reliés les uns aux autres, mais il est directement propagé grâce à la fonction de pompage du cœur dans l'hémocoèle (cavité interne remplie de sang, les organes baignent plus ou moins directement dans le sang) (Fig.31).

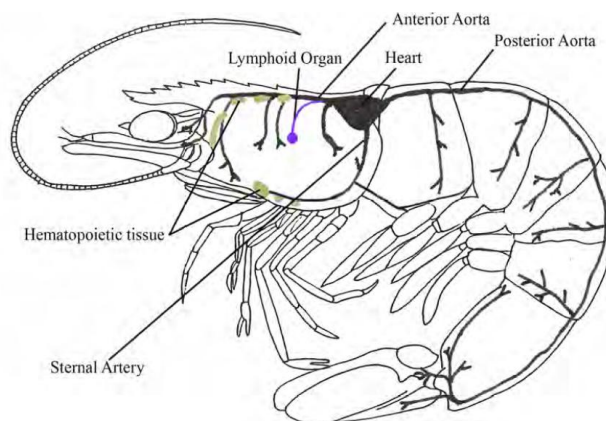


Figure 31 : Dessin schématique du système circulatoire de *P. vannamei* (Corteel et Nauwynck, 2013).

2.6. Système Excréteur

Les néphridies des segments antennaires et maxillaires, également appelée «glande verte» chez les écrevisses, assurent une fonction excrétrice principale chez les crevettes. De la comparaison avec d'autres crustacés, on sait qu'il est composé de 3 parties : une vessie, le labyrinthe et le coelomosac, mais son anatomie est encore mal décrite chez les crevettes péneïdes (Bell et Lightner, 1988 ; Fingerman, 1992 ; Felgenhauer 1992b in Wabete, 2005) (Fig. 32). De l'hépatopancréas, les tubules de l'antenne la glande peut être trouvée dans tout l'hémocèle. Il y a aussi une insertion dans l'organe lymphoïde qui implique une connexion fonctionnelle entre ces deux organes (Rusaini et Owens, 2010). Les branchies ont également un rôle excréteur et sont plus actives que les glandes antennaires. Elles éliminent de l'ammoniaque et des composés uriques.

Excrétion = élimination des déchets terminaux du métabolisme

surtout déchets azotés sous forme d'ammoniaque (NH_3), d'urée ou d'acide urique

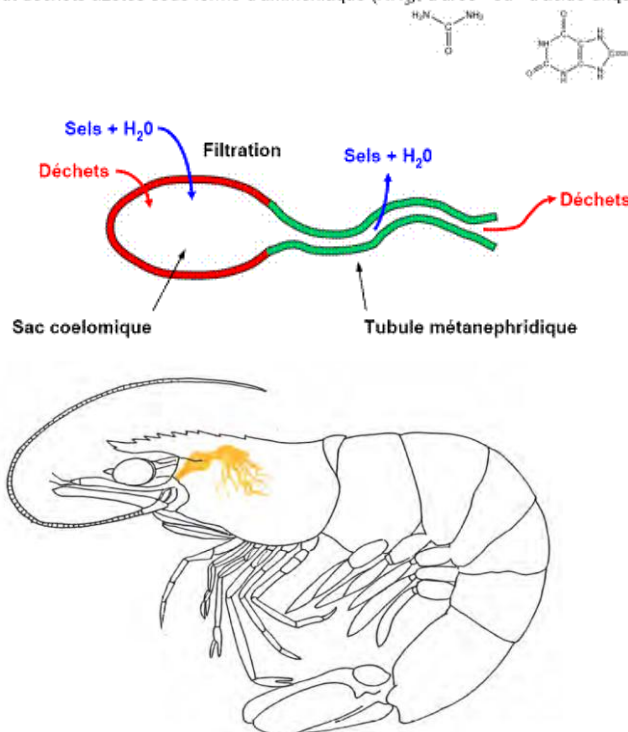


Figure 32 : Schéma illustrant l'excrétion des déchets azotés par la glande antennaire chez *L. vannamei* (Corteel et Nauwynck, 2013).

2.7. Régime alimentaire

Les crevettes à pattes blanches sont omnivores. Dans l'estomac des juvéniles se trouvent d'importantes quantités de boue et de dépôts qui laissent supposer qu'ils pâturent sur les fonds marins. Des études indiquent que *L. vannamei* s'alimente principalement de

crustacés mais également de mollusques et à un moindre degré de polychètes et d'échinodermes. La proportion de petits animaux aquatiques dans leur alimentation augmente avec la croissance. Au début et à la fin d'une mue, elles cessent en partie ou complètement de s'alimenter.

2.8. Principaux prédateurs

Les prédateurs des crevettes sont les poissons et les crustacés. Sans oublier l'homme qui en pêche et en consomme des quantités phénoménales et l'utilise pour beaucoup de recettes.

2.9. Reproduction et comportement

Les Pénéides sont dimoïques, les structures externes du système génital sont les majeurs dispositifs dimorphiques. Le male possède deux paires d'appendices abdominaux modifiés sur le premier et le deuxième segment (le petasma et l'appendice masculin) qui délivrent le sperme au réceptacle externe de la femelle (le thélycum) localisé entre les bases de la cinquième paire de péréiopodes. Le petasma, appendice masculin et le thélycum sont localisés sur la face ventrale (Bailey-Brock & Moss, 1992 in Gaudin, 2013).

La crevette a un comportement initial d'hyperactivité avec une nage en surface et des sauts, puis devient rapidement léthargique, aussi elle a un comportement d'enfouissement pour éviter la prédation. Les crevettes se nettoient abondamment pour enlever tout dépôt de leur corps.

2.9.1. Maturation

Chez *L. vannamei*, et de manière générale dans la famille des Pénaeidae. Les différentes étapes de la maturation ovarienne sont caractérisées par un certain nombre de traits morphologiques visibles à l'observation directe par examen en transparence. Les deux principaux caractères visibles sur le vivant concernent la taille et la couleur de l'ovaire (Fig. 33).

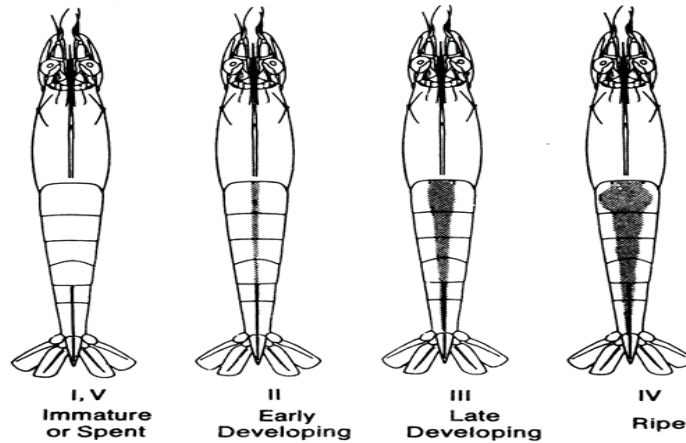


Figure 33 : Stades de maturation chez *L. vannamei*

Les stades de maturation des gonades :

Quand la gonade est mûre, on distingue symétriquement de chaque côté d'un axe sagittale : 3 lobes thoraciques, 1 céphalique et 1 abdominal (Fig. 33).

- Stade 1. Les lobes ovariens sont translucides et petits, les gonades sont blanches et peu opaques, passent par une couleur brun doré puis deviennent orange (parfois vert olive) ; les oocytes sont au début du développement.
- Stade 2. Les lobes ovariens sont opaque et plus grands ; les oocytes augmente de taille.
- Stade 3. La couleur des lobes ovariens tend vers le jaune ; l'accumulation du sac vitellin commence dans les oocytes.
- Stade 4. Les lobes ovariens se pigmentent beaucoup et occupent la partie dorsale du corps ; les oocytes sont mature.
- Stade 5. Les ovaires se dilatent et on assiste à la résorption.

Une gonade mûre est large et très sombre par transparence, elle présente d'autre part un aspect granuleux caractéristique visible à la jointure abdomen-céphalothorax.

2.9.2. Accouplement

Vers 6-7 mois, les mâles deviennent matures à partir de 20 g et les femelles à partir de 28 g car elles ont en général une croissance plus rapide et plus importante. La copulation de la crevette *L. Vannamei* se fait en intermue (cuticule dure) en eau de mer 35 ‰. Le mâle poursuit la femelle prête à l'accouplement, il tâte par derrière le sexe féminin avec ses antennes et y transmet ensuite les spermatophores au niveau du thélycum de la femelle

mature (Fig. 34). La copulation de la crevette se déroule au crépuscule et seules les femelles qui pondent dans la nuit sont fécondées. Il ne reste en général aucune trace de spermatophore le lendemain matin. En milieu naturel, le mâle dépose les spermatophores au niveau du thélycum de la femelle mature (Fig. 34).

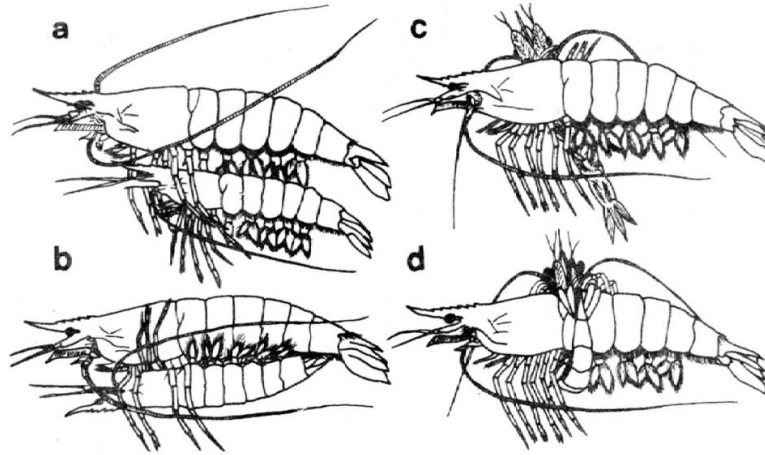


Figure 34 : Comportement d'accouplement chez les pénaeïdes. (a): Ils nagent en parallèle (b) : Le mâle tourne ventralement et attache la femelle (c) : Le géniteur mâle est perpendiculaire à la femelle (d) : Le mâle se courbe autour de la femelle (Primavera, 1979 in Primavera, 1989)

Le pétasma est formé par les endopodites de la première paire de pléiopodes qui sont modifiées en une structure intermédiaire pour le transfert du spermatophore. Les appendices mâles sont sur les endopodites de la seconde paire de pléiopodes et permettent de séparer le pétasma en deux parties. Les mâles possèdent 2 spermatophores ; chacun comporte une structure chitineuse supportant la boule de sperme et des amas mucilagineux (fig.35).

Selon la morphologie du thélycum, on distingue 2 types de fécondation :

- Espèces à thélycum ouvert ex. (*P. stylirostris* et *L. vannamei*)
- Espèces à thélycum fermé ex. (*P. monodon*)

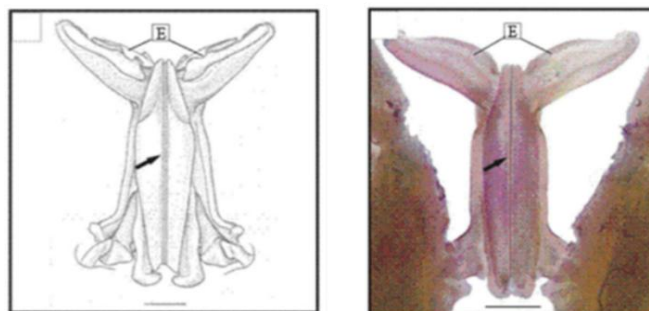


Figure 35 : En macroscopie : Vue dorsale du pétasma d'un mâle (LC =10.3mm); expansion terminale (E). (Fransozo *et al.*, 2011).

Les crevettes possédant le thélycum « fermé », le spermatophore est placé par le mâle dans la cannelure lorsque la femelle vient de muer et possède un exosquelette encore molle. Le spermatophore est conservé pour quelques temps avant de pondre. La carapace durcira et la boule de sperme pourra alors servir pour plusieurs pontes jusqu'à la mue suivante où elle sera éliminée avec l'exuvie.

Pour les espèces à thélycum "Ouvert", le spermatophore doit être placé dessus par le mâle quand l'exosquelette de la femelle est dur, généralement quelques heures avant la ponte (Fig. 36). Les thélycum "Ouvert" se rencontre dans plusieurs espèces de crevettes comme *P. stylirostris* et *L. vannamei* ;

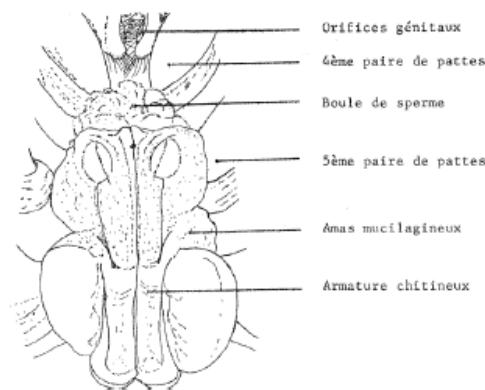


Figure 36 : Spermatophores fixés au thélycum *L. vannamei*, après l'accouplement (Hall, 1962).

Tandis que les thélycums fermés sont caractéristiques d'espèce asiatique comme *P. monodon*, *P. chinensis*, *P. indicus* et *P. merguensis* (Bailey-Brock & Moss, 1992). *P. aztecus*, *P. brasiliensis*, *P. californiensis*, *P. duorarum*, *P. esculentus*, *P. indicus*, *P. kerathurus*, *P. Iatisulcatus*, *P. japonicus*, *P. merguensis*, *P. monodon*, *P. notialis*, *P. chinensis* [= *orientalis*], *P. paulensis*, *P. pencillatus*, *P. plebejus* et *P. semisulcatus*.

2.9.3. Fécondation

Le thélycum de *p. stylirostris* et *L. vannamei* est formé d'une carène située entre les 4^{ème} et 5^{ème} paires de pattes thoraciques, bordée de protubérances ciliées. Les spermatophores du mâle sont fixés dans cette carène grâce à des amas muqueux qui adhèrent aux sculptures ciliées. La boule de sperme est maintenue entre la 3^{ème} paire de pattes à la base de laquelle sont situés les orifices génitaux (Fig. 37).

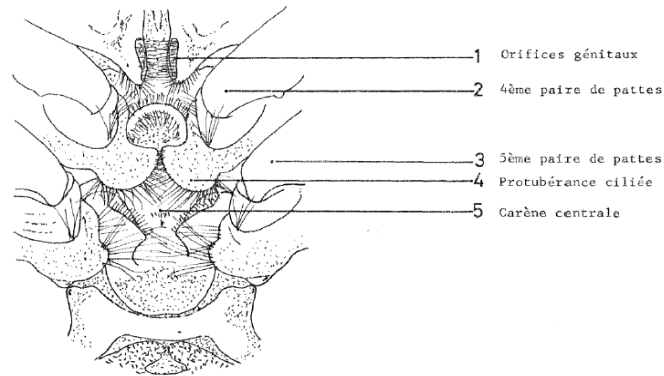


Figure 37 : Thélycum ouvert. *L. vannamei* (Hall, 1962).

Le système reproductif de la femelle inclue des ovaires pairs qui s'étendent de la moitié du thorax jusqu'à l'abdomen postérieur, et l'oviducte est adjacent jusqu'à un unique thélycum. Les organes internes du système reproductif mâle sont constitués d'un vase déférent et d'ampoules terminales pour le stockage du spermatophore.

2.9.4. Ponte

La reproduction en captivité des animaux est plus ou moins contrôlée - au niveau de la maturation ovarienne qui est déclenchée par une épédonculation unilatérale de la femelle – et au niveau de l'insémination qui est réalisée artificiellement par l'application manuelle sur le thélycum de la femelle de la boule spermatique extrait du spermatophore du mâle.

La ponte est nocturne, dès leur sortie de l'oviducte, les œufs se retrouvent en contact direct avec l'amas du sperme. Puisque les spermatozoïdes des Pénéides sont immobiles par absence de flagelles, c'est la réaction corticale de l'œuf qui permet la fécondation. Lors de la ponte, la femelle nage lentement et éparpille ses ovules dans l'eau en se servant des mouvements rapides des pléiopodes, évitant ainsi la formation d'amas qui gênerait la dissolution de la couche périphérique (bâtonnets corticaux) et entraînerait un manque d'oxygène (Oudainia, 2015).

Deux heures plus tard, la femelle nage alors lentement et disperse les œufs dans l'eau avec des mouvements rapides de ses pléiopodes. Au moment de l'expulsion les œufs entrent en contact avec les spermatozoïdes, la fécondation est donc externe. Les œufs fécondés sont déposés dans la colonne d'eau. On peut distinguer 3 étapes dans la reproduction des Pénéidae : la maturation de la gonade, c'est-à-dire la formation des ovules avec leurs réserves, la fécondation par le mâle et la ponte. Les ovules sont fécondés à la sortie de l'oviducte.

2.9.5. L'éclosion

Elle est survenue après le crépuscule, à partir de 22 h. En fin d'après-midi, la femelle prête à pondre a été isolée dans un "pondoir" (400 litres) hyper oxygéné, à l'obscurité. La température de l'eau fût maintenue constante à 28°C, grâce à un circuit fermé d'eau chaude réalisé par des tuyauteries en cuivre, qui plongerait dans les bassins en ceinturant les digues. Les premiers comptages ont été effectués dans le "pondoir", le matin suivant l'éclosion.

Les estimations ont été faites à partir de 4 échantillons d'un litre où les larves furent dénombrées à l'œil nu. Le nombre de larves mortes rapporté au nombre total de larves comptées' (l'effectif total représentant 100% des individus) définit pour chaque comptage le pourcentage de mortalité à l'éclosion. Cette méthode de comptage est utilisée en aquaculture des Crustacés car elle est la plus fiable bien qu'aucune relation ne puisse être établie entre le pourcentage d'éclosion et le taux de survie en fin de développement larvaire. En effet, la distribution des larves ne se fait pas au hasard dans les "pondoirs" ou les bacs d'élevage. Pour pallier ce biais d'échantillonnage, l'eau fut agitée avant tout prélèvement, seul moyen d'éviter de trop grandes fluctuations dans les estimations.

- L'éclosion (Jour 0)

Trois bassins d'éclosions de 400 litres sont disponibles. Nous ajoutons à l'eau filtrée à 1µm. Les œufs se maintiennent dans la colonne d'eau avec une légère aération au centre du bassin légère. Les œufs fécondés éclosent dans les 12 à 15 heures après la ponte à 30°C. Les bassins d'éclosion sont maintenus avec un éclairage permanent. Les Nauplii changent de stade toutes les 6 heures. Il existe 5 stades de Nauplii soit 30 heures environ au total. Leur alimentation est endogène. Nous récoltons les Nauplii IV le lendemain à partir de 7h (J1) soit environ à 18h après l'éclosion.

Les Nauplii sont photosensibles, ils peuvent être concentrés avec une source de lumière et prélevés avec une maille de 100µm. Les Nauplii ne recherchant pas la lumière ne sont pas conservés, traduisant des déformations ou un mauvais développement. Un comptage volumétrique des Nauplii est effectué selon le même protocole que les œufs, puis ils sont rincés avec l'eau utilisée en élevage larvaire pour l'acclimatation. Les stades Nauplii à Mysis sont planctoniques, les larves sont avec une aération constante à partir du fond du bassin. L'alimentation larvaire est détaillée en annexe 1.

- **Stades Nauplii IV à V (J1)**

Les bassins d'élevage sont remplis à 50 % de leur capacité avec une eau filtrée, désinfectée, à une salinité de 25 à 30 ppt, et une température de 30°C. Ils sont stockés à une densité de 100 Nauplii III / litre soit 10 000 Nauplii/bassin. Trois bassins de larves sont constitués. Le reste de Nauplii est rejeté.

- **Stades Zoé 1, 2, 3 (J1 à J4)**

A partir de 18h le Jour 1, les larves muent au stade Zoé 1. L'alimentation au stade Zoé est assurée par l'apport d'une culture d'algues diatomées purifiées vivantes (*Chaetoceros*, *Thalassiosira pseudonana*, *Skeletonema sp*), maintenue entre 80 et 130 000 cellules/ml dans les bassins de larves. Cette alimentation est complétée par des aliments commerciaux artificiels sous forme de farines de 50 à 150 µm pendant l'ensemble du cycle larvaire. Chaque stade Zoé dure 36h. Nous complétons équitablement le volume d'eau chaque jour jusqu'à 100% de remplissage à J4.

- **Stades Mysis 1, 2, 3 (J4 à J7)**

Au stade Mysis 1, nous débutons l'alimentation avec des Nauplii d'artémia. A l'aide d'une maille de 200 µm, nous renouvelons 30% de l'eau chaque jour après avoir stoppé pendant 5 minutes l'aération. Par siphon, nous retirons un maximum de fèces et de matières en suspension décantées. Ce processus sera le même jusqu'à la fin de l'élevage larvaire sauf à PL1.

- **Les post-larves de 0 à 20 jours (J7-J30)**

Au stade Post Larves de 1 jour (PL1), les larves deviennent benthiques. Nous récoltons les larves totalement pour un comptage volumétrique. 90 % de l'eau est renouvelée. Nous déterminons le taux de survie de Nauplii à PL1. Cette opération est renouvelée à PL20.

2.9.6. Cycle de mue

L'exosquelette des crevettes est aussi appelé carapace ou cuticule. Principalement composée de chitine, de sels de calcium, de protéine et de matières grasses, la cuticule est un élément rigide qui protège l'animal mais borne sa croissance. Lorsque les limites de cette dernière sont en passe d'être atteintes, la crevette va muer pour se doter d'un nouvel exosquelette plus grand. A défaut d'être continue comme chez les poissons, la croissance de la crevette s'effectue donc par paliers successifs. La mue est un phénomène hormonal. Comme souvent dans les situations de ce type, une certaine synchronisation apparaît dans les populations en élevage. La cyclicité des mues peut être perturbée par la survenue d'un stress important. C'est le cas, par exemple, lors des vidanges de bassins trop rapides qui imposent de reporter les récoltes. Pour croître, l'animal est contraint de s'extraire de son ancienne carapace (stade E). A ce moment-là, la nouvelle cuticule, encore très molle, se retrouve en contact avec le milieu. La croissance est un phénomène discontinu : elle se fait par mues successives. L'ancienne cuticule est remplacée par une nouvelle, permettant une augmentation du poids et de la taille de l'animal (Fig. 38).

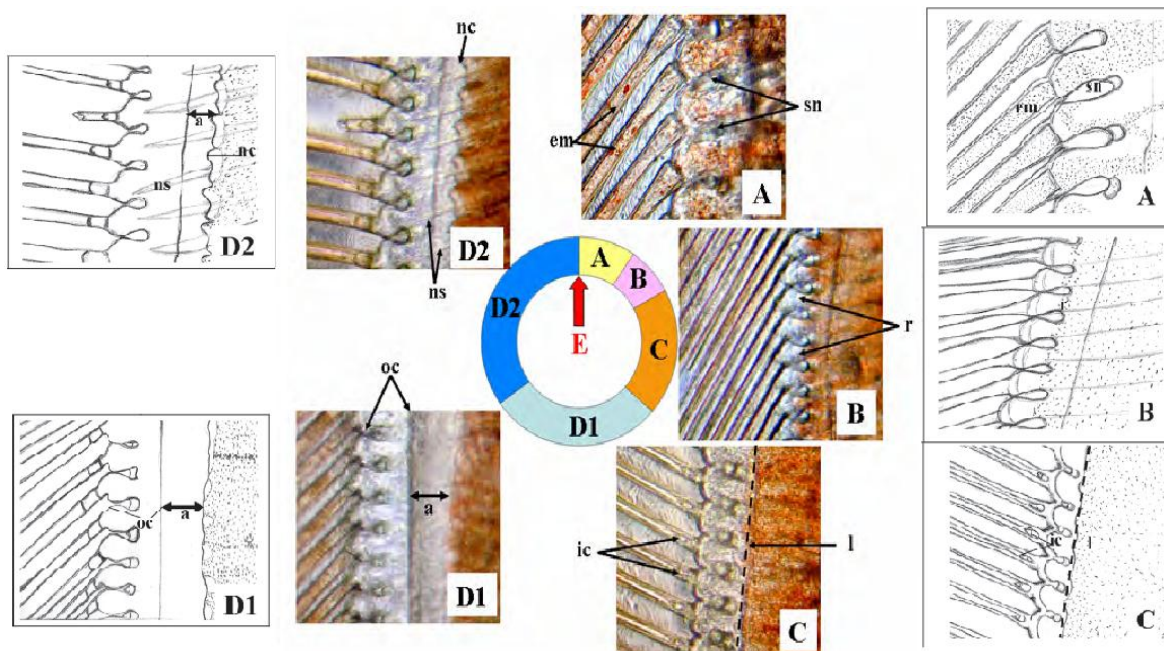


Figure 38 : Les différents stades de mue chez les pénaeïdes

Le cycle de mue se caractérise par la succession de trois étapes principales qui surviennent après la mue proprement dite (Tab.3) :

- **La post-mue :** c'est la phase pendant laquelle l'animal récupère de la précédente mue. Afin d'étendre et de consolider cette cuticule pour qu'elle corresponde à sa

nouvelle taille, la crevette doit absorber un important volume d'eau (stade A). S'ensuit une période de plusieurs heures au cours de laquelle la nouvelle carapace se durcit (stade B).

- **l'inter-mue** : l'animal connaît une phase stationnaire au cours de laquelle sa cuticule est fonctionnelle. Sa croissance massale s'opère de façon continue et son activité alimentaire est stable et maximale.
- **la pré-mue** : est caractérisée par la mise en place sous la cuticule de 2 couches pré-exuviales puis par la dégradation progressive des anciennes strates. l'animal prépare sa prochaine mue. Son activité alimentaire décroît ; la nouvelle cuticule commence à devenir visible à l'œil nu.
- **L'exuviation** : Le céphalothorax bascule vers l'avant, tous les appendices avant se dégagent par mouvements péristaltiques et l'abdomen s'extrait de l'ancienne cuticule. Clemens *et al*, (1999) ont montré qu'un état particulier de l'oxygénation du sang au moment de la mue jouait un rôle particulier dans sa réalisation.

A l'exuviation, la cuticule est formée par les deux couches préexuviales non durcies, l'animal est donc mou, et la croissance peut intervenir à ce moment. Celle-ci s'accompagne d'une entrée massive d'eau, au niveau des branchies et de l'intestin permettant une croissance rapide en taille et en poids.

Tableau 3 : Description des étapes et stades majeurs de la mue chez les crustacés d'élevage

Stade	Post-mue		Inter-mue	Pré-mue			Mue	Post-mue	
	A	B	C	D1	D2	D3	E	A	B
Durée	5%		40%	55%			/	5%	
Exosquelette	Cuticule molle qui s'endurcit progressivement		Cuticule dure	Pas de nouvelle cuticule visible à l'œil nu	Apparition de la nouvelle cuticule	Espace entre l'ancienne et la nouvelle cuticule	/	Cuticule molle qui s'endurcit progressivement	
Activité alimentaire	Nulle/faible		Maximale	Décroissante			/	Nulle/faible	

2.10. Méthode de travail

2.10.1. Caractéristiques de la région et sélection d'un site

La ferme pilote d'élevage de la crevette, située dans la commune d'EL Marsa, dans l'extrême Est de la wilaya de Skikda (Est algérien), située en bordure de mer et suffisamment éloignée des oueds rejoignant la mer pour éviter l'afflux d'eaux douces (salinité supérieure à 25 ppt) et les eaux trop chargées en matières en suspension. Elle est implantée à 500 mètres de l'oued EL Kebir (Fig. 39).

Situation géographique :

Latitude : 37° 01' 48" Nord

Longitude : 7° 15' 11" Est

Altitude de site 7 m



Figure 39 : Vue satellite de la Ferme Aquacole Pénéidae d'EL Marsa, Skikda (Source : Google Earth)

Les objectifs de la station n'étaient pas encore d'obtenir des résultats concernant la nutrition des animaux, mais plutôt de mettre en place les protocoles pour les expériences à venir et d'étudier les effets de l'environnement sur la croissance (Fig. 40).



Figure 40 : Photo satellite de la ferme pilote de crevetticulture, Skikda (Source : Google Earth)

La proximité d'agglomérations est fortement souhaitable même si cela impose le plus souvent de prendre des mesures de sécurité et de surveillance des installations. On citera Port, distributeurs d'équipements et de pièces détachées, maintenance, usine d'aliment, stockage frigorifique, usine de conditionnement...

2.10.2. Historique des activités de la ferme pénéculture de Skikda

En 2011,

- Production d'environ 1 million de post- larves de crevette impériale, *Marsupenaeus japonicus*.
- Grossissement et production d'environ 800 kg de la crevette *Marsupenaeus japonicus*, dont le poids moyen est de 10 grammes.

En 2012,

- Reproduction de la *Marsupenaeus japonicus*, dont le cycle est interrompu au stade post- larve, suite au déclenchement de la maladie WSSV ou la maladie des taches blanche.
- Reproduction de la *Penaeus kératherus* avec une production de 3 millions de post-larves,
- Opération d'ensemencement du milieu naturel de la Marsa (Wilaya de Skikda), Jwano, et Sidi Salem (Wilaya d'Annaba) à titre expérimentale, après grossissement de *kératherus*, qui a atteint un poids de 5 à 6 grammes en 5 mois.

En 2013,

- Production d'environ 1 million de poste larves de crevette *Marsupenaeus japonicus*, avec une production finale d'environ 700 Kilogrammes dont le poids moyen est de 14 grammes.

En 2014,

- Introduction d'une nouvelle technologie d'élevage appelé le « BIOFLOC », qui est un système respectueux à l'environnement, et aussi l'entrée d'une nouvelle espèce pénéidae en l'occurrence, *Litopenaeus vannamei*, appelée communément crevette à pattes blanches.

En 2017,

- Premier essais de la reproduction provoquée de la crevette vannamei et de l'élevage larvaire.

2.10.3. Critères climatiques

Le climat est un facteur important dans la vie et l'évolution d'un écosystème (Dajoz, 1972). Il joue un rôle fondamental dans la distribution et la vie des êtres vivants (Faurie *et al.*, 1978). Deux facteurs en l'occurrence, la température et les précipitations sont prépondérants pour le développement de la végétation d'une part, et des réserves hydriques du milieu d'autre part, d'où la nécessité de faire le point sur ces derniers (Metna, 2014).

2.10.3.1. Température de l'air

La température représente un facteur limitant de première importance, car elle contrôle l'ensemble des phénomènes métaboliques et conditionne de ce fait, la répartition de la totalité des espèces et des communautés des êtres vivants dans la biosphère (Ramade, 2003). Les valeurs de la température mensuelle enregistrées dans la région de Skikda, sont représentées dans la figure. Il est clairement remarquable que la valeur moyenne des températures enregistrées en mois d'août, est de l'ordre de 29.13 °C tandis que celle observée pendant les mois de janvier et février, Elle est respectivement de l'ordre de 9.58 et 9.19 °C.

On peut remarquer aussi que la saison chaude s'étale du mois de juin jusqu' octobre ou les températures mensuelles dépassent la moyenne annuelle, alors que la période allant de novembre à avril représente la saison froide avec une moyenne mensuelle inférieure à la moyenne annuelle (Fig.41).

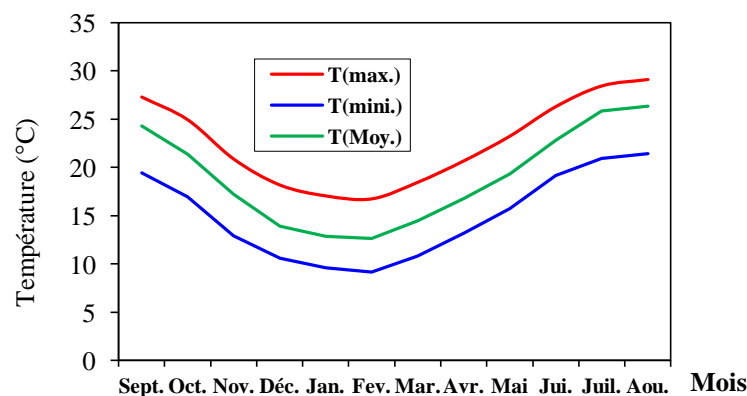


Figure 41 : Evolution mensuelle des températures atmosphériques moyennes à la station de Skikda (période 2008-2017)

2.10.3.2. Pluviométrie

Les précipitations représentent un facteur écologique d'importance fondamentale, non seulement pour le fonctionnement et la répartition des écosystèmes terrestres, mais aussi pour certains écosystèmes aquatiques tels que les mers, les lacs temporaires et les lagunes saumâtres soumises à des périodes d'assèchement (Ramade, 2003).

Dans notre région d'étude, nous constatons que les premières pluies ont été enregistrées durant le mois de septembre, s'accroissent en novembre, décembre, janvier et février, et en chuter quantitativement en mars, avril et mai pour devenir très faibles en juin, juillet et août. Les mois de décembre, janvier et février sont considérés les mois les plus pluvieux, avec respectivement 106.2mm, 117.9 mm et 114.3, le mois de juillet est considéré comme le plus sec, avec 1.79 mm de pluies. La pluviométrie moyenne annuelle dans la région de Skikda est de 782.87 mm (Fig. 42).

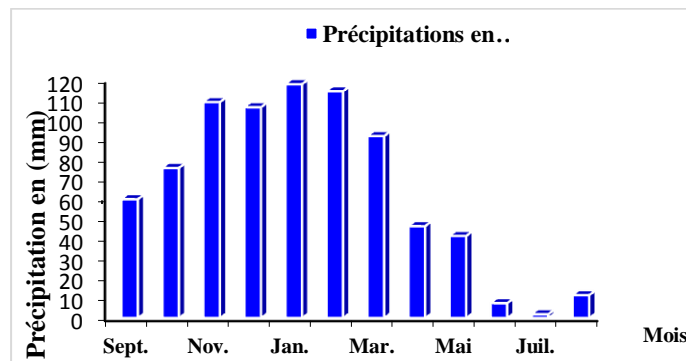


Figure 42 : Evolution du niveau pluviométrique à la station de Skikda entre 2008 et 2017.

2.10.3.3. Vents

Le vent est un facteur climatique secondaire (Dreux, 1980). Dans certains biotopes, le vent peut constituer un facteur écologique limitant (Ramade, 1984). Il représente l'un des facteurs les plus déterminants du régime pluvieux, de l'évaporation et par conséquent le climat. Les vents de direction Nord-Ouest sont les plus dominants sur la région d'étude avec une vitesse assez constante au cours de l'année et oscille entre 2,6 m/s et 4,3 m/s.

2.10.3.4. Humidité

L'humidité relative est le rapport de la tension de vapeur à la tension maximale correspondant à la température mesurée au thermomètre sec, exprimée en pourcentage (%) (Boulkenafet, 2008). Les moyennes mensuelles présent au niveau de la station de Skikda est 69,23 %. La valeur minimale remarquée au mois de novembre est 56,6 %, la valeur

maximale enregistrée au mois de janvier avec une moyenne mensuelle de l'ordre de 70,21%. Ceci est probablement dû aux formations marécageuses et lacustres de la région, à sa proximité de la mer et à sa couverture forestière importante et diversifiée (Metallaoui, 2010)

2.10.3.5. Diagramme pluvio-thermique de Bagnouls et Gaussen

L'analyse des deux paramètres climatiques, la température et la précipitation permet de tracer la courbe pluvio-thermique qui met en évidence la période de sécheresse. Pour GAUSSEN et BAGNOULS un mois sec est celui où le total de précipitation mensuelle (mm) est inférieur ou égal au double de la température moyenne mensuelle. Donc on doit établir un diagramme pluvio-thermique dans lequel les températures sont portées à l'échelle double des précipitations (Fig.43).

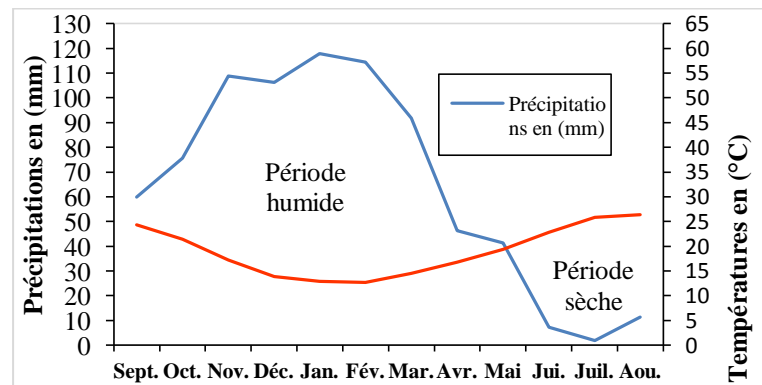


Figure 43 : Diagramme de Bagnouls et Gaussen (1954) à la station de Skikda durant la période de 2008 à 2017.

L'examen de cette figure met en évidence une période sèche qui s'étale pendant cinq mois allant de mai jusqu'au septembre cette sécheresse devienne plus accentuée au juillet et aout, avec la remarque que l'écart entre les températures et les précipitations et d'autant plus grand durant les périodes humides, par rapport à celui des périodes sèches.

2.10.4. Critères hydro biologiques

2.10.4.1. Température de l'eau

C'est le facteur de croissance le plus important. A titre d'exemple, *L. vannamei* peut tolérer des températures comprises entre 15 °C et 33 °C, la croissance étant la meilleure entre 23 °C et 30 °C (Rosenberry, 2002). Une autre étude a montré que *L. vannamei* peut vivre mieux entre 20 et 30 °C, on présentant la meilleure croissance entre 25 et 35 °C

(Ponce-Palafox *et al.*, 1997). La température de l'eau utilisée au cours d'élevage se déroule entre 26.4 °C et 30 °C.

2.10.4.2. Salinité

De manière générale, la salinité joue un rôle sur la reproduction (gamétogenèse et tolérance des larves aux milieux euryhalins), la nutrition et la croissance des organismes, cette dernière étant optimale dans une fourchette restreinte de salinité et dépendant des espèces considérées. (Barnabe, 1991). Le grossissement des crevettes et la productivité naturelle sont conditionnés pour une grande part par la salinité des eaux d'élevage (Olivier A. *et al.*, 2003). La salinité de l'eau de mer de la région de Skikda est en moyenne 35 ppm et varie entre un minimum de 34.6 ppm et un maximum de 36.9 ppm.

2.10.4.3. pH

Le pH de l'eau est un indicateur de qualité du milieu, il permet d'apprécier la dynamique du système marin et aussi la productivité naturelle. En condition marine, le pH est stable mais il peut varier en zone estuarienne en fonction d'autres paramètres tels que la salinité et la température. Dans les bassins, il est endigué entre 7.66 et 8.2.

2.10.4.4. Oxygène dissous

Parmi les gaz dissous, l'oxygène est celui qui joue le rôle le plus important pour la qualité biotique des eaux d'élevage ; indispensable à la respiration des organismes, il facilite la dégradation des matières organiques détritiques et l'accomplissement des cycles biochimiques (Gibert B., 1989 Barnabe, G., 1991). L'oxygène dissous doit être toujours le plus proche possible de la saturation dans le milieu naturel avec une moyenne de 5.5mg/l. Il subit de fortes fluctuations en fonction du niveau de consommation de la faune et la flore. C'est l'un des paramètres les plus importants en cours d'élevage. L'alimentation en air se fait par une batterie de 2 Surpresseurs mis en marche en fonction de la demande. Chaque appareil a un débit qui lui permet d'alimenter l'élevage larvaire. Surpresseurs de soufflantes d'air 400v/50 Hz, 4Kw, 250 m³/h.

2.10.4.5. Autres

D'autres facteurs sont déterminants dans le choix d'un site en termes de qualité d'eau, comme les risques de pollution. Ils sont considérés comme ? de métaux lourds, de pesticides ou insecticides fut portés des critères de sélection, un facteur d'élimination

directe. Des situations particulières comme la présence de rejets industriels ou humains ou d'une agriculture intensive utilisant de grandes quantités de fertilisants voire d'une aquaculture intensive très développée peuvent avoir un impact fort sur la qualité de l'environnement aquatique et donc sur les élevages (effet d'eutrophisation, marées rouges ...).

2.11. Préparation des bassins d'élevage

Le choix et la préparation des bassins déterminent la réussite des élevages de « crevette vannamei ». Les bacs de maturation ont une forme cylindrique en béton armé, ayant chacun une capacité de 20 m³. L'aération se fait de façon continue par un système "air-lift" avec circulation d'eau en profondeur et par un diffuseur de microbulles en surface. ; l'eau douce, sert à abaisser la salinité de l'eau si nécessaire et à nettoyer le bassin ;

Après la vidange totale du bassin et la pêche des animaux du précédent élevage, les bassins suivent une procédure après utilisation de brossage et lavage avec détergent pour permettre aux particules et aux matières grasses d'être évacuées puis une désinfection à l'eau chlorée à 12% est recommandée avant de remettre en eau le bassin. Le bassin est laissé pour le séchage à l'air ambiant. Avant l'utilisation, un rinçage avec eau de mer filtrée est préalable au remplissage. L'eau des bassins d'élevage larvaire est désinfectée avec 10 ppm de chlore 24h avant l'ensemencement des larves et additionnée de 5 g/m³ d'acide éthylènediaminotétraacétique (EDTA) qui chélate les ions divalents, néfastes aux premiers stades de l'élevage. La mise en eau des bassins s'effectue une semaine avant l'ensemencement.

2.11.1. Qualité de l'eau et traitements

L'eau de mer arrive dans l'écloserie par pompage. Une pompe d'un débit de 25 m³/h assure l'alimentation. Elle peut être utilisée soit individuellement, soit simultanément selon les besoins. Le pompage de l'eau de mer sert à remplir un château d'eau de stockage de 100 m³ afin d'assurer les besoins en eau pendant 72 heures, assurant une eau claire que nous pouvons estimer à une filtration de 50 µm. Un filtre à « poche » de 5 µm est placé au niveau du château d'eau, lavé et séché après chaque pompage d'eau. Après le premier pompage, l'eau passe dans un filtre à cartouches de 5 microns, puis l'eau de mer passe à l'Ultraviolet avant d'arriver pour l'alimentation des unités pondoir, élevage larvaire et production d'artémia. L'utilisation du château d'eau permet une économie d'énergie

importante limitant le temps de pompage et permet également une sécurité d'approvisionnement en cas de panne électrique. La hauteur d'eau moyenne d'un bassin est de 1 m, il faut tenir compte d'une « revanche » de 30 à 50 cm entre le niveau d'eau et le sommet de la digue.

Le bassin de maturation est muni d'un système ouvert avec un renouvellement d'eau de 100% par jour. L'eau utilisée pour les bacs ponte/éclosion, larviculture et laboratoire (algues et artémies) est filtrée par cartouches de 1 µm.

Les rejets vers la mer sont acheminés dans les rigoles périphériques à la ferme vers une fosse sablonneuse. L'eau douce provient du réseau public, est employée directement pour le rinçage du petit matériel, des éviers sont placés dans chaque unité. Les petits équipements (épuisettes, cuvettes, récipients d'observation...) sont lavés et désinfectés dans un seau contenant 10 ppm de chlore après chaque utilisation.

Dans le cas de la nurserie, l'eau douce va servir non seulement au nettoyage des bacs, mais aussi à baisser la salinité de l'eau de mer. La baisse de salinité est indispensable dans le cas où les post-larves doivent êtreensemencées dans des bassins à faible salinité. Pour cette utilisation l'eau douce sera utilisée telle quelle sans filtration.

2.11.2. Traitements

Les traitements de l'eau de mer varient selon l'unité de production :

- avec de l'EDTA pour chélater les métaux lourds avant le transfert des femelles matures en pondoir,
- par du tréflan (antifongique), de la Furazolidone (antibiotique) et de l'EDTA pendant l'élevage larvaire,
- par du Tréflan avant l'ensemencement des cystes d'Artémia

2.11.3. Lavage et traitement des filtres

Ces différents types de filtre retiennent une grande partie des particules contenues dans l'eau de mer. Après une utilisation assez longue, ils se colmatent et perdent leur pouvoir de filtration. Suivant le type de filtre, un nettoyage devra être fait quotidiennement ou après chaque cycle larvaire. Il faut disposer d'au moins deux lots de cartouches filtrantes pour une utilisation alternative. A chaque fin de journée, les cartouches seront enlevées et trempées dans de l'eau chaude (80°C au minimum) pendant deux heures. Puis elles seront lavées par un jet sous pression jusqu'à l'élimination de toutes les particules. Ensuite les filtres seront mis à sécher sur une étagère au soleil ou avec l'air chaud des Surpresseurs d'air.

2.11.4. Origine des post-larves

Les élevages de crevettes ont fait et font encore largement appel à la capture des post-larves sauvages. Les mois de Mai et Juin (petite saison des pluies) sont plus propices à la capture de crevettes reproductrices, cette période étant marquée par un pic de pontes et d'animaux matures en mer venant sur les zones de frayères à proximité de la côte profitant des nutriments en abondance portés par les fleuves. Les producteurs sont donc confrontés à leur présence saisonnière et à la variabilité de leur abondance annuelle. Cette situation a abouti, dans les années 1980, au développement de grandes écloséries de production utilisant des femelles capturées en mer prêtes à pondre. Certains écloseurs ont appris à induire la maturation en captivité d'animaux capturés adultes mais non matures, en contrôlant les conditions d'élevage, en particulier la photopériode, et en pratiquant une épédonculation unilatérale qui lève l'inhibition d'une hormone contrôlant l'ovogenèse secondaire. Plus récemment, certaines écloséries ont pu constituer directement des stocks de reproducteurs par élevage complet en captivité.

2.11.4.1. Traitement des géniteurs

Il s'agit de souches PL SPF/SPR (specific pathogen free) bio-sécurisées, (ayant 7-8 mois d'âge et un poids variant de 30 à 40 g). C'est-à-dire de post-larves provenant de reproducteurs indemnes d'agents pathogènes connus, développées sous l'égide du programme américain d'élevage de crevettes marines, et de souches résistantes à certains virus (îles Hawaï). Le relais a été pris par des laboratoires ayant maîtrisé la reproduction en captivité (Etats-Unis d'Amérique). Si les résultats obtenus avec les souches SPF en termes de vitesse de croissance sont bons, on constate en revanche des survies variables en raison de recontaminations fréquentes dès les premiers mois d'élevage.

2.11.5. Comportement alimentaire en bassin d'élevage

Le comportement des crevettes pénéides dans la nature comme en bassin a été étudié in situ par Rod McNeil in wabete (2005). Il évolue avec le stade de développement de l'animal. Les juvéniles de plus de 5 g ont un comportement distinct le jour et la nuit. Au lever du jour les groupes de taille réduite, d'une dizaine d'individus, commencent à se déplacer autour du bassin à la recherche d'aliments et se rassemblent au fur et à mesure pour former de larges troupeaux composés de plusieurs dizaines d'individus. Le troupeau se structure en forme de goutte d'eau avec les crevettes les plus grosses en tête et les plus petites en queue. Il se déplace assez rapidement notamment pour les espèces les plus

benthiques comme *Litopenaeus stylirostris* et *L. vannamei*. Lorsque le troupeau rencontre de l'aliment les animaux prennent avec eux un granulé et continue à se déplacer avec le groupe tout en grignotant une portion du granulé pour finir par le laisser tomber un peu plus loin. A la nuit tombée les troupeaux se dissocient et les animaux adoptent un comportement solitaire. C'est durant la nuit principalement que la crevette fouille le sédiment à la recherche de proies vivantes.

L'alimentation destinée aux reproducteurs est achetée fraîche puis conservée dans un congélateur à -20°C. Un granulé spécifique à la maturation de crevettes pénéides (CreveTech) est importé en complément. Le Tableau 4 regroupe la qualité des aliments, leurs quantités et le nombre de distributions journalières. Le siphon des restes d'aliments et des fèces est effectué chaque jour à 8h00 pour limiter la contamination organique de l'eau et favoriser la prise alimentaire des granulés contenant des compléments minéraux, protéines et lipides essentiels (Acides Aminés Essentiels et Acides Gras Essentiels polyinsaturés EPA/DHA) à la maturation des gonades.

En aquaculture, l'estimation de la ration quotidienne ne consiste pas en un simple calcul mathématique, c'est un exercice difficile qui repose beaucoup sur le savoir-faire empirique de l'éleveur. La ration exprimée en aliment sec est un pourcentage de la biomasse des crevettes en élevage. Elle diminue avec la taille des animaux et passe ainsi de 6 % chez les juvéniles de 2 g de poids moyen à 1.8 % chez les Sub-adultes de 22 g. Ainsi les éleveurs ont dressé des tables de rationnement avec le poids moyen des animaux qui est estimé par échantillonnage une fois par semaine, et le pourcentage correspondant à la ration à distribuer. Cependant la bonne utilisation de ces tables repose entièrement sur la précision avec laquelle la taille de la population en élevage est estimée. Or, cette information dépend de la mortalité qui ne peut être connue avec exactitude pendant l'élevage.

Tableau 4 : Table d'alimentation des reproducteurs *L. vannamei* en éclosion (quantités en pourcentage de la biomasse).

Alimentation	0h00	4h00	8h00	12h00	18h00	22h00
Crabes Gonades	3%					3%
Crabes chair		3%				
Granulés CreveTech			3%			
Mollusques				3%		
Sardines					3%	

La majorité des connaissances acquises sur la nutrition des crevettes sont le fait d'expériences conduites par des entreprises, il n'y a que très peu d'ouvrages ou de publications sur le sujet. La composition des aliments crevette, qui prend en compte les connaissances actuelles sur la nutrition des crevettes (Guillaume, 1999, Cahu, 2006), est présentée dans le tableau 5.

Tableau 5 : Composition des aliments crevette pour les différents stades de développement

	Post-larve	Juvénile (Starter)	Adulte (Grower)
Protéines (%)	≥ 43,0	≥ 41,0	≥ 38,0
Matières grasses (%)	≥ 5,0	≥ 6,0	≥ 6,0
Fibres (%)	≤ 3,0	≤ 3,0	≤ 3,0
Matières minérales	≤ 16,0	≤ 16,0	≤ 16,0
(%) Phosphore (%)	≥ 2,5	≥ 2,5	≥ 2,5
2,5 Calcium (%)	≥ 1,5	≥ 1,5	≥ 1,5
Humidité (%)	≤ 11,0	≤ 11,0	≤ 11,0
Forme d'aliment	Miettes	granulés	granulés

Les aliments « post-larvae » sont utilisés pour des crevettes de 0 à 1 g, les aliments « starter » pour des crevettes de 1 à 5g et les aliments « grower » pour des crevettes de plus de 5 g.

2.11.6. Maturation des géniteurs

Les géniteurs aptes à la reproduction sont pêchés, triés et transférés dans la zone de maturation de l'écloserie. Deux à trois jours avant la pêche, un échantillonnage est réalisé pour contrôler le stade de mue des animaux. L'observation d'une majorité de géniteurs à carapace molle, en post mue (stade A) ou en pré-mue (stade D) retarde la pêche de quelques jours. Femelles et mâles sont stockés à raison de 10 à 15 crevettes au m² dans des bacs séparés.

Les pontes ayant lieu trois à quatre heures après la tombée de la nuit, la lumière artificielle (néons) est maintenue de 21 heures à 11 heures. Deux jours après le transfert, la température est augmentée progressivement de deux degrés Celsius par jour pour atteindre au finale 29°C. Pour maintenir l'eau à cette température le renouvellement journalier d'eau n'est que de 50% (Tab. 6).

Tableau 6 : Paramètres d'élevage des géniteurs

Paramètres	Norme
densité par bac	10-15 crevette /m ²
Sexe ratio	2/1 (2 mâle pour une femelle au minimum)
Température de l'eau	28 à 30° C
Salinité	27 à 35 ‰
Filtration	Biologique /chimique /mécanique
Renouvellement d'eau	200 % par jour et en continu
Aération	> 5mg/L
Photopériode	14h jour et 10h nuit
Alimentation	Calamar / polychètes / granulé

2.11.6. 1. Épédonculation

Les pédoncules oculaires sont en effet le siège du contrôle hormonal de la mue et de la maturation ovarienne. Si les femelles ne sont pas gravides et copulées naturellement, l'ablation d'un pédoncule oculaire peut être pratiquée pour obtenir un taux de développement ovarien optimal. L'épédonculation se fait 4 à 7 jours avant la date prévue de la ponte. Après une phase d'adaptation de quatre jours, les femelles sont pêchées individuellement à l'épuisette pour être épédonculées.

L'épédonculation des femelles se fait une fois que la température de l'eau des bacs est stabilisée à 29 – 30°C. Cette opération est réalisée à l'aide d'une pince de laboratoire de façon aseptique autour d'une flamme d'un bec Bunsen, et appliquée à la base d'un des deux pédoncules oculaires qui entraîne la chute de l'œil dans les 48 heures. Pendant l'opération, il faut tenir fermement la femelle sans l'écraser afin d'éviter un stress musculaire (Fig. 44). L'ablation oculaire permet ainsi de lever cette inhibition et d'accélérer l'ovogenèse en déclenchant alors une maturation synchrone des femelles.

**Figure 44** : Opération d'épédonculation oculaire

Après cette opération, les femelles sont remises dans leur bac d'origine. Quatre jours après l'épédonculation, les premières maturations sont observées : les femelles prêtes à

pondre sont repérées grâce à la coloration brune-orangée de l'ovaire visible par transparence tout le long de l'abdomen.

Les femelles matures doivent être manipulées avec précaution.

Chaque matin, les restes de mues et les individus morts doivent être enlevés :

- déterminer et noter leur sexe et leur nombre. Le fond du bac est nettoyé à l'aide d'un balai. Les restes d'aliments et les fèces sont concentrés près de la vidange centrale puis évacués en enlevant le tuyau de trop plein. A la fin d'un cycle de maturation, les femelles sont sacrifiées et les mâles retournent en stockage dans le bassin extérieur de maturation.
- Le nettoyage des bacs est réalisé complètement. Ceux-ci seront lavés et chlorés puis séchés. Le bac lui-même sera rempli, après le nettoyage, avec de l'eau douce chlorée et laissé ainsi pendant 48 heures.

Avant de redémarrer un nouveau cycle de maturation, les bacs seront rincés abondamment avec de l'eau de mer filtrée à 10 microns.

2.11.7. Préparation du Pondoir

C'est l'unité de production d'œufs. La préparation du pondoir se fait 2 heures au moins avant le transfert des femelles.

- bien laver et rincer les bacs
- placer la plaque perforée, le tuyau d'aération et le trop plein
- remplir d'eau de mer et aérer faiblement
- ajouter de l'EDTA (5 g/m^3)
- mettre le couvercle.

Les résultats du mode opératoire des paramètres d'élevage sont consignés dans le Tab. 7.

Tableau 7 : Paramètres d'élevage

Paramètres	Norme
densité par bac	1-2 femelle/bac
Température de l'eau	28 à 30° C
Salinité	27 à 36 ‰
Filtration	5 microns ; Biologique /chimique /mécanique
Renouvellement d'eau	aucun
Aération	faible pour assurer la suspension des œufs
Lumière	obscurité totale (bac avec couvercle)
Manipulation	transfert des femelles vers 20 heures
Alimentation	aucune

2.11.7.1. Transfert des femelles

Entre 18h.00 et 20h.00, sort les femelles matures :

- éteindre la lumière dans le local de maturation et à l'aide d'une lampe torche étanche, éclairer perpendiculairement chaque femelle
- avec une épuisette, attraper celles qui présentent des gonades bien remplies
- transférer les précautionneusement dans les bacs pondoir

Les femelles ayant copulé sont prélevées de leur bassin de maturation et placées en salle de ponte dans l'obscurité, individuellement dans un bassin cylindro-conique en ciment, contenant 100 à 200 litres d'eau de mer filtrée à 5µm sans aération. Les femelles pondent au cours de la nuit. La densité est de 1 à 2 femelles/bac pour *L. vannamei*. Le séjour dure une nuit (12 heures environ).

2.11.7.2. Récolte des œufs

Elle commence vers 7 heures du matin. A l'aide d'une épuisette, chaque femelle est capturée et l'état de ponte est vérifié : PT = ponte total, PP = ponte partiel.

Les femelles ayant pondu (FAP) sont pesées (PF) et transférées dans leur bac de maturation.

Le matériel nécessaire pour la récolte des œufs est composé de Casque avec filtre de 100 microns, épuisette, seaux de 10 litres, gobelet, pipette de 1 ml, 3 boîtes de Pétri ou équivalent, compteur manuel et une fiche de ponte éclosion. Un filtre appelé "Casque" avec une maille de 100 µm est placé sous la vanne d'évacuation. Il est préalablement rempli d'eau pour éviter d'abîmer les œufs. La vanne est ouverte doucement jusqu'à complète vidange du bac. De temps en temps, il faut décolorater le filtre pour empêcher le débordement du casque. Lorsque le bac est vide, un rinçage au jet évacuera tous les œufs collés sur la paroi du cône.

Les œufs sont séparés des déchets en le passant à travers un tamis de 100 µm, puis ils sont mis dans un seau de 10 litres pour le comptage. Une aération est nécessaire si les œufs ne sont pas comptés rapidement. Les bassins de ponte peuvent être vidangés lentement à travers une première maille de 300 µm pour retenir les fèces et laissant passer les œufs. Une maille de 100 µm partiellement submergée collecte les œufs. Ensuite, ils sont rincés avec de l'eau filtrée à 1µm.

2.11.7.3. Comptage

Le volume du seau contenant les œufs est ajusté à 10 l, il est ensuite brassé vigoureusement pour homogénéiser la répartition des œufs. A l'aide d'une pipette pasteur de 1 ml, trois prélèvements d'environ 100 œufs sont effectués et répartis dans 3 boîtes de Pétri sont observés au microscope optique pour comptabiliser les œufs fécondés, Le comptage est fait avec une pipette pasteur et un compteur manuel. La fécondité des femelles est déterminée.

3 échantillons d'environ 100 œufs sont observés au microscope optique pour comptabiliser les œufs fécondés, nous calculons le taux de fécondation ($\text{nb œufs fécondés} / \text{nb d'œufs comptés}$) et le nombre total d'œufs fécondés ($\text{taux de fécondation} * \text{nb d'œufs récoltés}$). Le diamètre de 100 œufs est mesuré.

La moyenne des 3 échantillons multipliée par 10.000 (1 litre = 10.000 ml) donne le nombre d'œufs total (NT).

Les rapports NT/FAP et NT/PF donnent respectivement le nombre des œufs pondus par femelle et le nombre des œufs pondus par unité de poids de femelles. Répéter la même manipulation pour tous les bacs.

2.11.8. Préparation de l'éclosoir

C'est l'unité où se déroule l'éclosion des œufs pour donner des larves Nauplii. Elle se trouve généralement dans le même local que les pondeurs. Le but est d'établir des bonnes conditions pour l'éclosion des œufs afin de séparer définitivement les bons et les mauvais œufs. Les bassins d'éclosions de 100 à 200 litres contiennent une eau filtrée à 1 μ m. Les œufs se maintiennent dans la colonne d'eau avec une légère aération au centre du bassin légère. Les œufs fécondés éclosent dans les 12 à 15 heures après la ponte à 30°C. Les bassins d'éclosion sont maintenus avec un éclairage permanent. Les Nauplii changent de stade toutes les 6 heures.

Il existe 5 stades de Nauplii soit 30 heures environ au total. Leur alimentation est endogène. L'éclosoir est composé d'un filtre généralement un tuyau en PVC (diamètre 300 mm) équipé d'une maille de 100 microns. Ce filtre est placé dans un bac qui peut accueillir plusieurs éclosiers en série. La circulation de l'eau s'effectue du fond du filtre vers le haut à travers la maille où reposent les œufs. L'évacuation de l'eau se fait par la partie supérieure en direction d'un casque récepteur. L'éclosoir est recouvert d'un couvercle qui est percé par un petit orifice que l'on place à la verticale de l'évacuation (Tab. 8).

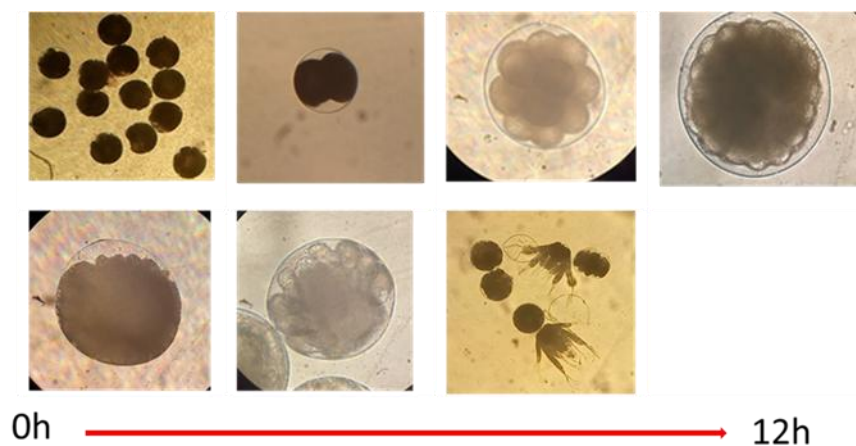
Tableau 8 : Paramètres d'élevage éclosoir

Paramètres	Norme
densité des œufs	600 œufs /cm ³
Température de l'eau	28 à 29° C
Salinité	28 à 36 ‰
Filtration	1 micron
Renouvellement d'eau	continu avec 1 à 2 litres par minute
Aération	nulle ou très faible
Lumière	obscurité dans le bac, local éclairé assez fortement
Alimentation	aucune

La densité des œufs ne doit pas être trop élevée pour éviter l'entassement sur le filtre. La circulation de l'eau par le fond vers le haut permet une bonne oxygénation.

En général, l'éclosion commence 6 heures après la ponte, en saison chaude lorsque la température de l'eau est de 30° C. En saison froide l'éclosion a lieu 10 heures après car la température peut descendre à 27° C (Fig. 45).

Elle se fait simultanément avec la préparation des bacs d'élevage larvaire, c'est à dire, le matin lorsque les pontes ont été récoltées et observées. Tout le matériel devra être parfaitement nettoyé et séché avant la mise en eau. Après éclosion, les Nauplii vigoureux nagent vers le haut attirés par la lumière (phototropisme positif), et où un courant d'eau permanent de faible vitesse les entraîne vers le casque collecteur de 100 microns. Par ce système, les Nauplii faibles ne peuvent pas nager vers le haut et ne seront pas collectés.

**Figure 45** : Caractérisation du développement embryonnaire des ovocytes

2.11.9. Elevage larvaire

Cette unité assure le bon déroulement du développement des différents stades larvaires allant du Nauplii au Post-larve. Elle constitue l'étape la plus importante et la plus délicate dans le cycle d'élevage en éclosérie. Elle consiste à ne pas pratiquer de renouvellement d'eau à partir de Zoé 2 comme dans la méthode classique. Les changements d'eau interviennent seulement aux stades post-larves (Tab.9). Tous les autres paramètres restent identiques comme l'alimentation, les traitements antifongiques et antibiotiques.

Cette phase d'élevage va se dérouler pendant 12 à 15 jours dans les bacs d'élevage. Ceux-ci sont en polyester d'un volume de 2,5 m³, mais dans certaines écloséries industrielles des bacs en forme de U d'un volume de 15 m³ sont utilisés.

Le volume d'eau d'élevage est augmenté progressivement suivant les besoins et en fonction de chaque stade larvaire :

La température doit être strictement supérieure à 29° C. L'optimal est 30° C. Le pH doit être supérieur à 7,9. L'optimal est 8. L'aération est assez forte et doit être maximale à chaque passage de stade sans provoquer la dislocation des larves.

Pendant les stades Nauplii (30 à 48 heures), aucune intervention n'est à faire, sauf effectuer de fréquentes observations à l'œil nu et au microscope pour déterminer et suivre l'évolution des stades de développement. Il faut aussi contrôler l'aération, la température et faire le comptage.

A partir du Zoé 1, le biologiste détermine sur quelques échantillons, le stade larvaire, l'état de réplétion (vide, très peu, plein...), les anomalies morphologiques (tordues,...) et les maladies.

A partir de PL1, il est difficile de maintenir la qualité de l'eau tant physique (température, turbidité, ...) que chimique (pH, ...) et, il faudra faire des changements d'eau total ou partiel.

Au niveau du bac, on note :

- le comportement des larves (nage, cannibalisme, phototropisme)
- le mortalité (les individus morts se décolorent)
- les mues (les débris flottent dans l'eau)
- les restes d'aliments au fond du bac
- la propreté du bac et la turbidité de l'eau

Le biologiste doit aussi relever les informations de la nuit notées dans le cahier de rapport par le personnel de permanence.

2.11.9.1. Les traitements

Au cours de l'élevage, trois types de traitements sont utilisés :

- un antifongique, un cholateur et un antibiotique.
- antifongique : le tréflan, c'est une solution à verser en goutte à goutte au-dessus du bac. Ce produit est fortement concentré et doit être préparé à une concentration de 1/1000 avec de l'eau douce. Pour un volume de 1,5 m³ d'élevage, 7,5 ml de la solution seront versés dans une bouteille placée au-dessus du bac, elle sera remplie 2 fois/jour.
- chélater : l'EDTA (ou acide éthylène diamino tétracétique). Il est utilisé pour chélater les métaux lourds contenus dans l'eau de mer.
 - La dose est de 5 g/ m³ qui est versée directement dans le bac après dissolution dans un peu d'eau de mer.
- antibiotique : la furazolidone, elle est distribuée en dose préventive tous les deux jours. Il faut la diluer dans un peu d'alcool pour la rendre liquide.

2.11.9.2. Récolte des Nauplii

A la fin de l'éclosion des œufs, tous les Nauplii en bonne santé sont récoltés dans le casque installé à la sortie de l'éclosoir. Ils sont transférés dans un seau avec 10 l d'eau pour être comptés (voir comptage des œufs). Nous récoltons les Nauplii IV le lendemain à partir de 7h (J1) soit environ à 18h après l'éclosion.

-Stades Nauplii

Les nauplii éclosent dans une position repliée mais rapidement se redressent. Après quelques minutes elles commencent à nager, lentement. La nage est assurée par les trois paires d'appendices, faisant des « zig zag ».

Les nauplii nagent brièvement puis s'arrêtent. La larve Nauplius est caractérisée par un corps simple, non segmenté, et la présence d'un œil médian simple "naupliar" et de trois paires d'appendices à fonction natatoire : les antennules, les antennes et les mandibules. Elle est dépourvue de bouche et se nourrit par conséquent des réserves vitellines contenues au départ dans l'œuf. Au stade Nauplii III, nous observons la segmentation du thorax et à partir du stade Nauplii IV apparaissent les appendices du céphalothorax (Fig. 46).

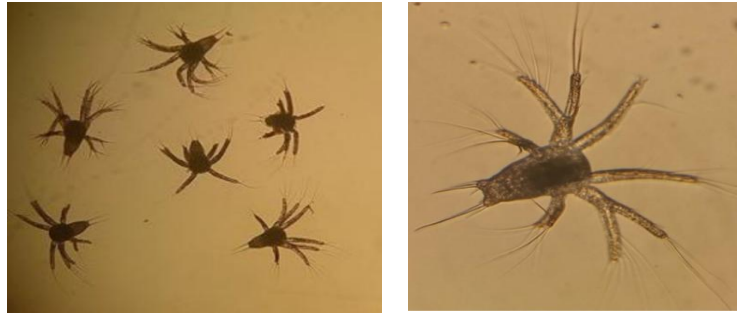


Figure 46 : Stades nauplii du développement embryonnaire

Les Nauplii sont photosensibles, ils peuvent être concentrés avec une source de lumière et prélevés avec une maille de 100µm.

Les Nauplii ne recherchant pas la lumière ne seront pas conservés, traduisant des déformations ou un mauvais développement. Un comptage volumétrique des Nauplii est effectué selon le même protocole que les œufs. Afin de faciliter le comptage des Nauplii, ils sont tués en ajoutant un peu d'eau douce dans les boîtes de Pétri.

Le nombre total est déterminé, ainsi que le taux d'éclosion. En fonction du nombre total de Nauplii, un ou plusieurs bacs d'élevage larvaire seront préparés, puis ils sont rincés avec l'eau utilisée en élevage larvaire pour l'acclimatation. Les stades Nauplii à Mysis sont planctoniques, les larves sont avec une aération constante à partir du fond du bassin.

-Stades Zoea

Au cours des 15 jours d'élevage, les larves vont muer et se transformer de **Nauplii** à **Zoé 1, 2, et 3** (Fig. 47). La nage est assurée avec les premières et secondes antennes comme au stade Nauplii mais elles sont maintenant aidées par un bon développement des premiers et seconds maxillipèdes. La nage est plus lente qu'au stade Nauplii, le mouvement est moins saccadé. La caractéristique de la larve Zoé est une alimentation continue. Nous pouvons observer le bon remplissage du tractus digestif.

On distingue trois stades Zoé successifs qui durent chacun plus de vingt-quatre heures.

- **Zoé 1 :** Proéminence des yeux (points noirs), mais pédoncules oculaires ne sont pas encore apparus.
- **Zoé 2 :** Rostre développé, segmentations abdominales apparentes et pédoncules oculaires présents.
- **Zoé 3 :** Segmentation abdominale distincte, présente un uropode biramé. périopodes et uropodes rudimentaires présents. Comme chez la larve Nauplius, la taille augmente légèrement au cours des différentes mues.

Le corps est protégé par une carapace dorsale et la tête porte deux yeux. Présence d'épines. Elles flottent la tête en bas, peuvent nager modérément (en avant ou en arrière).

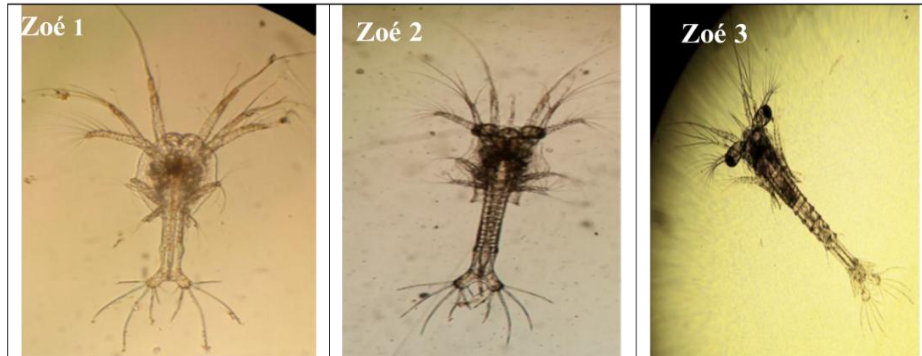


Figure 47 : Stades Zoé

- Stades Mysis

Le dernier stade de Zoé 3 après dimorphisme donne naissance à la nouvelle larve appelée Mysis1 la larve Mysis passe par 3 stades. Phase qui diffère profondément du dernier stade zoé, elle est dénommée (Mysis 1, 2, et 3). A ce stade les antennes sont réduites et la nage devient une fonction des péréiopodes avec en aide la présence de trois paires de maxillipèdes. Le corps est fléchi, se déplace par saccade et se tient verticalement dans l'eau, la mysis se tient la tête en bas avec, de temps en temps de brusques mouvements verticaux et moins de tendance à l'attraction de la lumière.

A ce stade la mue de post-larves leur donnera leur configuration définitive.

- **Mysis 1** : Péréiopodes bien développés, Première et seconde antennes réduites, Uropodes bien développés, Apparition des pléiopodes proéminente
- **Mysis 2** : Pléiopodes non segmentés
- **Mysis 3** : Pléiopodes développés, segmentés

Cette larve a grossièrement l'apparence d'une petite crevette mais s'en distingue facilement par ses pattes thoraciques démesurées, dépourvues de pinces et servant à la nage, son appendice caudal et son rostre développés (Fig. 48).

Le régime alimentaire est presque exclusivement carnivore. C'est à ce titre que l'on ajoute des larves d'*Artémia salina* dans la séquence alimentaire en élevage larvaire.



Figure 48 : Stades Mysis

-Stade Post-larve :

A la suite d'une réelle métamorphose, la mysis 3 donne naissance à une jeune crevette très semblable à l'animal adulte, dénommée Post-larve. Celle-ci est caractérisée en particulier par :

-Le principal caractère séparant les mysis des post-larves (PL) reste, chez ces dernières, l'emploi des pléiopodes pour la nage chez la Post-larve (Fig. 49).

-le nombre et la disposition des épines ornant le rostre et les sculptures de la carapace céphalothoracique, ce qui permet de distinguer les différents stades post-larvaires.

Pendant cette phase d'élevage, les larves seront nourries avec différents aliments, algues unicellulaire, microparticules et artémia.

Pour plus de facilité, à partir de post-larves leur âge est compté en jours et non plus en stade de mue. Ex. PL2 = une Post-larve de 2 jours. Les stades sont numérotés de un (PL1) à n (PLn), n correspondant au jour où les postlarves sont transférées de la salle d'élevage larvaire à la nurserie.

-Elle mène une vie plutôt pélagique, mais rapidement son comportement se modifie et elle devient benthique. Sa journée se scinde en deux phases distinctes. L'une nocturne est active avec prise de nourriture, mue, déplacement, migration etc... et l'autre, diurne, est de repos.



Figure 49 : Post-larves

2.11.9.3. Alimentation

Elle est un facteur essentiel dans la réussite des élevages. A ce titre, sa distribution devra faire l'objet de beaucoup d'attentions pour adapter au niveau les quantités d'aliments par rapport au nombre de larves en élevage et en fonction de leur stade.

Il y a trois types d'aliments qui sont utilisés :

- le phytoplancton,
- les microparticules,
- les artémia

Tableau 9 : Paramètres d'élevage larvaire

Paramètres	Norme
densité des œufs	250.000 à 350.000 Nauplii par bac
Température de l'eau	27 à 31° C (optimale 30 ° C)
Salinité	28 à 38 ‰
Filtration	5 microns
Renouvellement d'eau	aucun
Aération	continue
Lumière	naturelle
Alimentation	microparticules et Nauplii d'Artémia
Traitements	antifongique : Tréflan ¹ antibiotique : Furazolidone ou chloramphénicol chélation des métaux lourds : EDTA

TREFLAN¹ : C'est un produit chimique utilisé en aquaculture, il faut le diluer à 1 % avant de l'utiliser dans les bacs d'élevage larvaire. C'est un produit non-toxique pour les larves et très efficace contre les différents champignons qui peuvent affecter les élevages : le Lageridium en premier lieu puis le Sirolopidium et l'Haliphthoros. Le Fusarium attaque de préférence les animaux adultes, mais il est assez rare.

EDTA2 : Acide Ethylène Diamino Tétracétique

2.11.9.4. Récolte et transfert des post-larves

Au terme de l'élevage, les post-larves âgées de cinq jours (PL5) doivent être transférées à la nurserie. Le transfert se fait généralement au début de la matinée lorsque les températures de l'élevage larvaire et de la nurserie sont relativement identiques.

2.11.9.4.1. Matériel

Filtre de 500 microns, casque de 500 microns, gobelet, seaux de 10 l, bassines de 40 l, thermomètre, salinomètre, calculatrice et compteur manuel.

2.11.9.4.2. Vidange

Elle sera exécutée de la même manière qu'un renouvellement quotidien, avec un filtre de 50 microns.

2.11.9.4.3. Récolte

Quand la vidange est terminée :

- enlever le filtre
- ouvrir doucement la vanne d'évacuation pour que l'eau tombe lentement dans le casque
- arroser de temps en temps le filtre du casque pour qu'il ne se colmate pas
- agir de la même façon sur la paroi du bac pour enlever les post-larves qui s'y collent
- vers la fin, déverser une bonne quantité d'eau de mer dans le bac pour pousser toutes les post-larves vers l'évacuation.
- transférer avec précaution les post-larves récupérées dans le casque vers la bassine. Ajuster le volume à 40 l.

2.11.9.4.4. Comptage

Dans la bassine de 40 litres et après une bonne homogénéisation à la main prendre 4 échantillons de 250 ml et les mettre dans 4 seaux où le volume sera ajusté à 10 l. De nouveau, il faut homogénéiser à la main et prendre un échantillon de 1 litre pour le comptage. L'opération sera répétée deux fois pour chaque seau. Le calcul du nombre moyen dans 250 ml et multiplié par 1600, donne le nombre total. Le rapport de ce dernier sur le nombre des Nauplii au début de l'élevage permet de calculer la survie.

2.11.9.4.5. Prophylaxie

Seul le biologiste et le personnel nécessaire peuvent entrer dans l'écloserie. Avant toutes manipulations, ils devront laver leurs mains puis les passer à l'alcool. Le matériel doit être propre et sec avant utilisation :

- pour les bacs, nettoyage avec du savon liquide et rinçage avec de l'eau chaude puis séchage.
- pour les autres matériels, lavage à l'eau douce et trempage à l'eau chlorée puis séchage.
- pour la salle d'élevage, lavage avec de l'eau douce puis arrosage avec de l'eau chlorée.
- l'eau du pédiluve doit être changée chaque fois qu'elle est sale.

Immédiatement après un cycle de production de post-larves, il faut laver les bacs d'élevage larvaire en brossant énergiquement leurs parois, les rincer puis les remplir jusqu'à ras-bord avec de l'eau douce additionnée de chlore (40 g / m³). Laisser tremper pendant 48 heures puis vider.

2.11.10. Nurserie

Cette unité termine les différentes étapes d'élevage en éclosérie. Elle assure la croissance des post-larves PL5 jusqu'à PL12 ou elles seront ensemencées dans les bassins de pré grossissements ou directement dans les bassins de grossissements. Quelque fois, les post-larves peuvent y restent jusqu'à PL20 – PL30 lorsque c'est nécessaire notamment en saison froide.

2.11.10.1. Matériel

C'est une installation de l'éclosérie constituée par des bassins cylindriques en béton armé tapissés à l'intérieur par une bâche en PVC traitée anti-UV. Chaque bassin a un volume utile de 100 m³. L'eau de mer passe par un filtre de 50 microns et ne subit pas d'autres traitements. Le système d'aération qui est composé de tuyau PVC de diamètre 30 mm et qui est percé de trous tous les 20 cm. La vidange est centrale (Tab. 10).

Tableau 10 : Paramètres d'élevage nurserie

Paramètres	Norme
densité des œufs	10-15 post-larves /litre
Température de l'eau	25 à 30° C, (couverture en toile d'ombrage pour éviter les variations nyctémérales)
Salinité	5 à 35 ‰, (acclimatation progressive à la salinité du bassin de pré grossissement)
Filtration	50 microns
Renouvellement d'eau	80 % à partir des troisièmes jours d'élevage
Aération	nulle ou très faible
Lumière	obscurité dans le bac, local éclairé assez fortement
Nettoyage	quotidien par siphonage
Alimentation	microparticules et granulés broyés / tamisés Nauplii d'Artémia

2.11.10.2. Les changements d'eau et le nettoyage

Avant l'ensemencement des post-larves, le bassin est rempli à 80 % de son volume. Les deux jours suivants, il est rempli à 90 puis 100 %. Au quatrième pour le renouvellement commence. Le bassin est vide à 50 % pour ne laisser que 50 cm d'eau. La maille du filtre central est de 500 microns. A ce moment intervient le personnel en charge de nettoyage. Muni d'un masque et d'un tuba, il rentre dans le bassin et à l'aide d'un tuyau souple, il siphonne les zones où se sont accumulés les déchets. Il veillera à ne pas aspirer de post-larves, par sécurité un filtre sera placé à l'autre extrémité afin de récupérer les post-larves qui auraient pu être siphonnées.

Pendant le siphonage le technicien observe :

- les restes d'aliments,
- la mortalité

Il complète ainsi les informations recueillies par le biologiste au cours des observations à l'œil nu et sous la binoculaire. Ces observations permettront au biologiste d'estimer la biomasse et de calculer l'alimentation.

2.11.10.3. Alimentation

2.11.10.3.1. Microparticules et granulés broyés et tamisés

Après le transfert de l'élevage larvaire en nurserie, l'alimentation change peu ; ce sera encore des microparticules et des artémia. Un autre type d'aliment peut être utilisé, il s'agit des "Flakes", mais leur coût est assez prohibitif et on leur préférera les granulés broyés et tamisés. Le changement qualitatif s'effectue progressivement. En général, le régime change à partir de PL8 où on utilise des granulés broyés et tamisés entre 250 et 335 microns.

Pour la quantité, la ration est surtout mesurée en fonction du volume d'eau ($\text{g/m}^3/\text{jour}$) et ne tient pas vraiment compte du nombre des post-larves. Les résultats des observations tant sur l'état des réplétions que sur les restes d'aliments pourront modifier la ration journalière.

Le tableau suivant donne la ration théorique pour un bac nurserie de 100 m^3 contenant 1.200.000 post-larves.

Tableau 11 : Ration théorique de base en nurserie

Stade	MICROPARTICULES OU GRANULES BROYES ET TAMISES		Dimensions (microns)	ARTEMIA Nauplii / larve
	Quantités mg/larve/jours	mg/m ³ /jour		
P ₅	0,18	3600	225-335	30
P ₆	0,20	3600		30
P ₇	0,24	3700		30
P ₈	0,26	3750		35
P ₉	0,28	3900		35
P ₁₀	0,30	4000	225-335/400-600	35
P ₁₁	0,32	3600		40
P ₁₂	0,34	3600		40
P ₁₃	0,36	3600		40
P ₁₄	0,40	3600		40

2.11.10.3.2. Les Artémia

L'augmentation du poids moyen au cours de l'élevage traduit la croissance des post-larves. La connaissance du poids moyen est particulièrement importante car elle détermine les conditions et les paramètres de transfert ou d'expédition des post-larves vers le lieu de pré grossissement.

Les post-larves sont pêchées avec une épuisette à maille fine et égouttées avant d'être menées sur une balance de précision. Tout de suite après, elles seront comptées soit à sec individuellement soit replongées dans une bassine avec de l'eau. La méthode de comptage par dilatation sera utilisée pour connaître le nombre exact de post-larves dans la bassine. Si l'échantillon contient des déchets (feuilles, sables...) ils devront être pesés séparément et déduits du poids total. La méthode de comptage individuel est plus précise mais elle n'est possible que si l'échantillon est inférieur à 300 post-larves. La perte de ces post-larves est insignifiante par rapport au nombre total en élevage dans le bac.

2.11.11. Acclimatation des post-larves

Les paramètres physico-chimiques de la nurserie ne sont pas nécessairement identiques à ceux du bassin de pré grossissement. Cela concerne la température et la salinité. Pour la température, l'acclimatation ne s'effectue qu'au moment du transfert ou de l'expédition des post-larves. Mais pour la salinité, elle se fait progressivement au cours de l'élevage. En effet, connaissant la salinité à atteindre, on la baisse en ajoutant après une vidange de l'eau de mer diluée, en fonction du résultat qu'on veut obtenir. La dilution pour obtenir une salinité préalablement fixée se fait dans un bac voisin où l'on prépare un mélange d'eau de mer et d'eau douce. Le transport de cette eau vers le bac d'élevage est assuré par une pompe électrique. En principe, on diminue la salinité de 2 à 3 unités par jour. Il faut éviter toutes variations brusques de la salinité au cours de l'acclimatation.

2.11.11.1. Transfert et expédition des Post-larves

Si le bassin de pré grossissement est proche de l'écloserie, on met les post-larves dans des bassines de 40 l qu'on transporte rapidement vers le bassin. Si on observe une différence des paramètres (température, salinité), on réalise une réacclimatation sur place. Dans le cas contraire, on déverse le contenu directement dans le bassin. Lorsque l'écloserie est éloignée du site d'ensemencement des post-larves, il faut les transporter en suivant une méthodologie qui permettra d'obtenir des survies proches ou égales à 100 %. Le temps de

transport est un facteur déterminant dans la programmation de l'opération. Dans le cas de la Ferme Pilote de nombreuses expéditions ont permis de fiabiliser cette technique.

Le matériel nécessaire pour une expédition consiste en :

- un sac plastique de qualité alimentaire, épaisseur 0,4 mm dimension 100 × 50 cm
- bouteille d'oxygène pur avec détendeur
- thermomètre
- oxymètre
- réfractomètre
- balance de précision
- bassines, seaux, épuisette

La méthode consiste à remplir les sacs plastiques avec 10 à 20 litres d'eau de mer filtrée et à salinité identique à celle de la nurserie. Ensuite l'eau est saturée en oxygène pur en la faisant buller pendant 2 mn. Les post-larves sont ajoutées à une charge prédéfinie de 2, 4, 6 ou 8 g/litre.

La charge par litre correspond au poids des post-larves. Elles devront être préalablement échantillonnées pour déterminer leur poids moyen. Ajouter 1 gramme de nauplii d'artémia congelée et une poignée de charbon (rincé abondamment) est ajoutée afin de limiter la toxicité de l'ammoniac produit par le métabolisme des larves. Le charbon possède la propriété d'absorber les rejets azotés.

Le temps de transport va définir la charge/litre qui sera retenue pour des durées égales à 24 h, il est recommandé de ne pas dépasser 6 g/l. Mais pour des durées plus courtes cette charge peut être augmentée jusqu'à 10 g/l pour 10 heures et 20 g/l pour 4 heures de transport.

Une fois les post-larves transférées dans le sac, celui-ci est gonflé à l'oxygène pur pour chasser tout l'air résiduel. Ensuite il est fermé hermétiquement avec un double élastique et entreposé dans un carton. Le transport doit s'effectuer à l'abri de la lumière et si possible dans un milieu tempéré à 20–24° C.

Préalablement au transfert des larves, la salinité des bassins de grossissement est communiqué afin d'acclimater pendant deux à trois jours les larves aux conditions des bassins. Lors de leur réception, les sacs de larves sont posés sur les bassins pendant 30 minutes à 1 heure pour éviter un choc de température. Les larves sont ensuite libérées délicatement. Dans le cas d'une cuve de livraison, les larves reçoivent progressivement de l'eau du bassin (20% du volume chaque 30 minutes).

2.11.11.2. Survie d'élevage

La vidange totale des bassins de nurserie permet de compter les post-larves survivantes à l'élevage. Le rapport du nombre total des post-larves PL12 récoltées sur le nombre total des post-larves PL5 transférées par multiplier par 100 exprime le taux de survie de l'élevage.

2.12. Production D'Artémia

Cette unité assure l'éclosion des cystes d'*Artémia salina* pour donner des Nauplii qui constituent l'aliment frais pour les larves à partir du stade Zoé (Fig.50). En principe, la production n'exige pas de technologie sophistiquée, mais la qualité et dès la quantité des Nauplii obtenus sont déterminantes pour la réussite de l'élevage larvaire. Il est donc nécessaire d'appliquer une méthodologie rigoureuse et un suivi des paramètres biotechniques.



Figure 50 : Les Cystes d'Artémia et le bac d'élevage larvaire

2.12.1. Matériels

L'éclosion passe dans des bacs d'incubation cylindro-coniques en polyester de 400 l. Au niveau du cône, une partie transparente est aménagée pour l'infiltration de la lumière qui permet d'attirer les nauplii vers l'évacuation. Le petit matériel consiste en filtre de 100 μ , seaux, bassines et un Sep-Art Artémia Cysts séparateur, pour une récolte facile des nauplii d'artémia. Le séparateur consiste en un aimant placé dans le fond d'un réceptacle en acrylique. Cette nouvelle technologie est très efficace et permet une séparation rapide entre la nauplii et la coquille. (Tab. 12).

Tableau 12 : Paramètres d'élevage Artémia

Paramètres	Norme
densité des œufs	1 g de cystes /litre
Température de l'eau	28 à 30° C, (utilisation des résistances chauffantes si nécessaire)
pH	8-8,5
Salinité	20 à 35 ‰,
Filtration	5 microns
Renouvellement d'eau	Aucun
Aération	forte, pour mettre les cystes en suspension
Lumière	2000 lux
Traitement	antifongique (Tréflan 1 ‰ à 1 ml / 100 l)
Alimentation	Aucune
Récolte	18 à 30 heures après incubation

2.12.2. Conduite de l'élevage

2.12.2.1. Test d'éclosion

Le taux d'éclosion des cystes après 24 heures d'incubation détermine la quantité à mettre en éclosion. Aussi, il est nécessaire de connaître au préalable ce taux :

- Si le nombre de cystes/g n'est pas indiqué sur la boîte, il faut faire un comptage. Le nombre d'œufs peut varier de 250 à 400.000/g.
- Peser 5 g de cystes et les tremper dans l'eau chlorée à 2 ‰ (2 g pour 100 ml) pendant 10 mn pour faciliter l'éclosion.
- Rincer à l'eau de mer sur filtre 100 microns.
- Transvaser dans un erlenmeyer de 5 litres et ajuster le volume à 5 litres.
- Aérer, juste pour mettre les cystes en suspension.
- Contrôler l'éclosion après 18, 24 et 30 heures en effectuant des comptages sur 3 échantillons de 1 ml.
- Le rapport nombre des Nauplii éclos sur nombre des cystes incubés multiplié par 100 exprime le taux d'éclosion.

2.12.2.2. Ensemencement

La quantité à ensemer est fonction :

- du taux d'éclosion des cystes après 24 heures d'incubation ;
- du nombre des larves à nourrir ;
- de la ration suivant le stade larvaire

Nettoyer et rincer les bacs avec de l'eau de mer à filtrée à 5 microns où la salinité est préalablement mesurée. Mettre en place la "tige-bouchon" et le système d'aération puis fermer la vanne d'évacuation. Remplir et ajouter du Tréflan à 1 ‰.

Peser les cystes. Tremper dans de l'eau chlorée pendant 10 min puis rincer et verser dans le bac. Si la température est trop basse, brancher la résistance chauffante et régler le thermostat.

Remplir le tableau de contrôle (Tab. 13) et enregistrer toutes les informations dans le cahier de rapport d'élevage.

Tableau 13 : Fiche de production de Nauplii d'Artémia

Date	Température	Salinité	Numéro du bac et quantitéensemencée				Période d'ensemencement	Nombre Nauplii	Taux d'éclosion	Observation
			1	2	3	4				
							Matin Après-midi Soir			

2.12.2.3. Récolte et distribution

Trente minutes avant l'heure de distribution, débrancher la résistance chauffante. Arrêter l'aération et mettre le couvercle. Eclairer par une lampe électrique la partie transparente du cône pour attirer les Nauplii vers le bas. Cette méthode permet de séparer les Nauplii des cystes non éclos et des coques vides qui flottent en surface.

Après trente minutes, enlever la "tige-bouchon". Ouvrir doucement la vanne d'évacuation au bas de laquelle on a mis le Sep-Art Artémia Cystes (Fig. 51), dont la conception confère un caractère magnétique à la coquille des cystes d'Artémias. Les cystes Sep-Art (90% éclosion) sont enrobés d'un produit magnétique non toxique. Les cystes sont en apparence identiques comme les cystes Artémia normaux et les notices d'emplois sont les mêmes. Après éclosion, siphonner les nauplii et les cystes non éclos dans le Sep-Art séparateur. Le séparateur est doté d'un aimant puissant. Les cystes non éclos seront attirés par l'aimant dans le fond du séparateur. Les nauplii libres, non magnétiques, sont prêtes à l'emploi. Grâce à ce procédé très doux, la viabilité des nauplii n'est jamais mise en cause.

Avant la distribution, faire un comptage pour pouvoir déterminer la quantité pour chaque bac d'élevage larvaire. S'il y a des restes, congelés ou réensemencés dans d'autres bacs pour les post-larves en nurserie.



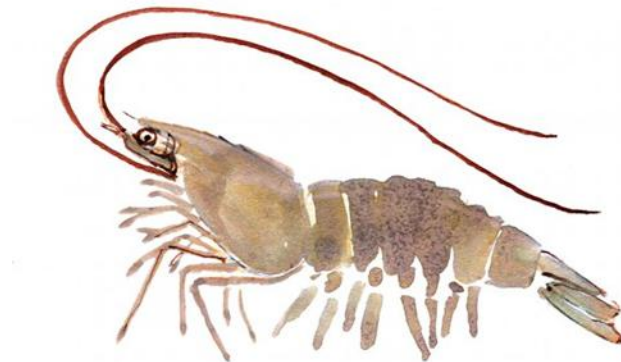
Figure 51 : La récolte d'Artemia au moyen de Sep-Art Artemia Cystes séparateur

2.12.2.4. Prophylaxie

Avant de réensemencer ou à chaque fin de cycle, nettoyer et laver à l'eau douce tous les matériels. Chlorer et sécher.

CHAPITRE 3

RESULTATS ET DISCUSSION



3.1. Suivi des paramètres de l'environnement

Tous les jours, matin et soir, des relevés ont été faits pour chaque bassin expérimental des différents paramètres physiques-chimiques de qualité de l'eau. Ca permet à la fois de prévenir une dégradation de l'environnement et d'essayer de comprendre les variations d'alimentation, du nombre de mues ou de la mortalité. Nous avons donc établie de simples grilles de suivi.

Tous les jours on a relevé :

- le pH matin et soir, évalué à 0,3 près par test colorimétrique
- le taux d'oxygène matin et soir, évalué à 0,5 près par test colorimétrique
- la salinité le matin, évaluée avec un salinomètre avec une précision de 0,5
- la température de l'eau à 50 cm de profondeur matin et soir à 0,5°C près
- le taux ammonium, nitrate, nitrite, le matin, évalué à 0,1 près par test colorimétrique

3.1.1. Oxygène dissous

Inférieur à 3,5 ppm, la concentration en oxygène provoque une forte mortalité en bassins de culture. Une diminution de ce paramètre peut changer le comportement de l'animal. C'est un facteur critique dans l'élevage larvaire. Des mortalités élevées peuvent survenir si l'aération s'arrête même pour une heure seulement (Kungvankij, 1985).

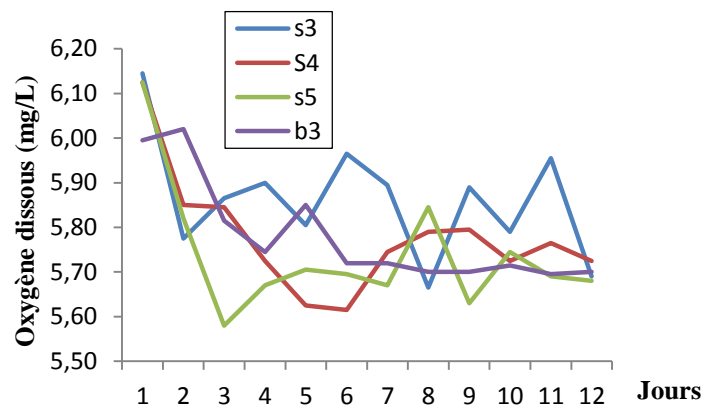


Figure 52 : Courbes de variation des teneurs moyennes en oxygène dissous par jour d'élevage.

La consommation en oxygène augmente lorsque la température de l'eau augmente par une plus forte bio-activité des animaux. Parallèlement l'oxygène se dissout de moins en moins dans cette même eau. La figure 52 illustre les variations de la teneur moyenne en oxygène dissous par jour dans les bacs durant l'expérience. La valeur maximale est de 6,15 mg/L et la valeur minimale est de 5,58mg/L.

Dans chaque bac d'élevage, on enregistre des fluctuations dans la concentration en oxygène dissous, inférieures à celle relevée au départ mais sans conséquences néfastes sur le protocole de l'expérience. Cette diminution est le résultat d'une augmentation de la consommation de l'oxygène par les larves avec leurs croissance jour après jour. La répartition de la consommation d'oxygène par jour dans un bassin de crevettes serait à hauteur de 70% en faveur de la respiration des micro-organismes et du phytoplancton dispersé sur le sol, 15% aurait lieu dans le sol et seulement 8% de la consommation totale est prélevée par la population de crevette.

3.1.2. Température

L. vannamei est une espèce originaire de zones plus tempérées. La température moyenne par jour des bacs d'expérimentation varie entre 28,7 à 33,70° C. la température pour les quatres bacs montre une allure ascendante avec augmentation graduelle dès le début de l'expérience d'élevage jusqu'à la fin.

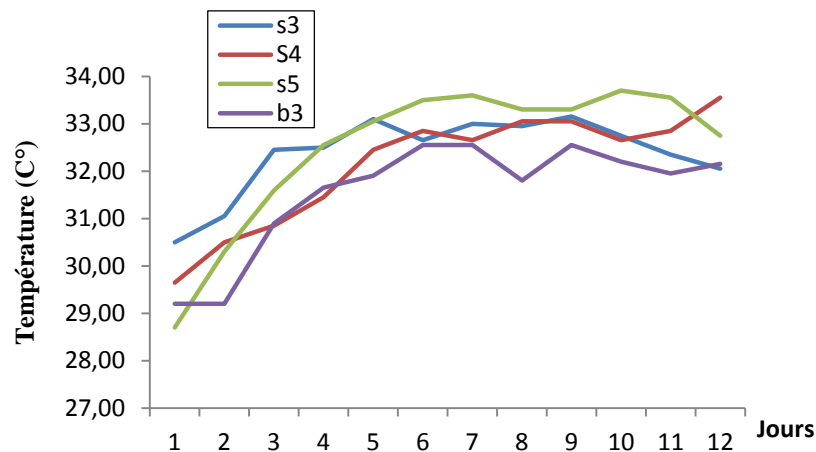


Figure 53 : Evolution des températures moyennes par jour d'élevage .

L'évolution des valeurs moyennes est présentée sur la figure 53. La température dans chaque bac augmente en fonction des jours progressivement culminant à 33,70° C, pour atteindre un niveau stable à partir du septième jour jusqu'à la fin de l'élevage, mais on voit bien que cette évolution de la moyenne observée sur la figure (Fig .53), correspond ainsi aux exigences du développement des stades larvaires en terme de mue et croissance. La plupart des espèces vivant dans des eaux à température élevée augmentent leur taux de croissance larvaire lorsque la température augmente, mais lorsque la température dépasse de plus de 30 ° C, la survie et la croissance diminuent fortement (Loix, 1987).

3.1.3. Salinité

Les résultats des mesures de salinité sont présentés sur la figure (Fig. 54), Il faut tout d'abord remarquer, une valeur minimale de 34,30 ppt enregistrée au départ de l'expérience suivi d'une allure ascendante atteignant un pic de 38 ppt, cela est due à une évaporation importante des eaux du château d'eau; conséquence d'une forte température en cette saison de l'année.

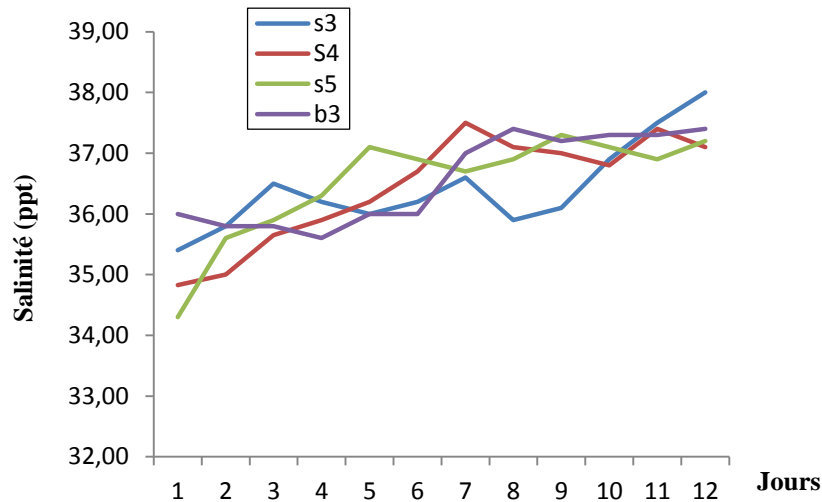


Figure 54 : Evolution des salinités moyennes par jour d'élevage.

La salinité est l'un des facteurs abiotiques les plus importants affectant la croissance et la survie des organismes aquatiques et ayant un effet biologique complexe et étendu (Kumlu *et al*, 2000).

3.1.4. Potentiel d'Hydrogène pH

Le pH de l'eau est un indicateur de qualité de milieu qui permet d'apprécier la dynamique du système marin et aussi la productivité naturelle. En condition marine, le pH est stable mais il peut varier en zone estuarienne en fonction d'autres paramètres tels que la salinité et la température. Dans les bassins, il doit être maintenu entre 7,5 et 8,5. Le pH est un indicateur clé des changements dans l'environnement aquatique du bassin d'élevage par rapport à l'ammoniac ionisé et non ionisé. Car le rapport NH_3 et NH_4 dans l'eau dépend du pH (Kungvankij, 1985). Les pH moyens par jour relevés lors de l'expérience variant entre 7,59 à 8,2.

La figure (55), ci- après montre que les variations entre les pH durant l'expérience sont minimales. Les variations de pH s'observent entre le jour et la nuit, la production de CO_2 dissout dans l'eau formant de l'acide carbonique (H_2CO_3) étant plus important la nuit par absence de photosynthèse diminuant le pH. Les ions bicarbonates (HCO_3^-) et carbonate (CO_3^{2-}) constituent des tampons contre les variations de pH dans l'ensemble des bacs, la plus faible valeur de pH est observée au bac (b3) en quatrième jour (7,59), tandis que la plus élevée (8,2) est enregistrée au premier jour d'élevage larvaire.

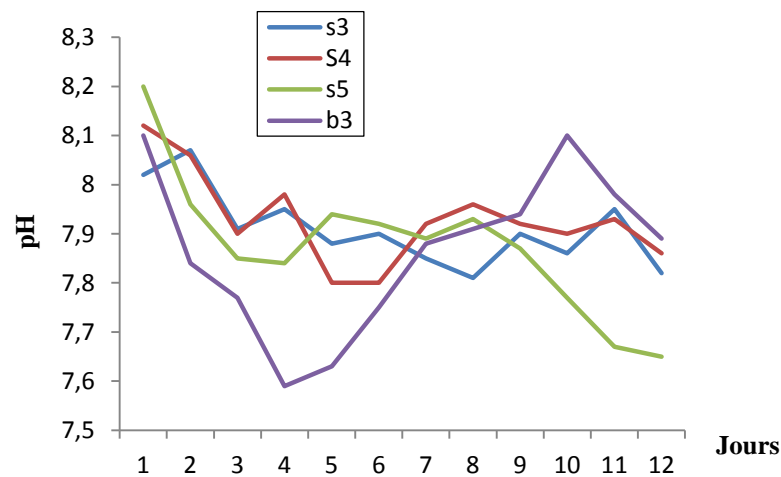


Figure 55 : Courbes de variation des valeurs moyennes de pH par jour d'élevage.

3.1.5. Composés azotés

Les composés azotés sont dans un cycle permanent, soit produits, convertis ou consommés dans l'environnement du bassin, et par conséquent dans les bacs d'élevage, Ces composés azotés proviennent principalement de la digestion des protéines de l'aliment apporté aux crevettes issu de farine de poisson, tourteau de soja...Ces protéines sont utilisées par les crevettes puis excrétés sous forme d'ammoniaque. Au cours de la nitrification, l'ammoniaque est convertie en nitrite par des nitrosomonas puis nitrate par des nitrobactéries. l'azote est présent à l'état dissous (mais son rôle est négligeable sous cette forme), à l'état organique (protéines, acides nucléiques, urée) et à l'état minéral, sous forme ammoniacale :

-l'ammoniac moléculaire (NH_3), le plus toxique pour les êtres vivants, c'est le produit de la dégradation des protéines rejeté par les organismes aquatiques. L'ammoniaque est

comprise dans 40 à 90% des excréments azotés des crustacés. Les conséquences pour les crevettes exposées à un taux trop élevé d'ammoniaque, sont une irritation des branchies, une tolérance plus faible à un bas taux d'oxygène et aux maladies. Nous pouvons ajouter une croissance diminuée et un taux de conversion alimentaire plus élevé.

-ou ionisé (ammonium NH_4), environ 100 fois moins toxique, de nitrites (NO_2), toxiques pour les poissons et crustacés, et de nitrates (NO_3) relativement inoffensifs.

On peut séparer le cycle complet en trois grandes parties :

- soit l'ammonification, qui est le passage de l'azote gazeux par bactéries fixatrices, décomposition de matière organique et utilisation par les plantes en un composé ammoniacé (NH_4^+).
- La seconde partie, celle qui nous intéresse particulièrement, est la nitrification. Elle consiste à transformer l'ammoniac, qui est très toxique pour les êtres vivants, en nitrites (NO_2^-) et finalement en nitrates (NO_3^-).
- La dernière portion consiste à la dénitrification. Elle s'effectue via des bactéries et transforme les nitrates en azote gazeux (N_2) (Fig. 56).

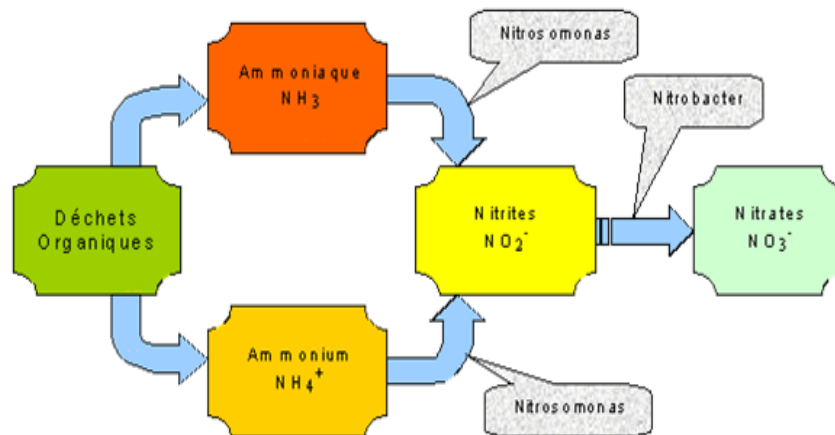


Figure 56 : Cycle de l'azote dans les bassins des crevettes.

Le taux d'ammonium NH_4^+ est faible tout le long de la période d'essai (Fig. 57A). Sur le bac S3, les teneurs ont monté jusqu'à 0,8 ppm au milieu de la production larvaire, cela est probablement à cause de la forte décomposition des reliquats des repas non consommés et des déchets : excréments et urines (urée) quelques heures d'immersion plus tard.

Mais ces niveaux d'ammonium n'entraînent a priori pas de conséquences sur la croissance des crevettes.

Quant aux teneurs en nitrite NO_2^- (Fig. 57B) et nitrate NO_3^- (Fig. 57D), les valeurs ont toujours été très proche de 0 et sont tout à fait correctes sur les quatre bacs jusqu'à la fin de l'essai.

Enfin, la figure 57C, retrace l'évolution des teneurs en alcalinité relevées quotidiennement, il faut noter que la présence d'un pic en 8^{ème} jour d'essai avec un taux de 175 ppm pour le bac (S5), mais nous enregistrons une valeur minimale de 120 ppm.

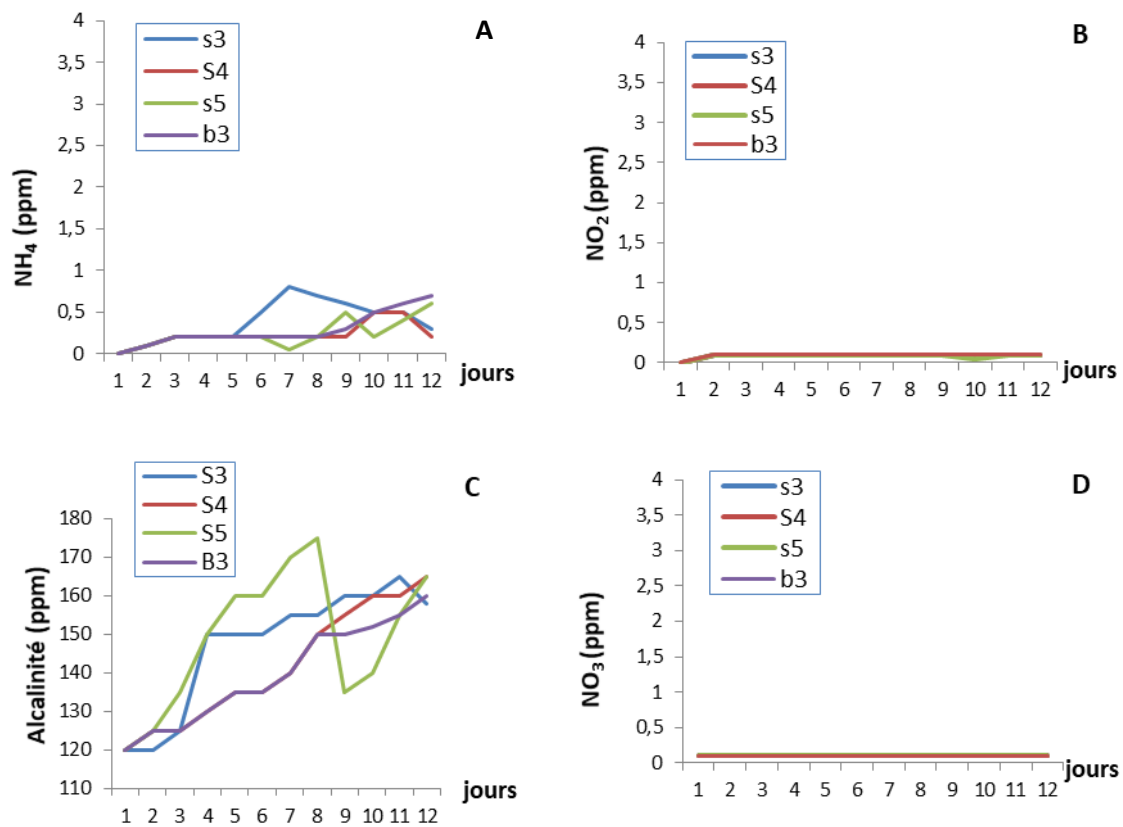


Figure 57 : courbes des variations : NH_4^+ (A), NO_2^- (B), Alcalinité (C) et NO_3^- (D) par jour d'élevage.

Aucune différence marquante n'a été enregistrée entre les différents bassins en ce qui concerne les paramètres de la qualité chimique de l'eau, les résultats des paramètres chimiques durant la production larvaire correspondent aux normes d'élevage, car ces derniers ne posent de problèmes que dans l'élevage en système biofloc.

3.1.6. Taux d'éclosion

Durant les quatre premières pontes, les femelles recevaient un régime formé exclusivement d'aliments congelés (polychètes) et de fragments de calmar frais, l'examen du taux d'éclosion s'avère presque nul. Par conséquent, la mise en place d'un régime performant d'alimentation composé de polychètes fraîche à forte teneur en lipides et en protéines, en remplacement à celles congelés, associées avec des miettes de calmar frais en complément, les résultats obtenus indiquent que le taux d'éclosion fut augmenté à 60 % lors de la 5^{ème} ponte, avant de suivre des fluctuations entre 40 et 80 % (Fig. 58).

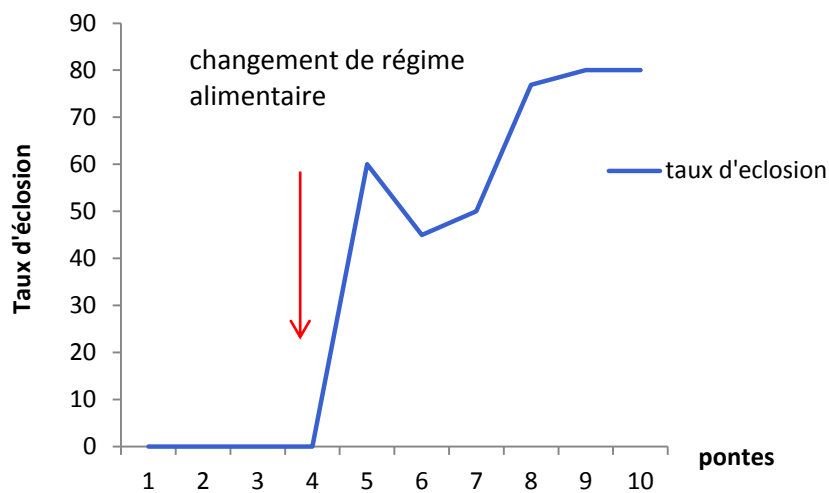


Figure 58 : courbe d'évolution du taux d'éclosion en fonction du régime alimentaire.

Le taux d'éclosion est lié directement à la qualité du régime alimentaire attribué aux femelles ceci se répercute sur la qualité des œufs en terme de réserves protéiques et lipidiques sur le taux de survie. Par ailleurs, les triglycérides sont connus pour être les réserves d'énergie les plus importantes pour l'embryogenèse et le développement larvaire précoce, et leur quantité est étroitement associée à la qualité des œufs et des nauplii (alimentation endogène) obtenus après éclosion (Ouellet *et al*, 1992 ; Wickins *et al*, 1995 ; Palacios, 1999). Il apparaît nécessaire d'adapter le protocole d'alimentation afin de tenter de s'affranchir du retard observé dans le passage des stades larvaires. La difficulté réside dans la recherche de l'équilibre de la formule qui va donner l'utilisation métabolique optimale chez la crevette. Cet équilibre passe par des proportions précises de protéines, de glucides, de lipides, de matières minérales et de vitamines. Les recherches visent à préciser le rôle de ces ingrédients permettant de garantir une bonne croissance et une bonne survie

des animaux en élevage. Le choix porte à la fois sur les matières premières disponibles localement et sur les ingrédients complémentaires indispensables qu'il faut importer.

3.1.7. Taux de survie

Comme le montre la figure (Fig.56) les quatre bassins d'élevage larvaire S3 S4 B3 présente une descente vertigineuse en terme du taux de survie. Du 80 à 30 % , de 79 à 25% , de 60 à 20 % pour les bassins B3, S3, S4 respectivement, le taux de survie reste très réduit dans cet essai par rapport à d'autres études. Les taux de survie des larves au cours de l'élevage en écloserie sont généralement plus élevés (50-60%) avec *L. vannamei* et *L. stylirostris* qu'avec *P. monodon* (20-30%) (Rosenberry, 2002).

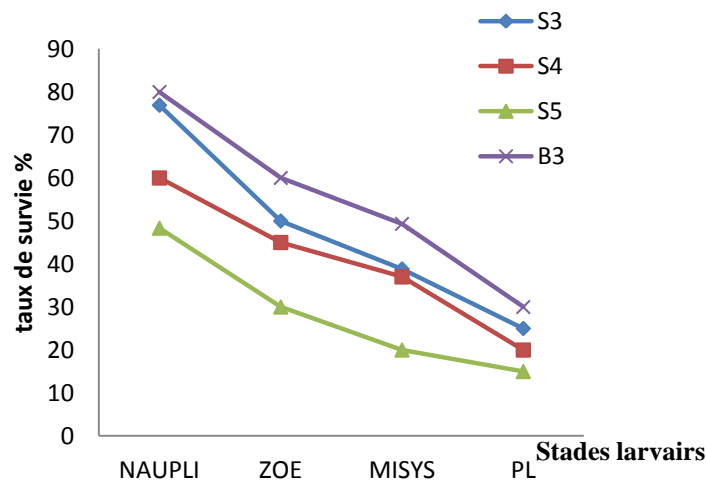


Figure 59 : courbes des variations de taux de survie dans chaque bassin d'élevage en fonction des stades larvaires

3.2. Discussion

Pour ce qui concerne le pH, Aucune variation importante du pH n'est observée au cours de l'expérience d'élevage. Une légère diminution pourrait être expliquée par le fait que la biomasse devient de plus en plus importante avec le temps. Par ailleurs, la dégradation des matières organiques notamment les déchets déposés par les crevettes, les restes d'aliment ainsi que les algues mortes contribuent à une acidification de l'eau, d'où la diminution du pH. Le pH normal de l'eau de mer varie de 7,5 à 8,5.

En ce qui concerne l'oxygène dissout et la température, les paramètres de l'environnement sont corrects pour les quatre bacs d'élevage. Par contre, la salinité de 38 ppt est très culminante pour élever des *L. vannamei*, pour qui la salinité optimale est autour de 35ppt. Cette salinité prépondérante n'entraîne a priori pas de mortalité supplémentaire dans une population, par contre, elle est susceptible de diminuer la croissance. C'est un facteur supplémentaire expliquant la faible croissance des *vannamei*. Il aurait été possible de faire diminuer cette salinité en pompant l'eau douce, en fonction du résultat qu'on veut obtenir. et éviter toutes variations brusques de la salinité au cours de l'élevage larvaire. De nombreuses études ont documenté l'effet de la salinité sur la croissance et la survie des Pénéaeidae; cependant, la littérature comparée concernant les optima de salinité pour *L.vannamei* n'est pas concluante .

Bray *et al*, (1994) ont montré que les traitements à 5 et 15 ppt produisaient des poids finaux significativement plus élevés que les autres niveaux testés et que le traitement hypersalin (49 ppt) produisait significativement moins de croissance que les autres traitements. Huang (1983) a conclu que *L. vannamei* se développait le mieux à environ 20 ppt et observait les plus mauvais résultats à 5 et 45 ppt. Cependant, la croissance obtenue à différentes salinités dans la présente étude est également cohérente avec une étude de la salinité menée par Bartlett *et al*, (1990) sur des poste-larves de *L.vannamei* ayant conclu que la croissance n'était pas réduite dans une plage de salinité entre 30 à 45 ppt, il est clair que dans la gamme de température optimale, la tolérance à la salinité est large, et une bonne croissance peut être obtenue entre 25 et 45 ppt (Ponce-Palafox *et al*, 1997).

L'alcalinité des bacs d'élevage est correcte, mais celle du bac S5 est un peu faible en 9^{ème} jour. Avec seulement 135 ppm, les crevettes ont peut être eu un peu de difficultés à puiser le calcium nécessaire à leurs carapaces. Cependant, on n'est pas encore à des niveaux critiques. Le calcium (Ca) est un minéral essentiel utilisé pour la formation des

tissus squelettiques. Chez la crevette, la grande majorité du calcium est rencontré dans l'exosquelette. Le calcium est aussi essentiel pour la coagulation du sang, l'activation des enzymes, la contraction musculaire et la perméabilité cellulaire ; le calcium est connu pour être essentiel à l'absorption de la Vitamine B12. L'environnement de l'élevage de la crevette généralement a une haute concentration en calcium qui est directement absorbé par la crevette. Les *vannamei*, sont beaucoup sensibles à la faible salinité ou à un taux d'oxygène dissout trop bas. Il faut donc s'appliquer à conserver tout au long de l'expérience un environnement le plus adapté possible, sous peine d'avoir des croissances beaucoup trop basses à cause de ce facteur.

Du point de vue de l'alimentation, comme les crevettes sont très agressives entre elles, il est possible qu'avec des mangeoires, les crevettes s'alimentent plus facilement. Il serait bien d'essayer d'alimenter avec des mangeoires. Les études sur les fluctuations dans la taille de ponte ou taux d'éclosion, sont fragmentaires et sont assez mal appréhendés, où pratiquement certaines femelles ne produisent que peu de pontes, tandis que d'autres produisent de nombreuses pontes de qualité comparable dans les mêmes conditions de maturation. Il serait souhaitable d'avoir un moyen de prédire quelles femelles produiront plus de pontes. Par exemple, si l'état physiologique initial et donc les réserves de la femelle avant l'ensemencement sont déterminants pour la capacité de multiplication, un hémolymphe ou un échantillon de tissu pourrait être utilisé pour évaluer l'état du géniteur et son potentiel de production (Racotta *et al*, 2003).

Au vu de la courbe du graphique 56, sur le taux de survie, on peut constater une faible survie larvaire et un difficile passage de stades. Peut-être est-ce dû au changement de saison ou à l'emploi de faibles géniteurs.

Cette chute pourrait être attribué aux points suivants :

1. A la reproduction exhaustive « engendrée par l'opération du pédoncule oculaire » plus l'intervalle entre l'ablation et la ponte est important,, la qualité des œufs et la survie se rechutes. Une diminution de la qualité de ponte vers la fin de la période de ponte, mesurée en terme de la composition biochimique, peut être le reflet d'un transfert diminué de nutriments provenant des femelles à leurs oeufs, et indique un épuisement reproductif des géniteurs.

Lumare, (1979) a observé que les pontes consécutives ont entraîné un moindre degré d'élargissement des ovaires « indice gonadosomatique inférieur », et entraînant de temps en temps la mort des femelles, ceci s'explique par une sorte d'épuisement physiologique. En accord, avec l'étude qui confirme que la détérioration de la qualité des pontes successives provoquées par l'ablation pourrait être le résultat d'une maturation accélérée. Une reproduction forcée continue peut produire un épuisement des réserves, et le temps entre les pontes peut ne pas être suffisant pour l'accumulation de plus de nutriments (Primavera, 1985; Harrison, 1990).

2. A la température plus ou moins élevée allant jusqu'à 35°C. La température affecte directement le système métabolique de n'importe quelle espèce. Chez les crevettes pénéides, les œufs n'éclosent pas à des températures inférieures à 24 ° C. Les larves se développent généralement et muent plus rapidement à des températures plus élevées. La température optimale est de 26 à 31 ° C. En dessous de ce niveau, les larves ne poussent pas bien et la mue peut être retardée., cependant, la mue prend 6 jours lorsque la température chute à 24-26 ° C. Une légère augmentation de la température de l'eau au-dessus du seuil peut être mortelle chez les espèces tropicales. Des variations graduelles de température tout au long de la journée ne sont pas critiques, cependant, des changements soudains, même aussi étroits que 2 ° C, peuvent causer des mortalités élevées en raison du stress et du stock de température (Kungvankij, 1985).

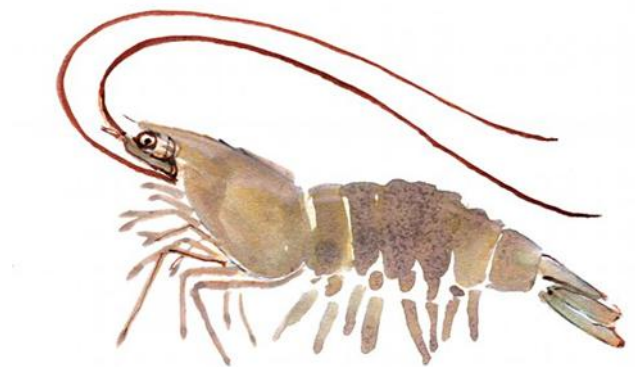
3. A la qualité des géniteurs jugers insuffisant en terme de réserve énergétique :

La qualité des œufs et des nauplius dépend principalement de l'état physiologique des géniteurs, mais aussi des conditions environnementales qui prévalent dans les bassins de ponte et d'éclosion. La qualité larvaire et postlarvaire est basée sur des critères qui incluent le développement des stades zoéaux à postlarvaires et dépendent principalement des conditions de culture larvaire, bien que les effets maternels puissent encore avoir une certaine influence. Le stade nauplius représente le premier stade larvaire et sa qualité reflète directement l'état des géniteurs, car à ce stade, il existe toujours une forte dépendance vis-à-vis des nutriments transférés par la femelle (Racotta *et al*, 2003).

4. A la qualité d'eau utilisée dans les élevages

Ayant au S5 la chute du taux de survie est causé par un incidents causant la fuite des post-larves suite à la détérioration de la géo membrane couvrant le bassin d'élevage.

CONCLUSION GENERALE



CONCLUSION ET PERSPECTIVES

L'élevage de crevettes est une activité pionnière en Algérie car il n'existe aucune expérience de pénéculture antécédente dans le pays avant cette dernière décennie. Cette étude est en phase de montrer la faisabilité biologique, technique, économique et environnementale du développement d'une filière de production de crevettes intensives en Algérie. Les stratégies de développement tiennent compte d'antécédents aquacoles et pénécologiques dans le monde avec l'objectif de prévenir les risques et limites de ce projet.

Les améliorations techniques ont permis d'obtenir des résultats très encourageants en éclosion et larviculture à partir de reproducteurs SPF de l'espèce *L. vannamei*. La principale difficulté rencontrée réside dans la stabilité des paramètres physiques et chimiques de l'eau. Cela offre des perspectives intéressantes et ouvre la voie pour accentuer le transfert technologique des domaines appliqués à l'aquaculture comme les biotechnologies. Il est cependant nécessaire de répéter l'ensemble de ces travaux pour assurer la fiabilité des résultats et de poursuivre les investigations sur la croissance et la survie avec un pilote en élevage à échelle familiale et communautaire. La résistance aux diminutions de la salinité montre que ces espèces sont euryhalines et pourront s'adapter à l'ensemble des eaux côtières, estuaires et lagunes.

L'aliment reste un point clé pour pérenniser l'activité pénécologique, l'importation d'aliment commercial sera sans doute nécessaire pour impulser le développement de fermes intensives en parallèle d'une valorisation des sous-produits locaux pour un aliment de qualité équivalente. La stratégie d'élevage intensive présente l'avantage d'un besoin foncier réduit et une productivité élevée. La formation est un des principaux objectifs pour mener à bien ce projet dans le respect des normes et recommandations internationales.

En résumé, l'aquaculture est-elle un moyen de subvenir aux besoins alimentaires de la population mondiale ? Malgré ses lourds inconvénients pour l'environnement, l'aquaculture possède le gros avantage de produire des quantités de ressources par hectare nettement supérieures à celles des terres agricoles (céréalières ou d'élevage). L'aquaculture a beaucoup progressé ces dernières décennies, passant d'une production de 0,7 kilogramme par habitant en 1970 à 7,8 kilogrammes en 2006. Mais pour faire face à l'augmentation de la population mondiale, la production totale devrait encore augmenter pour atteindre 80

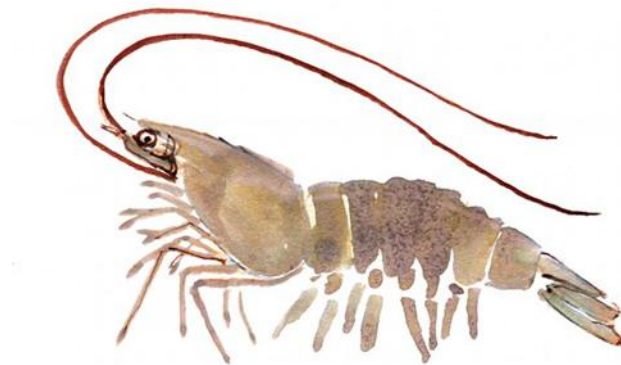
millions de tonnes en 2050. Un challenge qui n'est pas impossible à réussir, mais à quel prix ?

La culture de *L. vannamei* est en train d'être reprise dans de nombreux pays en raison des caractéristiques suivantes :

1. Il pousse aussi vite que *P. monodon* jusqu'à 20 g.
2. Il est plus facile de cultiver dans des densités de stockage très élevées de jusqu'à 150 / m² en raison de leur nature moins agressive.
3. Il est tolérant à une large gamme de salinités de 0,5 à 45 ppm.
4. Il est très tolérant aux basses températures de jusqu'à 15 degrés centigrades
5. Il nécessite un apport protéique relativement faible (20-35%).
6. C'est une espèce facile à reproduire et donc la domestication de l'espèce est très réussie avec la production de stock de SPF. La disponibilité commerciale des SPF / SPR et des stocks de santé élevée est un avantage supplémentaire.
7. L'élevage sélectif pour la production de géniteurs SPR est plus facile en raison de la courte période de génération et de la reproduction en captivité plus facile.
8. Taux de survie plus élevés en éclosion (50-60%).

Cette étude nous a permis d'acquérir une expérience importante dans la gestion d'un projet aquacole de développement à tous les niveaux et de participer au partage des expériences à travers les séminaires de développement de cette filière.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES



A

Anderson J. L., (2017)a. Shrimp Production Review. goal, dublin, Ireland.
https://www.aquaculturealliance.org/wp-content/uploads/2016/10/GOAL2016_Global-Shrimp-Survey.pdf

Anderson J. L., (2017)b. Shrimp Production Review. goal, Guangzhou, china.
<https://www.aquaculturealliance.org/wp-content/uploads/2018/01/Global-Shrimp-Production-Data-Analysis-Dr.-James-Anderson-GOAL-2017.pdf>

Aquacop., (1983). Constitution of broodstock, maturation, spawning and hatching systems for penaeid shrimps in the Centre Oceanologique du Pacifique. In: McVey, J.P. (Ed.), Handbook of Mariculture. Crustacean Aquaculture, vol. 1. CRC Press, Boca Raton, 105–122 p

B

Barnabe G., (1991). Bases biologiques et écologiques de l'aquaculture. Techniques et Documentation (Lavoisier).

Bartlett P., Bonilla P., Quiros L., Takano M., (1990). Effects of high salinity on the survival and growth of juvenile *Penaeus vannamei*, *P. stylirostris*, and *P. monodon*. In Abstracts, World Aquaculture . 90. 121 p.

Beaumont A., Cassier P., (1981). Biologie animale des protozoaires aux métazoaires épithélioneuriens. 3ème édition, Bordas, Dunod Université . 459 p.

Boulkenafet Z., (2008). Ressources en eau et perspectives de gestion intégrée dans le bassin versant d'el-kebir ouest. Mémoire de magistère, Univ, Badji Mokhtar, Annaba (Algérie). 136p

Bray W.A., Lawrence A.L., Leung-Trujillo J.R., (1994). The effect of salinity on growth and survival of *Penaeus vannamei*, with observation on the interaction of IHNV virus and salinity. Aquaculture, (122). 133-146 p.

C

Cahu C., (2006). Nutrition, digestion et développement des larves de crevettes et poissons marins. HDR. <http://archimer.ifremer.fr/doc/00000/2086/>

Castex M., (2009). Evaluation du probiotique bactérien *Pediococcus acidilactici* MA18/5M chez la crevette péneïde *Litopenaeus stylirostris* en Nouvelle- Calédonie. . Thèse de Doctorat, spécialité : physiologie, nutrition. Institut des Sciences et Industries du Vivant et de l'Environnement (Agro Paris Tech). 69- 72 p.

Chong-Roblesa J ., Charmantier G ., Boulob V ., Lizárraga-Valdéz J ., Enríquez-Paredesa L.M ., Giffard-Menaa I., (2014) . Osmoregulation pattern and salinity tolerance of the white shrimp *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) during post-embryonic development. Aquaculture, (422–423). 261–267p.

Clemens S., Massabuau J.C., Meyrand P., Simmers J., (1999). Changes in motor network expression related to moulting behaviour in lobster: role of moult induced deep hypoxia. *J. Exp. Biol.*, (202). 817-827 p.

Corteel M., Nauwynck H., (2013). White spot syndrome virus infection in *P. vannamei* and *M. rosenbergii* : experimental studies on susceptibility to infection and disease. 25-29 p.

D

Dajoz, R., (1972). *Précis d'Ecologie*. Dunod, Paris, 434 p.

Demester M., Carbonell A., (1994). Growth of the shrimp *Aristeus antennatus*. In : *Etude pour l'aménagement et la gestion de la pêche en méditerranée occidentale. Rapport final.CEE FAR*. 474 p.

Denece E., (1995). *Penaeus stylirostris* : la filiere geniteur et l'elevage larvaire a la station aquacole de Saint-Vincent. Rapport de stage, IFREMER Station d'Aquaculture de Saint Vincent, Nouvelle-Caledonie.45 p.

Djabali F., Bouchelaghem H. et al., (*), (1991). Travaux réalisés sur les stocks pélagiques et démersaux de la région de Béni - Saf. Rapport de la sixième consultation technique du conseil général des pêches pour la Méditerranée sur l'évaluation des stocks dans les divisions statistiques Baléares et Golfe du Lion, Casablanca, Maroc, 28 mai-2 juin 1990. *FAO Fisheries Report = FAO Rapport sur les pêches*, (447). FAO : Rome. VI,325 p.,

Dreux P., (1980). *Précis d'écologie*. Ed. Presses Universitaires de France. Paris, 231 P

E

Ethic Ocean ., (2017). *Guide des espece – à l'usage des professionnels , aquaculture et environnement*. <http://www.guidedesespeces.org/fr/aquaculture-et-environnement>

F

FAO., (2014). *The State of World Fisheries and Aquaculture*. rome. 3-41 p.

FAO., (2016). *The State of World Fisheries and Aquaculture 2016. Contributing to food security and nutrition for all*. Rome. 200 p.

FAO., (2017). *Regional review on status and trends in aquaculture development in Asia-Pacific – 2015*, by Rohana Subasinghe. *FAO Fisheries and Aquaculture Circular No. 1135/5*. Rome, Italy

Faurie, C., Ferra, C. et Medori, P., (1984). *Ecologie*. Ed. Baillièrre J. B., Paris, 168 p.

Fransozo V., Carvalho dos Santos D., López-Greco L.C ., Bolla Júnior E.A.,(2011). Development of secondary sexual characters in the seabob shrimp *Xiphopenaeus kroyeri* (Heller 1862) (Crustacea, Decapoda, Penaeidae): a scanning electron microscope study, *Invertebrate Reproduction & Development*, 55:1, 6-15p.

G

Gaudin G., (2013). Développement de la pénéculture familiale au cameroun : formation des jeunes aquaculteurs de la région de jamopa dans l'élevage familial des crevettes .19 p.

Guillaume J., Kaushik S., Bergot P., et Métailler R.,(1999). éd. Nutrition et alimentation des poissons et crustacés. Editions Quae. Ouvrage INRA-IFREMER, 485 p., 320 F TTC

H

Hall D.N.F., (1962). Observations on the taxonomy and biology of some Indo-West Pacific penaeidae (Crustacea:Decapoda).

Harrison K.E., (1990). The role of nutrition in maturation, reproduction and embryonic development of decapod crustaceans: a review. *J. Shellfish Res.* 9, 1–28p.

Hendrickx M., (2003). Distribution and estimation of body size and weight of four species of deep water shrimps in the Southeastern Gulf of California, Mexico. *Crustaceana.* 76 (9). 1025-1036 p

Huang H.J., (1983). Factors affecting the successful culture of *Penaeus stylirostris* and *Penaeus vannamei* at an estuarine power plant site: temperature, salinity, inherent growth variability, damselfly nymph predation, population density and distribution, and polyculture. PhD dissertation. Texas A&M University, College Station, Texas, USA . 221 p.

I

Ilie S., Racotta, Palacios E., Ana M., Ibarra., (2003). Shrimp larval quality in relation to broodstock condition *Aquaculture* (227),107–130 p

J

Julliard S., (2007). Mise en place des systèmes expérimentaux de recherche sur les crevettes dans la nouvelle station de recherche Evalidis au Vietnam .AGER.18-20 p.

K

Kadri F., (2008). L'aquaculture en Algérie situation et perspective : cas de la region de ouargla , thèse . Production Animale.ouargla .Université Kasdi-merbah ouargla . 07p.

Kara M.H., et al., (2012). Freshwater fish diversity in Algeria with emphasis on alien species. *Eur J Wildl Res* (58), 243-253 p.

Kennouche H., (2009). exploitation de la crevette rouge (*Aristeus antennatus* Risso, 1816) dans la région Algéroise. Thèse de magister océanographie, U.S.T.H.B. : 84P.

Kennouche H., et Nouar A., (2013). Régime alimentaire de la crevette rouge *Aristeus antennatus* (Risso, 1816) (Decapoda, Penaeoidea) dans la région algéroise (Algérie centre) *Crustaceana* . Vol (86), Issue 5, 553 – 563 p.

Krogh A., (1939). Osmotic regulation in aquatic animals. Cambridge University Press. Cambridge, 242 p.

Kumlu M., Eroldogan O.T., et Aktas M., (2000). Effect of temperature and salinity on larval growth, survival and development of *Penaeus semisulcatus*. *Aquaculture* (188), 167-173 p.

Kungvankij P., et Jr. Tiro L.B., et Jr. Pudadera B.J., et Potestas I.O., et Corre K.G., et Fl., (1985). Shrimp hatchery design, operation and management. Training manual , Bangkok, Thailand.

L

Lahmar E. M., (1994). Etude de la crevette caramote : *Penaeus kerathurus* (Forskäl, 1775) dans la région d'Annaba. Thèse de Magister, U.S.T.H.B., Alger : 184 P.

Laubier A., Chim L., Payen GG., (1985). Morphogenese sexuelle et regulation hormonale de l'activite genitale chez la crevette *Penaeus japonicus* en elevage. IFREMER Actes de Colloques, 195-206 p. No. 1

Le reste L., Marcill J., (1976). Biologie de la crevette *Panaeus indicus*. H. Milne Edwards à Madagascar : croissance, recrutement, migrations, reproduction, mortalité. Contribution à l'étude d'une baie eutrophique tropicale. Cah. ORSTOM, sér. Océanographie, vol.14, N°2, 109-127 P.

Loix B., (1987). (Ed).Production in Marine Hatcheries, FAO-MEDRAP, Rovinj Zadar, Yugoslavia (1987), 10–28 Feb 1986

M

Metallaoui S., (2010). Écologie de l'avifaune aquatique de Garaet Hadj- Tahar (Numidie occidentale). Thèse de Doctorat. Univ. Badji Mokhtar, Annaba (Algérie). 120p.

Metna F., (2014). Ecologie trophique, éthologie et biologie de la reproduction de la Foulque macroule *Fulica atra* (Linné, 1758) dans la réserve naturelle du lac de Réghaia et dans le barrage de Djebba (Kabylie). Thèse de Doctorat. Univ. MouloudMammeri, Tizi-ouzou (Algérie). 140 p.

N

Nouar A., (1985). Contribution à l'étude de la crevette Péneidé : *Parapenaeus longirostris* (Lucas, 1846) dans la région d'Alger. Ecologie, biologie, exploitation. Thèse Magister, U.S.T.H.B., Alger : 136 p.

O

Olivier A., et Olivier M., Jean-François V., (2003). L'élevage de la crevette en zone tropicale

Oudiana S. E., (2015). L'application de la technologie du « Biofloc » à l'élevage larvaire de la crevette pacifique à pattes blanches (*Litopenaeus vannamei*. Boone, 1931) à différentes salinités. mmoire, Gestion Intégrée des Ecosystèmes Marins et Côtiers, annaba, Université badji mokhtar , 6-21 p.

Ouellet P., Taggart C.T., Frank K.T., (1992). Lipid condition and survival in shrimp *Pandalus borealis*. larvae. Can. J. Fish. Aquatic Sci. (49), 368–378 p.

P

Palacios E., Perez-Rostro C., Ramirez J.L., Ibarra, Ana M., Racotta., Illie S., (1999). Reproductive exhaustion in shrimp (*Penaeus vannamei*) reflected in larval biochemical composition, survival and growth, *Aquaculture*, 171, 3-4, 309 p.

Péqueux A., Gilles R., Marshall W.S., (1988). NaCl transport in gills and related structures. 1- invertebrates, 2- Vertebrates. In: *Advances in Comparative and Environmental Physiology*. Vol(1) : NaCl transport in epithelia. (Ed. by Greger, R.), 1-73 p. Springer Verlag, Berlin, Heidelberg.

Ponce-Palafox J.T., et Martinez-Palacios C., Ross L., (1997). The effects of salinity and temperature on the growth and survival rates of juvenile white shrimp, *Penaeus vannamei*, Boone, 1931. *Aquaculture*. (157),107-115 p.

Primavera J.H., (1985). A review of maturation and reproduction in closed thelycum penaeids. In: Taki, Y., Primavera, J.H., Llobrera, J.A. _Eds., Proceedings of the First International Conference on the culture of Penaeid prawns shrimps. Iloilo City, Philippines, 4–7 December 1984, 47–64 p.

Primavera J. H., (1989). Broodstock of sugpo, (*Penaeus monodon Fabricius*) (4th ed.). Tigbauan, Iloilo, Philippines: Aquaculture Dept., Southeast Asian Fisheries Development Center

R

Ramade F., (1984). *Eléments d'Ecologie: Ecologie fondamentale*. Me Graw-Hill, 397p.

Ramade F., (2003). *Eléments d'écologie : écologie fondamentale (3e édition)*. 690 p. Dunod ; Paris. (2e édition, 1994, 579 p. Mac Graw Hill / Ediscience international ; Paris).

Rosenberry B., (2002). World shrimp farming 2002. Shrimp News International, 276p.

Rusaini., Owens L (2010) Insight into the lymphoid organ of penaeid prawns: A review. *Fish and Shellfish Immunology* 29(367-377)

S

Subasinghe R., (2017). Regional review on status and trends in aquaculture development in Asia-Pacific – 2015, by Rohana Subasinghe. FAO 2017. FAO Fisheries and Aquaculture Circular No. 1135/5. Rome, Italy

W

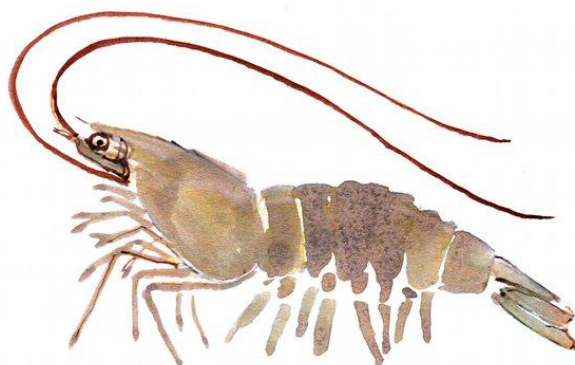
Wabete N., (2005). *Etude écophysiological du métabolisme respiratoire et nutritionnelle chez la crevette pénéide *Litopenaeus stylirostris*. Application à la crevetticulture en Nouvelle Calédonie*. Thèse présentée à l'Université Bordeaux 1. Ecole doctorale Sciences du vivant, Géosciences et Sciences de l'Environnement. 173p.

Wickins J.F., Beard T.W., Child A.R., (1995). Maximizing lobster, *Homarus gammarus* _L., egg and larval viability. *Aquacult. Res.* (26), 379–392 p.

Webographie

- [1] Aquaculture 2011 historique ifermer <https://aquaculture.ifremer.fr/Statistiques-mondiales/Presentation-generale/Historique>
- [2] Vannuccini S., (2017).global overview of fisheries and aquaculture https://www.imr.no/forskning/utviklingssamarbeid/nyheter/presentations_from_day_zero_of_nasf_2017/global_overview_vannuccini.pdf/en
- [3]Motoh,1981, modifié par Rafalimanana, 2003
https://books.google.dz/books?id=v0VTg6qM67UC&pg=PA33&lpg=PA33&dq=cycle+vital+des+crevettes+pen%C3%A9id%C3%A9s+MOTOH+1981&source=bl&ots=d_unlzTK4B&sig=YraER-HrKcJRsiRkCT5aE3G6SuI&hl=en&sa=X&ved=2ahUKEwjA7sOJx7_aAhWEL1AKHX_aChoQ6AEwAHoECAAQK#v=onepage&q=cycle%20vital%20des%20crevettes%20pen%C3%A9id%C3%A9s%20MOTOH%201981&f=false
- [4] Tavares,M ., Shrimp , Universidade Santa Úrsula, Brazil
<http://www.fao.org/tempref/docrep/fao/009/y4160e/y4160e17.pdf>
- [5] Species Fact Sheets Penaeus vannamei (Boone,1931)
<http://www.fao.org/figis/pdf/fishery/species/3404/en?title=FAO%20Fisheries%20%26%20Aquaculture%20-%20Species%20Fact%20Sheets%20%20Penaeus%20vannamei%20%28Boone%2C%201931%29>
https://books.google.dz/books?id=v0VTg6qM67UC&pg=PA33&lpg=PA33&dq=cycle+vital+des+crevettes+pen%C3%A9id%C3%A9s+MOTOH+1981&source=bl&ots=d_unlzTK4B&sig=YraER-HrKcJRsiRkCT5aE3G6SuI&hl=en&sa=X&ved=2ahUKEwjA7sOJx7_aAhWEL1AKHX_aChoQ6AEwAHoECAAQK#v=onepage&q=cycle%20vital%20des%20crevettes%20pen%C3%A9id%C3%A9s%20MOTOH%201981&f=false

ANNEXES



Annexe I : Régime alimentaire larvaire Jour Phase Temps

N : nauplius ; Z : zoa ; M : mysis ; PL : postlarve ; D : Diotpmées (Chaetoceros,Thalassiosira, Skeletonema sp) ; C : nauplius d'artemia congelé ; V : nauplius d'artemia vivant ; L1 , aliment formulé 1 (10-80 μ) ; L2, aliment formulé 2 (50-150 μ) ; L3, aliment formulé 3 (200-300 μ) (Oudainia, 2015)

Jour	phase	Temps											
		0 H	2H	4H	6H	8H	10H	12H	14H	16H	18H	20H	22H
1	N/Z1					D		D	L1	D	L1	D	L1
2	Z1	D	L1	D	L1	D	L1	D	L1	D	L1	D	L1
3	Z1/Z2	D	L1	D	L1	D	L1	D	L1	D	L1	D	L1
4	Z2	D	L1	D	L1	D	L1	D	L1	D	L1	D	L1
5	Z3	D	L1	D	L1	D	L1	D	L1	D	L1	D	L1
6	M1	D/C	L2	D	L2/C	D	L2	D/C	L2	D	L2	D	L2
7	M2	D/C	L2	D	L2/C	D	L2	D/C	L2	D	L2	D	L2
8	M3	D/C	L2	D	L2/C	D	L2	D/C	L2	D	L2	D	L2
9	M3/PL	D/C	L2	D	L2/C	D	L2	D/C	L2	D	L2	D	L2
10	PL1	V	L3	V	L3	V	L3	V	L3	V	L3	V	L3
11	PL2	V	L3	V	L3	V	L3	V	L3	V	L3	V	L3
12	PL3	V	L3	V	L3	V	L3	V	L3	V	L3	V	L3
13	PL4	V	L3	V	L3	V	L3	V	L3	V	L3	V	L3
14	PL5	V	L3	V	L3	V	L3	V	L3	V	L3	V	L3

Annexe II : Caractéristique climatique de la région de skikda (années 2008-2017)

Tableau: Caractéristiques climatiques de Skikda (Années 2008-2017)

Mois	Sept.	Oct.	Nov.	Déc.	Jan.	Fév.
Précipitations en (mm)	59,87	75,64	108,89	106,29	117,94	114,34
Températures en °C	24,33	21,38	17,25	13,92	12,89	12,67
Mois	Mar.	Avr.	Mai	Jui.	Juil.	Aou.
Précipitations en (mm)	91,72	46,26	41,30	7,38	1,79	11,45
Températures en °C	14,48	16,76	19,35	22,81	25,86	26,37

Tableau: Evaluation des températures mensuelles au niveau de la station de SKIKDA (Années 2008 - 2017)

Mois	T(max.)	T(mini.)	T(Moy.)
Sept.	27,32	19,45	24,33
Oct.	24,96	16,93	21,38
Nov.	20,89	12,91	17,25
Déc.	18,21	10,59	13,92
Jan.	17,08	9,58	12,89
Fev.	16,77	9,19	12,67
Mar.	18,49	10,81	14,48
Avr.	20,70	13,20	16,76
Mai	23,27	15,72	19,35
Jui.	26,33	19,18	22,81
Juil.	28,47	20,93	25,86
Aou.	29,13	21,42	26,37

Tableau : Précipitation totale mensuelle (2008 -2017)

	Jan.	Fév.	Mar.	Avr.	Mai	Jui.	Juill.	Aou.	Sept.	Oct.	Nov.	Déc.
2008	32,0	24,0	174,6	14,6	59,0	4,1	xx	0,3	80,6	47,1	85,8	120,0
2009	251,3	94,8	87,4	96,9	59,8	0,0	2,4	8,2	197,4	102,4	119,6	137,5
2010	138,1	74,4	84,3	28,7	78,4	18,5	0,4	0,5	20,8	164,3	164,3	81,3
2011	57,4	164,6	85,8	48,4	39,9	8,8	7,9	0,0	32,6	125,2	64,1	125,0
2012	56,5	192,3	72,2	117,4	1,8	1,1	0,3	51,9	62,6	27,5	72,1	68,0
2013	132,2	200,1	62,6	45,0	52,4	14,1	3,2	50,8	113,2	82,4	214,8	53,9
2014	91,9	54,2	175,1	14,6	11,1	6,6	0,0	0,0	16,8	8,9	5,8	287,0
2015	152,9	201,7	88,3	3,2	37,4	4,4	1,7	2,1	46,6	93,1	114,2	0,2
2016	58,6	70,0	86,3	63,8	70,9	6,6	0,0	0,0	9,7	41,8	80,4	40,7
2017	208,5	67,3	0,6	30,0	2,3	9,6	0,2	0,7	18,4	63,7	167,8	149,3
Moy.	117,94	114,34	91,72	46,26	41,30	7,38	1,79	11,45	59,87	75,64	108,89	106,29

Tableau : moyenne mensuelle des vents (2008 - 2017)

	Jan.	Fév.	Mar.	Avr.	Mai	Jui.	Juill.	Aou.	Sept.	Oct.	Nov.	Déc.
2008	3,7	3,5	4,0	3,5	2,7	3,3	xx	xx	3,9	3,4	3,8	3,8
2009	3,9	4,3	3,7	3,7	3,6	3,3	3,1	3,4	3,6	3,8	3,8	4,1
2010	3,9	3,6	3,6	3,2	3,4	3,4	3,3	3,4	3,7	3,7	3,7	3,8
2011	3,5	4,3	3,4	3,3	3,0	3,2	3,4	3,2	3,2	3,7	2,9	4,0
2012	4,1	4,1	3,3	3,4	3,1	2,9	3,6	3,0	3,3	3,3	3,0	3,8
2013	3,8	4,1	3,6	3,2	3,5	3,3	3,2	3,3	2,6	2,7	3,8	3,0
2014	3,5	3,5	3,5	3,0	3,0	3,0	3,0	2,8	2,6	2,9	2,9	4,0
2015	4,0	4,2	3,7	3,1	3,5	3,3	3,1	3,1	3,5	3,4	3,5	2,8
2016	3,7	3,8	3,8	3,3	3,5	3,4	3,3	3,2	3,3	3,3	3,3	2,8
2017	3,8	3,4	3,4	3,4	3,1	2,9	3,2	3,2	3,4	3,4	4,2	4,2
Moy.	3,8	3,9	3,6	3,3	3,2	3,2	3,3	3,2	3,3	3,4	3,5	3,6

Tableau : Humidité (%) moyenne mensuelle (2008 -2017)

	Jan.	Fév.	Mar.	Avr.	Mai	Jui.	Juill.	Aou.	Sept.	Oct.	Nov.	Déc.
2008	76,4	71,7	73,1	65,6	75,4	76,7	xx	73,3	71,8	75,0	67,2	72,6
2009	75,7	70,1	72,8	70,9	70,2	64,8	65,9	71,1	70,9	69,7	64,1	64,4
2010	67,0	63,5	66,4	74,0	67,8	70,4	70,9	70,1	68,1	67,0	66,2	59,6
2011	72,8	70,9	70,2	71,7	72,9	72,9	66,3	68,9	71,3	67,4	69,3	69,8
2012	69,1	72,6	72,1	67,6	69,6	69,2	69,6	68,4	67,9	66,7	69,4	66,2
2013	68,4	67,4	61,4	68,9	71,0	67,7	75,1	69,9	74,2	70,8	69,3	72,8
2014	65,4	65,4	71,7	67,2	70,5	67,1	66,5	69,8	66,9	65,7	56,6	67,9
2015	68,6	71,9	69,4	70,6	65,1	68,2	70,0	69,2	69,4	66,8	75,3	73,1
2016	68,5	64,6	68,6	72,1	70,3	71,4	66,9	69,8	69,2	66,7	65,2	73,0
2017	68,2	65,0	68,8	68,5	69,7	70,0	68,2	68,8	67,4	69,5	64,9	74,4
Moy.	69,99	68,30	69,45	69,71	70,26	69,86	68,82	69,93	69,71	68,54	66,77	69,39

Annexe III : Paramètres physico-chimique

Tableau : Variation des teneurs moyennes en oxygène dissous par jour d'élevage

	s3	S4	s5	b3
jour 1	6,15	6,13	6,13	6,00
jour 2	5,78	5,85	5,82	6,02
jour 3	5,87	5,85	5,58	5,82
jour 4	5,90	5,73	5,67	5,75
jour 5	5,81	5,63	5,71	5,85
jour 6	5,97	5,62	5,70	5,72
jour 7	5,90	5,75	5,67	5,72
jour 8	5,67	5,79	5,85	5,70
jour 9	5,89	5,80	5,63	5,70
jour 10	5,79	5,73	5,75	5,72
jour 11	5,96	5,77	5,69	5,70
jour 12	5,69	5,73	5,68	5,70

Tableau : Températures moyennes par jour d'élevage

	s3	S4	s5	b3
jour 1	30,50	29,65	28,70	29,20
jour 2	31,05	30,50	30,30	29,20
jour 3	32,45	30,85	31,59	30,90
jour 4	32,50	31,45	32,55	31,65
jour 5	33,10	32,45	33,05	31,90
jour 6	32,65	32,85	33,50	32,55
jour 7	33,00	32,65	33,60	32,55
jour 8	32,95	33,05	33,30	31,80
jour 9	33,15	33,05	33,30	32,55
jour 10	32,75	32,65	33,70	32,20
jour 11	32,35	32,85	33,55	31,95
jour 12	32,05	33,55	32,75	32,15

Tableau : Salinités moyennes par jour d'élevage.

	s3	S4	s5	b3
jour 1	35,40	34,83	34,30	36,00
jour 2	35,80	35,00	35,60	35,80
jour 3	36,50	35,65	35,90	35,80
jour 4	36,20	35,90	36,30	35,60
jour 5	36,00	36,20	37,10	36,00
jour 6	36,20	36,70	36,90	36,00
jour 7	36,60	37,50	36,70	37,00
jour 8	35,90	37,10	36,90	37,40
jour 9	36,10	37,00	37,30	37,20
jour 10	36,90	36,80	37,10	37,30
jour 11	37,50	37,40	36,90	37,30
jour 12	38,00	37,10	37,20	37,40

Tableau : Valeurs moyennes de pH par jour d'élevage.

	s3	S4	s5	b3
jour 1	8,02	8,12	8,2	8,1
jour 2	8,07	8,06	7,96	7,84
jour 3	7,91	7,9	7,85	7,77
jour 4	7,95	7,98	7,84	7,59
jour 5	7,88	7,8	7,94	7,63
jour 6	7,9	7,8	7,92	7,75
jour 7	7,85	7,92	7,89	7,88
jour 8	7,81	7,96	7,93	7,91
jour 9	7,9	7,92	7,87	7,94
jour 10	7,86	7,9	7,77	8,1
jour 11	7,95	7,93	7,67	7,98
jour 12	7,82	7,86	7,65	7,89

Tableau : Valeur de NH_4^+ par jour d'élevage

	s3	S4	s5	b3
jour 1	0,2	0,2	0,2	0,2
jour 2	0,2	0,2	0,2	0,2
jour 3	0,2	0,2	0,2	0,2
jour 4	0,2	0,2	0,2	0,2
jour 5	0,2	0,2	0,2	0,2
jour 6	0,5	0,2	0,2	0,2
jour 7	0,8	0,2	0,05	0,2
jour 8	0,7	0,2	0,2	0,2
jour 9	0,6	0,2	0,5	0,3
jour 10	0,5	0,5	0,2	0,5
jour 11	0,5	0,5	0,4	0,6
jour 12	0,3	0,2	0,6	0,7

Tableau : Valeur de NO_2^- par jour d'élevage

	s3	S4	s5	b3
jour 1	0	0	0	0
jour 2	0,1	0,1	0,1	0,1
jour 3	0,1	0,1	0,1	0,1
jour 4	0,1	0,1	0,1	0,1
jour 5	0,1	0,1	0,1	0,1
jour 6	0,1	0,1	0,1	0,1
jour 7	0,1	0,1	0,1	0,1
jour 8	0,1	0,1	0,1	0,1
jour 9	0,1	0,1	0,1	0,1
jour 10	0,1	0,1	0,05	0,1
jour 11	0,1	0,1	0,1	0,1
jour 12	0,1	0,1	0,1	0,1

Tableau : Valeur de NO_3^- par jour d'élevage

	s3	S4	s5	b3
jour 1	0	0	0	0
jour 2	0,1	0,1	0,1	0,1
jour 3	0,1	0,1	0,1	0,1
jour 4	0,1	0,1	0,1	0,1
jour 5	0,1	0,1	0,1	0,1
jour 6	0,1	0,1	0,1	0,1
jour 7	0,1	0,1	0,1	0,1
jour 8	0,1	0,1	0,1	0,1
jour 9	0,1	0,1	0,1	0,1
jour 10	0,1	0,1	0,1	0,1
jour 11	0,1	0,1	0,1	0,1
jour 12	0,1	0,1	0,1	0,1

Tableau : Valeur de l'alcalinité par jour d'élevage

	S3	S4	S5	B3
jour 1	120	120	120	120
jour 2	120	125	125	125
jour 3	125	125	135	125
jour 4	150	130	150	130
jour 5	150	135	160	135
jour 6	150	135	160	135
jour 7	155	140	170	140
jour 8	155	150	175	150
jour 9	160	155	135	150
jour 10	160	160	140	152
jour 11	165	160	155	155
jour 12	158	165	165	160

Annexes IV : Taux d'éclosion et survie

Tableau : Taux d'éclosion en fonction du régime alimentaire

taux d'éclosion	Type de régime alimentaire
pont 1	0
pont 2	0
pont 3	0
pont 4	0
pont 5	60
pont 6	45,00
pont 7	50,00
pont 8	76,92
pont 9	80,00
pont 10	80,00

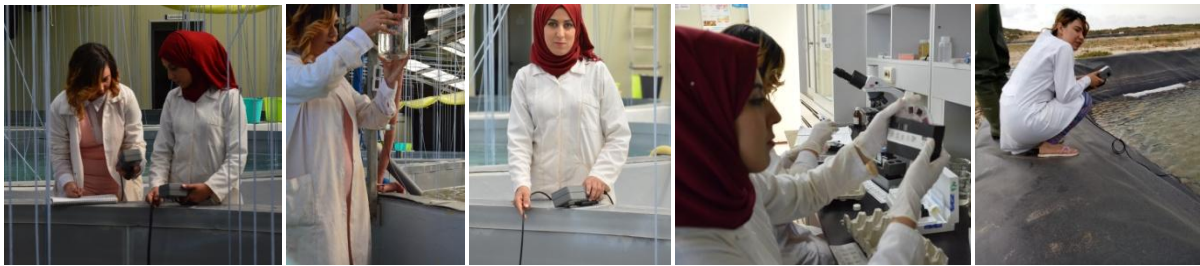
Tableau : taux de survie dans chaque bassin d'élevage en fonction des stades larvaires

	S3	S4	S5	B3
PONTE	130000,00	150000,00	600000,00	750000,00
NAUPLII	100000,00	90000,00	290000,00	600000,00
TAUX d'éclosion %	76,92	60,00	48,33	80,00
zoé	65000,00	67500,00	180000,00	450000,00
taux de survie %	50,00	45,00	30,00	60,00
misis	50500,00	55500,00	120000,00	370000,00
taux de survie %	38,85	37,00	20,00	49,33
pl	32500,00	30000,00	90000,00	225000,00
taux de survie %	25,00	20,00	15,00	30,00

Annexe V: Déroulement du stage

Jours	activité	Tache attribuée	Remarque
22 juin	-Arrivée sur les lieux, accueil et meeting du staff -Visite de la ferme	- mesure des paramètres physicochimiques	L'arrivée des géniteurs
27juin-2juillet	-Entretien des géniteurs. -Entretien des enceintes d'élevage	-Changement d'eau, Calcul de la ration alimentaire et nourrissage. -observation de l'état de maturité. -Mesure des paramètres physicochimiques. -Comptage des mues.	
6juillet-21juillet	-Entretien des géniteurs. -Entretien des enceintes d'élevage	-Changement d'eau, Calcul de la ration alimentaire et nourrissage. -observation de l'état de maturité. -Mesure des paramètres physicochimiques. -Comptage des mues. -l'ablation des géniteur le 16 juillet	
25juillet-15 aout	-Entretien des géniteurs. -Entretien des enceintes d'élevage	-Essayer de faire la couplement des femelles mature	-essais négative
7 septembre-19 septembre	-Entretien des géniteurs. -Entretien des enceintes d'élevage	- suivie les stades larvaire -entretien d'Artemai	- essais positive

Annexe VI : Divers photos prises lors du stage



Paramètres physico-chimique



Nettoyage de matériels



L'épedunculation



Préparation des nutriments



Travaux pratique