

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



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

Option : Aquaculture

Thème :

CACTERISATION DE L'ELEVAGE DE LA CREVETTE
Litopenaeus vannamei (Boone, 1931)
FERME PILOTE LA MARSA (Skikda)

Présenté par :

KEHILI Laryem

Soutenu le 11/07/2018 devant le jury composé de :

Mme. MAOUEL.D	Maître de conférences	(ENSSMAL)	Présidente
Mme. KAIDI BOUDJELLAL.N	Maître- Assistante B	(ENSSMAL)	Examinatrice
Mr. LOURGUIOUI. H	Maître- Assistante A	(ENSSMAL)	Examineur
Mme. MESLEM.N	Maître- Assistante A	(ENSSMAL)	Promotrice
Mr. SAD DJABALLAH.M	Doctorant	(CNRDPA)	Co-Promoteur

2017- 2018

Sommaire

Remerciements.....	I
Dédicace.....	II
Liste des abréviations	IV
Liste des figures	V
Liste des tableaux.....	VII

Introduction	11
--------------------	----

I. Généralités

1. Situation mondiale de la pêche et l'aquaculture.....	13
1.1. L'aquaculture dans le monde.....	13
1.2. La crevetticulture dans le monde	14
1.3. L'aquaculture en Algérie	15
1.4. La crevetticulture en Algérie.....	15
2. Présentation de la ferme.....	16
2.1. Situation géographique.....	16
2.2. Aspect climatique	18
2.3. Objectifs et missions	19
2.4. Cycles réalisés dans la ferme	19
3. Présentation de l'espèce étudiée	20
3.1. Systématique	20
3.2. Origine et distribution	20
3.3. Biologie.....	21
3.3.1. Morphologie externe	21
3.3.2. Anatomie	22
3.3.3. La couleur	23
3.4. Cycle biologique et mode de vie	23
3.5. Cycle de mue	26
3.6. La reproduction	27
3.6.1. La maturation.....	27
3.6.2. La fécondation.....	28
3.6.3. La ponte.....	28
3.7. La croissance	28
3.8. Le besoin alimentaire	28
3.9. La physiologie de la respiration.....	29

3.10. Le système d'élevage	30
----------------------------------	----

II. MATERIELS ET METHODES

1. Infrastructures de la ferme	32
2. Le milieu d'élevage.....	36
3. La désinfection.....	36
4. Matériel biologique.....	37
4.1. Origine des géniteurs.....	37
4.2. Adaptation et acclimatation	38
4.3. Alimentation	38
4.4. Analyses physico-chimiques.....	39
5. Induction de la maturation	40
5.1. La méthode d'ablation oculaire.....	40
5.2. Maturation	41
5.3. Accouplement	42
5.4. Ponte	43
6. Elevage larvaire.....	43
6.1. Préparation des bassins.....	43
6.2. Alimentation.....	44
7. Mortalité.....	44

III. RESULTATS ET DISCUSSIONS

1. Analyses physico-chimique (T°, pH, O ₂ , salinité, NH ₄ ⁺).....	46
2. La reproduction.....	50
2.1. Maturation.....	50
2.2. Accouplement	50
2.3. Eclosion	51
2.4. Stades larvaire.....	52
2.4.1. Nauplii.....	52
2.4.2. Zoe	52
2.4.3. Mysis.....	53
2.4.4. Post-larves	53
3. Mortalité	53

Conclusion.....	55
-----------------	----

Références bibliographiques	57
-----------------------------------	----

Annexes

REMERCIEMENT

Je tiens à remercier, en premier lieu, Dieu le Tout-Puissant de m'avoir accordé la santé et la volonté pour venir à bout de ce travail.

J'exprime, en second lieu, mes remerciements aux membres de jury qui ont bien voulu m'honorer par leur présence d'avoir accepté de lire et d'évaluer ce travail.

Je tiens à exprimer mes remerciements les plus sincères à Madame MESLEM de m'avoir encadré dans mon travail de fin d'études.

Je voudrais adresser toute ma gratitude à Monsieur SAAD DJABALLAH, en tant que chef de la ferme pour m'avoir reçu pour réaliser mon stage, soutenu, encouragé, guidé et aidé. Pour sa disponibilité, ses judicieux conseils, son abnégation tout au long du travail, ses explications et surtout sa patience avec moi.

Je remercie tous le personnel de la ferme pilote de Skikda et en particulier l'expert coréen Monsieur CHOW.

Je souhaite adresser mes remerciements les plus sincères à tous les enseignants qui m'ont aidé toute au long de mon cursus à l'ENSSMAL.

Un remerciement respectueux à Monsieur AZZEDINE qui, par son intervention, m'a offert l'occasion d'effectuer le stage.

Je tiens tout particulièrement à remercier FALILET pour son aide précieuse et généreuse.

Finalement, je profite par le biais de ce rapport, pour exprimer mes vifs remerciements à toute personne qui a contribué de près ou de loin à l'élaboration de cet humble travail.

Dédicaces

“L'épaule solide, l'œil attentif compréhensif et la personne la plus digne de mon estime et de mon respect, la source de mes joies, le secret de ma force. Aucune dédicace ne saurait exprimer mes sentiments, Ma réussite est la tienne. Que Dieu te Préserve et te procure santé et longue vie. ”

À toi mon petit Papa d'amour

“Tu m'as donné la vie, la tendresse et le courage, l'affection dont tu m'as toujours entourée. Tu n'as jamais cessé, de formuler des prières à mon égard. Tout ce que je peux t'offrir ne pourra exprimer l'amour et la reconnaissance que je te porte. En témoignage, je t'offre ce modeste travail pour te remercier ”

Ma chère Maman

A mon cher grand-père,

Qui n'a jamais cessé de m'encourager et me soutenir surtout quand il me dit, je suis avec toi jusqu'au bout ne t'inquiète pas, il a toujours été présent pour moi. Toute ma reconnaissance, et l'expression de mon profond respect. Qu'Allah vous accorde longue vie dans la santé.

*Aux bijoux de ma petite famille, **DJOUED** et **ILYES** Sans vous deux ma vie ne serait que simple. En témoignage de l'attachement, de l'amour et de L'affection que je porte pour vous. Je vous souhaite un avenir plein de joie, de bonheur, de santé, de réussite et de sérénité.*

*Je dédie ce modeste travail à la mémoire de **ma chère grand-mère paternelle**, et celle de mon **cher frère et pas mon oncle « CHERIF »** que Dieu Tout-Puissant leur accorde Sa Sainte Miséricorde et les accueille en Son Vaste Paradis. J'aurais bien aimé que vous soyez parmi nous pour qu'ensemble nous partagions ce bonheur.*

A mes grands parents maternels

Que dieu vous procure santé et joie pour le restant de la vie.

*A mon oncle **SALAH** et ma tante **NESRINE** et leurs petites familles*

Vous vous êtes toujours préoccupée de moi en m'octroyant un soutien morale inestimable et apaisé. Je vous remercie pour l'estime et l'affection que vous m'avez accordée durant toutes ces années.

*A mon cher oncle **REDOUANE***

Je t'exprime mes sentiments d'amour que je porte pour toi. Je te souhaite que du bonheur.

A ma charmante MALIKA

Par vos mots apaisés, vos conseils inestimables et vos encouragements, vous avez toujours su me pousser à croire et aller de l'avant. Aujourd'hui aucun mot ne peut exprimer ma reconnaissance. Jamais je n'oublierai vos propos pleins de sagesse et d'instructions.

A Mon ami HAKIM

Tu es pour moi des personnes très chères sur qui je peux toujours compter. En témoignage de l'amitié qui nous unie et des souvenirs de tous les moments que nous avons passés, le soutien amical, le profond appui moral que tu m'as prêté. Les mots ne suffisent pas pour vous exprimer toute ma reconnaissance, amigo.

Laryem

LISTE DES ABREVIATIONS

AV : Avant changement d'eau

AP : Après changement d'eau

CNRDPA : Centre National de la Recherche et du Développement de la Pêche et de l'Aquaculture

FAO : Organisation des Nations unies pour l'alimentation et l'agriculture

FCR : Ratio de Conversion Alimentaire

ICA : Indice de conversion alimentaire

GIH: Hormone Gonado-Inhibitrice

LC: Longueur céphalothoracique

MADRP : Ministère de l'Agriculture, du Développement Rural et de la Pêche

Mg/l: milligramme par litre

NH₃ : La forme non ionisée de l'ammoniac

NH₄⁺ : La forme ionisée de l'ammoniac

NO₂⁻ : Nitrite

NO₃⁻: Nitrate

PL: Post-larve

PH: Potentiel Hydrogène

PPT: Partie par mille

PPM: Partie par Million

SPF: Spécifique exemptes de pathogène

U.S.A: United State America

USD: United States dollar

LISTE DES FIGURES

- Figure 01 : Productions Halieutique et Aquacole Mondiale.
- Figure 02 : Répartition des principales espèces de Pénéidés dans le monde.
- Figure 03 : Principaux pays producteurs de *Litopenaeus vannamei*.
- Figure 04 : Position géographique de la ferme de crevetticulture.
- Figure 05 : plan de masse de la ferme pilote de la crevetticulture.
- Figure 06 : délimitation de la ferme pilote de la crevetticulture.
- Figure 07 : Répartition géographique *Litopenaeus vannamei* et zones d'élevage de *Penaeus monodon*.
- Figure 08 : morphologie externe d'une crevette.
- Figure 09 : Anatomie d'une péneidé.
- Figure 10 : Cycle biologique des crevettes peneidés.
- Figure 11 : les trois stades Zoe.
- Figure 12 : les trois stades de Mysis
- Figure 13 : étang de grossissement, ferme pilote d'EL MARSÀ-Skikda.
- Figure 14 : bâtiment de gestion, ferme pilote d'EL MARSÀ-Skikda.
- Figure 15 : les bassins d'élevage de la crevette, ferme pilote d'EL MARSÀ-Skikda.
- Figure 16 : la culture des micro-algues.
- Figure 17 : des bacs-cylindro-coniques, ferme pilote d'EL MARSÀ-Skikda.
- Figure 18 : chambre froide et de congélation, ferme pilote d'EL MARSÀ-Skikda
- Figure 19 : tuyau de pompage de l'eau de mer.
- Figure 20 : Système de filtration de l'eau et de traitement à ultra violets
- Figure 21 : une chaudière, ferme pilote d'EL MARSÀ-Skikda
- Figure 22 : deux aérateurs, ferme pilote d'EL MARSÀ-Skikda
- Figure 23 : l'opération de la désinfection, ferme pilote d'EL MARSÀ-Skikda
- Figure 24 : les sacs contenant les géniteurs *litopenaeus vannamei*.
- Figure 25 : l'adaptation thermique, ferme pilote d'EL MARSÀ-Skikda
- Figure 26 : Aliments donnés aux géniteurs au niveau de la ferme pilote d'EL MARSÀ-Skikda
- Figure 27 : Multi-paramètres utilisés dans la ferme pilote d'EL MARSÀ-Skikda
- Figure 28 : Kits de réactifs et méthodes d'analyse, ferme pilote d'EL MARSÀ-Skikda
- Figure 29 : Opération d'ablation oculaire d'une crevette femelle, Ferme pilote d'EL MARSÀ-Skikda
- Figure 30 : Différents stades de maturité sexuelle chez la femelle
- Figure 31 : phase de l'accouplement.
- Figure 32 : Les paramètres physiques du bassin des géniteurs (mâles).
- Figure 33 : Les paramètres physiques des géniteurs (femelles).
- Figure 34 : l'évaluation de la température au cours de l'élevage larvaire.
- Figure 35 : Evolution du taux de l'ammonium durant l'élevage larvaire.
- Figure 36 : Femelle mature.
- Figure 37 : le taux d'éclosion des œufs de la crevette *L.vannamei*
- Figure 38 : larve de Nauplii vu sous microscope
- Figure 39 : larve au stade Zoé vu sous microscope.
- Figure 40 : larves au stade Mysis sous microscope.

Figure 41 : Taux de mortalité des femelles pendant l'expérience

Figure 42 : Taux de mortalité des mâles pendant l'expérience

Figure 43 : cycle de production du *vannamei*

Figure 44 : kit de réactif pour la mesure de l'ammonium.

Figure 45 : bac d'incubation l'artémia.

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 01 : Les principales fonctions des organes internes.

Tableau 02 : Description des étapes et stades majeurs de la mue chez les crustacés d'élevage.

Tableau 03 : Composition des aliments crevette pour les différents stades de développement.

Tableau 04 : Conditions optimales pour la maturation des géniteurs.

Tableau 05 : Paramètres idéaux de l'eau pour l'installation d'une éclosérie de crevettes.

Tableau 06 : le taux de fécondations des femelles durant les essais d'accouplement.

INTRODUCTION

Introduction

Au cours de ces dernières années, l'aquaculture est devenue le secteur de production alimentaire dont la croissance a été la plus rapide. La mondialisation et l'ouverture de l'économie de marché contribuent de plus en plus au développement économique, à la fourniture du marché mondial et à l'autosuffisance (NEIL et al, 2000).

L'utilisation des espèces non autochtones en aquaculture n'est pas une pratique nouvelle. C'est grâce aux échanges commerciaux assurés par le transport aérien devenu plus facile, que l'introduction de nouvelles espèces a augmenté ces dernières années.

Deux espèces cependant, restent en dehors du fait que leur production dans la région d'introduction est maintenant plus importante que dans leurs régions d'origine. Ce sont le tilapia du Nil ou *Oreochromis niloticus* et la crevette à pattes blanches *Litopenaeus vanammei* (FAO, 2006).

La crevetticulture a débuté à travers le monde, dans les années 70 et a connu une croissance accrue par une très forte demande provenant essentiellement des Etats Unis, du Japon et de l'Europe occidentale.

L'Algérie dispose de potentialités considérables en matière de ressources hydriques, humaines, spatiales nécessaires à l'installation de cette activité, dans le nord à proximité de la mer ainsi que dans le sud algérien. L'Algérie a investi dans la réalisation de deux fermes pilotes de production et de grossissement de crevettes à Skikda et Ouargla, constituant ainsi un créneau porteur dans l'amélioration de l'économie du pays (ANNANE, 2016).

En 2017, l'espèce *Litopenaeus vanammei* importée des USA, est introduite en Algérie à titre expérimental. Cette première tentative, encadrée par le MADRP et soutenue par le CNRDPA, en partenariat avec l'agence coréenne de la coopération internationale, avait pour objectif de développer l'élevage de cette espèce qui a déjà subi durant sa phase larvaire une adaptation dans la ferme de Ouargla et ce, en 2014.

Notre travail a pour objectif de maîtriser la technique de reproduction de *Litopenaeus vanammei* dans des conditions de captivité et d'améliorer son élevage.

Dans le premier chapitre vont être abordées les généralités sur l'aquaculture, la crevetticulture et la présentation de l'espèce.

Le second chapitre intitulé « Matériels et Méthodes » fera l'objet d'une brève description de la ferme, des différentes étapes de l'élevage et la méthodologie de travail.

Le troisième chapitre exposera les différents résultats obtenus au cours de ce travail ainsi que leurs interprétations.

On conclura par une synthèse et des perspectives.

CHAPITRE I : GÉNÉRALITES

1. Situation mondiale de la pêche et de l'aquaculture

1.1. L'aquaculture dans le monde

L'aquaculture consiste en la culture d'organismes aquatiques, tels que les poissons, les mollusques, les crustacés et les plantes aquatiques. La culture implique également la propriété individuelle ou juridique du stock en élevage. Du point de vue des statistiques, les organismes aquatiques récoltés par un individu ou une personne juridique les ayant eus en propriété tout au long de leur période d'élevage sont donc des produits de l'aquaculture. Par contre, les organismes aquatiques exploitables publiquement en tant que ressource de propriété commune, avec ou sans licences appropriées, sont à considérer comme des produits de la pêche (FAO, 2016).

La production aquacole se réfère spécifiquement aux produits des activités aquacoles, dont la destination finale est la consommation. Actuellement, les produits récoltés à des fins ornementales ne sont pas inclus (FAO, 2016).

En 2014, la production d'animaux aquatiques issus de l'aquaculture s'est établie à 73,8 millions de tonnes, pour une valeur estimée à 160,2 milliards d'USD lors de la première vente, dont :

- 49,8 millions de tonnes de poissons (99,2 milliards d'USD).
- 16,1 millions de tonnes de mollusques (19 milliards d'USD).
- 6,9 millions de tonnes de crustacés (36,2 milliards d'USD).
- 7,3 millions de tonnes d'autres animaux aquatiques (www.Ifremer.fr).

La quasi-totalité de la production aquacole est destinée à la consommation humaine, quoique certains sous produits soient susceptibles d'être affectés à des usages non alimentaires. Étant donné que certains pays communiquent à la FAO des prix postérieurs à la première vente en tant que prix départ exploitation, la valeur de la production aquacole est probablement quelque peu surestimée. Néanmoins, utilisées à de hauts niveaux d'agrégation, les données de valeur illustrent clairement les tendances et l'importance relative des différents produits au sein du secteur de l'aquaculture (FAO, 2016).

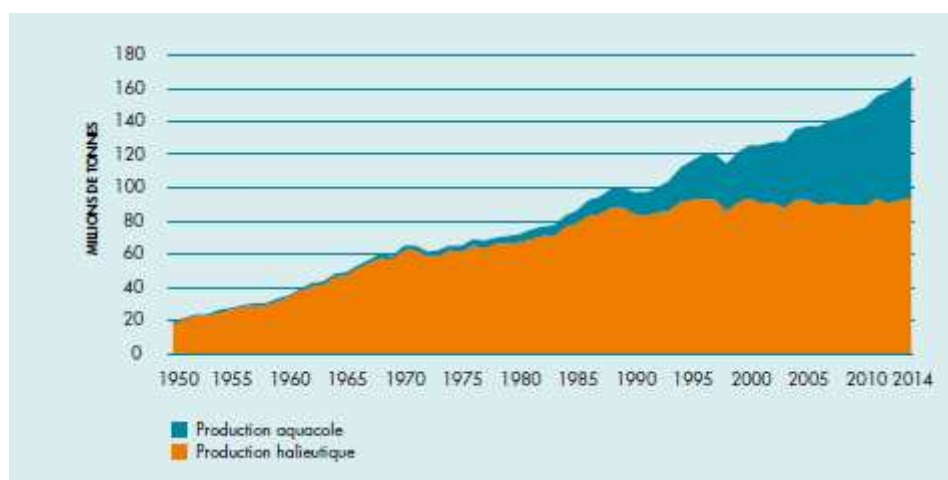


Figure 01 : Productions Halieutique et Aquacole Mondiale (FAO, 2016).

1.2. La crevetteculture dans le monde

La crevetteculture est une branche de l'aquaculture consistant à produire les espèces de crevettes à partir d'un type d'élevage choisi et selon les exigences, de cette même espèce (CNRDPA, 2016).

La crevette a longtemps été considérée comme un aliment rare, raffiné et cher. De nos jours grâce aux chalutiers et à la pêche industrielle ainsi qu'à l'aquaculture, la consommation de crevette a explosé : en 20 ans, la production a été multipliée par 9. Dans le monde, ce sont environ 4 millions de tonnes de crevettes qui sont consommées.

La crevetteculture moderne ne concerne qu'un nombre limité d'espèces dont plus particulièrement :

- *Penaeus monodon* (crevette black ou girante tigrée)
- *Litopenaeus vannamei* (crevette à pattes blanches) en Amérique latine
- *Fenneropenaeus chinensis*, *Marsupenaeus japonicus* (crevette impériale ou japonaise), *litopenaeus stylirostris* (crevette bleue).

La pénéculture est une branche de l'aquaculture consistant en la propagation et en l'élevage de crevettes appartenant aux pénéidés dont *Litopenaeus vannamei* qui est une candidate par excellence et représente les 72% de la production mondiale (OUDAINIA, 2015).



Figure 02 : Répartition des principales espèces de Pénéidés dans le monde (FAO, 2012).

Selon la base des données FAO FISHSTAT Plus, pour la crevette à pattes blanches, la production en Asie et dans la région du Pacifique était de 1,1 million de tonnes comparée, à 266 000 tonnes en Amérique latine et les Caraïbes (FAO, 2006).

Les principaux pays producteurs du *Litopenaeus vannamei* sont indiqués sur la carte (Fig.3). Toutefois la liste complète inclue: la Chine, la Thaïlande, l'Indonésie, le Brésil, l'Equateur, le Mexique, le Venezuela, le Honduras, la Guatemala, le Nicaragua, le Belize, le Viet Nam, la Malaisie, le Taiwan Province de Chine, les Îles Pacifiques, le Pérou, la Colombie, la Costa Rica, le Panama, le Salvador, les États-Unis d'Amérique, l'Inde, les Philippines, le

Cambodge, le Suriname, les Saint Kitts, la Jamaïque, Cuba, la République Dominicaine et les Bahamas (FAO,2006).



Figure 03 : Principaux pays producteurs de *Litopenaeus vannamei* (FAO, 2006).

1.3. L'aquaculture en Algérie

En Algérie, depuis la création du Ministère de la Pêche et des Ressources Halieutiques en 2000, l'aquaculture connaît un essor important en matière de production. Dans le cadre de développement du secteur, plusieurs programmes ont été élaborés à travers le Schéma Directeur de Développement des Activités de la Pêche et de l'Aquaculture adopté en Octobre 2007 par le Conseil du Gouvernement, permettant ainsi le démarrage de plusieurs projets étatiques et privés dans différentes filières d'activité. Au total, 600 projets, dont 400 pour la pêche continentale et l'aquaculture seront lancés par le secteur de la Pêche et des Ressources halieutiques à travers le pays, dans le programme quinquennal 2015-2019. Ces derniers permettront la concrétisation d'une production de 100.000 tonnes de poisson, et seront développés dans les espaces marins, les bassins, les retenues collinaires, les plans d'eau, les barrages, la pisciculture intégrée à l'agriculture, en plus des cages flottantes. 9 pôles d'activités économiques ont été identifiés:

- Farming ou engraissement du thon
- Conchyliculture.
- Pisciculture marine.
- Elevage de crustacées.
- Exploitation des ressources naturelles.
- Pisciculture d'eau douce
- Pêche continentale.
- Algoculture.
- Pisciculture ornementale (FAO, 2006).

1.4. La crevetticulture en Algérie

L'élevage de la crevette en Algérie fait partie des créneaux à promouvoir dans la politique du secteur. L'inauguration en 2010 de la ferme pilote de peneiculture de Skikda (Est algérien) représente un projet stratégique pour l'aquaculture, entrant dans le cadre de partenariat entre

l'Algérie et la République de Corée , et qui va sans aucun doute contribuer à développer et à vulgariser ce type d'élevage pour les futures investisseurs voulant se lancer dans ce créneau à travers le programme de développement de la recherche scientifique , qui devrait s'effectuer entre le CNRDPA et les scientifiques spécialisés , émanant de différentes universités du pays. Une deuxième inauguration en Mai 2011 de la ferme de crevetticulture de HBA (Hassi Ben Abdallah) à Ouargla sur une superficie de 10 hectares. Le premier essai d'élevage de la crevette fait dans cette dernière ferme est en 2014 à titre de vérification de l'acclimatation par l'eau souterraine (OUDAINIA, 2015).

2. Présentation de la ferme de Skikda

2.1. Situation géographique

La ferme est située dans la commune d'El Marsa, dans l'extrême Est de la wilaya de Skikda (Est Algérien) (fig.4), elle est implantée à 500 mètres de l'oued El Kebir. Cette ferme est rattachée au Centre National de la Recherche et du Développement de la Pêche et de l'Aquaculture (CNRDPA) situé à Bou Ismail dans la wilaya de Tipaza (centre Algérien). Elle est appelée à constituer à terme, une pépinière au service du développement de la peneiculture en Algérie (Document de la ferme).



Figure 04 : Position géographique de la ferme de crevetticulture La Marsa (Skikda)
(Source Google Earth).

La ferme pilote de reproduction et de grossissement de la crevette d'EL MARSA–Skikda est qualifiée comme l'un des plus importants projets stratégiques engagés dans le cadre d'un partenariat entre l'Algérie et la Corée du Sud, dans le but de développer et promouvoir le secteur de l'aquaculture en Algérie. Ce fruit du partenariat avait été lancé en Mars 2009 sur

une superficie de 15 hectares (fig.5). Le montant global du projet est estimé à 5.5 millions de dollars, dont 3 millions sont financés par la partie algérienne, et 2.5 millions de dollars par la partie coréenne, représentée par la KOICA (Korea International Corporation Agency) (document de la ferme).



Figure 05 : Délimitation de la ferme pilote de crevetticulture La Marsa (Skikda) (Google Earth).

Les 2 parties (fig.6) se sont engagées à achever les opérations suivantes :

Pour la partie algérienne :

1. Aménagement du site, route d'accès, réseaux électriques, approvisionnement en eau potable.
2. Réalisation de quatre étangs de grossissement dont un, destiné à la décantation de l'eau de mer, de 2000m³ chacun.
3. Réalisation de 10 logements d'astreinte de 65m² avec tout l'équipement nécessaire au profit des cadres de la ferme.
4. Gestion de la ferme en terme de fonctionnement et maintenance.
5. Réalisation d'une 2^{ème} station de pompage (la 1^{ère} station est assurée par la partie coréenne).
6. Extension par l'aménagement d'étangs supplémentaires capables de porter la production à 30 tonnes par an.

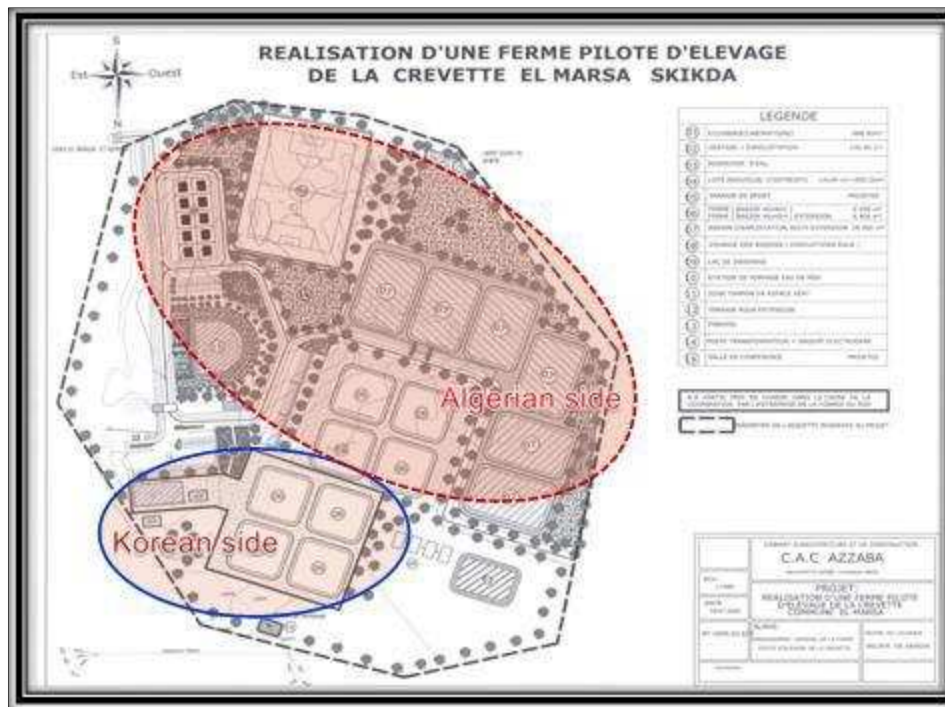


Figure 06 : Plan de masse de la ferme pilote de crevetticulture La Marsa (document de la ferme)

Pour la partie coréenne :

1. Formation du staff technique de la ferme par des encadreurs Coréens, au niveau de WSMRC (West Sea Mariculture Research Center) sous la tutelle de NFRDI (National Fisheries Research Development Institut).
2. Réalisation complète en termes de construction et d'équipement de l'écloserie d'une capacité de production de 5 millions de post-larves par cycle.
3. Réalisation de 4 étangs de grossissement de 2000m² dont un, est destiné à la décantation de l'eau de mer, capables de produire 3 à 5 tonnes.
4. Mise en place de la station de pompage, située à 2 kilomètres de la ferme, implantée au niveau de la 3^{ème} plage d'Rmila, dont la capacité est de 180m³ par seconde.
5. Construction d'un bloc administratif tout équipé, composé de 3 bureaux pour les cadres assurant la gestion et la permanence.
6. Participation financière durant le premier cycle 2011.
7. Assistance technique assurée de 2010 à 2015.

2.2. Aspect climatique

La région d'El Marsa a un climat méditerranéen à hiver humide et froid et à été chaud et sec. Son étage bioclimatique est subhumide. La moyenne annuelle pluviométrique est estimée entre 800 et 1000mm. La température moyenne annuelle de la région est de 17,08 °C. Celle du mois le plus chaud est supérieure à 28°C et celle du mois le plus froid varie entre 3 à 7°C. L'humidité relative de l'air ne descend guère au-dessous de 70% (Bazri, 1999 in

Boussehaba, 2014). La direction dominante du vent est Nord-Ouest et Nord Nord-est, son action est remarquable sur le cordon dunaire et les arbres implantés sur la rive.

2.3. Objectifs et missions de la ferme

- Maîtrise de l'élevage des espèces ayant un intérêt commercial.
- Démonstration et assistance technique des investisseurs dans le domaine de la crevetticulture par leur fourniture en post-larves dans les limites disponibles.
- Dotation de la ferme d'Ouargla par les post larves de la crevette *Litopenaeus vannamei*.
- Recherche scientifique et étude de la possibilité de l'élevage des espèces autochtones.
- Amélioration et adaptation des protocoles d'élevage selon les caractéristiques du milieu local.

2.4. Cycles réalisés dans la ferme

Depuis son inauguration, la ferme pilote a enregistré plusieurs activités :

En 2011 :

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

En 2012 :

- Reproduction de la *Penaeus kératherus* avec une production de 3 millions de post-larves, ayant fait objet d'ensemencement en milieu naturel à la Marsa (wilaya de Skikda), à Jwanou et à Sidi Salem (wilaya d'Annaba).
- Essai à titre expérimental, de grossissement de la *kératherus*, qui atteint un poids de 5 à 6 grammes en 5 mois.

En 2013 :

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

En 2014 :

- Introduction d'une technologie d'élevage appelée le « BIOFLOC » qui est un système respectueux de l'environnement, et d'une nouvelle espèce de pénéidée en l'occurrence, *litopenaeus vannamei*.

En 2015 :

- Reproduction de *Penaeus kérathurus* avec une production de 1.6 million de post-larves.
- Essai à titre expérimental, dans le système d'élevage extensif, du grossissement de cette dernière, qui a atteint un poids de 20g en 12 mois.

En 2016 :

- Même opération de reproduction de celle-ci avec une quantité de 60 mille post-larvesensemencées dans la région d'El-Marsa (W.Skikda) (document de la ferme).

En 2017 :

- Pour la première fois en Algérie, importation des géniteurs de l'espèce de crevette à pattes blanches (*litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) afin de maîtriser la technique de reproduction et le suivi du développement des stades larvaires et dotation de la ferme de Ouargla par des post-larves de cette espèce.

Au sein de ce projet, j'ai réalisée mon travail pendant près de 3 mois allant de fin juin jusqu'au début de septembre

3. Présentation de l'espèce

La crevette à pattes blanches, également connue sous le nom de crevette blanche du pacifique, est un crustacé vivant dans les eaux tropicales de l'océan pacifique (www.wikipédia.com).

3.1. Systématique

Embranchement : *Arthropoda*

Sous-embr. : *Crustacea*

Classe : *Malacostraca*

Sous-classe : *Eumalacostraca*

Super-ordre : *Eucarida*

Ordre : *Decapoda*

Sous-ordre : *Dendrobranchiata*

Super-famille : *Penaeoidea*

Famille : *Penaeidae*

Genre : *litopenaeus* (Farfante, 1997).

Espèce : *vannamei* (Boone, 1931).

Noms communs internationaux :

* Anglais : Pacific white shrimp, Whiteleg shrimp

* Espagnol : Camaron patiblanco

3.2. Origine et distribution

La crevette à pattes blanches est originaire de la côte Pacifique Est de Sonora, du nord du Mexique, de l'Amérique centrale et du Sud, et du Pérou. Elle se trouve aussi dans les zones où les températures de l'eau sont normalement supérieures à 20°C tout au long de l'année. *litopenaeus vannamei* vit dans les habitats marins tropicaux (FAO, 2006).

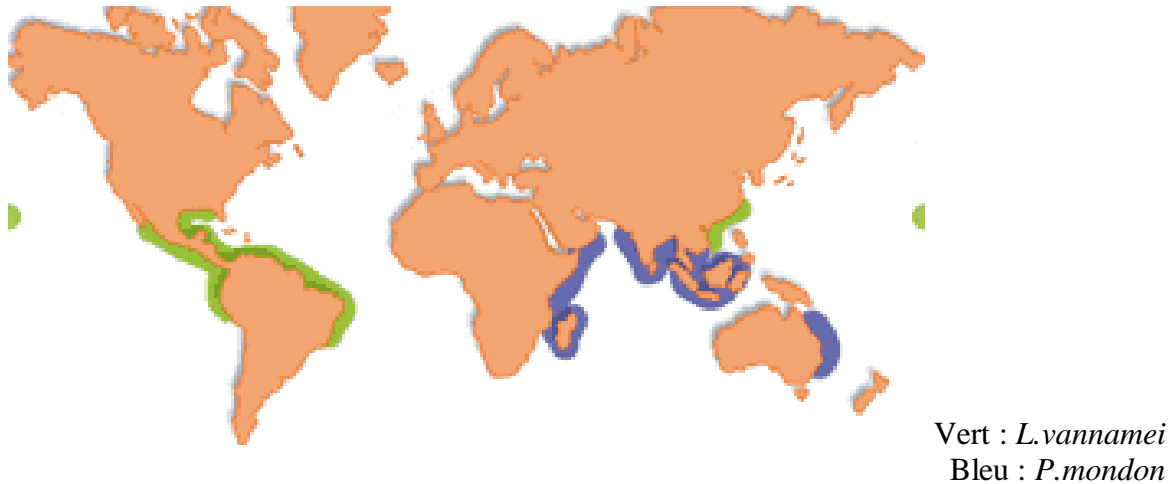


Figure 07 : Répartition géographique de *Litopenaeus vannamei* et zones d'élevage et *Penaeus monodon* (Ifremer, 2016).

3.3. Biologie

3.3.1. Morphologie externe

Les crustacés se caractérisent par la métamérisation du corps. Ce dernier est divisé en trois parties:

- La tête ou acron.
- Le thorax ou pereion.
- L'abdomen ou pleion qui se termine par le telson.

La tête fusionne avec le thorax formant le céphalothorax. Elle est protégée par une cuticule appelée la carapace. Les yeux sont complexes à multi facettes, pédonculés et latéralement mobiles. La longueur maximale de cette espèce est de l'ordre de 230 millimètres avec une longueur de la carapace (LC) pouvant atteindre les 90 millimètres au maximum (WABETE, 2005).

Le rostre est moyennement long avec 7 à 10 dents ventrales et 2 à 4 dorsales.

Parallèlement, les crevettes sont caractérisées par la présence de pinces au niveau des trois premières paires des pattes thoraciques, appelées pereiopodes. La section abdominale est composée de six segments, dont les cinq premiers sont munis chacun d'une paire de pleopode ou pattes nageuses, alors que le sixième segment forme le telson (Fig.8) (CHAGOUR, 2016).

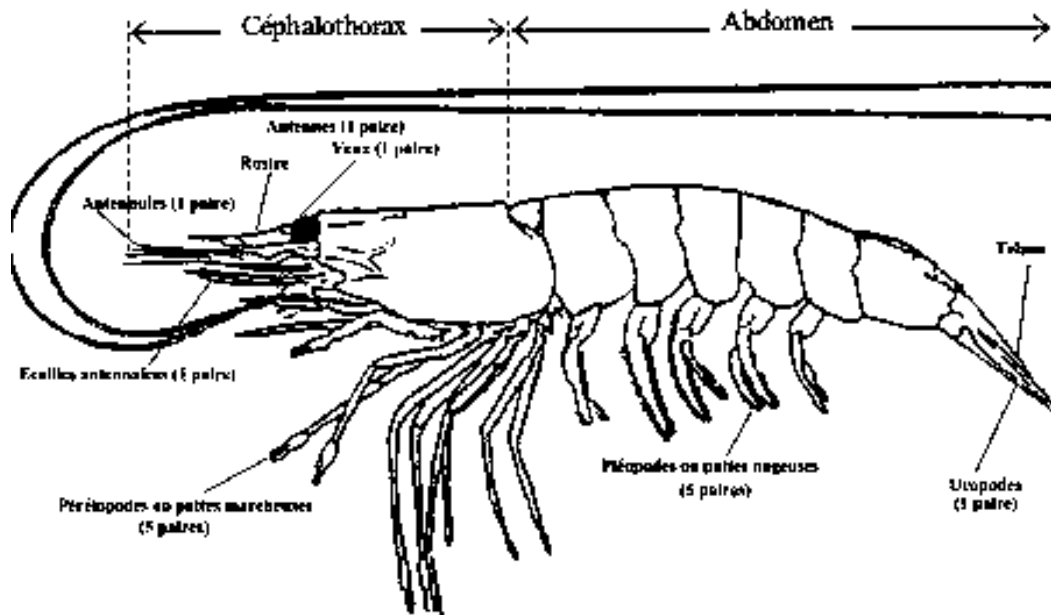


Figure 08 : Morphologie externe d'une crevette (WABETE, 2005).

3.3.2. Anatomie :

L'anatomie interne de la crevette est relativement simple (fig.9). Le tube digestif est doté d'un estomac qui a plutôt un rôle de broyeur. La digestion, proprement dite, se fait au niveau de l'hépatopancréas, qui, par sa couleur indique de la bonne santé de l'animal (CHAGOUR, 2016). Les principales fonctions des organes internes de la crevette sont résumées dans le tableau 01.

Tableau 01 : Les principales fonctions des organes internes (OUDAINIA, 2015).

Organes	Fonctions
Muscles striés abdominaux	Fuite, mouvement rapide en arrière
Antennes	Sensation tactile, détection des prédateurs
Glande antennale complexe	Excrétion, équilibre osmotique
Antennules	Chimio réception
Exosquelette	Support externe, barrière protectrice
Intestin antérieur (bouche, oesophage, estomac)	Consommation, mastication, stockage Temporaire
Branchies	Respiration
Hépatopancréas	Digestion, stockage, absorption des Nutriments
Organe lymphoïdes	Phagocytose, système immunitaire.
Mandibules, palpe mandibulaire, Scaphognathite	Sensation tactile, ramassage d'aliment, mouvement de l'eau à travers les branchies
Intestin moyen	Absorption et excrétion.
Pereiopodes, pleopodes	Locomotion.

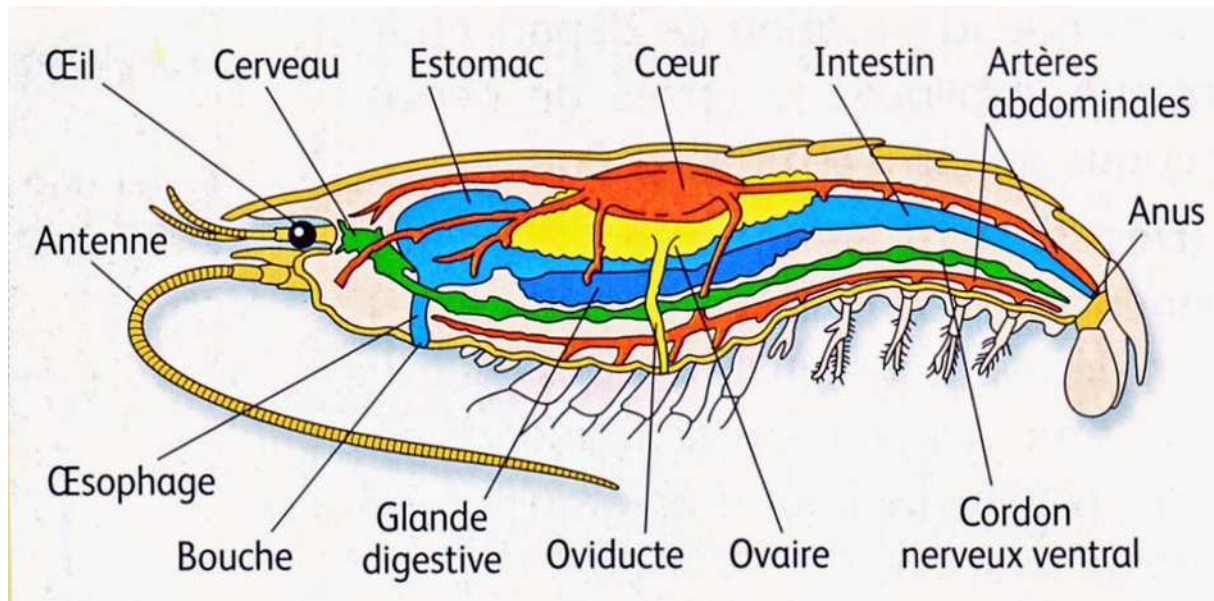


Figure 09 : Anatomie d'un péneidé (crevettesd'aquarium.blogspot.com).

3.3.3. La couleur

La couleur du *L. vannamei* est naturellement blanche translucide, le corps peut afficher un teint bleu due à la prédominance des chromatophores bleuâtres, qui sont concentrés près du telson et de l'uropode (Eldred and Hutton, 1960). La variation de couleur est tributaire aussi de l'alimentation, du milieu et de l'état sanitaire. Les pattes du *L. vannamei* apparaissent souvent blanches, d'où son nom crevette à pattes blanches (ARISTIDE, 2007)

3.4. Cycle biologique et mode de vie

A l'état sauvage, la crevette *Litopenaeus vannamei* est un animal benthique. Les femelles pondent au large quelques centaines de milliers d'œufs qui coulent vers le fond et qui après quatre (04) stades de développement deviendront adultes.

Tout au long de l'année *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 juvénile et sub-adulte dans les estuaires côtiers, les zones lagunaires ou les mangroves.

Les mâles et les femelles deviennent matures avec respectivement un poids de 20g et 28g à partir de 6-7 mois. La femelle de *L. vannamei* pesant 30-45 g, produira 100 000-250 000 œufs d'environ 0,22 mm de diamètre. L'éclosion se produit environ 16 heures après la ponte et la fécondation.

Le cycle biologique des crevettes Péneidés (fig.10) dont *L. vannamei* fait partie, peut être divisé en quatre phases successives qui se caractérisent par des changements morphologiques, mais également de comportement et d'habitat très importants (JULLIAND, 2007).

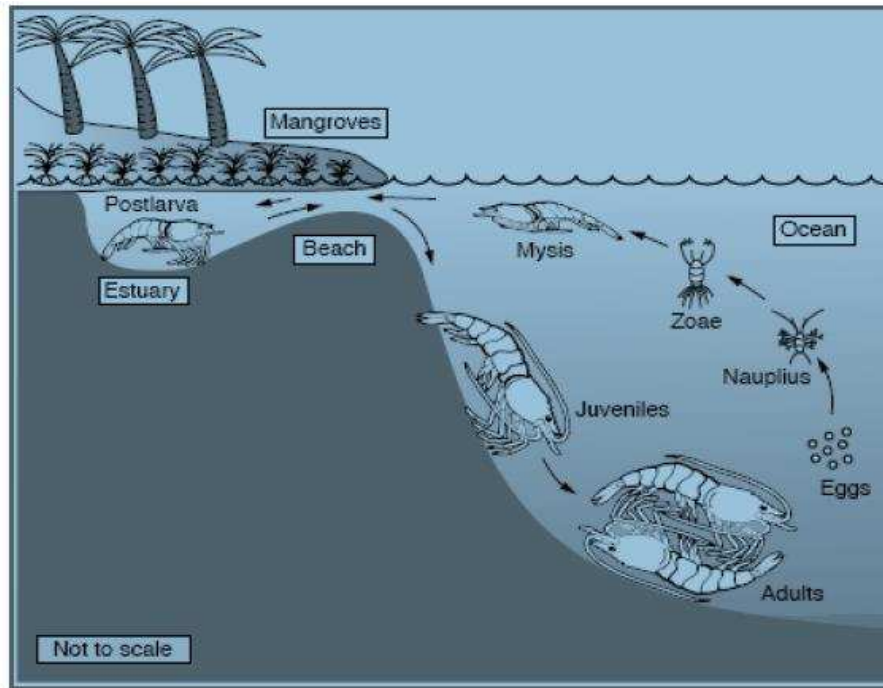


Figure 10 : Cycle biologique des crevettes Péneidées (ROSENBERRY et al, 2001)

Stade Nauplii

Le premier stade larvaire est dénommé Nauplii. Les nauplii nagent par intermittence grâce à des appendices. La larve présente un phototactisme positif très marqué. Cette propriété est utilisée au cours de l'élevage larvaire lors des changements d'eau ou des dénombrements. Ce stade comprend six sous stades, dure environ 2 à 3 jours, pendant lesquels la larve est dépourvue de bouche et se nourrit par conséquent des réserves vitellines contenues au départ dans l'œuf.

Stade Zoé

Les deux stades larvaires suivants sont appelés Zoé et Mysis. Ils durent au total 8 à 10 jours et se caractérisent par des changements anatomiques et physiologiques importants. La larve zoé capable de s'alimenter de micro-algues, est pourvue d'un tube digestif fonctionnel. Le stade zoé dure environ 4 jours. On distingue trois stades Zoe successifs (Fig.11) qui durent chacun plus de vingt quatre heures. Le premier, protozoe ou Zoe I, est caractérisé par le fait que les pédoncules oculaires ne sont pas encore apparus. Le second, Zoe II a un rostre et deux yeux pédonculés. Le dernier, Zoe III présente un uropode birame. Comme chez la larve Nauplius, la taille augmente légèrement au cours des différentes mues (FRANCOIS, 2003).

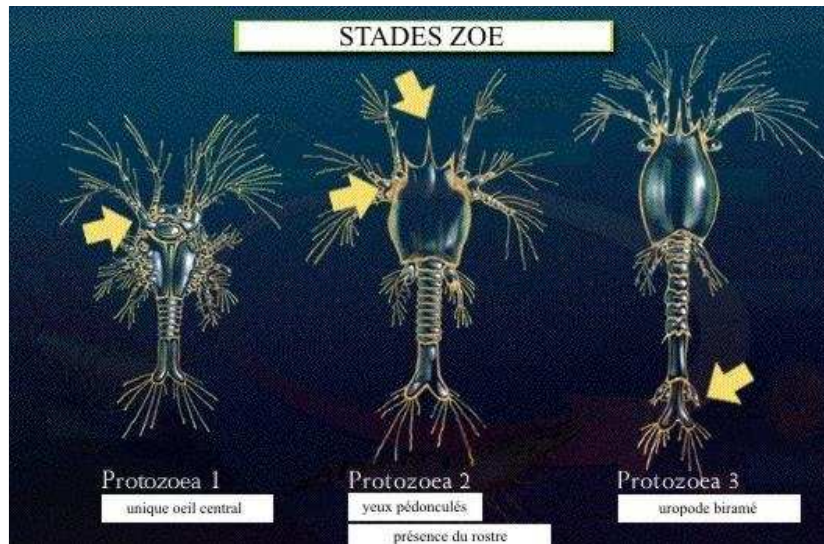


Figure 11 : Les stades Zoe (FRANCOIS, 2003).

Stade Mysis

Le Mysis commence sérieusement à ressembler à une petite crevette. La locomotion de la larve Mysis est très différente de celle des larves Nauplius et Zoe. Ces dernières se déplacent par saccades, se tiennent verticalement dans l'eau avec la tête orientée vers le haut, alors que la larve Mysis se déplace à reculons, la tête en bas avec de temps en temps de brusques mouvements de montée. Le régime alimentaire est presque exclusivement carnivore. D'ailleurs, en élevage larvaire, on ajoute des larves d'*Artemia* dans la séquence alimentaire. Lorsque la Mysis subit sa dernière métamorphose (fig.12), elle devient post-larve et adopte la morphologie et le comportement d'une crevette adulte. Elle nage à l'horizontale mais peut aussi se déplacer vers les eaux côtières et les lagunes d'eau saumâtre qui durera plusieurs semaines à plusieurs mois (CHAGOUR, 2016).

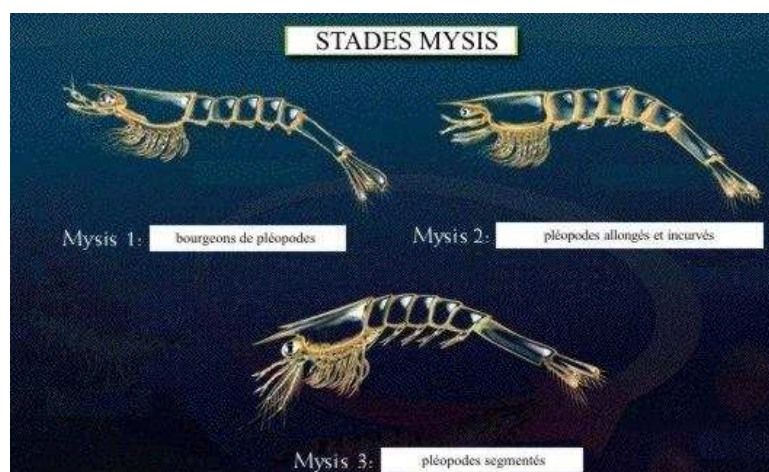


Figure 12 : Les stades Mysis (FRANCOIS, 2003).

Post-larves

La ressemblance avec une jeune crevette est encore plus marquée. Le principal caractère qui sépare la larve Mysis de la post-larve (PL) est l'emploi des pleopodes pour la nage chez la post-larve. Le régime alimentaire est le même que celui de la larve Mysis, c'est-à-dire presque exclusivement carnivore, seules les quantités de proies changent.

Le nombre et la disposition des dents ornant le rostre, les sculptures de la carapace céphalothoracique permettent de distinguer les différents stades post-larvaires. En élevage industriel, les stades sont numérotés de un (PL1) à n (PLn), n correspondant au jour ou les Post-larves sont transférées de la salle d'élevage larvaire à la nurserie.

La Post-larve mène une vie plutôt pélagique, mais devient rapidement benthique. Sa journée se divise en deux phases. Une phase nocturne d'activité (Prédation, déplacement et migration, mue) et une phase diurne de repos (FRANCOIS, 2003).

La phase Adulte

La morphologie définitive est atteinte entre un mois et demi à plus de deux mois après l'éclosion, à l'exception des caractères sexuels secondaires qui se développent au cours de plusieurs mues successives. On peut ainsi reconnaître une phase juvénile avant apparition des organes sexuels secondaires, une phase pré-pubère correspondant à l'apparition puis au développement de ces organes, enfin une phase pubère lorsqu'ils ont atteint la maturité.

Thelycum et petasma sont complètement développés vers l'âge de quatre ou cinq mois. L'activité sexuelle est plus précoce chez les mâles.

Le développement larvaire s'achève et la maturité sexuelle est atteinte. La crevette adulte continue de grandir avec une croissance discontinue, étroitement dépendante du phénomène de mue. Celui-ci permet, en outre, la reproduction, la régénération des appendices et le rejet des parasites externes. Il faut environ 8 mois pour que les œufs donnent des crevettes matures sexuellement (tableau 02). Les adultes peuvent ensuite vivre jusqu'à une dizaine d'années (LHOMME, 1994).

3.5. Cycle de mue

Dans la vie des crustacés en général, la croissance est liée directement au phénomène de mue ou ecdysie, phénomène qui se fait en discontinuité. L'animal est obligé de se débarrasser de son ancien exosquelette pour se revêtir d'un nouveau afin de poursuivre son développement, permettant une augmentation de son poids et de sa taille.

La cuticule est un élément rigide qui protège l'animal mais borne sa croissance. Lorsque les limites de cette dernière sont atteintes, la crevette va muer pour se doter d'un nouvel exosquelette plus grand. Le cycle de mue est une succession de trois (tableau 2) étapes principales qui surviennent après la mue proprement dite :

- 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 s'opère de façon continue et son activité alimentaire est stable et maximale.

- la **pré-mue** : l'animal prépare sa prochaine mue. Son activité alimentaire décroît ; la nouvelle cuticule commence à devenir visible à l'œil nu (www.groupeTECHNA.fr).

Tableau 02 : Description des étapes et stades majeurs de la mue chez les crustacés d'élevage (JULLIAND, 2007).

	Post-mue		Inter-mue	Pré-mue			Mue	Post-mue	
Stade	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	

3.6. La reproduction

La reproduction repose sur un véritable accouplement. Le mâle dépose sur la femelle des spermatophores, capsules cornées plus ou moins ornementées qui contiennent les spermatozoïdes. L'organe copulateur, le petasma, est constitué de deux rames internes différentes de la première paire de pléopodes, qui se joignent et guident ainsi les spermatophores vers l'organe reproducteur de la femelle.

Chez les espèces à thelycum ouvert, comme *Litopenaeus vannamei*, l'accouplement a lieu juste avant la ponte, lorsque la maturité ovarienne est atteinte. Chez cette espèce, la maturation sexuelle des adultes intervient vers huit mois, en étroite relation avec le cycle de mue. La reproduction s'effectue en période chaude, lorsque la température de l'eau avoisine 28 à 29°C (FRANCOIS, 2003).

On distingue 3 étapes :

3.6.1. La maturation

Chez la femelle, la paire d'ovaire se trouve dans la face dorsale, disposée de part et d'autre de l'axe médian de l'animal. Quand la gonade est mûre, on distingue symétriquement de chaque côté d'un axe sagittal ; trois lobes thoraciques, un lobe céphalique et un lobe abdominal.

Au premier cycle de développement ovarien, la gonade apparaît blanche et peu opaque pour toutes les espèces péneïdées. Après la couleur varie en fonction de l'espèce. Les gonades de la *vannamei* passent d'une couleur jaune pâle, au brun doré (parfois vert olive). Une gonade mûre apparaît large et sombre, avec un aspect granuleux visible à la jointure abdomen-céphalothorax, avec constriction dans le premier segment caudal, caractéristique de la gonade de la *vannamei* (OUDAINIA, 2015).

3.6.2. La fécondation

Les mâles possèdent une paire de testicules formés de tubules séminifères, organisés en lobes, situés en dessous du cœur, reposant sur l'hépatopancréas. Chez les mâles pubères les endopodites de la première paire des pleopodes fusionnent pour donner naissance au petasma, qui intervient dans l'accouplement et le transfert des spermatozoïdes.

L. vannamei est une espèce à thélycum ouvert, formé d'une carène localisée entre la 4^{ème} et la 5^{ème} paire de pattes thoraciques ou pereiopodes. Le mâle insère ses spermatozoïdes dans cette carène grâce à des amas muqueux adhérant aux sculptures ciliés. La boule de sperme est maintenue entre la 3^{ème} paire de pattes à la base de laquelle sont situés les orifices génitaux.

Une des particularités des espèces à thelycum ouvert, l'accouplement s'effectue au crépuscule entre un mâle et une femelle ayant un exosquelette dur. La femelle vide toute sa contenance en œufs en une seule ponte (OUDAINIA, 2015).

3.6.3. La ponte

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 péneidés sont dépourvus de flagelles, la fécondation a lieu par la réaction corticale de l'œuf. Lors de la ponte, la femelle nage lentement et éparpille ses ovules dans l'eau en se servant des mouvements rapides des pleopodes, évitant ainsi la formation d'amas qui gênerait la dissolution de la couche périphérique (bâtonnets corticaux) et entraînerait un manque d'oxygène (OUDAINIA, 2015).

Une femelle peut émettre plusieurs centaines de milliers d'œufs par ponte. Le développement embryonnaire (fig10) dure environ dix-huit heures. Les larves écloses, passent par de multiples stades avant de devenir des post-larves, à la morphologie très comparable de celle d'une crevette adulte (FRANCOIS.C, 2003).

3.7. La croissance

La croissance des crevettes passe par 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, elles continuent de muer et de grandir, mais plus lentement. Les femelles grossissent plus vite 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% ,ce qui signifie que les individus ont des vitesses de croissance assez différentes entre eux (HENDRICKX, 2003).

3.8. Besoins alimentaires

Les besoins alimentaires des crevettes sont moins bien connus que ceux d'autres espèces élevées depuis plus longtemps (il n'y a que quelques dizaines de publications concernant la nutrition des crevettes). Cette méconnaissance est d'autant plus marquée pour *Penaeus monodon* et *Litopenaeus vannamei*. Actuellement, on commence à cerner un peu mieux les besoins en protéines, en lipides ou en vitamines (JULLIAND, 2007).

Par exemple, *P. monodon* (crevettes carnivores) nécessite un régime plus riche en protéines (35 à 45%) que *L. vannamei* (25 à 35%) qui est herbivores ou omnivores suivant leur stade de

développement. Pour la même raison, il faut également tenir compte du fait que *P. monodon* digèrent moins bien les protéines végétales que *L. vannamei* (CONKLIN, 1997).

La composition des aliments, qui prend en compte les connaissances actuelles sur la nutrition des crevettes (GUILLAUME, 1999, CAHU, 2006), est présentée dans le tableau 03

Tableau 03 : Composition des aliments crevette pour les différents stades de développement (JULLIAND, 2007).

	Post-larves	Starter	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
Calcium (%)	>1,5	>1,5	>1,5
Humidité (%)	<11,0	<11,0	<11,0
Forme d'aliment	Miettes	Granulés	Granulés

Les aliments « post-larve » 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.

L'indice de conversion alimentaire (parfois appelé FCR) de crevettes saines (ICA = Aliment consommé / Gain de Poids), est en général compris entre 1 et 1,5 selon une étude faite sur des fermes de *vannamei* thaïlandaises en 2005 (High Health Aquaculture, 2005). Il représente la faculté de l'animal à transformer l'aliment en biomasse Plus il est faible, mieux c'est en terme d'élevage car il faudra moins d'aliment pour que l'animal gagne du poids.

3.9. Le système respiratoire

L'appareil respiratoire est bien individualisé, organisé sous forme de branchies. Il est renfermé dans deux cavités branchiales qui assurent sa protection et la circulation de l'eau. Les branchies des crustacés sont des expansions tégumentaires dont les cavités sont remplies d'hémolymphe. Les branchies sont de 3 types chez les crustacés décapodes:

- phyllobranchies (forme lamellaire)
- trichobranche (forme filamenteuse)
- dendrobranche (forme arborescente)

Les Penaeidea en général possèdent des dendrobranchies réparties dans deux chambres branchiales disposées de part et d'autre du céphalothorax. La dendrobranche consiste en un axe portant symétriquement des lamelles branchiales dont la surface décroît de la base vers l'apex de la branchie. Chaque lamelle porte à son tour des filaments branchiaux orientés perpendiculairement à son axe et qui présentent au moins deux bifurcations. Chaque branchie est attachée par un court pédoncule de structure tubulaire (le raphe) au segment thoracique. Ce dernier présente sur ses deux faces des pores à mucus. Sur la face ventrale de la branchie se trouvent des soies jouant un rôle dans la circulation de l'eau dans la cavité branchiale. Outre leur rôle respiratoire, les branchies interviennent également dans le contrôle de la composition ionique de l'hémolymphe (GRASSE, 1994).

3.10. Systèmes d'élevage

Il existe trois modes d'élevages: l'extensif, le semi-intensif et l'intensif.

L'extensif : se pratique en bassin alimenté par la marée, avec un renouvellement d'eau limité et surtout très ponctuel. Les densités d'ensemencements sont de 0,5 à 1 crevette par m².

Il n'y a pas d'apport d'aliment composé puisque la productivité naturelle sert de nourriture aux crevettes. Cette productivité peut être améliorée en apportant des engrais de types organiques ou inorganiques. Les productions sont de l'ordre de 0,1 à 0,5 tonne par hectare et par an. Les animaux sont de taille généralement élevée. Les bassins sont généralement de très grandes tailles (>10 ha) mais des fermes artisanales de très petites dimensions ont souvent été développées avec succès notamment en Asie.

Le semi-intensif : est dérivé des techniques développées en Amérique latine. L'élevage se pratique en bassins en terre de grandes dimensions, alimentés quotidiennement par un chenal d'alimentation d'eau de mer lui même connecté à une station de pompage. Les renouvellements d'eau journaliers atteignent 15 à 20% du volume total d'un bassin. Les densités d'élevage varient de 5 à 15 crevettes par m² en fonction des conditions environnementales. Les crevettes reçoivent une alimentation complémentaire sous forme de granulé spécifiquement adapté à leur besoins nutritionnels. Les rendements se situent entre 2 et 4 tonnes par hectare et par an et le poids des crevettes vont de 15 à 35g.

L'intensif : est une méthode d'élevage plus sophistiquée qui repose sur un parfait contrôle des conditions d'élevage et en particulier des paramètres physico-chimiques de l'eau. L'alimentation en eau est importante, elle doit permettre des changements quotidiens d'eau de 25 à 40% du volume total d'un bassin. Afin de pallier aux déficits d'oxygène, des aérateurs sont installés en permanence dans les bassins. Les densités d'ensemencement vont de 15 à 50 animaux par m² (voir >100/m² dans des systèmes hyper-intensifiés), les rendements sont compris entre 10 et 20 tonnes par hectare et par an. Les tailles de crevettes obtenues sont plus petites, de 15 à 20g suivant les espèces (OLIVIER et al, 2003).

CHAPITRE II : MATÉRIEL ET MÉTHODES

1. Infrastructures de la ferme de crevetticulture de la Marsa

Les installations comprennent les **logements d'astreinte** pour l'hébergement des employés et des experts coréens et les **étangs de grossissement (fig.13)** dont :

Quatre étangs (40m/40m/2m) : 03 étangs d'élevage et 01 étang de décantation.

Quatre étangs (45m/45m/2m) : 03 étangs d'élevage et 01 étang de décantation.

Les étangs d'élevage sont utilisés pour assurer le grossissement des crevettes jusqu'à l'obtention d'une taille marchande.



Figure 13 : Etang de grossissement, ferme pilote La Marsa (Skikda)

- **Bâtiment de gestion (fig.14)** composé de :
 - Une salle de réunion
 - Un bureau
 - Une chambre de permanence utilisée lors des cycles de production larvaire.



Figure 14 : Bâtiment de gestion, ferme pilote d'EL MARSA-Skikda

- **Ecloserie**

L'écloserie est l'unité permettant la production des post-larves pouvant être cultivées en bassins de grossissement. Elle est d'une capacité de production de 05 millions PL/cycle; elle se compose de :

- 3 grands bassins de forme circulaires d'une capacité de 40m³ chacun.
- 5 bassins d'élevage d'une forme circulaire d'une capacité de 20m³. Ces bassins (fig.16) sont alimentés par des conduites en eau filtrée et un système d'oxygénation et de réchauffement.



Figure 15 : Bassins d'élevage de la crevette, ferme pilote d'EL MARSA-Skikda

- une salle de culture de phytoplancton et de zooplancton (fig.16).



Figure 16 : Culture des micro-algues, ferme pilote d'EL MARSA-Skikda

- des bacs (fig.17) de forme cylindrique pour la culture d'artémia.

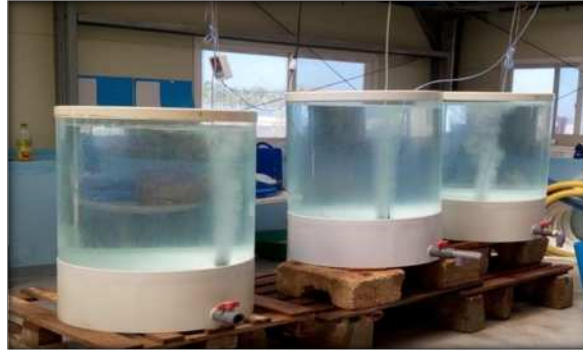


Figure 17 : Bacs cylindro-coniques, ferme pilote d'EL MARSA–Skikda

-Un laboratoire conçu pour les analyses physico-chimiques du milieu d'élevage:

Il est équipé pour effectuer le contrôle de la qualité de l'eau et des paramètres de production. On y trouve un pH mètre, un multi-paramètre, des Kits d'analyse de nitrite et nitrate et l'ammonium, des balances, une trousse de dissection, un microscope pour l'examen de l'espèce, une loupe binoculaire et différents produits chimiques de prévention et de traitement (antibiotiques, désinfectants).

-Une chambre froide et une autre de congélation (fig.1) pour le stockage et la conservation des aliments utilisés durant la période de l'élevage.



Figure 18 : Chambre froide et de congélation, ferme pilote d'EL MARSA–Skikda

- **Station de pompage d'une capacité de 130m³/h**

L'approvisionnement en eau de mer est assuré par un système de pompage (fig.19) à partir de la plage El Rmila sur une distance de 1.5 km environ.



Figure 19 : tuyau de pompage de l'eau de mer

- Une salle d'eau comprenant un système de filtration (fig.20) composé d'un filtre à sable qui sert à filtrer l'eau de mer avant de pouvoir l'utiliser dans l'élevage et un système de stérilisation aux ultra Violet.



Figure 20 : Système de filtration de l'eau et de traitement à ultra violets
(a) filtre a sable ; (b) filtre ultra violet, Ferme pilote d'EL MARSA-Skikda

- Une chaudière pour régler la température de l'eau (fig.21).

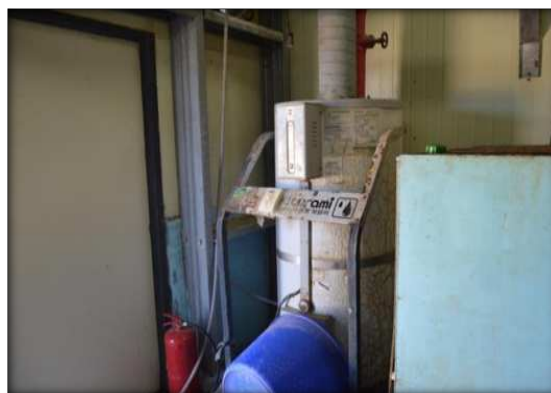


Figure 21 : Chaudière, ferme pilote d'EL MARSA-Skikda

- **Un système d'aération** (fig.22).



Figure 22 : Aérateurs, ferme pilote d'EL MARSA-Skikda

- **Une salle réservée au système électrique** avec une armoire et un groupe électrogène.
- **Un magasin** : pour stocker du matériel divers nécessaire au fonctionnement de la ferme et à la maintenance de l'ensemble de l'infrastructure.

2. Le milieu d'élevage

Deux bassins de forme circulaire d'une capacité de 20m³ pour chacun ont été retenus pour l'expérimentation, la densité d'élevage de chacun est de 2 à 3 individus/m².

Les géniteurs sont stockés dans des bassins de maturation enveloppés d'un filet noir permettant l'obscurité nécessaire et approvisionnés en eau de mer propre et filtrée avec un changement d'eau de 200% (deux fois par jour). L'alimentation est un amalgame d'aliments frais (polychètes et calamars) et formulés. Les bassins sont nettoyés après chaque opération de changement d'eau afin d'éliminer les déchets et les excréments de la crevette. La hauteur de l'eau permise dans les bassins est de 50 à 70cm.

3. La désinfection

La désinfection est une étape nécessaire dans tous les élevages avant la mise en place de l'espèce. Cette opération (fig.23) a pour but de réduire au maximum le risque d'infection de la crevette par les bactéries, les virus, les moisissures et les parasites présents dans l'environnement immédiat.

Après nettoyage de l'écloserie et du matériel d'élevage (bassins, seaux...), la désinfection est appliquée par la pulvérisation d'une solution de TH5 (composition en annexe 2) diluée à 1% (1L TH5 /100L d'eau) à l'aide d'un suppresseur et d'un karcher.



Figure 23 : Opération de la désinfection, ferme pilote d'EL MARSA–Skikda

4. Matériel biologique

4.1. Origine des géniteurs

Les géniteurs sont importés de la Floride (U.S.A). Ils arrivent à la ferme pilote de EL Marsa par avion après ~40 heures de vol. Ils sont acheminés directement de l'aéroport d'Alger à la ferme dans un camion frigorifique dont la température ambiante est maintenue à 22 °C.

Après la réception des boîtes (fig.24) en polystyrène (07 boîtes contiennent des femelles et 06 boîtes des mâles, dans chaque boîte 02 sacs de 24 litres et dans chaque sac 05 géniteurs), les sacs des géniteurs sont déposés dans les bassins de l'écloserie pour leurs adaptation à la température (échange thermique) avant de les libérer dans les bassins.



Figure 24 : Sacs contenant les géniteurs de la crevette *litopenaeus vannamei*.

Les conditions de transport :

- L'état de santé et les traits génétiques des géniteurs doivent être conservés et fiables. ils doivent être exempts de toute maladie infectieuse (SPF Specific Pathogen Free).
- Le poids des géniteurs mâle et femelle est de 35.35g.

- Le protocole de l'emballage et du transport de ces derniers doit être scrupuleusement respecté pour la survie de l'espèce qui est d'environ 40 heures.
- Le taux de survie à l'arrivée doit être supérieur à 80%. Si celui-ci est en dessous de cette norme, cela prouve que les animaux sont stressés.
- L'oxygène de l'eau des sacs est de 12 mg/l, le PH : 07, la salinité : 32,5 et la température 22°C.

4.2. Adaptation et acclimatation des géniteurs

Les sacs en plastique contenant les géniteurs sont mis dès leur arrivée dans deux bassins (fig.25) circulaires de 20 m³ pendant une vingtaine de minutes pour éviter un choc thermique. L'eau des bassins présente une température de 27°C, une salinité de 30 ppt, un pH de 7.9 et une teneur en oxygène dissous de 5.19 mg/l. Dans ces bassins, les géniteurs passent par une phase d'acclimatation pendant sept à quinze jours. Ils reçoivent un régime alimentaire à base de calamars et de polychètes.

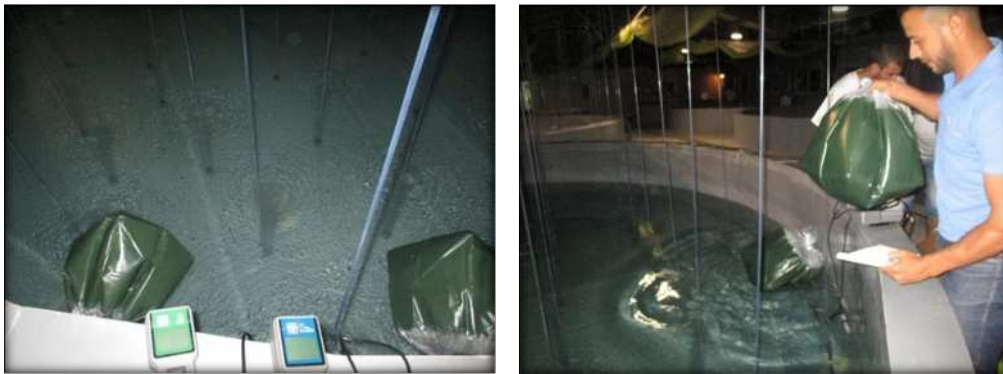


Figure 25 : Adaptation thermique des géniteurs *litopenaeus vannamei*, ferme pilote d'EL MARSA-Skikda.

4.3. Alimentation des géniteurs

Les géniteurs reçoivent, en alternance, une alimentation (fig.26) à base de calamars, de polychètes congelés importés de Hollande dans un premier temps puis deux autres types de polychètes vivants importés de Chine. A cela s'ajoute un nutriment artificiel.

La ration alimentaire permise est ajustée selon le poids de l'espèce fixé à 30% de leurs biomasses, la qualité de l'eau et le type d'aliment.

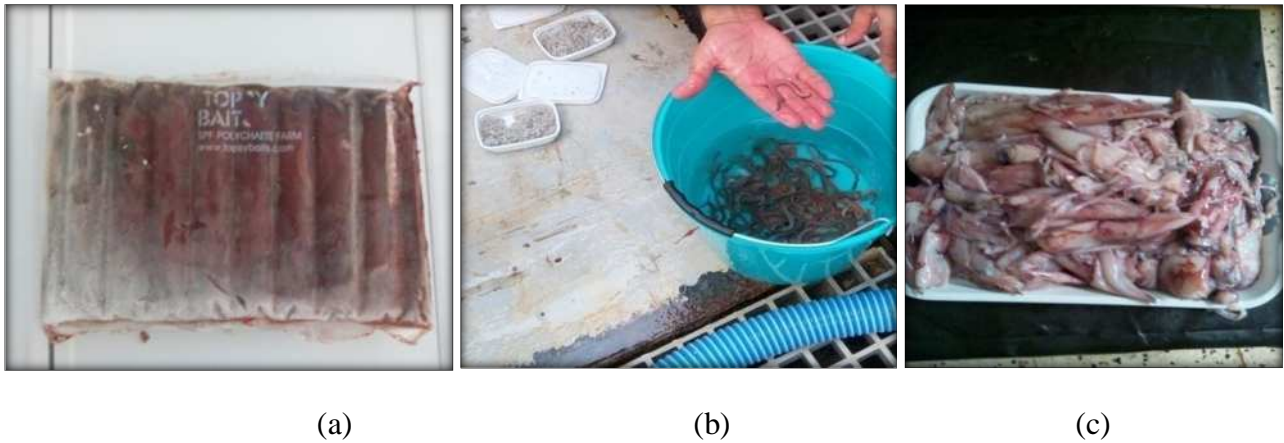


Figure 26 : Différents aliments donnés aux géniteurs de *L. vannamei*
Ferme pilote d'EL MARSA–Skikda
(a) Polychètes congelés ; (b) Polychètes vivantes ; (c) Calamar

La nourriture est un composé de 250g de polychètes ; 250g de Calamar et 20g d'aliment artificiel réparti en 5 repas journaliers distribués toute les quatre heures.

Pour faciliter leur digestion, les calamars sont coupés en fines lamelles, les polychètes sont lavés dans l'eau de mer pour minimiser la turbidité dans les bassins.

4.4. Analyses physico-chimiques

Durant l'élevage, plusieurs paramètres de l'eau d'élevage sont contrôlés (annexe.5) afin de vérifier la qualité du milieu d'élevage. Ce contrôle vise :

- La mesure de la température, la salinité, la teneur en oxygène dissous et le pH à l'aide d'un multi-paramètre (YSI63) (fig.27) quotidiennement avant et après le changement d'eau.



Figure 27: Multi-paramètre utilisé dans la ferme pilote d'EL MARSA–Skikda

- Les analyses de l'ammonium (NH_4^+), du nitrite (NO_2^-), du nitrate (NO_3^-) sont réalisées à l'aide des kits (fig.28) de réactifs chimiques spécifiques livrés dans des coffrets en suivant le protocole indiqué sur les prospectus (annexe 3).



Figure 28 : Kits de réactifs et méthodes d'analyse, ferme pilote d'EL MARSA–Skikda

5. Induction de la maturation

5.1. La méthode d'ablation oculaire

L'ablation du pédoncule oculaire se rapporte au procédé de cautérisation unilatérale par une ince chaude de ce pédoncule chez des crevettes pénaeides. Cette opération réduit le niveau d'hormone gonado-inhibitrice, augmentant ainsi le taux de développement des gonades et provoquant l'induction de la ponte. La pratique de l'ablation oculaire est largement employée en maturation de crevettes. La GonadInhibitoryHormon (GIH) est produite dans le complexe neuro-sécréteur de l'œil. Cette hormone, est naturellement sécrétée pendant la saison non favorable à la ponte. Elle est aussi absente ou présente à de faibles taux au cours de la saison de ponte. Cette opération de l'ablation oculaire (fig.29) abaisse la quantité de GIH dans l'hémolymphe permettant aux femelles d'être en cycle de maturation permanent (GAUDIN, 2013).

Après la phase d'adaptation, toutes les femelles subissent cette opération.

Déroulement de l'opération :

- ✓ Préparation de l'équipement d'ablation: forceps, bec bunsen, gants, solution antiseptique, sceaux.
- ✓ Vérification que les femelles sont toutes en phase inter-mue et qu'elles ont des coquilles dures (les femelles molles ont tendance à mourir après l'ablation).
- ✓ Chauffer l'extrémité de la pince sur le bec bunsen jusqu'au rouge.
- ✓ Une personne tient soigneusement la femelle entre les deux mains et l'autre serre le pédoncule d'un côté avec la pince chauffée.

- ✓ Désinfection du pédoncule blessé par une solution antiseptique et remise de la crevette dans le bassin.



Figure 29 : Opération d’ablation oculaire d’une crevette femelle de *L. vannamei*
Ferme pilote d’EL MARSA–Skikda.

5.2.La maturation

La salle de maturation est recouverte d'un filet noir non transparent pour maintenir une basse lumière. La photopériode dure environ 12 heures d'obscurité et 12 heures de clarté. Les sonorités continues ou intermittentes faibles ou fortes, les perturbations, doivent être réduites au minimum pour ne pas stresser les géniteurs. Les conditions optimales pour la maturation des géniteurs sont présentées sur le tableau 5.

Tableau 04 : Conditions optimales pour la maturation des géniteurs (JOHEN, 2016).

Paramètres	Conditions optimales
Densité des géniteurs	5-8 crevette/m ²
Sex-ratio des femelles aux mâles	1 :1a1.2
Changement d'eau	200% / jour
Température de l'eau	27-29°C pour les femelles 25-26°C pour les males
Oxygène dissout	>5mg/L
Photopériode	10-12 heures obscurités 12-14 heures lumières
Alimentation (4-5 fois/jour)	Polychètes 10% / jour Calamar 15% / jour

Détermination des stades (fig.30) de maturité sexuelle selon DENECE (1995) :

- Pour les mâles, il est possible d’observer, par transparence, la taille des spermatophores contenus dans des ampoules terminales proéminentes.

• Les femelles sont observées en évolution dans le bac de maturation, à l'aide d'une lampe de forte puissance. En fonction de l'étendue de l'ovaire de couleur orange ou brune, la femelle est jugée prête ou non à la fécondation.

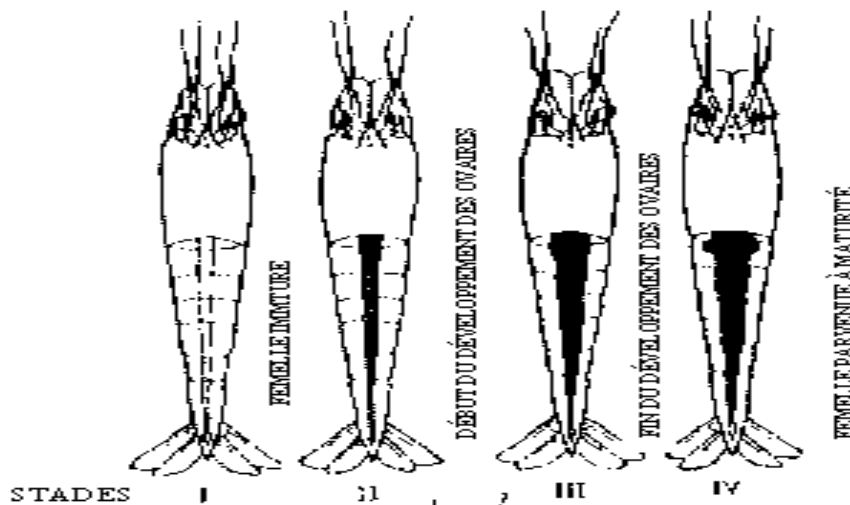


Figure 30 : Différents stades de maturité sexuelle chez la femelle (DENECE, 1995).

5.3.L'accouplement

Quelques jours après l'ablation oculaire, les femelles deviennent mûres donc prêtes pour l'accouplement. On sélectionne, en premier essai, six femelles mûres dont la carapace et les segments abdominaux sont de couleur orange, puis on les transvase dans le bassin des mâles mûres aux tâches blanchâtres (spermatophore sur la base des 5eme périopodes).

L'aération et la circulation de l'eau sont fournies pendant la majeure partie de la journée. Mais elles sont réduites à 50 ou 70% pendant le temps d'accouplement durant quatre à cinq heures afin de concentrer les phéromones et réduire la turbidité.

Dés que les femelles sont mures, elles sont transférées dans le bassin des mâles pour l'accouplement qui s'étale de 15h à 21h. Après cette période, les femelles fécondées (portant les spermatophores) sont transférées pour la ponte, dans des bacs cylindro-coniques recevant un éclairage artificiel et une source d'aération. Après la ponte qui a lieu vers trois heures maximum, les femelles sont transférées dans leur bassin d'origine.

Une fois les femelles dans le bassin, elles libèrent des phéromones, véritables messagers permettant aux mâles de savoir qu'elles sont prêtes à la fécondation. Débute alors un ballet vigoureux et dense, des mâles à travers tout le bassin à la recherche des femelles. L'accouplement est très rapide et difficilement perceptible. Le mâle dépose furtivement alors sa semence au niveau de l'orifice sexuel de la femelle (fig.31).

On vérifie soigneusement, mais d'une manière rapide et sûre, la région du thelycum pour voir la fixation du spermatophore qui ne doit pas être perdu. S'il y a un spermatophore attaché, la femelle est transférée dans l'un des bacs de la ponte (JOHEN, 2016).

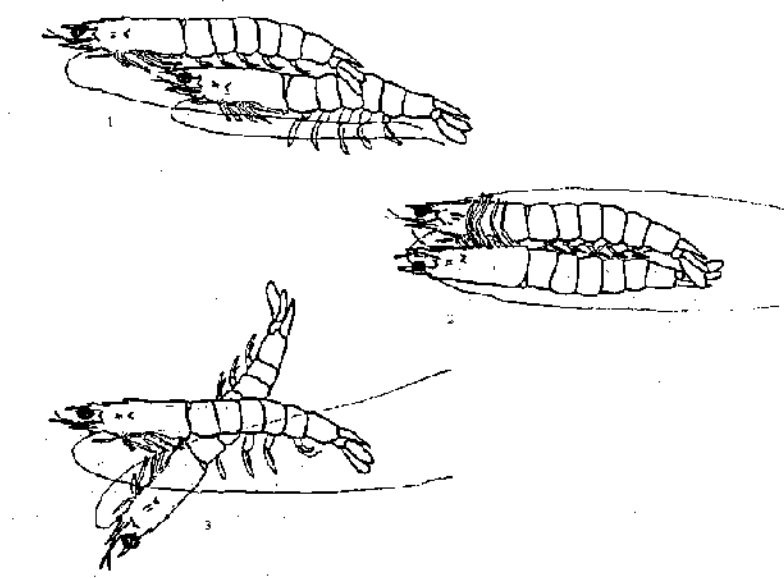


Figure 31 : Phases d'accouplement (HERVE, 1979).

5.4.La ponte

La femelle ablatée peut pondre jusqu'à une période maximale de trois mois, selon le régime d'alimentation utilisé et la santé des géniteurs. Celle n'ayant pas subi l'opération peuvent pondre jusqu'à un an. La femelle expulse les œufs fécondés puis les place entre ses pléopodes à l'aide d'une substance collante (JOHEN, 2016).

Pour pouvoir récupérer la totalité des œufs, les femelles fécondées sont isolées dans les bacs cylindro-coniques obscurs remplis d'eau de mer filtrée maintenue à une température de 32°C et bien oxygénée. Les œufs se concentrent ainsi au fond du bac. A l'aide d'une raclette, on brasse l'eau pour maintenir les œufs en suspension. La récupération des œufs se fait par vidange du bac et transvasement à travers un filet aux mailles de 300 µm, sans les endommager pour éliminer seulement les excréments des géniteurs et les gros débris.

6. Elevage larvaire

6.1.Préparation des bacs et des bassins

L'élevage des Nauplii est assuré dans des bacs cylindro-coniques d'un volume de 400m³ et dans les bassins du volume 20m² pour la suite des stades. Les bacs de réception sont nettoyés puis remplis d'eau de mer filtrée à une température maintenue à 29°C par des résistances chauffantes individuelles.

6.2. Alimentation

Le composé alimentaire mis dans un filet aux mailles de différents diamètres selon les stades, est dilué dans un sceau d'eau de mer puis versé dans les bassins. Les microparticules sont distribuées de Zoe I jusqu'au PL12. A partir de Zoe III, des distributions fractionnées d'*Artemia* (Annexe 4) complètent la ration de microparticules. L'aliment est donné 6 fois par jours, en quantité égale selon le stade et la densité. Les repas sont distribués toutes les 4 heures.

7. La mortalité

Le taux de mortalité a été déduit en dénombrant les individus morts à chaque étape du cycle.

CHAPITRE III : RÉSULTATS ET DISCUSSION

1. LES PARAMETRES PHYSICO-CHIMIQUES

La croissance des crevettes dépend de la valeur de chaque paramètre physicochimique du milieu. Le diagnostic du milieu d'élevage se fait donc par la mesure des ces paramètres.

- **Les géniteurs**

Les figures 32 et 33 suivantes montrent les résultats des différents paramètres physico-chimiques mesurés sur les bassins d'élevage des géniteurs au cours de l'élevage. Ces paramètres sont la température, l'oxygène dissous, la salinité et le pH.

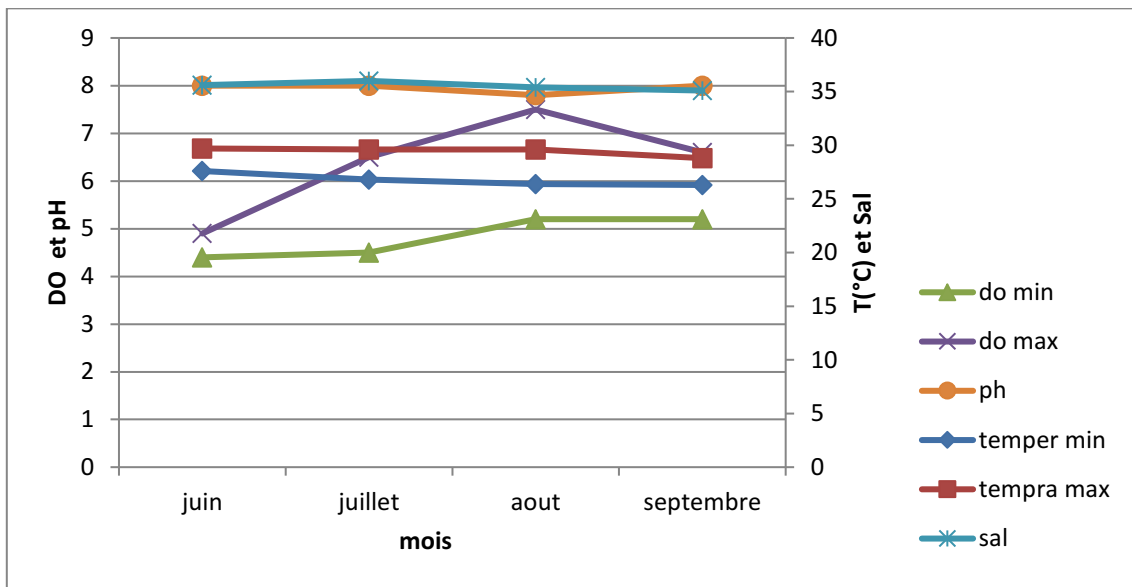


Figure 32 : Paramètres physiques de l'eau du bassin d'élevage des géniteurs mâles.

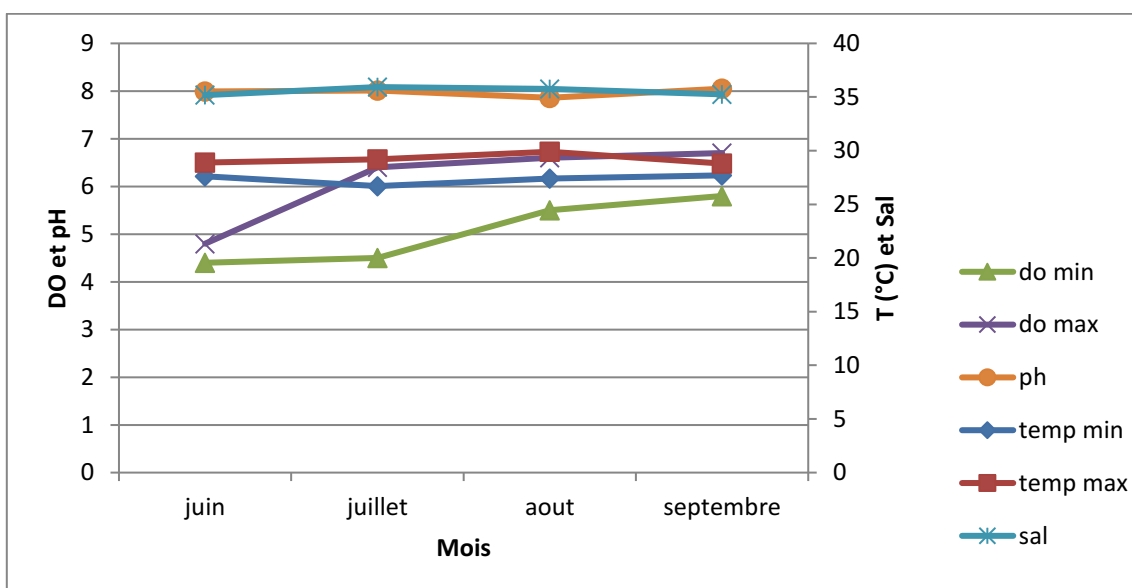


Figure 33 : Paramètres physiques de l'eau des géniteurs femelles

✓ La 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. Celle-ci étant optimale dans une fourchette restreinte de salinité et dépendant des espèces considérées (Barnabé, 1991). La valeur idéale de la salinité dans les eaux d'élevage de la crevette est située entre 29 et 34 ppt (GAUDIN, 2013).

En observant les courbes de salinité, on constate qu'elles sont de même allure pour les deux bassins d'élevage. La valeur est presque constante tout au long de l'élevage. La valeur moyenne observée pour les deux bassins est de 35 à 36 ppt. Cette légère augmentation est suite à l'évaporation de l'eau dans les bassins d'élevage.

✓ La température

La température est un des facteurs environnementaux les plus importants pour tous les organismes aquatiques puisqu'elle agit sur l'oxygénation des eaux, la productivité primaire source de nourriture pour l'élevage, la reproduction et la croissance des espèces (BARNAE, 1991).

La température matinale varie entre 27,6°C à 28,3°C pour le bassin des géniteurs mâle et de 28,3°C à 28,4°C pour celle des femelles. Concernant les températures de l'après-midi, les valeurs sont comprises entre 27°C à 28°C. Dans les bassins des géniteurs la température oscille autour de 26°C.

✓ L'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 (BARNABE, 1991).

La valeur de l'oxygène dissous oscille entre 4 et 6 ppm, elle est proche de l'optimum. La valeur minimale est de 4.4 ppm et la valeur maximale est de 7.5 ppm.

✓ Le pH

L'eau de mer a un pH stable, il reflète l'état de la qualité de l'eau. La valeur de pH est comprise entre 7,8 et 8,05.

D'après la FAO (2007), les paramètres idéaux de l'eau pour l'installation d'une écloserie de crevettes sont présentés dans le tableau 05.

Tableau 05 : Paramètres idéaux de l'eau pour l'installation d'une éclosérie de crevettes (FAO ,2007).

Paramètres	Optimum
Températures	28-32°C
Salinités	29-34 ppt
pH	7.8-8.2
Oxygène dissous	> 4 ppm

- **Les stades larvaires**
 - ✓ **La température**

L'évolution de la température au cours de l'élevage larvaire (Fig.34) se déroule pendant 14 jours durant les quelles, les larves vont muer et se transformer de Nauplii à Zoé 1, 2, et 3 puis Mysis 1, 2, et 3, et enfin des post-larves donnent leur configuration définitive. Pour plus de facilité, à partir de post-larve leur âge est compté en jours et non plus en stade de mue. (PL₂ = une post-larve de 2 jours). L'utilisation des résistances chauffantes permet la stabilisation de la température qui contribue ainsi à une bonne croissance.

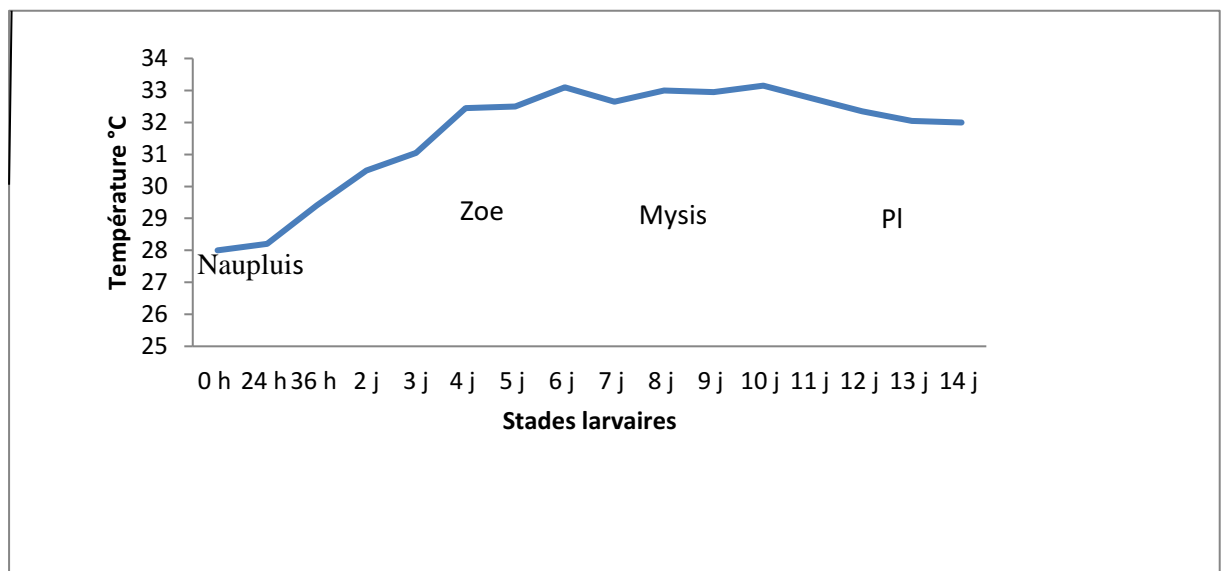


Figure 34 : Evolution de la température au cours de l'élevage larvaire.

La courbe de température est répartie en quatre phases : la première présente la phase des Nauplii qui dure 24 heures, pendant laquelle la température augmente de 28°C à 29.4°C. Ensuite, au stade Zoe, la température est de 30.5°C au deuxième jour et augmente jusqu'au 33.1°C. Durant le troisième stade, elle se stabilise entre 32 °C et 33°C. Enfin une légère diminution jusqu'à une température de 32°C en vue du pré-grossissement.

✓ L'ammonium

D'autres paramètres chimiques sont mesurés durant l'élevage larvaire, parmi ceux le taux d'ammonium (NH_4^+) (fig.35).

L'ion ammonium (NH_4^+) est l'une des deux formes d'ammoniac présentées dans l'eau. Il varie en fonction du pH et de la température. Le pH optimum pour la nitrification est d'environ 8,0 et l'activité diminue rapidement en dessous de pH 7,0. La vitesse de nitrification est directement proportionnelle à la température de l'eau, les bactéries responsables préfèrent une température optimum de 30 °C (CCME, 1987).

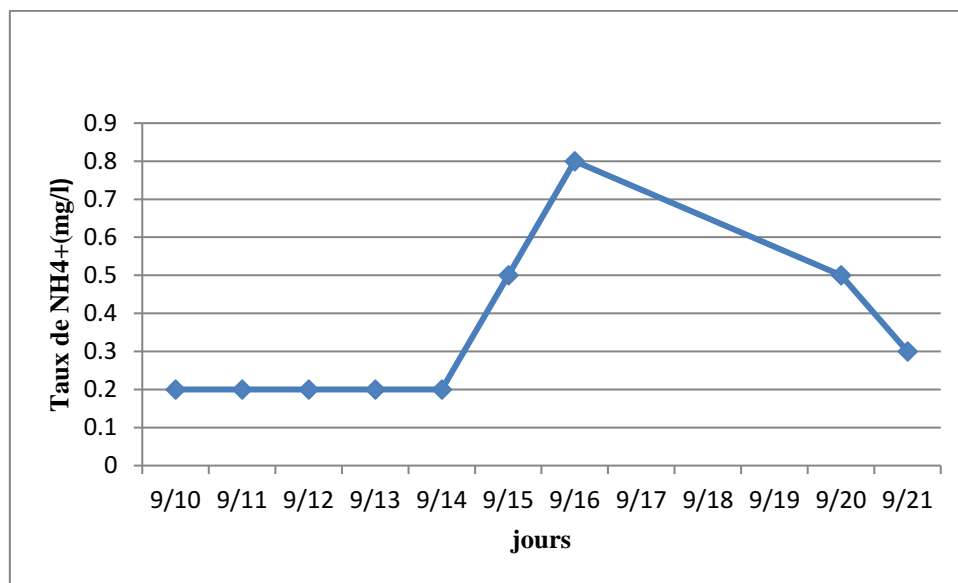


Figure 35 : Evolution du taux d'ammonium durant l'élevage larvaire.

Ce graphique représente les variations de l'ammonium durant l'élevage larvaire. Dans un premier temps, la valeur de NH_4^+ se stabilise en 0,2 mg/l entre le 10 et le 14 septembre car il n'y a pas d'alimentation pour les nauplius, ces derniers s'alimentent de leur sac vitellin. Par la suite, cette concentration augmente jusqu'à 0,8 mg/l durant les stades Zoé, Mysis et PL suite à la dégradation des aliments non consommés par les larves et leurs déchets. À la fin de l'expérience, on remarque que la concentration diminue après le changement d'eau pour se rapprocher de la valeur idéale.

2. REPRODUCTION

2.1. Maturation

L'inspection quotidienne des femelles fait à l'aide d'une lampe de forte puissance, la quasi-totalité des crevettes ont répondu favorablement à l'ablation oculaire. Après sept à dix jours de cette dernière, les gonades présentent une coloration vert olive (fig.36), ce qui signifie qu'elles sont prêtes à la fécondation.

Les maturations observées après l'ablation oculaire accélèrent le rythme des pontes. Des rematurations ont été observées quelques jours après une première ponte comme déjà soulignée par HERVE (1979).



Figure 36 : Femelle mature

2.2. Accouplement

L'accouplement s'étale de 15h à 21h. La ponte a lieu vers trois heures maximum du matin. Le taux de fécondation est représenté sur le tableau 6. Lors du premier essai, il est nul ce qui confirme que les mâles restent parfois totalement inactifs malgré la présence de femelles (HERVE, 1979). Pour les autres essais on a obtenu des résultats positifs.

Tableau 06 : Taux de fécondation des femelles durant les essais d'accouplement.

Essais	Femelles utilisées	Femelles fécondées	Taux de fécondation
1	6	0	0%
2	10	5	50%
3	9	2	22,20%
4	1	1	100%
5	11	2	18,18%
6	4	2	50%
7	10	6	60%

2.3.Eclosion

Les œufs fécondés éclosent dans les 12 à 18 heures après leur ponte et se maintiennent dans une colonne d'eau au centre du bac. Le taux d'éclosion est représenté par la figure 37. Pendant les premiers essais, les résultats sont négatifs, le développement embryonnaire atteint un certain stade puis s'arrête. Ces résultats seraient liés à l'alimentation des géniteurs par les polychètes qui ont perdu leur qualité lors de la congélation. Après le changement des polychètes congelés par des polychètes vivants, le taux d'éclosion atteint le maximum.

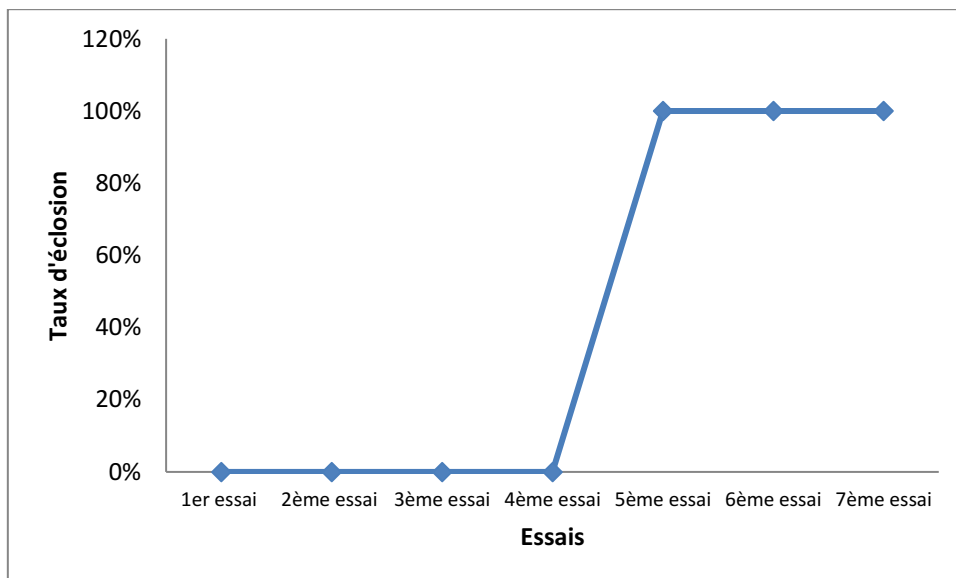


Figure 37 : Taux d'éclosion de la crevette *L. vannamei*.

2.4. Stades larvaires

- **Stade nauplii**

Les Nauplii (fig.38) changent de stade toutes les 6 heures. Il existe 5 stades de Nauplii soit 30 à 36 heures environ au total. Leur alimentation est endogène. Ils sont photosensibles et peuvent être concentrés sur une source de lumière et prélevés avec une maille de 100 μ m. Ceux qui ne recherchent pas la lumière sont enlevés, à cause de déformations ou d'un mauvais développement.



Figure 38 : Larve au stade Nauplius vue au microscope photonique avec grossissement 40.

- **Stade Zoé 1, 2, 3**

On transfère les Nauplii le lendemain à 14 heures, les larves muent au stade Zoé 1 (fig.39). L'alimentation au stade Zoé est assurée par l'aliment artificiel sous forme de granulés. Ce stade dure 3 à 5 jours.



Figure 39 : Larves au stade zoé vues sous microscope photonique avec un de grossissement 40.

- **Stades Mysis 1, 2, 3**

Au stade Mysis 1 (fig.40), débute l'alimentation avec des Nauplius d'artémia (annexe.4) en plus de l'aliment artificielle. Ce stade dure 3 à 5 jours.



Figure 40 : Larve au stade Mysis vue sous microscope photonique avec un de grossissement 40.

- **Les post-larves**

A ce stade, les larves deviennent benthiques. L'alimentation est spécifique selon les stades. Le suivi des paramètres physico-chimiques est quotidien. Le changement d'eau est à 40% à partir de PL 4. Après 24 jours de l'éclosion, les post-larves PL12 sont envoyées à la ferme d'Ouargla pour la suite de l'élevage, le pré-grossissement et le grossissement.

3. Mortalité

Des mortalités sont enregistrées tout au long de l'expérience (fig. 41, 42). Elles suggèrent que les géniteurs sont stressés pendant la période du transport, la phase d'ablation pour les femelles, et aussi à la manipulation.

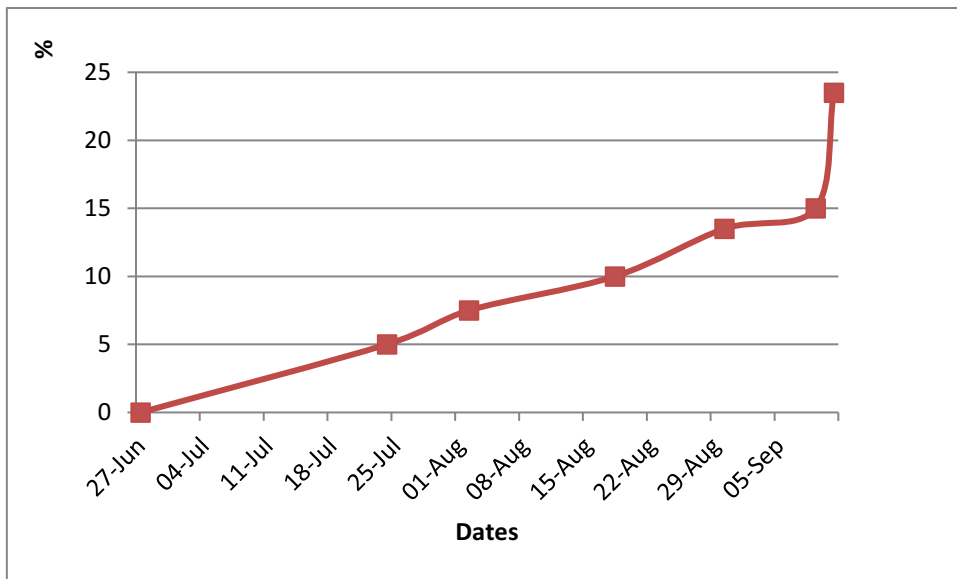


Figure 41 : Taux de mortalité des femelles pendant l'expérience

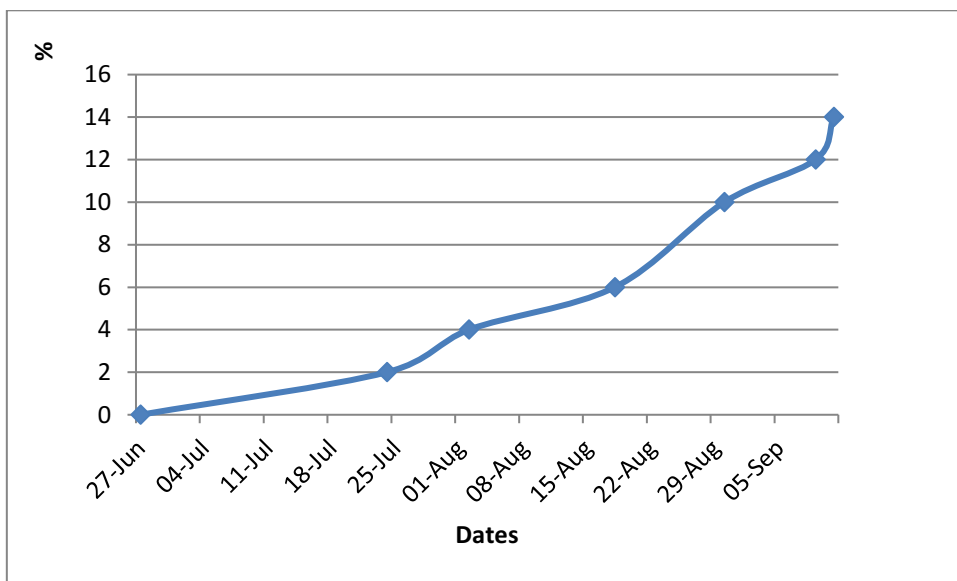


Figure 42 : Taux de mortalité des mâles pendant l'expérience

CONCLUSION

Conclusion

L'élevage des crevettes est passé donc d'une activité à petite échelle, respectant les traditions, à une industrie plus conventionnelle qui s'est amplifiée à travers le monde. L'Algérie, dans une politique visant la promotion et le développement de son secteur aquacole, a alors opté pour des modèles étrangers expérimentés.

L'introduction dans notre pays d'une nouvelle technologie de reproduction d'un crustacé plus précisément, la crevette à pattes blanches ou *Litopenaeus vannamei*, n'a pu être réalisée que grâce à l'existence d'importantes potentialités des ressources naturelles, matérielles et surtout, à la disponibilité des capacités humaines qualifiées, non négligeables. En rajoutant qu'elle fait partie des créneaux à promouvoir dans la politique du secteur. L'inauguration en 2010 de la ferme pilote de crevetticulture d'El Marsa (Skikda) représente un projet stratégique pour l'aquaculture, entrant dans le cadre de partenariat entre l'Algérie et la République de Corée, et qui va sans aucun doute contribuer à développer et à vulgariser ce type d'élevage pour les futurs investisseurs voulant se lancer dans ce créneau à travers le programme de développement de la recherche scientifique.

Pendant mon séjour à la ferme pilote La Marsa (Skikda), j'ai eu la chance de vivre une expérience première dans son genre en Algérie, sur une espèce *Litopenaeus vannamei* connue sous le nom de la crevette à pattes blanches. Les objectifs visés étaient : la maîtrise de la technique de reproduction, l'amélioration de l'élevage de cette crevette et la dotation de la ferme de Ouargla des post-larves de cette espèce.

Le travail réalisé au niveau de la ferme nous a permis de maîtriser le processus de reproduction, l'élevage larvaire et la gestion du milieu d'élevage.

Nos résultats sont positifs, encourageants et probants pour poursuivre cet élevage. On peut les résumer ainsi :

- Pour le suivi du milieu, les valeurs des paramètres physico-chimiques obtenues sont dans l'intervalle de tolérance de cette espèce et sont proches des normes conventionnelles.
- En ce qui concerne la reproduction, elle est aussi satisfaisante.
- L'élevage larvaire a été bien maîtrisé grâce au contrôle et suivi observé continuellement.
- Les mortalités étaient de faible pourcentage ce qui est acceptable.

De ce fait il est recommandé de :

- Donner des aliments frais et plus diversifiés (polychètes, mollusque, bivalves).
- Fabriquer l'aliment dans notre pays au lieu de l'importer des pays étrangers.
- Faire d'autres essais de reproduction à partir de nos géniteurs obtenus à la fin de notre expérience et voir le rendement de cette deuxième génération.

Un bel avenir se profile dans les années futures pour cette nouvelle activité à savoir la crevetticulture.

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Références Bibliographiques

ANNENE, R. (2016). CNRDPA, aquaculture crevetticulture. Bulletin N°2.

ARISTIDE, V. (2007). Amélioration de la condition de vie des crevettes *panaeus monodon* en élevage semi intensif par l'application du produit EPICIN [en ligne]. Mémoire d'ingénieur. Aquaculture et contrôle de qualité. Madagascar : Université de Toliara. [Consulté le 22/04/2018]. Disponible sur le web : « <http://www.google.com/RazafimanantsoaValeri.crevettes.pdf> »

BARNABE, G. (1991). Aquaculture. Vol.1. France : Lavoisier/ Tec et Doc. p.1850

BAZRI, K. (1999). Les milieux naturels et leur aménagement dans l'extrême nord-est Algérien. Cas de Guerbes et Cap Rosa. Thèse Magistère. Constantine : Université Mentouri. P, 269.

BOUSSEHABA .A et al. (2014). Biodiversité méditerranéenne et changements globaux : cas du complexe de zones humides de Guerbès-Senhadja (Algérie). *Physio-Géo* (Vol8).P,273-295.

CAHU, C. (2006). Physiologie Nutrition, digestion et développement des larves de crevettes et poissons marins. Mémoire pour l'obtention d'une habilitation a diriger des recherche Section 66. France : Université de Bretagne Occidentale.

CCME (1987). Recommandations pour la qualité des eaux au Canada. Conseil canadien des ministres de l'Environnement, Documents du CCME, a/s Publications officielles du Manitoba, 200, rue Vaughan, Winnipeg (Man.) R3C 1T5 Canada, p. 6-12 et 6-18.

CHAGOUR, M. (2016). Contribution a la maitrise des procédés d'élevage de la crevette à pattes blanches *Litopenaeus vannamei* à basse salinité avec le système biofloc dans la ferme pilote de crevetticulture de Hassi Ben Abdallah (Ouargla). Mémoire d'ingénieur. Aquaculture. Dely Ibrahim : ENSSMAL.

CNRDPA, (2016). Aquaculture, pêche, environnement. Bulletin N°2.

CONKLIN, D et al. (1997). Advances in world aquaculture. Crustacean nutrition. Vol,6.

DENECE, E. (1995). *Penaeus stylirostris* : la filière géniteur et l'élevage larvaire a la station aquacole de Saint-Vincent. Rapport de stage, Nouvelle-Caledonie : IFREMER Station d'Aquaculture de Saint Vincent. P, 45.

DEVAUCHELLE, N. (1980). Etude expérimentale sur la reproduction, les œufs et les larves de : Bar ; *Vincentrarchus Labrax*, *Daurade*, *Sparus aurata* Mullet, *Liza ramava* Rouget,

Mullus surmuletus Sole, Solea solea Turbot, Scophthalmus maximus. Océanographie Biologie. Thèse du doctorat. France : université de Bretagne Occidentale.

ALLEN DAVIS et al. (2000). Acclimating Pacific White Shrimp, *Litopenaeus vannamei*, to Inland, Low-Salinity Waters. Southern Regional aquaculture centre SRAC .Publication N°:2601.

FAO, L.B. HOLTHUIS LEIDEN. (1980). Shrimps and prawns of the world. Catalogue.Vol,1. The Netherlands Rome.

FAO (2003). Aquaculture Development in China: The Role of Public Sector Policies. Rome.

FAO (2006). Principaux pays producteurs de *Penaeus vannamei* (Statistiques des Pêches 2006).

FAO (2006). Département Activités Statistiques GéoInfo Réunions et nouvelles Publications
Fiches d'information Vue générale du secteur aquacole national Algérie

FAO (2009). Cultured aquaculture species information programme, *Penaeus vannamei* (Boone,1931). Food and Agriculture Organization of the United Nations. Available at <http://www.fao.org>.

FAO (2014). Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture pour un monde libéré de la faim Département des pêches et de l'aquaculture Vue générale du secteur aquacole national Chine.

FAO (2016). Food and Agriculture Organization of the United Nations. La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture. Contribuer à la sécurité alimentaire et à la nutrition de tous. Rome. P, 224.

FRANCOIS, C. (2003). L'élevage larvaire de crevettes en Nouvelle – CALEDONIE : L'Oxytetracycline et l'association Trimethoprime – Sulfadiazine en tant qu'alternatives à l'emploi de l'Erythromycine en éclosion. Thèse doctorat. France : Ecole Nationale Vétérinaire De NANTES.

GRASSE, P.P. (1994). Traité de zoologie. Morphologie, physiologie, reproduction, systématique. Vol, VII. Paris : Masson. P, 917.

GUILLAUME, J et al. (1999). Nutrition et alimentation des poissons et crustacés. France : INRA. P, 313-341.

GAUDIN, G. (2013). Développement de la pénéiculture communautaire au CONGO : étude de faisabilité et identification des sites propices. PROJET N° CA-3.1-B12a dans le cadre des actions extérieures de l'union européenne financées par LE FED AFRIQUE CENTRALE – CONGO.

HENDRICKX E. (2003). Distribution and Estimation of Body Size and Weight of Four Species of Deep Water Shrimps in the Southeastern Gulf of California, Mexico. Crustaceana, Vol, 76. N° : 9, 2003 , p. 1025-1036 (12).

HERVE, P. (1979). La reproduction des crevettes *Peneides* en milieu tropical. Mémoire de fin d'étude : Halieutique. Rennes : Centre National pour l'exploitation des Océans.

IFREMER (2016). La découverte des crustacés, crevette.

JEAN-MICHEL GRIESSINGER et al. (1991). L'élevage de la crevette tropicale d'eau douce ISBN 2-905434-31-7 .Ifremer.

JOHEN. (2016). Protocole de la reproduction de la crevette *L.vannamei*. Expert coréen.

JULLIAND, S. (2007). Mise en place des systèmes expérimentaux de recherche sur les crevettes dans la nouvelle station de recherche Evialis au Vietnam. Mémoire d'ingénieur Agronomie d'AgroParisTech et Agronomie Approfondie.

LHOMME F. (1994). Le recrutement des post-larves de *Penaeus subtilis* et *Xiphopenaeus kroyeri* dans l'estuaire Sinnamary. Rev. Hydrobiologie tropicale 27 (4), p. 385-406.

MALARD, A et AUNAY, B. (2009). Synthèse étude du bassin d'alimentation de la prise d'eau en mer de l'usine de dessalement de petite terre (délimitation vulnérabilité, pressions). Rapport final BRGM/RP-57112-FR. Mayotte.

MASSABIE P et al. (1998). Influences des conditions d'élevage sur les performances de croissance du porc et la qualité des viandes. Journée Rech. Porcine en France, 30, p. 37-41.

Ministère de la Pêche et des Ressources Halieutiques MPRH. Avril, (2014). Secteur de la Pêche et de l'Aquaculture. Bilan (2012-2014). Prospective 2030 et Projet « Plan AquaPêche 2020 ».

NEIL R et al. (2000). Le développement de l'aquaculture au troisième millénaire. Rapport de la CONFÉRENCE Bangkok, Thaïlande, 20-25 février 2000

NOVAK P et al. (2004). Modelling of body mass increase and feed conversion ratio in chicken ROSS 208. Acta Vet. Brno 2004, 73, p. 17-22.

OLIVIER A et al. (2003). L'élevage de la crevette en zone tropicale. Centre pour le développement de l'entreprise.

OUDAINIA. S. (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. Mémoire MASTER II en Science de la mer: Gestion Intégrée des Ecosystèmes Marins et Côtiers. ANNABA : Université Badji Mokhtar.

PH, BLANCHIER.(1998). La crevette Impériale. Guides techniques de CREEA. Projet régional méditerranéen de développement de l'aquaculture. Techniques d'élevage intensif et d'alimentation de poissons et de crustacés. Villanova di Motta Livenza. Italie. Vol.I. Mai 1986. Secrétaire de la session Brigide LOIX MEDRAP.

Qualité de l'eau requise pour l'élevage des salmonidés. Université de Québec. Octobre 2012

ROSENBERRY,B. (2001). World shrimp farming 2000. Shrimp News International No. 13.

Shrimp News International, San Diego, CA.

SERIDI, F. (2011). L'aquaculture en Algérie : évolution, état actuel et essai d'analyse de durabilité. Mémoire magistère en écologie marine aquaculture. Annaba : université Badji Mokhtar.

WABETE, N. (2005). Etude écophysio-logique du métabolisme respiratoire et nutritionnel chez la crevette pénéide *Litopenaeus stylirostris*. Application à la crevetticulture en Nouvelle Calédonie. Mémoire du doctorat. Océanographie, Ecophysio-logie. L'université de Bordeaux 1, ECOLE DOCTORALE "Sciences du vivant, Géosciences et Sciences de l'Environnement".

Site web :

Aquaportail.com

www.groupeTECHNA.fr

www.wikipedia.fr

ANNEXES

Annexe 1

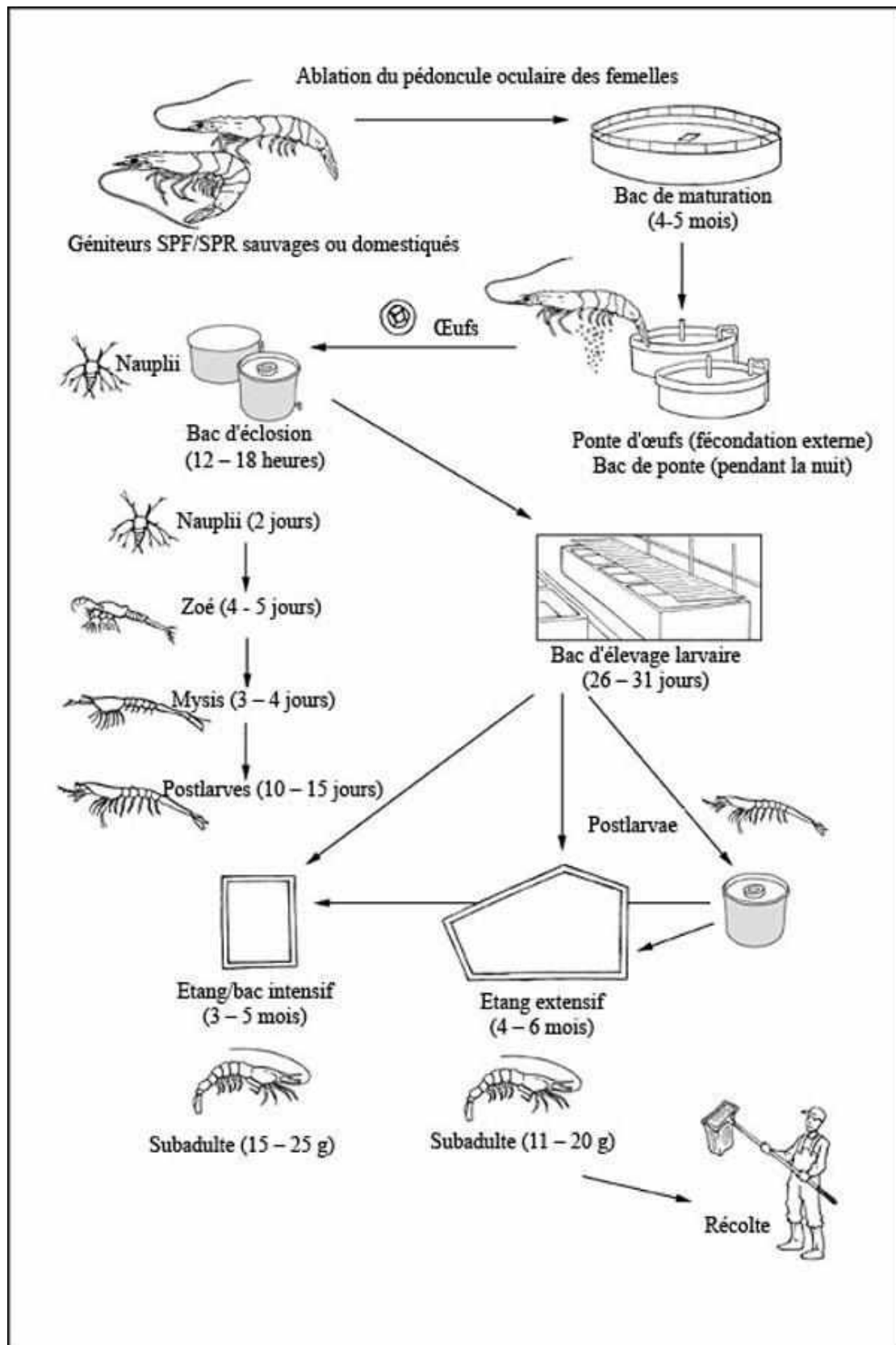


Figure 43 : Cycle de production de *litopenaeus vannamei* (FAO, 2006).

Annexe 2

Composition de TH5

Chlorure d'Alkyl dimethyl benzyl Ammonium 327, 50 g

Glutaraldehyde 100,00 g

Excipients : tensio-actifs, q.s.p 1 litre

ASPECT

Solution limpide de couleur ambrée jaune

Densité = 1.024

Odeur = Citron

pH du concentré : 1,35

pH de solution à 1 % = 5,9

USAGES ET DOSES D'EMPLOI

Les doses d'homologation figurant ci-dessous serviront de guide d'utilisation en fonction du traitement recherché.

Elles peuvent être augmentées en cas de nécessité: épidémie, pathologie importante, augmentation du microbisme.

- TH5 est homologué par le ministère de l'Agriculture sous le n° 2050098 du 07/10/2005 pour les domaines d'activités suivants : Traitement Bactéricide Fongicide Virucide.

ANIMAUX DOMESTIQUES

Logement d'animaux domestiques, Matériel de transport d'animaux domestiques,

Matériel d'élevage: bactéricide 0,1%, fongicide 1%, virucide 0,5%

- TH5 est agréé par la DSV sous le n°00246 du 02/02/2006 pour la Prophylaxie des Maladies Contagieuses
 - 0,1% dans le cas de maladies d'origine bactérienne (à l'exception des agents responsables de la tuberculose)
 - 0,5% dans le cas de maladies d'origine virale (y compris la fièvre aphteuse)

UTILISATION ET MODE D'EMPLOI

Pulvérisation : prévoir 0,3 litre de solution diluée par m².

TH5 peut également s'utiliser avec un générateur de mousse (canon à mousse ou lance mousse) ce qui permet de visualiser la pulvérisation du désinfectant sur les surfaces Trempage : prévoir 1 litre de TH5 diluée dans 100 litres d'eau.

Pédiluve et Rotoluve : prévoir 1 litre de TH5 diluée dans 100 litres d'eau



Dangereux – Respecter les précautions d'emploi

Utilisez les biocides avec précaution. Avant toute utilisation, lisez l'étiquette et les informations concernant les produits.

Annexe 3

Protocole du Test d'ammonium

Orienter la boîte ouverte de telle façon que les deux tubes à essai se trouvent à gauche
Déplacer le bloc comptoir vers la gauche jusqu'à la butée, afin que l'extrémité avec les tubes à essai dépasse sur le côté de la boîte
Introduire la carte colorimétrique dépliée, côté points colorés d'abord, dans la fente droite du fond de la boîte.

	Echantillon a mesurer tube le plus proche de l'opérateur (A)	Echantillon à blanc tube le plus éloigné de l'opérateur (B)	
Echantillon préparé (20°-30°C) Réactif NH ₄₋₁ Réactif NH ₄₋₂	5ml 0,4ml 1 microcullier bleue arasée (dans le bouchon du flacon NH4-2)	5ml	Introduire à la seringue dans le tube à essai Ajouté la seringue boucher le tube et mélanger. Ajouté boucher le tube et l'agiter vigoureusement jusqu'à dissolution totale du réactif.
Laisser reposer 5 minutes (temps de réaction 1).			
Réactif NH ₄₋₃	4 gouttes		Ajouter boucher le tube et mélanger

Faire coulisser la carte colorimétrique vers la gauche jusqu'à ce que les couleurs vues du haut à travers les tubes non bouchée, coïncident le plus possible.
Lire les résultats en mg/l de NH₃₊ sur la carte colorimétrique sur le fond intérieur de la boîte, directement à droite du bloc comparateur.

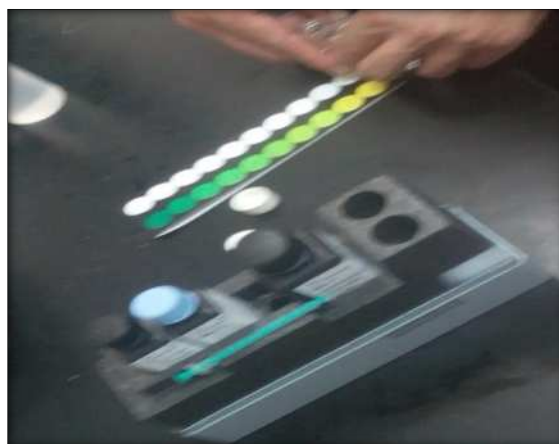


Figure 44 : kit de réactif pour la mesure de l'ammonium.

Annexe 4

Méthodologie pour l'éclosion de l'Artémia

Laver, nettoyer et désinfecter le réservoir d'éclosion

Rincer les parois du réservoir avec de l'eau après la désinfection

Ne pas désinfecter les kystes

Ne pas laver ou rincer les kystes avant l'incubation

Maintenir la température de l'eau à 28 ° C-30 ° C

Ne pas dépasser 30 ° C

Température optimale 29 ° C

Utiliser l'eau de mer filtrée de salinité 25-35 ppt et pH 8.0- 8.5

Incuber jusqu'à 2,5 g de kystes par litre d'eau de mer

Appliquer une aération vigoureuse du fond du réservoir

Fournir une lumière artificielle ou naturelle continue (min 2.000 lux à la surface de l'eau)

Une fois les éclosions terminées, laisser le contenu du réservoir d'éclosion traverser le séparateur et Recueillir les nauplius d'artémias sortant dans un filet submergé. Après la récolte, rincer nauplius



Figure 45 : bac d'incubation de l'Artémia.

Annexe 6

Fiche de permanence Elevage larvaire

Date :

Bassin :

Stade de vie :

Heure	T°C	O2 mg/l	Type d'aliment	Quantité (g)	Observation
00 :00					
01 :00					
02 :00					
03 :00					
04 :00					
05 :00					
06 :00					
07 :00					
08 :00					
09 :00					
10 :00					
11 :00					
12 :00					
13 :00					
14 :00					
15 :00					
16 :00					
17 :00					
18 :00					
19 :00					
20 :00					
21 :00					
22 :00					
23 :00					

Caractérisation de l'élevage de la crevette

Litopenaeus vannamei (Boone, 1931)

Ferme pilote La Marsa (Skikda)

RESUME

L'aquaculture de la crevette Péneide *Litopenaeus vannamei* occupe une position majeure au sein des productions animales. L'Algérie y participe activement grâce à une stratégie de développement de l'élevage. La réussite de ce dernier, exige des conditions sine qua non, à savoir le choix de la source d'eau convenable à l'espèce candidate, le développement d'une procédure de mise en charge, ainsi qu'un protocole d'acclimatation et en dernier lieu, la connaissance des besoins nutritionnels conçus pour un tel mode d'élevage.

Suivant ce principe, cette étude a été réalisée à la ferme pilote de la Marsa (Skikda) qui est sous la tutelle du CNRDPA et en partenariat avec la Corée du sud, pour maîtriser la technique de reproduction dans des conditions de captivité et d'améliorer l'élevage de la *Litopenaeus vannamei*. Cette performance est portée sur le suivi du milieu et l'adaptation des géniteurs, la reproduction et l'élevage larvaires jusqu'à l'obtention des post-larves prêtes à être transférées à la ferme de Ouargla pour le pré-grossissement et le grossissement.

MOTS CLES

Crevette, *litopenaus vannamei*, élevage, Skikda, Algérie.

ABSTRACT

The shrimp aquaculture Péneide *Litopenaeus vannamei* occupies a major position in animal production. Algeria participates actively through a strategy of livestock development The success of the latter, requires conditions sine qua non, namely the choice of the water source suitable for the candidate species, the development of a loading procedure, as well as an acclimation protocol and, lastly, knowledge of the nutritional requirements designed for such a breeding method.

Following this principle, this study was carried out at the pilot farm of La Marsa (Skikda), which is under the supervision of CNRDPA and in partnership with South Korea, to master the breeding technique under captive conditions and to improve the breeding of *Litopenaeus vannamei*. This performance is focused on the monitoring of the environment and the adaptation of the spawners, breeding and rearing larvae until obtaining a post-larvae ready to transport to the farm of Ouargla for pre-enlargement and magnification.

KEY WORDS

Shrimp, *litopenaus vannamei*, breeding, Skikda.

ملخص

يشغل الاستزراع الجمبري *Litopenaeus vannamei* مكانة رئيسية في الإنتاج الحيواني. تشارك الجزائر بفاعلية من خلال إستراتيجية لتنمية الثروة الحيوانية يتطلب نجاح هذا الأخير، شرطاً لا غنى عنه، ألا وهو اختيار مصدر المياه المناسب للأنواع المرشحة، وتطوير إجراءات التحميل، وكذلك بروتوكول التأقلم، وأخيراً، معرفة المتطلبات الغذائية المصممة لمثل هذه الطريقة تربية. بعد هذا المبدأ، أجريت هذه الدراسة في المزرعة التجريبية للمرسى (بسكيكدة) التي يشرف عليها المركز الوطني للبحث و تطوير الصيد و تربية المائيات، وبالشراكة مع كوريا الجنوبية لإتقان تقنية التكاثر في ظل ظروف الأسر وتحسين تربية *Litopenaeus vannamei* ويركز هذا الأداء على رصد البيئة وتكيف الأبياء وتربية وتربية اليرقات حتى الحصول على يرقات جاهزة للانتقال إلى مزرعة ورقلة للتكبير.

الكلمات المفتاحية:

الجمبري، *Litopenaeus vannamei*، استزراع، سكيكدة، الجزائر.