

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر و تهيئة 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 :

**Fonctionnement d'une éclosérie marine cas du CNRDPA
et production de proies vivantes (*Chlorella ellipsoïdae* et
Brachionus plicatilis)**

Présenté par :

- **BOUKHERROUB Amel**
- **MEDJEBAR Sabrina**

Soutenu devant le membre de jury le 15/11/2020

Mme. MEHDID S.	Maître assistant A	ENSSMAL	Présidente
Mme. MESLEM N.	Maître de conférences B	ENSSMAL	Promotrice
Mme. FERHANE D.	Responsable de la ferme marine	CNRDPA	Co-Promotrice
M. LOURGUIOUI H.	Maître de conférences B	ENSSMAL	Examineur
Mme. LOUNAS R.	Doctorante	ENSSMAL	Examinatrice

Année universitaire : 2019/2020

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر و تهيئة 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 DE
MASTER EN SCIENCES DE LA MER

OPTION : Aquaculture

Thème :

**Fonctionnement d'une éclosérie marine cas du CNRDPA
et production de proies vivantes (*Chlorella ellipsoïdae* et
Brachionu splicatilis)**

Présenté par :

- **BOUKHERROUB Amel**
- **MEDJEBAR Sabrina**

Soutenu devant le membre de jury le 15/11/2020

Mme. MEHDID S.	Maître assistant A	ENSSMAL	Présidente
Mme. MESLEM N.	Maître de conférences B	ENSSMAL	Promotrice
Mme. FERHANE D.	Responsable de la ferme marine	CNRDPA	Co-Promotrice
M. LOURGUIOUI H.	Maître de conférences B	ENSSMAL	Examineur
Mme. LOUNAS R.	Doctorante	ENSSMAL	Examinatrice

Année universitaire : 2019/2020

Remerciements

Au terme de ce travail, nous remercions Dieu le tout puissant pour nous avoir donné la santé, le courage et la volonté, pour réaliser ce modeste travail.

Nous remercions particulièrement notre promotrice Madame **MESLEM N.** pour l'aide qu'elle nous a apporté et ses orientations qui nous ont permis de mener à bien ce travail.

Nous remercions notre Co-promotrice Madame **FERHANE D.** pour l'aide qu'elle nous a apporté.

On tient à remercier Madame **MEHDID S.** qui nous a honorée présider le jury de cette soutenance.

Nos chaleureux remerciements à Madame **LOUNAS R.** et Monsieur **LOURGUIOUI H.** pour avoir accepté d'examiner ce travail.

Non sincères remerciements au directeur de CNRDPA, Monsieur **ANANE R.** qui amis à notre disposition tous les moyens nécessaires pour la réalisation de notre expérience dans l'écloserie marine.

On tient à exprimer notre gratitude à madame **AYLAN** ainsi que toute personne ayant contribué de près ou de loin à la réalisation de ce document.

On tient aussi à remercier nos familles qui nous ont donné la force de surmonter tous pendant ces années d'études.

Finalement, merci à vous, lecteurs, pour l'intérêt que vous portez à ce manuscrit.

Dédicaces

Je dédie ce travail à :

Ma chère MAMAN, source d'amour, décédée trop tôt, mais ses bénédiction m'ont toujours aidé durant tout mon cursus.

J'espère qu'elle apprécie cet humble geste comme preuve de reconnaissance de la part de sa petite fille qui a toujours prié pour le salut de son âme.

Puisse Dieu, le tout puissant, l'avoir en sainte miséricorde.

Mon cher PAPA, sans lui je n'aurais pas pu voir ce jour.

Mon grand frère SAMY, mon idole dans cette vie, pour son grand amour, son soutien, ses conseils et son aide durant toutes les étapes de ma vie.

Ma grande sœur RACHIDA, source d'amour et de tendresse, pour tous ses conseils.

Ma sœur LYDIA, source d'amour et de tendresse, pour tous ses conseils, son aide dans mes études.

Ma sœur LYLA, source d'amour, avec qui je partage tous les détails de ma vie.

Mes 4 anges : AMIRA, GHILAS, ILYNE, ILYAN.

Mes chers beaux-frères : RABEH et SAMIR, pour leurs soutiens et leurs conseils.

Ma chère belle-sœur SALIHA, pour son amour, son soutien et ses conseils.

Ma BINOME : SABRINA et toute sa famille.

AMEL

Dédicaces

Je dédie ce travail à :

Ma chère famille ;

Ma chère MAMAN, source d'amour, de tendresse et de soutien durant toute ma vie.

Mon cher PAPA, sans lui je n'aurais pas pu voir ce jour. Merci PAPA d'être toujours à mes coté.

Aucune dédicace ne pourrait exprimer mes reconnaissances et mes sentiments.

Ma grande sœur HAYET, pour son soutien, ses conseils et son aide, qui répond présente dans toutes mes situations et problèmes.

Ma petite sœur THANINA, mon petit frère FAROUK.

Aucune dédicace ne pourrait exprimer ma gratitude, mon respect, et mes profonds sentiments envers eux.

Ma BINOME : AMEL, sa sœur LYDIA ainsi que toute sa famille et ses proches.

Mes chers (es) amis(e) : RAZIKA, YASSER, MOHAMED et RAMY.

SABRINA

Table des matières

Table des matières

Remerciements	i
Dédicaces	ii
Dédicaces	iii
Table des matières	i
Liste des figures :	viii
Liste des tableaux	x
INTRODUCTION.....	2
I. Généralités.....	5
1. Plancton.....	5
1.1 Phytoplankton	5
1.1.1. Composition biochimiques des micro-algues.....	6
1.1.2. Utilisation des micro-algues	6
1.1.3. Conditions de culture des micro-algues.....	8
1.1.4. Dynamique de croissance des micro-algues.....	9
1.1.5. Culture des micro-algues	10
1.1.6. Les chlorelles	14
1.2 Zooplancton	15
1.2.1. Rotifères	16
II. Matériel et méthodes	22
1. Définition de l'écloserie	22
2. Critères de choix d'un site pour une écloserie marine	22
3. Présentation de la station expérimentale de CNRDPA	22
3.1 Conception de l'écloserie marine du CNRDPA	23
3.1.1 Système d'alimentation en eau de mer	23
3.1.2 Différents compartiments de manipulation.....	24
4. Déroulement de la présente étude	28
5. Inoculation de <i>Chlorella ellipsoïdae</i>	30
5.1 Suivi des paramètres de la culture.....	32

Table des matières

5.2	Comptage cellulaire	32
6.	Culture des rotifères	33
7.	L'analyse des données.....	34
8.	Analyses statistiques	34
III.	Résultats et discussion.....	36
1.	Résultats	36
1.1	Suivi de la couleur des cultures de <i>Chlorella ellipsoïdae</i>	36
1.2	Suivi du pH Contrôle de l'intensité lumineuse.....	36
1.3	Suivi de la croissance de <i>Chlorella ellipsoïdae</i> dans les deux milieux de culture	37
1.4	Tests statistiques	39
2.	Discussion	39
Conclusion.....	Conclusion.....	44
	REFERENCES BIBLIOGRAPHYQUES.....	46
	Annexe	51

Liste d'abréviations

°C	Degré celsius
CNRDPA	Centre National de Recherche et de Développement de Pêche et d'Aquaculture
CO ₂	Dioxyde de carbone
ddl	Degré de liberté
EDTA	Ethylènediaminetétraacétique
F	Valeur du test de Fisher
FAO	Food and Agriculture Organisation
FRP	Plastique renforcé en fibre
g	Gramme
h	Heure
l	Litre
L	Large
m	Mètre
MC	Moyenne des carrés
ml	Millilitre
mm	Millimètre
NH ₃	Ammoniac
NH ₄ ⁺	Ammonium
(NH ₄) ₂ (SO ₂)	Sulfate d'ammonium
NPK	Azote, Phosphore et Potassium
p	Probabilité
ppm	Parties Par Million
PE	Poly-Ethylene
pH	Potentiel hydrique
PP	Polypropylène
PVC	polychlorure de vinyle.
S	Small
S ²	Estimateur de l'espérance de la variance
SC	Somme des carrés
TCS	Taux de croissance spécifique
µm	Micromètre

Liste des figures :

Figure I-1: Rôle des micro-algues dans la mariculture (SORGELLOOS <i>et al.</i> 1996).	7
Figure I-2: Courbe de croissance théorique d'une population de micro-algues en fonction du temps (CLEMENT-LAROSIERE, 2012).	10
Figure I-3: <i>Chlorella ellipsoïdae</i>	15
Figure I-4: Bassin cylindro-conique classique de production des rotifères	18
Figure I-5: Cultures mères de rotifères conservées dans des tubes à centrifuger	18
Figure I-6: <i>Brachionus plicatilis</i> (POURRIOTI et FRANCEZ, 1986).	19
Figure I-7: Morphologie et anatomie de <i>Brachionus plicatilis</i> (POURRIOT et FRANCEZ, 1986).	20
Figure II-1: Réservoir de sédimentation et systèmes de filtration (CNRDPA).....	23
Figure II-2: Filtre à Ultra Violet (CNRDPA).....	23
Figure II-3: Bassin de décantation.	24
Figure II-4: Bassins de stabulation des géniteurs(CNRDPA).....	24
Figure II-5: Salle d'incubation (CNRDPA).....	25
Figure II-6: Bassins d'élevage larvaire(CNRDPA).	26
Figure II-7: Salle de Sevrage(CNRDPA).....	26
Figure II-8: Salle de nurserie (CNRDPA).....	27
Figure II-9: Les cultures en batch des micro-algues (CNRDPA). A : Erlenmeyer de 1000 ml ; B : Bouteilles et bidons de 2000 ml et 5000 ml respectivement.....	28
Figure II-10: Bassins de culture des rotifères (CNRDPA). A: Bassins en PP; B: Bassins en béton.	28
Figure II-11: Localisation géographique du CNRDPA (Google Earth 19/10/2020).	29
Figure II-12 : Préparation des cultures ; A : Remplissage des ballons avec 600 ml de l'eau désinfecté ; B : L'ajout des milieux de cultures ; C : L'ajout de 300 ml de la souche liquide de <i>Chlorella ellipsoïdae</i> ; D : Placement des diffuseurs et du couteau.	30
Figure II-13: Schéma récapitulatif des étapes de l'énoculation de <i>Chlorella ellipsoïdae</i>	31
Figure II-14: Matériels utilisés pour le suivi des paramètres de la culture (CNRDPA). A : Luximètre ; B : Bandelettes indicatrices de pH.....	32
Figure II-15: Matériels du comptage (ENSSMAL). A: Cellule Malassez; B: Compteur.	32
Figure II-16: Etapes réalisées pour le comptage. A: Prélèvement de un ml de la souche mer liquide ; B : Dilution de la souche prélever et prélèvement d'une goutte de cette dernière ; C : Déposition de cette goutte sur la cellule Malassez.....	33

Liste des figures

FigureII-17: Les étapes de l'inoculation des rotifères. A: filtrage de la culture ; B: Lavage des bassins; C: repiquage de la culture.....	34
Figure III-1: Résultats du suivi de la lumière.....	36
Figure III-2:Résultats des paramètres mesurés. A : Le pH obtenu ; B : L'intensité lumineuse obtenue.	36
Figure III-3: Suivis de l'évolution de la concentration moyenne des cellulesde <i>Chlorellaelliploïdae</i> dans le milieu I et le milieu II.	38
Figure III-4: Taux de croissance spécifique de <i>Chlorella ellipsoïdae</i>	38
Figure0-1: Cellule Malassez(MARIN, 2019).....	51
Figure2: Technique de comptage(MARIN, 2019)	51
Figure3: La loi de normalité pour le premier échantillon du milieu I.....	52
Figure4: La loi de normalité pour le deuxième échantillon du milieu I.....	52
Figure5: La loi de normalité pour le troisième échantillon du milieu I	53
Figure 6: La loi de normalité pour le premier échantillon du milieu II	53
Figure 7: La loi de normalité pour le deuxième échantillon du milieu II	54
Figure8: La loi de normalité pour le troisième échantillon du milieu II.....	54
Figure9: Résultats du test Scheffé pour le milieu I	55
Figure 10: Résultats du test Scheffé pour le milieu II.....	55

Liste des tableaux

Tableau II.1: composition des deux milieux de culture: milieu I milieu II.....	29
Tableau III.1: Résultats de test t de Student réalisé sur les cultures des deux milieux.....	39
Tableau III.2: Analyse de la Variance entre les jours dans les deux milieux : milieu I et milieu II respectivement.....	39
Tableau III.3: Résultats des concentrations maximales et des taux de croissance spécifique des différentes espèces de <i>Chlorella</i> de la présente étude et ceux de la bibliographie.	40

INTRODUCTION GENERALE

INTRODUCTION

La population humaine mondiale ne cesse d'augmenter depuis les années 60 et pourrait dépasser les neuf milliards de personnes au milieu du 21^e siècle. La pêche et l'aquaculture peuvent contribuer à nourrir les populations tout en préservant l'environnement et la biodiversité avec une bonne gestion écosystémique (FAO, 2018).

La disponibilité en produits aquatiques, notamment en produits de la mer, représente aussi un enjeu pour la santé des populations. Ils constituent le principal apport en différents nutriments (HASAN, 2020) et contribuent à la réduction des risques de la malnutrition des populations vulnérables (FAO, 2019 ; HASAN, 2020).

Les projections de la FAO montrent qu'en 2030, la production de l'aquaculture devrait atteindre 109 millions de tonnes (CAHU, 2019). En revanche, la production aquacole mondiale en 2018, était de 114.5 millions de tonnes dont 82,1 millions de tonnes d'animaux aquatiques, qui ont vu une augmentation de 3.2% (2,5 millions de tonnes) dans la même année (HASAN, 2020).

Au cours des dernières décennies, la recherche et la technique se sont déployées sur la question de l'aquaculture afin d'étudier la physiologie de la reproduction, le développement des larves et les besoins nutritionnels spécifiques à chaque espèce. Parallèlement, l'industrie a développé des techniques d'aération et d'oxygénations des bassins, des distributeurs d'aliments sophistiqués, des contrôles automatisés des paramètres de la qualité de l'eau dans les éclosiers, les bassins de grossissement et des cages en mer (CAHU, 2019).

Les alevins (jeunes poissons) ou naissains (jeunes mollusques) de nombreuses espèces sont actuellement produits dans des éclosiers de grande capacité, pouvant alimenter de nombreuses fermes d'élevage (CAHU, 2019).

La production larvaire est l'une des principales étapes de l'aquaculture marine (THEODOROU et al. 2016). L'approvisionnement en quantité suffisante d'une nourriture convenable et en qualité est le facteur limitant essentiel de cette étape. L'aliment vivant (le plancton) est une source incontournable de nourriture grâce à ses taux élevés en nutriments (DHERT et al. 2001 ; MEGAHED et ALY, 2009; GHOSH et al. 2016; MARTÍNEZ SILVA, 2018;

La production larvaire est l'une des principales étapes de l'aquaculture marine (THEODOROU *et al.* 2016). L'approvisionnement en quantités suffisantes d'une nourriture convenable et en qualité est le facteur limitant essentiel de cette étape. L'aliment vivant (le plancton) est une source incontournable de nourriture grâce à ses taux élevés en nutriments (DHERT *et al.* 2001; MEGAHED et ALY, 2009; ; OOSTLANDER *et al.* 2020) et sa capacité de rester suspendu dans la colonne d'eau afin de stimuler la réponse alimentaire des larves (DHERT *et al.* 2001; MEGAHED et ALY, 2009; GHOSH *et al.* 2016; MARTÍNEZ SILVA, 2018).

Introduction

L'enjeu actuel des écloseries réside dans la stratégie de maintenance et la cherté des techniques de culture des micro-algues à long terme (CHELLAPPAN *et al.* 2020). C'est pourquoi une réduction des coûts de production des micro-algues pourrait améliorer la rentabilité et donc la viabilité des écloseries (OOSTLANDER *et al.* 2020).

Dans tout le bassin méditerranéen, les techniques d'élevage du bar européen *Dicentractus labrax* et la dorade royale *Sparus aurata* sont standardisées et reproductibles à grande échelle. En Algérie, ce secteur, favorisé par des conditions climatiques adéquates et par une bonne qualité des eaux côtières, représente désormais une réalité incontournable. Les investissements privés sont importants et destinés à augmenter grâce à la forte volonté politique de développer le secteur aquacole marin. Les statistiques disponibles montrent un nombre de 16 fermes piscicoles tout au long du littoral (communication personnelle). À l'heure actuelle, seules quelques fermes demeurent fonctionnelles (GENNARI et CRESPI, 2018).

Toutefois, des connaissances spécifiques dans de nombreux domaines (technique, économiques, etc.) sont nécessaires pour le développement réel de l'aquaculture marine d'où la nécessité de renforcer rapidement la formation professionnelle et de revoir la dépense de l'importation et les coûts des principaux intrants (alevins et aliments) (GENNARI et CRESPI, 2018)

Notre étude consiste à présenter l'écloserie marine du CNRDPA (Centre National de recherche et de développement de la pêche et de l'aquaculture) et à réaliser un essai de production de proies vivantes des micro-algues (*Chlorella ellipsoïdae*) et des rotifères (*Brachionus plicatilis*) au sein de l'écloserie marine du CNRDPA. Ce travail s'articule autour de trois chapitres :

- Le premier chapitre porte sur la présentation de quelques généralités sur les proies vivantes en se basant sur la micro-algue (*Chlorella ellipsoïdae*) et le rotifère (*Brachionus plicatilis*).
- Le second chapitre décrit la structure d'accueil (écloserie marine du CNRDPA), le matériel utilisé et les méthodes adoptées.
- Le troisième chapitre présente les résultats obtenus, leur interprétation et discussion.
- Une conclusion générale clôturera notre travail après une brève présentation des limites et les contraintes rencontrées, tout en proposant quelques perspectives.

GENERALITES

I. Généralités

1. Plancton

Le mot «plancton», anciennement appelé «plankton», vient du grec ancien planktós ou «errant». Il désignait les animaux errants à la surface des flots. Il présente l'ensemble des organismes végétaux et animaux vivant dans la colonne d'eau qui les transporte : ils sont donc dépendants des mouvements de la colonne d'eau à part quelques mouvements verticaux qui leur sont propres (MOLLO et LOIR, 2004). Ainsi, toute créature qui vit et flotte sans avoir une vigueur de nage volontairement et énergiquement dirigée, fait partie de ce plancton (THOMAS-BOURGNEUF et MOLLO, 2009).

Les organismes planctoniques ont des tailles variantes de 0,2 micromètre (μm) à plusieurs centimètres, voire plusieurs décimètres pour les plus grands. La classification la plus abordée du plancton est celle basée sur la nature du règne : végétal ou animal pour distinguer le **phytoplancton** et le **zooplancton** (MOLLO et LOIR, 2004).

En aquaculture, le facteur limitant d'un élevage à grande échelle est l'approvisionnement quotidien en aliment, en quantité et qualité voulue (GIRIN et PERSON-LE RUYET, 1977).

Alors que la pêche du plancton ne suffit pas dès qu'on dépasse l'échelle de l'aquarium, les écloséries restent le moyen idéal pour l'approvisionnement des proies vivantes (zooplancton et phytoplancton) en temps voulu afin de bien maîtriser le stade juvénile (GIRIN et PERSON-LE RUYET, 1977).

1.1 Phytoplancton

Le nom «phytoplancton» se compose de deux mots grecs signifiant «plante» (phyto) et «vagabond» (plancton). Limité à la couche photique en eau libre, le phytoplancton ou micro-algue, présente une grande variété de formes cellulaires (THOMAS-BOURGNEUF et MOLLO 2009 ; PERSON 2011).

Les micro-algues sont des algues planctoniques, photoautotrophes obligatoires, eucaryotes, unicellulaires, appartenant à plusieurs groupes taxonomiques (MORETTI *et al.* 1999 ; MOLLO et LOIR, 2004; DELEGRANGE, 2015). Elles ont colonisé tout type de milieu hydrique, ce qui en fait des organismes adaptés à un grand nombre de conditions environnementales (CLEMEMENT-LAROSIERE, 2012).

Il existerait sur le globe au moins 200000 espèces différentes (PERSSON, 2011). Les micro-algues du milieu marin se localisent dans les zones euphotiques avec une profondeur variant entre 10 et 40 mètres et chaque espèce se caractérise par une profondeur de compensation (MOLLO et LOIR, 2004). Elles constituent la base de la chaîne alimentaire (MULLER-

FEUGA, 2013 ; GHOSH *et al.* 2016; MAZLAN et HASHIM, 2016) et le point de départ de toutes activités biologiques (THOMAS-BOURGNEUF et MOLLO, 2009).

Les micro-algues se caractérisent par la photosynthèse qui consiste à transformer l'énergie lumineuse en énergie chimique grâce à la chlorophylle (CLEMEMENT-LAROSIERE, 2012). Il en résulte la synthèse de la matière organique et la production d'oxygène (MOLLO et LOIR, 2004; PERSON, 2011; CLEMENT-LAROSIERE, 2012).

Le phytoplancton marin comporte six groupes essentiels : les cyanophycées, les chlorophycées (*Chlorella*), chrysophycées, cryptophycées, dinoflagellés et les diatomées (Noël, 2012).

1.1.1. Composition biochimiques des micro-algues

Les cellules des micro-algues comportent plusieurs types de molécules : les protéines avec un taux de 12 à 65% de matière sèche, les lipides tels que (stérol, triglycérides, de phospholipides et de glycolipides), les vitamines (B1, B6, B12, C, E et K) et un large panel de pigments (chlorophylle, caroténoïdes, phycobiliprotéines). Quelques espèces peuvent produire des oligosaccharides, des polysaccharides, des molécules à activité antivirale et antibiotique (BARNABE, 1978; PERSON, 2011; GHOSH *et al.* 2016).

1.1.2. Utilisation des micro-algues

Les micro-algues sont utilisées dans divers domaines tels que le traitement biologique des eaux usées (PARK *et al.* 2008 ; CHIA *et al.* 2013), la production des pigments et des molécules d'intérêt cosmétique, l'agroalimentaire ou encore la pharmacologie et aussi pour l'alimentation humaine et animale (CLEMEMENT-LAROSIERE, 2012). En 1980, l'utilisation des micro-algues a été envisagée à des fins énergétiques et comme source de biocarburants notamment pour l'aviation (PERSON, 2011).

En aquaculture, les micro-algues présentent un intérêt stratégique : elles peuvent être utilisées comme source de nourriture pour les stades de croissance des mollusques bivalves, les stades larvaires de certaines espèces de crustacés et de poissons (BARNABE, 1978). Elles sont en outre utilisées pour produire des quantités massives de zooplancton (rotifères, copépodes, etc.) qui servent à leur tour de nourriture pour les stades larvaires et juvéniles précoces des crustacés et des poissons (fig.I.1) (MULLER-FEUGA, 2013 ; GHOSH *et al.* 2016 ; KHAN *et al.* 2018b). Elles peuvent être utilisées directement dans les bassins larvaires où elles jouent un rôle dans le maintien de la qualité de l'eau, la nutrition des larves et le contrôle microbien (LAVENS et SORGELOOS, 1996) afin de diminuer les taux de mortalités observés en larviculture (MORETTI *et al.* 1999 ; SAVAS et GUCLU, 2006 ; THOMAS-BOURGNEUF et MOLLO, 2009; GHOSH *et al.* 2016).

En 1999, l'utilisation des micro-algues en aquaculture représentait 62% pour les mollusques, 21% pour les crevettes et 16% pour les poissons (PERSSON, 2011).

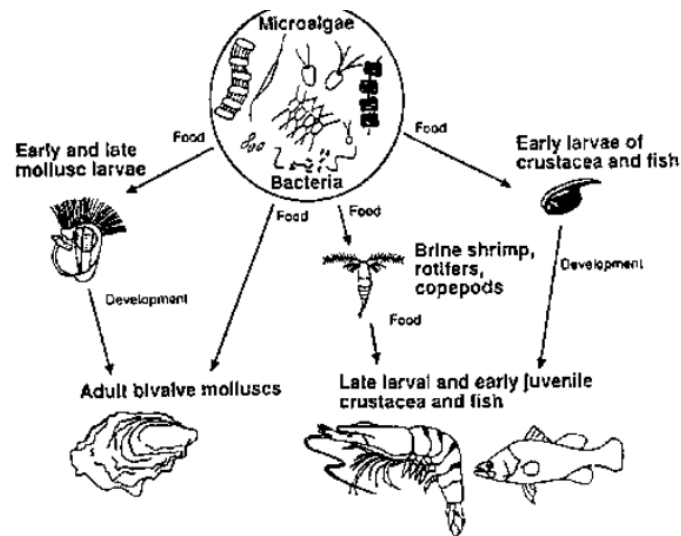


Figure I-1: Rôle des micro-algues dans la mariculture (LAVENS et SORGELLOOS, 1996).

Plus de 40 espèces de micro-algues, isolées dans différentes parties du monde sont cultivées sous forme de souches pures dans des systèmes intensifs. Ces espèces sont réparties en huit classes dont 32 genres (principalement cultivées). Cette liste comprend des espèces de diatomées, de flagellées et d'algues filamenteuses bleu-vert, dont la taille varie de quelques micromètres à plus de 100 millimètres (mm) (LAVENS et SORGELLOOS, 1996). Les espèces les plus utilisées en mariculture sont les diatomées telles que *Skeletoma costatu* ; *Thalassiosira pseudonon* ; *Chaetoceros gracilis* ; *C. calcitran* et les flagellés : *Isochrysis galbana* ; *Monochrasis iutheri* ainsi que les chlorophycées telles que *Tetraselmis suecica* ; *Dunaliella* et *Chlorella spp* (MORETTI *et al.* 1999 ; SAVAS et GUCLU, 2006; THOMAS-BOURGNEUF et MOLLO, 2009; GHOSH *et al.* 2016 ; CHELLAPPAN *et al.* 2020).

Les écloséries méditerranéennes ont testées plusieurs espèces de micro-algues, mais seulement quelques-unes sont maintenues et produites en masse. Le choix est basé sur les critères suivants (MORETTI *et al.* 1999) :

- Valeur nutritive pour les rotifères et les larves de poisson ;
- Absence de toxicité ;
- Taille appropriée ;
- Bonne digestibilité ;
- Bonne capacité d'adaptation aux conditions d'élevage de masse ;
- Taux de croissance élevé dans des environnements artificiels ;
- Production en série.

1.1.3. Conditions de culture des micro-algues

Les paramètres les plus importants qui régulent la croissance des micro-algues sont la quantité et la qualité des nutriments, la lumière, le *pH*, la salinité, la température et l'agitation (LAVENS et SORGELLOOS, 1996 ; PERSSON, 2011).

- **Nutriments**

La quantité et la qualité des nutriments varient en fonction du mode trophique, la souche utilisée et la source d'eau choisie. Les micro-algues cultivées en mode autotrophe nécessitent des formes minérales (nitrates, nitrites) et des formes phosphatées (phosphates). Par contre, celles cultivées en mode hétérotrophe utilisent une source de carbone organique (sucre, acides organiques, glycérol, etc.). Les micro-algues nécessitent aussi des vitamines, des métaux sous forme de trace (fer et potassium) et de la silice pour la culture des diatomées (PERSSON, 2011).

- **Lumière**

Comme toutes les macrophytes, les micro-algues utilisent la lumière pour la photosynthèse comme source d'énergie (LAVENS et SORGELLOOS, 1996 ; MORETTI *et al.* 1999). Il y a trois paramètres à prendre en compte : l'intensité lumineuse, la qualité spectrale et la photopériode (LAVENS et SORGELLOOS, 1996). L'intensité lumineuse joue un rôle très important mais les exigences des micro-algues varient avec la profondeur, la densité de la culture et la source de la lumière (naturelle ou artificielle) (LAVENS et SORGELLOOS, 1996).

- ***pH***

La gamme de *pH* pour la plus part des espèces cultivées est de 7-9 avec une gamme optimale de 8.2-8.7 (LAVENS et SORGELLOOS, 1996).

- **Température**

La température optimale pour la culture des micro-algues est comprise généralement entre 20°C et 24°C. Les températures inférieures à 16°C ralentissent la croissance, tandis que celles supérieures à 35°C sont mortelles pour un certain nombre d'espèces (LAVENS et SORGELLOOS, 1996). Les basses températures ne sont utilisées que pour les souches pures où la croissance doit être lente (MORETTI *et al.* 1999). Par ailleurs, l'exigence en température varie avec la composition du milieu de culture, l'espèce et la souche cultivée (LAVENS et SORGELLOOS, 1996 ; MORETTI *et al.* 1999).

- **Salinité**

La plus part des espèces se cultivent dans des milieux qui ont une salinité légèrement inférieure à celles de leur habitat d'origine. La salinité optimale pour les micro-algues est comprise entre 20 et 24 g/l (LAVENS et SORGELOOS, 1996).

- **Aération**

L'agitation des milieux de culture est nécessaire pour empêcher la sédimentation des micro-algues, éviter la stratification thermique et permettre une exposition équitable de la lumière. En outre, l'aération assure un apport en CO₂ qui tamponne l'eau contre les changements du pH (LAVENS et SORGELOOS, 1996; MORETTI *et al.* 1999).

1.1.4. Dynamique de croissance des micro-algues

Selon CLEMENT-LAROSIERE (2012), l'évolution théorique de la concentration cellulaire dans une culture peut se diviser en cinq phases principales (fig.I.2) :

- a. **Phase de latence** : c'est la phase d'acclimatation des cellules aux nouveaux milieux et conditions.
- b. **Phase d'accélération** : après la période d'acclimatation, les cellules commencent à doubler leur matériel génétique afin d'assurer la reproduction végétative, ce qui permet la croissance de la population.
- c. **Phase exponentielle** : La vitesse de croissance de la culture reste constante et maximale pendant cette phase en raison des conditions optimales du milieu ainsi que l'évolution de la population reste constante.
- d. **Phase stationnaire** : La vitesse de croissance diminue par le manque de l'un des conditions de culture. Mais les cellules survivent car elles possèdent encore des réserves. La concentration cellulaire reste constante car la quantité de cellules qui se reproduit est égale à celle qui meurt.
- e. **Phase de décroissance** : Les cellules meurent car elles n'ont plus l'énergie nécessaire pour les processus de maintenance cellulaire. La quantité de cellules qui meurt est largement supérieure à celle qui peut se reproduire.

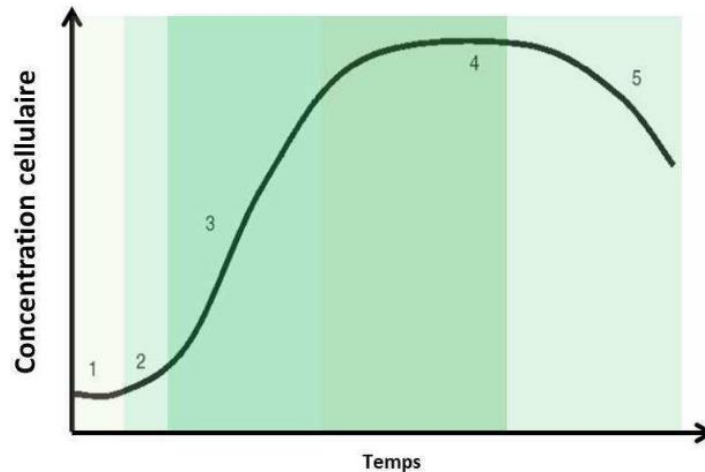


Figure I-2: Courbe de croissance théorique d'une population de micro-algues en fonction du temps (CLEMENT-LAROSIERE, 2012).

1.1.5. Culture des micro-algues

Plusieurs espèces de micro-algues sont cultivées à l'échelle industrielle, les plus dominantes : *Arthrospira (Spirulina)*, *Chlorella* et *Dunaliella* (CLEMENT-LAROSIERE, 2012).

Avec 50% de la production mondiale, l'Asie est le premier producteur de micro-algues. En 1960, le Japon a pu faire ses premières installations de micro-algues pour la culture de *Chlorella vulgaris*. En France, la production des micro-algues a commencé dans les années 70 afin de les utiliser en aquaculture et dans les écloséries de mollusques (PERSSON, 2011 ; CLEMENT-LAROSIERE, 2012).

- **Isolement et maintien des cultures stériles**

L'aquaculture nécessite des cultures de micro-algue stériles obtenues auprès des collections culturelles spécialisées. Alternativement, l'utilisation des souches endémiques peut être envisagée par les écloséries car elles sont adaptées aux conditions environnementales locales (LAVENS et SORGELOOS, 1996).

L'isolement des micro-algues n'est pas facile en raison de la petite taille des cellules et la présence des espèces épiphytes. Pour cela, plusieurs techniques sont disponibles pour assurer l'isolement des souches pures telles que la culture des dilutions en série, l'étalement successif sur des milieux gélosés et la séparation à l'aide de pipettes capillaires (LAVENS et SORGELOOS, 1996). La stérilité de la culture est assurée par l'élimination des bactéries à l'aide d'un lavage ou placage en présence d'antibiotiques (LAVENS et SORGELOOS, 1996).

Les cultures mono-spécifiques des micro-algues doivent être protégées contre le problème de contamination qui a plusieurs sources : le milieu de culture, l'air ou les manipulations. Afin de réduire ces risques, deux séries de culture sont conservées, la première pour alimenter le système

de production et l'autre est soumis à la manutention (LAVENS et SORGELLOOS, 1996 ; MORETTI *et al.* 1999). Les cultures mères sont conservées dans des tubes à essai pendant environ un mois, puis ré-inoculer pour créer une nouvelle ligne de culture (MORETTI *et al.* 1999).

- **Techniques de culture**

Les micro-algues peuvent être produites en utilisant plusieurs méthodes, en allant des méthodes de laboratoire aux méthodes à grande échelle dans des grands réservoirs (LAVENS et SORGELLOOS, 1996). La terminologie utilisée pour décrire les types de culture des micro-algues est très diversifiée :

- a) **La culture à l'intérieur et à l'extérieur**

La culture à l'intérieur permet un contrôle total de tous les paramètres, ce qui réduit le niveau de contamination. Alors que les systèmes de culture à l'extérieur en plein air, sont difficiles à contrôler et présentent des difficultés pour le maintien d'une culture mono-spécifique des micro-algues pendant de longues durées (LAVENS et SORGELLOOS, 1996).

- b) **La culture ouverte et fermée**

Les cultures ouvertes ne sont pas couvertes ce qui facilite leur contamination tels que les étangs et les réservoirs. Les cultures fermées se font dans un matériel couvert comme les tubes, les flacons et les sacs (LAVENS et SORGELLOOS, 1996).

- c) **La culture axénique et contaminée**

Les cultures axéniques, cultures exemptes de tout organisme étranger, nécessitent une stérilisation stricte. Ce sont souvent des cultures à petite échelle (LAVENS et SORGELLOOS, 1996).

- d) **Les cultures en batch, continue et semi-continue**

- **Culture en batch**

La culture en batch est la technique la plus simple pour produire des micro-algues (HERBLAND, 2007). elle consiste en une seule inoculation dans un récipient d'eau de mer fertilisée (LAVENS et SORGELLOOS, 1996), avec l'apport de toutes les conditions nécessaires (lumière, éléments nutritifs, etc.) (HERBLAND, 2007 ; CLEMENT-LAROSIERE, 2012). La culture n'aura aucun échange avec le milieu extérieur d'où son appellation culture fermé (LAVENS et SORGELLOOS, 1996; CLEMENT-LAROSIERE, 2012).

Les cultures sont ensuite transférées vers des volumes plus grands avant d'atteindre la phase stationnaire puis elles sont récoltées après avoir atteint la densité maximale (LAVENS et SORGELLOOS, 1996). La diminution de l'un des nutriments stoppe l'augmentation de

concentration cellulaire dans le réacteur pour soutenir la reproduction des cellules. (CLEMENT-LAROSIERE, 2012).

Plusieurs volumes peuvent être utilisés : tubes à essai, flacons de 2 l, bonbonnes de 5 l, 20 l et 160 l, des réservoirs à l'intérieur de 500 l et des réservoirs à l'extérieur de 5000 l à 25000 l (LAVENS et SORGELLOOS, 1996).

Cette technique présente des avantages et des inconvénients.

Avantages

- Système de culture simple et flexible,
- Méthode de culture la plus fiable (MORETTI *et al.* 1999).

Inconvénients

- La nécessité d'un suivi rigoureux,
- La qualité de la culture dépendant de la période de croissance,
- La nécessité de prévenir la contamination lors de l'inoculation et la période de croissance précoce,
- La nécessité d'un grand travail pour la récolte, le nettoyage et la stérilisation (LAVENS et SORGELLOOS, 1996).

• Culture en continue

C'est une culture qui se développe dans un milieu ouvert où l'approvisionnement en eau de mer fertilisée est assuré par un pompage continu dans le milieu de culture. L'excès de ce dernier est évacué simultanément ce qui permet le maintien du taux de croissance maximum de cette culture (LAVENS et SORGELLOOS, 1996; HERBLAND, 2007). Ainsi, théoriquement, la culture reste continuellement en phase de croissance exponentielle (CLEMENT-LAROSIERE, 2012).

Il existe deux catégories de culture continue :

- Culture turbidostat : La concentration d'algue est maintenue à un niveau prédéfini en diluant la culture avec un milieu frais d'une façon automatique (LAVENS et SORGELLOOS, 1996).
- La culture de chemostat : Dans cette culture, un flux de milieu frais est introduit à un taux constant et prédéterminé. Ce dernier ajoute des nutriments vitaux rendant le taux de croissance constant (LAVENS et SORGELLOOS, 1996).

En 1991, Laing a décrit la construction et l'exploitation d'un système continu de 40 l adapté pour la culture des flagellés tels que *Tetraselmis suecica* et *Isochrysis galbana* (LAVENS et SORGELLOOS, 1996).

Avantages

- Production d'algue de qualité,

- Besoin de main-d'œuvre réduit (LAVENS et SORGELLOOS, 1996).

Inconvénients

- Coûts du système relativement élevés,
- Complexité de ce système relativement élevée (LAVENS et SORGELLOOS, 1996).

- **Culture semi-continue**

La technique semi-continue permet l'utilisation des grandes cultures par un remplissage avec le milieu de culture après chaque récolte, afin de maintenir le volume et le niveau d'enrichissement initial (LAVENS et SORGELLOOS, 1996 ; MORETTI *et al.* 1999).

Avantages

- Les cultures semi-continues se font à l'intérieur et à l'extérieur,
- La production de micro-algues plus importante par rapport à celle de la méthode discontinue (LAVENS et SORGELLOOS, 1996).

Inconvénients

- Durée de la culture imprévisible,
- Accumulation de métabolites, ce qui peut affecter la qualité de la production algale (MORETTI *et al.* 1999).
- Accumulation des contaminants et des prédateurs rendant la culture impropre à l'utilisation (LAVENS et SORGELLOOS, 1996 ; MORETTI *et al.* 1999).

- e) **Production de micro-algues dans des étangs à l'extérieur**

La culture se fait dans des grands bassins à l'extérieur soit avec un fond naturel ou recouvert de ciment, de PE (polyéthylène) ou de PVC avec une profondeur de 0.25-1 m (LAVENS et SORGELLOOS, 1996). Ils peuvent être sous plusieurs formes : circulaires ou allongés, séparés ou connectés les uns aux autres mais la forme la plus utilisée est celle des raceways (PERSON, 2011).

Les milieux nutritifs utilisés dans ce type de culture sont presque similaires à ceux des cultures qui se font à l'intérieur avec l'utilisation des engrais de qualité agricole (LAVENS et SORGELLOOS, 1996) où ils sont procurés par les eaux des ruissellements ou des eaux usées (PERSON, 2011).

Avantages

- La production est peu coûteuse (LAVENS et SORGELLOOS, 1996).
- La construction facile et peu onéreuse (PERSON, 2011).
- La simplicité d'utilisation (PERSON, 2011).

Inconvénients

- Le besoin important en eau vue l'évaporation de ce dernier (PERSON, 2011),
- Le taux de contamination est élevé par les prédateurs tels que les parasites,
- La production diffère d'une culture à une autre à cause des changements météorologiques (LAVENS et SORGELLOOS, 1996).

1.1.6. Les chlorelles

En 1890, Beijerinck a décrit pour la première fois la forme cocoïde d'une algue verte qui est *Chlorella* (KRIENITZ *et al.* 2004; DARIENKO *et al.* 2010 ; LIU et HU, 2013). *Chlorella vulgaris* est l'espèce type isolée d'un bloom d'algues, dans un étang peu profond près de Delft au Pays-Bas. Par la suite, un grand nombre d'espèces de *Chlorella* ont été isolées et caractérisées (KRIENITZ *et al.* 2004; LIU et HU, 2013). Les souches issues de ces dernières ont été utilisées comme modèle dans des études physiologiques et biochimiques des végétaux telles que la photosynthèse, la réduction des nitrates et l'assimilation du carbone. Aujourd'hui les chlorelles sont cultivées à grande échelle pour diverses utilisations grâce à Warburg qui a pu faire des essais de culture en masse en 1919 (LIU et HU, 2013).

- **Caractères généraux**

Les espèces du genre *Chlorella* sont unicellulaires, non flagellées, généralement sphériques ou ellipsoïdales avec une taille allant de deux à dix μm de diamètre et se caractérisant par leur couleur verte (LIU et HU, 2013).

Les espèces du genre *Chlorella* se trouvent dans plusieurs type d'habitats aquatiques (marin et eau douce) et terrestres, vivant seules ou en symbiose avec les lichens et les protozoaires (LIU et HU 2013). Les cellules du genre *Chlorella* sont riches en protéines (50%), lipides (20%), glucides (20%), vitamines et en minéraux. Certaines espèces peuvent produire même des substances antibactériennes qui seront efficaces pour certaines maladies bactériennes (RAHMAN *et al.* 2005). Elles ont un cycle de vie simple. La reproduction est généralement asexuée avec un potentiel élevée (LIU et HU, 2013). Elles se multiplient par une simple mitose pour produire des autospores (LIU et HU, 2013). Ce processus comprend trois phases :

- Croissance : augmentation de la taille des cellules (LIU et HU, 2013).
- Maturité : augmentation de la quantité de la substance nucléaire pour se préparer à la mitose (LIU et HU, 2013).
- Division : division de la cellule mère en cellules filles (LIU et HU, 2013).

- **Classification**

Domaine :Eukaryota ;
Règne : Plantae ;
Phylum : Chlorophyta ;
Classe : Trebouxiophyceae ;
Ordre : Chlorellales ;
Famille : Chlorellaceae ;
Genre : *Chlorella* ;
Espèce : *Chlorella ellipsoïdae* (Gerneck, 1907).

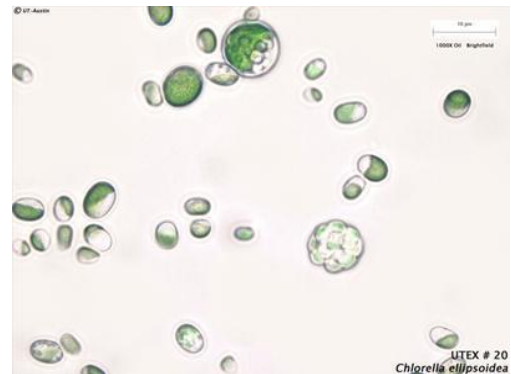


Figure I-3: *Chlorella ellipsoïdae*
<https://utex.org/products/utex-0020>
(Consulté le 25/10/2020)

1.2 Zooplancton

Le zooplancton est représenté par des organismes unicellulaires ou pluricellulaires, animaux qui consomment de la matière organique déjà constituée. De nombreux groupes zoologiques participent au zooplancton, chaque groupe pouvant être représenté par des milliers d'espèces ou par quelques-unes seulement (MOLLO et LOIR, 2004).

Dans le milieu naturel, les larves de plusieurs espèces se nourrissent du plancton vivant dont les copépodes qui représentent la part la plus intéressante du plancton mais leur élevage demeure moins maîtrisé (GIRIN et PERSON-LE RUYET, 1977).

En aquaculture, plusieurs espèces de zooplancton sont couramment utilisées comme nourriture vivante pour les larves de plusieurs espèces aquacoles. Les rotifères (*Brachionus plicatilis*) et les artémies (*Artemia salina*) sont très faciles à produire même à des densités très élevées (GIRIN et PERSON-LE RUYET, 1977; ARIMORO, 2006; GHOSH *et al.* 2016; MARTÍNEZ SILVA, 2018) vu leur résistance aux conditions environnementales extrêmes (différentes valeurs de salinités, températures) (MORETTI *et al.* 1999 ; ARIMORO, 2006).

La valeur nutritionnelle de *Brachionus plicatilis* et d'*Artemia salina* peut être manipulées par l'enrichissement avec des acides gras hautement insaturés (GIRIN et PERSON-LE RUYET, 1977; ARIMORO, 2006; GHOSH *et al.* 2016; MARTÍNEZ SILVA, 2018) ou l'utilisation d'eau verte pour améliorer la résistance des larves (MARTÍNEZ SILVA, 2018).

1.2.1. Rotifères

Les rotifères sont des zooplanctons herbivores (ROTHBARD, 1979), animaux hydrobiontes. L'espèce *Brachionus plicatilis* prolifère dans les eaux douces (POURRIOTI et FRANCEZ, 1986).

- **Dynamique des populations**

Les rotifères peuvent se reproduire à la fois sexuellement (reproduction mictique) pour donner des œufs à coque résistante bloqués en diapause et asexuellement (reproduction amictique) pour donner des œufs amictiques qui restent attachés à l'abdomen de la femelle jusqu'à la libération des jeunes, selon les conditions environnementales (POURRIOT et FRANCEZ, 1986). Selon MORETTI *et al* (1999), les rotifères suivent généralement une courbe de croissance avec différentes phases :

- a. **La phase de latence** : juste après l'inoculation, les rotifères commencent à consommer le phytoplancton dans leur milieu de culture. Le nombre d'individus et la quantité d'œufs amictiques augmentent.
- b. **La phase logarithmique** (ou phase exponentielle) : les rotifères se reproduisent très rapidement et la croissance de la population est exponentielle.
- c. **La phase de transition** (ou croissance décroissante) : ralentissement du taux de croissance et raréfaction de la production d'œufs des rotifères.
- d. **La phase de déclin** : diminution rapide du nombre des rotifères car le taux de mortalité dépasse le taux de croissance.

- **Utilisation des rotifères**

Les rotifères sont des aliments vivants précieux pour la culture des larves de la plupart des espèces de poissons (DEVAUCHELLE et GIRIN, 1973 ; ARIMORO, 2006). Ils possèdent des quantités très élevées en acides gras hautement insaturés eicosapentaénoïque et docosahexaénoïque (20: 5 n – 3 et 22: 6 n – 3 respectivement) essentiels à la survie des larves de poissons marins durant les premiers jours de l'alimentation exogène (ESTHER *et al.* 1989 ; DHERT *et al.* 2001; ARIMORO, 2006).

Leur taille correspond à la bouche de nombreuses espèces de larves de poissons (ROTHBARD, 1979 ; ARIMORO, 2006) avec une large gamme de tailles (120-250 µm) (ROTHBARD, 1979). Leurs très petites tailles et leur motilité relativement lente, ont contribué à leur utilité en tant que bonne proie pour les larves actives (GIRIN et PERSON-LE RUYET, 1977 ; MORETTI *et al.* 1999 ; ARIMORO, 2006 ; BRUNO & JEAN-CLAUDE, 2006 ; MARTÍNEZ SILVA, 2018). Leur vitesse de nage lente et leur capacité de rester suspendu dans la colonne d'eau les rendent

faciles à être capturées par les larves des poissons (MORETTI *et al.* 1999 ; ARIMORO, 2006; BRUNO & JEAN-CLAUDE, 2006; MARTÍNEZ SILVA, 2018).

Les élevages des larves nourris avec un régime alimentaire contenant des rotifères enrichis avec des acides gras polyinsaturés s'est avéré le plus réussi (MARTÍNEZ SILVA, 2018) pour la seule raison que l'incorporation de ces acides dans les rotifères est très facile contrairement à l'*Artemia* qui les catabolise, ce qui fait des rotifères un aliment très demandé en aquaculture (ESTHER *et al.* 1989 ; DHERT *et al.* 2001; ARIMORO, 2006). De plus, les rotifères traités avec des antibiotiques peuvent favoriser des taux de survie élevés (ESTHER *et al.* 1989 ; DHERT *et al.* 2001; ARIMORO, 2006).

Deux souches principales de rotifère sont utilisées : une petite souche (type S) et une grande souche (Type L). Cette dernière est plus importante en poids sec de 50% que le type S. La longueur moyenne du lorica dans les rotifères adultes de type S est de 130 μm , alors qu'elle est de 240 μm dans le type L. Durant ces dernières années, les rotifères de type S sont principalement élevés en écloserie (LAVENS et SORGELOOS, 1996 ; MORETTI *et al.* 1999).

- **Production des rotifères**

Dans les écloséries, *Brachionu splicatilis* est d'abord cultivée en utilisant des micro-algues comme substrat. Sa production de masse finale est réalisée dans de grands réservoirs en béton FRP (plastique renforcé en fibre), PE ou PVC de volume allant de 1 à 10 m³. La conception la plus utilisée est un bassin rond à fond conique (fig.I.4) (MORETTI *et al.* 1999).

L'eau de mer utilisée pour la culture des rotifères est traitée (filtrée avec des dispositifs de filtrage spéciaux et stérilisée) et fournie par la même source qui alimente la section des micro-algues (LAVENS et SORGELOOS, 1996 ; MORETTI *et al.* 1999).

Les rotifères sont alimentés par des micro-algues, la levure boulangère ou des régimes artificiels. Afin de minimiser les risques tels que la contamination par des agents pathogènes, une défaillance techniques ou humaines, des petites cultures sont généralement conservées dans des flacons fermés dans une pièce isolée (fig.I.5) (LAVENS et SORGELOOS, 1996).



Figure I-4: Bassin cylindro-conique classique de production des rotifères (GHOSH *et al.* 2016).



Figure I-5: Cultures mères de rotifères conservées dans des tubes à centrifuger (LAVENS et SORGELOOS, 1996).

- **Paramètres de production**

Les paramètres les plus importants à maintenir dans un élevage des rotifères sont la circulation d'eau et afin d'éviter la sédimentation des larves de rotifères à l'aide d'un système de distribution d'air. La température optimale pour la culture des rotifères varie entre 25-27°C et maintenue par une climatisation et un chauffe-eau de mer (MORETTI *et al.* 1999). La lumière est assurée par un simple système d'éclairage installé durant la période d'alimentation avec des micro-algues (LAVENS et SORGELOOS, 1996 ; MORETTI *et al.* 1999).

- **Techniques de production**

- **Culture de masse**

Deux méthodes d'élevage en masse de rotifères sont appliquées dans le monde. La plus ancienne se base sur les micro-algues et la levure boulangère comme régime alimentaire et la plus récente utilise un régime artificiel (MORETTI *et al.* 1999).

Les mêmes procédures de culture utilisées pour les micro-algues sont utilisées pour les rotifères. Le milieu de culture utilisé pour les rotifères est enrichi par la vitamine B₁₂ qui stimule leur fertilité (MORETTI *et al.* 1999).

- **Inoculation**

Une culture propre est généralement de 0.5 l riche en œufs est inoculée directement dans un flacon de 5 à 10 l avec une densité de 10 à 20 rotifères par ml (MORETTI *et al.* 1999). La densité initiale des rotifères dans les réservoirs alimentés par les micro-algues/levures doit être de 100 animaux (l'optimal est de 150-200 animaux/ml) pour atteindre son apogée en quatre à six jours à 25 °C. Cependant, la densité des cultures à grande échelle est de 500 rotifères / ml (MORETTI *et al.* 1999). Les micro-algues utilisées comme milieu de culture pour les rotifères, doivent être toujours en phase exponentielle (MORETTI *et al.* 1999).

- **Récolte**

La récolte des rotifères se fait pendant leur phase logarithmique avec une densité qui dépasse rarement 450 rotifères / ml en utilisant deux filtres (un filtre intérieur de 250 à 300 mm et un filtre extérieur de 50 mm) (MORETTI *et al.* 1999). Les rotifères doivent être filtrés et rincés avant leur utilisation (MORETTI *et al.* 1999).

- ***Brachionu plicatilis***

- **Systématique**

Phylum : Rotifera ;

Classe : Eurotatoria ;

Ordre : Ploima ;

Famille : Brachionidae ;

Genre : Brachionus ;

Espèce : *Brachionus plicatilis* (Müller, 1786).

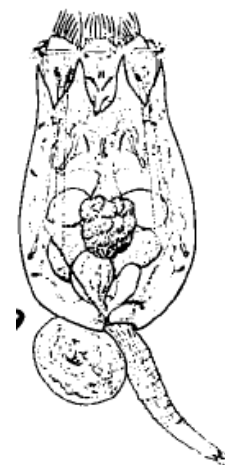


Figure I-6: *Brachionus plicatilis* (POURRIOTI et FRANCEZ, 1986).

- Morphologie

Le corps comprend trois parties : la tête, le tronc et le pied. L'organe caractéristique de la classe est la couronne portée sur la partie inférieure, dont les mouvements ciliaires qui sert soit pour la locomotion ou bien pour canaliser les particules alimentaire (LAVENS et SORGELLOOS, 1996) (fig.I.7).

La taille de *Brachionus plicatilis* varie entre 0.1 et 1 mm (quelques espèces peuvent atteindre une taille de 2 à 3 mm) (GHOSH *et al.* 2016). Les mâles ont des taille réduites (certains mesurent seulement 60 µm) et sont moins développés que les femelles (LAVENS et SORGELLOOS, 1996).

La cuticule du tronc est de nature protéique, mince et souple mais peut, chez quelques espèces, s'épaissir et former une carapace ou lorica parfois indéformable. Le tronc se prolonge par un pied qui peut se régresser et fini par se disparaître complètement (POURRIOTI et FRANCEZ, 1986).

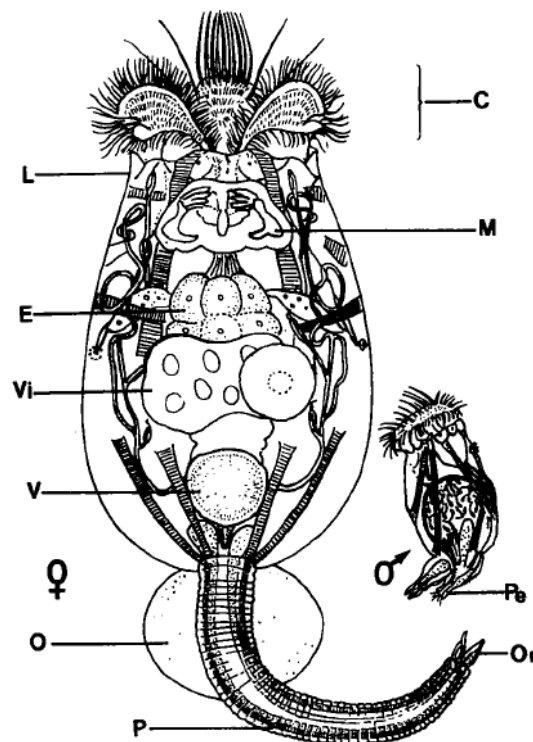


Figure I-7: Morphologie et anatomie de *Brachionusplicatilis* (POURRIOT et FRANCEZ, 1986).
(C : couronne ciliaire, E : estomac, L : lorica, M : mastax, O : œuf, Or : oracles, P : pied, Pe : pénis, V : vessie, Vi : vitelloène).

MATERIEL ET METHODES

II. Matériel et méthodes

1. Définition de l'écloserie

Écloserie, Couvoir : est généralement associé à la reproduction artificielle, le processus d'obtention de jeunes poissons de parents sauvages ou d'élevages (PARAZO *et al.* 1998).

2. Critères de choix d'un site pour une écloserie marine

- Le critère majeur dans le choix d'un site pour la construction d'une écloserie est l'exigence écologique pour assurer le bon développement des géniteurs, des œufs et des larves (PARAZO *et al.* 1998).
- Un site approprié doit être dans une zone où l'accès à un approvisionnement en eau de mer non polluée est suffisant avec une salinité comprise entre 25 et 35 ppm est possible (PARAZO *et al.* 1998).
- Le site doit être vaste, en pente douce afin d'assurer une distribution d'eau par gravité (PARAZO *et al.* 1998).
- La zone doit également être située à un endroit qui assure une protection naturelle contre les conditions météorologiques défavorables, par exemple : des vents forts, les inondations et action des vagues (PARAZO *et al.* 1998).
- La source d'eau de mer doit être éloignée des embouchures des rivières et des zones envasées (PARAZO *et al.* 1998).
- Le site doit avoir un approvisionnement suffisant en eau douce (PARAZO *et al.* 1998).
- Le site doit également avoir accès à une source fiable d'électricité, aux moyens de transport et de communication (PARAZO *et al.* 1998).

3. Présentation de la station expérimentale de CNRDPA

Située au sein du Centre National de Recherche et de Développement de la Pêche et de l'Aquaculture sis à Bou Ismail, wilaya de Tipaza, l'écloserie est créée en collaboration avec les espagnoles en 2014.

La station est spécialisée dans la recherche dans le domaine de la pisciculture marine, parmi ses buts :

- Maîtriser les techniques de reproduction artificielle des poissons marins à intérêt aquacole ;
- Améliorer les techniques d'élevage (établir des relations entre les conditions d'élevage et la résistance aux maladies) ;
- Étudier les comportements alimentaires ;
- Contrôler et gérer les risques sanitaires ;

- Former les investisseurs privés.

3.1 Conception de l'écloserie marine du CNRDPA

3.1.1 Système d'alimentation en eau de mer

L'eau est pompée dans un réservoir de sédimentation pour permettre la décantation des solides en suspension (fig.II.A). L'eau passe ensuite par deux filtres : filtre à sable et à cartouche (fig.1B et C).



Figure II-1: Réservoir de sédimentation et systèmes de filtration (CNRDPA).

A: Réservoir de sédimentation ; B : filtre à sable ; C: Filtre à cartouche.

L'eau pénètre dans de différentes salles est subie d'autres filtration selon l'utilisation (filtration à Ultra Violet, filtration biologique...).

L'eau destinée pour la culture des micro-algues, en plus des deux filtres cités ci-dessus, passe par un chauffage à eau et un filtre Ultra Violet de marque TRIO CINTROPUR 2100 (fig.II.2)



Figure II-2: Filtre à Ultra Violet (CNRDPA).

Pour toutes les utilisations précédemment citées, il y a toujours une quantité d'eau à éliminé du système. C'est pourquoi elle passe par un bassin de décantation (fig.II.3) avant d'être rejeter en mer.



Figure II-3: Bassin de décantation.

3.1.2 Différents compartiments de manipulation

- **Unité de stabulation des géniteurs**

L'unité contient deux bassins en béton rectangulaire pour recevoir les géniteurs issus soit du milieu naturel ou des fermes piscicoles marines (fig.II.4). Le passage des géniteurs par les bassins de stabulation est nécessaire pour leur permettre de s'acclimater aux nouvelles conditions. Les géniteurs sont maintenus en captivité entre 1 et 28 mois, nourris avec de l'aliment vivant ou inerte avant d'être utilisé. Le débit d'eau varie entre 700 et 1500 l/h assurant ainsi une aération constante. La salinité oscille entre 35 et 36 ppm et une température qui varie entre 9 et 26 °C.

La reproduction se fait dans ces bassins d'une façon naturelle ou induite par une injection hormonale. Après fécondation, les œufs sont collectés (FAO, 2008).



Figure II-4: Bassins de stabulation des géniteurs(CNRDPA)

- **Unité d'incubation**

L'unité contient huit bassins cylindro-coniques (fig.II.5), avec un système fermé à plusieurs filtres :

- **Ecumeur** : élimine la matière organique qui est sous forme de mousse.
- **Filtre à sable** : élimine les macromolécules.
- **Filtre à UV** : permet la stérilisation de l'eau.
- **Filtre biologique** : élimine les matières azotées.

Les œufs collectés sont transférés dans une salle d'incubation maintenus dans des bassins à grand volume. La température d'incubation varie selon l'espèce, elle est de 18°C pour la dorade royale et de 15 °C pour le loup. L'éclosion survient 48 h après (FAO, 2008)..



Figure II-5: Bassins d'incubation (CNRDPA).

- **Unité larvaire**

Après éclosion, les larves sont transférées dans des bassins à plus grand volume (fig.II.6) pour une alimentation endogène qui va durer trois à quatre jours. A ce stade, le poids des larves varie entre 5-10 mg. Après épuisement du sac vitellin, les larves sont ensuite nourries par *Brachionus plicatilis*.

Le choix de ce dernier est justifié par sa facilité de culture à grande échelle et par la possibilité de lui incorporer des acides gras, contrairement à l'*Artemia* qui les catabolise. Après 10 à 11 jours, l'alimentation est un mélange de *Brachionus plicatilis* et d'*Artémia salina* (FAO, 2008).



Figure II-6: Bassins d'élevage larvaire(CNRDPA).

- **Unité de sevrage**

Les larves sont transférées dans des bassins à plus grand volume (fig.II.7) dans laquelle se fait le sevrage qui permet le changement successif du régime alimentaire des larves, de l'aliment vivant à l'aliment inerte. Cette étape dure quelques semaines (32-35 jours) après l'éclosion. La température de sevrage est de 18°C avec une salinité de 35-37% (FAO, 2008).



Figure II-7: Bassins de Sevrage (CNRDPA).

- **Unité de nurserie**

Cette unité contient huit bassins cylindro-coniques pour la culture des alevins (loup et dorade) (fig.II.8). Les juvénile de 45 jours sont transférés et maintenues dans la nurserie, une année environ, jusqu' à atteindre une taille commerciale (350-400g. Le systtème de filtration d'eau est le même que celui de la salle d'incubation.Les juvéniles sont soumis aux mêmes conditions que ceux de l'unité de sevrage (**FAO, 2008**).



Figure II-8: Bassins de nurserie (CNRDPA).

- **Unité des micro-algues**

L'unité de micro-algues renferme des étagères avec des récipients de différents volumes (1000 ml, 2000 ml et de 5000ml) pour la réalisation de la culture en batch. La température de la salle est maintenue à 25 °C au moyen d'un climatiseur et la lumière est assurée par des néons. Le repiquage se fait généralement chaque 15 jour pour maintenir les souches en phase exponentielle (fig.II.9). Des cultures à l'extérieur sont réalisées dans des bassins cylindriques en PVC.

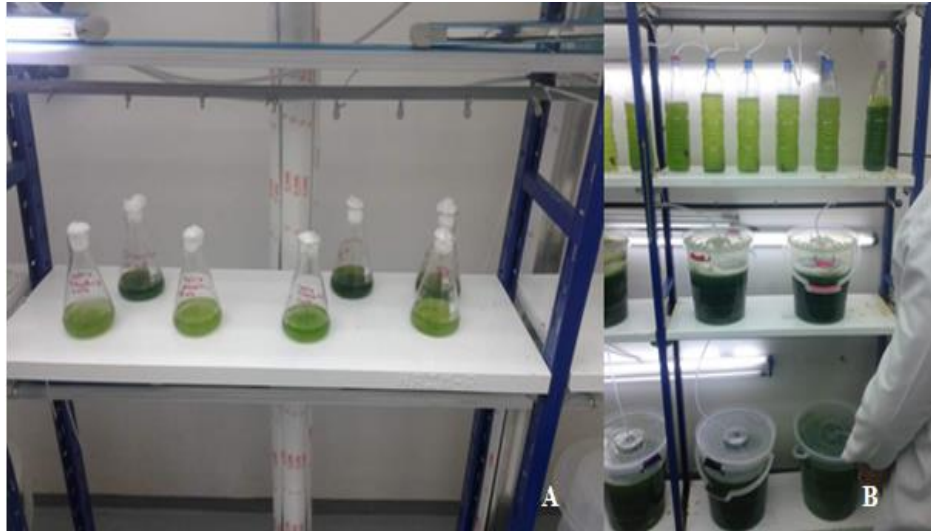


Figure II-9: Les cultures en batch des micro-algues (CNRDPA). A : Erlenmeyer de 1000 ml ; B : Bouteilles et bidons de 2000 ml et 5000 ml respectivement.

- **Unité des rotifères**

La salle des rotifères contient quatre bassins rectangulaires en béton et cinq bassins en polypropylène (PP) de 600 L remplis avec des rotifères (fig.II.9). Ces derniers sont inoculés chaque cinq jour pour les maintenir en phase logarithmique. La température des cultures varie selon la densité des rotifères dans les bassins (22 et 25 °C). La salinité varie entre 30 et 40 ppm et le pH entre 7 et 8.



Figure II-10: Bassins de culture des rotifères (CNRDPA). A : Bassins en PP; B: Bassins en béton.

4. Déroulement de la présente étude

Notre expérience s'est déroulée dans les laboratoires de production des proies vivantes (micro-algues et rotifères) au niveau de l'écloserie marine du CNRDPA à Bou Ismail wilaya de Tipaza en une durée totale de 20 jours.

Cette étude consiste à un essai de production de proies vivantes (*Chlorella ellipsoïdae* et *Brachionus plicatilis*) avec des coûts minimales.



Figure II-11: Localisation géographique du CNRDPA (Google Earth 19/10/2020).

Les cultures expérimentales ont été réalisées sur la micro-algue *Chlorella ellipsoïdea* et une espèce de rotifère (*Brachionus plicatilis*).

Les chlorelles ont été acquises dans le cadre d'une convention algéro-coréenne en 2015 et conservée depuis au laboratoire de l'écloserie marine de CNRDPA. Les inocula sont issus d'une culture en continu sur deux milieux : Milieu I (f/2) et Milieu II (NPK).

La composition des deux milieux de culture est détaillée dans le tableau II.1.

Tableau II.1: composition des deux milieux de culture : milieu I milieu II.

Composition des deux milieux	
Milieu I (f/2)	Milieu II (NPK)
Chlorure de fer (Fe Cl ₃)	Azote (N)
EDTA (C ₁₀ H ₁₆ N ₂ O ₈)	Phosphate (P)
Chlorure de cobalt (CoCl ₂)	Potassium (K)
Sulfate de zinc (ZnSO ₄)	Sulfate d'ammonium ((NH ₄) ₂ SO ₄)
Sulfate de cuivre (CuSO ₄)	
Chlorure de manganèse (MnCl ₂)	
Molybdate de sodium (Na ₂ MoO ₄)	
Nitrite de sodium (NaNO ₂)	
Phosphate monosodique (NaH ₂ PO ₄)	
Vitamines : B1, B12 et la biotine.	

La culture des micro-algues est effectuée sur les deux milieux de culture afin de comparer leur effet sur leur croissance pour minimiser le coût de production.

Le choix s'est porté sur *Chlorella ellipsoïdea* vu sa disponibilité au niveau de l'écloserie et son efficacité pour la production des rotifères.

- Les conditions de la culture

Les micro-algues bénéficiaient de la lumière artificielle d'une façon continue 24h/24h assurée par des néons placés en face des ballons de culture.

Un climatiseur maintient la température de la salle à 25°C.

L'agitation des cultures est assurée par des diffuseurs d'air à une vitesse moyenne.

5. Inoculation de *Chlorella ellipsoïdae*

L'inoculation correspond à la phase d'ensemencement du milieu de culture avec des micro-algues (SALOMEZ, 2009).

Le matériel utilisé dans cette expérience est lavés avec une eau désinfectée et stérilisée au pare avant.

Les trois ballons sont remplis avec 600 ml d'eau de mer stérilisée. Un ml de milieu I (f/2), un ml de vitamines (Chlorhydrate de thiamine (vitamine B1), Vitamine B12 et Biotine) ont été ajoutés et 300 ml de la souche mère de la chlorelle liquide sont versés.

Les trois autres ballons sont remplis avec 600 ml d'eau de mer stérilisée à laquelle trois ml du milieu II (NPK) et trois ml $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$ (Sulfate d'ammonium) sont ajoutés. 300 ml de la souche mère de la chlorelle liquide sont versés.

Un diffuseur d'air est placé dans chaque ballon, fermé avec du coton pour éviter le maximum de contamination et placer le tout sur les étagères du laboratoire. Les étapes sont illustrées par la figure (fig.II.12) et le schéma (fig.II.13).

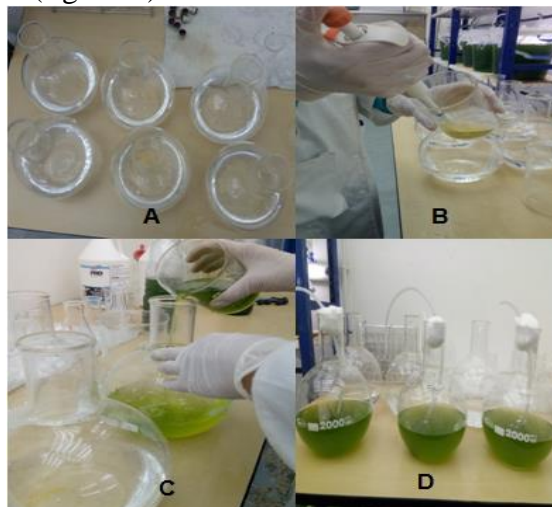


Figure II-12 : Préparation des cultures ; A : Remplissage des ballons avec 600 ml de l'eau désinfecté ; B : L'ajout des milieux de cultures ; C : L'ajout de 300 ml de la souche liquide de *Chlorella ellipsoïdae* ; D : Placement des diffuseurs et du coton.

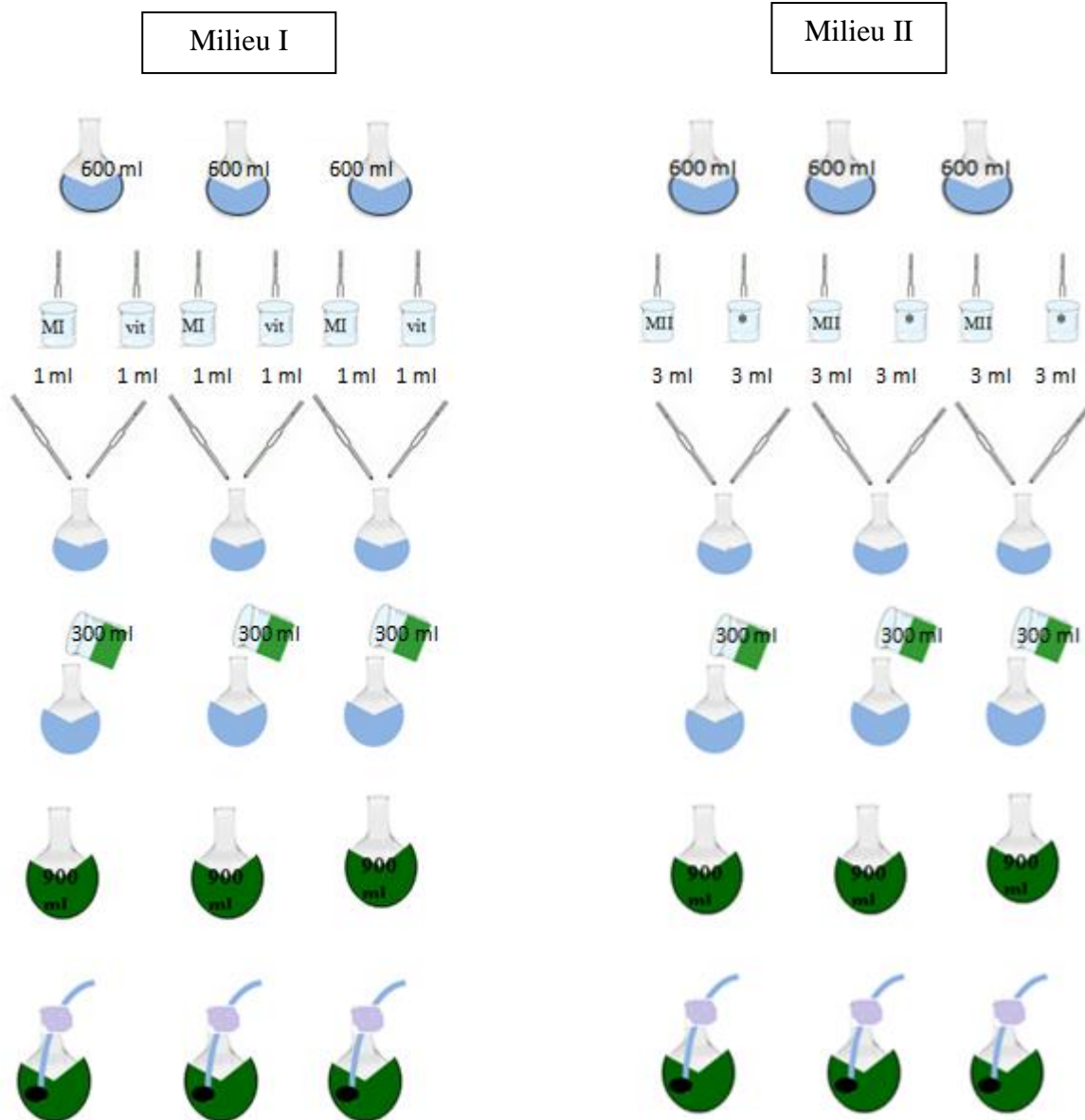


Figure II-13: Schéma récapitulatif des étapes de l'inoculation de *Chlorella ellipsoïdae*

(* : $(NH_4)_2SO_4$; vit : vitamines ; MI : milieu I ; MII ; Milieu II ; ■ : *Chlorella ellipsoïdae* liquide ; ■ : eau de mer stérilisée.

5.1 Suivi des paramètres de la culture

Un suivi journalier de la couleur des cultures est effectué afin d'estimer visuellement leur état.

Par faute de moyens, la mesure du pH et l'intensité lumineuse des différentes cultures est réalisée qu'une seule fois durant toute l'expérience.

Le contrôle de l'intensité lumineuse est effectué avec un luximètre de marque testo 542 (fig.II.14.A).

Le contrôle du pH est effectué le 14^{ème} jour en utilisant des bandelettes indicatrices de pH de marque NcolorpHastTM (pH 5,0 – 10 ; 1,09533.0001) (fig.II.14.B).

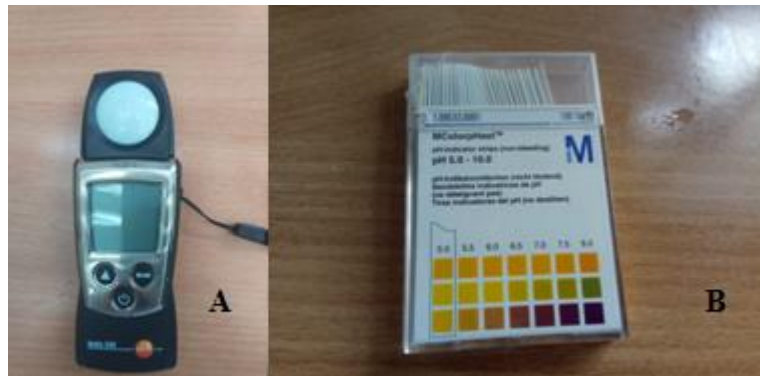


Figure II-14: Matériel utilisés pour le suivi des paramètres de la culture (CNRDPA). A : Luximètre ; B : Bandelettes indicatrices de pH .

5.2 Comptage cellulaire

Le suivi de la culture est réalisé grâce à des observations et des comptages journaliers à l'aide d'un microscope optique de marque OPTIKA en utilisant un hémocytomètre (cellule de Mallassez de marque Assistent de 0,2 mm) (voir annexe 1) et un compteur de marque Assistent Handzähler 30080 0 (fig.II.15.A et B).



Figure II-15: Matériel du comptage (ENSSMAL). A: Cellule Malassez; B: Compteur.

En suivant ces étapes (fig.II.16) :

- Après une bonne agitation du ballon, 1 ml de la solution algale est prélevé avec une pipette puis diluer 10 fois avec de l'eau de mer.
- Avec une pipette pasteur, prélever une goutte de la solution diluée et la disposer sur la cellule Malassez.
- Placer la cellule sous microscope à l'objectif $\times 10$ pour bien repérer la cellule. Attendre une à deux minutes pour la stabilisation des cellules. Le comptage est effectué à l'objectif $\times 10$ en utilisant un compteur.
- On répète cette opération trois fois pour chaque ballon.

Le matériel doit être rincé à l'eau du robinet avant et après chaque utilisation

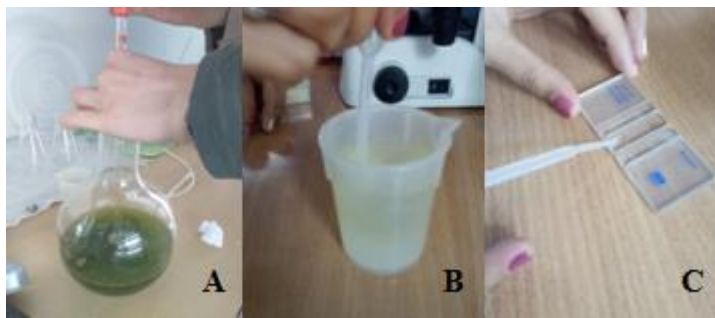


Figure II-16: Etapes réalisées pour le comptage. A: Prélèvement de un ml de la souche mer liquide ; B : Dilution de la souche prélevée et prélèvement d'une goutte de cette dernière ; C : Déposition de cette goutte sur la cellule Malassez.

6. Culture des rotifères

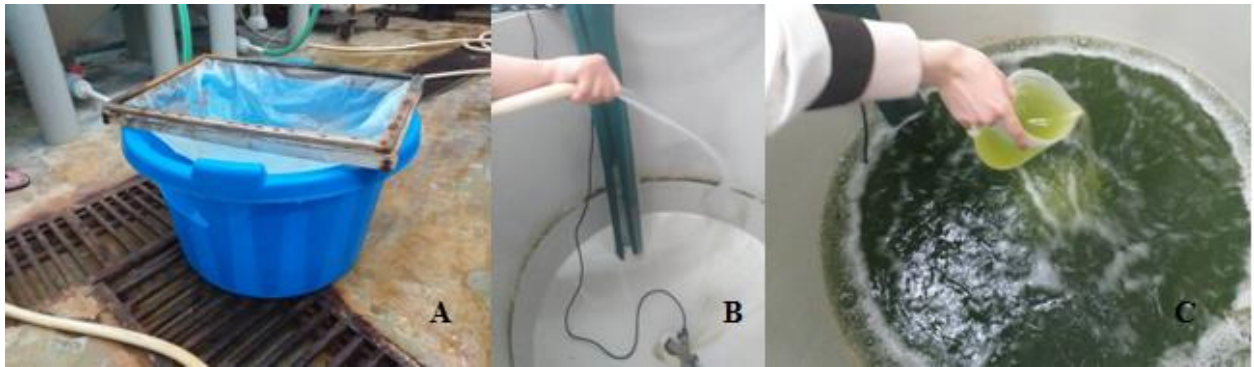
Le choix de *Brachionus plicatilis* est effectué vu sa disponibilité dans l'écloserie et son efficacité pour les larves des poissons.

Pour maintenir les rotifères en vie et en phase logarithmique, l'inoculation est nécessaire chaque cinq jours.

Le matériel est désinfecté avant et après chaque inoculation.

Les bassins sont vidés tout en filtrant les cultures afin de piéger les rotifères. La taille des mailles de filtre à utiliser est selon la taille des rotifères.

Les rotifères sont inoculés dans 200 l de *Chlorella* et 100 l d'eau douce. L'eau douce est ajoutée pour réguler la salinité qui a augmenté à cause de l'évaporation de l'eau des bassins de chlorelle placés à l'extérieur (fig.II.17).



FigureII-17: Les étapes de l'inoculation des rotifères. A: filtrage de la culture ; B: Lavage des bassins; C: repiquage de la culture.

7. L'analyse des données

- La concentration des chlorelles (cellules/ml) est calculée selon la formule suivante :

$$C = N / 10^{-5} * FD \quad (\text{LAZRI, 2018})$$

N : nombre de cellules ;

10^{-5} : volume d'une case de la cellule Malassez en ml ;

FD : facteur de dilution.

- Le taux de croissance spécifique :

$$\mu = (\text{Ln } N_1 - \text{Ln } N_0) / t_1 - t_0 \quad (\text{MINYUKA et al., 2015})$$

μ : taux de croissance spécifique

N_1 : nombre de cellules à t_1 .

N_0 : nombre de cellules à t_0 .

8. Analyses statistiques

Un test de normalité est effectué sur nos données (concentration de *Chlorella*) pour savoir si la réalisation du test t de Student et ANOVA est possible.

Le test t de Student a été appliqué à l'aide du logiciel Microsoft Excel 2007 pour s'avoir si la différence de la croissance des micros-algues entre les deux milieux est significative.

Le test ANOVA a été appliqué par le logiciel STATISTICA pour vérifier la significativité de la croissance de *Chlorella ellipsoïdae* en fonction des jours dans les deux milieux de culture.

RESULTATS ET DISCUSSIONS

III. Résultats et discussion

1. Résultats

1.1 Suivi de la couleur des cultures de *Chlorella ellipsoïdae*

La culture est verte clair les deux premiers jours de l'expérience dans les six ballons puis elle commence à devenir plus sombre avec le temps. Cependant, au-delà du cinquième jour, une coupure de lumière au niveau de l'écloserie est survenue diminuant ainsi l'intensité lumineuse et provoquant une perturbation au niveau de la division cellulaire des chlorelles.

Les trois ballons du milieu1 sont les plus touchés par ce problème car tous les néons n'ont pas fonctionné pour une durée de 24 heures ce qui a influencé leur couleur à devenir plus claire provoquant éventuellement une diminution de la division cellulaire de la chlorelle.

Au 12^{ème} jour de la culture, la couleur redevient plus sombre puis du 14^{ème} jour jusqu'à la fin de l'expérience, les cultures prennent une couleur claire, probablement dû à la mort des cellules.

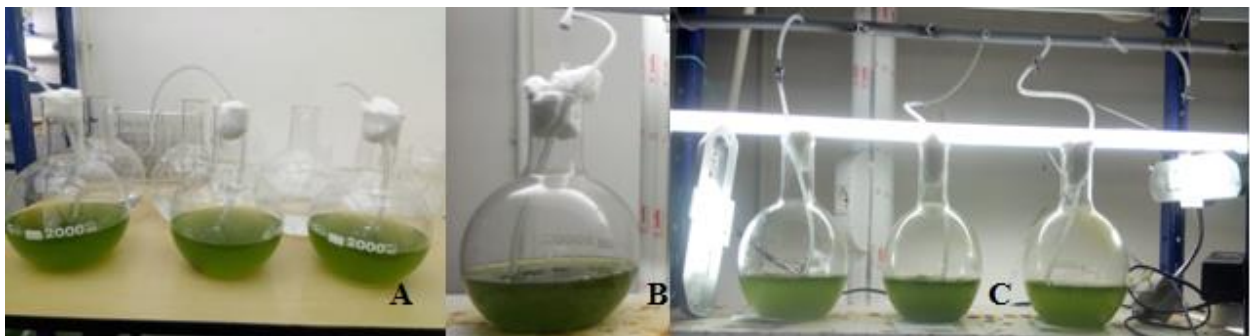


Figure III-1: Résultats du suivi de la lumière

1.2 Suivi du pH Contrôle de l'intensité lumineuse

Le pH obtenu le 14^{ème} jour était de 8 et l'intensité lumineuse de 1891 lux pour toutes les cultures (fig.III.1).



Figure III-2: Résultats des paramètres mesurés. A : Le pH obtenu ; B : L'intensité lumineuse obtenue.

1.3 Suivi de la croissance de *Chlorella ellipsoïdae* dans les deux milieux de culture

Au début de l'expérience, la concentration initiale pour les deux milieux est de $4 \cdot 10^7$ cellules/ml (la culture est un repiquage).

- **Milieu I (fig.III.2)**

Lors des cinq premiers jours, on constate une augmentation de la concentration cellulaire due probablement à la présence de toutes les conditions de culture nécessaires. La culture est en phase exponentielle.

Du sixième jusqu'au neuvième jour, on note une diminution de la concentration cellulaire, cela peut être dû à l'absence de lumière suite au problème de tension survenu dans l'écloserie.

Du neuvième jusqu'au 12^{ème} jour, une évolution constante des concentrations cellulaires dans le temps est remarquée, éventuellement causé par la stabilisation de la division cellulaire.

Du 12^{ème} jusqu'au 14^{ème} jour, une augmentation de la concentration cellulaire est observée de nouveau.

Au-delà du 14^{ème} jour, une diminution de la concentration cellulaire est survenue dû relativement à la phase de déclin de cette culture.

La concentration cellulaire de *Chlorella ellipsoïdae* dans le milieu I varie entre [$39,6 \cdot 10^6$ - $118 \cdot 10^6$] cellules/ml avec une moyenne de $69,4 \cdot 10^6$ cellules/ml $\pm 2,64 \cdot 10^6$.

- **Milieu II (fig.III.2)**

Lors des cinq premiers jours, la culture est en phase exponentielle, les conditions de culture nécessaires sont réunies.

Du cinquième jusqu'au sixième jour, une diminution de la concentration cellulaire est notée, cela peut être dû à l'absence de la lumière après une coupure de lumière dans l'écloserie.

Du sixième au septième jour, une légère augmentation de cette concentration est remarquée qui est probablement la conséquence du rajout des lampes lumineuses pour compenser la coupure de la lumière survenue au part avant.

Du septième jusqu'au 14^{ème} jour, une évolution constante des concentrations dans le temps est observée, ceci est éventuellement causé par l'épuisement des nutriments dans le milieu de culture, c'est la phase stationnaire.

Au-delà du 14^{ème} jour, on observe une diminution de la concentration cellulaire ceci est éventuellement causé par l'épuisement des nutriments dans le milieu de culture. C'est la phase de déclin de cette culture.

La concentration cellulaire de *Chlorella ellipsoïdae* dans le milieu II varie entre [$37,6 \cdot 10^6$ - $71,6 \cdot 10^6$] cellules/ml avec une moyenne de $58,3 \cdot 10^6$ cellules/ml $\pm 2,64 \cdot 10^6$.

L'allure du graphe nous permet de distinguer trois phases dans la courbe de croissance de *Chlorella elliploïdae* : du premier au quatrième jour c'est la phase exponentielle, du quatrième au dixième c'est la phase stationnaire et à partir du dixième jour c'est la phase de déclin. L'absence de la phase d'acclimatation est due au fait que la culture est issue d'un repiquage.

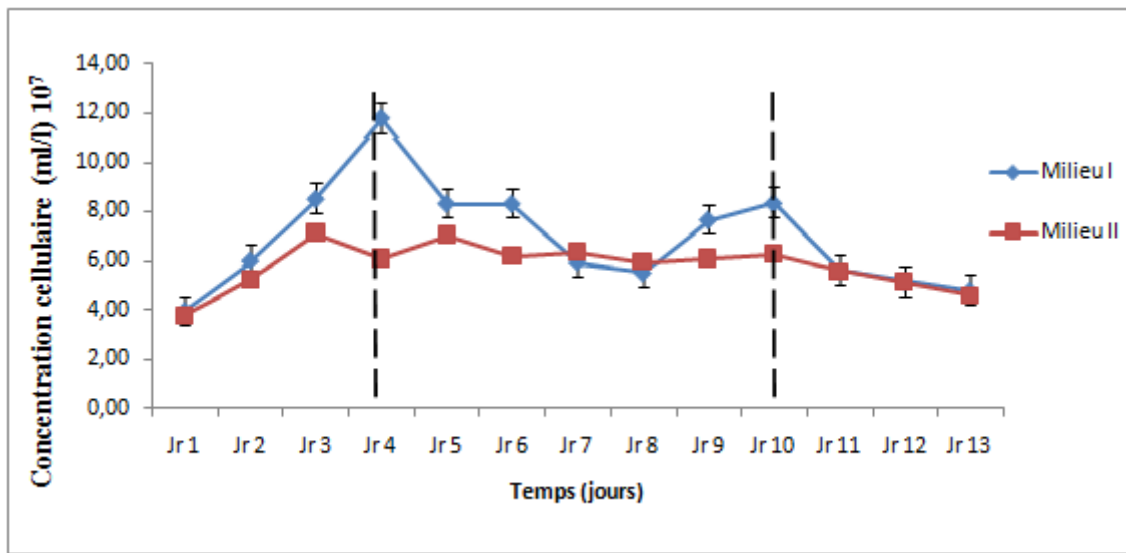


Figure III-3: Suivi de l'évolution de la concentration moyenne des cellules de *Chlorella elliploïdae* dans le milieu I et le milieu II.

Le taux de croissance spécifique (TCS) est de 0,01007 et de 0,01083 dans le milieu I et le milieu II respectivement (fig.III.4).

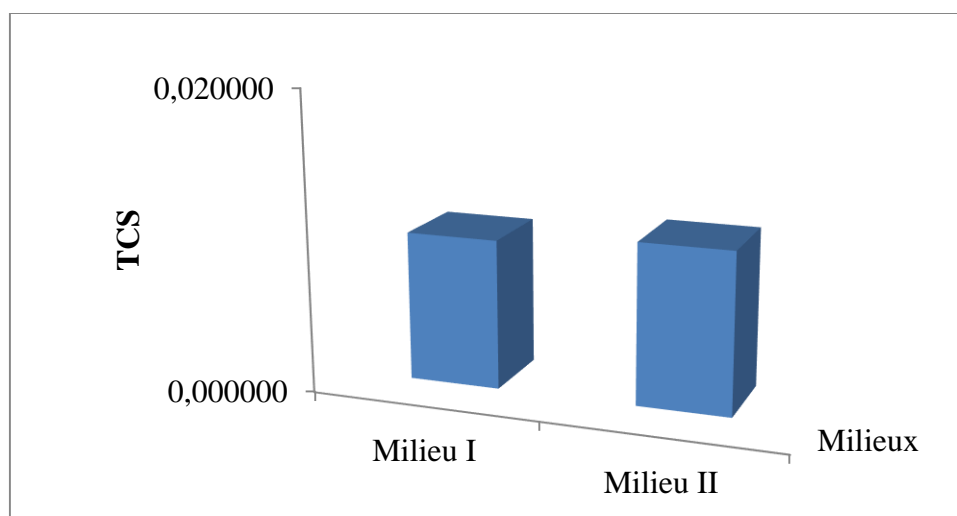


Figure III-4: Taux de croissance spécifique de *Chlorella elliploïdae* dans les deux milieux de culture.

L'étude sur la culture des rotifères n'a pas été finalisée en raison de la situation sanitaire que traverse le pays.

1.4 Tests statistiques

• Test t de Student

Selon le test de Student (test t), t théorique est de 2,064, supérieur à la valeur de t calculée qui est de 1,64 pour un risque alpha de 0,05.

Tableau III.1: Résultats de test t de Student réalisé pour comparer la croissance de *Chlorella ellipsoïdae* entre les deux milieux.

ddl : degré de liberté ; S^2 : estimateur de l'espérance de la variance.

ddl	S^2	T _{calculée}	T _{théorique (α 0,05)}
24	$2,95353 \cdot 10^{14}$	1,64	< 2,064

• Test ANOVA

Le résultat de la croissance de *Chlorella ellipsoïdae* des deux milieux, milieu I et milieu II en fonction des jours est présenté dans le tableau III.2 où on remarque un effet significatif marqué à $p < 0,05000$ pour les deux milieux, ce qui montre et prouve le résultat présenté par les deux graphes si dessus avec une croissance significatives dans les deux milieux.

Tableau III.2: Résultats de l'ANOVA appliquée pour exprimer la significativité de la croissance de *Chlorella ellipsoïdae* entre les jours dans les deux milieux.

SC Effet : somme des carrés entre groupes ; ddl Effet : degré de liberté entre groupes ; MC Effet : moyenne des carrés entre groupes ; SC Erreur : somme des carrés au sein des groupes ; ddl Erreur : degré de liberté au sein des groupes ; MC Erreur : moyenne des carrés au sein des groupes ; F : valeur de test de Fisher ; P : probabilité.

Milieux	ddl Effet	F	p
Milieu I	12	10,74764	0,000000
Milieu II	12	4,103070	0,001256

2. Discussion

Les résultats de la croissance de *Chlorella ellipsoïdae* de cette étude sont discutés en utilisant quelques études qui ont cultivé le même genre dans des milieux de culture différents. Le

Résultats et discussion

tableau III.3 présente un récapitulatif des concentrations maximales et des taux de croissance spécifique de notre étude et de l'ensemble des études traitées.

Tableau III.3: Résultats des concentrations maximales et des taux de croissance spécifique des différentes espèces de *Chlorella* de la présente étude et ceux de la bibliographie.

Milieu de culture	Conditions de culture	La concentration maximale	Le TCS (taux de croissance spécifique)	Bibliographie
Milieu I(f/2)	T : 25°C pH : 8 Intensité lumineuse : 1891 lux	118*10 ⁶ cellules/ml	0,010068	La présente étude
Milieu II(NPK)	T : 25°C pH : 8 Intensité lumineuse : 1891 lux	71,6*10 ⁶ cellules/ml	0,010828	
Milieu de poudre de légumineuse entière	T : 24 – 32 °C Intensité lumineuse : 2000 – 7000 lux pH : 8,24	4,06*10 ⁶ cellules/ml	/	(RAHMAN <i>et al.</i> 2005)
f/2	T : 25°C	87,3*10 ⁶ cellules/ml	0,35	(CHO <i>et al.</i> 2007)
Déchets de volailles	T : 25°C pH : 7,94 et 8,42 Intensité lumineuse : 2170 to 2205 lux/m2/s	18,2*10 ⁶ cellules/ ml	0,43	(NUR <i>et al.</i> 2008)
Extrait de sol	T : 24 – 27 °C Intensité lumineuse : 2500 – 3800 lux pH : 7,6	103*10 ⁶ cellules/ml	/	(JUHAN <i>et al.</i> 2014)
Le sucre rouge	T : 28,11 °C Intensité lumineuse : 1890 lux/m2/s. pH : 8,7	22,1*10 ⁶ cellules/ml	0,57	(KHAN <i>et al.</i> 2018)b

On remarque que la concentration maximale du milieu I qui est de $118 \cdot 10^6$ cellules/ml est largement supérieure à $71,6 \cdot 10^6$ cellules/ml du milieu II.

Le taux de croissance spécifique (TCS) des cellules de *Chlorella ellipsoïdale* est plus élevé dans le milieu II (0,010068 et 0,010828 pour le milieu I et II respectivement).

Les concentrations maximales de *Chlorella ellipsoïdae* dans notre expérience pour les deux milieux de culture I et II ($118 \cdot 10^6$ cellules/ml et $71,6 \cdot 10^6$ cellules/ml respectivement) sont largement supérieures à $4,06 \cdot 10^6$ cellules/ml obtenue par RAHMAN *et al.* (2005) qui ont utilisé la poudre de légumineuses comme milieu de culture dans des conditions de culture (température, intensité lumineuse et pH) presque similaire aux paramètres de notre expérience. Cette différence est dû probablement à l'appauvrissement de la poudre de légumineuses en nutriments comparant aux milieux culture I et II.

TOYUB *et al.* (2006) ont cultivé *Chlorella ellipsoïdae* dans un milieu basal avec une intensité lumineuse presque similaire à celle maintenue dans notre expérience. Après 10 jours de culture, ils ont obtenu un pic de $18,1 \cdot 10^6$ cellules/ml inférieur à notre résultat pour les deux milieux de culture I et II ($118 \cdot 10^6$ cellules/ml et $71,6 \cdot 10^6$ cellules/ml respectivement).

Ce résultat est probablement dû à l'appauvrissement du milieu basal en nutriments nécessaires par rapport aux milieux de culture I et II où la température légèrement élevée.

La concentration maximale de *Chlorella ellipsoïdae* dans notre expérience dans le milieu I ($118 \cdot 10^6$ cellules/ml) est supérieure à celle de (CHO *et al.* 2007) ($87,3 \cdot 10^6$ cellules/ml) en utilisant le même milieu de culture et dans une température similaire. Cette différence est due probablement aux autres paramètres de culture (intensité lumineuse, pH, etc.).

Par contre CHO *et al.* (2007) ont obtenu une concentration maximale supérieure à $71,6 \cdot 10^6$ cellules/ml du milieu II dans notre expérience. On peut expliquer cette différence en se référant à la composition du milieu I qui est plus riche en nutriments que le milieu II.

UDDIN *et al.* (2007) ont apporté une concentration maximal de cellules de *Chlorella ellipsoïdae* cultivées dans un milieu qui contient de la poudre de pomme de terre digérée de $20 \cdot 10^6$ cellules/ml après 18 jours de culture, inférieur à nos résultats dans les deux milieux I et II ($118 \cdot 10^6$ cellules/ml et $71,6 \cdot 10^6$ cellules/ml respectivement), dans des conditions de culture (intensité lumineuse et pH) différentes aux paramètres de notre expérience et une température similaire. Cela peut être dû à l'appauvrissement du milieu de poudre de pomme de terre par rapport à nos deux milieux ou aux paramètres différents.

Résultats et discussion

La concentration cellulaire qu'on a obtenus était de 118×10^6 et de $71,6 \times 10^6$ cellules/ml dans les milieux de culture I et II respectivement qui était très supérieur à la concentration de *Chlorella ellipsoïdae* trouvé par NUR *et al.* (2008) qui est de $18,2 \times 10^6$ cellules/ml en utilisant les déchets de volailles comme milieu de culture. Cela peut être expliqué par le manque des nutriments dans le milieu de déchets de volailles (50 %) par rapport aux milieux I et II.

Dans une autre expérience, (JUHAN *et al.* 2014) ont cultivé *Chlorella ellipsoïdae* dans un milieu de culture non couteux (l'extrait de sol) et ils ont réussi à obtenir une concentration cellulaire maximale de 103×10^6 cellules/ml supérieure à celle qu'on a obtenue dans le milieu II ($71,6 \times 10^6$ cellules/ml). On peut interpréter ce résultat par la composition des milieux utilisés, l'extrait du sol est probablement plus riche en nutriments que le milieu II utilisé dans la présente étude.

Mais notre résultat dans le milieu I (118×10^6 cellules/ml) est supérieur à ce de (JUHAN *et al.* 2014) tenant compte de la composition du milieu I riche en nutriments nécessaire pour la croissance de *Chlorella* que l'extrait du sol.

KHAN *et al.* (2018) ont obtenu une concentration maximale de *Chlorella vulgaris* de $22,1 \times 10^6$ cellules/ml dans le milieu de culture (sucre rouge) à 0.4 g/l inférieur à notre résultat pour les deux milieux I et II (118×10^6 et $71,6 \times 10^6$ cellules/ml respectivement) avec une intensité lumineuse et pH similaires à ceux de notre expérience et une température supérieure. Cela peut être expliqué par le manque des nutriments dans le sucre rouge par rapport aux milieux I et II.

Le taux de croissance des milieux I et II ($1,01 \times 10^{-2}$ et $1,08 \times 10^{-2}$) respectivement, sont largement inférieurs à ceux trouver par les autres études citer ci-dessus. En effet (CHO *et al.* 2007) et (NUR *et al.* 2008) ont eu des taux de croissance de 0,35 et 0,43 respectivement. Par contre (KHAN *et al.* 2018a; 2018b) ont eu des taux de croissance de 0.57 et 0.55 respectivement dans deux études différentes. Cette différence entre notre résultat pour les deux milieux de culture I, II et ceux des études citées précédemment est probablement due à l'âge de la culture mère de la chlorelle liquide. En effet, les études discutées ont utilisé des souches mères, contrairement à notre expérience où la souche de *Chlorella* utilisée s'agit d'un repiquage d'une souche mère qui date de 2015.

D'après le test t de Student, il n'y a pas de différence significative entre les concentrations des deux milieux de culture I et II. Par conséquent, la culture de *Chlorella ellipsoïdale* peut se faire en utilisant un milieu de culture moins couteux (milieu II NPK : 19\$ contre 24,10\$ pour milieu I f/2) afin de minimiser les coûts de production de *Chlorella* dans une éclosérie.

CONCLUSION

Conclusion

Le nombre de fermes piscicoles marines qui s'installent en Algérie, augmentent chaque année. Cependant toutes ces fermes piscicoles rencontrent un problème majeur, celui de l'approvisionnement des alevins. Pour cela, une éclosérie pilote a été créée dans le cadre de la recherche pour encourager la maîtrise de la production des alevins des poissons marins notamment la dorade royale (*Sparus aurata*) et le loup (*Dicentrarchus labrax*).

L'objectif de notre étude est de présenter le fonctionnement de l'éclosérie marine du CNRDPA et de produire des proies vivantes : *Chlorella ellipsoïdae* et *Brachionus plicatilis* à moindre coût.

Notre expérience s'est basée sur le suivi de la croissance de *Chlorella ellipsoïdae* dans deux milieux de culture différents, dans le but de connaître le milieu le plus rentable et le moins coûteux. Les concentrations maximales pour les deux milieux de culture I et II sont respectivement $118 \cdot 10^6$ et $71,6 \cdot 10^6$, avec des taux de croissance de 0,010068 et 0,010828 pour le milieu I et II.

Ces résultats montrent que le milieu II, milieu le moins coûteux, n'a pas d'effet négatif sur la croissance des micro-algues. De plus, la lumière est un paramètre important lors d'une production algale affectant d'une façon directe la croissance des micro-algues.

Il serait intéressant de faire des études sur la composition biochimique, la densité optique et la quantification de la chlorophylle de *Chlorella ellipsoïdae* avec un suivi journalier des paramètres de culture (pH, température, intensité lumineuse, etc.) non réalisés par faute de moyens. Ces études auront pour but de s'assurer de la bonne qualité de la production algales afin d'envisager des productions à grand volumes.

La deuxième partie de notre travail qui consiste à étudier l'effet de la forme et la matière des bassins sur la production des rotifères n'a pas été finalisée vu la situation sanitaire du pays.

De futures recherches peuvent se consacrer à faire cette expérience pour encourager l'installation des écloséries des poissons marins afin de subvenir à la demande des alevins en Algérie.

REFERENCES BIBLIOGRAPHYQUES

REFERENCES BIBLIOGRAPHYQUES

- AMBROISE, M. (2019).** Méthodes robustes en traitement d'image pour la détection et la caractérisation d'objets compacts : Application à la biologie. *Thèse de doctorat*, U. B. F-C. France : 283p.
- ARIMORO, F. O. (2006).** Culture of the freshwater rotifer, *Brachionus calyciflorus*, and its application in fish larviculture technology. *African Journal of Biotechnology*. 5. (7). 536-541.
- BARNABE, G. (1978).** Utilisation des chaînes alimentaires naturelles et du recyclage des eaux usées dans la production à grande échelle de juvéniles pour l'aquaculture. *Mécanismes et contrôle de la production biologique marine - Systèmes clos artificiels, écosystèmes littoraux*. (7), 221-223.
- BRUNO, P. et JEAN-CLAUDE, F. (2006).** Total replacement of artemia with artificial microbound diets in larval culture of Red drum *Sciaenops ocellatus* in Martinique. *Gulf and Caribbean Fisheries Institute*. 1-8
- CAHU, C. (2019).** L'aquaculture : Quelle réponse à la demande croissante de nourriture dans le monde ? *Etude marine*. 15, 41-49.
- CHELLAPPAN, A. et al. (2020).** Long-term Preservation of Micro-algal Stock for Fish Hatcheries. *Aquaculture Reports*, 17, 100329.
- CHIA, M. A., LOMBARDI, A. T. et MEALO M, D. G. G. (2013).** Growth and biochemical composition of *Chlorella vulgaris* in different growth media. *Anais Da Academia Brasileira de Ciências*. 85, (4), 1427-1438.
- CHO, S. H. et al. (2007).** Optimum temperature and salinity conditions for growth of green algae *Chlorella ellipsoidea* and *Nannochloris oculata*. *Fisheries Science*, 73, (5), 1050-1056.
- CLEMENT-LAROSIERE, B. (2012).** Etude de la croissance de *Chlorella vulgaris* en photobioréacteur batch et continu, en présence de concentrations élevées de CO₂. *Thèse de doctorat, E.C.A.M. Paris*: 233 p.
- DARIENKO et al. 2010 .***Chloroidium*, a common terrestrial coccoid green alga previously assigned to *Chlorella* (Trebouxiophyceae, Chlorophyta). *European Journal of Phycology*. 45, (1), 79-95

- DELEGRANGE, A. (2015).** Impact du phytoplancton sur les juvéniles de bar (*Dicentrarchus labrax*) en milieu aquacole. Approches in situ et expérimentales. *Thèse de doctorat, U. L. C. O.* Lille Nord de France: 218p.
- DEVAUCHELLE, B. et GIRIN, M. (1973).** Production du rotifère « *Brachionus plicatilis* O.F. Muller » en élevage mixte avec le copépode « *tisbe furcata* » (baird). 87-99.
- DHERT P. et al. (2001).** Advancement of rotifer culture and manipulation techniques in Europe. *Aquaculture*, 200, (1-2), 129-146.
- ESTHER, L., GIDEON, M. et TANDLER, A. (1989).** Rotifer as food in aquaculture. *Hydrobiologia*. 186/187, 1, 387-400.
- FAO. (2008).** Programme d'Information sur les espèces aquatiques cultivées *Sparus aurata* (Linnaeus, 1758). Population (French Edition), 5(4), 764.
- GENNARI, L. et CRESPI V., 2018.** Le développement de l'aquaculture en algérie en collaboration avec la FAO – BILAN 2008-2016. *FAO, Circulaire sur les pêches et l'aquaculture*. 1176, 112.
- GHOSH S. et al. (2016).** Live feed for marine finfish and shellfish culture. *CMFRI Training manual*. 9, 16.
- GIRIN, M. et PERSON-LE RUYET, J. (1977).** L'élevage larvaire des poissons marins : Chaînes alimentaires et aliments composés. *Bulletin Français de Pisciculture*, 264, 88-101.
- HASAN, M. (2020).** Fish farming high on the global food system agenda in 2020. *FAO Aquaculture Newsletter*. 61, 60.
- HERBLAND, A. (2007).** La culture du phytoplancton dans les bassins aquacoles. *Ifremer/DAC/RST*. (4), 26.
- JUHAN, F., Rahman, M. S. et HOSSAIN, M. A. (2014).** Evaluation of growth of *Chlorella ellipsoïdea* in different culture media. *International Journal of Agricultural Research, Innovation and Technology*. 4, (2), 6-10.
- KHAN, A., HABIB, M. et MIAH, M. (2018)a.** Culture of *Chlorella vulgaris* in press mud media as sugar mill waste. *International Journal of Fisheries and Aquatic Research*. 3, (2), 41-45.
- KHAN, A. A. I., HABIB, A. B. et MIAH, I. (2018)b.** Growth performance of *Chlorella vulgaris* in different concentrations of red sugar medium easily available in Bangladesh. *International Journal of Fisheries and Aquatic Studies*. 6, (6), 136-141
- KRIENITZ, L. et al. (2004).** Phylogenetic relationship of *Chlorella* and *Parachlorella* gen. Nov. (Chlorophyta, Trebouxiophyceae). *Phycologia*, 43, (5), 529-542.

- LAVENS P. et SORGELOOS P. (1996).** *Manual on the Production and Use of Live Food for Aquaculture.* 361. Belgique. Patrick Lavens et Patrick Sorgeloos. 295.
- LAZRI, K. (2018).** Effet antimitotique et antiprolifératif des extraits aqueux des feuilles de deux plantes médicinales : *Phlomis bovei* de Néo et *Verbascum sinuatum*. *Mémoire Master en biologie. Univ. Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou*: 75p.
- LIU, J. et HU, Q. (2013).** *Handbook of Microalgal Culture: Applied Phycology and Biotechnology.* 2^{ème} édition. USA: Richmond Amos et Hu Qiang. Chapitre Numéro 16, *Chlorella* : Industrial Production of Cell Mass and Chemicals. 327-338.
- MARTÍNEZ SILVA, M. A. (2018).** Performance et valeur nutritionnelle des nauplii de copépodes comme nourriture vivante dans l'élevage des larves de plie rouge (*Pseudopleuronectes americanus*). *Mémoire maître sciences. Univ du Québec à Rimousk*: 76p.
- MAZLAN, N. et HASHIM, R. (2016).** The Effect of Cultivation Techniques on the Growth Rate of Marine Microalgae Species from the Coastal Waters of Kudat, Sabah, Malaysia. *TROPICAL AGRICULTURAL SCIENCE.* 39, (4), 495-505.
- MEGAHED, M. E. et ALY, S. M. (2009).** Artificial feed and feed technology for marine finfish and shellfish larvae. *Abbassa international journal for aquaculture.* 647 - 663
- MINYUK, G. S. et al. (2016).** pH and CO₂ Effects on *Coelastrrella (Scotiellopsis) rubescens* Growth and Metabolism. *Russian Journal of Plant Physiology.* 63, 4, 566-574.
- MOLLO, P., & LOIR, M. (2004).** Le Plancton.
- MORETTI, A. et al. (1999).** *Manual on Hatchery Production of Seabass and Gilthead Seabream.* Rome: FAO. 205.
- MULLER-FEUGA, A. (2013).** *Handbook of Microalgal: Applied Phycology and Biotechnology,* 2^{ème} édition . USA: Amos Richmond and Qiang Hu. Chapitre Numéro 33, Culture Microalgae for Aquaculture : The Current Global Situation and Future Trends, 613-627.
- Noël, G., 2012.** Structure, fonctionnement et dynamique du phytoplancton dans le lac de Taabo (Côte d'Ivoire). *Thèse de doctorat: Ecologie fonctionnelle.* Toulouse. Univ de Toulouse: 224 p.
- NUR, N. N. et al. (2008).** Development of low cost medium for the culture of *Chlorella ellipsoidea* using poultry waste. *Argo forestry and Environement.* 2, (1), 4.
- OOSTLANDER, P. (2020).** Microalgae production cost in aquaculture hatcheries. *Aquaculture,* 525, 735310, 1-10.

- PARAZO, MM. et al. (1998).** *Sea bass hatchery operations*.2. Philippines, 53.
- PARK, Y. et al. (2008).** Growth promotion of *Chlorella ellipsoidea* by co-inoculation with *Brevundimonas sp.* Isolated from the microalga. *Hydrobiologia*. 598, (1), 219-228.
- PERSON, J. (2011).** Algues, filières du futur. Italie: AdebioTech. 183.
- POURRIOTI, R. et FRANCEZ, A. J. (1986).** *Introduction pratique à la systématique des organismes des eaux continentales français*. France: Marc TERREAUX. Chapitre numéro 8, ROTIFERES, 148-176.
- RAHMAN, M. S. et al. (2005).** Culture of green algae *Chlorella ellipsoidea* in inexpensive media. *Bangladesh J Fish. Res.* 9, (2), 185-190.
- ROTHBARD, S. (1979).** Practical mass culture of the rotifer *Brachionus plicatilis* (Muller). [en ligne]. *Israel: Dor, D.N.* [consulté le 15/04/2020]. Disponible sur le web: <http://www.fao.org/3/ae993e/ae993e22.htm>.
- SALOMEZ M. (2009).** Opportunités de développement de la filière micro-algues a l'île de la réunion: rapport d'activité énergie de la mer. Diffusé sur site web ARER. France.
- SAVAS, S. et GUCLU, Z. (2006).** Filtration and ingestion rates of the rotifer *Brachionus plicatilis* fed five species of microalgae at different cell densities. *The Israeli Journal of Aquaculture – Bamidgeh*. 58, (1), 39-45.
- THEODOROU, J. A., PERDIKARI, C. et VENOUE, B. (2016).** Origin of broodstock and effects on the deformities of gilthead sea bream (*Sparus aurata* L. 1758) in a Mediterranean commercial hatchery. *International Aquatic Research*. 8, (3), 275-282.
- THOMAS-BOURGNEUF, M. et MOLLO, P. (2009).** L'enjeu plancton : L'écologie de l'invisible. 174. France: Madeleine Racimor. 272.
- TOYUB, M. A., MIAH, I. et HABIB, M. A. B. (2006).** Growth performance of *Chlorella ellipsoidea* in different concentrations of sweetmeat factory waste media. *Progress. Agric.* 17, (1), 167-174.
- UDDIN, M. M. et al. (2007).** Culture of *Chlorella ellipsoidea* (Gerneck) in Supernatant of Different Concentrations of Digested Waste Potato Powder. *Pak. J. Sci. Ind. Res.* 50, (3), 199-203.

Sites:

<https://utex.org/products/utex-0020> (Consulté le 25/10/2020).

https://www.algaebase.org/search/species/detail/?species_id=27669.

<http://www.marinespecies.org/aphia.php?p=taxdetails&id=134982>.

ANNEXES

Annexe 1 : Cellule Malassez

Cellule de Maalassez permet de déduire la concentration cellulaire d'une solution à partir d'un comptage des cellules qui sont présentes dans la zone d'intérêt de la lame.

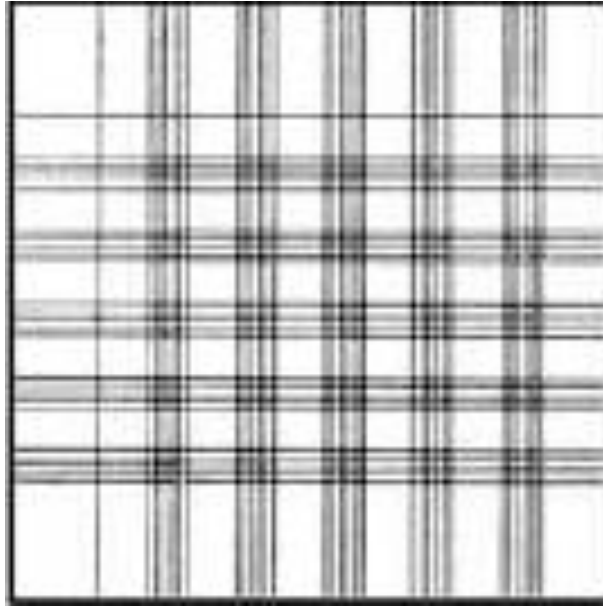


Figure 1: Cellule Malassez (MARIN, 2019)

Le comptage est fait sur une lame Malassez dont la zone utile est composée de 20 carrés disposés en 4 lignes de 5 colonnes.

Concernant les cellules chevauchant le bord de la grille, on peut utiliser une approche statistique simple. Les cellules qui chevauchent deux des bords de la grille sont à l'intérieur et celles qui chevauchent les deux autres bords sont à l'extérieur.(MARIN, 2019).

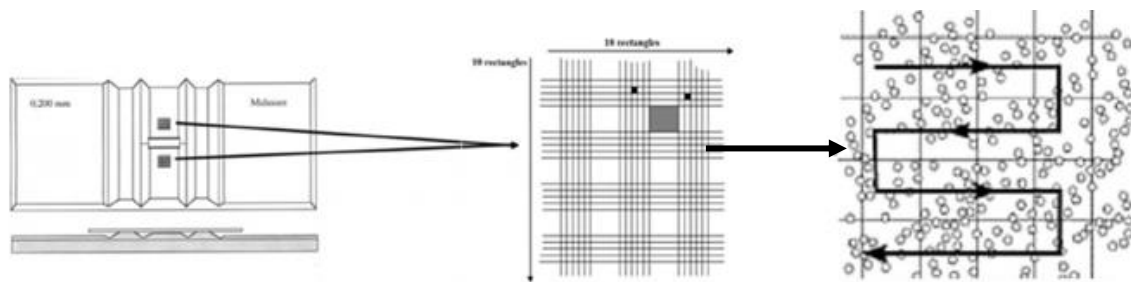


Figure02: Technique de comptage (MARIN, 2019)

■ : Un carré de 25 cases.

■ : Une case.

Annexe 2 : La loi de normalité pour le milieu I et le milieu II

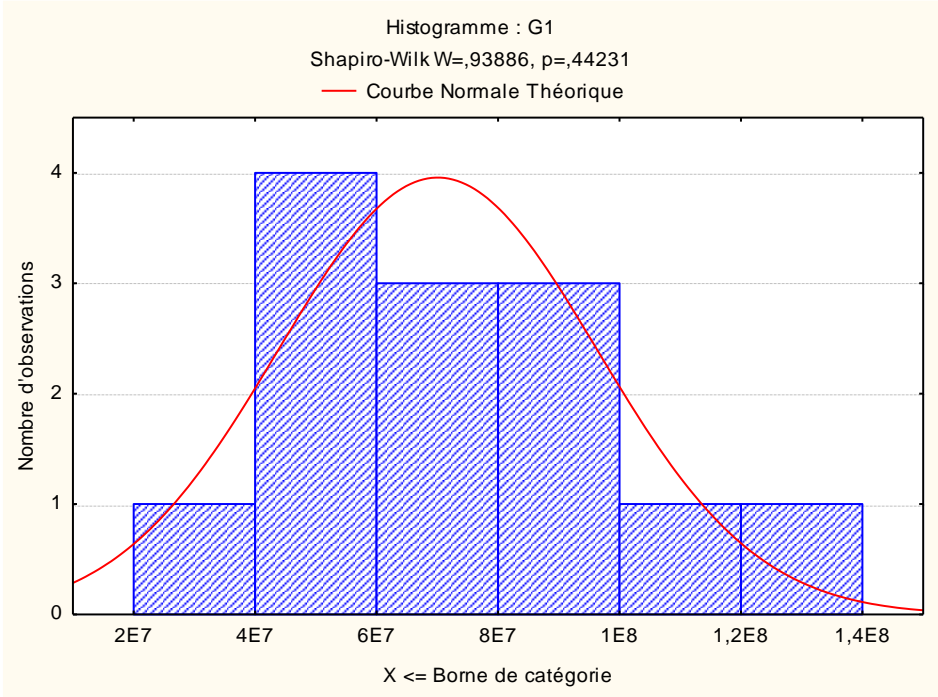


Figure03: La loi de normalité pour le premier échantillon du milieu I

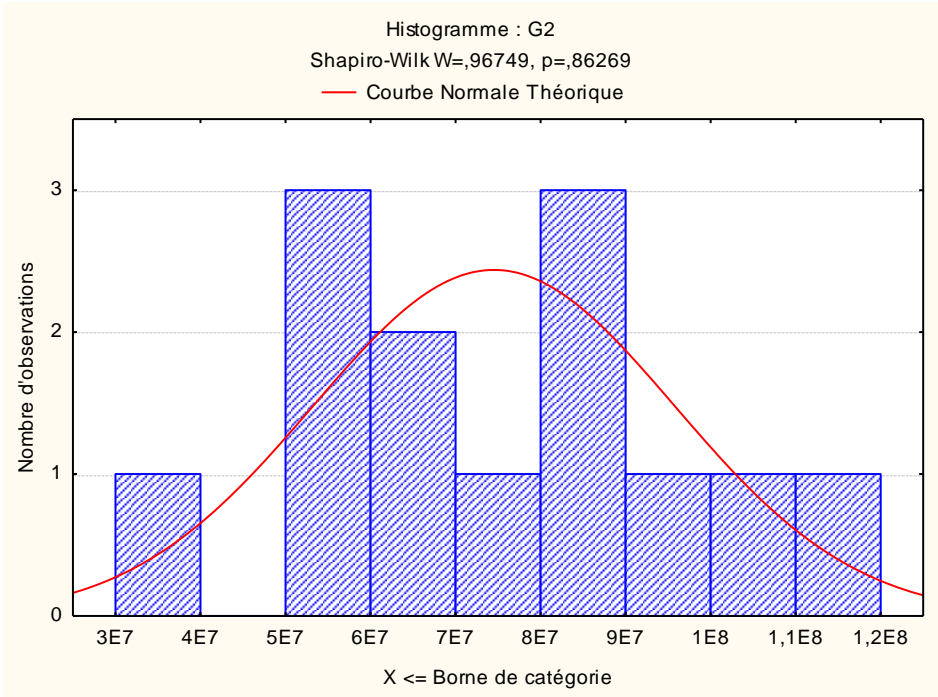


Figure4: La loi de normalité pour le deuxième échantillon du milieu I

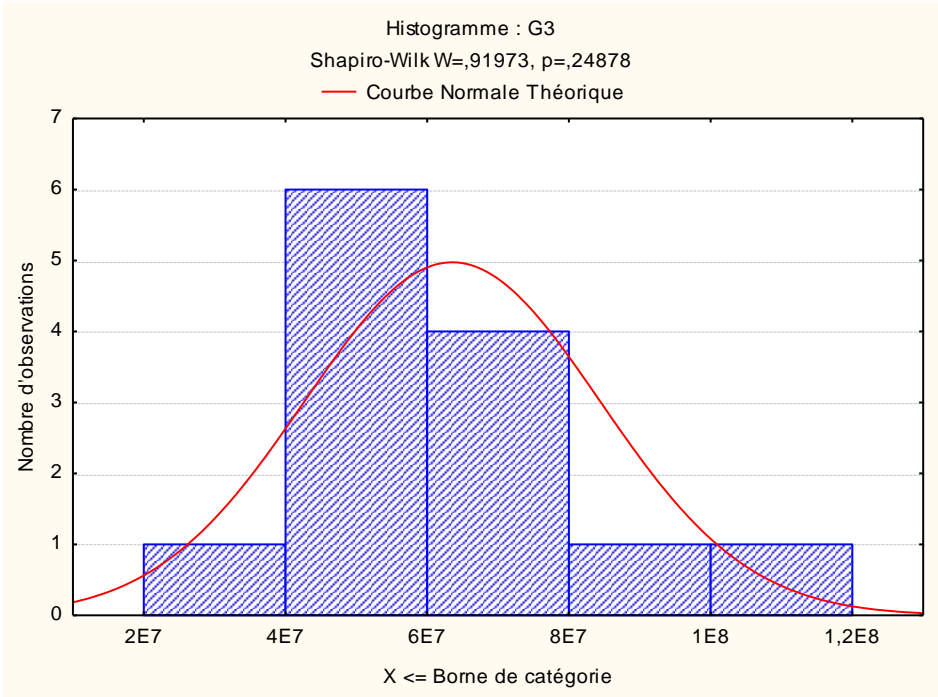


Figure5: La loi de normalité pour le troisième échantillon du milieu I

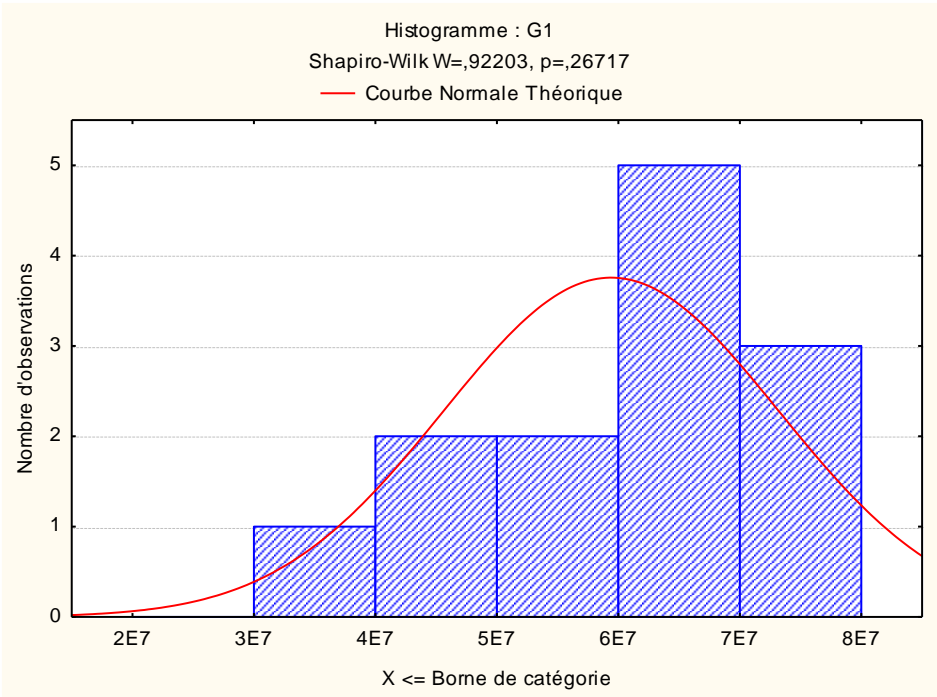


Figure 6: La loi de normalité pour le premier échantillon du milieu II

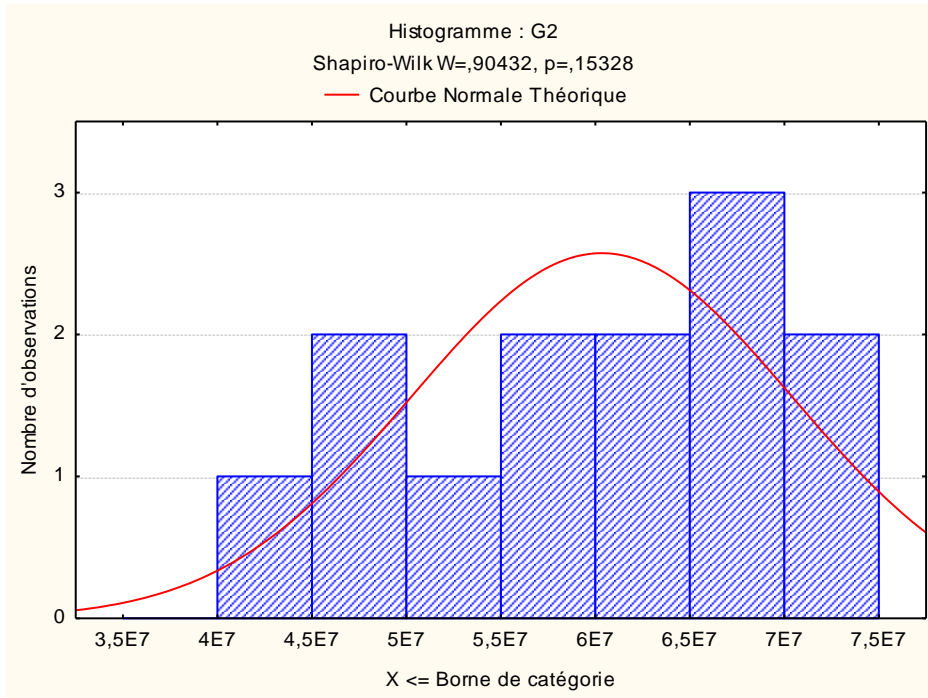


Figure 7: La loi de normalité pour le deuxième échantillon du milieu II

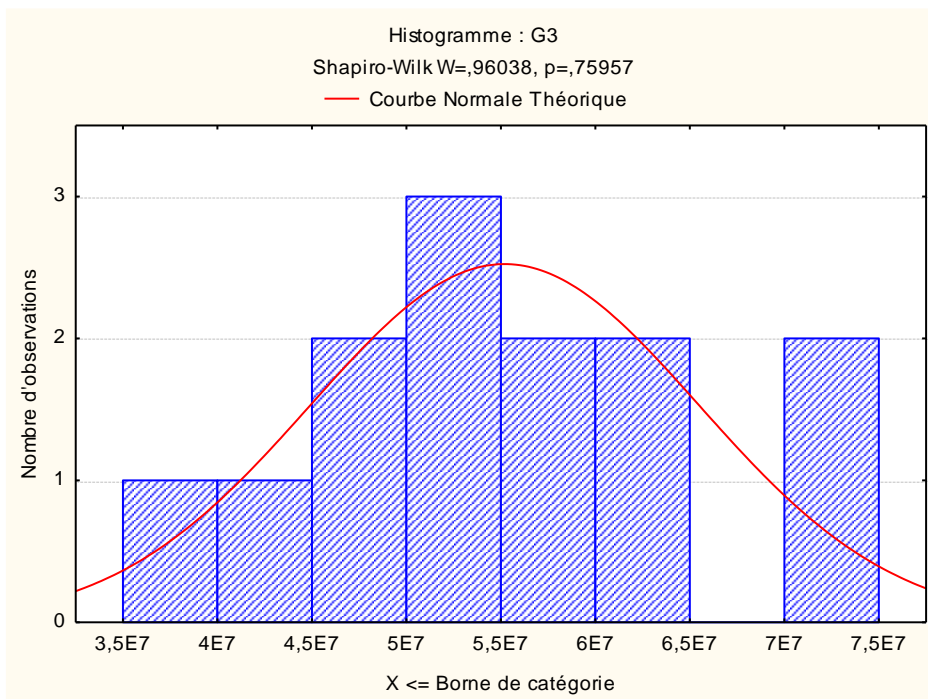


Figure8: La loi de normalité pour le troisième échantillon du milieu II

Annexe 3 : test Scheffé pour les deux milieux

		Test Scheffé ; Variable Cntr (donnée anova entre jours.sta)												
		Différences significatives marquées à $p < ,05000$												
Gr		{1}	{2}	{3}	{4}	{5}	{6}	{7}	{8}	{9}	{10}	{11}	{12}	{13}
		M=3964E4	M=6044E4	M=8559E4	M=1175E5	M=8373E4	M=8355E4	M=5960E4	M=5524E4	M=7707E4	M=8378E4	M=5613E4	M=5164E4	M=48E6
G1	{1}		0,938516	0,057677	0,000071	0,080758	0,083338	0,954123	0,993723	0,237567	0,080128	0,989835	0,999477	0,999989
G2	{2}	0,938516		0,804079	0,006248	0,872647	0,878350	1,000000	1,000000	0,989118	0,871209	1,000000	0,999980	0,999251
G3	{3}	0,057677	0,804079		0,473232	1,000000	1,000000	0,768026	0,553286	0,999986	1,000000	0,599118	0,376585	0,231999
G4	{4}	0,000071	0,006248	0,473232		0,384161	0,376081	0,005228	0,002061	0,149891	0,386179	0,002496	0,000947	0,000429
G5	{5}	0,080758	0,872647	1,000000	0,384161		1,000000	0,843426	0,648368	0,999999	1,000000	0,692711	0,464970	0,300216
G6	{6}	0,083338	0,878350	1,000000	0,376081	1,000000		0,849846	0,657304	0,999999	1,000000	0,701354	0,473786	0,307341
G7	{7}	0,954123	1,000000	0,768026	0,005228	0,843426	0,849846		1,000000	0,983568	0,841810	1,000000	0,999993	0,999629
G8	{8}	0,993723	1,000000	0,553286	0,002061	0,648368	0,657304	1,000000		0,915118	0,646144	1,000000	1,000000	0,999998
G9	{9}	0,237567	0,989118	0,999986	0,149891	0,999999	0,999999	0,983568	0,915118		0,999999	0,935761	0,792574	0,619033
G10	{10}	0,080128	0,871209	1,000000	0,386179	1,000000	1,000000	0,841810	0,646144	0,999999		0,690556	0,462790	0,298464
G11	{11}	0,989835	1,000000	0,599118	0,002496	0,692711	0,701354	1,000000	1,000000	0,935761	0,690556		1,000000	0,999992
G12	{12}	0,999477	0,999980	0,376585	0,000947	0,464970	0,473786	0,999993	1,000000	0,792574	0,462790	1,000000		1,000000
G13	{13}	0,999989	0,999251	0,231999	0,000429	0,300216	0,307341	0,999629	0,999998	0,619033	0,298464	0,999992	1,000000	

Figure9: Résultats du test Scheffé pour le milieu I

		Test Scheffé ; Variable Cntr (donné anova npk.sta)												
		Différences significatives marquées à $p < ,05000$												
Gr		{1}	{2}	{3}	{4}	{5}	{6}	{7}	{8}	{9}	{10}	{11}	{12}	{13}
		M=3755E4	M=5267E4	M=7160E4	M=6128E4	M=7067E4	M=6218E4	M=6391E4	M=6013E4	M=6129E4	M=632E5	M=56E6	M=5147E4	M=4613E4
G1	{1}		0,935213	0,045495	0,425095	0,057934	0,367398	0,268586	0,503845	0,424564	0,306818	0,785772	0,964196	0,999521
G2	{2}	0,935213		0,756136	0,999501	0,811521	0,998676	0,993744	0,999885	0,999496	0,996527	1,000000	1,000000	0,999972
G3	{3}	0,045495	0,756136		0,997132	1,000000	0,998790	0,999844	0,992574	0,997153	0,999614	0,919883	0,676914	0,317088
G4	{4}	0,425095	0,999501	0,997132		0,998834	1,000000	1,000000	1,000000	1,000000	1,000000	0,999997	0,998209	0,934190
G5	{5}	0,057934	0,811521	1,000000	0,998834		0,999569	0,999960	0,996527	0,998844	0,999885	0,947430	0,739108	0,372968
G6	{6}	0,367398	0,998676	0,998790	1,000000	0,999569		1,000000	1,000000	1,000000	1,000000	0,999985	0,995959	0,903871
G7	{7}	0,268586	0,993744	0,999844	1,000000	0,999960	1,000000		1,000000	1,000000	1,000000	0,999790	0,985113	0,823688
G8	{8}	0,503845	0,999885	0,992574	1,000000	0,996527	1,000000	1,000000		1,000000	1,000000	1,000000	0,999470	0,962499
G9	{9}	0,424564	0,999496	0,997153	1,000000	0,998844	1,000000	1,000000	1,000000		1,000000	0,999997	0,998196	0,933952
G10	{10}	0,306818	0,996527	0,999614	1,000000	0,999885	1,000000	1,000000	1,000000	1,000000		0,999922	0,990928	0,859895
G11	{11}	0,785772	1,000000	0,919883	0,999997	0,947430	0,999985	0,999790	1,000000	0,999997	0,999922		1,000000	0,998115
G12	{12}	0,964196	1,000000	0,676914	0,998209	0,739108	0,995959	0,985113	0,999470	0,998196	0,990928	1,000000		0,999997
G13	{13}	0,999521	0,999972	0,317088	0,934190	0,372968	0,903871	0,823688	0,962499	0,933952	0,859895	0,998115	0,999997	

Figure 10: Résultats du test Scheffé pour le milieu II

Résumé

La maîtrise de la production des larves est la première étape pour assurer la viabilité et la rentabilité des fermes aquacoles marines. Ainsi, l'enjeu actuel des écloséries réside dans la stratégie de production et de maintenance des proies vivantes tout en minimisant les coûts.

Dans cette étude, un suivi de la croissance de *Chlorella ellipsoïdae* dans deux milieux de culture I et II (f/2 et NPK) respectivement, a été réalisé au niveau de l'écloserie marine de CNRDPA afin de détecter le milieu le plus rentable et le moins coûteux. Une bonne croissance cellulaire de 118×10^{10} et $71,6 \times 10^6$ cellules/ml est enregistrée dans le milieu I et II respectivement sans différence significative entre eux. Ce résultat reflète la possibilité d'utiliser le milieu II le moins coûteux pour une bonne production de *Chlorella ellipsoïdae*.

Mot clés : Ecloserie, proies vivantes, *Chlorella ellipsoïdae*, f/2 et NPK.

Abstract

Controlling larval production is the first step in ensuring the viability and profitability of marine aquaculture farms. Thus, the current challenge of the hatcheries remains in the strategy of production and maintenance of live food with minimizing costs.

In this study, a monitoring of the growth of *Chlorella ellipsoïdae* in two culture media I and II (f / 2 and NPK) respectively, was carried out in the CNRDPA marine hatchery in order to detect the most profitable medium and the less expensive. A good cell growth of 118×10^6 and 71.6×10^6 cells / ml is recorded in medium I and II respectively without differentiation between them. This result reflects the possibility of using the cheapest medium II for good production of *Chlorella ellipsoïdae*.

Key words: Hatchery, live food, *Chlorella ellipsoïdae*, f / 2 and NPK

ملخص

يعد اتقان إنتاج اليرقات الخطوة الأولى في ضمان استمرارية ونجاح مزارع تربية المائيات البحرية. و بالتالي، فإن التحدي الحالي الذي يواجه المفرخات يكمن في استراتيجيات إنتاج العوالق البحرية كغذاء الحي والحفاظ عليها مع تقليل التكاليف. في هذه الدراسة، تم إجراء متابعة لنمو *Chlorella ellipsoïdae* في وسطي استزراع I و (f/2 و II NPK) على التوالي، في المفرخ البحري CNRDPA من أجل الكشف عن الوسط الأكثر إنتاج و الأقل تكلفة. تم تسجيل نمو جيد للخلايا يقدر ب 118×10^6 و 71.6×10^6 خلية / مل في الوسط الأول والثاني على التوالي دون فرق ملموس بينهما. هذه النتيجة تعكس إمكانية استخدام الوسط II الأقل تكلفة لإنتاج جيد لـ *Chlorella ellipsoïdae*.

كلمات مفتاحية

المفرخة، العوالق البحرية، NPK و f / 2، *Chlorella ellipsoïdae*.