

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر 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 d'état en Sciences de la Mer

Option : Aquaculture

Thème :

**Production de la spiruline (*Arthrospira platensis*) avec
divers milieux de culture**

Présenté par :

Mme BERGOUG Samar

Mme RACHED Amira

Soutenu le 30 / 06 / 2022 devant le jury suivant :

Mme Chernai S.	Professeur	(ENSSMAL) Président
M. Ait Saidi A.	Maître de Conférences B	(ENSSMAL) Promoteur
M. Kabrane A.	Maître-Assistant A	(ENSSMAL) Examineur
Mme Lounes R.	Doctorante	(ENSSMAL) Examinatrice

Année universitaire : 2021-2022

Remerciements

Louange à Allah, Le Très-Savant, Le donneur de force et de volonté, par sa grâce nous avons terminé ce travail.

Nous tenons à exprimer notre gratitude au directeur de notre mémoire **M. Adel AIT SAIDI**

Nous remercions les membres de jury Mme **HAMDI**, Mme **LOUNES** et M. **KABRANE** pour tous leurs efforts, non seulement dans l'évaluation de ce travail, Mais aussi pour tous les efforts qu'ils ont faits pour nous former tout au long de notre carrière scientifique à l'ENSSMAL, Vous méritez notre entière reconnaissance. Nous ne manquons pas de remercier **M. Abdelkader HIRI** de nous avoir accordé, avec soin, la matière première de notre étude et pour son soutien à chaque fois que nous le demandons.

Merci au technicien de la ferme aquacole M. **HANICHE H.** pour toute son aide et sa disponibilité et pour son précieux temps, et aux ingénieurs des laboratoires de l'ENSSMAL : M. **AMINA**, M. **YOUCEF**. Votre aide, vos conseils et vos encouragements nous ont été d'un bien inestimable.

Merci aux étudiants **BOUAZIZ N**, **AITOUAMER N** pour leur matériel d'agitation.

Nous remercions toutes les personnes qui ont contribué au succès de ce travail.

Dédicaces

Je dédie Ce mémoire :

À mes chers parents : BERGOUG Abdelkader & BOUAMAMA Fatiha

Aucune dédicace ne saurait exprimer mon respect, mon amour éternel et ma considération pour les sacrifices que vous avez consenti pour mon instruction et mon bien être. Je vous remercie pour tout le soutien et l'amour que vous me portez depuis mon enfance et j'espère que votre bénédiction m'accompagne toujours.

Que ce modeste travail soit l'exaucement de vos vœux tant formulés, le fruit de vos innombrables sacrifices, bien que je ne vous en acquitterai jamais assez. Puisse Dieu, le Très Haut, vous accorder santé, bonheur et longue vie et faire en sorte que jamais je ne vous déçoive.

À Mon Encadreur M. AIT SAIDI A.

J'ai eu l'honneur d'être parmi vos élèves et de bénéficier de votre riche enseignement. Vos qualités pédagogiques et humaines sont pour moi un modèle. Votre gentillesse, et votre disponibilité permanente ont toujours suscité mon admiration. Veuillez bien monsieur recevoir mes remerciements pour le grand honneur que vous m'avez fait d'accepter l'encadrement de ce travail.

À ma chère collègue : RACHED Amira

Je ne peux pas trouver les mots justes et sincères pour vous exprimer mon affection et mes pensées, vous êtes pour moi une sœur sur qui je peux compter. En témoignage de l'amitié qui nous uni et des souvenirs de tous les moments que nous avons passés ensemble.

À mes chers et adorable sœurs et frère: Samah et Rayane, Zaki.

En témoignage de mon affection fraternelle, de ma profonde tendresse et reconnaissance, je vous souhaite une vie pleine de bonheur et de succès et que Dieu, le tout puissant, vous protège et vous garde.

À toutes les personnes qui ont participé à L'élaboration de ce travail et à tous ceux que j'ai omis de citer.

BERGOUG Samar

Dédicaces

Je dédie Ce mémoire :

**À ma chère grand-mère maternelle BENDJAMAA Meriem et à mon cher grand-père maternel
GHANAY Rabah.**

À mes chers parents RACHED Mustapha et GHANAY Samira

Aucune dédicace ne saurait exprimer mon respect, mon amour éternel et ma considération pour les sacrifices que vous avez consenti pour mon instruction et mon bien être. Je vous remercie pour tout le soutien et l'amour que vous me portez depuis mon enfance et j'espère que votre bénédiction m'accompagne toujours.

Que ce modeste travail soit l'exaucement de vos vœux tant formulés, le fruit de vos innombrables sacrifices, bien que je ne vous en acquitterai jamais assez. Puisse Dieu, le Très Haut, vous accorder santé, bonheur et longue vie et faire en sorte que jamais je ne vous déçoive.

À mon mari LEBZIZ Oussama

Pour l'amour et l'affection qui nous unissent. Je ne saurais exprimer ma profonde reconnaissance pour le soutien continu dont tu as toujours fait preuve. Tu m'as toujours encouragé, incité à faire de mon mieux, ton soutien m'a permis de réaliser le rêve tant attendu. Je te dédie ce travail avec mes vœux de réussite, de prospérité et de bonheur. Je prie Dieu le tout puissant de préserver notre attachement mutuel, et d'exaucer tous nos rêves.

À mon coup de cœur (mon fils) Baraa

Aucune dédicace, ne peut valoir pour exprimer toute ma tendresse et mon affection vis-à-vis de LUI, mon fils car le fait de savoir qu'il est là me donner davantage le courage et la volonté de mener à bien mes travaux. Puisse le bon DIEU daigne le faire grandir dans la sagesse, la bonne santé et intelligence nécessaire

À mes chers et adorable sœurs et frère: Raid, Anfel (ma jumelle) Isra.

En témoignage de mon affection fraternelle, de ma profonde tendresse et reconnaissance, je vous souhaite une vie pleine de bonheur et de succès et que Dieu, le tout puissant, vous protège et vous garde.

À Mon Encadreur M. AIT SAIDI A.

J'ai eu l'honneur d'être parmi vos élèves et de bénéficier de votre riche enseignement. Vos qualités pédagogiques et humaines sont pour moi un modèle. Votre gentillesse, et votre disponibilité permanente ont toujours suscité mon admiration. Veuillez bien monsieur recevoir mes remerciements pour le grand honneur que vous m'avez fait d'accepter l'encadrement de ce travail.

À ma chère collègue : BERGOUG Samar

Je ne peux pas trouver les mots justes et sincères pour vous exprimer mon affection et mes pensées, vous êtes pour moi une sœur sur qui je peux compter. En témoignage de l'amitié qui nous uni et des souvenirs de tous les moments que nous avons passés ensemble.

**À toutes les personnes qui ont participé à L'élaboration de ce
travail et à tous ceux que j'ai omis de citer.**

RACHED Amira

TABLE DES MATIERES

INTRODUCTION.....	1
-------------------	---

CHAPITRE I : ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE

1. PRESETATION DE LA SPIRULINE.....	1
-------------------------------------	---

1.1 HISTOIRE DES SPIRULINE	3
----------------------------------	---

1.2 CARACTERISTIQUEDE LA SPIRULINE.....	3
---	---

1.2.1. CYTOLOGIE	4
------------------------	---

1.2.2. MORPHOLOGIE	5
--------------------------	---

1.2.3. SYSTEMATIQUE.....	6
--------------------------	---

1.2.4. REPRODUCTION.....	7
--------------------------	---

1.2.5. CYCLE BIOLOGIQUE.....	7
------------------------------	---

1.2.6. MOBILITE	7
-----------------------	---

1.3 HABITAT ET ÉCOLOGIE	8
-------------------------------	---

1.3.1. LES GISEMENTS NATURELS DANS LE MONDE	8
---	---

1.3.2. DISTRIBUTION GEOGRAPHIQUE	8
--	---

2. VALEUR NUTRITIONNELLE	10
--------------------------------	----

3. UTILISATION ET INTERET.....	10
--------------------------------	----

4. CULTURE DE LA SPIRULINE	10
----------------------------------	----

4.1. LES CONDITION DE CULTURE.....	10
------------------------------------	----

4.2. LA TECHNIQUE DE CULTURE.....	11
-----------------------------------	----

5. MILIEU DE CULTURE	13
----------------------------	----

CHAPITRE II : MATERIEL & METHODES

1. MATERIEL D'ETUDE.....	19
--------------------------	----

1.1. MATERIEL DE CULTURE ET DE LABORATOIRE.....	19
---	----

1.2. MATERIEL BIOLOGIQUE.....	20
2. METHODE DE CULTURE SUIVIE.....	20
2.1. Observation microscopique de la souche.....	20
2.2. Préparation des milieux de culture	21
2.2.1. ENSEMENCEMENT.....	23
2.2.1.1. Premier ensemencement.....	23
2.2.1.2. Deuxième ensemencement.....	24
2.3. CONDITIONS DE CULTURE.....	25
2.3.1. Agitation.....	25
2.3.2. Éclairage.....	26
2.3.3. Température.....	26
2.3.4. Hygiène et Maintenance.....	26
2.4. Suivi du développement algal.....	26
2.4.1. Mesure des paramètres physico-chimiques.....	26
2.5. Caractérisation de la Spiruline.....	27
2.5.1. Observation macroscopique.....	27
2.5.2. Observation microscopique.....	27
2.6. LA RECOLTE.....	28
2.7. LE SECHAGE.....	28
2.8. LE CONDITIONNEMENT.....	29

CHAPITRE III : RESULTATS & DISCUSSION

1. OBSERVATION MICROSCOPIQUE DE LA SOUCHE.....	31
2. L'ENSEMENCEMENT.....	31
3. EVALUATION DES PARAMETRES PHYSICO-CHIMIQUES.....	33
TEMPERATURE.....	34
le pH.....	34
LA SALINITE.....	35
4. EVOLUTION BIOLOGIQUE.....	35
5. LA RECOLTE ET LE SECHAGE.....	39

6. LE CONDITIONNEMENT.....	41
CONCLUSION.....	43
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	45
ANNEXES	

LISTE DES ABBREVIATIONS

%	Pour cent
°C	Degré Celsius
μ	Micron
μm	Micro mètre
ADN	Acide Désoxyribonucléique
ARN	Acide Ribonucléique
CO ₂	Dioxyde de carbone
ENSSMAL	Ecole Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et l'Aménagement du Littoral
FAO	Organisation des nations unies pour l'alimentation et l'agriculture
FSF	Fédération des Spiruliniers de France
g	Gramme
H	Heure
Ha	Hectare
Hz	Hertz
kg	Kilo gramme
L	Litre
m ²	Mètre carré
mg	Milligramme
ml	Millilitre
mm	Millimètre
n°	Numéro
ONG	Organisation Non Gouvernementale
pH	Potentiel hydrogène
ppm	Partie Par Million
PVC	Poly-Vinyl Chloride
R.A.S.	Système Aquacole de Recirculation
T	Température
V	Volt
VIH	Virus de l'Immunodéficienc e Humaine
W	Watt
WHO	World Health Organization

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I.1: Confusions liées au terme de spiruline (Antenna technologies, 2009).....	6
Tableau I.2 : Systématique de la spiruline (Fox, 1999).....	6
Tableau I.3 : Distribution géographique naturelle de la spiruline (Jourdan, 1999).....	9
Tableau I.4 : Tableau récapitulatif des milieux de culture utilisés pour les espèces de spiruline énumérées dans la bibliographie.....	14
Tableau II.1 : composition du milieu de culture HIRI (H).....	21
Tableau II.2 : Composition chimique du milieu de culture LMK (L) (ALIAN, 2014).....	21
Tableau II.3 : Récapitulatif des ensemencements réalisés.....	24
Tableau II.4 : Les couleurs pour le diagnostic préliminaire (FOX, 1999).....	27
Tableau III.1 : Observations macro et microscopiques de la culture (volume H) de la spiruline après le 2 ^{ème} ensemencement	36
Tableau III.2 : Observations macro et microscopiques de la culture (volume L) de la spiruline après le 2 ^{ème} ensemencement.....	37
Tableau III. 3 : Quantités de spiruline obtenues après récolte et séchage naturel	40

LISTE DES FIGURES

Figure I.1: Schéma de structure d'une cyanobactérie http://data.abuledu.org/URI/52152780-schema-de-la-structure-d-une-cyanobacterie	5
Figure I.2 : Morphologie typiques de la spiruline (Jarisoia,2005).....	5
Figure I.3 : Cycle biologique de la Spiruline selon (Balloniet al. 1980 in Charpy, 2008).....	7
Figure I.4 : Zone de croissance naturelle de la Spiruline dans le monde (Fox,1999).....	8
Figure II.1 : Localisation géographique de la ferme aquacole ENSSMAL.....	19
Figure II.2 : Souche de spiruline fournie par M. HIRI	20
Figure II.3 : Milieu de culture fourni par M. Hiri	22
Figure II.4 : Dilution des milieux de culture.....	22
Figure II.5 : Mélange souche et milieu de culture H dilué.....	23
Figure II.6 : Les cultures au 1 ^{er} ensemencement (J0).....	24
Figure II.7 : 2 ^{ème} ensemencement (J17) montrant le Volume M1	25
Figure II.8 : 2 ^{ème} ensemencement (J17) montrant le Volume M2	25
Figure II.9 : Agitateurs mécaniques avec minuterie (Ait-Ouamer & Bouaziz, 2021).....	25
Figure II.10 : Conductimètre (A) et pH mètre (B).....	27
Figure II.11 : Récolte de la spiruline.....	28
Figure II.12 : Etalement de la récolte sur une moustiquaire pour séchage naturel.....	29
Figure III.1 : échantillons de la souche de spiruline vue au microscope optique A (×100) et B (×400).....	31
Figure III.2 : Aspect des cultures après 16 jours du 1 ^{er} ensemencement.....	32
Figure III.3 : 2 ^{ème} ensemencement volume M1	32
Figure III.4 : 2 ^{ème} ensemencement volume M2	32
Figure III.5 : Evolution de la température des cultures après le 1 ^{er} (A) et le 2 ^{ème} ensemencement (B).....	34
Figure III.6 : Evolution du pH des cultures après le 1 ^{er} (A) et le 2 ^{ème} ensemencement (B).....	34
Figure III.7 : Evolution de la salinité des cultures après le 1 ^{er} (A) et le 2 ^{ème} ensemencement (B).....	35

Figure III.8 : Courbe de croissance des micro-algues (Salomez, 2009).....	38
Figure III.9 : Biomasse de la spiruline récoltée (Volume M1).....	39
Figure III.10 : Biomasse de la spiruline récoltée (Volume M2).....	39
Figure III. 11 : Aspect de la spiruline après séchage (Volume M1).....	40
Figure III.12 : Aspect de la spiruline après séchage (Volume M2).....	41
Figure III.13 : Conditionnement de la spiruline séchée dans des boites en verre.....	41

INTRODUCTION

Environ 25 000 espèces d'algues sont connues actuellement sur notre planète Terre. Parmi elles, une algue bleue microscopique est distinguée. Elle était apparue avec les premiers êtres vivants il y a environ 3,5 milliards d'années et considérée comme l'aliment naturel le plus complet : il s'agit de la *Cyanobactérie Arthrospira Platensis*, plus connue sous le nom de Spiruline (**Cruchot, 2008**). Cette micro-algue est considérée comme une ressource alimentaire non conventionnelle pouvant contenir jusqu'à 70% de protéines ; elle est riche en sels minéraux ; en oligo-éléments et en nombreuses vitamines (B1, B2, B12, E) (**sall et al., 1999**).

La Spiruline a été largement étudiée et son usage maintenant est répandu dans le monde entier comme un produit et un complément alimentaires (**Fox, 1996 ; Paleaz, 2006**), qui a attiré l'attention des chercheurs depuis de nombreuses années. Son potentiel bénéfique a été expérimentalement prouvé in vitro et in vivo pour traiter certaines pathologies et dans la prévention de l'hypercholestérolémie, certaines maladies inflammatoires, les allergies, le cancer, la toxicité induite par le médicament, les infections virales, les maladies cardiovasculaires et le diabète (**Khan et al., 2005 ; Karkos et al., 2008 ; Kulshreshtha et al., 2008**)

La Spiruline a fait l'objet d'un développement de cultures dans les régions où elle vie naturellement ; en Afrique, en Asie et en Amérique mais également dans des fermes spécialement conçues pour sa production à l'échelle industrielle. En Europe, elle est produite sous serres ou en photo bioréacteurs (**Jourdan, 1999**). En Algérie, le premier mini-colloque sur la Spiruline a été réalisé à Tamanrasset, en Avril 2004. Dans lequel, des scientifiques français ayant une expérience dans la culture et les utilisations de la Spiruline ont été invités, afin d'informer les représentants des administrations locales, des services de la santé, de l'agriculture et de l'enseignement supérieur sur l'intérêt du développement de l'algoculture dans la région (**Hiri, 2004**).

La principale "matière première" de la Spiruline est la lumière solaire, et la base du milieu de culture est le natron. Les régions à climat désertique sont riches en natron, ce qui est le cas du Sahara, et sont donc a priori bien placées pour cultiver la spiruline (**Fox, 2004**).

Cette étude a pour objectif de produire de la Spiruline avec deux milieux de culture différents ; en veillant à fournir les conditions optimales de culture et évaluer leur rendement.

Notre mémoire est divisé en 3 parties :

- **La première** est une étude bibliographique enrichissante en matière d'information sur la production de la Spiruline ;
- **La deuxième** partie traite du matériel expérimental utilisé dans la culture de la Spiruline et la méthodologie suivie.
- Enfin, dans **la troisième** partie les résultats obtenus et leurs discussions sont exposés.

CHAPITRE I :
ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE

I. PRESENTATION DE LA SPIRULINE

La Spiruline est une micro-algue appartenant au groupe des cyanobactéries. Contrairement aux algues et aux plantes dotées du pouvoir photosynthétique, elle appartient à l'embranchement des procaryotes, car elle n'a pas de noyau bien individualisé. Elle a été longtemps classée parmi les « algues bleu-vert », pour ces raisons (**Roger, 2006**) :

- sa morphologie proche de celle des algues,
- sa couleur liée à sa teneur en pigments bleu (phycocyanine) et vert (chlorophylle)

Son déplacement s'effectue en se vrillant dans l'eau à la façon d'une vis. La spiruline est abondante dans les eaux salées et natronées sahéliennes dans certaines régions du Tchad (*Kanem*) et du Mexique (*Mexico*).

L'intérêt que présente cette micro-algue sur les plans, alimentaire et diététique, réside essentiellement dans sa richesse en protéines végétales.

La première culture artisanale de spiruline revient au **Dr. Fox** qui fut le premier à lancer cette activité en Inde en 1973, en collaboration avec le '*Navsari Agricultural College*' (**Ameur et al., 2017**)

1.1 Histoire de Spiruline

Les Aztèques, peuple originel du Mexique, avaient de faibles ressources agraires, leur principal étant le maïs, ce peuple a réussi de survivre pendant des siècles avant l'arrivée des colons espagnols. **FARRAR en 1966** s'est interrogé sur les moyens qui ont permis à cette population de survivre. Le poisson et les oiseaux du lac Texcoco fournissent un apport protéique pas assez suffisant pour combler leurs besoins. Il suggéra que la source complémentaire de protéines émanait d'une ressource qui provenait du lac, appelée *Tecuitlat* (**Paniagua-michel et al., 1993**). De nombreux ouvrages de l'époque coloniale espagnole citaient déjà une certaine substance bleu-verte que les Aztèques utilisaient. Le *tecuitlat* est une sorte de purée considérée par les colons comme minéral, une terre, un limon, consommée par les paysans après avoir été séchée et broyée. En réalité le *tecuitlat* est un gâteau de spirulines, extrêmement riches en protéines, appartenant à l'espèce *Spirulina maxima* (**Paniagua-michel et al., 1993**).

L'algue ne fut vraiment redécouverte que quelques 450 ans après par le botaniste belge Léonard lors d'une expédition belgo-française basée au Tchad (1964 - 1965), bien que déjà décrite par Wittrock et Nordstedt en 1844 (**Fox. 1999**). En 1968, Léonard a, en effet, constaté que les Kanembous (population d'Afrique centrale et occidentale vivant principalement à l'ouest du Tchad, dans la région du Kanem, sur la rive nord du lac Tchad) écumaient la surface des mares riches en

carbonates de sodium, à la recherche de la fameuse algue abondante sur ce lac et la récoltée sous forme d'une purée bleu-vert. Cette purée était ensuite utilisée dans la préparation des galettes appelées « dihé » (**Girardin et Andréani, 2005**). **Compère et Leonard** en 1968 constatèrent, en étudiant des échantillons qu'avait ramené Léonard de son expédition, que les galettes contenaient essentiellement l'algue bleue *Spirulina platensis*.

Peu après, l'Institut Français du pétrole rendirent compte de leurs travaux sur la spiruline. Ces chercheurs ont isolé des souches de spirulines, ils les ont purifiées, puis cultivées et en fin analysées. L'analyse a prouvé que les spirulines, qui en constituent la masse essentielle du « dihé », ont un contenu fabuleux : 50 à 60% de protéines de bonne qualité alimentaire, 6% de graisses et 15 à 20% de sucres, ajouté à cela une multitude de vitamine et une série d'autres molécules rares, fort utiles à une nutrition saine et complète. La valeur alimentaire des spirulines a été clairement établie dès 1976 (**Delpeuch et al. 1975 ; Sautier et Trémolières, 1976**).

I.2 Caractéristiques de la spiruline

La spiruline est une cyanobactérie microscopique, sa taille étant de 50 à 500 µm de long et 3 à 4 µm de large. Sous microscope optique, des filaments bleu-vert composés de cellules végétatives sont observés, ces trichomes sont régulièrement enroulés et enveloppés d'une gaine mince formant des constriction (KPITIME, 2019).

Cytologie

La spiruline est constituée de cellules transparentes empilées bout à bout formant un filament ou trichome. Selon **Sguera, (2008)**, la structure, le fonctionnement de ces cellules et leur organisation sont relativement simples et semblables à ceux des cellules de procaryotes (**Figure I.1**) :

- Paroi : un procaryote à Gram négatif possède une membrane pluristratifiée de 4 couches riches en mucopolymères et mucopeptides;
- Noyau : Absence de membrane nucléaire, l'ADN et l'ARN sont distribués plus ou moins au hasard dans la cellule ;
- Chloroplaste : Absence de plastes individualisés, leur coloration est homogène. On distingue une zone périphérique colorée (le chromoplasma) et une partie centrale plus claire (le centroplasma) ;
- Autre organites : Absence de mitochondries, réticulum endoplasmique, appareil de Golgi, et flagelles ;
- Les vésicules de gaz : elles se présentent sous la forme de faisceaux de minuscules

cylindres contenant de l'azote. Leur rôle est de réguler la flottabilité des filaments de spiruline.

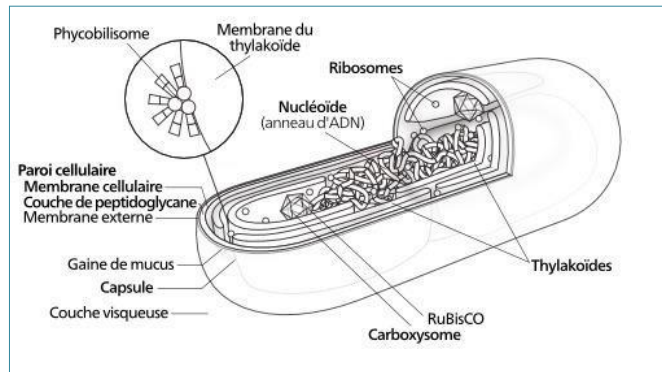


Figure I.1 : Schéma de structure d'une cyanobactérie.

Source : <http://data.abuledu.org/URI/52152780-schema-de-la-structure-d-une-cyanobacterie>

Morphologie

La spiruline se compose de trichomes atteignant 350 µm de long, de 5 à 11 µm de diamètre, un peu rétrécis au niveau des articulations. Les tours de spire ont un diamètre de 20 à 50 µm, diminuant légèrement vers les extrémités (**Fox, 1999**).

On distingue plusieurs morphologies ‘spiralées’, ‘ondulées’, et ‘droites’ (**Figure I.2**) :

- Les ‘ spiralées ’, désigne les souches dont les filaments ont la forme d’une queue de cochon, telle la ‘Lonar’ (variété présente en Inde) ;
- Les ‘ ondulées ’, désigne les souches dont les filaments sont en spirale étirée, telle la ‘Paracas’ (variété présente au Pérou) ;
- Les ‘ droites ’, désigne les souches dont les filaments sont tellement étirés qu’ils donnent l’impression d’être presque rectiligne telle la variété M2 (**Jarisoia, 2005**).

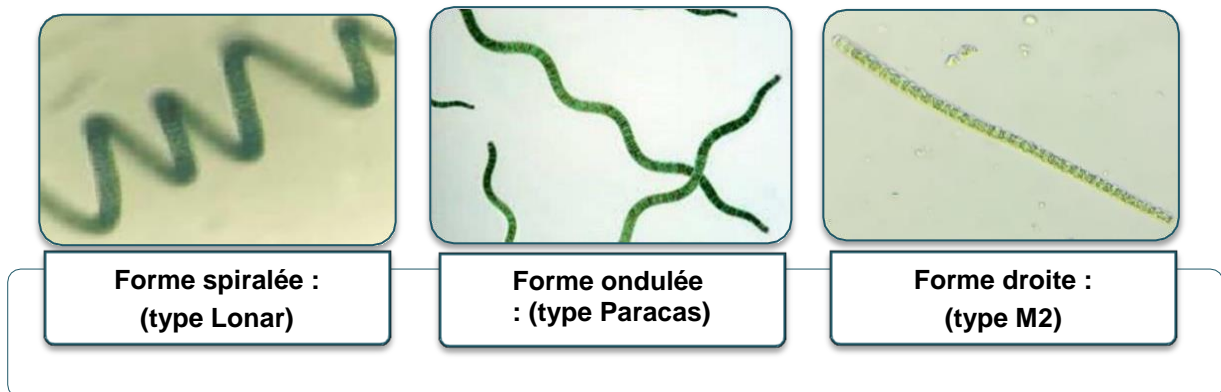


Figure I.2 : Morphologies typiques de la spiruline (**Jarisoia, 2005**)

Systématique

‘*Arthrospira*’ le nom qui dérive de la configuration physique spiralée hélicoïdale des filaments, en latin ‘*spira*’ signifie enroulement. Les différentes confusions faites par rapport à l’emploi du terme spiruline sont regroupées dans le **Tableau I.1**.

Tableau I.1 : Confusions liées au terme de spiruline (**Antenna technologies, 2002**)

Spiruline	<i>Spirulina</i>	<i>Arthrospira</i>
- Terme vernaculaire générique regroupant toutes les spirulines en vente sur le marché (<i>Spirulina</i> non comestible et <i>Arthrospira</i> comestible).	- Nom scientifique et taxonomique d’une autre cyanobactérie très éloignée du genre <i>Arthrospira</i> qui n’est pas utilisé dans le cadre de l’alimentation.	- Nom scientifique et taxonomique d’un groupe de cyanobactéries auxquelles appartient la spiruline utilisée dans le cadre de l’alimentation.
- Nom commercial francophone de la cyanobactérie appartenant au genre <i>Arthrospira</i> .	- Nom commercial anglophone de la cyanobactérie appartenant au genre <i>Arthrospira</i> .	

Les espèces sont regroupées en genres et divisées en sous-ensembles dénommés souches ou variétés. Selon **Cruchot (2008)**, les deux espèces souvent retrouvées pour l’alimentation sont :

- *Arthrospira platensis* originaire d’Afrique ;
- *Arthrospira maxima* originaire d’Amérique centrale.

En Algérie, la spiruline FOXBEHATAM (*Htam* spp.) est une souche d’*Arthrospira platensis* endémique du Hoggar (**Tableau I.2**). Elle fut découverte en 1980 dans une Guelta à l’Atakor par le Dr. Boileau qui pensa dès sa découverte que cette algue était une espèce de spiruline.

Tableau I.2 : Systématique d’*Arthrospira platensis* (**FOX, 1999**).

Embranchement	Schizophyte (procaryotes)
Sous embranchement	Cyanoschizophyceae
Classe	Cyanophyceae
Sous classe	Hormogonophycideae
Ordre	Nostocales
Famille	Oscillatoriaceae
Genre	<i>Arthrospira</i>
Espèce	<i>Arthrospira platensis</i> (Gomont, 1892).

Reproduction

La spiruline se reproduit suivant un mode végétatif, une multiplication asexuée qui suit le principe de la bipartition. Le filament de la spiruline à maturité forme des cellules intercalaires spéciales appelées *nécridies*.

Elles se différencient des autres cellules par leur aspect biconcave et sont assimilées à des disques de séparation. A partir de ces derniers, le trichome se fragmente pour donner de nouveaux filaments de 2 à 4 cellules appelés *hormogonies* (Ciferri et Tiboni, 1985).

Les hormogonies vont croître en longueur par division binaire et prendre la forme typique hélicoïdale. Sa vitesse de multiplication est particulièrement rapide dès que la température dépasse 30°C à l'ombre ; lorsque ces conditions sont réunies et que le milieu est favorable, le temps de génération est très court (7 heures) (Zarrouk, 1966).

Cycle biologique

La spiruline se développe de 25% chaque jour, sa quantité doublant en 4 jours. Les 3 étapes fondamentales de son cycle de vie sont (Figure I.3) :

- la fragmentation des trichomes ;
- les cellules s'élargissent, le trichome mature ;
- il se divise en filaments par fission binaire, ces filaments prenant une forme hélicoïdale (Balloni et al., 1980).

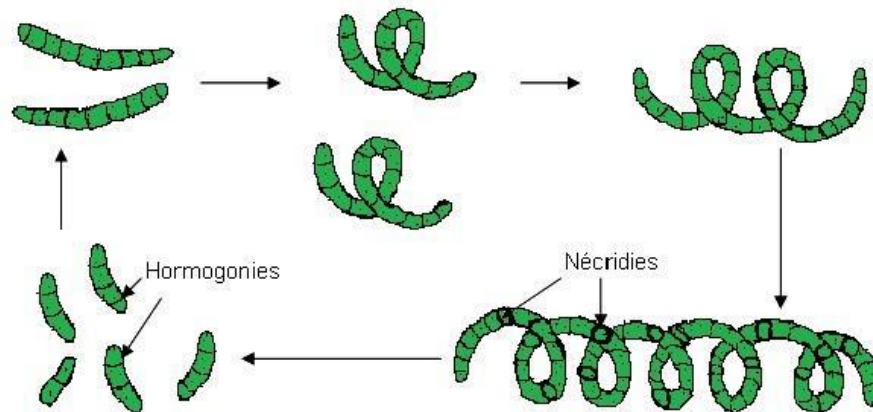


Figure I.3 : Cycle biologique de la Spiruline selon (Balloni *et al.* 1980 in Charpy, 2008)

Mobilité

Les filaments de la spiruline sont motiles, se déplaçant souvent par des mouvements en vrilles à plus de 5µm par seconde (Fox, 1999).

1.3. Habitat et Écologie

1.3.1 Les gisements naturels dans le monde

La présence d'un gisement naturel dans un lac ou dans une mare n'est pas due au hasard, mais aux différents facteurs climatiques et pédologiques qui rendent favorable le développement de ce microorganisme. Les milieux privilégiés sont alcalins et riches en nutriments azotés et phosphorés. Ils sont de plus, bien éclairés et présentent une température élevée. De telles conditions se trouvent naturellement dans de nombreux sites répartis sur la ceinture intertropicale. Les conditions naturelles favorables à la croissance de la spiruline sont réunies dans la ceinture intertropicale du globe entre la latitude 35° nord et 35°Sud (**Figure I.4**)

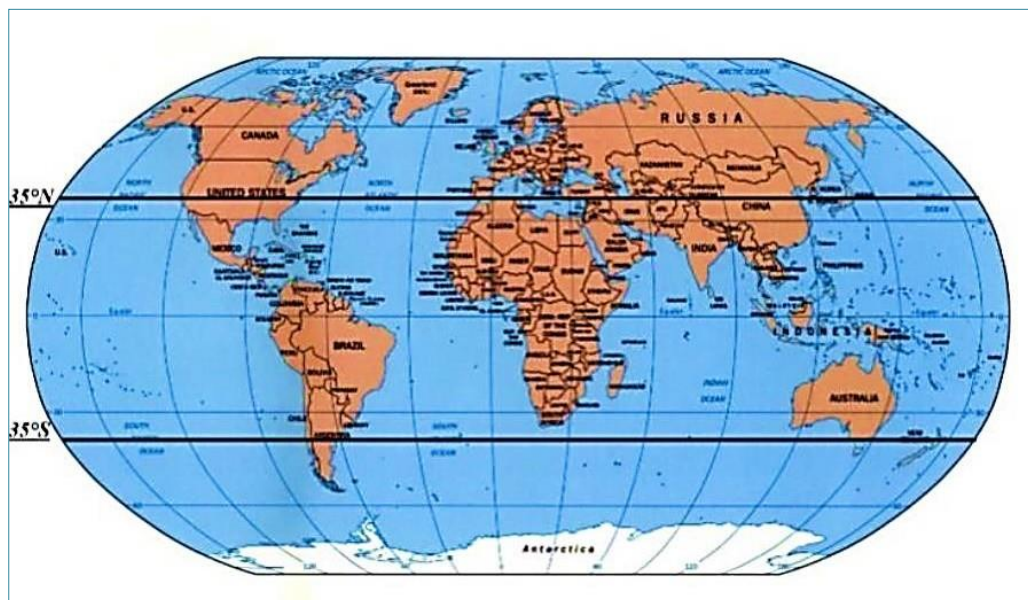


Figure I.4 : Zone de croissance naturelle de la Spiruline dans le monde (**Fox, 1999**).

1.3.2. Distribution géographique

La spiruline se développe préférentiellement dans des eaux chaudes, alcalines contenant du carbonate de sodium (Na_2CO_3) ou du bicarbonate de sodium (NaHCO_3), et riches en nutriments azotés et phosphorés. Plus communément, elle s'observe dans les eaux saumâtres, ainsi que dans les lacs salins des régions tropicales et semi-tropicales (**Tableau I.3**)

Tableau I.3 : Distribution géographique naturelle de la spiruline (Jourdan, 1999).

Continent	Pays	Région
Afrique	ALGERIE	Tamanrasset
	TCHAD	Région du Kanem : lacs Latir, Ouna, Borkou, Katam, Yoan, Leyla, Bodou, Rombou, Moro, Mombolo, Liwa, Iseirom, Ounianga kebir
	SOUDAN	Cratère de Djebel Marra
	DJIBOUTI	Lac Abber
	ETHIOPIE	Lacs Aranguadi, Lesougouta, Nakourou, Chiltu, Navasha, Rodolphe
	CONGO	Mougounga
	KENYA	Lacs Nakuru, Elmenteita, Cratère, Natron
	TANZANIE	Lac Natron
	TUNISIE	Lac Tunis ; Chott el Jerid
	ZAMBIE	Lac Bangweoulou
	MADAGASCAR	Beaucoup de petits lacs près de Toliara
Asie	INDE	Lacs Lonar et Nagpur
	MYANMAR	Lacs Twyn Taung, Twyn Ma et Taung Pyank
	SRI LANKA	Lac Beira
	PAKISTAN	Mares près de Lahore
	THAÏLANDE	Lacs d'effluents d'une usine de tapioca, province de Radburi, 80 km au S.O. de Bangkok
	AZERBAÏDJAN	Non précisé
	Amérique de sud	PEROU
MEXIQUE		Lac Texcoco ; lac Cratère
URUGUAY		Montevideo
EQUATEUR		Lac Quiliotoa : cratère de 1km de diamètre.
Amérique de nord	CALIFORNIE (USA)	Oakland ; Del Mar Beach
	HAÏTI	Lac Gonâve
	REPUBLIQUE DOMINICAINE	Lac Enriquillo
Europe	HONGRIE	Non précisé
	FRANCE (CAMARGUE)	Camargue

2. Valeur nutritionnelle

La spiruline a été proposée dans l'alimentation humaine par plusieurs scientifiques et nutritionnistes grâce à ses qualités nutritionnelles exceptionnelles, sa facilité de culture, sa haute productivité et son faible coût de production.

La spiruline est considérée comme une ressource alimentaire non conventionnelle très riche en protéines ; elle est riche en sels minéraux, en oligo-éléments et en nombreuses vitamines (B1, B2, B12, E) (Salle *et al.*, 1999).

3. Utilisation et Intérêt

Selon Charpy (2008), la spiruline est utilisée :

- A cause de ses vertus pour la santé, permettant une alimentation équilibrée, et pour renforcer le système immunitaire
- Dans l'agroalimentaire, comme colorant naturel dans les chewing-gums, sorbets, sucreries, produits laitiers, boissons non alcoolisées comme la menthe.
- En cosmétique dans les masques cryogéniques et crème anti -âge, par son action sur le renouvellement cellulaire et la tonicité des tissus.
- A usage animal, comme complément nutritionnel, en aquaculture pour favoriser la croissance et la fertilité, et augmenter les performances des animaux.
- En aquariophilie, pour améliorer la coloration des poissons exotiques.
- En élevage larvaire, elle est utilisée à hauteur de 1 à 10% de l'alimentation pour augmenter la résistance immunologique des larves (Henrikson, 1999). On l'utilise aussi dans la production de proies vivantes comme l'artémia et les daphnies.

4. Culture de la spiruline

La production mondiale de la spiruline a augmenté depuis 1995, atteignant plus de 4000 T/an (Statistique Cubia, 2000). La spiruline se développe soit, dans des cultures artificielles ; soit, dans des cultures de lac. Elle s'adapte à de nombreux biotopes (sable, eau douce, eau de mer) (Tredecietal., 1986 ; Wu *et al.*, 1993 ; Halland, 2006).

4.1. Condition de culture

Il existe trois facteurs déterminants pour la culture de microalgues : la température, la lumière et le pH. Les microalgues sont sensibles à toute variation brutale des paramètres de culture. D'autres facteurs moins importants sont aussi à prendre en compte comme l'agitation du milieu par exemple.

4.1.1. La lumière

La lumière est un facteur important, mais une exposition directe au soleil n'est pas recommandée. De préférence, il est recommandé d'exposer la culture à 30% de la lumière du soleil, sauf qu'une quantité plus importante peut être nécessaire pour chauffer rapidement la culture le matin (**Saeid et Chojnacka, 2015**).

La croissance de la spiruline n'a lieu qu'à la lumière, mais un éclairage 24h/24 n'est pas non plus recommandé. Pendant les périodes d'obscurité, des réactions chimiques ont lieu dans la spiruline, comme la synthèse des protéines et la respiration (**Ruma et Sudhakar, 2017**).

Une intensité lumineuse élevée sans agitation conduit à une photolyse ou destruction par l'effet photoélectrique (les électrons sont 'en ébullition'). Une forte intensité lumineuse avec une forte agitation donne la croissance optimale (**Fox, 1999**).

4.1.2. Température

La température est le paramètre qui va contrôler la vitesse des réactions. Celle-ci a tendance, à fortement augmenter sous serre ou en plein soleil et créer des problèmes d'évaporation du milieu de culture. La température optimale de croissance de la spiruline est située dans l'intervalle 35-38°C, tandis que le minimum est situé de 15-20°C (**Belay, 2007**).

4.1.3. pH

Pour la culture de la spiruline, le pH se situe entre 8,5 et 10,5 (**Jourdan, 1999**). Naturellement, la spiruline a tendance à alcaliniser le milieu. En effet le CO₂ dissous dans l'eau, une fois mobilisé par la spiruline, libère des ions carbonates (CO₃⁻²) ; qui, en s'hydrolysant, vont libérer des ions OH⁻ (**Danesi et al., 2004**).

4.2. Technique de culture

Le processus de culture de la spiruline passe par ces mêmes étapes obligatoires, décrites ci-après :

4.2.1 Ensemencement

Dans un site dépourvu de la spiruline, ou pour redémarrer avec une nouvelle souche, il doit démarrer avec un gramme de spiruline concentré dans un volume de culture. Si on veut travailler avec un volume important, il s'agit de multiplier le volume de semence initiale. Il est convenable de faire des cultures successives. Si la concentration de culture est plus faible, il faut ombrer avec une agitation continue sinon la spiruline va s'agglomérer (**Jourdan, 1999**).

4.2.2 Agitation

Elle est nécessaire pour assurer une bonne culture, au moins 2 à 4 fois par jour, pour homogénéiser et assurer une bonne répartition de l'éclairage entre tous les filaments de la Spiruline.

L'agitation joue un rôle important dans la productivité des cultures à ultra-haute densité. Elle permet également de distribuer la concentration en CO₂ uniformément et élimine les substances inhibitrices comme l'oxygène (**Dubey, 2006**).

Le mode d'agitation peut être : **manuel** avec un balai ou **électrique** avec une pompe ou une roue à aubes. L'agitation peut être continue si on utilise une pompe n'entraînant pas de danger sur la culture de la spiruline. Selon **Jourdan (1999)**, l'agitation nocturne continue favorise nettement l'autoépuration du milieu.

4.2.3 L'ombrage

L'ombrage est nécessaire quand la température de la culture est très basse, (< 10°C), avec une forte intensité lumineuse pour éviter la destruction de la spiruline par la photolyse. Ainsi, une culture sous ombrage est plus facile à récolter et la qualité de la spiruline est améliorée (**Jordan, 2013**).

4.2.4 Récolte

On récolte de manière à maintenir la concentration en spiruline entre 0,4 et 0,6 g/l. En l'absence de récolte, avec suffisamment de nutriments, la concentration en spiruline croît jusqu'à l'équilibre entre photosynthèse et respiration, il n'est pas bon pour la culture de rester longtemps sans être récoltée, à très haute concentration, celle-ci peut même être une cause de mortalité (**Jourdan,1999**).

4.2.5 L'extrusion et le séchage

Le séchage doit être suffisamment rapide pour que le produit sèche sans fermenter. La biomasse issue du pressage est d'abord répartie par extrusion en 'spaghetti' sur un plateau. Si la biomasse est trop fluide, on l'étale en couche mince sur un film de polyéthylène (méthode 'indienne'). L'extrusion en spaghetti peut se faire à l'aide d'un décorateur de gâteau, ou avec un instrument de cuisine courant ou une boîte à fond percée de petits trous et d'un piston, ou à l'aide d'un pistolet à colle silicone modifié (bouchon PVC de 50 mm percé de trous de 2 mm), ou avec un poussoir à saucisses (**Jourdan, 2006**).

On peut sécher à l'ombre simplement dans un courant d'air à température ambiante, sous moustiquaire (il suffit que l'air soit à température nettement supérieure à son point de rosée) (**Fox, 1999**).

Le temps de séchage varie selon l'épaisseur de la biomasse, la température et l'humidité. Il se situe autour de 4 heures, mais il est possible d'arriver à sécher en une heure (**Jourdan, 1999**).

4.2.6 Conditionnement

La spiruline sèche peut se conserver longtemps sans perdre trop de ses qualités à condition d'être stockée en sachets bien remplis et étanches, à l'abri de la lumière, de l'air, et des fortes chaleurs. Des sachets en plastique aluminisés multicouches, thermoscellables, conviennent très bien. Il est préférable de faire le vide dans les sachets ; dans ce cas, le produit peut se conserver 5 ans. Si l'on ne peut pas sceller sous vide, l'absorption de l'oxygène restant dans le sachet convenablement scellé provoquera souvent sa mise en 'sous vide' spontanée en quelques jours (**Jourdan, 2006**).

5. Milieu de culture

Il s'agit d'une reproduction artificielle du milieu dans lequel la spiruline croît naturellement. C'est donc une solution natronée et alcaline constituée d'un mélange d'eau et de sels minéraux, qui apporte à la spiruline tous les éléments chimiques qui lui sont nécessaires (**Jourdan, 2013**).

Le contenu de quelques milieux de culture mentionnés dans la bibliographie est donné à titre indicatif dans le **Tableau I.4**

Tableau I.4 : Milieux de culture utilisés pour les espèces de spiruline énumérées dans la bibliographie.

Espèce	Milieu de culture	Ingrédients et proportions	Référence
<i>Arthrospira platensis</i>	Hiri	Natron 16 g/l Sel de table NaCl 1 g/l MgSO ₄ 0,1 g/l FeSO ₄ 0,01 g/l (NH ₄) ₃ PO ₄ 0,1 g/l K ₂ SO ₄ 0,5 g/l CaCl ₂ 0,1 g/l Urée 0,1 g/l Eau douce 1 l	Hiri (2008)
<i>Spirulina maxima</i>	Zarrouk	Solution A9 NaHCO ₃ 16 g/l K ₂ HPO ₂ 0,5 g/l NaNO ₃ 2,5 g/l K ₂ SO ₄ 1 g/l MgSO ₄ , 7H ₂ O 0,2 g/l CaCl ₂ 0,04 g/l FeSO ₄ , 7H ₂ O 0,01 g/l EDTA 0,08 g/l Solution A5 H ₃ BO ₃ 2,86 g/l MnCl ₂ , 4H ₂ O 1,8 g/l ZnSO ₄ , 7H ₂ O 0,22 g/l CuSO ₄ , 7H ₂ O 0,08 g/l MO ₃ 0,01 g/l La solution A6 CO(NO ₃), 6H ₂ O 0,044 g/l K ₂ Cr(SO ₄), 24H ₂ O 0,096 g/l NiSO ₄ , 7H ₂ O 0,0477 g/l Ti(SO ₄) ₃ 0,04 g/l NH ₄ VO ₃ 0,029 g/l NaWO ₄ 0,0179 g/l	Zarrouk (1966)

Suite du **Tableau I.4**

Espèce	Milieu de culture	Ingrédients et proportions	Référence
<i>Arthrospira platensis</i>	LMK	Chlorure de sodium 13 g/l Carbonate de sodium 2 g/l Engrais N.P.K 2 g/l Urée 0,5 g/l Phosphate d'ammonium 0,1 g/l Sulfate de magnésium 0,1 g/l Sulfate de potassium 0,5 g/l Sulfate de fer 0,01 g/l Chlorure de calcium 0,1 g/l Eau douce 1 L	Aliane (2014)

4.3.1 Eau

L'un des paramètres les plus importants pour une culture de spiruline, est la qualité de l'eau utilisée. Les Spirulines vivent dans une eau à la fois salée et alcaline. L'eau utilisée pour le milieu de culture doit être de préférence potable (mais ne sentant pas fortement le chlore) ou au moins filtrée (sur bougie filtrante ou sable), le plus important étant l'élimination des algues étrangères.

L'eau de pluie, de source ou de forage est en général de qualité convenable. Si l'eau est dure, il se produira des boues minérales (plus ou moins abondantes selon la teneur en calcium, magnésium et fer), qui décantent rapidement et ne sont pas particulièrement gênantes pour la culture, à condition toutefois que l'ensemencement initial en spirulines soit assez concentré. (**Jordan, 1999**).

La limite de salinité d'eau, est généralement assez large, mais on se place souvent vers les minima, cela pour des raisons d'économie et de productivité, avec une salinité totale de 13 g/l, avec zone optimale de développement qui se situe entre 22 et 62 (**Jourdan, 1999**).

5. Contenu des milieux de culture

Selon **Jourdan (2013)**, les principales recommandations pour préparer un milieu de culture favorable à la culture de la spiruline sont énumérées ci-après :

Le bicarbonate de sodium (NaHCO_3) permet de garantir une alcalinité du milieu. Il peut être remplacé en partie par de la soude caustique ou du carbonate de sodium, qui ont l'avantage de relever le pH initial du milieu de culture (par exemple 5 g/l de bicarbonate de sodium + 1,6 g/l de soude donnent un pH de 10). Le natron peut aussi être utilisé.

La salinité est apportée par les différents engrais et du sel (chlorure de sodium). Le sel de cuisine iodé et fluoré peut convenir mais souvent il contient jusqu'à 2% de magnésie insoluble : mieux vaut utiliser un sel n'en contenant pas, pour éviter un excès de boues minérales. Les boues minérales excessives peuvent être très gênantes pour une culture qu'on ensemence peu concentrée en spiruline : celle-ci est en effet facilement entraînée par les flocons de boues au fond du bassin sans qu'on puisse la récupérer. Par contre l'emploi d'un sel peu raffiné est recommandé à cause de sa teneur en oligo-éléments bénéfiques.

En plus du sel et de la soude, le milieu de culture contient des engrais pour assurer la croissance des spirulines, comme en agriculture habituelle : azote (N), phosphore (P), potassium (K) sont les trois principaux éléments, mais soufre (S), magnésium (Mg), calcium (Ca) et fer (Fe) doivent aussi être ajoutés s'ils ne sont pas apportés en quantité suffisante par l'eau, le sel et les engrais.

L'eau, le sel et les engrais apportent souvent assez d'oligo-éléments (bore, zinc, cobalt, molybdène, cuivre, etc.), mais comme ceux-ci sont coûteux à analyser, on préfère, quand on le peut, ajouter systématiquement les oligo-éléments, au moins les principaux.

5.1. Nutrition carbonée et pH

Le carbone(C) : c'est la nourriture principale de la spiruline, qui est apporté principalement par le gaz carbonique ou le carbone minéral.

Dans l'eau, le carbone minéral existe sous formes de : CO_2 , H_2CO_3 , HCO_3^- , CO_3^{2-} , en équilibre entre elles et dont les proportions varient suivant le pH du milieu. Ainsi la nutrition carbonée de l'algue est directement liée au pH (Zarrouk, 1966).

5.2. Nutrition azotée

L'azote est un constituant important des acides aminés, qui est apporté principalement par l'azote atmosphérique, et aussi l'urée. L'azote joue un rôle majeur dans la nutrition de l'algue puisque celle-ci contient environ 10% de cet élément dans sa matière sèche (**Zarrouk.1966**)

Les sources d'azote préférées des spirulines sont l'ammoniac et l'urée, mais ces produits sont toxiques au-delà d'une concentration limite (l'urée s'hydrolyse peu à peu en ammoniac). C'est pourquoi on préfère souvent, au moins lors de la préparation du milieu de culture, utiliser du nitrate, dont on peut mettre sans danger une forte dose, constituant ainsi une réserve d'azote à long terme. Les spirulines consommeront d'abord l'ammoniac ou l'urée s'il y en a de disponibles. Une légère odeur passagère d'ammoniac révèle qu'on s'approche de la limite autorisée ; une odeur

persistante et forte indique qu'on l'a sûrement dépassée et qu'il faut s'attendre à un mauvais état de la culture (passager ou irréversible selon la dose d'ammoniac) (**Jordan, 2013**).

CHAPITRE II :
MATERIEL & METHODES

La présente étude a été réalisée au niveau de la ferme aquacole de l'Ecole Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et Aménagement du Littoral (ENSSMAL) sise à DelyIbrahim (Alger) (**Figure II.1**), durant une période de 45 jours (entre fin Avril et mi- juin 2022).

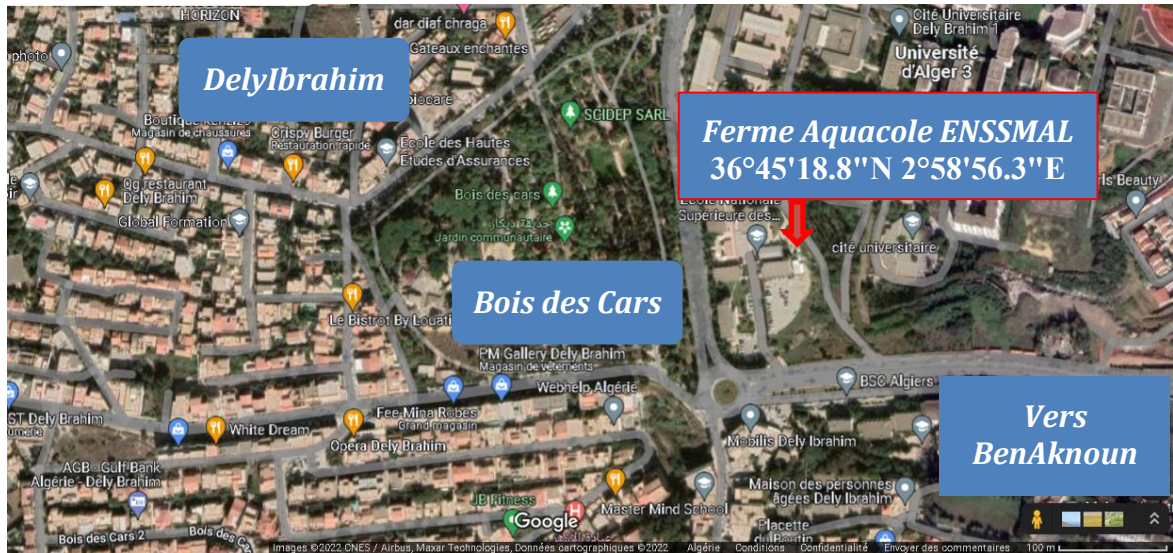


Figure II.1 : Localisation géographique de la ferme aquacole ENSSMAL (Google MAPS, 2022)

1. Matériel d'étude

1.1. Matériel de culture et de laboratoire :

Afin de mener à terme cette étude, un ensemble de matériel a été utilisé pour la préparation, la culture et la récolte de la spiruline :

- Deux aquariums de dimensions : 100 × 40 × 30 cm ;
- Deux contenants (bidon) en plastique transparents de 20 l ;
- Deux boucaux de volumes de 5 et 10 l ;
- Deux béciers de 2 l ;
- Deux résistances d'aquarium (RS-200W ; 220-240v 50-60Hz) ;
- Deux pompes à air d'aquarium (RS-1000) ;
- Quatre agitateurs mécaniques avec minuterie ;
- Un filet fin type moustiquaire pour la couverture d'aquariums.

En outre, un matériel de laboratoire, énuméré ci-après, a été utilisé pour la mesure des paramètres physico-chimiques et pour le suivi de la culture :

- Balance de Précision (KERN ABJ-NM/ABS-N) ;
- pH mètre (INOLAB pH Level1) ;
- Conductimètre (CONSORT C1020) ;
- Microscope optique (OPTIKA microscopes ITALIE ; G x100, x400, x1000) ;
- Etuve (Memmert ; 600) ;

- Tamis de 40 μm ;
- Passoir métallique.
- Verrerie :
- Quatre béciers de 100, 200, et de 500 ml ;
- Boîtes pétri ;
- Deux tiges en verre.

1.2. Matériel biologique

La souche de spiruline (*Arthrospira platensis*) utilisée dans cette étude, a été fournie par M. HIRI (gérant d'une ferme de production de spiruline à Tamanrasset), est d'un volume d'environ 0,4 l (**Figure II.2**).

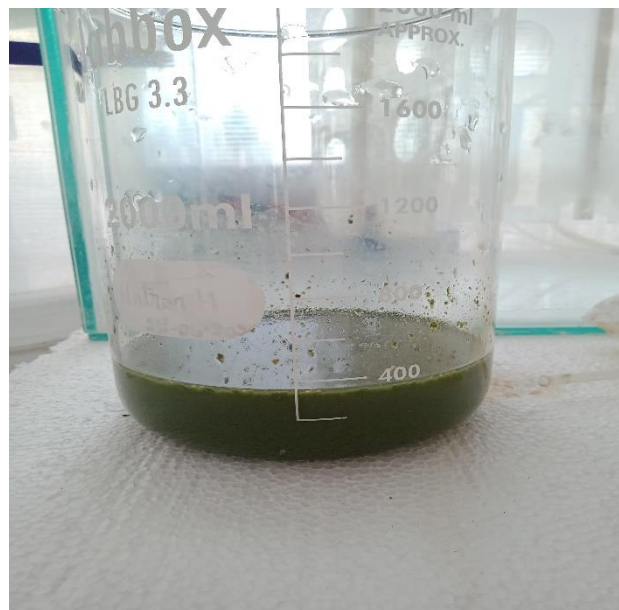


Figure II.2 : Souche de spiruline fournie par M. HIRI.

2. Méthode de culture

2.1. Observation microscopique de la souche

A la réception de la souche (date : 27/04/2022), des échantillons ont été prélevés ($n = 6$), pour les observer sous microscope optique à des grossissements de $\times 100$ et $\times 400$, et pour apprécier la morphologie de la souche à cultiver.

2.2. Préparation des milieux de culture :

Deux milieux de culture (Hiri, **H** ; LMK, **L**) ont été utilisés ; de composition respectivement détaillée dans les **Tableaux II.1 et II.2** ; pour assurer les conditions de croissance de la souche de spiruline FOXBEHATAM.

Tableau II.1 : composition du milieu de culture HIRI (**H**)

Élément	Quantité (g dans 1 l d'eau)
Natron	16
Sel de table (NaCl)	1
Phosphate d'ammonium	0,1
Sulfate de fer (FeSO ₄)	0,01
Sulfate de Magnésium (MgSO ₄)	0,1
Chlorure de Calcium (CaCl ₂)	0,1
Sulfate de Potassium (K ₂ SO ₄)	0,5
Urée (CH ₄ NO ₃)	0,1

Tableau II.2 : Composition chimique du milieu de culture LMK (**L**) (ALIANE, 2014)

Produits	Quantités g /l d'eau
Chlorure de sodium	13
Chlorure de calcium	0,1
Carbonate de sodium	2
Engrais N.P.K	2
Urée	0,5
Phosphate d'ammonium	0,1
Sulfate de magnésium	0,1
Sulfate de potassium	0,5
Sulfate de fer	0,01
Eau douce	1 litre

Une quantité de 2 kg de milieu de culture **H**, fournie par M. HIRI (**Figure II.3**), a été broyée à l'aide d'un mortier, pour une dissolution efficace dans l'eau. Parallèlement, les ingrédients (**Tableau II. 2**) nécessaires pour préparer 100 l de milieu de culture **L** ont été pesés avec une balance de précision.



Figure II.3 : Milieu de culture fourni par **M. Hiri**.

Séparément, les deux quantités (broyat et ingrédients LMK) ont été ajoutés progressivement dans deux fûts de 120 l chacun (récipient en plastique opaque et apte à sceller) ; contenant 100 l d'eau de robinet potable (**Figure II.4**). Un manche à ballet, préalablement stérilisé, a été utilisé pour remuer le mélange afin de bien dissoudre les ingrédients dans l'eau.



Figure II.4 : Dilution des milieux de culture

Une fois préparés, les milieux de culture ont été conservés dans les mêmes fûts à l'abri de la lumière pour une durée d'utilisation d'environ 2 mois.

Avant chaque utilisation dans un ensemencement, les milieux de culture (**H** et **L**) préalablement dilués ont été mélangés et filtrés avec une passoire fine pour se débarrasser des débris.

2.2.1. Ensemencements :

Avant son ensemencement, la souche initialement reçue, a été stockée pendant 48 heures dans un bécher remplis à moitié pour éviter la détérioration de la qualité de la spiruline. A noter qu'il est permis de stocker quelques jours et transporter une semence très concentrée, à condition de l'agiter et de l'aérer au moins de temps à autre ; sinon elle fermente et dégage de mauvaises odeurs (**Jourdan, 2013**).

L'ensemencement consiste à ajouter une quantité (en règle générale 5 fois) de milieu de culture, préalablement dilué, équivalente à 5 fois le volume de la souche utilisée. Selon **Jourdan (2013)**, Pour réussir le démarrage d'une culture, il est recommandé de démarrer aussi concentré que possible en spiruline.

Volume Total après ensemencement = 1 Volume de la souche + 5 volumes de milieu de culture préparé.

2.2.1.1. Premier ensemencement (30/04/2022) :

Dans notre cas, suite à une recommandation de M. HIRI et vu que la souche a été d'une concentration très élevée, le 1^{er} ensemencement a été réalisé comme suit :

Un volume de 0,4 l de la souche et 30 l de milieu **H** a été mélangé (**Figure II.5**) ; puis, séparé équitablement en 2 volumes (**V1**, 15,2 l ; **V2**, 15,2 l) dans deux bidons en plastique de 20 l chacun (**Figure II.6**). Cette séparation en 2 volumes a été réalisée pour réduire le risque de perte de la totalité de la culture. Les bidons en plastique transparents ont été utilisés afin de permettre à la culture de recevoir un maximum de lumière favorisant ainsi le processus de la photosynthèse.

Quant au passage d'un ensemencement à un autre, il doit être déterminé au moyen d'un disque de Secchi qui permet d'évaluer la concentration de la culture en filaments de spiruline après quelques jours de culture. Cette concentration doit être comprise entre 2 et 3 cm (**Jourdan, 2013**).



Figure II.5 : Mélange souche et milieu de culture **H** dilué.



Figure II.6 : Les cultures au 1^{er} ensemencement (J0).

2.2.1.2. Deuxième ensemencement

Un deuxième ensemencement a été réalisé 17 jours après le premier selon les recommandations sus-citées (1 volume de souche, **prélevé** sur le volume total du 1^{er} ensemencement, additionné de 5 volumes de milieu de culture dilué) pour obtenir un volume total équivalent à 6 fois le volume initial prélevé du 1^{er} ensemencement (**Tableau II.3**). Pour cela, nous avons choisi d'utiliser 2 aquariums de dimensions (de longueur, 100 ; largeur, 40 et hauteur, 30 cm) pour contenir chacun un volume **M1** (**Figure II.7**) et un volume **M2** (**Figure II.8**), à base de milieux de culture dilués **H** et **L**, respectivement.

Tableau II.3 : Récapitulatif des ensemencements réalisés

Jours expérimentaux (Date)	Ensemencement	Volume, l		Volume Total, l
		Souche ou prélèvement	Milieu de culture (H ou L)	
J0 (30/04/2022)	Premier	0,2	15,0 (H)	V1 = 15,2
		0,2	15,0 (H)	V2 = 15,2
J17 (17/05/2022)	Deuxième	8,6	43,0 (H)	M1 = 51,6
		8,6	43,0 (L)	M2 = 51,6

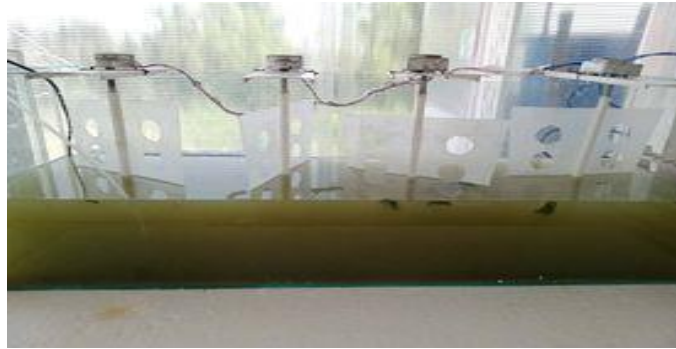


Figure II.7 : 2^{ème} ensemencement (J17) montrant le **Volume M1**

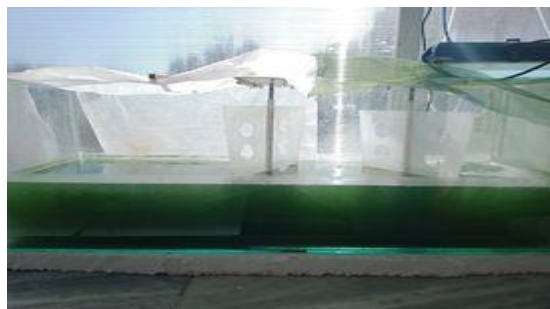


Figure II.8 : 2^{ème} ensemencement (J17) montrant le **Volume M2**

2.3. Conditions de culture

Le dispositif expérimental a été installé (**Figures II.7 et II.8**) de manière à ce que la température et l'éclairage soient respectés selon les recommandations de **Zarrouk (1966)**.

2.3.1. Agitation

Une agitation est toujours nécessaire pour permettre aux cellules l'accès aux nutriments et à la lumière. Elle a été assurée par des agitateurs mécaniques pourvus d'une minuterie (**Ait-Ouamer & Bouaziz, 2021**) et une pompe à air aquarium (RS-1000) qui a été actionnée 24h / 24h. Les agitateurs ont été programmés pour fonctionner verticalement (**Figure II.9**) durant 20 min chaque 4 heures tout au long de la période expérimentale.

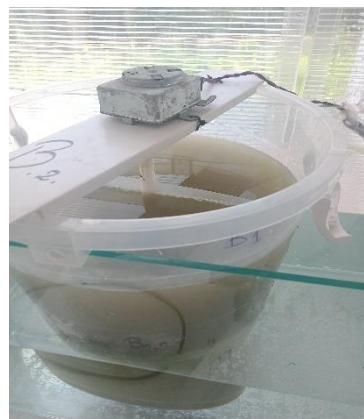


Figure II.9 : Agitateurs mécaniques avec minuterie (**Ait-Ouamer & Bouaziz, 2021**)

2.3.2. Éclairage

L'éclairage diurne des cultures est naturel, sans exposition directe aux rayons du soleil. Quant à la nuit, aucune source lumineuse n'a été mise en place.

2.3.3. Température

Durant le 1^{er} ensemencement, la température de la culture a été contrôlée à l'aide d'une résistance avec un thermostat (RS-200W ; 220-240v ; 50-60 Hz) introduite dans un aquarium formant un bain-marie pour assurer une répartition homogène de la température (**Figure II.6**). La température optimale est atteinte en veillant à augmenter régulièrement la température de 2°C par jour (32 C°) pour éviter les chocs thermiques.

Durant le 2^{ème} ensemencement, deux résistances de même type ont été introduites dans chaque aquarium de culture contenant le **M1 (Figure II.7)** et le **M2 (Figure II.8)**, respectivement.

2.3.4. Hygiène et Maintenance

De bonnes pratiques d'hygiène ont été suivies (ne pas toucher le produit avec les mains, de travailler loin du sol, avec des instruments et récipients en inox ou verre, désinfectés et utilisés exclusivement à la culture de la spiruline), comme recommandées par **Ait-Ouamer & Bouaziz (2021)**.

Le nettoyage du matériel de culture et la stérilisation du matériel de laboratoire dans une étuve, avant chaque nouvel ensemencement, est indispensable pour éviter l'introduction des impuretés ou la contamination de la culture. Afin d'éviter la pénétration des insectes, nous avons couvert la culture avec une moustiquaire.

2.4. Suivi du développement algal

2.4.1. Mesure des paramètres physico-chimiques

La surveillance quotidienne du dispositif expérimental en veillant au bon fonctionnement des pompes et des agitateurs, et aux mesures de température, de pH et de conductivité, a permis de suivre minutieusement les cultures (**Figure II.10**) et d'éviter les pannes ou pertes inopinées :

- Le pH à l'aide d'un pH-mètre ;
- La température avec un Thermomètre ;
- La conductivité avec un conductimètre pour mesurer la salinité du milieu.



Figure II.10 : Conductimètre (A) et pH mètre (B)

2.5. Caractérisation de la Spiruline

2.5.1. Observation macroscopique

La surveillance et le suivi de l'état de la spiruline s'est faite à l'œil nu. Le diagnostic de la couleur fournit généralement une bonne appréciation de l'état de la culture et de la croissance des spirulines (**Tableau II.4**). Une culture en bonne santé est généralement caractérisée par une couleur verte plus ou moins foncée (en fonction de la concentration en spiruline).

Tableau II.4 : Les couleurs pour le diagnostic préliminaire (**FOX, 1999**).

La couleur de culture	Bleu-vert foncé	Vert	Jaunâtre	Jaunâtre + écume	Jaunâtre + grisâtre	incolore
L'état de la culture	Culture ombragée	Forte lumière culture encore bonne	Forte lumière photolyse	Lyse+ exopoly-saccharide	Contamination bactérienne	Culture précipitée ou dévorée par des prédateurs

2.5.2. Observation microscopique

L'observation microscopique a été réalisée quotidiennement à l'aide d'un microscope optique pour chaque culture de spiruline (V1 et V2 ; M1 et M2). Elle a permis de contrôler les contaminations éventuelles des cultures et s'assurer de la morphologie de spiruline, le mode de développement et l'aspect des filaments.

2.6. La récolte

Selon les recommandations de **Jourdan (1999)**, la récolte se fait le matin, car la teneur en protéine de la spiruline y est généralement plus élevée que le soir. La récolte a été réalisée par filtration de petits volumes prélevés manuellement (Bécher de 50 ou 100 ml) du volume de la culture (**Figure II.11**).

Les volumes prélevés passent d'abord par un passoir afin d'éliminer les grandes particules telle que les insectes et débris végétaux, ensuite un deuxième tamis de filtration de 40 μm pour récupérer la spiruline (**Figure II.11**).

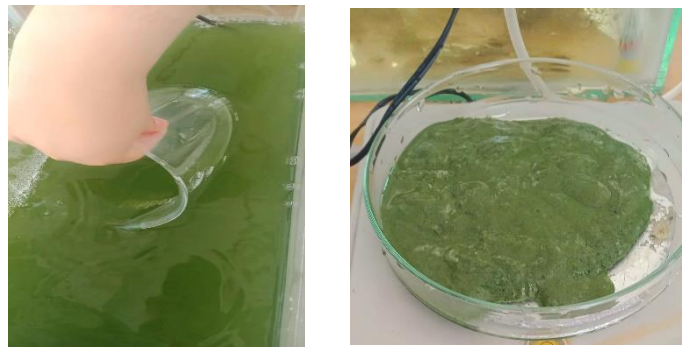


Figure II.11 : Récolte de la spiruline.

Après un temps variable (entre 30 minutes et une heure) selon l'importance de la récolte et la concentration de la spiruline dans le milieu, la pâte verte de spiruline qui s'est accumulée sur le tamis de filtration peut être récupérée. Cette biomasse contient entre 80 et 100 g de spiruline sèche/kg de spiruline égouttée, soit 8 à 10% (**Jourdan, 1999**).

La consistance de la biomasse obtenue dépend de la santé de la culture : une culture neuve donne une biomasse facile à récolter, car s'agglomérant bien, alors qu'une culture plus ancienne ou en mauvais état donne une pâte très liquide car renfermant un pourcentage d'eau très élevé.

2.7. Le séchage

Le séchage est le seul moyen sûr de conserver et de distribuer la spiruline sans chaîne de froid. On a opté pour la méthode de séchage naturel, qui est efficace au point de vue du taux d'humidité du produit final.

La biomasse est extrudée en 'spaghetti' sur une moustiquaire en nylon à l'aide d'une petite seringue de 1 à 2 mm de diamètre, ensuite séchée à l'ombre (**Figure II.12**), simplement dans un courant d'air à température ambiante ($\approx 25^\circ\text{C}$).

La durée du séchage varie entre 5 et 7 heures selon l'épaisseur de la biomasse et l'humidité atmosphérique du lieu de séchage.



Figure II.12 : Etalement de la récolte sur une moustiquaire pour séchage naturel.

2.8. Le conditionnement

La spiruline sèche peut se conserver longtemps sans perdre trop de ses qualités à condition qu'elle soit stockée en sachets bien remplis et étanches ou, dans des boîtes en verre stériles bien scellées ; à l'abri de la lumière, de l'air et des fortes chaleurs. Lorsque la spiruline pressée ne peut être séchée de suite, il faut la conserver dans un récipient fermé, au réfrigérateur bien froid (3 à 4 C°) et pendant un maximum de 3 jours.

CHAPITRE III :
RESULTATS & DISCUSSION

Ce chapitre est consacré à la présentation et à la discussion des résultats obtenus lors du suivi des cultures de spiruline ; entre autres, l'ensemencement, les observations macroscopiques et microscopiques, et le suivi des paramètres physico-chimiques, ainsi que les rendements des 2 cultures M1 et M2.

1. Observation microscopique de la souche

Sous microscope optique aux grossissements $\times 100$ et $\times 400$, les filaments de spiruline ont été assez dense et leur aspect était rectiligne indiquant une morphologie droite (**Figure III.1**). Nous n'avons observé aucun autre type de flore que soit bactérienne ou fongique dans l'échantillon prélevé ; ce qui reflète un bon état de la souche (assez pure) au début de l'expérience.

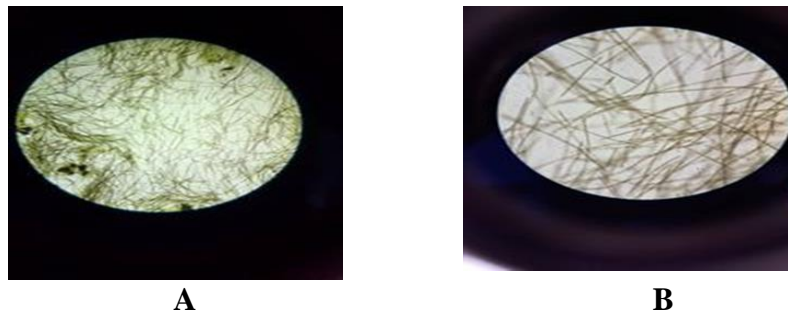


Figure III.1 : échantillons de la souche de spiruline vue au microscope optique **A** ($\times 100$) et **B** ($\times 400$).

2. Ensemencements

Après le 1^{er} ensemencement, les deux volumes **V1** et **V2** ont été maintenus dans les mêmes conditions de luminosité, de pH et rythme d'agitation.

Après 17 jours de culture, la quantité de biomasse dans **V1** et **V2** a été la même (8,6 l), indiquant un suivi méticuleux pour garantir les mêmes conditions de culture dans les deux volumes. Jusqu'au 16^{ème} jour, la diminution de volume calculée a été de 43,4%, représentant la part d'eau évaporée dans chaque volume considéré. Entre le 17^{ème} et le 32^{ème} jour, la diminution de volume calculée a été de 34,1 et 41,9% pour **M1** et **M2**, respectivement. La part d'eau évaporée dans notre étude a été supérieure à celle enregistrée dans l'étude de **Ait-Ouamer & Bouaziz (2021)** qui ont utilisé le même milieu de culture et la même souche de spiruline et ont enregistré entre 21,6 et 33,3% d'évaporation (diminution du volume de la culture après 20 jours de culture). Ce résultat différent peut être dû : aux contenants utilisés (bocaux) d'une surface d'échange avec le milieu extérieur différente ; la période expérimentale considérée et les lieux d'emplacement des dispositifs expérimentaux.

Après 16 jours de mise en culture, la couleur de la spiruline dans les volumes **V1** et **V2** (**Figure III.2**) est passée du vert clair au vert foncé (indiquant que la spiruline était en bon état).



Figure III.2 : Aspect des cultures après 16 jours du 1^{er} ensemencement

Au 17^{ème} jour après la mise en culture initiale, un deuxième ensemencement a été effectué selon le protocole décrit dans le chapitre précédent (**Tableau II.3**). À ce 2^{ème} ensemencement, deux volumes ont été considérés, **M1** (milieu de culture **H**) et **M2** (milieu de culture **L**). Les deux volumes M1 et M2 ont été maintenus dans les mêmes conditions de luminosité, de pH et de rythme d'agitation.

Après 32 jours de culture, la spiruline des 2 volumes a été récoltée avec un même procédé, qui est décrit dans le chapitre précédent.

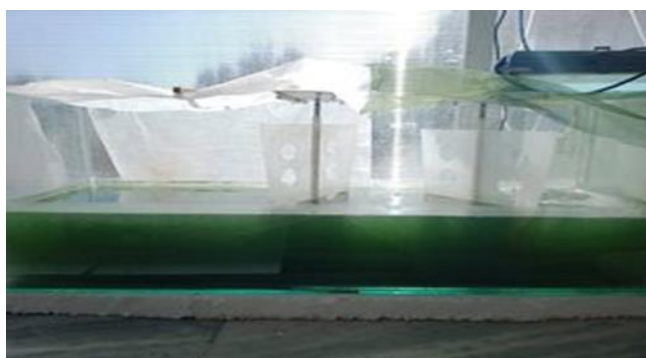


Figure III.3 : 2^{ème} ensemencement volume M1



Figure III.4 : 2^{ème} ensemencement volume M2

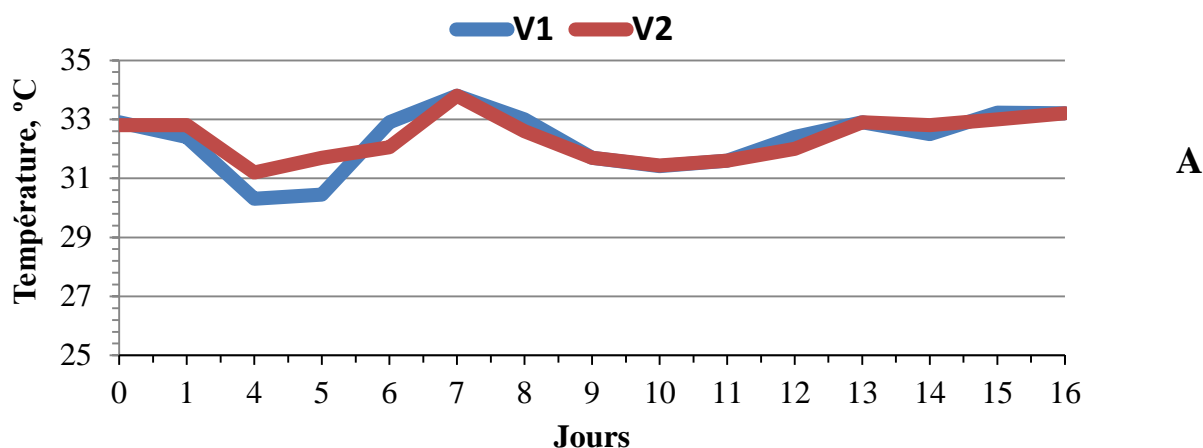
3. Evaluation des paramètres physico-chimiques

La mesure des paramètres physiques d'une culture de micro-algues (la spiruline) permet de déterminer les conditions optimales de son développement

3.1. Température de la culture après le 1er et le 2ème ensemencement

La température de la culture dans les volumes V1 et V2 a varié légèrement (entre 30 et 34 °C) jusqu'au 8^{ème} jour après le 1^{er} ensemencement et à partir du 9^{ème} jour, les courbes de température ont eu une tendance linéaire et similaire pour les 2 volumes (**Figure III.5A**). La tendance similaire des courbes de température des 2 volumes est due à la source de chaleur unifiée (les bocalux représentant les 2 volumes ont été placés dans un aquarium rempli à $\frac{1}{3}$ et muni d'une seule résistance avec thermostat). Les températures enregistrées durant les 16 jours expérimentaux de cette première phase ont été légèrement au-dessous de celles recommandées par **Belay (2007)** ; entre 35 et 38 °C pour une production optimale ; mais sont considérées acceptables dans notre étude.

La température de la culture dans les volumes M1 et M2 a varié entre 30 et 34 °C après le 2^{ème} ensemencement. Les courbes de température ont eu une tendance similaire pour les 2 volumes (**Figure III.5B**). Durant cette phase (après le 2^{ème} ensemencement), les cultures ont été placées dans des aquariums indépendants et une résistance avec thermostat a été placée dans chaque volume.



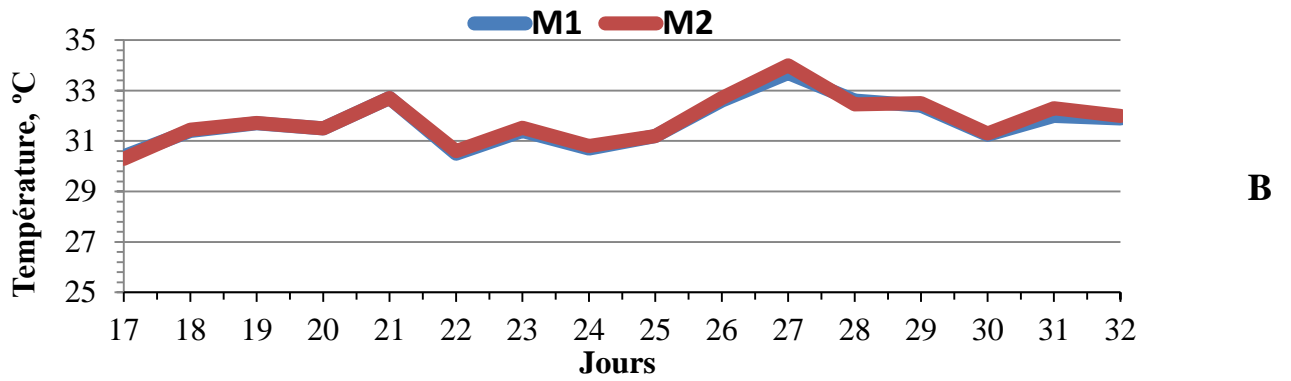


Figure III.5 : Evolution de la température des cultures après le 1^{er} (A) et le 2^{ème} ensemencement (B).

3.2. pH de la culture après le 1^{er} et le 2^{ème} ensemencement

L'évolution du pH des cultures de spiruline, réalisées après le 1^{er} et le 2^{ème} ensemencement, est représentée dans les Figures III.6A et Figure III.6B, respectivement.

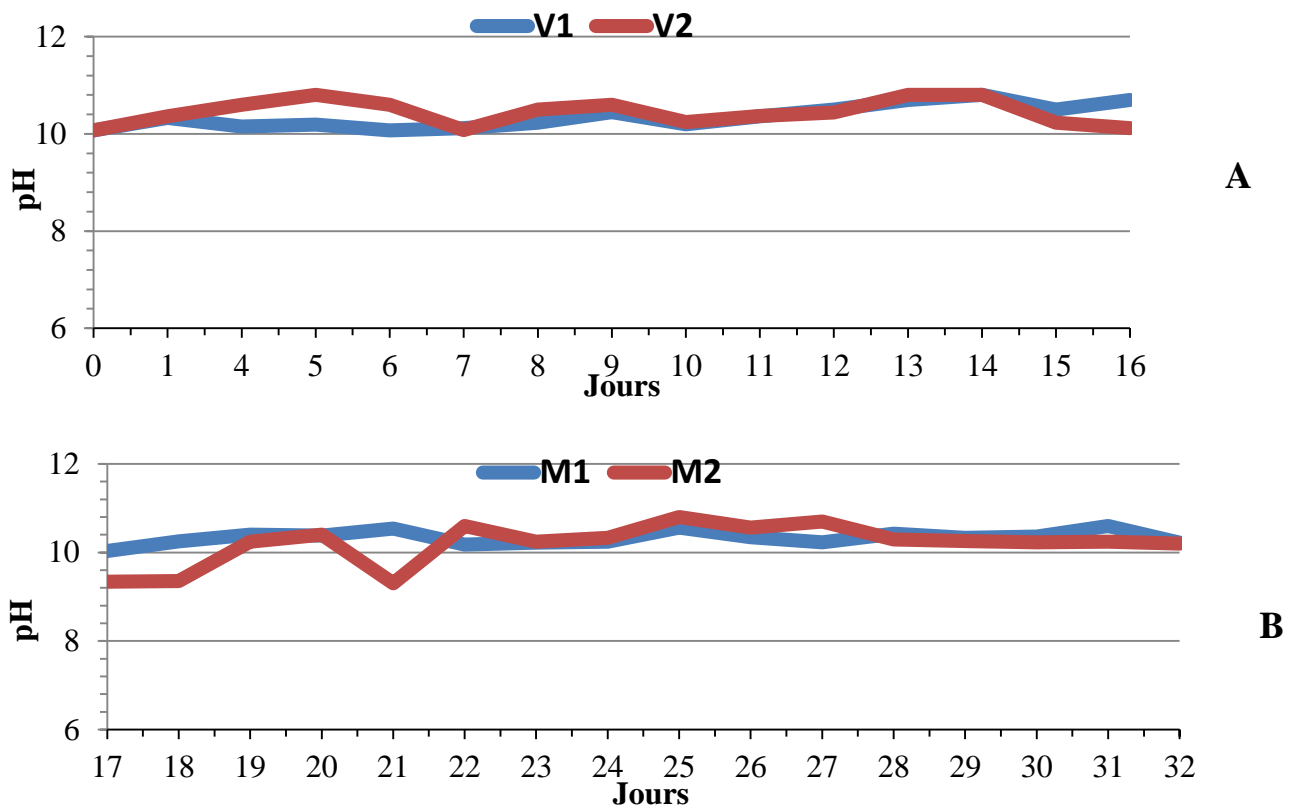


Figure III.6 : Evolution du pH des cultures après le 1^{er} (A) et le 2^{ème} ensemencement (B).

Le pH du milieu M1 a été supérieur à 10 durant toute la période considérée. Quant au pH du milieu M2, il a varié de 9,60 à 10,80. Cette légère variation peut être due à l'évaporation de l'eau et de la précipitation des filaments au fond de l'aquarium, avec du gaz carbonique dégagé la nuit et utilisé par les filaments de spiruline le matin.

3.3. La Salinité de la culture après le 1^{er} et le 2^{ème} ensemencement

L'évolution de la salinité des cultures de spiruline, réalisées après le 1^{er} et le 2^{ème} ensemencement, est représentée dans les **Figures III.7A** et **Figure III.7B**, respectivement.

La salinité mesurée dans la culture réalisée après le 1^{er} ensemencement (**Figure III.7A**) dans V1 et V2 a montré deux courbes linéaires, indiquant des valeurs constantes et rapprochées durant les 16 jours expérimentaux de cette première phase (≈ 11 g/l).

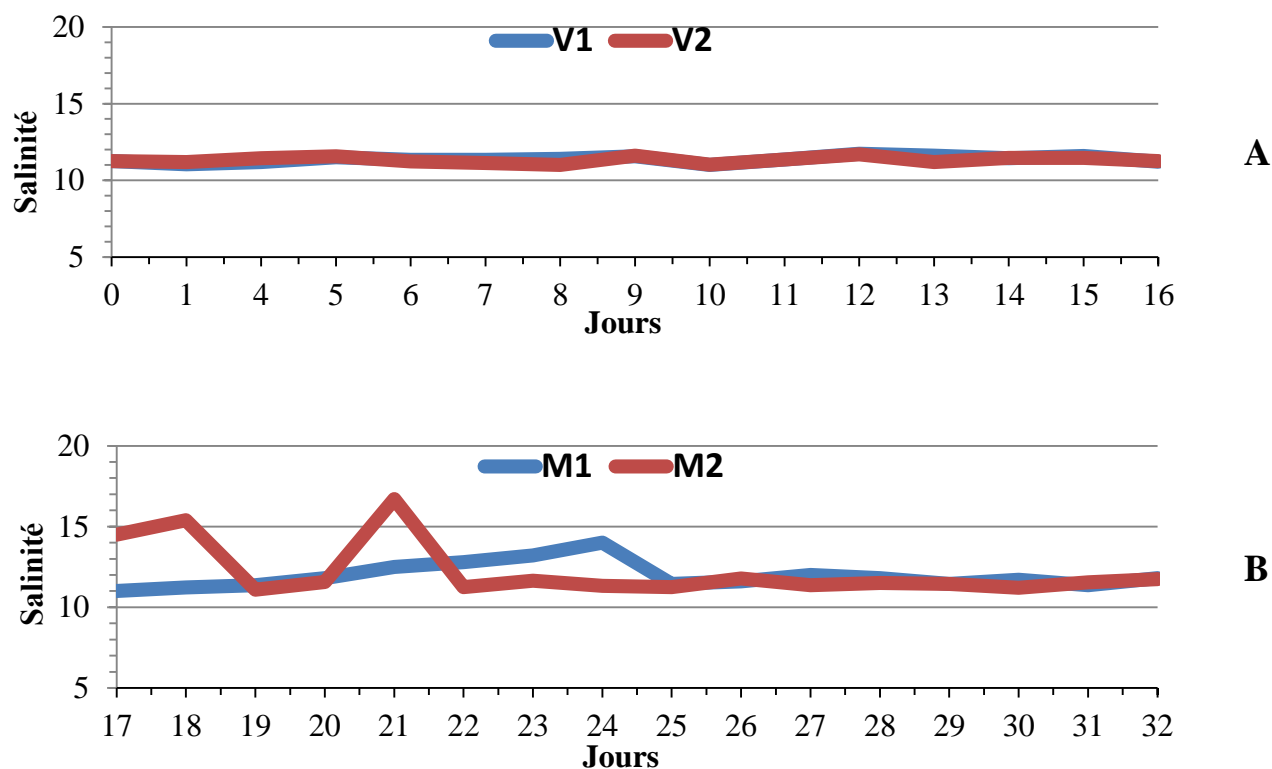


Figure III.7 : Evolution de la salinité des cultures après le 1^{er} (A) et le 2^{ème} ensemencement (B).

Après le 2^{ème} ensemencement, la salinité a varié de 11 à 17 g/l. Notamment, les valeurs de salinité enregistrées pour les deux cultures n'ont pas beaucoup changé et sont restées constantes du 25^{ème} au 32^{ème} jour de culture. L'augmentation de la salinité dans les deux milieux M1 et M2 est due à la croissance de la spiruline consommant du dioxyde de carbone dans le milieu, qui complète le milieu acide, et à l'évaporation de l'eau.




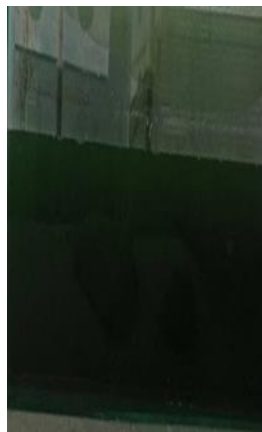
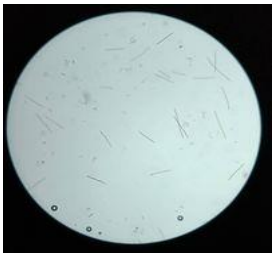
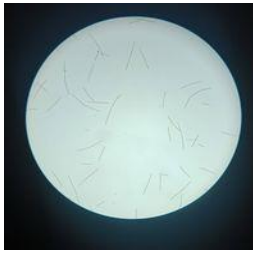

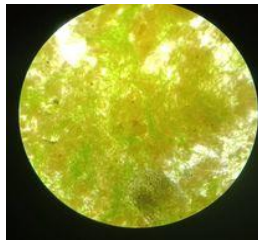
4. Evolution biologique

L'état de la spiruline peut être observé et décrit en utilisant plusieurs critères, dont la couleur et l'apparence. Par l'observation microscopique des échantillons prélevés, nous pouvons observer

la morphologie et les stades de division des filaments, identifiant ainsi les organismes susceptibles de nuire à la culture et portant ainsi un jugement plus objectif sur la santé de la culture.


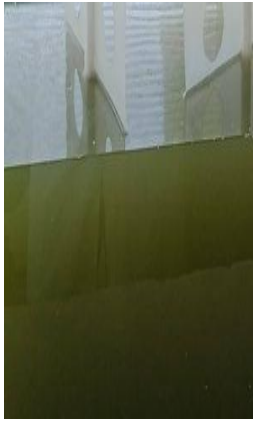


Les **Tableaux III.1** et **III.2** récapitulent les observations et descriptions de l'état de la culture de spiruline après le 2^{ème} ensemencement.

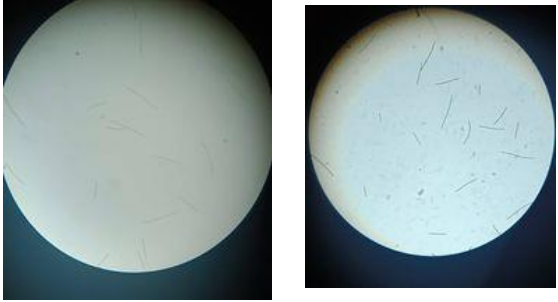

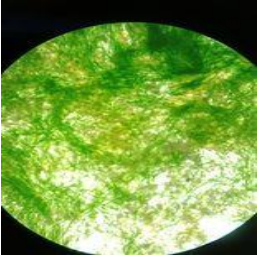
Tableau III.1 : Observations macro et microscopiques de la culture (**volume H**) de la spiruline après le 2^{ème} ensemencement

		Jours après l'ensemencement			
		1	4	9	15
Couleur de la culture					
		Marron + vert	Vert clair	Vert un peu foncé	Vert foncé
Aspect extérieur	Aucune anomalie n'est observée dans toutes les cultures, les milieux de culture ont été homogènes.				
Observation microscopique G (×100)					

Interprétation	<ul style="list-style-type: none"> - Faible concentration de spiruline. - Filaments de taille moyenne. 	<ul style="list-style-type: none"> - Concentration moyenne de spiruline ; - Filaments longs 	<ul style="list-style-type: none"> - Forte concentration de spiruline ; - Petits fragments. 	<ul style="list-style-type: none"> - Très forte concentration de spiruline ; - Une goutte indénombrable.
Phases de division	de latence	de croissance exponentielle	de croissance exponentielle	stationnaire

Tableau III.2 Observations macro et microscopiques de la culture (**volume L**) de la spiruline après le 2^{ème} ensemencement

Jours après l'ensemencement				
	1	4	9	15
Couleur de la culture				
	Marron + vert	Vert clair	Vert un peu foncé	Vert foncé
Aspect extérieur	Aucune anomalie n'est observée dans toutes les cultures, les milieux de culture ont été homogènes.			

<p>Observation microscopique</p> <p>G (×100)</p> 		
<p>Interprétation</p> <ul style="list-style-type: none"> - Faible concentration de spiruline. - Filaments de taille moyenne. 	<ul style="list-style-type: none"> - Concentration moyenne de spiruline ; - Filaments longs 	<ul style="list-style-type: none"> - Forte concentration de spiruline ; - Petits fragments.
<p>Phases de division cellulaire</p> <p>de latence</p>	<p>de croissance exponentielle</p>	<p>de croissance exponentielle</p> <p>stationnaire</p>

D’après les observations microscopiques de la culture de spiruline (**Tableaux III.2 et III.3**), on constate que les trois premières phases de la courbe de la **Figure III.8 (Salomez, 2009)**, se sont déroulées successivement en considérant la concentration en filaments de spiruline dans nos échantillons.

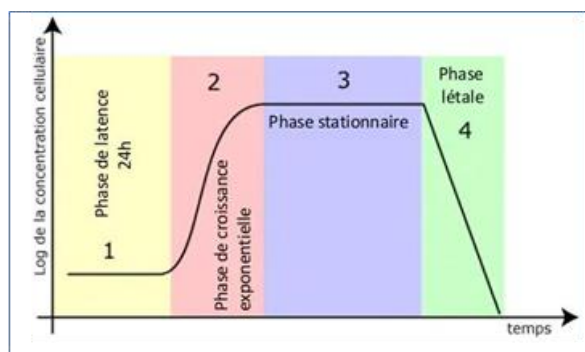


Figure III.8 : Courbe de croissance des micro-algues (**Salomez, 2009**).

Au moment de l'ensemencement, la densité de la culture a été faible. Ces filaments continuent ensuite à croître en se divisant rapidement et en s'adaptant aux conditions du milieu de culture. Cette période d'adaptation, qui dure de 2 à 3 jours, s'appelle **la phase de latence**. Une fois habitués aux conditions, le taux de division des filaments de spiruline s'accélère et leur nombre dans la culture augmente de façon logarithmique (Salomez, 2009). Cette période, appelée **phase de croissance exponentielle**, dure de 4 à 6 jours. Ensuite, lorsque la lumière et/ou les nutriments font défaut, la division est ralentit. La culture entre alors dans **une phase stationnaire**, qui peut durer plusieurs jours.

5. La récolte et le séchage

La récolte est nécessaire pour éviter les pertes de culture, engendrées par les concentrations élevées en spiruline qui empêchent la lumière et le CO₂ d'y pénétrer.

L'opération de récolte a été effectuée après avoir vérifiée la concentration des cultures **M1** et **M2** en utilisant un disque de Secchi.

La spiruline cultivée a subi sa première récolte après un mois de culture (J29) soit **le 29/05/2022**, pour la culture **M1 (Figure III.9)**, et la première récolte pour la culture **M2 (Figure III.10)** a été différée au J36, soit **le 05/06/2022**.

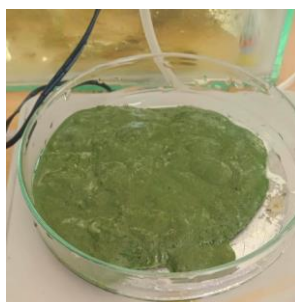


Figure III.9 : Biomasse de la spiruline récoltée
(Volume **M1**)

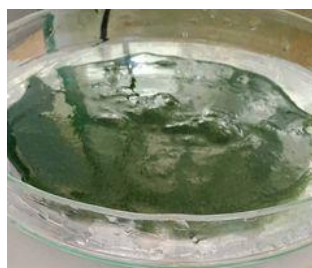


Figure III.10 : Biomasse de la spiruline récoltée
(Volume **M2**)

En raison du taux d'humidité élevé dans la région d'Alger, la biomasse est en risque de dégradation rapide ; c'est pourquoi il est fortement conseillé de la sécher le plus tôt possible (**Jourdan, 2013**). Le dispositif de séchage naturel a été décrit dans le chapitre précédent. Les quantités récoltées et les poids obtenus après séchage sont récapitulés dans le **Tableau III.3**.

Tableau III.3 : Quantités de spiruline obtenues après récolte et séchage naturel.

Cultures	Dates	Poids humide (g)	Poids sec (g)
M1	29/05/2022	69,42	7,54
M2	08/06/2022	103,20	11.21

Dans notre étude, le poids sec total de la spiruline récoltée ($M1+M2=18,75$ g) ne peut nous informer sur la productivité totale de la culture, car celle-ci peut continuer à produire sur plusieurs semaines en ensemençant de nouveau le volume restant après la récolte. Cependant, la productivité quotidienne calculée sur les 36 jours de la culture (0,52 g/j) a été inférieure à celle obtenue dans l'étude de **Ait-Ouamer & Bouaziz (2021)** (0,8 g/j) pour une durée de 70 jours. En considérant les différences entre les volumes investis (**103,2 vs. 151,3 l**), ces résultats sont considérés satisfaisants dans notre cas, car en cas d'extrapolation de nos résultats pour un supposé volume investis de 151,3 l, on obtiendrait une productivité quotidienne assez proche de 0,76 g/j.

La quantité de spiruline sèche obtenue dans **M1** était 33% inférieure à celle obtenue dans **M2** (**Tableau III.3**). En comparant aux résultats obtenus par **Ait-Ouamer & Bouaziz (2021)**, en utilisant le même milieu de culture et en extrapolant aux mêmes quantités de milieux de culture, nos résultats sont 50% inférieurs aux leurs. Nous suspectons un manque de dissolution du milieu de culture **H** utilisé, de sorte qu'une part des quantités récoltées dans **M1** avait une couleur brunâtre (formation de boue au fond de l'aquarium).

L'aspect de la spiruline sèche obtenue est illustrée dans les **Figures III.11** et **III.12** pour les cultures **M1** et **M2**, respectivement. Leur qualité (couleur) n'est pas assez excellente. Une purification suivie d'analyses microbiologiques sont recommandées pour que le produit soit admis ou conseillé pour la consommation humaine.



Figure III.11 : Aspect de la spiruline après séchage **Volume M1**



Figure III.12 : Aspect de la spiruline après séchage **Volume M2**

6. Conditionnement

La spiruline sèche a été stockée et conservée dans des boîtes en verre bien scellées (**Figure III.12**) ; à l'abri de la lumière, de l'air et des fortes chaleurs.



Figure III.13 : Conditionnement de la spiruline séchée dans des boîtes en verre

CONCLUSIONS

Dans ce mémoire, nous avons commencé par décrire les aspects biologiques et de production de la spiruline ; un aperçu de divers milieux de culture évoqués dans la littérature a été donné, ainsi que le rôle des constituants chimiques des milieux de culture.

Dans des conditions d'espace et de période serrées, nous avons pu mettre en place une culture de spiruline (même souche) en utilisant deux milieux de culture différents : celui dit HIRI caractérisé par l'utilisation du Natron et celui dit LMK incluant du bicarbonate, des engrais NPK et de l'urée.

Dans l'ensemble, les objectifs de travail qu'on a tracé ont été atteints. Les essais de culture de spiruline à la station expérimentale de l'ENSSMAL nous ont permis de maîtriser les techniques d'ensemencements pour la culture et la récolte de la spiruline.

Le milieu **LMK** a donné une meilleure productivité que le milieu **HIRI** (quantité de spiruline sèche supérieure de 33%). Cette productivité en spiruline réduite peut être due à un manque de dissolution des ingrédients du milieu de culture lors de son utilisation et une grande partie des nutriments n'ont pas été utilisés. Des travaux antérieurs dans des conditions similaires ont montré une productivité meilleure du milieu HIRI dépassant ceux obtenus pour le milieu LMK. Les résultats obtenus dans ce travail en utilisant le milieu LMK sont considérés satisfaisants.

Au terme de ce travail, nous préconisons l'utilisation du milieu LMK pour produire de la spiruline dans des conditions où le Natron fait défaut.

De futurs travaux peuvent être envisagés pour élargir le champ de recherche pour permettre :

- L'examen biochimique et microbiologique du produit final et l'établissement d'un guide pour évaluer la qualité de la spiruline produite.
- L'incorporation de la spiruline dans l'alimentation des espèces aquatiques.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Ait-Ouamer & Bouaziz. (2021).** Production de la spiruline (*Arthrospira platensis*) dans des conditions de culture différentes. Mémoire d'Ingénieur (ENSSMAL).
- ALLIANE, A. (2014).** Maîtrise des techniques de production de la spirulina platensis htam. Mémoire d'Ingénieur (ENSSMAL).
- Ameur, N., & Mimouni, Z. (2017).** *Possibilité de culture de spirulina platensis dans divers produits agricoles* (Doctoral dissertation, Université Mouloud Mammeri).
- Antenna Technology (2002).** Livret pédagogique Accompagnement du film : « La spiruline contre la malnutrition » (Madurai - Inde).
- AUDIGIE C., DUPONT G., ZONZAIN F. (1982).** Principe des méthodes d'analyse biochimique. Tome 1, Paris, DOIN, 189p.
- BELAY, A. (2007).** Spirulina (Arthrospira): production and quality assurance Spirulina.Koru. pp.11-202.
- CHARPY, L. (2008).** Colloque internationale << la spiruline et le développement >>, formation et transfert de technologie, en matière de culture de spiruline. pp.8-134.
- Charpy, L., Langlade, M. J., & Alliod, R. (2008).** La Spiruline peut-elle être un atout pour la santé et le développement en Afrique. *Rapport d'expertise pour le Ministère de l'Agriculture et de la Pêche.*
- CHARPY, L. et al., (2008).** La spiruline peut-elle être un atout pour la santé et le développement en Afrique. UR 167 (CYROCO).pp.9-67.
- Chergui, A & Menal, Z., Taders, D. (2021).** Etude sur les effets bénéfiques de la spiruline
- Cruchot H, (2008).** La Spiruline, Bilan et Perspective. Thèse docteur en pharmacie. Faculté de médecine et de pharmacie de Besançon. Université de France-Comite.
- DANESI, E.D.G. (2004).** Effect of reducing the light intensity on the growth and production of chlorophyll by Spirulina platensis. Biomass and Bioenergy. pp.329-335.
- Delpeuch F., Joseph A. et Cavalier C. (1975).** Consommation alimentaire et apport nutritionnel des algues bleues (*Oscillatoris platensis*) chez quelques populations du Kanem(Tchad). Annales de la Nutrition et de l'Alimentation; 29: p. 497-515.
- DUBEY RC (2006).** A textbook of Biotechnology. Fourth revised and enlarged edition, S. handand Company Limited, p.p. 419-421.
- Farrar, W.V. (1966).** Techuitlatl, a Glimpse of Aztec Food Technology. Nature. N° 5047.
- FERHAT, W., & LAKEHAL, S. (2019).** Culture et production de la spiruline *Arthrospira platensis* dans la région d'El'Oued. de la spiruline dans l'élaboration d'une boisson.
- FOX, D., (1999).** « Spiruline: technique pratique et promesse », Aix en Provence : Ed. Sud, p246.

- JOURDAN, J-P. (1999).** Cultiver votre spiruline: manuel de culture artisanal. Publication Antenna Technologies. pp.12-15.
- JOURDAN, J. P. (2006).** Cultivez votre spiruline. Edt. Antenna Technologie: p146
<https://antenna.ch/documents/manuelJourdan2061.pdf> .
- JOURDAN, J-P. (2013).** Cultiver votre spiruline : manuel de culture artisanal. p.226
- HENRIKSSON, R. (1999).** Biographical Summary as Spirulina Bioneer, covering the period.
- KPITIME, G. (2019).** *Evaluation de l'effet de la spiruline (Arthrospira platensis) sur les paramètres morphométriques externes et internes des lapins de race commune.* EPAC/UAC.
- Paniagua-michel J., Dujardin E. et Sironval C. (1993).** Le Tecuitlal, concentré de spirulines source de protéines comestibles chez les Aztèques. Cahiers de l'Agriculture; 2: p. 283-287.
- PIERLOVISI, C.** COMPOSITION CHIMIQUE DE LA SPIRULINE. In *International Symposium on Spirulina* (p. 25).
- Ruma A. & Sudhakar (2017).** Carbon sequestration through solar bioreactors: industrial strategies.
- SAEID, A., & CHOJNACKA, K. (2015).** Toward production of microalgae in photobioreactors under temperate climate. *Chemical Engineering Research and Design*, 93, p.p.377-391.
- SALLE, M. (1999).** la spiruline une source d'alimentation à promouvoir. *Médecine d'Afrique Noire* pp.46-92.
- SEGGAÏ, A. (2008) :** Comptabilité des eaux des nappes de la région de Ouargla pour la
- Shih CM, Cheng SN, Wong CS, Kuo YL, Chou TC. 2009.** Antiinflammatory and antihyperalgesic activity of C-phycoerythrin. *Anesth Analg*:1303-10.
- Sguera, S. (2008).** *Spirulina platensis et ses constituants: intérêts nutritionnels et activités thérapeutiques* (Doctoral dissertation, UHP-Université Henri Poincaré)
- SONI, R. A., SUDHAKAR, K., & RANA, R. S. (2017).** Spirulina: From growth to nutritional product: A review. *Trends in food science & technology*, 69, p.p.157-171.
- TREDICI, M. R., PAPUZZO, T., & TOMASELLI, L. (1986).** Outdoor mass culture of *Spirulina maxima* in sea-water. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 24(1), p.p.47-50.
- Tremblin, G., & Marouf, A. (2021).** Chapitre 11 Les algues et leurs applications. In *Abrégé de biologie végétale appliquée* (pp. 135-156). EDP Sciences.
- Tsarahevitra, J. A. R. I. S. O. A. (2005).** Adaptation de La Spiruline du Sud de Madagascar à la Culture en eau de Mer. Mise au point de Structures de Production à L'échelle villageoise (Doctoral dissertation, Institut de Recherche pour le Développement).
- TAIB, S., & TOUHARI, Y. (2021).** Essai de l'incorporation de la spiruline dans l'élaboration

d'une boisson. Mémoire d'Ingénieur.

ZARROUK, C. (1966). Contribution à l'étude d'une Cyanophyce. Influence de Divers Facteurs Physiques et Chimiques sur la croissance et la photosynthese de *Spirulina mixima*. Thèse de doctorat.

ANNEXES

Annexes 1 :

Evolution des paramètres physicochimiques pour les **volumes H** pendant les 15 jours d'expérience
(**1^{er} ensemencement**) :

Nombre de jour	Date	H		
		T°	pH	Salinité
01	30/04/2022	32,9	10,07	11,25
02	01/05/2022	32,4	10,33	11,05
03	02/05/2022	30,31	10,15	11,2
04	03/05/2022	30,45	10,19	11,5
05	04/05/2022	32,9	10,07	11,33
06	05/05/2022	33,8	10,12	11,33
07	06/05/2022	33	10,23	11,4
08	07/05/2022	31,7	10,45	11,56
09	08/05/2022	31,42	10,2	11
10	09/05/2022	31,6	10,36	11,36
11	10/05/2022	32,4	10,5	11,74
12	11/05/2022	32,9	10,7	11,6
13	12/05/2022	32,5	10,8	11,45
14	13/05/2022	33,23	10,5	11,58
15	14/05/2022	33,2	10,7	11,22

Annexes 2 :

Evolution des paramètres physicochimiques pour les **volumes H** pendant les **15 jours** d'expérience (**2^{ème} ensemencement**) :

Nombre de jour	Date	H		
		T°	pH	Salinité
01	17/05/2022	30,4	10,03	11
02	18/05/2022	31,4	10,25	11,33
03	19/05/2022	31,7	10,4	11,36
04	20/05/2022	10,5	10,38	11,8
05	21/05/2022	32,7	10,54	12,5
06	22/05/2022	30,5	10,18	12,8
07	23/05/2022	31,4	10,22	13,2
08	24/05/2022	30,7	10,24	14
09	25/05/2022	31,2	10,56	11,45
10	26/05/2022	32,6	10,34	11,6
11	27/05/2022	33,7	10,23	12
12	28/05/2022	32,6	10,42	11,8
13	29/05/2022	32,4	10,33	11,45
14	30/05/2022	31,27	10,36	11,7
15	31/05/2022	31,9	10,22	11,8

Annexes 3 :

Evolution des paramètres physicochimiques pour les **volumes L** pendant les **15 jours** d'expérience (2^{ème} ensemencement) :

Nombre de jour	Date	L		
		T°	pH	Salinité
01	23/05/2022	30,3	9,34	14,5
02	24/05/2022	31,45	9,35	15,4
03	25/05/2022	31,72	10,24	11,08
04	26/05/2022	31,5	10,4	11,56
05	27/05/2022	32,7	9,3	16,7
06	28/05/2022	30,6	10,6	11,24
07	29/05/2022	31,52	10,24	11,64
08	30/05/2022	30,8	10,33	11,32
09	31/05/2022	31,2	10,8	11,24
10	01/06/2022	32,7	10,56	11,78
11	02/06/2022	34	10,7	11,36
12	03/06/2022	32,45	10,29	11,5
13	04/06/2022	32,5	10,26	11,45
14	05/06/2022	31,3	10,23	11,2
15	06/06/2022	32,3	10,24	11,55

Résumé

La spiruline a fait ses preuves en réhabilitation nutritionnelle dans les pays où la malnutrition sévit parce qu'elle est riche en protéines, en acides aminés et acides gras essentiels, vitamines et minéraux. Parmi les facteurs clés à maîtriser dans une culture de spiruline c'est la préparation d'un milieu de culture où tous les ingrédients devraient être disponibles dans une région donnée.

L'objectif de notre étude a été de produire de la spiruline avec 2 milieux de culture différents et comparer leur efficacité.

L'étude a été réalisée dans la ferme expérimentale de l'ENSSMAL, et a permis d'optimiser les conditions de culture et de suivre les paramètres physico-chimiques de la culture.

Le milieu testé (LMK) a produit 33% plus de spiruline que le milieu de référence (HIRI). Ce résultat peut être contesté vu les travaux antérieurs qui démontrent l'efficacité d'utilisation du milieu dit HIRI, caractérisé par contenir du Natron. Cependant, notre travail a démontré que le milieu LMK peut être facilement utilisé pour produire de la spiruline dans des conditions où le Natron fait défaut.

Abstract

Spirulina has proven itself in nutritional rehabilitation in countries where malnutrition is rampant because it is rich in proteins, amino acids and essential fatty acids, vitamins and minerals.

Among the key factors to master in a culture of spirulina is the preparation of a culture medium where all the ingredients should be available in a given region.

The objective of our study was to produce spirulina with 2 different culture media and compare their effectiveness.

The study was carried out in the ENSSMAL experimental farm, and made it possible to optimize the culture conditions and to monitor the physico-chemical parameters of the culture.

The medium tested (LMK) produced 33% more spirulina than the reference medium (HIRI). This result can be disputed given the previous works which demonstrate the efficiency of use of the so-called HIRI medium, characterized by containing Natron. However, our work has demonstrated that LMK medium can be easily used to produce spirulina under conditions where Natron is lacking.

ملخص

أثبتت السبيرولينا نفسها في إعادة التأهيل الغذائي في البلدان التي ينتشر فيها سوء التغذية لأنها غنية بالبروتينات والأحماض الأمينية والأحماض الدهنية الأساسية والفيتامينات والمعادن.

من بين العوامل الرئيسية التي يجب إتقانها في ثقافة السبيرولينا إعداد وسط استزراع حيث يجب أن تكون جميع المكونات متوفرة في منطقة معينة.

كان الهدف من دراستنا هو إنتاج سبيرولينا بوسائط استزراع مختلفة ومقارنة فعاليتها.

التجريبية ، وجعلت من الممكن تحسين ظروف الاستزراع ومراقبة المعلمات ENSSMAL أجريت الدراسة في مزرعة الفيزيائية والكيميائية للمزرعة.

(. يمكن الطعن في هذه النتيجة في HIRI) سبيرولينا أكثر بنسبة 33٪ من الوسيط المرجعي (LMK أنتج الوسط الذي تم اختباره)

. ومع ذلك ، فقد Natron ، والذي يتميز باحتوائه على HIRI ضوء الأعمال السابقة التي توضح كفاءة استخدام ما يسمى بوسط

Natron بسهولة لإنتاج السبيرولينا في ظل الظروف التي تفقر إلى LMK أظهر عملنا أنه يمكن استخدام وسط