

République Algérienne Démocratique et Populaire

Université Abdelhamid Ibn  
Badis-Mostaganem  
Faculté des Sciences de la  
Nature et de la Vie



جامعة عبد الحميد بن باديس  
مستغانم  
كلية علوم الطبيعة و الحياة

DEPARTEMENT DES SCIENCES DE LA MER ET DE L'AQUACULTURE

## MÉMOIRE DE FIN D'ÉTUDES

Présenté par

**AZZOUZ BOUCHAHMA ASMA**

Pour l'obtention du diplôme de

**MASTER EN BIOTECHNOLOGIE**

**Spécialité : Biotechnologie et valorisation des plantes**

**THÈME**

**Évaluation de l'activité antioxydante et de la qualité microbiologique de la  
Spiruline (*Arthrospira platensis*).**

Soutenue le 30/06/2025

DEVANT LE JURY

|           |                      |            |               |
|-----------|----------------------|------------|---------------|
| Président | BENZAÏT Hocine       | MCB        | U. Mostaganem |
| Encadreur | BEKADA Djamel Eddine | MCA        | U. Mostaganem |
| Examineur | BENAMAR Nardjess     | Professeur | U. Mostaganem |

*Année universitaire 2024/2025*

# *Remerciements*

Avant toute chose, je rends grâce à Dieu Tout-Puissant pour Sa guidance constante et la force qu'il m'a accordée tout au long de mon parcours universitaire.

Je tiens à exprimer ma profonde gratitude à M. BEKADA Djamel Eddine, mon encadrant, pour sa disponibilité, ses conseils précieux et son accompagnement tout au long de ce travail. Je lui suis sincèrement reconnaissante pour le temps qu'il m'a consacré.

J'adresse également mes sincères remerciements à Monsieur BENZAIT Hocine Maître de conférences B, Chef de département des Sciences de la mer et de l'Aquaculture à l'Université de Mostaganem, pour l'honneur qu'il m'a fait en acceptant de présider la commission des jurys.

Mes remerciements vont également à Madame BENAMAR Nardjess, au grade de Professeur à l'Université de Mostaganem, pour l'intérêt qu'elle a porté à ce travail en acceptant de l'évaluer.

Je remercie aussi l'ensemble des enseignants qui ont contribué à ma formation académique et scientifique tout au long de mes années d'études.

Enfin, je remercie chaleureusement mes amis et collègues pour leur soutien moral, les moments partagés, leur aide et leurs encouragements.

# *Dédicace*

*À mes chers parents,*

*À ma mère, pour ton cœur, ta tendresse, tes prières et ton courage.  
Que Dieu te protège et te garde toujours à mes côtés.*

*À mon père, merci pour tes encouragements, ta confiance et les  
valeurs que tu m'as transmises.*

*À mes frères et sœurs,  
Merci d'avoir toujours été là, chacun à sa manière.*

*À tous mes chers,  
Qui m'ont soutenue, inspirée ou simplement accompagnée de près ou  
de loin tout au long de ce parcours.*

*And last but not least,*

*To my colleague thank you for your precious help and your way of  
making everything seem simple. If anything went wrong, just apply the  
promo code!*

# **SOMMAIRE**

|                           |   |
|---------------------------|---|
| <b>Introduction</b> ..... | 1 |
|---------------------------|---|

## **Partie I : Revue Bibliographique**

|   |    |
|---|----|
| <b>I. Généralités sur la spiruline</b> .....                        | 3  |
| 1. Définition et nature biologique de la spiruline .....            | 3  |
| 2. Confusion taxonomique .....                                      | 3  |
| 3. Origines et utilisations ancestrales.....                        | 4  |
| 4. Classification taxonomique de <i>Arthrospira platensis</i> ..... | 5  |
| 4.1. Le terme de la spiruline .....                                 | 6  |
| 5. Caractéristiques morphologiques et cytologiques .....            | 7  |
| 5.1. Morphologie .....  | 7  |
| 5.2. Cytologie .....  | 8  |
| 6. Diversité spécifique et souches d' <i>Arthrospira</i> .....      | 9  |
| 7. Répartition écologique et milieux naturels .....                 | 10 |
| <b>II. Composition biochimique de la spiruline</b> .....            | 11 |
| 1. Protéines et acides aminés essentiels .....                      | 12 |
| 2. Lipides et acides gras polyinsaturés.....                        | 14 |
| 3. Glucides.....  | 16 |
| 4. Les pigments .....   | 17 |
| 4.1. Phycocyanine.....  | 17 |
| 4.2. Chlorophylle a .....   | 18 |
| 4.3. Caroténoïdes : précurseurs de la vitamine A .....              | 18 |
| 4.5. Minéraux et vitamines.....                                     | 19 |
| 5. Facteurs influençant la composition biochimique .....            | 21 |
| 5.1. Conditions environnementales .....                             | 21 |
| 5.1.1. potentiel d'hydrogène (pH) .....                             | 21 |

|  |           |
|--|-----------|
| 5.1.2. Lumière .....   | 21        |
| 5.1.3. Température .....   | 22        |
| 5.2. Composition du milieu de culture.....                               | 22        |
| 5.2.1. Composants principaux du milieu de Zarrouk .....                  | 22        |
| 5.3. Âge de la culture et stade de croissance .....                      | 23        |
| 5.4. Modes de culture .....  | 24        |
| 5.4.1. Systèmes de culture ouverts.....                                  | 24        |
| 5.4.2. Systèmes de culture fermés.....                                   | 25        |
| 5.4.3. Choix du système .....  | 26        |
| 5.5. Récolte et séchage et conservation .....                            | 27        |
| 5.5.1. Récolte.....  | 27        |
| 5.5.2 Séchage.....   | 27        |
| 5.5.3. Conservation.....   | 28        |
| 6. Contrôle qualité et conditionnement.....                              | 28        |
| <b>III. Introduction aux activités biologiques de la spiruline .....</b> | <b>30</b> |
| 1. Activité antioxydante .....   | 31        |
| 1.1. Notions de stress oxydatif et radicaux libres .....                 | 31        |
| 1.2. Mécanismes d'action des antioxydants .....                          | 32        |
| 1.2.1. Phycobiliprotéines.....   | 33        |
| 1.2.2. Caroténoïdes et pigments liposolubles .....                       | 34        |
| 1.2.3. Polyphénols, flavonoïdes et acides phénoliques .....              | 34        |
| 1.2.4. Vitamines.....  | 34        |
| 2. Extraction et purification des antioxydants de la spiruline .....     | 35        |
| 3. Méthodes d'évaluation de l'activité antioxydante de la spiruline..... | 36        |
| 3.1. Tests d'évaluation .....  | 36        |

|   |    |
|---|----|
| 3.1.1. Test DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle) .....                     | 36 |
| 3.1.2. Test ABTS (2,2'-azino-bis(3-éthylbenzothiazoline-6-sulfonique) ..... | 36 |
| 3.1.3. Test du pouvoir réducteur (FRAP) .....                               | 37 |
| 4.. Contrôle microbiologique de la spiruline .....                          | 37 |
| 5. Applications industrielles et thérapeutiques .....                       | 39 |
| 5.1. Applications pharmaceutiques et médicinales.....                       | 39 |
| 5.2.. Compléments alimentaires.....   | 39 |
| 5.3. Cosmétique et dermatologie .....                                       | 40 |
| 5.4. Précautions à prendre avec la spiruline .....                          | 41 |

## **Partie II : Méthodologie**

|   |           |
|---|-----------|
| Objectif de l'étude.....  | 42        |
| <b>I. Evaluation de la qualité nutritionnelle.....</b>                        | <b>42</b> |
| 1. Description des Echantillons .....   | 42        |
| 2. Détermination de la Teneur en eau .....                                    | 43        |
| 3. Détermination de la teneur en Lipides.....                                 | 45        |
| 4. Détermination du potentiel d'hydrogène (pH).....                           | 47        |
| <b>II. Analyse Biochimique.....</b>   | <b>48</b> |
| 1. Dosage des polyphénols totaux .....  | 48        |
| 2. Dosage des flavonoïdes totaux.....   | 50        |
| 3. Évaluation de l'activité antioxydante par la méthode DPPH.....             | 51        |
| <b>III. Analyse microbiologique.....</b>                                      | <b>53</b> |
| 1. Préparation de la solution mère et des dilutions décimales.....            | 53        |
| 2. Recherche et dénombrement de la flore totale aérobie mésophile (FTAM)..... | 54        |

|  |    |
|--|----|
| 3. Recherches et dénombrement des <i>Coliformes Totaux</i> et <i>Coliformes Fécaux</i> ..... | 54 |
| 4. Recherche de <i>Staphylococcus aureus</i> .....   | 55 |

### **Partie III: Résultats et discussion**

|   |    |
|---|----|
| <b>I. Résultats de l'évaluation de la qualité nutritionnelle</b> .....                      | 56 |
| 1. Détermination de la Teneur en eau .....  | 56 |
| 2. Détermination de la teneur en Lipides.....   | 56 |
| 3. Détermination du potentiel d'hydrogène (pH).....   | 58 |
| <b>II. Résultats des analyses biochimiques</b> .....  | 60 |
| 1. Teneur en Polyphénols totaux.....  | 60 |
| 2. Teneur en flavonoïdes totaux.....  | 62 |
| 3. Comparaison des teneurs en flavonoïdes et polyphénols.....                               | 63 |
| 4. Évaluation de l'activité antioxydante par la méthode DPPH.....                           | 64 |
| <b>III. Evaluation de la qualité microbiologique</b> .....                                  | 68 |
| 1. Résultats du dénombrement des la flore mésophile aérobie totale (FTAM).....              | 68 |
| 2. Résultats du dénombrement des <i>Coliformes totaux</i> et <i>Coliformes fécaux</i> ..... | 71 |
| 2.1 <i>Coliformes totaux</i> .....  | 71 |
| 2.2 <i>Coliformes fécaux</i> .....  | 73 |
| 3. Résultats du dénombrement des <i>Staphylococcus aureus</i> .....                         | 74 |
| <b>PARTIE IV: Conclusion</b> .....  | 77 |
| <b>PARTIE V: Références Bibliographiques</b>  |    |

# Résumé

*Arthrospira platensis*, connue sous le nom de spiruline, est une cyanobactérie filamenteuse de couleur bleu-vert appartenant à l'ordre des *Oscillatoriales*. Elle est généralement regroupée avec les microalgues en raison de sa richesse en nutriments essentiels. Utilisée depuis des siècles pour ses qualités nutritionnelles, la spiruline fait aujourd'hui l'objet de nombreuses recherches dans les domaines de la santé, de la nutrition humaine et de la biotechnologie.

Le présent mémoire s'articule autour d'une revue bibliographique sur les caractéristiques biologiques, la composition biochimique, les méthodes de culture, l'activité antioxydante et les techniques d'analyse associées à la spiruline, et une étude expérimentale portant sur l'évaluation de sa qualité nutritionnelle, antioxydante et microbiologique.

Dans le cadre de l'étude expérimentale, plusieurs analyses ont été réalisées sur les deux échantillons commerciaux de spiruline A et B. Pour atteindre nos objectifs, on avait procédé à l'extraction de l'extrait brut des deux échantillons de spiruline A et B par extraction au Soxhlet en utilisant l'éthanol comme solvant. Cela nous avait permis d'évaluer la teneur en lipides. La détermination de la matière sèche a été effectuée par incubation à une température de 105°C pendant 24 heures, puis cette matière sèche était placée dans un dessiccateur à 37°C pendant 45 minutes, suivie de sa pesée, ce qui a permis de déterminer la teneur en eau. La détermination du pH a été réalisée en utilisant les bandelettes réactives, à température ambiante, après incubation de 15 jours à 37°C, et après 7 jours à température 55°. L'évaluation biochimique était considérée par le dosage des polyphénols totaux, des flavonoïdes totaux, et l'évaluation de l'activité antioxydante par le test DPPH. Le contrôle microbiologique avait été utilisé comme indicateur sanitaire visant à détecter la flore totale aérobie mésophile, les *Coliformes totaux* et *fécaux*, et *Staphylococcus aureus*, indiquant une possible contamination bactériologique.

Les résultats obtenus avaient montré que les deux échantillons A et B présentaient une matière sèche estimée à 93.8% pour l'échantillon A et à 93% pour l'échantillon B. une teneur en eau de 6,2% pour l'échantillon A et à 7% pour l'échantillon B. Un potentiel d'hydrogène (pH) légèrement acide estimé à 5.5, respectivement à température ambiante, 37 °C et à 55 °, et une teneur en lipides estimée à 12.8% pour l'échantillon A et 8.9 % pour l'échantillon B. La teneur en polyphénols totaux pour l'échantillon A était estimée à 1.99 mg EAG /g, et à 6.83 mg EAG /g pour l'échantillon B. Le dosage des flavonoïdes totaux étaient estimés à 17.82 mg EQ/g, pour l'échantillon A et à 30.67 mg EQ/g. La concentration inhibitrice 50% ( IC50) était estimée à 0,639 mg/ml pour l'échantillon A et à 0,551 mg/ml pour l'échantillon B, et à 0,469 mg/ml pour l'acide ascorbique. L'évaluation du dénombrement de la flore mésophiles (FTAM) pour l'échantillon A était estimée à  $6,3 \times 10^7$  UFC/g, et pour l'échantillon B le nombre de colonies était insuffisant. Le dénombrement des coliformes totaux était nul pour l'échantillon A, tandis que l'échantillon B était estimé à  $1.05 \times 10^6$  UFC/g. Le dénombrement des coliformes fécaux était nul pour les deux échantillons A et B de spiruline. Aucun développement des colonies de *Staphylococcus aureus* n'a été observé dans l'échantillon B, pour l'échantillon A le nombre de colonies était de  $9.2 \times 10^2$  UFC/g. Au terme de cette recherche, la spiruline A et B se présentent comme des sources naturelles d'antioxydants, avec une qualité nutritionnelle modérée, ceci étant en lien avec certains résultats de la flore bactériologique.

Mots clés : Spiruline A, Spiruline B, Polyphénols totaux, Flavonoïdes totaux, Concentration inhibitrice 50% ( IC50), Culture bactérienne

# Abstract

*Arthrospira platensis*, commonly known as spirulina, is a filamentous blue-green cyanobacterium belonging to the order Oscillatoriales. It is generally classified among microalgae due to its richness in essential nutrients. Used for centuries for its nutritional properties, spirulina is now the subject of extensive research in the fields of health, human nutrition, and biotechnology.

This thesis is based on a bibliographic review of the biological characteristics, biochemical composition, cultivation methods, various applications, antioxidant activity, and analytical techniques related to spirulina. It also includes an experimental study evaluating its nutritional, antioxidant, and microbiological qualities.

In the experimental part, several analyses were carried out on two commercial spirulina samples, labeled A and B. To achieve our objectives, crude extracts from both samples were obtained using Soxhlet extraction with ethanol as the solvent. This allowed us to evaluate their lipid content. The dry matter content was determined by incubating the samples at 105 °C for 24 hours, followed by placement in a desiccator at 37 °C for 45 minutes before weighing. This process also enabled the determination of moisture content. The pH was measured using reactive strips at room temperature, after incubation for 15 days at 37 °C, and after 7 days at 55 °C. The biochemical evaluation included the quantification of total polyphenols, total flavonoids, and antioxidant activity using the DPPH assay. Microbiological analysis was used as a health indicator to detect total aerobic mesophilic flora, total and fecal coliforms, and *Staphylococcus aureus*, indicating possible bacterial contamination.

The results showed that both samples, A and B, had a dry matter content estimated at 93.8% for sample A and 93% for sample B, and a moisture content of 6.2% for sample A and 7% for sample B. The pH was slightly acidic, estimated at 5.5, measured at room temperature, 37 °C, and 55 °C. The lipid content was estimated at 12.8% for sample A and 8.9% for sample B. The total polyphenol content was estimated at 1.99 mg GAE/g for sample A and 6.83 mg GAE/g for sample B. The total flavonoid content was estimated at 17.82 mg QE/g for sample A and 30.67 mg QE/g for sample B. The 50% inhibitory concentration (IC<sub>50</sub>) was estimated at 0.639 mg/ml for sample A, 0.551 mg/ml for sample B, and 0.469 mg/ml for ascorbic acid.

The enumeration of mesophilic aerobic flora (FTAM) in sample A was estimated at  $6.3 \times 10^7$  CFU/g, while the number of colonies in sample B was insufficient. The total coliform count was zero in sample A and estimated at  $1.05 \times 10^6$  CFU/g in sample B. Fecal coliforms were absent in both samples A and B. No growth of *Staphylococcus aureus* colonies was observed in sample B, while the colony count in sample A was  $9.2 \times 10^2$  CFU/g.

At the end of this study, both spirulina samples A and B appear to be natural sources of antioxidants, with moderate nutritional quality, which may be related to certain results from the bacteriological analysis.

Keywords: Spirulina A, Spirulina B, Total polyphenols, Total flavonoids, Inhibitory concentration 50% (IC<sub>50</sub>), Bacterial culture.

## الملخص

السيبرولينا هي بكتيريا زرقاء خيطية ذات لون أزرق مخضر، تنتمي إلى رتبة المتذبذبات. وغالبًا ما تُصنّف ضمن الطحالب الدقيقة نظرًا لغناها بالعناصر الغذائية الأساسية. استُخدمت السيبرولينا منذ قرون بسبب خصائصها الغذائية، وتُعدّ اليوم موضوعًا للعديد من الدراسات في مجالات الصحة، والتغذية والتكنولوجيا الحيوية.

يرتكز هذا البحث على مراجعة نظرية للخصائص الحيوية، والتركيب الكيميائي الحيوي، وطرق الزراعة، بالإضافة إلى استخداماتها المتنوعة، ونشاطها المضاد للأكسدة، ووسائل التحليل المرتبطة بها، إلى جانب دراسة تطبيقية لتقييم جودتها الغذائية، ونشاطها المضاد للأكسدة، وجودتها الجرثومية.

في الجزء التطبيقي، أُجريت تحاليل مختلفة على عينتين تجاريتين من السيبرولينا تحملان الرمز (أ) و(ب). ولتحقيق أهداف الدراسة، تم استخراج المكوّن الخام من العينتين باستخدام جهاز لاستخلاص المواد بواسطة الحرارة والكحول الإيثيلي كمذيب، مما سمح بتقدير نسبة الدهون. تم تجفيف المادة عند درجة حرارة 105 مئوية لمدة 24 ساعة، ثم وُضعت في وعاء مانع للرطوبة عند 37 درجة مئوية لمدة 45 دقيقة قبل وزنها، مما مكن من حساب نسبة الرطوبة. تم قياس الرقم الهيدروجيني باستخدام شرائط التفاعل عند درجة حرارة الغرفة، ثم بعد الحضانة لمدة 15 يومًا عند 37 درجة، و7 أيام عند 55 درجة. شملت التقييمات الكيميائية الحيوية قياس كمية المركبات متعددة الفينولات، والفلافونويدات، وتحديد النشاط المضاد للأكسدة باستخدام اختبار تثبيط الجذور الحرة. كما استُخدمت التحاليل الجرثومية كمؤشر للصحة العامة للكشف عن البكتيريا الهوائية المتوسطة، والقولونيات الكلية والبرازية، والعنقوديات الذهبية، مما يدل على احتمال وجود تلوث جرثومي.

أظهرت النتائج أن العينتين (أ) و(ب) تحتويان على نسبة مادة جافة تقدر بـ 93.8% و 93% على التوالي، ونسبة رطوبة 6.2% للعينتين (أ) و(ب). وُجد أن الرقم الهيدروجيني حمضي قليلًا ويُقدّر بـ 5.5 في جميع درجات الحرارة المختبرة. بلغت نسبة الدهون 12.8% في العينة (أ) و8.9% في العينة (ب). أما المركبات متعددة الفينولات فقد بلغت 1.99 ملغ مكافئ حمض الغاليك لكل غرام في العينة (أ)، و6.83 ملغ في العينة (ب). بينما بلغت الفلافونويدات 17.82 ملغ مكافئ كيرسيتين لكل غرام في العينة (أ)، و30.67 ملغ في العينة (ب). قُدرت الكمية اللازمة لتثبيط 50% من الجذور الحرة بـ 0.639 ملغ/مل للعينة (أ)، و0.551 ملغ/مل للعينة (ب)، مقارنة بـ 0.469 ملغ/مل لحمض الفيتامين ج. بلغ عدد البكتيريا الهوائية المتوسطة في العينة (أ) نحو  $6.3 \times 10^7$  وحدة تكوين مستعمرات لكل غرام، بينما كان عدد المستعمرات في العينة (ب) غير كافٍ. لم تُسجل القولونيات الكلية في العينة (أ)، بينما ظهرت في العينة (ب) بنسبة  $1.05 \times 10^6$  وحدة/غرام. أما القولونيات البرازية في العينة (أ) والعينة (ب) فقد كانت معدومة. لم يُلاحظ نمو العنقوديات الذهبية في العينة (ب)، بينما سُجلت في العينة (أ) بنسبة  $9.2 \times 10^2$  وحدة/غرام.

وفي الختام، تُعد السيبرولينا (أ) و(ب) مصدرًا طبيعيًا لمضادات الأكسدة، وتتمتع بجودة غذائية معتدلة، وذلك بحسب ما أظهرته نتائج التحاليل الجرثومية.

**الكلمات المفتاحية:** السيبرولينا أ، السيبرولينا ب، المركبات متعددة الفينولات، الفلافونويدات، التثبيط النصفى للجذور الحرة، الزراعة الجرثومية.

# Liste des figures

|  |    |
|--|----|
| Figure .01 : Observation au microscope optique des filaments d' <i>Arthrospira</i> sp.....                                     | 03 |
| Figure.02: Variabilité morphologique des trichomes clonaux frais d' <i>Arthrospira</i> .....                                   | 07 |
| Figure.03 : la composition de la Spiruline.....  | 11 |
| Figure 04 : Composition de 100 g de Spiruline.....   | 11 |
| Figure 05: Bassin de culture.....  | 25 |
| Figure.06: Schéma de fonctionnement d'un photobioréacteur.....   | 25 |
| Figure. 07: Schéma de la formation des radicaux libres.....  | 31 |
| Figure. 08: Mécanisme d'action des antioxydants sur les radicaux libres.....   | 32 |
| Figure.09: Echantillon A et Echantillon B.....   | 42 |
| Figure.10 : Echantillons en cours de séchage dans l'étuve à 105 C °.....   | 43 |
| Figure.11 : Refroidissement dans le dessiccateur.....  | 43 |
| Figure.12 : Appareil Soxhlet utilisé pour l'extraction de spiruline.....   | 45 |
| Figure .13 : Evaporateur rotatif utilisé pour l'évaporation du solvant.....  | 45 |
| Figure.14: Bandelette réactive pour la mesure du pH.....   | 47 |
| Figure.15 : Préparation des solutions étalons de l'acide gallique.....   | 48 |
| Figure. 16 : Préparation des solutions étalons de quercétine.....  | 50 |
| Figure.17 : Préparation des milieux de culture.....  | 53 |
| Figure. 18 : Lecture du pH des deux échantillons de la Spiruline A et B à l'aide<br>d'une bandelette réactive.....             | 58 |
| Figure.19 : Courbe d'étalonnage d'acide gallique.....  | 60 |
| Figure.20 : Courbe d'étalonnage de la quercétine.....  | 62 |
| Figure.21 : Teneur en polyphénols totaux, et en flavonoïdes totaux dans les extraits<br>de Spiruline A et B.....               | 63 |
| Figure.22: Pourcentage d'inhibition du radical DPPH en fonction des concentrations<br>de l'extrait brut de la Spiruline A..... | 64 |
| Figure.23: Pourcentage d'inhibition du radical DPPH en fonction des concentrations<br>de l'extrait brut de la Spiruline B..... | 65 |
| Figure.24 :Pourcentage d'inhibition du DPPH en fonction des différentes concentrations<br>de l'acide ascorbique.....           | 66 |
| Figure.25 : Observation macroscopique de Spiruline A sur gélose PCA.....   | 68 |
| Figure.26 : Observation macroscopique de Spiruline B sur gélose PCA.....   | 69 |

|   |    |
|---|----|
| Figure. 27: Observation macroscopique des <i>Coliformes totaux</i> dans l'échantillon de Spiruline B.....     | 71 |
| Figure. 28: Observation macroscopique des <i>Coliformes totaux</i> dans l'échantillon de Spiruline A.....     | 73 |
| Figure.29: Observation macroscopique des Coliformes fécaux dans l'échantillon B de Spiruline.....             | 74 |
| Figure.30: Observation macroscopique des Coliformes fécaux dans l'échantillon A de Spiruline.....             | 75 |
| Figure.31 : Observation macroscopique des <i>Staphylococcus aureus</i> dans l'échantillon A de Spiruline..... | 75 |
| Figure.32 : Observation macroscopique des <i>Staphylococcus aureus</i> dans l'échantillon B de Spiruline..... | 75 |

# Liste des tableaux

|  |    |
|--|----|
| Tableau.01: Classification d' <i>Arthospira platensis</i> .....  | 05 |
| Tableau. 02: Confusions liées au terme de Spiruline.....   | 03 |
| Tableau.03 :Teneur moyenne et principales fonctions des acides aminés<br>de la Spiruline.....  | 12 |
| Tableau. 04: Composition en acides gras majeurs de la spiruline.....   | 14 |
| Tableau.05: Teneurs en pigments exprimées en mg pour 10g de matière sèche<br>de <i>Spirulina platensis</i> . ....                                | 17 |
| Tableau.06: Teneur en eau des échantillons de Spiruline.....   | 43 |
| Tableau.07 : Teneur en lipides des deux extraits.....  | 45 |
| Tableau.08: Valeurs du pH des échantillons selon les conditions<br>de conservation.....  | 47 |
| Tableau.09 : Teneur en en polyphénols totaux des extraits de Spiruline exprimée<br>en mgEAG/g.....   | 60 |
| Tableau.10 : Teneur en flavonoïdes totaux des extraits de Spiruline exprimée<br>En mg EAG/g.....   | 62 |
| Tableau.11 : Valeurs de l'IC <sub>50</sub> des extraits de Spiruline et de la vitamine C.....  | 66 |
| Tableau.12 : Résultats du dénombrement bactérien de la Spiruline<br>A après 48h d'incubation.....  | 68 |
| Tableau.13 : Résultats du dénombrement des <i>Coliformes totaux</i> dans l'échantillon<br>de Spiruline B après 24 h et 48 h d'incubation.....    | 71 |
| Tableau.14 :Résultats du dénombrement des <i>Staphylococcus aureus</i> dans l'échantillon<br>de Spiruline A après 24 h et 48 h d'incubation..... | 75 |

# Liste des abréviations

ABTS : Acide 2,2'-azino-bis(3-éthylbenzothiazoline-6-sulfonique)  
AGPI : Acides gras polyinsaturés  
ALA : Acide alpha-linolénique  
AFLP : Polymorphisme de longueur des fragments amplifiés  
Anses : Agence nationale de sécurité sanitaire de l'alimentation, de l'environnement et du travail  
CCAP : Collection de cultures d'algues et de protozoaires  
CF : Coliformes fécaux  
CT : Coliformes totaux  
DO : Densité optique  
DPPH : 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl  
EAG : Équivalent acide gallique  
EQ : Équivalent quercétine  
FAO : Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture  
FRAP : Pouvoir antioxydant de réduction du fer  
FTAM : Flore totale aérobie mésophile  
GLA : Acide gamma-linolénique  
HACCP : Analyse des dangers - points critiques pour leur maîtrise  
HPLC : Chromatographie liquide à haute performance  
IC50 : Concentration inhibitrice 50 %  
IRD : Institut de recherche pour le développement  
ISO : Organisation internationale de normalisation  
ITS : Espace transcrit interne  
LA : Acide linoléique  
MAE : Extraction assistée par micro-ondes  
mg EAG/g : Milligrammes d'équivalent acide gallique par gramme de matière sèche  
mg EQ/g : Milligrammes d'équivalent quercétine par gramme de matière sèche  
NADPH : Nicotinamide adénine dinucléotide phosphate réduit  
PBR : Photobioréacteurs  
PCC : Collection de cultures Pasteur  
PCR : Réaction de polymérisation en chaîne  
pH / PH : Potentiel hydrogène  
RAPD : ADN polymorphe amplifié aléatoirement  
RNS : Espèces réactives de l'azote  
ROS : Espèces réactives de l'oxygène  
SM : Solution mère  
UAE : Extraction assistée par ultrasons  
UFC : Unité formant colonie  
UNESCO : Organisation des Nations Unies pour l'éducation, la science et la culture  
UV : Ultraviolet  
UV-Visible : Ultraviolet-visible  
VIH-1 : Virus de l'immunodéficience humaine de type 1

# Introduction

## Introduction

---

La spiruline est une cyanobactérie spiralée de couleur bleu-vert appartenant à l'ordre des Oscillatoriales. Elle a été découverte en 1829 par le botaniste français Jean-Baptiste Turpin, et classée initialement sous le genre *Spirulina* (Vonshak, 1997). Ce n'est qu'à la fin du XXe siècle que le genre *Arthrospira*, auquel appartient *Arthrospira platensis*, a été reconnu comme distinct, grâce aux travaux de Komárek et Lund en 1989.

Au cours des dernières décennies, l'intérêt pour les ressources naturelles aux vertus nutritionnelles et thérapeutiques s'est considérablement accru. Parmi ces ressources, la spiruline, suscite un engouement particulier grâce à sa valeur nutritionnelle exceptionnelle et à ses nombreuses propriétés biologiques. Elle est notamment riche en protéines, vitamines, minéraux, pigments et composés antioxydants (Habib *et al.*, 2008). La spiruline fait aujourd'hui l'objet d'un intérêt mondial croissant, qualifiée de superaliment, elle est largement utilisée comme complément alimentaire, intégrée dans les formulations pharmaceutiques et cosmétiques, ainsi que dans divers programmes de lutte contre la malnutrition, en particulier dans les régions à ressources limitées (Gershwin & Belay, 2008)

L'une des propriétés biologiques majeures de la spiruline réside dans son activité antioxydante, attribuée à la présence de molécules comme la phycocyanine, les caroténoïdes, les polyphénols et les flavonoïdes. Ces composés lui confèrent un potentiel protecteur contre le stress oxydatif, responsable de nombreuses pathologies dégénératives (Habib *et al.*, 2008). Par ailleurs, la qualité microbiologique de la spiruline, souvent produite dans des conditions artisanales ou semi-industrielles, soulève des préoccupations importantes, notamment en ce qui concerne la présence éventuelle de bactéries pathogènes ou d'indicateurs de contamination fécale (Colla *et al.*, 2014).

Dans ce mémoire, nous présentons une étude structurée en trois parties. La première partie est consacrée à une revue de littérature sur la nature biologique de la spiruline, sa composition biochimique, ses méthodes de culture, ainsi que ses différentes applications, en mettant l'accent sur ses composés antioxydants et les techniques d'analyse associées. La seconde partie présente une étude expérimentale

## Introduction

---

menée sur des échantillons commerciaux, dans le but d'évaluer leur qualité nutritionnelle, leur teneur en antioxydants, ainsi que leur qualité microbiologique selon des méthodes de dosage et d'analyse normalisées. enfin, la troisième partie est dédiée à l'analyse, l'interprétation et à la discussion des résultats obtenus.

Ce travail vise à contribuer à la valorisation scientifique, nutritionnelle et sanitaire de la spiruline, en mettant en évidence son potentiel antioxydant et biologique, et en soulignant l'importance d'un contrôle rigoureux de sa qualité pour garantir une utilisation efficace dans les domaines de la santé et de la nutrition.

**Partie I**  
**Revue**  
**Bibliographique**

# **GÉNÉRALITÉS SUR LA SPIRULINE**

# GÉNÉRALITÉS SUR LA SPIRULINE

## I. Généralité sur la Spiruline

### 1. Définition et nature biologique de la spiruline

La spiruline est une cyanobactérie spiralée de couleur bleu-vert appartenant à l'ordre des Oscillatoriales, du genre *Arthrospira*, souvent classée avec les microalgues en raison de son apparence et ses caractéristiques. C'est un organisme procaryote et se distingue par sa capacité à réaliser la photosynthèse oxygénique, produisant de l'oxygène à partir du dioxyde de carbone et de la lumière solaire grâce à la présence de pigments tels que la chlorophylle a et la phycocyanine. Cette cyanobactérie filamenteuse adopte une morphologie spiralée qui lui confère son nom vernaculaire. Elle mesure en moyenne entre 0,5 et 1 mm, bien que les trichomes qui la composent puissent être visibles à l'œil nu dans certaines conditions de culture (Figure, 01) (Vonshak,1997).

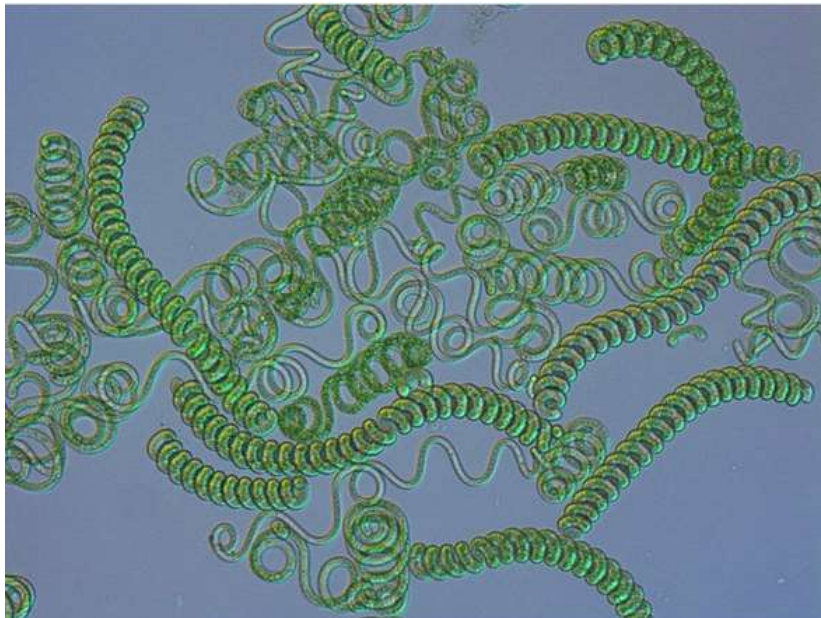


Figure. 01: Observation au microscope optique des filaments d'*Arthrospira sp.* (Krzysztof, 2017).

### 2. Confusion taxonomique

La spiruline est souvent mentionnée comme une microalgue, alors qu'elle appartient en réalité au groupe des cyanobactéries, un embranchement de bactéries capables de photosynthèse (Nowicka *et al.*, 2019).

## GÉNÉRALITÉS SUR LA SPIRULINE

Cette confusion s'explique notamment par leur aspect morphologique similaire aux micro algues eucaryotes, ainsi que par leur mode de vie aquatique et leur capacité à produire de l'oxygène (**Whitton & Potts, 2000**).

Historiquement, les cyanobactéries ont été appelées "algues bleu-vert" en raison de leur pigmentation et de leur rôle photosynthétique, ce qui a entretenu l'amalgame avec les vraies algues (**Vonshak, 1997**).

Néanmoins, sur le plan phylogénétique, les cyanobactéries sont des procaryotes dépourvus de noyau, contrairement aux micro algues qui sont des eucaryotes avec un appareil cellulaire compartimenté (**Whitton & Potts, 2000**).

Cette distinction fondamentale est souvent négligée, tant dans la littérature populaire que dans certaines publications techniques, ce qui contribue à perpétuer l'erreur de classification. La présentation de la spiruline comme une algue est volontairement entretenue par les industriels pour des raisons de marketing, car le terme "algue" évoque une connotation plus naturelle et bénéfique pour la santé (**Nowicka et al., 2019**).

### **3.Origines et utilisations ancestrales**

Historiquement, la spiruline pousse naturellement dans les lacs alcalins et riches en sels minéraux de certaines régions tropicales, notamment au Mexique, en Inde, au Tchad, et dans des zones volcaniques d'Afrique de l'Est (**Paniagua et al., 1992**). La consommation humaine de spiruline remontait à la civilisation Aztèque considérée comme une population mésoaméricaine qui pêchait à l'aide de filets fins une biomasse bleue appelée *Tecuitlatl* au niveau lac Texcoco, dans l'actuel Mexique. Cette substance, était séchée et transformée en galettes riches en protéines, consommées comme aliment de base ou l'utilisait comme complément nutritionnel, les aztèques reconnaissaient sa valeur nutritive, notamment pour les guerriers et les messagers impériaux qui l'utilisaient comme source d'énergie pendant les longues marches (**Paniagua et al., 1992**).

## GÉNÉRALITÉS SUR LA SPIRULINE

Cependant, la conquête espagnole a entraîné la destruction progressive des écosystèmes lacustres mexicains, notamment à travers l'assèchement du lac Texcoco, mettant fin à cette tradition ancienne. Pendant plusieurs siècles, l'usage de la spiruline comme source alimentaire tomba dans l'oubli, jusqu'à sa redécouverte au XXe siècle (**Paniagua et al., 1992**).

Ce n'est qu'au début des années 1960 que la spiruline fut à nouveau identifiée comme aliment potentiel. Des chercheurs observèrent, dans la région du lac Tchad, que les populations Kanembous récoltaient une biomasse bleu-vert similaire, appelée *dihé*, qu'ils faisaient sécher sous forme de galettes et intégraient à leur alimentation quotidienne (**Léonard & Compère, 1967**).

Des analyses morphologiques et biochimiques permettaient de confirmer qu'il s'agissait de *Spirulina platensis*, une cyanobactérie comparable à celle utilisée par les Aztèques (**Léonard & Compère, 1967**). À la suite de cette redécouverte, de nombreuses recherches ont été entreprises pour étudier le potentiel de la spiruline dans la lutte contre la malnutrition. L'Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture (FAO), l'UNESCO, ainsi que plusieurs instituts de recherche comme l'IRD, ont promu son utilisation dans des programmes d'aide alimentaire. Grâce à sa valeur nutritive, la spiruline est désormais considérée comme un complément nutritionnel stratégique, en particulier dans les régions en développement (**Habib et al., 2008**).

### **4. Classification taxonomique de *Arthrospira platensis***

La classification taxonomique actuelle de *Arthrospira platensis* repose à la fois sur des caractéristiques morphologiques telles que, la forme spiralée du filament, la structure cellulaire, et sur des données moléculaires notamment l'analyse des gènes 16S rRNA et ITS (**Nawel et al., 2022**). Elle est aujourd'hui établie comme suite le tableau ,01.

## GÉNÉRALITÉS SUR LA SPIRULINE

**Tableau.01 : Classification d'Arthrospira platensis (Nwel *et al.*, 2022).**

| Common Names           | Taxonomic Classes |
|------------------------|-------------------|
| Bacteria               | Domain            |
| Eubacteria             | Kingdom           |
| Cyanobacteria          | Phylum            |
| Cyanophyceae           | Class             |
| Oscillatoriothricaceae | Sub-class         |
| Oscillatoriales        | Order             |
| Oscillatoriaceae       | Family            |
| <i>Arthrospira</i>     | Genus             |
| <i>A. platensis</i>    | Species           |

### 4.1. Le terme de spiruline

Le terme spiruline a été historiquement employé pour désigner des cyanobactéries filamenteuses à structure hélicoïdale, initialement rattachées au genre *Spirulina* selon la classification proposée par Turpin en 1827. Ce classement a été réévalué en 1892 par *Gomont*, qui a distingué le genre *Arthrospira* de *Spirulina* dans sa monographie *des Oscillariées* (Komarek *et al.*, 2000). Aujourd'hui, l'appellation spiruline est largement utilisée à des fins commerciales pour désigner des espèces du genre *Arthrospira*, bien qu'elle ne corresponde pas à la nomenclature scientifique actuelle. Cette désignation est maintenue pour des raisons historiques, de marketing et de reconnaissance par le grand public (Antenna, 2009) (Tableau, 02).

**Tableau.02 : Distinctions entre Spiruline, Spirulina et Arthrospira ( Manen & Flaquet, 2002) ( Antenna, 2009)**

| Terme              | Spiuline   | <i>Spirulina</i>  | <i>Arthrospira</i>  |
|--------------------|--|---|---|
| <b>Description</b> | 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 |
| <b>Utilisation</b> | Nom commercial francophone de la cyanobactérie appartenant au genre <i>Arthrospira</i>   | Nom commercial anglophone de la cyanobactérie appartenant au genre <i>Arthrospira</i>   | Espèce réellement exploitée pour la consommation humaine, animale et pour ses applications nutritionnelles et thérapeutiques              |
| <b>Morphologie</b> | Variable selon le genre sous-jacent  | Trichomes rigides, spirales serrées et régulières   | Trichomes souples, spirales lâches, ouvertes et irrégulières, bien visible au microscope optique  |

## GÉNÉRALITÉS SUR LA SPIRULINE

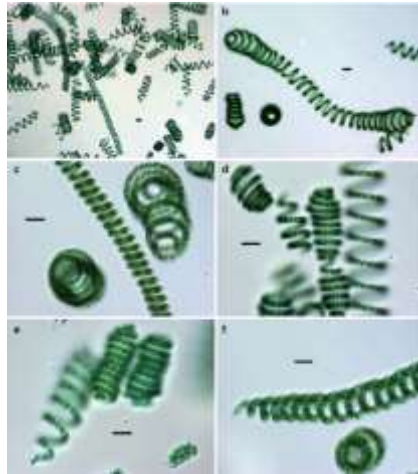
Les critères permettant de différencier ces deux genres ont été confirmés par des analyses génétiques telles que l'étude des séquences du gène 16S rRNA, plaçant *Spirulina* et *Arthrospira* dans des groupes distincts de cyanobactéries (**Manen & Falquet, 2002**). En pratique, les produits commercialisés sous le nom de spiruline sont issus presque exclusivement de cultures de *Arthrospira platensis* ou *Arthrospira maxima*, deux espèces largement utilisées en aquaculture (**Richmond, 2004**).

### **5. Caractéristiques morphologiques et cytologiques**

#### **5.1. Morphologie**

*Arthrospira platensis* est caractérisée par des trichomes multicellulaires en forme de spirale ouverte. Chaque trichome est composé de cellules cylindriques alignées, formant une hélice plus ou moins serrée selon les conditions de culture. Les dimensions des trichomes varient généralement entre 5 et 10 µm de diamètre, avec des longueurs pouvant atteindre plusieurs centaines de micromètres. La spirale peut être influencée par des facteurs environnementaux tels que l'intensité lumineuse, la température et la composition du milieu de culture (figure,02) (**Richmond, 2004**).

## GÉNÉRALITÉS SUR LA SPIRULINE



**Figure.02: Variabilité morphologique des trichomes clonaux frais d'*Arthrospira* (Torzilo et Vonshak, 2013)**

### 5.2 Cytologie

*Arthrospira platensis* présente une organisation typique des cyanobactéries. Chaque cellule contient (Zhang *et al.*, 2020)

- Une membrane plasmique entourée d'une paroi cellulaire composée de peptidoglycane.

- Des thylakoïdes disposés de manière périphérique, contenant les pigments photosynthétiques tels que la chlorophylle a, la phycocyanine et l'allophycocyanine.

- Des granules de réserve, notamment des cyanophycéennes (réserves azotées) et du glycogène (réserve énergétique).

- Un nucléoplasme diffus contenant l'ADN circulaire, en l'absence de noyau délimité.

La reproduction se fait par scission binaire, avec possibilité de fragmentation des trichomes en hormogonies, permettant la dispersion et la colonisation de nouveaux milieux.

### **6. Diversité spécifique et souches d'*Arthrospira***

Le genre *Arthrospira* est représenté par plusieurs espèces morphologiquement proches, mais génétiquement et physiologiquement distinctes, parmi lesquelles *Arthrospira platensis*, *Arthrospira maxima*, et *Arthrospira fusiformis* sont les plus étudiées et exploitées commercialement. Ces espèces se différencient principalement par la taille et la régularité des spires, la largeur des trichomes, la présence ou non de gaines, ainsi que leur tolérance aux variations du milieu (**Abomohra et al., 2020**).

Les souches d'*Arthrospira* isolées à travers le monde montrent une diversité remarquable en termes de croissance, de teneur en protéines, en pigments, en acides gras, ainsi qu'en activité antioxydante, ce qui en fait un organisme d'intérêt pour la sélection variétale (**Abomohra et al., 2020**). Certaines souches africaines, comme celles isolées du lac Tchad, présentent une adaptation exceptionnelle à des milieux extrêmes et une productivité élevée, tandis que d'autres, originaires du Mexique ou d'Inde, se distinguent par une richesse accrue en phycobiliprotéines (**Habib et al., 2008**).

La caractérisation de cette diversité repose aujourd'hui sur la morphométrie, l'analyse moléculaire (ARNr 16S, ITS, gènes spécifiques) et les empreintes génétiques (RAPD, AFLP). De nombreuses banques de souches, telles que la Culture Collection of Algae and Protozoa (CCAP, Royaume-Uni) ou le Pasteur Culture Collection (PCC, France), conservent plusieurs isolats de *Arthrospira* pour la recherche et l'exploitation biotechnologique (**Gugger et al., 2005**).

### **7.Répartition écologique et milieux naturels**

*Arthrospira* est naturellement présent dans des habitats aquatiques spécifiques, caractérisés par des conditions extrêmes telles que l'alcalinité élevée à pH supérieur 9, et des concentrations en sels carbonatés et bicarbonatés importantes (**Richmond, 2004**). On retrouve ses populations naturelles principalement dans des lacs tropicaux et subtropicaux situés en Afrique au niveau du lac Tchad, lac Natron, en Amérique centrale dans lac Texcoco, Mexique, et en Asie notamment en et la Inde, Chine, et plus rarement en Océanie (**Richmond, 2004**).

Ces lacs alcalins riches en sodium, potassium et magnésium offrent un milieu idéal pour la prolifération d'*Arthrospira*, tout en excluant la plupart des autres microorganismes concurrents, ce qui permet à cette cyanobactérie de former des populations quasi-monospécifiques (**Mudhoo & Kumar, 2022**). La température optimale de développement se situe entre 30 et 35°C, avec une tolérance à des températures allant jusqu'à 40°C selon les souches (**Henrikson, 2010**).

L'adaptation écologique d'*Arthrospira* repose sur une structure cellulaire robuste, une tolérance élevée à la dessiccation et aux UV, et une capacité à fixer l'azote en milieu pauvre, bien qu'elle préfère les milieux riches en azote minéral (**Komárek & Anagnostidis, 2005**).

# **Composition biochimique de la spiruline**

## Composition biochimique de la spiruline

### II. Composition biochimique de la spiruline

La spiruline se distingue par sa richesse en composés naturels bioactifs, ce qui lui confère une valeur nutritionnelle et thérapeutique élevée. Sa composition biochimique peut varier en fonction de plusieurs facteurs, notamment les conditions environnementales, la souche utilisée, le type de milieu de culture ainsi que les procédés de récolte et de transformation appliqués (Figure, 03) et (Figure. 04) (Becker, 2007).

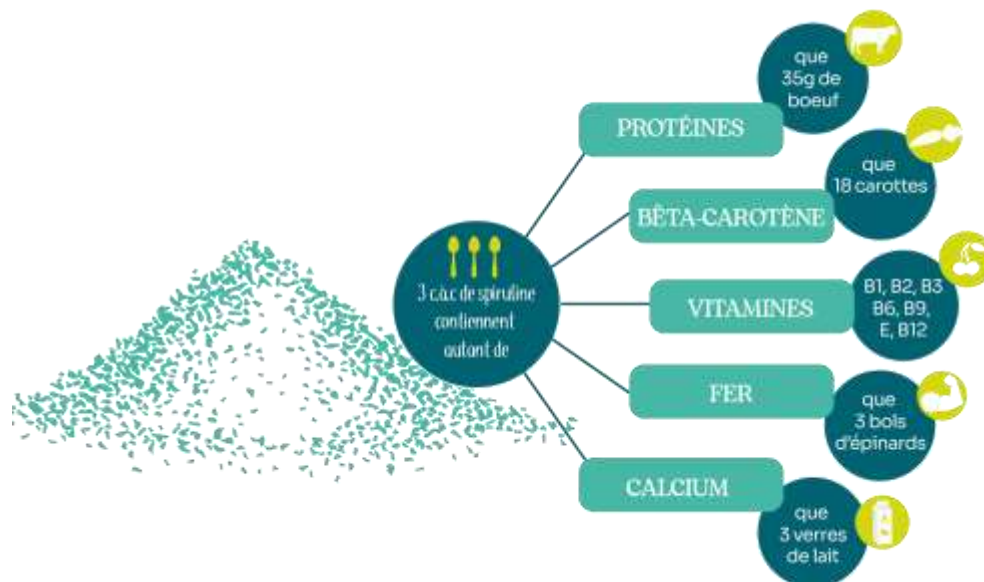


Figure.03 : La composition de la spiruline (Lecesve, 2025).

## Composition biochimique de la spiruline

| COMPOSITION DE 100g de SPIRULINE |            |
|----------------------------------|------------|
| Protéines                        | 50 à 70 g  |
| Glucides                         | 15 à 25 g  |
| Lipides                          | 6 g        |
| <b>Minéraux :</b>                |            |
| Calcium                          | 770 mg     |
| Phosphore                        | 780 mg     |
| Magnésium                        | 250 mg     |
| Sodium                           | 450 mg     |
| Potassium                        | 1100 mg    |
| Fer                              | 120 mg     |
| Zinc                             | 3 mg       |
| Manganèse                        | 3 mg       |
| <b>Vitamines :</b>               |            |
| Béta-carotène                    | A 130 mg   |
| Thiamine                         | B1 5 mg    |
| Riboflavine                      | B2 4 mg    |
| Niacine                          | B3 13 mg   |
| Pantothénate de calcium          | B5 2 mg    |
| Pyridoxine                       | B6 0,7 mg  |
| Inositol                         | B7 35 mg   |
| Biotine                          | B8 0,01 mg |
| Folate                           | B9 0,05 mg |
| Cyanocobalamine                  | B12 0,2 mg |
| Tocophérol                       | E 20 mg    |

\* Ces valeurs sont données à titre indicatif et sont susceptibles de varier en raison du caractère naturel du produit. Nous indiquons ici les valeurs moyennes généralement observées.

**Figure.04 : Composition de 100 g de Spiruline.**

### **1. Protéines et acides aminés essentiels**

La spiruline se distingue par sa richesse en protéines, pouvant représenter jusqu'à 70 % de son poids sec, ce qui en fait l'une des sources naturelles les plus concentrées en protéines. La farine de soja n'en contient qu'environ 35 %, ce qui montre à quel point la spiruline constitue une alternative particulièrement dense en protéines, même par rapport à d'autres sources d'origine végétale ou animale comme la viande ou le poisson (**Becker, 2007**). Toutefois, ces teneurs peuvent varier selon les méthodes utilisées pour la récolte et le séchage. Par exemple, lorsqu'elle est récoltée au début de photopériode et que le séchage est effectué par pulvérisation, la teneur en protéines est généralement maximale (**Belay, 2002**).

Les protéines de la spiruline sont complètes, car tous les acides aminés essentiels y figurent, ils représentent 47% du poids total des protéines. Elle présente aussi une digestibilité élevée, pouvant atteindre 83 %, ce qui signifie la proportion d'azote protéique absorbée (**Belay, 2002**). Cette excellente assimilation est en grande partie due à la structure fine de sa paroi cellulaire, composée de muréine, un polymère souple qui facilite l'accès aux enzymes digestives. C'est pour cela que les protéines de la spiruline sont bien tolérées, même chez les personnes souffrant de troubles digestifs

## Composition biochimique de la spiruline

chroniques (**Belay, 2002**). La principale protéine pigmentaire de la spiruline est la phycocyanine, qui lui donne sa couleur bleue caractéristique et qui présente aussi des propriétés antioxydantes et immunostimulantes reconnues (**Lafarga & Hayes, 2017**).

Concernant les recommandations, la dose journalière pour un adulte est généralement de 1 g par kg de poids corporel, tandis que pour les nourrissons, elle peut aller jusqu'à 10 g par jour, dans un cadre nutritionnel spécifique. En règle générale, il est conseillé de ne pas dépasser 10 à 20 g de spiruline par jour chez l'adulte. Cette quantité peut couvrir jusqu'à un tiers des besoins quotidiens en protéines pour une personne de 60 kg. Chez les enfants atteints de malnutrition, une supplémentation quotidienne allant jusqu'à 10 g de spiruline peut contribuer efficacement à la reconstitution protéique. Un autre avantage est que la spiruline n'exige ni cuisson ni traitement préalable, ce qui permet de préserver au maximum ses qualités nutritionnelles (**Nguyen, 2013**).

Bien que tous les acides aminés essentiels soient présents dans la spiruline (valine, isoleucine, leucine, lysine, méthionine, phénylalanine, thréonine, tryptophane), les acides soufrés comme la méthionine et la cystéine sont présents en quantité limitée (**Belay, 2002**). Il est donc recommandé de l'associer à des aliments riches en ces acides aminés, tels que le riz, le blé, les céréales complètes ou les oléagineux. Dans certaines régions, comme au Tchad, la spiruline est traditionnellement consommée avec du mil, une céréale naturellement riche en méthionine et cystéine, ce qui permet d'obtenir un apport protéique complet (Tableau, 03) (**Nguyen, 2013**)

## Composition biochimique de la spiruline

**Tableau. 03 : Teneur moyenne et principales fonctions des acides aminés de la Spiruline (Vidal, 2008 ; Vasson, 2015 ; Manet, 2016).**

|  |                       |   |
|--|-----------------------|---|
| Leucine                                  | 540 mg (49% des AJR)  | Réparation tissulaire, anabolisant  |
| Lysine                                   | 290 mg (36% des AJR)  | Croissance des os, des tissus, fixation du calcium  |
| Méthionine                               | 140 mg (23% des AJR)  | Croissance des phanères, aide à maintenir taux de cholestérol bas   |
| Phénylalanine                            | 280 mg (140% des AJR) | Contribue aux activités mentales et à la santé mentale, mémoire, stimule les endorphines (douleur et idées positives) |
| Thréonine                                | 320 mg (64% des AJR)  | /   |
| Tryptophane                              | 100 mg (48 % des AJR) | Antidépresseur, aide à l'endormissement, précurseur de la sérotonine  |
| Valine                                   | 400 mg (44% des AJR)  | Réparation tissulaire, anabolisant  |
| <b>Acides aminés non essentiels</b>      |                       |   |
| Alanine                                  | 470 mg                | Tonique, source d'énergie pour les muscles  |
| Arginine                                 | 430 mg                | Médiateur du stress, rôle dans la croissance et le système immunitaire  |
| Acide aspartique                         | 610 mg                | Stimule immunité et endurance   |
| Cystine                                  | 60 mg                 | Croissance des phanères   |
| Acide glutamique                         | 910 mg                | Anti-radicalaire, augmente la formation du glutathion   |
| Glycine                                  | 320 mg                | Composant des os, tendons et peau   |
| Histidine (essentiel chez le nourrisson) | 100 mg                | Croissance, réparation tissus, hématopoïèse   |
| Proline                                  | 270 mg                | Production de collagène   |
| Tyrosine                                 | 300 mg                | Précurseur de la dopamine et de la noradrénaline → anxiolytique, et de la mélatonine (protège du soleil)              |
| Serine                                   | 320 mg                | Formation des membranes, de l'ADN et de l'ARN, renforce système immunitaire, articulations et masse musculaire.       |

## **2.Lipides et acides gras polyinsaturés**

La spiruline présente une teneur relativement faible en lipides, représentant environ 6 % à 13 % de sa matière sèche selon les souches et les conditions de culture. Toutefois, cette faible proportion est largement compensée par la qualité de ses lipides. Ceux-ci se répartissent en deux grandes fractions : une fraction saponifiable, majoritaire (environ 83 %), constituée principalement d'acides gras, et une fraction insaponifiable (17 %), riche en composés bioactifs comme les stérols, les pigments liposolubles et les vitamines (Moraes & Durán, 2011).

La fraction lipidique de la spiruline est composée de triglycérides, de phospholipides et de glycolipides, conférant à cette cyanobactérie un intérêt particulier dans la modulation de la fluidité membranaire, le transport des nutriments, ainsi que dans la régulation de la réponse immunitaire et inflammatoire. Ces lipides jouent également un rôle protecteur au niveau cellulaire grâce à leur contribution à l'intégrité des membranes biologiques (Belay, 2002).

## Composition biochimique de la spiruline

L'un des aspects les plus remarquables de la spiruline est sa forte teneur en acide gamma-linolénique (GLA), un acide gras oméga-6 très peu présent dans les végétaux traditionnels. Le GLA peut représenter jusqu'à 30 % des acides gras totaux dans certaines souches de spiruline, ce qui en fait l'une des sources naturelles les plus concentrées après le lait maternel. Le GLA est reconnu pour ses propriétés anti-inflammatoires, immunomodulatrices et hormonorégulatrices, ce qui justifie son usage croissant dans les formulations nutraceutiques ciblant les pathologies chroniques inflammatoires, dermatologiques ou métaboliques (**Kapoor & Huang, 2006**).

Outre le GLA, la spiruline contient également d'autres acides gras polyinsaturés tels que l'acide linoléique (LA, oméga-6) et, dans une moindre mesure, l'acide alpha-linolénique (ALA, oméga-3), contribuant ainsi à un profil lipidique équilibré (**Habib et al., 2008**). Bien que la teneur en oméga-3 reste modeste, leur présence est significative dans le contexte d'une alimentation fonctionnelle, permettant d'enrichir l'apport global en acides gras essentiels et de rééquilibrer le rapport oméga-6/oméga-3, souvent déséquilibré dans les régimes modernes (**Kapoor & Huang, 2006**). La qualité lipidique de la spiruline est influencée par plusieurs facteurs, notamment les conditions de culture, la température, l'intensité lumineuse et la disponibilité en azote. Des études ont montré qu'un stress environnemental contrôlé pouvait favoriser la biosynthèse d'AGPI, notamment du GLA (**Colla et al., 2007**). Par ailleurs, la structure cellulaire dépourvue de paroi cellulosique rigide facilite l'accès aux lipides et augmente leur biodisponibilité chez l'homme, ce qui représente un avantage supplémentaire par rapport à d'autres sources végétales (Tableau. 04) (**Kapoor & Huang, 2006**).

## Composition biochimique de la spiruline

Tableau. 04 : Composition en acides gras majeurs de la Spiruline (Hudson et Karis, 2005).

| Principaux acides gras           | % des acides gras totaux |
|----------------------------------|--------------------------|
| Acide palmitique                 | 25,8                     |
| Acide palmitoléique (oméga 6)    | 3,8                      |
| Acide stéarique                  | 1,7                      |
| Acide oléique (oméga 6)          | 16,6                     |
| Acide linoléique (oméga 6)       | 12                       |
| Acide gamma linoléique (oméga 6) | 40,1                     |
| Acide alpha linoléique (oméga 3) | traces                   |
| Acide Myristique                 | traces                   |
| Acide heptadécanoïque            | traces                   |

### 3.Glucides

Les glucides constituent environ 15 à 25 % de la matière sèche de la spiruline, majoritairement sous forme de polysaccharides complexes tels que rhamnosanes et les glucosannes aminés, représentant respectivement environ 9,7 % et 1,9 % du poids sec. Le glycogène, bien que présent en faible quantité (environ 0,5 %), joue un rôle de réserve énergétique (Zhang et al., 2021). Les sucres simples (glucose, fructose, saccharose) ainsi que certains polyols comme le mannitol ne sont détectables qu'à l'état de traces, conférant à la spiruline un index glycémique bas (Patel et al., 2022).

Certains polysaccharides sulfatés comme le calcium-spirulan ont suscité l'intérêt pour leurs propriétés biologiques potentielles, notamment ses effets antiviraux, immunostimulantes et anticoagulantes, ce qui contribue à l'intérêt thérapeutique croissant de spiruline (Nakamura et al., 2021).

## Composition biochimique de la spiruline

### 4. Les Pigments

La spiruline est reconnue pour sa richesse en pigments bioactifs, qui lui confèrent non seulement sa couleur caractéristique, mais aussi des propriétés biologiques et pharmacologiques remarquables (**Becker, 2007**). Ces pigments incluent principalement les phycobiliprotéines notamment la phycocyanine, la chlorophylle a et un large spectre de (caroténoïdes, parmi lesquels le  $\beta$ -carotène prédomine (Tableau., 05) (**Habib et al., 2008**).

**Tableau. 05: Teneurs en pigments exprimées en mg pour 10g de matière sèche de *Spirulina platensis*. (Pierlovisi, 2007).**

| Pigments               | Teneur en mg/10g |
|------------------------|------------------|
| Chlorophylles totales  | 115              |
| Chlorophylle a         | 61-75            |
| Caroténoïdes (orange)  | 37               |
| Phycocyanine (bleu)    | 1500-2000        |
| Phycoérythrine (rouge) | 2900-10000       |

#### 4.1. Phycocyanine

La phycocyanine constitue le principal pigment caractéristique de la spiruline, appartenant à la famille des phycobiliprotéines. Elle représente entre 10 et 20 % du poids sec de la biomasse et joue un rôle essentiel dans la photosynthèse en captant les longueurs d'onde complémentaires à celles absorbées par la chlorophylle (**Tang, 2000**). Elle est constituée de deux sous-unités ( $\alpha$  et  $\beta$ ) liées à un chromophore appelé phycocyanobiline, dérivé de la tétrapyrrolique biliverdine (**WHO, 1998**).

La phycocyanine se distingue par ses propriétés antioxydantes puissantes, comparables à celles de la vitamine C, en raison de sa capacité à inhiber les radicaux libres et à protéger les cellules du stress oxydatif (**Patel et al., 2005**).

## Composition biochimique de la spiruline

### 4.2. Chlorophylle a

Contrairement aux plantes qui possèdent plusieurs types de chlorophylles, la spiruline contient exclusivement de la chlorophylle a, pigment photosynthétique lipophile localisé dans les membranes thylakoiidiennes (**Habib *et al.*, 2008**). Ce pigment joue un rôle primordial dans la conversion de l'énergie lumineuse en énergie chimique au cours de la photosynthèse. Sa concentration peut atteindre 1 à 1,5 % du poids sec selon les conditions de culture (**Lai *et al.*, 2018**).

Au-delà de son rôle photosynthétique, la chlorophylle a possède une activité antioxydante, par chélation des métaux lourds et piégeage des espèces réactives de l'oxygène, contribuant ainsi à la protection cellulaire contre le stress oxydatif (**Chernomorsky *et al.*, 1999**).

### 4.3. Caroténoïdes

La spiruline est riche en différents caroténoïdes, dont le  $\beta$ -carotène constitue le principal caroténoïde, représentant jusqu'à 80 % du total pigmentaire caroténoïde. (**Habib *et al.*, 2008**).

D'autres pigments secondaires sont présents, comme la cryptoxanthine, la zéaxanthine, la xanthophylle, l'échinénone et la lutéine, chacun contribuant à l'activité antioxydante globale de la spiruline (**Becker, 2007**).

La teneur en  $\beta$ -carotène varie entre 700 et 2000 mg/kg de spiruline sèche, et celle de la cryptoxanthine entre 100 et 600 mg/kg, bien que ces valeurs soient fortement influencées par le mode de séchage (**Habib *et al.*, 2008**). En effet, les caroténoïdes sont sensibles à la chaleur et à l'oxydation, ce qui rend les procédés de stabilisation critiques, la lyophilisation permet une meilleure conservation que le séchage à chaud, qui entraîne une perte pigmentaire pouvant atteindre un tiers. La forme finale du produit (poudre, granulé, flocons) influe également sur la stabilité à long terme (**Becker, 2007**).

## Composition biochimique de la spiruline

Le  $\beta$ -carotène est un précurseur de la vitamine A, indispensable à la vision, à la croissance cellulaire et à l'immunité. Son absorption par l'organisme humain varie entre 17 et 20 %, selon les facteurs individuels et le mode de consommation (**Tang, 2000**). Une étude clinique menée sur 5 000 enfants indiens a montré qu'une supplémentation journalière de 1 g de spiruline pendant 5 mois réduisait significativement la prévalence des carences sévères en vitamine A, témoignant de la biodisponibilité et de l'efficacité des caroténoïdes spirulinien (Seshadri, 1993).

### **4.4. Minéraux et vitamines**

La spiruline est reconnue pour sa richesse en micronutriments essentiels, qui jouent un rôle indispensable dans le métabolisme cellulaire et le renforcement immunitaire et la prévention des carences nutritionnelles (**Doumandji, 2010**). Elle est riche en différents minéraux, en particulier le fer, le calcium, le magnésium, le potassium, le zinc et le sélénium, ils sont présents en quantités intéressantes (**Belay, 2002**).

Parmi les minéraux, le fer est l'un des plus abondants dans la spiruline, atteignant jusqu'à 100 mg/100 g de matière sèche, soit près de vingt fois plus que dans les épinards, ce qui en fait une source privilégiée pour lutter contre l'anémie ferriprive. De plus, la biodisponibilité du fer spirulinique est supérieure à celle des sels ferreux synthétiques, en raison de sa liaison à des protéines spécifiques telles que la phycocyanine (**Belay, 2002**).

Le calcium, essentiel pour la santé osseuse, est également présent en quantité notable jusqu'à 120 mg/100 g, bien que son absorption puisse être influencée par la présence de phytates, généralement faibles dans la spiruline. Le magnésium, nécessaire au bon fonctionnement neuromusculaire et à plus de 300 réactions enzymatiques, est présent à raison d'environ 200 à 300 mg/100 g, contribuant ainsi de manière significative aux besoins journaliers (**Doumandji, 2010**).

## Composition biochimique de la spiruline

La spiruline contient aussi du potassium environs 1300 mg/100 g, qui participe à l'équilibre électrolytique et à la régulation de la tension artérielle, ainsi que des oligoéléments tels que le zinc et le sélénium, respectivement à des concentrations avoisinant 2 mg et 10 µg/100 g. Ces deux derniers jouent un rôle fondamental dans l'activité antioxydante et le maintien de l'immunité (**Belay, 2002**).

La spiruline est une source précieuse de vitamines hydrosolubles, notamment les vitamines du groupe B (B1, B2, B3, B6, B9 et B12), ainsi que certaines vitamines liposolubles comme la vitamine E, la vitamine A (sous forme de provitamine A bêta-carotène) et, dans une moindre mesure, la vitamine D (**Belay, 2002**).

La vitamine B12, ou cobalamine, présente dans la spiruline, a longtemps été considérée comme une source végétale fiable. Toutefois, des recherches récentes suggèrent que la majorité de la B12 spirulinique est sous forme analogue (pseudo-B12), biologiquement inactive chez l'humain, bien qu'elle puisse avoir une action synergique avec d'autres cofacteurs (**Watanabe, 2007**).

La riboflavine (B2) et la niacine (B3) sont présentes en quantités significatives, avec respectivement 3,7 mg et 13 mg pour 100 g, contribuant au métabolisme énergétique et à la santé cutanée (Belay, A. 2002). Le bêta-carotène, pigment antioxydant précurseur de la vitamine A, est présent à des concentrations dépassant 300 mg/100 g, conférant à la spiruline des propriétés protectrices contre le stress oxydatif (**Colla et al., 2007**).

La spiruline contient également des tocophérols (vitamine E) à hauteur de 5 à 10 mg/100 g, qui agissent comme antioxydants lipophiles en stabilisant les membranes cellulaires. L'équilibre entre les vitamines et les minéraux confère à la spiruline une valeur nutritionnelle élevée, ce qui en fait un complément alimentaire de choix dans les stratégies de lutte contre la malnutrition (**Belay, 2002**).

## Composition biochimique de la spiruline

### 5. Facteurs influençant la composition biochimique

#### 5.1. Conditions environnementales

La composition biochimique de la spiruline est fortement influencée par les paramètres du milieu de culture, notamment le pH du milieu, l'intensité et la qualité de la lumière ainsi que la température de culture (**Vonshak, 1997**). Ces facteurs influencent non seulement le taux de croissance mais aussi les teneurs en protéines, pigments, acides gras et autres métabolites secondaires (**Habib MAB et al. 2008**). Ces facteurs varient significativement entre les régions tempérées et les zones arides.

##### 5.1.1. Potentiel d'hydrogène (pH)

La spiruline est une cyanobactérie alcalinophile qui se développe de manière optimale dans des milieux basiques, avec une plage de pH comprise entre 8,5 et 11 (**Whitton & Potts, 2000**). Un pH optimal de 9,5 permet de maximiser la production de phycocyanine et de protéines, et les composés bioactifs essentiels (**Vonshak, 1997**). Il a été démontré que la concentration en phycobiliprotéines (pigments protéiques hydrosolubles) est maximale à un pH de 8,5, avec une activité antioxydante notable à pH 9 (**Zhang et al., 2022**). En Algérie, notamment dans les zones sahariennes comme Biskra et Ouargla, la nature des eaux souterraines, souvent légèrement basiques, est favorable à la culture de la spiruline, bien qu'un ajustement par ajout de bicarbonate soit parfois nécessaire (**Gherib, 2015**).

##### 5.1.2. Lumière

L'éclairement est un facteur déterminant dans la photosynthèse et donc dans la croissance et la biosynthèse des pigments et protéines. L'intensité optimale se situe autour de 4 000 à 6 000 lux, avec un cycle lumière/obscurité de 14:10 ou 16:8 heures, ce qui favorise l'accumulation de biomasse sans photo-inhibition (**Mishra et al., 2014**). La qualité du spectre lumineux est également importante, la lumière rouge a une longueur d'onde comprise entre 620–630 nm est particulièrement efficace pour stimuler la croissance, tandis que la lumière bleue améliore la synthèse des phycobiliprotéines (**Patel et al., 2019**). Dans les régions sahariennes, la forte intensité

## Composition biochimique de la spiruline

lumineuse naturelle peut constituer un atout, mais elle exige souvent un ombrage partiel pour éviter les effets de photoinhibition, surtout aux heures les plus chaudes (Gherib, 2015).

### 5.1.3 Température

La température influence directement la cinétique enzymatique et donc la vitesse de croissance et la synthèse des composés bioactifs (Costa *et al.*, 2004). La spiruline croît efficacement entre 30 et 37 °C, avec un optimum généralement situé autour de 35 °C (Zhang *et al.*, 2022). Des températures inférieures à 20 °C ralentissent la croissance, tandis qu'une exposition prolongée à plus de 40 °C entraîne une baisse de viabilité cellulaire et peut provoquer la lyse des cellules (Costa *et al.*, 2004). En zone saharienne, les températures estivales favorisent une production rapide de biomasse, mais les écarts thermiques nocturnes imposent parfois des systèmes de régulation thermique (Bleeke *et al.*, 2022). En Europe, les exploitations utilisent souvent le chauffage ou la régulation thermique par effet de serre afin de maintenir les cultures dans l'intervalle optimal (Mishra *et al.*, 2014).

## 5.2. Composition du milieu de culture

La culture de la spiruline nécessite un milieu alcalin riche en minéraux essentiels. Le milieu de Zarrouk est généralement utilisé pour sa composition optimisée favorisant la croissance de la spiruline (Jourdan, 2018).

### 5.2.1. Composants principaux du milieu de Zarrouk (Jourdan, 2018)

Selon Jourdan (2018), le milieu de culture Zarrouk contient tous les éléments essentiels à la croissance optimale de la spiruline.

**Source de carbone :** Le bicarbonate de sodium est utilisé à une concentration de 16,8 g/L, fournissant le carbone nécessaire à la photosynthèse.

**Source d'azote :** Le nitrate de sodium à 2,5 g/L ou l'urée à 0,5 g/L servent de sources d'azote assimilable.

## Composition biochimique de la spiruline

**Phosphore** : L'acide phosphorique ou le phosphate de potassium sont ajoutés à environ 0,5 g/L pour fournir du phosphore.

**Oligo-éléments** : Des quantités précises de fer, magnésium, calcium, zinc, cuivre, manganèse, molybdène et cobalt sont ajoutées pour soutenir les processus enzymatiques et la photosynthèse.

Une agitation constante du milieu est nécessaire pour éviter la sédimentation des cellules et assurer une distribution uniforme des nutriments.

### **5.3. Âge de la culture et stade de croissance**

D'après **Jourdan (2003)**, la croissance de la spiruline influence significativement sa composition biochimique. Au début de la phase exponentielle, durant laquelle les cellules se multiplient rapidement, la teneur en protéines est maximale, tandis que la concentration en pigments, tels que la phycocyanine, augmente à mesure que la culture approche de la phase stationnaire qui correspond à un arrêt de la croissance. Pour maximiser la teneur en protéines, une récolte en phase exponentielle est recommandée, tandis que pour une concentration élevée en pigments, une récolte en phase stationnaire est préférable. La croissance de la spiruline suit une courbe sigmoïde typique des micro-organismes, comprenant quatre phases distinctes (**Jourdan, 2003**)

**Phase de latence (lag phase)** : Période d'adaptation initiale où la croissance est minimale. Elle dure généralement 1 à 2 jours.

**Phase exponentielle (log phase)** : Période de croissance rapide où la biomasse double régulièrement. C'est la phase optimale pour la récolte, généralement entre le 3<sup>e</sup> et le 7<sup>e</sup> jour.

**Phase stationnaire** : La croissance ralentit en raison de la limitation des nutriments ou de l'accumulation de déchets. La récolte au-delà de cette phase peut entraîner une diminution de la qualité de la spiruline.

## Composition biochimique de la spiruline

**Phase de déclin :** La biomasse commence à diminuer en raison de la mort cellulaire. Cette phase est à éviter pour la récolte.

### **5.4. Modes de culture**

La spiruline nécessite des conditions particulières pour une culture efficace et rentable, notamment en ce qui concerne la lumière, la température, le pH et l'agitation du milieu. (Jourdan ,2013). Ces exigences ont conduit au développement de deux grands types de systèmes de culture à l'échelle industrielle, les systèmes ouverts et les systèmes fermés (Pulz O., Gross W. 2004).

#### **5.4.1. Systèmes de culture ouverts**

Les systèmes ouverts, en particulier les bassins peu profonds de type (raceway), sont les plus utilisés dans la production de spiruline en zones tropicales et subtropicale (Jourdan, 2013). Ces bassins sont en général peu profonds, de 15 à 25 cm, alimentés en CO<sub>2</sub>, et leur contenu est continuellement agité par des roues à aubes afin d'assurer une répartition homogène des nutriments et une bonne exposition à la lumière (figure,05) (Jourdan, 2013).

L'un des avantages majeurs de ce système est son faible coût de mise en place et d'exploitation, ce qui le rend accessible pour une production artisanale ou semi-industrielle (Habib, 2008). Cependant, ces structures sont très sensibles aux fluctuations climatiques, notamment la température et l'ensoleillement, et présentent un risque élevé de contamination par d'autres algues, des protozoaires ou des champignons (Pulz & Gross, 2004).

Pour limiter ces contaminations, il est essentiel de maintenir une forte alcalinité, avec un pH compris entre 9 et 11, et une concentration élevée en carbonates, conditions dans lesquelles la spiruline est compétitive par rapport aux autres microorganismes (Jourdan, 2013). L'optimisation de la température entre 30 à 35 °C, et l'apport régulier de nutriments, notamment l'azote sous forme de nitrates ou d'urée, sont également cruciaux pour maintenir un rendement stable (Pulz & Gross, 2004).

## Composition biochimique de la spiruline



Figure.05 : Bassin de culture (Spiform, n.d)

### 5.4.2. Systèmes de culture fermés

Les photobioréacteurs (PBR) représentent l'alternative technologique aux bassins ouverts et sont conçus pour offrir un contrôle rigoureux sur tous les paramètres environnementaux (**Habib, 2008**) Il s'agit de systèmes clos, souvent constitués de tubes transparents ou de plaques plates, à travers lesquels circule la culture soumise à une lumière artificielle ou naturelle (figure,06) (**Pulz & Gross, 2004**).

L'un des principaux avantages des PBR réside dans leur capacité à prévenir toute contamination extérieure, ce qui les rend particulièrement adaptés à des applications pharmaceutiques ou alimentaires exigeant une pureté élevée. (**Habib, 2008**) De plus, ces systèmes permettent une productivité surfacique bien supérieure à celle des systèmes ouverts, atteignant jusqu'à  $30 \text{ g/m}^2/\text{jour}$  selon le type de réacteur et les conditions appliquées (**Pulz & Gross, 2004**).

Cependant, leur coût d'installation et d'exploitation reste élevé, en raison notamment des besoins en énergie tels que l'éclairage, la régulation thermique et le pompage, et des exigences technologiques pour le contrôle automatisé (**Habib, 2008**). Malgré cela, leur utilisation tend à se développer dans des contextes où la qualité du produit final est prioritaire, ou dans des régions où les conditions climatiques ne permettent pas une culture en extérieur (**Jourdan, 2013**).

## Composition biochimique de la spiruline



**Figure.06 : Schéma de fonctionnement d'un photobioréacteur (Maximilien, 2023).**

### **5.4.3. Choix du système**

Le choix entre un système ouvert ou fermé dépend de plusieurs facteurs, les objectifs de production en termes de quantité et qualité, les contraintes économiques, les conditions climatiques locales, et le degré de maîtrise technologique (**Habib, 2008**). En général, les systèmes ouverts conviennent mieux aux productions à grande échelle dans des zones ensoleillées, tandis que les systèmes fermés sont privilégiés pour les productions spécialisées et de haute qualité (**Pulz & Gross, 2004**).

## Composition biochimique de la spiruline

### 5.5. Récolte et séchage et conservation

#### 5.5.1. Récolte

La récolte de la spiruline intervient lorsque la culture atteint une concentration cellulaire optimale, permettant une production efficace sans compromettre la viabilité de la biomasse. Elle est généralement réalisée tous les deux à trois jours à l'aide d'un système de filtration mécanique à travers des tamis de mailles fines de 30 à 60  $\mu\text{m}$ , qui retiennent les filaments tout en laissant passer le milieu de culture (**Jourdain, 2018**). Après filtration, la biomasse est soigneusement lavée avec de l'eau potable ou légèrement salée pour éliminer les résidus minéraux sans endommager les cellules (**Compaoré et al., 2023**).

Cette étape doit être réalisée rapidement pour éviter la dégradation enzymatique ou microbienne de la biomasse fraîche. Dans les unités artisanales, la filtration gravitaire est privilégiée, tandis que dans les installations semi-industrielles ou industrielles, des centrifugeuses peuvent être utilisées pour accélérer le processus, bien que cela augmente les coûts et nécessite une alimentation énergétique stable (**Jourdain, 2018**).

#### 5.5.2. Séchage

Le séchage de la spiruline est une opération essentielle qui permet de stabiliser le produit en réduisant sa teneur en eau à moins de 7 %, ce qui inhibe la croissance microbienne et limite les réactions d'oxydation (**Kose et oncel, 2021**). Le séchage solaire est couramment utilisé dans les zones chaudes en raison de sa simplicité et de son faible coût, il consiste à exposer la biomasse étalée en fines couches dans des serres solaires ventilées (**Costa et Morais, 2011**).

Toutefois, cette méthode peut engendrer une dégradation partielle des pigments sensibles à la chaleur, notamment la phycocyanine (**Kose et oncel, 2021**).

Les méthodes de séchage à basse température, comme le séchage à air chaud contrôlé à 40-45 °C, sont préférables pour préserver la qualité nutritionnelle et les composés bioactifs (**Esquivel et al., 2017**). La lyophilisation reste la technique la plus efficace pour conserver l'intégrité des constituants thermosensibles,

## Composition biochimique de la spiruline

mais elle est rarement utilisée à cause de son coût élevé et de ses besoins énergétiques (**Kose et oncel, 2021**).

### **5.5.3. Conservation**

Une fois séchée, la spiruline doit être conservée dans des conditions spécifiques pour maintenir ses propriétés nutritionnelles et microbiologiques. Elle doit être stockée dans des emballages hermétiques, opaques à la lumière, et dans un environnement frais et sec afin de prévenir l'oxydation des acides gras insaturés et la dégradation des pigments (**Compaoré et al., 2023**).

Le conditionnement sous atmosphère inerte (l'azote ou vide), est souvent employé pour éviter les interactions avec l'oxygène, ce qui prolonge la durée de conservation du produit jusqu'à 24 mois sans altération significative. Des tests de stabilité montrent que les pertes en vitamines et pigments restent minimales lorsque les conditions de stockage sont optimales (**Belay, 2013**).

## **6. Contrôle qualité et conditionnement**

La qualité de la spiruline destinée à la consommation humaine repose sur des normes rigoureuses qui englobent à la fois les paramètres microbiologiques, physicochimiques, et organoleptiques, dès la phase de récolte jusqu'au conditionnement final (**Becker, 2013**). La mise en place d'un système de contrôle qualité exige une surveillance constante des conditions de culture, la prévention des contaminations par d'autres cyanobactéries potentiellement toxiques, telles que *Microcystis* ou *Anabaena*, qui peuvent produire des microcystines. Une identification régulière par microscopie ou PCR est essentielle pour garantir la pureté des souches d'*Arthrospira platensis* (**Belay, 2008**).

L'analyse microbiologique vise à détecter l'absence d'agents pathogènes comme les *Coliformes fécaux*, *Salmonella*, *Staphylococcus aureus* et *Listeria monocytogenes* et à quantifier la charge microbienne totale, qui ne doit pas excéder  $10^4$  UFC/g dans la majorité des normes internationales (**Becker, 2013**). La teneur en métaux lourds tels que le plomb, le cadmium, l'arsenic et le mercure doit également être analysée, car la spiruline possède une forte capacité d'adsorption, pouvant entraîner des

## Composition biochimique de la spiruline

accumulations dangereuses si les conditions de culture ne sont pas maîtrisées (**Costa et al., 2016**).

L'évaluation de la stabilité du produit inclut des tests de conservation à différentes températures et humidités relatives, avec suivi de la dégradation des composants bioactifs tels que la phycocyanine, utilisée souvent comme indicateur de qualité (**Moraes et al., 2017**). Des tests sensoriels sont aussi réalisés pour vérifier l'odeur, la couleur et l'absence d'amertume, garantissant l'acceptabilité du produit final par les consommateurs. Le séchage à basse température, notamment par lyophilisation ou à l'air chaud entre 35 et 40 °C, est recommandé pour minimiser les pertes nutritionnelles tout en assurant une humidité résiduelle inférieure à 7 %, ce qui est essentiel pour éviter la prolifération microbienne (**Belay, 2008**).

Concernant le conditionnement, la spiruline est généralement commercialisée sous forme de poudre, comprimés, gélules ou paillettes, chacun nécessitant des matériaux adaptés qui assurent une barrière efficace contre l'humidité, l'oxygène et la lumière (**Becker, 2013**). Les emballages doivent être hermétiques, opaques et certifiés pour un usage alimentaire. Le conditionnement sous atmosphère modifiée (avec azote ou vide partiel) est parfois utilisé pour améliorer la durée de conservation sans ajout de conservateurs (**Costa et al., 2016**). Chaque lot est étiqueté avec un numéro de traçabilité, la date de production, la date de péremption, ainsi que les instructions de stockage recommandées (température inférieure à 25 °C, à l'abri de la lumière et de l'humidité (**Moraes et al., 2017**).

Un système de management de la qualité, basé sur les principes HACCP (Hazard Analysis and Critical Control Points), est indispensable pour identifier et maîtriser les risques tout au long du processus de production et de conditionnement (**Belay, 2008**). L'obtention de certifications telles qu'ISO 22000 ou ECOCERT constitue un gage supplémentaire de conformité aux standards internationaux (**Becker, 2013**).

# **Introduction aux activités biologiques de la spiruline**

### **III. Introduction aux activités biologiques de la spiruline**

Face aux enjeux actuels de la santé, notamment dans la prévention des maladies chroniques et l'optimisation de la santé, la recherche s'oriente vers des sources naturelles offrant des effets bioactifs multifonctionnels. La spiruline s'impose comme une ressource biologique stratégique grâce à ses métabolites secondaires, offre un véritable potentiel biotechnologique à travers la diversité de ses activités biologiques démontrées (**Zhang *et al.*, 2023**).

Les avancées récentes mettent en évidence sa capacité à interagir avec des cibles moléculaires variées, ce qui lui confère des propriétés antioxydantes, anti-inflammatoires, antimicrobiennes et immunomodulatrices. Ces effets résultent de l'action concertée de multiples composés bioactifs naturellement présents dans sa biomasse, capables d'influencer l'équilibre redox, d'inhiber les processus pathologiques, ou encore de renforcer les réponses de défense cellulaire (**Zhang *et al.*, 2023**).

La spiruline se distingue par la synergie de ses composants bioactifs, notamment les pigments, composés phénoliques, peptides, acides gras et polysaccharides. Cette interaction complexe confère à la spiruline un potentiel fonctionnel significatif, dont l'efficacité dépend étroitement des procédés d'extraction et de formulation. Une compréhension approfondie de ses propriétés thérapeutiques et prophylactiques nécessite une approche intégrée, combinant analyses *in vitro*, étude des mécanismes d'action et évaluations fonctionnelles (**Zhang *et al.*, 2023**).

### 1. Activité antioxydante

#### 1.1. Notions de stress oxydatif et radicaux libres

Le stress oxydatif correspond à un déséquilibre entre la production d'espèces réactives de l'oxygène (ERO) et les mécanismes antioxydants qui assurent leur neutralisation, conduisant à des dommages cellulaires si cette balance n'est pas restaurée. Les ERO regroupent des molécules instables issues de la réduction partielle de l'oxygène, telles que le radical superoxyde ( $O_2^-$ ), le peroxyd'hydrogène ( $H_2O_2$ ), le radical hydroxyle (OH) et l'oxygène singulet ( $^1O_2$ ), mais aussi des dérivés réactifs de l'azote comme le monoxyde d'azote (NO) ou le peroxyd'azote ( $ONOO^-$ ) (**Rizwan et al., 2024**).

Ces molécules jouent des rôles importants dans la signalisation cellulaire, la régulation de la prolifération, ou encore la défense immunitaire. Cependant, leur accumulation excessive entraîne l'oxydation des lipides membranaires, des protéines structurelles ou enzymatiques, ainsi que de l'ADN, générant ainsi un stress oxydatif à l'origine de dysfonctionnements cellulaires (**Atanasov et al., 2024**).

Lorsque les défenses antioxydantes naturelles incluant les enzymes telles que la superoxyde dismutase, la catalase et la glutathion peroxydase sont débordées, les ERO déclenchent une série de réactions en chaîne susceptibles d'amplifier les dommages tissulaires. La peroxydation lipidique est l'un des processus les plus critiques, affectant particulièrement les membranes cellulaires riches en acides gras polyinsaturés, ce qui conduit à la perte de fluidité membranaire, à la génération de produits secondaires toxiques et à l'activation de voies pro-inflammatoires (**Atanasov et al., 2024**).

Ce stress oxydatif chronique est associé à un large éventail de pathologies, telles que les maladies neurodégénératives, les maladies cardiovasculaires, le diabète de type 2, le cancer, et diverses maladies inflammatoires chroniques (**Atanasov et al., 2024**).

## Introduction aux activités biologiques de la spiruline

Afin de limiter les dommages induits par les espèces réactives de l'oxygène, l'organisme s'appuie sur un système de défense antioxydant, combinant des agents enzymatiques et non enzymatiques. Ce système peut être renforcé par l'apport de molécules externes, issues notamment de sources alimentaires ou naturelles, telles que celles contenues dans la spiruline (Atanasov *et al.*, 2024). Ces radicaux possèdent un électron non apparié, ce qui les rend extrêmement réactifs et capables d'interagir avec les constituants cellulaires (Figure,07)

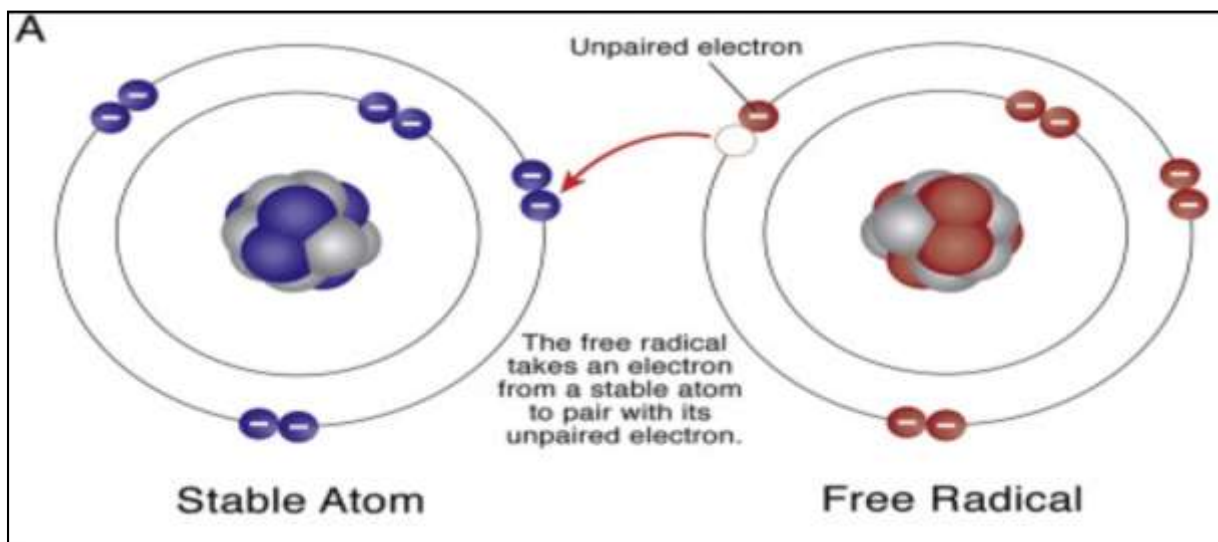


Figure.07: Schéma de la formation des radicaux libres (Chaudhary *et al.*, 2023).

### 1.2. Mécanismes d'action des antioxydants

La spiruline est considérée comme l'une des sources naturelles les plus riches en antioxydants, capables de neutraliser les espèces réactives de l'oxygène (ROS) et de prévenir les dommages oxydatifs aux macromolécules biologiques (Riss *et al.*, 2019). Le mécanisme d'action de ces antioxydants repose principalement sur leur capacité à piéger les radicaux libres, à inhiber leur formation ou à interrompre les réactions en chaîne d'oxydation (Figure, 08). Cette activité repose sur la diversité et la synergie de ses composés, regroupés en pigments, vitamines, acides phénoliques, peptides et autres métabolites secondaires (Ghaeni & Dehaghi, 2019)

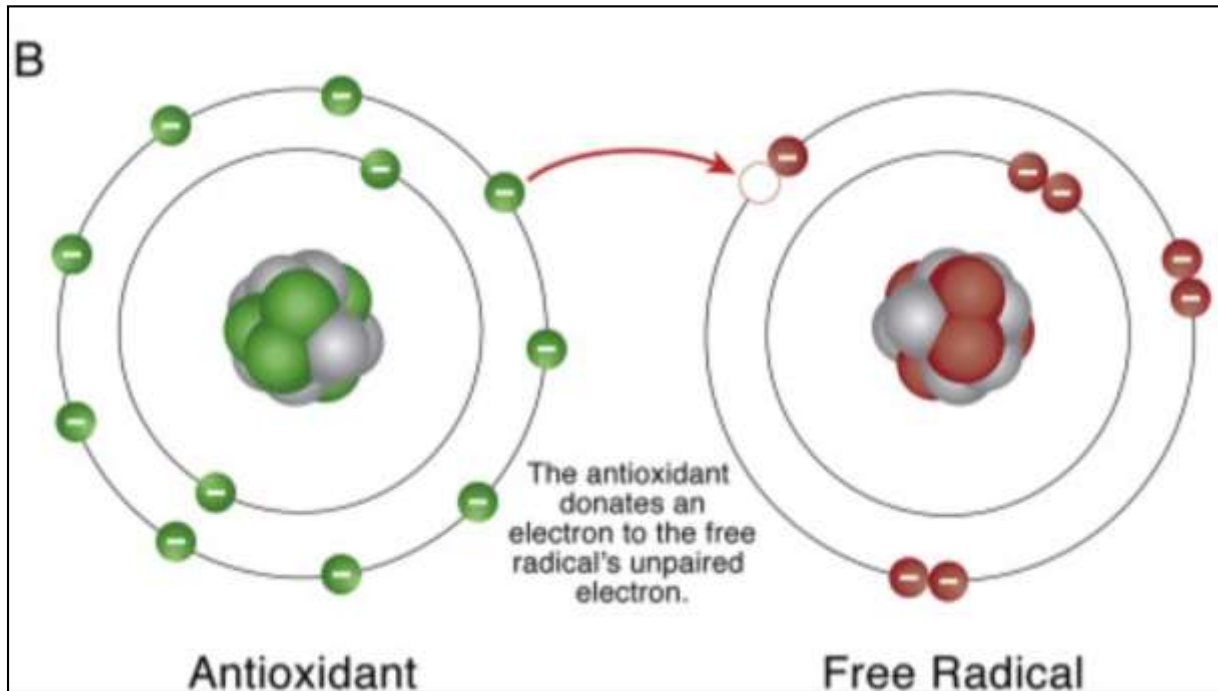


Figure. 08 : Mécanisme d'action des antioxydants sur les radicaux libres (Chaudhary *et al.*, 2023).

### 1.2.1. Phycobiliprotéines

Parmi ces composés, les phycobiliprotéines, et en particulier la phycocyanine, constituent les antioxydants hydrosolubles dominants. La phycocyanine est un chromoprotéine de structure tétrapyrrolique proche de celle des bilines, lui conférant une grande affinité pour les radicaux libres. (Riss *et al.*, 2019). Elle peut agir comme donneur d'hydrogène, inhibiteur de peroxydation lipidique et chélateur de métaux pro-oxydants tels que  $\text{Fe}^{2+}$  ou  $\text{Cu}^{2+}$ . Des études ont montré que la phycocyanine extraite et purifiée à partir de *Spirulina platensis* peut réduire significativement l'activité des radicaux DPPH et ABTS dans des essais *in vitro*, avec une efficacité comparable à celle de l'acide ascorbique (Ghaeni & Dehaghi, 2019).

## Introduction aux activités biologiques de la spiruline

### **1.2.2. Caroténoïdes et pigments liposolubles**

Outre les pigments hydrosolubles, la spiruline contient une quantité notable de caroténoïdes, principalement le  $\beta$ -carotène, la zéaxanthine, la cryptoxanthine et l'astaxanthine (Riss *et al.*, 2019). Ces molécules lipophiles jouent un rôle dans la stabilisation des membranes cellulaires en piégeant les radicaux peroxydes dans les phases lipidiques (Riss *et al.*, 2019). Leur capacité à absorber l'énergie des radicaux libres et à interrompre les réactions de propagation des chaînes oxydatives est essentielle à la protection des lipides membranaires, en particulier dans les environnements soumis à un stress oxydant élevé (Ghaeni & Dehaghi, 2019).

### **1.2.3. Polyphénols, flavonoïdes et acides phénoliques**

Les polyphénols et flavonoïdes jouent un rôle complémentaire dans le système antioxydant de la spiruline (Ghaeni & Dehaghi, 2019). Ils agissent via la délocalisation des électrons de leurs noyaux aromatiques et par la présence de groupes hydroxyles capables de réduire les espèces ROS et RNS (Riss *et al.*, 2019). Parmi les composés identifiés figurent l'acide gallique, l'acide caféique et des dérivés flavonoïdiques tels que la quercétine, conférant à la spiruline une activité antioxydante dose-dépendante (Ghaeni & Dehaghi, 2019).

### **1.2.4. Vitamines**

Les vitamines E ( $\alpha$ -tocophérol) et C (acide ascorbique) renforcent l'effet antioxydant global en agissant de manière synergique (Ghaeni & Dehaghi, 2019). La vitamine E protège les membranes contre l'oxydation lipidique, tandis que la vitamine C régénère les formes oxydées d'autres antioxydants, maintenant leur potentiel réducteur. Leur interaction stabilise les systèmes cellulaires soumis à un stress oxydatif exogène ou endogène (Riss *et al.*, 2019).

### **2. Extraction et purification des antioxydants de la spiruline**

L'extraction et la purification des antioxydants présents dans la spiruline visent à isoler les composés d'intérêt pour des applications nutritionnelles, pharmaceutique et cosmétiques, ainsi que pour l'étude de leur activité biologique (**Patel et al., 2005**).

La première étape repose sur l'extraction à partir de la biomasse sèche de *Spirulina platensis*. L'efficacité de l'extraction dépend fortement du choix du solvant, de la température, du temps d'exposition, du pH du milieu ainsi que de la méthode physique ou chimique appliquée (**Patel et al., 2005**). Les solvants les plus utilisés sont l'éthanol, le méthanol, l'acétone et l'eau distillée, seuls ou en combinaison, en raison de leur polarité favorable à l'extraction des métabolites secondaires hydrophiles. L'éthanol s'est révélé plus efficace que l'eau pour l'extraction des composés phénoliques totaux et flavonoïdiques, grâce à sa polarité intermédiaire qui permet de solubiliser un large spectre de molécules antioxydantes (**Plaza et al., 2008**).

Dans les protocoles avancés, l'extraction assistée par ultrasons (UAE) et l'extraction par micro-ondes (MAE) ont montré une amélioration significative des rendements d'extraction des composés antioxydants par rapport aux méthodes classiques. Ces techniques modernes permettent une meilleure rupture des parois cellulaires des cyanobactéries, facilitant ainsi la libération des composés. L'intensité des ultrasons ou des micro-ondes, la durée d'exposition et la température, sont des facteurs critiques à optimiser pour éviter la dégradation thermique des antioxydants (**Plaza et al., 2008**).

La purification est effectuée après l'extraction, généralement par des procédés chromatographiques tels que la chromatographie liquide à haute performance (HPLC) ou la chromatographie sur colonne utilisant des résines échangeuses d'ions ou des gels de filtration. Ces techniques permettent d'isoler la phycocyanine en tant que molécule cible, tout en éliminant les impuretés telles que les protéines solubles et les pigments chlorophylliens (**Plaza et al., 2008**). La pureté est souvent évaluée par le rapport d'absorbance à 620 nm et 280 nm, un indicateur classique dans la purification de la phycocyanine. L'association de techniques d'extraction avancées (UAE, MAE) avec des méthodes de purification ciblées (HPLC, filtration membranaire) permet un 'isolement

## Introduction aux activités biologiques de la spiruline

efficace des antioxydants naturels de la spiruline, tout en préservant leur intégrité et leur activité biologique (Plaza *et al.*, 2008).

### **3. Méthodes d'évaluation de l'activité antioxydante de la spiruline**

#### **3.1. Tests d'évaluation**

L'analyse de l'activité antioxydante de la spiruline repose sur des tests *in vitro* qui permettent d'estimer la capacité des extraits à neutraliser les radicaux libres ou à transférer des électrons. Les méthodes les plus utilisées incluent le test DPPH, le test ABTS et le test du pouvoir réducteur (Safitri *et al.*, 2021).

##### **3.1.1. Test DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle)**

Le test DPPH est l'un des plus couramment utilisés pour évaluer la capacité d'un extrait à piéger des radicaux libres. Il repose sur la réduction du radical DPPH•, initialement violet, en une forme stable jaune clair après réaction avec un donneur d'hydrogène, ce qui entraîne une diminution mesurable de l'absorbance à 517 nm. L'intensité de cette diminution est directement proportionnelle à l'activité antioxydante de l'échantillon. Dans le cas de la spiruline, ce test a permis de démontrer une activité radicalaire notable, surtout dans les extraits obtenus avec des solvants polaires tels que l'éthanol ou l'eau. Cette activité est attribuée principalement à la présence de composés phénoliques et de pigments hydrosolubles comme la phycocyanine (Safitri *et al.*, 2021).

##### **3.1.2. Test ABTS (2,2'-azino-bis(3-éthylbenzothiazoline-6-sulfonique)**

Le test ABTS est basé sur la neutralisation du radical cationique ABTS<sup>+</sup>• généré par oxydation de l'ABTS en présence de persulfate de potassium. Ce radical forme une solution bleu-vert absorbant à 734 nm, dont la décoloration après ajout de l'échantillon reflète sa capacité antioxydante. Ce test présente l'avantage de mesurer l'activité antioxydante de composés à la fois hydrophiles et lipophiles, Dans les études réalisées, les extraits de spiruline ont montré une inhibition significative du radical ABTS<sup>+</sup>, ce qui confirme la diversité et l'efficacité des molécules antioxydantes présentes, y compris les caroténoïdes, les polyphénols et les acides gras polyinsaturés (Zhang *et al.*, 2023).

## Introduction aux activités biologiques de la spiruline

### **3.1.3. Test du pouvoir réducteur (FRAP)**

Le test du pouvoir réducteur, également connu sous le nom de test FRAP (Ferric Reducing Antioxidant Power), évalue la capacité d'un extrait à réduire les ions ferriques ( $\text{Fe}^{3+}$ ) en ions ferreux ( $\text{Fe}^{2+}$ ). Cette réaction de transfert d'électron produit un complexe coloré mesurable par spectrophotométrie à environ 700 nm. Une absorbance élevée indique une forte capacité antioxydante. Dans les études sur la spiruline, ce test a montré une corrélation directe entre la concentration de l'extrait et son pouvoir réducteur, ce qui reflète la richesse de la biomasse en composés réducteurs naturels (**Zhang et al., 2023**).

L'application simultanée de ces trois méthodes fournit une vision complémentaire et robuste du potentiel antioxydant global de la spiruline, chaque test révélant un aspect distinct de son mécanisme d'action contre le stress oxydatif (**Zhang et al., 2023**).

## **4. Contrôle microbiologique de la spiruline**

Le contrôle microbiologique constitue une phase déterminante dans la chaîne de production de la spiruline, en particulier lorsqu'elle est destinée à la consommation humaine ou à un usage nutraceutique. Bien que la culture de la spiruline se fasse dans des environnements alcalins extrêmes, ce qui rend difficile la prolifération de nombreux microorganismes pathogènes, cette condition ne garantit pas une absence totale de contaminants (**Belay, 2008**).

En effet, plusieurs microorganismes tels que les bactéries hétérotrophes, les levures, les moisissures, et même d'autres cyanobactéries potentiellement toxiques peuvent apparaître dans le système de culture, notamment en cas de mauvaise hygiène ou de contamination accidentelle de l'eau ou des équipements. La prolifération de ces micro-organismes peut être favorisée par des conditions inadéquates de culture, de récolte ou de stockage, mettant en danger la qualité sanitaire du produit fini (**Belay, 2008**).

## Introduction aux activités biologiques de la spiruline

La présence de microorganismes indésirables dans la spiruline peut non seulement altérer ses propriétés organoleptiques, mais également poser un risque pour la santé humaine, en particulier chez les individus immunodéprimés ou sensibles. Parmi les microflore à surveiller figurent *Escherichia coli*, *Salmonella spp.*, *Staphylococcus aureus*, ainsi que les levures et moisissures pouvant produire des mycotoxines. C'est pourquoi des analyses microbiologiques rigoureuses sont nécessaires à différents stades du processus de production (**Belay, 2008**).

Les contrôles les plus couramment effectués incluent le dénombrement des bactéries aérobies totales, la recherche de coliformes fécaux, la présence de levures et de moisissures, ainsi que des tests spécifiques pour les pathogènes dangereux. Des méthodes rapides et sensibles, telles que les techniques enzymatiques, immunologiques ou la PCR (réaction de polymérisation en chaîne), permettent aujourd'hui de détecter rapidement des agents contaminants à des seuils très bas (**Belay, 2008**).

Il est également impératif de vérifier l'absence de cyanobactéries toxiques pouvant produire des métabolites secondaires nuisibles, notamment les microcystines, qui sont connues pour leurs effets hépatotoxiques. La contamination croisée avec des souches de cyanobactéries toxiques peut survenir lors de cultures à ciel ouvert si le contrôle taxonomique des souches utilisées n'est pas strictement assuré. La microscopie et les tests moléculaires sont alors indispensables pour garantir la pureté de la souche de *Spirulina* (**Belay, 2008**).

La qualité microbiologique de la spiruline est également fortement influencée par les conditions de récolte, de séchage et de conditionnement. Une récolte hygiénique, un séchage rapide à basse température, et un emballage hermétique à l'abri de l'humidité limitent considérablement les risques microbiologiques. Le maintien d'une faible activité de l'eau dans le produit sec est crucial pour prévenir la croissance de moisissures pendant le stockage. Afin de répondre aux exigences des normes internationales, les producteurs doivent mettre en œuvre des systèmes d'assurance qualité rigoureux, tels que le HACCP (Hazard Analysis and Critical Control Points), accompagnés de procédures standardisées de nettoyage, de désinfection et de traçabilité tout au long de la chaîne de production (**Belay, 2008**).

### **5. Applications industrielles et thérapeutiques**

#### **5.1. Applications pharmaceutiques et médicinales**

La spiruline, fait aujourd'hui l'objet de nombreuses recherches en raison de ses applications thérapeutiques dans divers domaines de la santé. Son intérêt repose principalement sur sa richesse en métabolites secondaires tels que les phycobiliprotéines, les polysaccharides sulfatés, les acides gras polyinsaturés, ainsi que des vitamines hydrosolubles et liposolubles.

La phycocyanine, composé phare de la spiruline, possède des propriétés antioxydantes puissantes permettant de réduire l'inflammation chronique et de protéger les cellules contre le stress oxydatif, un mécanisme impliqué dans le cancer, les maladies neurodégénératives et le vieillissement prématuré (**Deng & Chow, 2022**). Elle jouerait également un rôle neuroprotecteur, notamment contre les maladies d'Alzheimer et de Parkinson (**Zhang *et al.*, 2023**).

Elle possède aussi une activité antivirale, en particulier contre les virus à enveloppe lipidique tels que le VIH-1, la grippe et l'herpès, grâce à ses polysaccharides sulfatés. La consommation régulière de spiruline montre des effets hypolipémiants et hypoglycémisants, contribuant à la prévention de maladies métaboliques comme le diabète de type 2 et les maladies cardiovasculaires (**Chamorro *et al.*, 2002**).

Par ailleurs, la spiruline agit comme un immunomodulateur naturel, en stimulant les cellules immunitaires et la production de cytokines (**Deng & Chow, 2022**),

#### **5.2. Compléments alimentaires**

La spiruline occupe aujourd'hui une place très importante dans le secteur des compléments alimentaires, en raison de sa composition nutritionnelle et de sa grande biodisponibilité. Elle est souvent qualifiée de super-aliment, en raison de sa teneur élevée en protéines complètes, vitamines, minéraux, acides gras essentiels, et en pigments bioactifs (**Elsevier, 2017**).

Cette cyanobactérie se distingue par sa biodisponibilité supérieure comparée à d'autres sources nutritionnelles conventionnelles, en particulier pour le fer, ce qui en fait

## Introduction aux activités biologiques de la spiruline

un allié important pour les populations souffrant de carences ou les personnes adoptant des régimes végétariens ou végétaliens. L'absorption intestinale de ses nutriments est facilitée par l'absence de parois cellulosiques rigides, ce qui accroît leur assimilation par l'organisme (**Puyfoulhoux *et al.*, 2001**).

Les études récentes confirment que l'intégration de la spiruline dans l'alimentation quotidienne contribue à améliorer l'état nutritionnel général, notamment en milieu défavorisé, grâce à sa capacité à compenser les déficits micro nutritionnels. La spiruline suscite un engouement particulier dans les stratégies de nutrition humanitaire et d'alimentation durable, notamment en Afrique et en Asie, où elle est utilisée dans des programmes de lutte contre la malnutrition infantile, grâce à son rendement élevé en protéines et sa culture à faible impact environnemental. Dans les programmes de lutte contre la malnutrition infantile ou maternelle, elle est utilisée à faible dose (1 à 5 g/jour) pour compléter l'apport en protéines et micronutriments, tout en présentant une excellente tolérance digestive (**Matando *et al.*, 2016**).

### **5.3. Cosmétique et dermatologie :**

L'utilisation de la spiruline dans les domaines de la cosmétologie et de la dermatologie repose sur ses propriétés bioactives qui contribuent à améliorer l'état et l'apparence de la peau. Cette cyanobactérie est particulièrement valorisée pour son potentiel antioxydant, anti-inflammatoire, hydratant et réparateur cutané, des attributs qui en font un ingrédient naturel de plus en plus prisé dans les formulations dermocosmétiques modernes. Sa richesse en phycocyanine, caroténoïdes et acides aminés essentiels permet de protéger la peau contre le stress oxydatif, de prévenir le vieillissement cutané, et de renforcer la fonction barrière de l'épiderme (**Caracciolo *et al.*, 2021**).

Des études ont montré que l'application topique d'extraits de spiruline améliore l'élasticité de la peau, réduit la perte en eau transépidermique et atténue les rides sans effets indésirables (**Arora *et al.*, 2023**). En dermatologie, elle est également utilisée pour apaiser les inflammations cutanées grâce à sa capacité à moduler des cytokines comme le TNF- $\alpha$  et l'IL-6, avec des résultats prometteurs sur l'acné, les dermatites et les irritations chroniques (**Elsterova *et al.*, 2023**).

### **5.4. Précautions à prendre avec la spiruline**

La spiruline doit être consommée avec prudence chez certaines personnes, notamment celles souffrant de goutte, de calculs urinaires ou ayant un taux sanguin élevé d'acide urique. En effet, cette micro-algue est particulièrement riche en acides nucléiques (ADN et ARN), qui sont métabolisés par l'organisme en acide urique. Par ailleurs, sa consommation est déconseillée chez les femmes enceintes ou allaitantes.

Les effets indésirables potentiels rapportés incluent des nausées et des réactions allergiques. Entre avril 2014 et février 2017, l'ANSES (Agence nationale de sécurité sanitaire de l'alimentation, de l'environnement et du travail) a enregistré 49 signalements d'effets indésirables susceptibles d'être liés à la consommation de compléments alimentaires contenant de la spiruline, dont la majorité concernait des troubles digestifs. En 2014, un cas de réaction allergique sévère (œdème facial) a également été signalé après ingestion de spiruline.

À la suite de l'analyse de ces cas, ainsi que d'autres rapports provenant de pays européens et du Canada, l'ANSES a conclu, en août 2017, que la spiruline ne présente pas de risque sanitaire aux doses faibles à modérées. Toutefois, elle recommande de mener des études cliniques afin de déterminer une dose journalière maximale sécuritaire. L'agence déconseille la consommation de spiruline chez les personnes atteintes de phénylcétonurie, présentant un terrain allergique, ou souffrant de troubles musculaires ou hépatiques.

L'ANSES insiste sur le fait que la spiruline ne peut pas être considérée comme une source fiable de vitamine B12 pour les personnes suivant un régime végétarien ou végétalien, car la forme de vitamine B12 qu'elle contient est biologiquement inactive. Il est également important de noter que les compléments à base de spiruline peuvent parfois être contaminés par des cyanotoxines, des bactéries ou des métaux lourds tels que le plomb, le mercure ou l'arsenic (**Vidal, 2017**).

# **Partie II**

## **Méthodologie**

## Méthodologie

L'objectif de cette étude est d'évaluer l'activité antioxydante et la qualité microbiologique de deux échantillons A et B de spiruline en poudre provenant de sources différentes, afin de mettre en valeur les propriétés de la spiruline en tant que produit naturel d'intérêt croissant dans les domaines nutritionnel, pharmaceutique et biotechnologique. Les travaux pratiques ont été réalisés au Laboratoire de microbiologie n°04 et de biochimie n°03 de la faculté de sciences de la nature et de la vie (SNV) à l'Université Abdelhamid Ibn Badis de Mostaganem, dans des conditions standards de laboratoire.

### **I. Evaluation de la qualité nutritionnelle**

#### **1. Description des Echantillons**

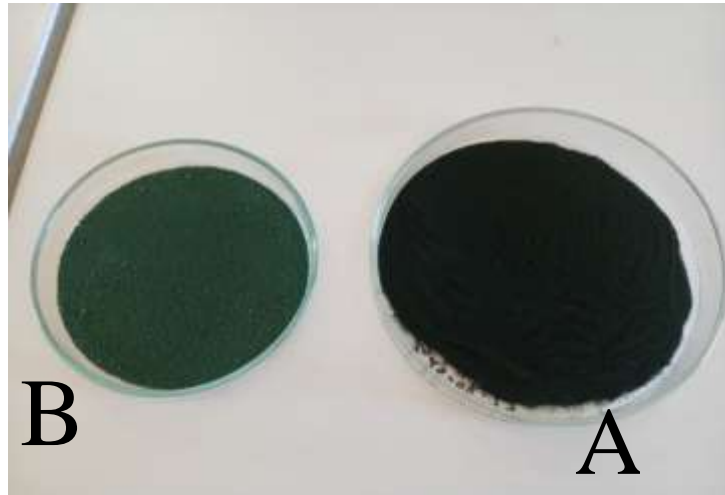
##### **1.1. Échantillon A**

L'échantillon A à été acquis auprès d'un fournisseur spécialisé. Il s'agit d'une spiruline importée. Elle se présente sous forme de poudre très fine, à la couleur vert foncé homogène. L'emballage porte des mentions de qualité et de traçabilité, ainsi que les informations réglementaires essentielles telles que l'origine, la composition, le mode d'utilisation, la date de péremption et le numéro de lot (Figure, 09).

##### **1.2. Échantillon B**

L'échantillon B, fourni sous forme de paillettes, puis il a été broyée afin d'obtenir une poudre. Celle-ci présente une texture légèrement plus grossière en raison du broyage manuel, avec une couleur verte un peu plus claire. Avec étiquetage complet incluant les informations essentielles sur le nom de la marque, la composition, la valeur nutritionnelle, date de péremption et le numéro de lot (Figure, 09).

## Méthodologie



**Figure.09: Echantillon A et Echantillon B (Azzouz, 2025).**

### **2. Détermination de la Teneur en eau (AFNOR, 1985)**

La détermination de la teneur en eau vise à quantifier la proportion d'humidité présente dans les échantillons de spiruline, un paramètre fondamental pour l'évaluation de leur qualité nutritionnelle, leur stabilité au stockage et leur aptitude à la conservation. Il s'agit d'une analyse quantitative basée sur la perte de masse par évaporation de l'eau lors du séchage à température constante. Pour ce faire, 5 grammes de chaque échantillon ont été pesés avec précision et transférés dans des boîtes de Pétri en verre, puis placés dans une étuve maintenue à 105 °C pendant 24 heures afin d'assurer l'élimination complète de l'eau libre (Figure, 10).



**Figure.10: Echantillons en cours de séchage dans l'étuve à 105 C ° (Azzouz, 2025).**

## Méthodologie

Après cette étape, les échantillons ont été placés dans un dessiccateur pendant 45 minutes, incubé à 37°. Après les deux boîtes de pétri en verre ont été pesées afin de déterminer définitivement la masse réelle de la matière sèche de chacun des échantillons A et B (Figure, 11) (AFNOR, 1985).

La teneur en eau a été calculée par la formule suivante :

$$\text{MS(\%)} = \frac{\text{Masse(MS) (g)}}{\text{Masse (d'échantillon) (g)}} \cdot 100$$

$$\text{Teneur en eau\%} = 100 - \text{MS (\%)}$$

MS(%) : Pourcentage de la matière sèche

MS : Masse en gramme



**Figure.11 : Refroidissement dans le dessiccateur**  
(Azzouz, 2025).

### **3. Détermination de la teneur en Lipides (Belay, 2013)**

La détermination de la teneur en lipides a pour objectif de mesurer la quantité totale de matières grasses présentes dans les échantillons de spiruline A et B. Cette analyse quantitative permet d'évaluer la valeur nutritionnelle des échantillons, en lien avec la présence d'acides gras essentiels, impliqué dans divers fonctions physiologiques importantes. La mesure a été réalisée à l'aide de la méthode d'extraction au Soxhlet, en utilisant l'éthanol comme solvant, ce dernier permet de dissoudre les lipides présents dans l'échantillon A et B.

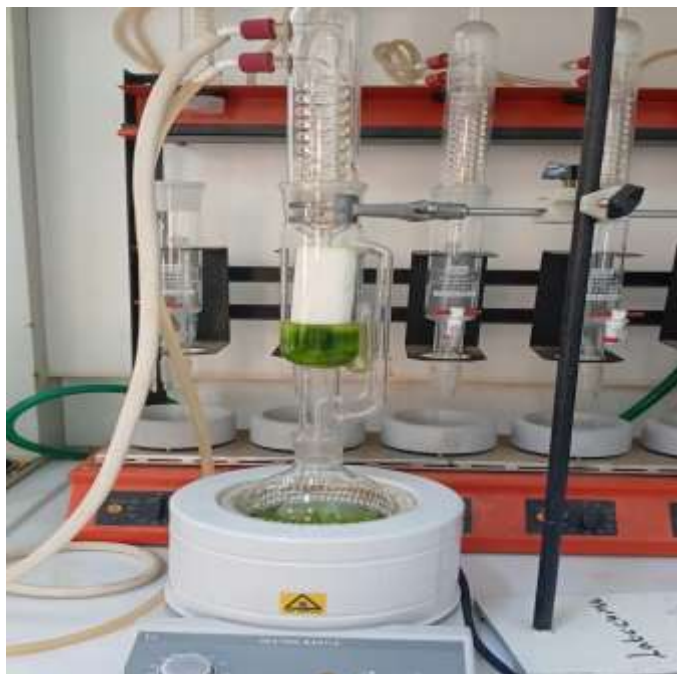
#### **3.1 Extraction au Soxhlet**

L'extraction de l'extrait brut présent dans la spiruline a été réalisée en utilisant la méthode de Soxhlet, qui repose sur une extraction continue par reflux de solvant chaud comme l'éthanol. Cette technique est largement utilisée pour extraire les métabolites solubles dans les solvants organiques, notamment les composés phénoliques, flavonoïdes, pigments lipidiques et autres antioxydants.

##### **3.1.1 Mode opératoire**

Pour chacun des deux échantillons de spiruline, 20 g de poudre ont été introduits dans une cartouche en cellulose respectivement à l'échantillon A et B, puis placés dans l'extracteur de soxhlet. L'extraction a été réalisée avec 250 ml d'éthanol à 95 % comme solvant. Le montage se composait d'un ballon chauffant à fond rond, un réfrigérant à eau, et une chambre d'extraction. La température a été maintenue constante, correspondant au point d'ébullition de l'éthanol, assurant un cycle continu de solvant évaporé et condensé (Figure, 12).

## Méthodologie



**Figure.12 :Appareil Soxhlet utilisé pour l'extraction de spiruline (Azzouz, 2025).**

Pour l'échantillon les deux échantillons A et B, l'extraction a été réalisée jusqu'à l'obtention de 8 cycles. À la fin de chaque extraction, le solvant contenant les extraits a été récupéré dans le ballon, puis concentré à l'aide d'un évaporateur rotatif (rotavapeur) afin d'éliminer l'éthanol et d'obtenir l'extrait brut (Figure ,13).



**Figure.13 : Evaporateur rotatif utilisé pour l'évaporation du solvant (Azzouz, 2025)**

## Méthodologie

### 3.2. Expression des résultats

La teneur en lipides a été calculée, en fonction du rapport entre la masse initiale de l'échantillon et la matière grasse extraits. Selon la formule suivante :

$$\text{MG \%} = \text{P1} - \text{P2} / \text{ME} \times 100 \text{ (Hamsi, 2013)}$$

**P2** : poids du ballon vide.

**P1** : poids du ballon après évaporation.

**ME** : masse de la prise d'essai ou la masse de l'échantillon mise dans la cartouche.

**MG %** : pourcentage de la matière grasse.

### 4. Détermination du potentiel d'hydrogène (pH)

Dans le cadre de l'évaluation de la stabilité acido-basique des extraits de spiruline, une analyse qualitative du pH a été réalisée à l'aide de bandelettes indicatrices. Cette analyse vise à mettre en évidence d'éventuelles variations du potentiel hydrogène sous différentes conditions de conservation, susceptibles de refléter des modifications chimiques ou microbiologiques affectant la qualité de l'échantillon. Une solution a été préparée en mélangeant un gramme (01g) de spiruline dans dix millilitres (10ml) d'eau distillée. Le mélange a été agité pour homogénéisation en soumettant les tubes à essai au vortex. Puis le pH a été mesuré à l'aide de bandelettes indicatrices de pH. Dont le principe repose sur une réaction colorimétrique permettant une estimation rapide de la valeur du pH par comparaison visuelle (Figure, 14) (**AFNOR V08-408**).

Trois tests ont été réalisés dans des conditions de conservation différentes:

- **1ere test (témoin)** : Prise de la mesure du pH pour chacun des deux échantillons A et B, représenté chacun dans un tube à essai.
- **2eme test** : Chacun des deux échantillons ont été placés dans une boîte de pétri, puis incubés dans une étuve à 55 °C pendant 7 jours.
- **3eme test** : pour ce test, chacune des deux boîtes de pétri a été incubée dans une étuve à 37 °C pendant 15 jours. Le pH a été mesuré à la fin de la période d'incubation à l'aide de bandelettes réactive (Figure, 14).

## Méthodologie



**Figure.14 : Bandelette reactive pour la mesure du pH (Azzouz, 2025).**

## **II. Analyse Biochimique**

### **1. Dosage des polyphénols totaux**

Le dosage des polyphénols est une méthode quantitative qui permet d'estimer la teneur globale en composés phénoliques dans les deux échantillons A et B de spiruline. Il vise à évaluer le potentiel antioxydant des polyphénols présents dans ces échantillons. Cette méthode repose sur une réaction d'oxydoréduction entre les composés phénoliques et le réactif de Folin-Ciocalteu. En milieu alcalin, cette réaction conduit à la formation d'un complexe chromophore bleu, dont l'intensité est proportionnelle à la concentration en substances phénoliques réductrices. L'absorbance est mesurée par spectrophotométrie à 765 nm (Ainsworth *et al.*, 2007).

#### **1.1 Préparation des extraits bruts**

Les deux échantillons A et B de spiruline ont été soumis à une extraction par Soxhlet en utilisant comme solvant l'éthanol. Après l'évaporation du solvant, les extraits bruts obtenus ont été conservés dans des flacons ambrés à l'abri de la lumière, puis utilisés pour la réalisation des dosages (Belay, 2013).

## Méthodologie

### 1.2 Protocole expérimental

Dans des tubes à essai, 0,5 ml de chacun des deux extraits bruts de spiruline A et B ont été mélangé au réactif de Folin-Ciocalteu dilué au 1/10. Après agitation, le mélange a été incubé pendant 6 minutes à température ambiante. Ensuite une solution de carbonate de sodium à 7,5 % a été ajoutée. L'ensemble a été incubé pendant deux heures à l'obscurité. La lecture de l'absorbance a été réalisée à 765 nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV-Visible, en utilisant l'éthanol comme blanc (Singleton *et al.*, 1999).

### 1.3. Courbe d'étalonnage

Les quantités de polyphénols totaux ont été déterminées à partir d'une courbe d'étalonnage réalisée à partir d'une solution mère d'acide gallique à raison de 10 mg dans 100 ml d'eau distillée. Des solutions étalons ont été préparées aux concentrations suivantes : 0 ; 0,01 ; 0,02 ; 0,03 ; 0,04 et 0,05 mg/ml. L'absorbance de chaque solution a été mesurée, puis utilisée pour tracer la droite d'étalonnage. Les résultats sont exprimés en milligrammes d'équivalents acide gallique par gramme de matière sèche (mg EAG/g MS) (Figure, 15) (Singleton *et al.*, 1999).

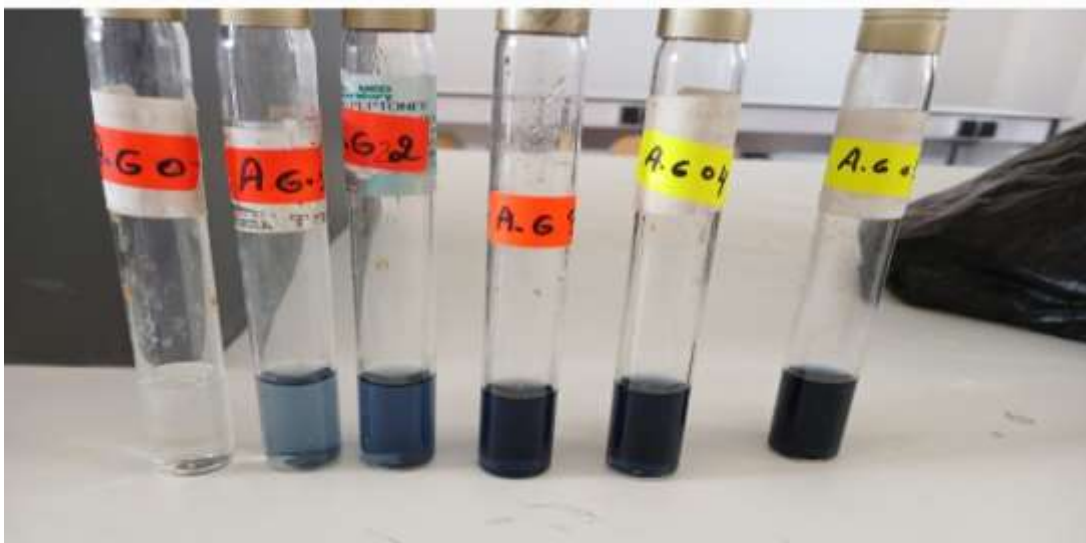


Figure.15 : Préparation des solutions étalons de l'acide gallique (Azzouz, 2025).

### **2. Dosage des flavonoïdes totaux**

Le dosage des flavonoïdes est une méthode quantitative qui permet d'estimer la teneur totale en flavonoïdes dans les deux échantillons A et B de spiruline, dans le but d'évaluer leur potentiel antioxydant. Cette méthode repose sur la formation d'un complexe stable entre les flavonoïdes et le chlorure d'aluminium en milieu alcalin, entraînant une coloration jaune dont l'intensité est proportionnelle à la concentration des flavonoïdes présents. L'absorbance de ce complexe est mesurée par spectrophotométrie à une longueur d'onde de 415 nm, et les résultats sont exprimés en équivalents quercitrine à partir d'une courbe d'étalonnage (**Kahriman *et al.*, 2021**).

#### **2.1. Protocole expérimental**

Le volume de 0,5 ml de chacun des extraits bruts A et B dilués ont été ajouté à une solution contenant du trichlorure d'aluminium à 10 %, et puis d'acétate d'ammonium à 1 M. Le mélange a été incubé pendant 30 minutes à température ambiante à l'abri de la lumière. L'absorbance a ensuite été mesurée à 430 nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV-Visible, en utilisant une solution témoin comme blanc (**Kahriman *et al.*, 2021**).

#### **2.2. Courbe d'étalonnage**

Pour permettre la quantification des flavonoïdes totaux, Une courbe d'étalonnage a été réalisée à partir des solutions standards de quercétine préparées à des concentrations de 0, 20, 40, 60, 80 et 100 µg/ml, l'absorbance de chaque solution a été mesurée à 430 nm, et les valeurs obtenues ont été utilisées pour tracer la droite s'étalonnage. Les résultats ont été exprimés en équivalents de quercétine (EQ) à partir de la droite obtenue (Figure, 16). (**Kahriman *et al.*, 2021**).

## Méthodologie



**Figure. 16 : Préparation des solutions étalons de quercétine (Azzouz, 2025).**

### **3. Évaluation de l'activité antioxydante par la méthode DPPH**

#### **3.1 Préparation des extraits**

Les deux échantillons de spiruline respectivement A et B ont été soumis à une extraction par Soxhlet à l'aide de l'éthanol. Après l'évaporation du solvant, les extraits obtenus ont été conservés dans des flacons ambrés à l'abri de la lumière, puis utilisés pour la réalisation des dosages (Belay, 2013).

#### **3.2 Préparation de la solution de DPPH**

Des dilutions de l'extrait de spiruline ont été préparées avec différentes concentrations: 0 mg/ml, 0.2 mg/ml, ..... 1mg/ml. Pour chaque dilution, un volume fixe de la solution de DPPH, préparée dans de l'éthanol, a été ajouté. Les mélanges ont été agités doucement afin d'assurer une bonne homogénéisation. L'absorbance de chaque solution a été mesurée à 517 nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV-Visible. Cette mesure permet d'évaluer le degré de décoloration de la solution, lié à l'élimination des radicaux libres DPPH par les composés antioxydants présents dans les deux extraits bruts A et B (Brand-Williams *et al.*, 1995).

Un contrôle positif a été réalisé en parallèle à l'aide de dilutions standards d'acide ascorbique (vitamine C) aux concentrations suivantes: 0.2 mg/ml, 0.8 mg/ml....

## Méthodologie

1 mg/ml. Suivant le même protocole. Les mesures ont été effectuées en présence de (**Brand-Williams *et al.*, 1995**).

- Un blanc pour le calibrage du spectrophotomètre.
- Un contrôle négatif pour représenter l'absorbance maximale.
- Un contrôle positif servant de référence antioxydante.

### **3.3 Expression des résultats**

L'activité antioxydante a été exprimée en pourcentage d'inhibition du radical DPPH selon la formule suivante :

$$I \% = \left( \frac{Abs0 - Abs1}{Abs0} \right) \times 100$$

Abs0 : absorbance de la solution témoin (DPPH seul, sans extrait)

Abs1 : absorbance de la solution contenant l'extrait ou la vitamine C

#### **3.3.1 Détermination de la concentration inhibition 50% ( IC 50)**

Les deux concentrations inhibitrices 50 % (IC50) correspondant à chacun des deux extraits bruts A et B nécessaires pour inhiber 50 % des radicaux DPPH. Elles ont été déterminées à partir de la courbe de régression linéaire obtenue en traçant le pourcentage d'inhibition en fonction de la concentration. Plus, la IC50 est faible, plus l'extrait présente une forte activité antioxydante (**Kedare & Singh, 2019**).

## Méthodologie

### **III. Analyse microbiologique**

Dans le cadre de l'évaluation de la qualité microbiologique des deux échantillons de spiruline A et B, des tests de culture bactériologique ont été réalisés à l'aide de milieux de cultures spécifiques, adaptés à chaque espèce bactérienne recherchée.

#### **1. Préparation de la solution mère et des dilutions décimales**

Pour chaque échantillon, 5 g des deux spiruline A et B ont été pesés et transférés dans un tube stérile contenant 9 ml d'eau physiologique. Puis homogénéisée à l'aide d'un agitateur magnétique afin d'obtenir une solution mère (SM). Des dilutions décimales successives ont ensuite été préparées (SM,  $10^{-1}$  à  $10^{-6}$ ), chaque dilution a été ensemencée sur des milieux de culture spécifiques (Figure, 17).



**Figure.17 : préparation des milieux de culture (Azzouz, 2025).**

## Méthodologie

### **2. Recherche et dénombrement de la flore totale aérobie mésophile (FTAM ) (ISO 4833-1:2013)**

Un volume de 1 mL de chaque dilution (solution mère,  $10^{-1}$  à  $10^{-6}$ ) a été prélevé et transféré de manière aseptique dans des boîtes de Pétri stériles à usage unique. Ensuite, 15 mL de milieu gélosé Plate Count Agar (PCA), préalablement fondu et tempéré au bain-marie, Les boites ont ensuite été homogénéisées par un léger mouvement circulaire, puis incubées à 37 °C pendant 72 heures.

Le dénombrement a été effectué en comptant les colonies formées sur les milieux. Le résultat, exprimé en unités formant colonie par gramme (UFC/g), a été obtenu en multipliant le nombre de colonies par l'inverse du facteur de dilution correspondant. Seules les boîtes contenant entre 30 et 300 colonies ont été prises en compte pour les calculs conformément aux normes microbiologiques.

### **3. Recherches et dénombrement des *Coliformes totaux* (CT) et *Coliformes fécaux* (CF)**

#### **3.1 *Coliformes totaux* (CT) (ISO 4832 :1991)**

À partir des dilutions décimales, 1 ml de chaque dilution a été prélevé de manière aseptique et transféré dans des boîtes de Pétri stériles. Ensuite, 20 mL de milieu gélosé VRBL (Violet Red Bile Lactose Agar), préalablement fondu et tempéré, ont été ajoutés. Les boîtes ont été homogénéisées délicatement par des mouvements circulaires en huit.

Le dénombrement des *Coliformes totaux* a été effectué après incubation des boîtes à 37 °C pendant 24 heures.

#### **3.2 *Coliformes fécaux* (CF) (NF V08-60:1996)**

Dans chaque boîte de Pétri, 1 ml de dilution a été déposé, suivi de l'ajout de 20 ml de milieu VRBL fondu et tempéré. Le mélange a été soigneusement homogénéisé

## Méthodologie

par des mouvements circulaires, puis laissé à solidifier à température ambiante. Après solidification, les boîtes ont été incubées à 44 °C pendant 24 heures.

### **4. Recherche de *Staphylococcus aureus***

En bactériologie alimentaire, le dénombrement des *Staphylococcus aureus* se fait le plus souvent sur des milieux sélectifs tels que la gélose au mannitol de Chapman (Mannitol Salt Agar) ou la gélose Baird-Parker.

Un volume de 1 mL de chaque dilution a été prélevé de manière aseptique, puis transféré dans des boîtes de Pétri contenant de la gélose Chapman. Les boîtes ont ensuite été incubées à 37 °C pendant 24 à 48 heures.

La lecture des résultats repose sur l'observation de colonies typiques de *Staphylococcus aureus*, qui apparaissent généralement jaunes ou dorées. Le comptage a été effectué sur les boîtes contenant un nombre de colonies caractéristiques (entre 30 et 300 UFC). Le nombre de colonies observées a été multiplié par l'inverse du facteur de dilution pour déterminer la concentration en *Staphylococcus aureus* par ml (ou g) d'échantillon.

# **Partie III**

## **Résultats et discussion**

## Résultats et discussion

### I. Résultats de l'évaluation de la qualité nutritionnelle

#### 1. Détermination de la Teneur en eau

Les résultats obtenus pour la teneur en eau des deux échantillons de spiruline sont présentés dans le tableau.06

Tableau.06 : Teneur en eau des échantillons de Spiruline.

| <b>Echantillon</b> | <b>Masse initiale (g)</b> | <b>Matière sèche (g)</b> | <b>Teneur en matière sèche (%)</b> | <b>Teneur en eau (%)</b> |
|--------------------|---------------------------|--------------------------|------------------------------------|--------------------------|
| Spiruline A        | 5                         | 4.69                     | 93.8 %                             | 6.2%                     |
| Spiruline B        | 5                         | 4.65                     | 93 %                               | 7 %                      |

D'après les résultats, la teneur en eau de l'échantillon de spiruline B est de 7 %, tandis que celle de l'échantillon A est légèrement plus faible, à 6,2 %. Ces deux valeurs sont conformes aux critères de qualité recommandés pour la spiruline séchée, généralement inférieure ou égale à 7 % pour assurer une bonne stabilité durant le stockage. En effet, un taux d'humidité trop élevé favorise le développement microbien, tandis qu'une teneur réduite permet de limiter la dégradation du produit au cours du stockage. Pour cette raison, la spiruline séchée destinée à la consommation humaine doit généralement présenter une teneur en eau inférieure ou égale 7 %, afin de garantir une conservation optimale (Becker, 2007).

#### 2. Détermination de la teneur en Lipides

Les résultats obtenus pour la teneur en lipides des deux extraits de spiruline sont présentés dans le tableau.07

Tableau.07 : Teneur en lipides des deux extraits.

| <b>Echantillon</b> | <b>Teneur en lipide</b> |
|--------------------|-------------------------|
| Spiruline A        | 12.8 %                  |
| Spiruline B        | 8.9 %                   |

## Résultats et discussion

L'extrait brut de spiruline A présente une teneur en lipides de 12.8 %, plus élevée que celle de la spiruline B qui est de 8.9%. Ces valeurs peuvent s'expliquer par des variations dans l'origine géographique des souches, La souche utilisée peut influencer la composition lipidique, Certaines souches de la spiruline étant naturellement plus riches en lipides que d'autres. La composition du milieu de culture notamment en azote, phosphore et oligoéléments, ainsi que les conditions environnementales telles que la température, l'intensité lumineuse et le pH du milieu, qui influencent fortement la biosynthèse lipidique chez la spiruline (**Habib et al., 2008**).

Ces valeurs restent conformes aux normes rapportées pour *Arthrospira platensis*, dont la teneur en lipides varie entre 6% et 13% selon la souche. De plus, certaines souches de spiruline cultivées sous stress nutritionnel ou en conditions contrôlées tendent à synthétiser des quantités plus élevées en lipides, notamment sous forme de triglycérides et d'acides gras polyinsaturés tels que l'acide  $\gamma$ -linoléique (GLA), connus pour leurs bénéfices nutritionnels et thérapeutiques (**Belay, 2002**).

La nature du solvant utilisé influence également l'efficacité de l'extraction, notamment en facilitant l'extraction des lipides polaires et neutres, tels que les triglycérides et les phospholipides, présents dans les membranes cellulaires (**Colla et al., 2007**).

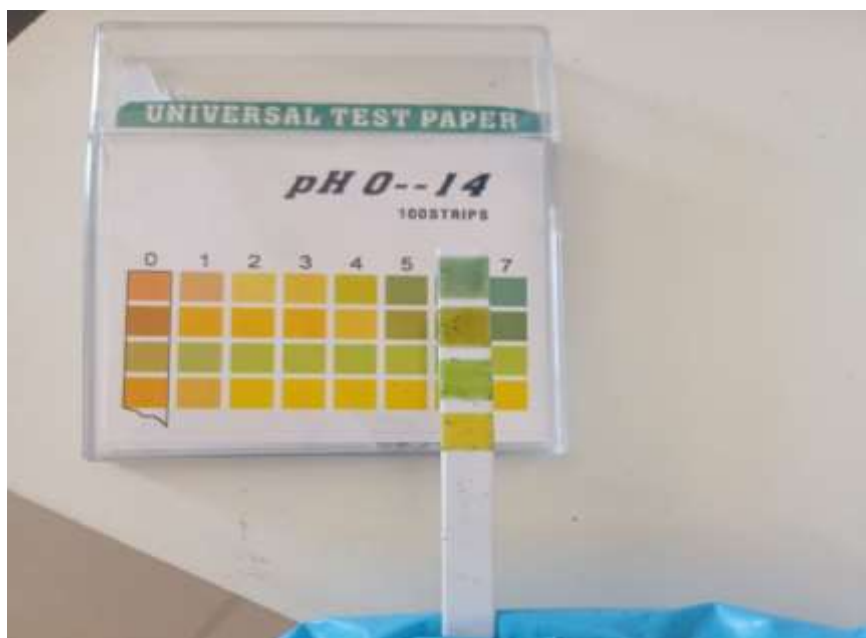
## Résultats et discussion

### 3. Détermination du potentiel d'hydrogène (pH)

La lecture de pH des deux extraits bruts de spiruline A et B a été réalisée à l'aide de bandelette réactive à pH (Figure, 18), Les résultats du potentiel d'hydrogène obtenus sont présentés dans le tableau.08.

**Tableau.08: Valeurs du pH des échantillons selon les conditions de conservation**

| Echantillon | Témoin<br>Température<br>ambiante | Après 7 jours<br>55 °C | Après 15 jours<br>37 °C |
|-------------|-----------------------------------|------------------------|-------------------------|
| A           | 5.5                               | 5.5                    | 5.5                     |
| B           | 5,5                               | 5,5                    | 5,5                     |



**Figure. 18 : Lecture du pH des deux échantillons de la Spiruline A et B à l'aide d'une bandelette réactive (Azzouz, 2025).**

## Résultats et discussion

La mesure du pH des échantillons de spiruline A et B, quelle que soit la condition de traitement appliquée, a donné une valeur constante de pH estimée à 5,5. Cette uniformité de pH est un indicateur de la stabilité chimique de la spiruline face aux variations modérées de température. Un pH légèrement acide autour de 5,5 peut s'expliquer par la présence naturelle de composés acides faibles dans la spiruline, notamment certains acides organiques, phénoliques et pigments acides comme la phycocyanine, ainsi que par la nature légèrement acide des protéines lors de leur mise en suspension dans l'eau (**Becker, 2007**).

La stabilité du pH observée après les traitements thermiques indique l'absence de dégradation ou de production de métabolites acides ou basiques. La spiruline lorsqu'elle est correctement séchée et stockée, conserve une bonne stabilité physico-chimique, notamment au niveau du pH. Cette stabilité peut être attribuée à la faible teneur de la spiruline en sucres facilement dégradables, limitant ainsi la formation de composés acides durant le stockage. Par ailleurs, la structure cellulaire résistante de la spiruline contribue au maintien de ses propriétés physico-chimiques face aux variations de température (**Habib et al., 2008**).

## Résultats et discussion

### II. Résultats des analyses biochimiques

#### 1. Teneur en Polyphénols totaux

La teneur en polyphénols totaux des extraits bruts de spiruline A et B a été déterminée par la méthode colorimétrique de Folin-Ciocalteu, en utilisant l'acide gallique comme standard de référence. Les densités optiques (DO) des extraits bruts de chacune de spiruline A et B ont été mesurées. Ces mesures ont été effectuées en triplicat pour chaque échantillon, garantissant la fiabilité. La courbe linéaire obtenue est présentée dans la figure 19.

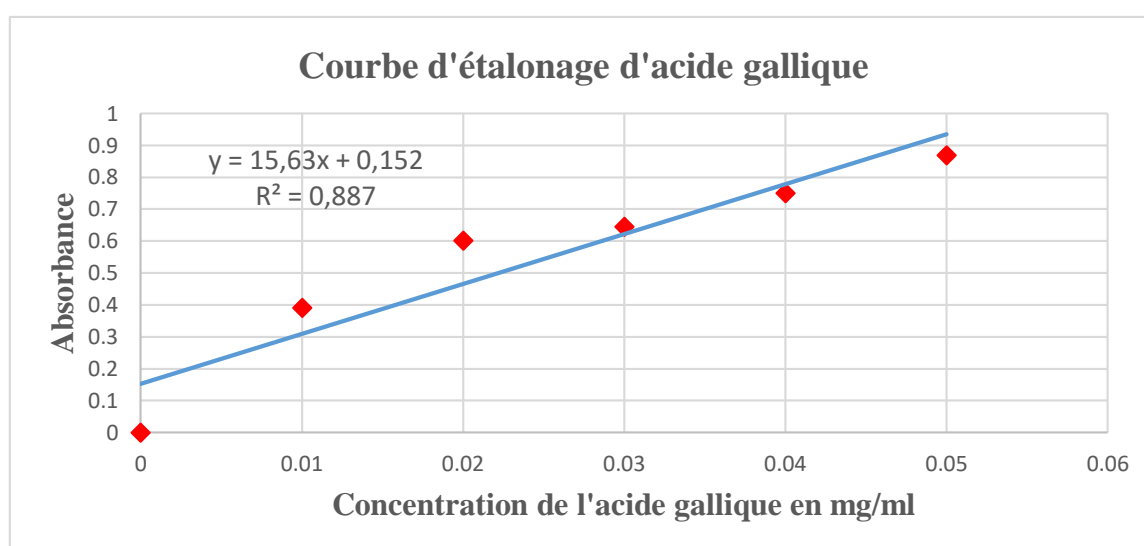


Figure.19 : Courbe d'étalonnage d'acide gallique.

La concentration en équivalent acide gallique (EAG) a été déterminée à partir de l'équation de la régression linéaire obtenue à partir de la courbe d'étalonnage, les valeurs calculées sont présentées dans le tableau.09

Tableau.09 : Teneur en polyphénols totaux des extraits de spiruline exprimée en mg EAG/g

| Echantillon de spiruline | Teneur en polyphénols totaux mg EAG/g |
|--------------------------|---------------------------------------|
| Spiruline A              | 1.99                                  |
| Spiruline B              | 6.83                                  |

## Résultats et discussion

D'après les résultats, l'échantillon spiruline B présente une teneur en polyphénols totaux nettement plus élevée de 6.83 mg EAG/g par rapport à celle observée dans Spiruline A estimée à 1.99 mg EAG/g. Cette variation peut être attribuée à plusieurs facteurs, notamment les conditions de culture, diversité génétique des souches, ainsi que les conditions climatiques locales, un ensoleillement intense et des températures élevées, sont connues pour stimuler la biosynthèse des composés phénoliques, produits en réponse aux stress abiotiques (**Liguori et al., 2020**).

Les composés phénoliques sont reconnus pour leur fort pouvoir antioxydant, jouant un rôle important dans la neutralisation des radicaux libres et la protection contre le stress oxydatif. Ces résultats sont en accord avec plusieurs études ayant montré que la teneur en polyphénols dans la spiruline peut varier considérablement en fonction de l'origine géographique et des paramètres de culture (**El-Baz et al., 2021**).

## Résultats et discussion

### 2. Teneur en flavonoïdes totaux

La quantification des flavonoïdes totaux a été réalisée selon une méthode colorimétrique utilisant la quercétine comme étalon de référence. Les densités optiques obtenues ont permis de tracer la courbe suivante (Figure, 20).

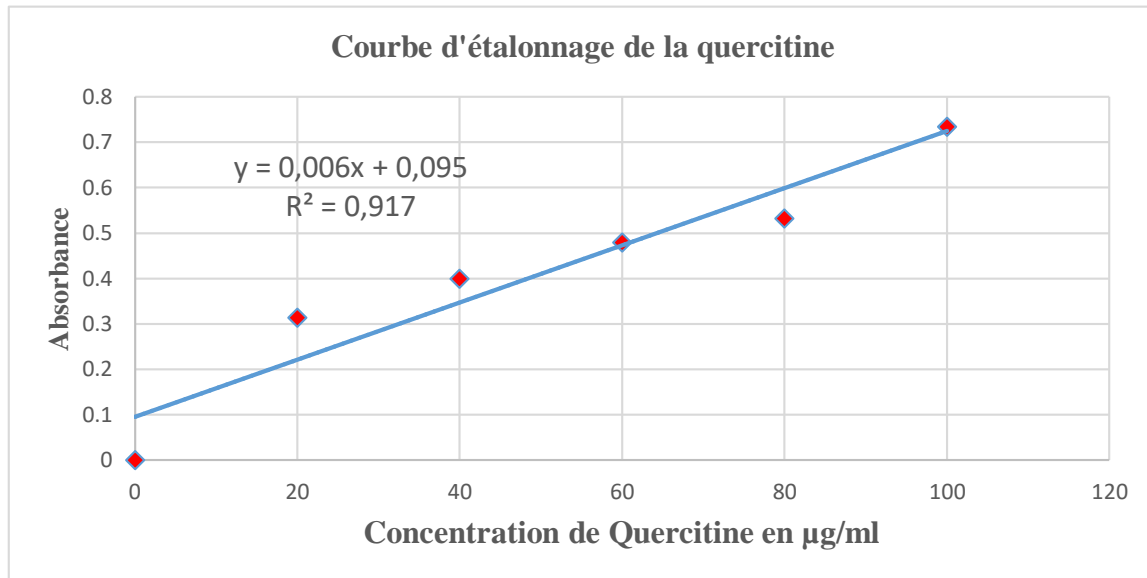


Figure.20 : Courbe d'étalonnage de la quercétine.

L'équation de la courbe d'étalonnage a été utilisée pour estimer la teneur en flavonoïdes totaux des extraits de spiruline A et B. Les résultats, exprimés en mg équivalents quercétine par gramme de spiruline sèche (mg EQ/g), sont présentés dans le tableau 10.

Tableau.10 : Teneur en flavonoïdes totaux des extraits de spiruline exprimée en mg EQ/g

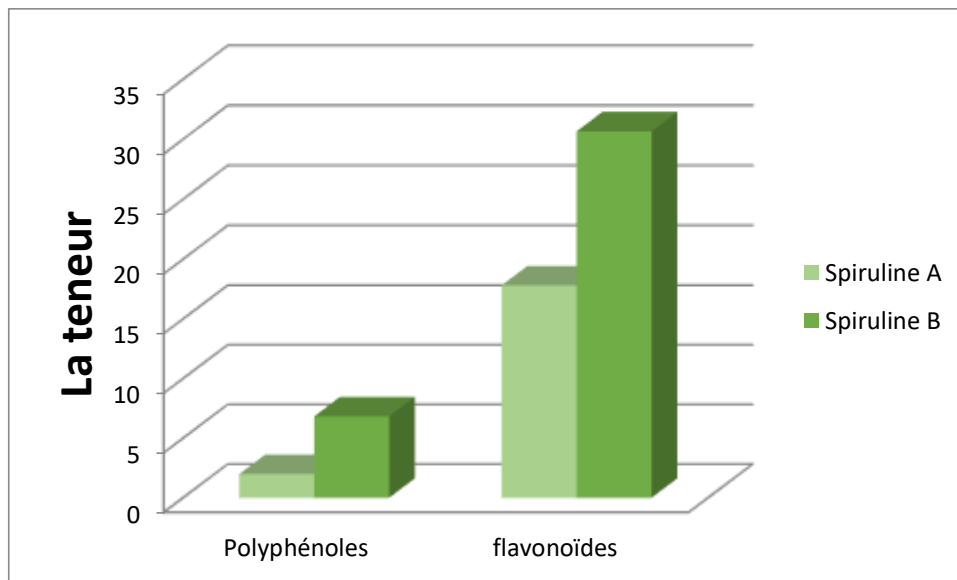
| Echantillon de spiruline | Teneur en flavonoïdes totaux (mg EQ/g) |
|--------------------------|--|
| Spiruline A              | 17.82                                  |
| Spiruline B              | 30.67                                  |

## Résultats et discussion

Ces résultats indiquent que l'extrait de spiruline B présente une teneur en flavonoïdes totaux de 30.67 mg EQ/g. nettement plus élevée que celle observée dans la spiruline A, estimée à 17.82 mg EQ/g . Cette différence pourrait s'expliquer par plusieurs facteurs, en particulier les conditions climatiques. Les conditions environnementales extrêmes comme la forte exposition au soleil, la température élevée et le stress hydrique du climat aride peuvent stimuler la biosynthèse de composés des flavonoïdes, en tant que mécanismes de défense naturelle contre le stress oxydatif (Hussain *et al.*, 2020; Del Rio *et al.*, 2013). D'autres paramètres tels que la nature de la souche, la composition du milieu de culture, la durée de croissance ou encore la méthode d'extraction peuvent également influencer la concentration finale en flavonoïdes (Khalid *et al.*, 2019).

### 3. Comparaison des teneurs en flavonoïdes et polyphénols

L'histogramme suivant présente une comparaison des teneurs en composés phénoliques totaux obtenues pour les extraits A et B de spiruline (Figure, 21).



**Figure.21: Teneur en polyphénols totaux, et en flavonoïdes totaux dans les extraits de Spiruline A et B.**

## Résultats et discussion

Les résultats montrent que la teneur en flavonoïdes totaux est supérieure à celle des polyphénols dans les deux extraits bruts de spiruline A et B. Cette différence peut être expliquée par la composition naturelle des souches utilisées, certaines souches de spiruline étant capables de produire davantage de flavonoïdes que d'autres classes de composés phénoliques selon leur origine génétique (**Goiris *et al.*, 2012**). Les conditions environnementales influencent également la biosynthèse des flavonoïdes, ces composés étant souvent produits en réponse à des stress abiotiques (**El-Baz *et al.*, 2021**).

L'éthanol utilisé comme solvant est particulièrement efficace pour extraire les flavonoïdes, ce qui peut aussi contribuer à leur élevée concentration (**Sultana *et al.*, 2009**).

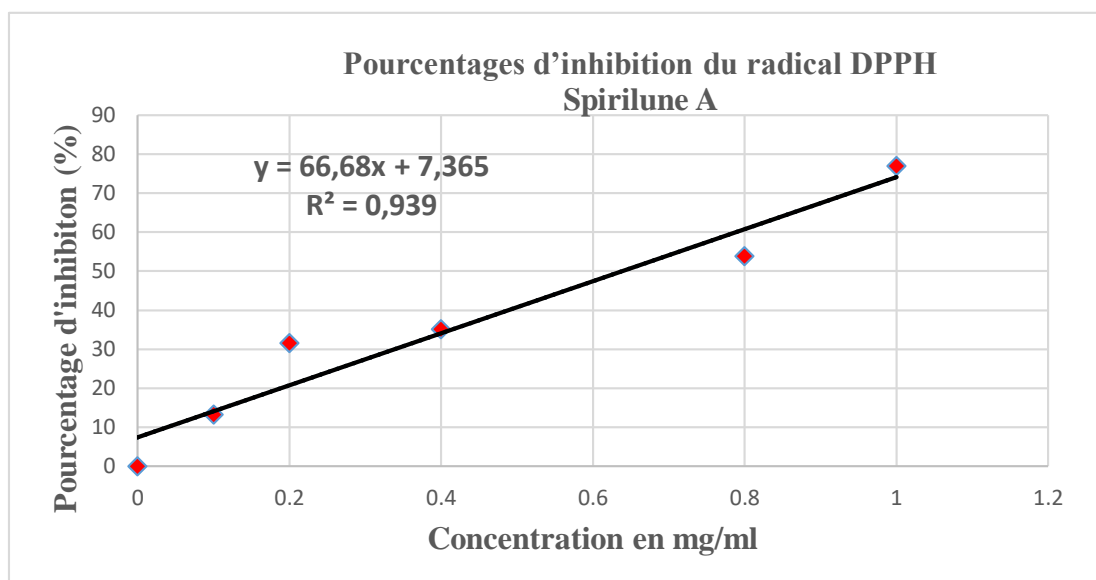
### **4. Évaluation de l'activité antioxydante par la méthode DPPH**

L'évaluation de l'activité antioxydante des extraits bruts de spiruline A et B, et de l'acide ascorbique a été réalisée à l'aide du test au radical libre DPPH. Cette méthode est largement utilisée pour mesurer la capacité de piégeage des radicaux libres des composés antioxydants.

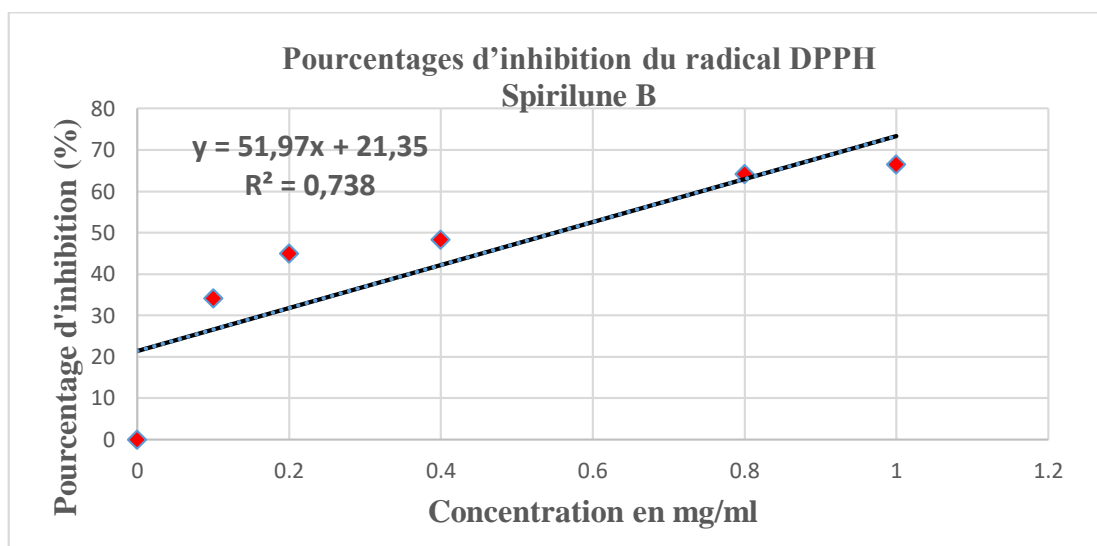
Les mesures de l'absorbance au spectrophotomètre pour chaque dilution ont été effectuées en triplicat, puis la moyenne de ces trois valeurs a été utilisée pour calculer les pourcentages d'inhibition (**Brand-Williams *et al.*, 1995**).

Les pourcentages d'inhibitions de l'acide ascorbique et des extraits ont été calculés à partir des valeurs de densité optique mesurées à 517 nm, en utilisant le DPPH éthanolique en tant que témoin blanc. Les courbes d'inhibition de l'activité anti radicalaire sont présentées dans les figures 22,23 et 24 (**Brand-Williams *et al.*, 1995**)

## Résultats et discussion

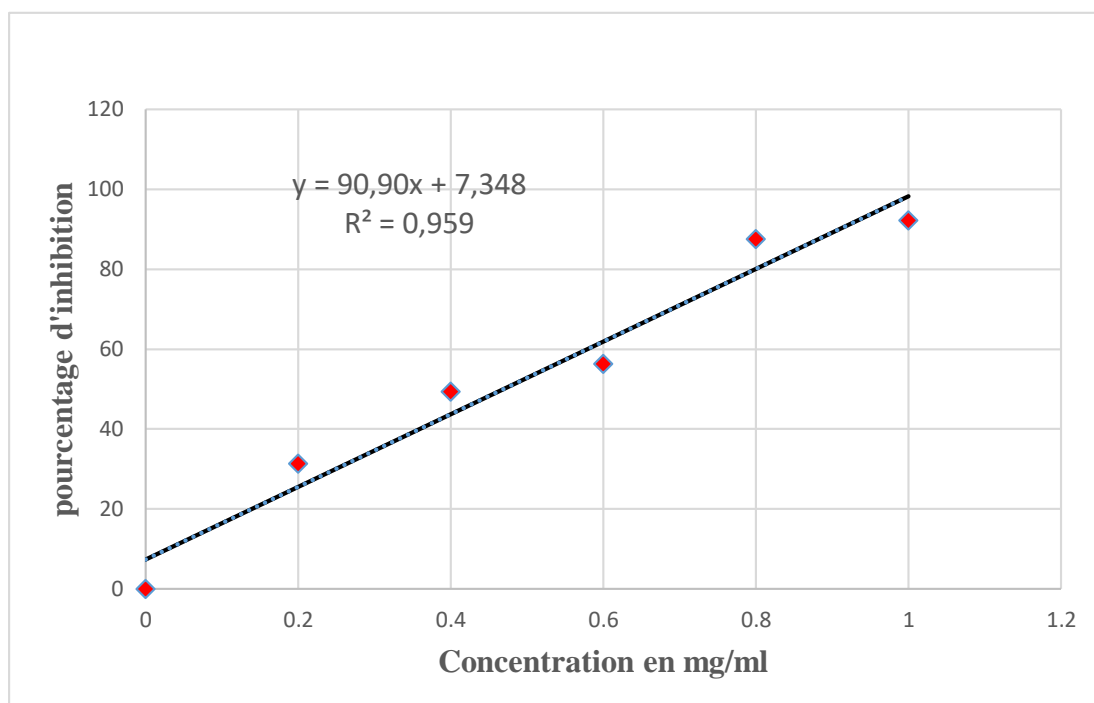


**Figure.22: Pourcentage d'inhibition du radical DPPH en fonction des concentrations de l'extrait brut de la Spiruline A.**



**Figure.23: Pourcentage d'inhibition du radical DPPH en fonction des concentrations de l'extrait brut de la Spiruline B**

## Résultats et discussion



**Figure.24 : Pourcentage d'inhibition du DPPH en fonction des différentes concentrations de l'acide ascorbique.**

### **4.1. Evaluation de la concentration inhibition 50 % (IC 50%)**

L'IC 50 est inversement liée au pouvoir antioxydant, plus la valeur de l'IC 50 est faible, plus l'échantillon est efficace pour neutraliser les radicaux libres. Elle correspond à la concentration de l'échantillon nécessaire pour inhiber 50 % des radicaux DPPH.

Cette valeur est déterminée par régression linéaire des pourcentages d'inhibition obtenus en fonction des différentes concentrations testées de l'extrait brut (Brand-Williams *et al.*, 1995) (Tableau, 11).

**Tableau.11 : Valeurs de l'IC<sub>50</sub> des extraits de spiruline et de la vitamine C**

| <b>Extrait</b>   | <b>IC<sub>50</sub> (mg/ml)</b> |
|------------------|--------------------------------|
| Spiruline A      | 0.639                          |
| Spiruline B      | 0.551                          |
| Acide ascorbique | 0.469                          |

## Résultats et discussion

Les valeurs d'IC50 obtenues montrent que les deux extraits de spiruline possèdent une activité antioxydante significative, bien qu'inférieure à celle de l'acide ascorbique, utilisé ici comme antioxydant de référence. La IC 50 de l'extrait brut de spiruline B (0.551 mg/ ml) présente une activité antioxydante plus importante que celle de la spiruline A (0.639 mg/ml). L'acide ascorbique reste plus actif que les deux extraits, avec une IC 50 de 0,469 mg/ml.

Cette différence peut être attribuée aux variations dans la composition en métabolites bioactifs, tels que les pigments et les composés phénoliques. Parmi ces composés, la chlorophylle a et la phycocyanine, un antioxydant puissant, dont l'efficacité est comparable à celle de la vitamine C, en raison de sa capacité à neutraliser les radicaux libres et à protéger les cellules du stress oxydatif (**Patel et al., 2005**).

Aussi, les conditions de culture influencent fortement la teneur en composés bioactifs, tels que le pH, l'intensité et la qualité de la lumière, ainsi que la température de culture. Ces facteurs affectent directement le taux de croissance, et les teneurs en protéines, pigments et métabolites secondaires (**Habib et al., 2008**).

## Résultats et discussion

### III. Evaluation de la qualité microbiologique

L'évaluation microbiologique a été réalisée après incubation à 37 °C pendant 24 h, puis 48 h. Les colonies apparues ont été comptées uniquement pour les dilutions présentant entre 30 et 300 colonies, conformément aux normes microbiologiques.

#### 1. Résultats du dénombrement des la flore mésophile aérobie totale (FTAM)

Les colonies mésophiles observées sont généralement arrondies, opaques, de couleur blanche à crème, et peuvent présenter une texture visqueuse ou humide (Figure, 25).

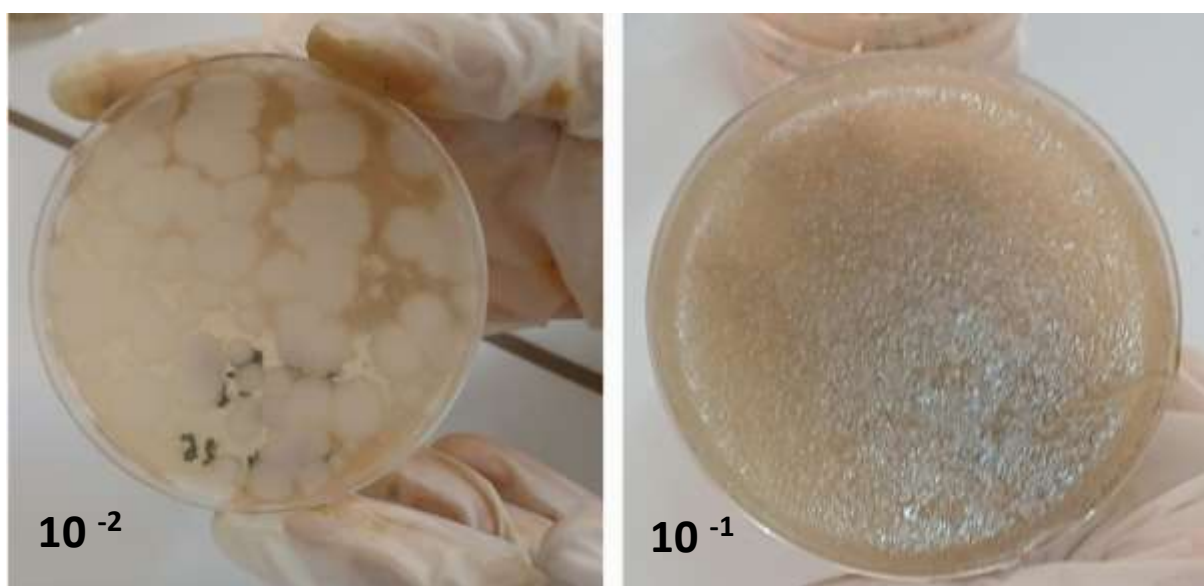


Figure.25 : Observation macroscopique de la Spiruline A sur gélose PCA (Azzouz, 2025).

## Résultats et discussion

Les colonies observées dans l'échantillon de spiruline B étaient très peu nombreuses, avec uniquement 3 colonies présentes dans la boîte correspondant à la dilution  $10^{-2}$  (Figure, 26), ce qui ne permet pas un calcul fiable du nombre d'UFC. En revanche, une croissance beaucoup plus importante a été constatée dans l'échantillon de spiruline A. Le dénombrement complet est présenté dans le Tableau 12.

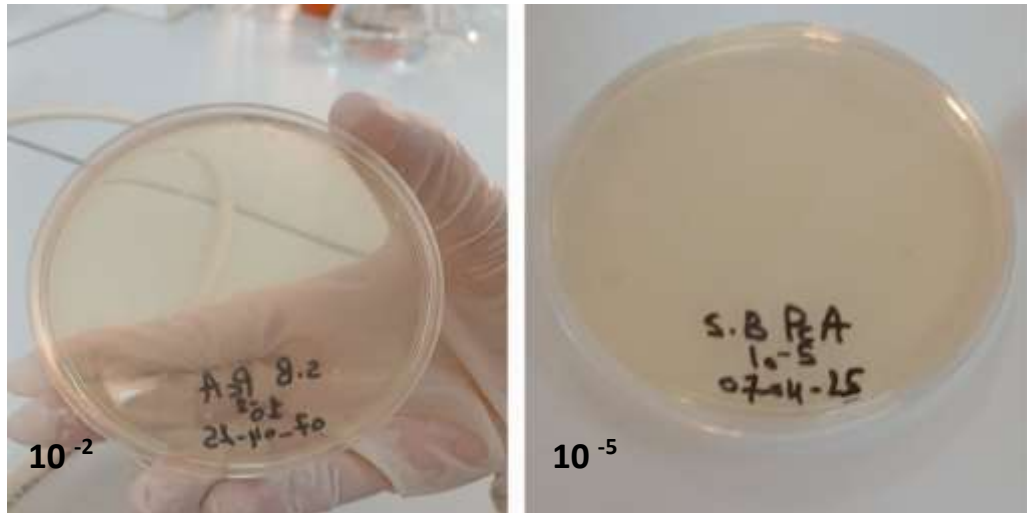


Figure.26 : Observation macroscopique de la Spiruline B sur gélose PCA (Azzouz, 2025).

Tableau.12 : Résultats du dénombrement bactérien de la Spiruline A après 48h d'incubation

| Dilution  | Nombre de colonies | UFC/g             |
|-----------|--------------------|-------------------|
| $10^{-1}$ | >300               | Culture en nappe  |
| $10^{-2}$ | 63                 | $6,3 \times 10^3$ |
| $10^{-3}$ | 52                 | $5,2 \times 10^4$ |
| $10^{-4}$ | 59                 | $5,9 \times 10^5$ |
| $10^{-5}$ | 74                 | $7,4 \times 10^6$ |
| $10^{-6}$ | 63                 | $6,3 \times 10^7$ |

## Résultats et discussion

La spiruline de B présente une faible charge bactérienne, avec un nombre de colonies très limité, même après 48 h. Ce profil microbiologique est favorable et témoigne d'un bon respect des conditions d'hygiène lors de la production et du conditionnement. En revanche, la spiruline A révèle une charge bactérienne élevée, atteignant des niveaux critiques à certaines dilutions. L'évolution des colonies après 48 h confirme une charge bactérienne importante.

Selon la réglementation algérienne en vigueur, les exigences fixées aux critères microbiologiques applicables aux denrées alimentaires pour les produits végétaux, y compris les algues destinées à la consommation humaine, ne doivent pas dépasser un seuil de  $10^5$  UFC/g pour la flore aérobie mésophile totale. Au-delà de cette limite, le produit est considéré comme non conforme (**Journal Officiel de République Algérienne, 2009**).

Pour l'échantillon de spiruline A, cette surcharge bactérienne pouvant résulter soit d'un non-respect des bonnes pratiques de fabrication (BPF), soit d'une contamination secondaire survenue durant la distribution ou à la suite de mauvaises conditions de stockage (**AFNOR, 2002**).

## Résultats et discussion

### 2. Résultats du dénombrement des *Coliformes totaux* et *Coliformes fécaux*

#### 2.1 *Coliformes totaux*

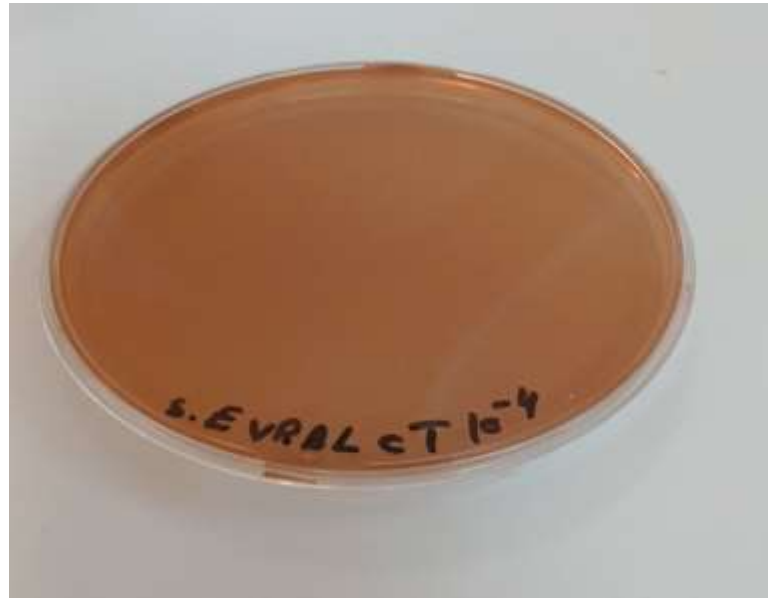
L'observation macroscopique a révélé, après culture bactérienne dans les boîtes de pétri dans le milieu VRBL, la présence de colonies rondes isolées, de petite taille, et de couleur rouge. (Figure, 27).



**Figure. 27 : Observation macroscopique des *Coliformes totaux* dans l'échantillon de Spiruline B (Azzouz, 2025)**

Néanmoins, l'observation macroscopique de l'échantillon de la spiruline A n'a révélé aucun développement de colonie bactérienne représentant les *Coliformes totaux* (Figure. 28).

## Résultats et discussion



**Figure. 28 : Observation macroscopique des *Coliformes totaux* dans l'échantillon de Spiruline A (Azzouz, 2025)**

Le tableau, 13 présente les résultats du dénombrement des *coliformes totaux* après 24 h et 48 h d'incubation de l'échantillon de la spiruline B.

**Tableau.13 : Résultats du dénombrement des coliformes totaux dans l'échantillon de Spiruline B après 24 h et 48 h d'incubation.**

| Echantillon | Temps d'incubation | Dilutions décimales | Nombre des colonies | Dénombrement (UFC/g)   |
|-------------|--------------------|---------------------|---------------------|------------------------|
| Spiruline B | 24h                | 10 <sup>-4</sup>    | 32                  | 3.2 × 10 <sup>5</sup>  |
|             |                    | 10 <sup>-5</sup>    | 37                  | 3.7 × 10 <sup>6</sup>  |
|             | 48h                | 10 <sup>-4</sup>    | 105                 | 1.05 × 10 <sup>6</sup> |

Les coliformes totaux sont un groupe de bactéries Gram négatives, en forme de bâtonnets, capables de fermenter le lactose avec production d'acide et de gaz à 35–37 °C en moins de 48 h, généralement retrouvées dans le sol, l'eau, les végétaux et le tube digestif des animaux, considérés comme indicateurs classiques de l'hygiène des produits alimentaires (Jay *et al.*, 2005).

Les résultats ont montré une absence totale de *Coliformes totaux* dans l'échantillon Spiruline A, même après 48 h d'incubation, indiquant une bonne qualité

## Résultats et discussion

hygiénique et une conformité aux normes microbiologiques algériennes (Jora, 2004), qui fixent un seuil maximal de 10 UFC/g. En revanche, Spiruline B a montré la présence de colonies caractéristiques sur milieu VRBL, avec 32 colonies à  $10^{-4}$  et 37 colonies à  $10^{-5}$  après 24 h d'incubation. On avait remarqué que cette charge bactérienne avait tendance vers une croissance ascendante après 48 h d'incubation à la même température, atteignant l'ordre de  $1,05 \times 10^6$  UFC/g. Les coliformes totaux étant des indicateurs de propreté, leur présence en grande quantité rend le produit non conforme à la consommation (Jay *et al.*, 2005).

### **2.2 Coliformes fécaux**

L'observation macroscopique après 24 h et 48h d'incubation révèle l'absence de toute croissance bactérienne sur les boîtes de pétri contenant les échantillons de spiruline A et B (Figure, 29) et (Figure, 30).



**Figure.29: Observation macroscopique des *Coliformes fécaux* dans l'échantillon B de Spiruline (Azzouz, 2025)**

## Résultats et discussion



**Figure.30: Observation macroscopique des *Coliformes fécaux* dans l'échantillon B de Spiruline (Azzouz, 2025).**

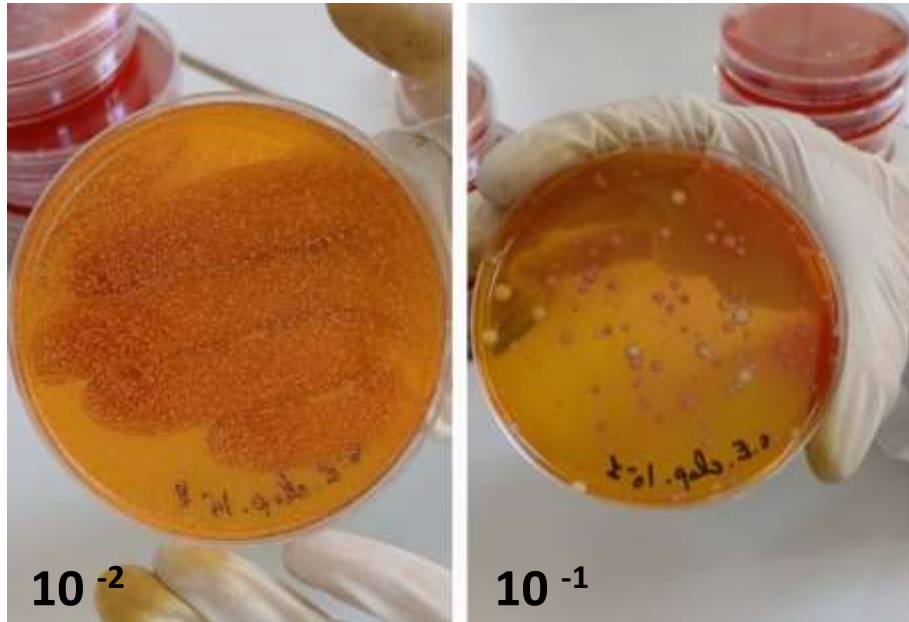
L'absence de colonies bactériennes sur les boîtes de pétri ensemencées avec les échantillons de spiruline A et B, indique une absence de contamination par les coliformes fécaux. Cette absence témoigne d'une bonne hygiène tout au long de la chaîne de production, depuis la culture jusqu'au conditionnement. En effet, les coliformes fécaux sont des indicateurs classiques de contamination fécale, et leur détection dans les produits alimentaires reflète généralement une contamination environnementale ou une mauvaise hygiène de manipulation (FAO, 2002).

Ces résultats sont conformes aux normes microbiologiques exigées pour les denrées alimentaires, notamment les produits de santé naturels comme la spiruline. Selon le Codex Alimentarius, les coliformes fécaux ne doivent pas être détectés dans 1 g de produit fini destiné à la consommation humaine (Codex, 2003).

## Résultats et discussion

### 3. Résultats du dénombrement des *Staphylococcus aureus*

L'observation macroscopique sur la figure 31, montre la présence des colonies caractéristiques de l'échantillon de Spiruline A après 48 heures d'incubation, à température de 37 ° C.



**Figure.31 : Observation macroscopique des *Staphylococcus aureus* dans l'échantillon A de Spiruline ( Azzouz, 2025).**

## Résultats et discussion

Aucune colonie n'a été détectée dans l'échantillon de spiruline B (Figure, 32).



**Figure.32: Observation macroscopique des *Staphylococcus aureus* dans l'échantillon B de Spiruline ( Azzouz, 2025).**

Dans l'échantillon de spiruline A, des résultats nettement plus élevés ont été observés, accompagnés d'un virage de couleur vers le jaune orangé, reflétant une production d'acide. Le tableau suivant présente les résultats obtenus pour la spiruline A (Tableau, 14).

**Tableau.14 : Résultats du dénombrement des *Staphylococcus aureus* dans l'échantillon de Spiruline A après 24 h et 48 h d'incubation.**

| Temps d'incubation | Dilution observée | Nombre des colonies | UFC/g             |
|--------------------|-------------------|---------------------|-------------------|
| 24h                | $10^{-1}$         | 54                  | $5.4 \times 10^2$ |
|                    | $10^{-2}$         | >300                | Culture en nappe  |
| 48h                | $10^{-1}$         | 92                  | $9.2 \times 10^2$ |
|                    | $10^{-2}$         | >300                | Culture en nappe  |

## Résultats et discussion

D'après l'observation, Aucun développement des colonies n'a été observé dans l'échantillon B. En revanche, L'échantillon de la spiruline A, a montré une croissance bactérienne significative, avec des colonies rondes, caractéristiques de *Staphylococcus aureus*, accompagnées d'un virage de la couleur du milieu vers le jaune orangé, signe d'une acidification liée à l'activité métabolique des staphylocoques.

Le dénombrement a révélé plus de 300 colonies correspondant à la dilution  $10^{-2}$  après 48 h. Ce niveau dépasse largement la limite maximale fixée par les normes algériennes, qui autorisent au plus 100 UFC/g dans les produits alimentaires prêts à la consommation (**JORA, 2004**). Des seuils similaires sont établis par les recommandations internationales du Codex Alimentaire (**FAO/OMS, 2003**).

La présence de *Staphylococcus aureus* à ces niveaux indique une contamination probable d'origine humaine, souvent liée à un manque d'hygiène lors de la récolte, du séchage ou du conditionnement, ou encore à la manipulation directe par du personnel porteur de la bactérie. En effet, *Staphylococcus aureus* est naturellement présent sur la peau, les mains et les muqueuses nasales, ce qui en fait l'un des principaux contaminants des aliments d'origine artisanale ou mal contrôlée (**Jay et al., 2005**).

# **Partie IV**

## **Conclusion**

## Conclusion

*Arthrospira platensis*, connue sous le nom de spiruline, est une cyanobactérie filamenteuse de couleur bleu-vert appartenant à l'ordre des Oscillatoriales. Elle est généralement regroupée avec les microalgues en raison de sa richesse en nutriments essentiels. Utilisée depuis des siècles pour ses qualités nutritionnelles, la spiruline fait aujourd'hui l'objet de nombreuses recherches dans les domaines de la santé, de la nutrition humaine et de la biotechnologie.

L'objectif de cette étude, menée sur les deux échantillons de spiruline A et B, est d'analyser certains paramètres physicochimiques, tels que le pH, la teneur en lipides, la teneur en eau, les teneurs en polyphénols et en flavonoïdes totaux, ainsi que l'activité antioxydante par piégeage du radical DPPH, et de valoriser la qualité nutritionnelle.

Les résultats de la teneur en eau et en matière sèche étaient satisfaisants et en corrélation avec d'autres travaux. L'estimation de la teneur en matières grasses de la spiruline est dans les normes, comparée à d'autres résultats.

La détermination du potentiel d'hydrogène (pH), à différentes températures ambiante, pendant 15 jours à température 37 °C, et à 55 °C pendant 7 jours a révélé un pH légèrement acide, inférieur à la normale.

L'évaluation du dénombrement de la flore bactérienne a montré qu'il était généralement inférieur aux normes, avec parfois une absence totale de colonies, notamment pour l'échantillon B. Par contre, pour l'échantillon A, certaines dilutions décimales, notamment  $10^{-1}$  et  $10^{-6}$ , présentaient des valeurs dépassant les seuils recommandés.

Concernant les résultats des paramètres biochimiques, ils ont montré une activité antioxydante satisfaisante pour les deux extraits bruts de la spiruline A et de la spiruline B, évaluée par la concentration inhibitrice 50 % ( $IC_{50}$ ). La concentration inhibitrice 50 % ( $IC_{50}$ ) de l'acide ascorbique était supérieure à celles des deux échantillons A et B. La teneur en flavonoïdes totaux de l'échantillon B était supérieure à celle de l'échantillon A, et d'autre part, elle était supérieure à celles des polyphénols totaux des échantillons A.

Au terme de cette recherche, la spiruline A et B se présentent comme une source naturelle d'antioxydants, avec une qualité nutritionnelle modérée, ce qui est lié à certains résultats de la flore bactériologique, qui se présente comme un indicateur sanitaire.

# **Partie V : Les références bibliographiques**

## Les références

- Abomohra, A.E., & El-Naggar, A.H. (2020). Enhancement of biodiesel yield from a halophilic green microalga isolated under extreme hypersaline conditions through stepwise salinity adaptation strategy.
- AFNOR. (2002). Microbiologie des aliments – Lignes directrices générales pour le dénombrement des micro-organismes. Association Française de Normalisation.
- AlFadhly, N. K. Z., Alhelfi, N., Altemimi, A. B., Verma, D. K., & Cacciola, F. (2022). Tendencies Affecting the Growth and Cultivation of Genus Spirulina: An Investigative Review on Current Trends. *Plants*, 11(22), 3063.
- Antenna Technologies. (2019). Production et consommation traditionnelles de spiruline au Tchad : Rapport technique. Genève : Fondation Antenna.
- Arora, P., Moudgil, M., & Bhatia, A. (2023). Efficacy and Safety of Spirulina-Based Cream on Facial Skin Aging: A Randomized Double-Blind Clinical Study. *Journal of Cosmetic Dermatology*.
- Atanasov, A. G., Wang, J., Gu, S., & Malainer, C. (2024). Antioxidant capacity and cellular effects of natural compounds: Focus on mitochondria. *Antioxidants*, 13(7), 877.
- Becker, E. W. (2007). Micro-algae as a source of protein. *Biotechnology Advances*, 25(2), 207–210.
- Becker, E. W. (2013). Microalgae for Human and Animal Nutrition. *Critical Reviews in Biotechnology*, 34(3), 293–326.
- Becker, E.W. (2007). Micro-algae as a source of protein. *Biotechnology Advances*, 25(2), 207–210.
- Belay, A. (2002). The potential application of Spirulina (Arthrospira) as a nutritional and therapeutic supplement in health management. *Journal of the American Nutraceutical Association*, 5(2), 27–48.

## Les références

- Belay, A. (2002). The potential application of Spirulina (Arthrospira) as a nutritional and therapeutic supplement in health management. *Journal of the American Nutraceutical Association*, 5(2), 27–48.
- Belay, A. (2008). Spirulina (Arthrospira): Production and Quality Assurance. In A. Belay (Ed.), *Spirulina in Human Nutrition and Health* (pp. 1–25). Taylor & Francis.
- Belay, A. (2008). Spirulina (Arthrospira): Production and Quality Assurance. In A. Belay (Ed.), *Spirulina in Human Nutrition and Health* (Chapter 4). Taylor & Francis, CRC Press.
- Biotechnology. Taylor & Francis.
- Bleeke, F. et al. (2022). Sustainable cultivation of Spirulina in Europe: Production systems and optimization. *IntechOpen*.
- Brand-Williams, W., Cuvelier, M. E., & Berset, C. (1995). Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. *LWT - Food Science and Technology*, 28(1), 25–30.
- Caracciolo, G., Cacciotti, I., Di Natale, C., et al. (2021). Spirulina in Health Care Management. *Cosmetics*, 8(1), 7.
- Chamorro, G., Salazar, M., Favila, L., & Bourges, H. (2002). Pharmacology and toxicology of Spirulina alga. *CABI Digital Library*.
- Chaudhary, P., & Janmeda, P. (2023). Oxidative stress, free radicals and antioxidants: potential crosstalk in the pathophysiology of human diseases. *Frontiers in Chemistry*, 11, Article 1158198.
- Chernomorsky, S., et al. (1999). Antioxidant properties of chlorophylls and their derivatives. *Phytotherapy Research*, 13(2), 104–108.
- Codex Alimentarius (FAO/OMS). (2003). Code d'usages international recommandé – Principes généraux d'hygiène alimentaire. CAC/RCP 1-1969.

## Les références

- Colla, L. M., Bertolin, T. E., & Costa, J. A. V. (2007). Fatty acids profile of *Spirulina platensis* grown under different temperatures and nitrogen concentrations. *Zeitschrift für Naturforschung C*, 62(9–10), 555–560.
- Colla, L. M., Bertolin, T. E., & Costa, J. A. V. (2014). Microbiological assessment of *Spirulina platensis* biomass cultivated under different conditions.
- Colla, L. M., et al. (2007). Antioxidant properties of *Spirulina* (*Arthrospira*) *platensis* cultivated under different temperatures and light intensities. *Brazilian Journal of Microbiology*, 38(4), 584–591.
- Colla, L. M., et al. (2007). Fatty acids profile of *Spirulina platensis* grown under different temperatures and nitrogen concentrations. *Z. Naturforsch C*, 62(3-4), 207–212.
- Codex Alimentarius. (2003). Code d'usages pour une bonne hygiène des aliments (CAC/RCP 1-1969, Rév. 4-2003)
- Compaoré, B. et al. (2023). Production artisanale de la spiruline au Burkina Faso. *Revue*.
- Costa, J. A. V., et al. (2016). Cultivo de *Spirulina platensis* em sistema fechado e aberto: produtividade e composição. *Semina: Ciências Agrárias*, 37(6), 3817–3826.
- Costa, J.A.V. et al. (2004). Effect of temperature on growth of *Spirulina platensis* in open raceway ponds. *Brazilian Archives of Biology and Technology*, 47(3), 385–391.
- Costa, J.A.V., & Morais, M.G.D. (2011). The role of lighting and temperature on biomass and phycocyanin production by *Spirulina platensis* in large-scale outdoor culture. *Bioresource Technology*, 102(9), 4317–4322.
- de Morais, M. G., Vaz, B. D. S., Morais, E. G. D., & Costa, J. A. V. (2023). Biologically Active Metabolites Synthesized by Microalgae. *Biotechnology Reports*, 40, e00759.

## Les références

- de Morais, M.G., et al. (2023). Bioactive Compounds from Microalgae with Antimicrobial Potential: A Review. *International Journal of Molecular Sciences*, 25(10), 5548.
- Del Rio, D., Rodriguez-Mateos, A., Spencer, J. P., Tognolini, M., Borges, G., & Crozier, A. (2013). Dietary (poly)phenolics in human health: structures, bioavailability, and evidence of protective effects against chronic diseases. *Antioxidants & Redox Signaling*, 18(14), 1818–1892.
- Deng, R., & Chow, T.-J. (2022). Hypolipidemic, Antioxidant, and Anti-Inflammatory Activities of Microalgae *Spirulina*. *Molecules*, 27(17), 5584.
- Doumandji-Mitiche, B. (2010). La spiruline peut-elle être un atout pour l’Afrique ? Université d’Alger.
- El-Baz, F. K., Mohamed, A. A., El-Senousy, W. M., & El-Ghorab, A. H. (2021). Biochemical evaluation and antimicrobial activity of bioactive compounds from *Spirulina platensis*. *Journal of Applied Pharmaceutical Science*, 11(01), 121–128.
- El-Sheekh, M. M., Daboor, S. M., Swelim, M. A., & Mohamed, S. (2014). Production and characterization of antimicrobial active substance from *Spirulina platensis*. *Iranian Journal of Microbiology*, 6(2), 112–119.
- Elsterova, J., Valachova, K., et al. (2023). The Use of *Spirulina* in Dermatology and Cosmetology: A Review. *International Journal of Molecular Sciences*, 24(10), 7150.
- Esquivel-Hernández, D.A., Rodríguez-Rodríguez, J., Cuéllar-Bermúdez, S.P., et al. (2017). Supercritical carbon dioxide and microwave-assisted extraction of functional lipophilic compounds from *Arthrospira platensis*. *Bioresource Technology*, 224, 618–626.
- FAO. (2002). Guidelines for the microbiological quality of foods. Food and Agriculture Organization of the United Nations.

## Les références

- Furmaniak, M. A., Misztak, A., Franczuk, M., et Waleron, K.F. (2017). Edible Cyanobacterial Genus *Arthrospira*: Actual State of the Art in Cultivation Methods, Genetics, and Application in Medicine. *Frontiers in Microbiology*.
- Ghaeni, M., & Dehaghi, M. A. (2019). Antioxidant activity and functional components of *Spirulina platensis*. *Biotechnology and Health Sciences*, 17(1), e69007.
- Gherib, M. (2015). Variation de la croissance de la spiruline dans les eaux souterraines de Ouargla, Algérie. Mémoire de Master, Université Kasdi Merbah Ouargla.
- Goiris, K., Muylaert, K., Fraeye, I., Foubert, I., De Brabanter, J., & De Cooman, L. (2012). Antioxidant potential of microalgae in relation to their phenolic and carotenoid content. *Journal of Applied Phycology*, 24(6), 1477–1486.
- Gugger, M., Molica, R., Le Berre, B., Dufour, P., Bernard, C., & Humbert, J. F. (2005). Genetic diversity of *Arthrospira* (*Spirulina*) strains collected in Africa and Asia assessed by molecular typing. *Journal of Applied Phycology*, 17(5), 377–385.
- Habib, M. A. B., Parvin, M., Huntington, T. C., & Hasan, M. R. (2008). A review on culture, production and use of spirulina as food for humans and feeds for domestic animals and fish. *FAO Fisheries and Aquaculture Circular*, No. 1034, Rome: FAO.
- Habib, M. A. B., Parvin, M., Huntington, T. C., & Hasan, M. R. (2008). A review on culture, production and use of *Spirulina* as food for humans and feeds for domestic animals and fish. *FAO Fisheries and Aquaculture Circular* No. 1034. FAO.
- Haider, S., & Bhatti, H. N. (2006). *Spirulina*: Nature's super food. *Proceedings of the Toliara Colloquium*, Madagascar.
- Henrikson, R. (2010). *Spirulina: World Food*. Ronore Enterprises, Inc., Hawaii.
- Hussain, M. I., Reigosa, M. J., & Dhouib, A. (2020). Biosynthesis of phenolic compounds and antioxidant activities in plants under environmental stress. In M.

## Les références

Hasanuzzaman (Ed.), Plant Ecophysiology and Adaptation under Climate Change: Mechanisms and Perspectives I (pp. 387–423). Springer.

- Jay, J. M., Loessner, M. J., & Golden, D. A. (2005). *Modern Food Microbiology* (7e éd.). Springer.
- JORA. (2004). *Journal Officiel de la République Algérienne Démocratique et Populaire*, n°44. Normes algériennes de sécurité sanitaire des produits alimentaires.
- Jourdan, J.-P. (2003). *Cultivez votre spiruline*. PDF.
- Jourdan, J.-P. (2013). *Cultivez votre spiruline : manuel de production artisanale*. Antenna Technologies.
- Jourdan, J.-P. (2018). *Manuel de culture artisanale de spiruline*. Antenna Technologies.
- Kapoor, R., & Huang, Y. S. (2006). Gamma linolenic acid: an anti-inflammatory omega-6 fatty acid. *Current Pharmaceutical Biotechnology*, 7(6), 531–534.
- Khalid, S., Ahmad, R., Masood, A., & Arif, M. S. (2019). Physiological and biochemical changes induced by *Spirulina* under abiotic stress: An overview. *Acta Ecologica Sinica*, 39(2), 158–166.
- Komárek, J., & Anagnostidis, K. (2005). Cyanoprokaryota. 2. Teil: Oscillatoriales. In H. Büdel et al. (Eds.), *Süßwasserflora von Mitteleuropa*, Band 19/2. Elsevier/Spektrum Akademischer Verlag.
- Komárek, J., & Lund, J.W.G. (2000). Review of the genus *Spirulina* Kützing ex Gomont. *Hydrobiologia*, 438(1–3), 203–218.
- Kose, A., & Oncel, S.S. (2021). Investigation of different drying methods to preserve antioxidant activity and pigment content of *Arthrospira platensis*. *Algal Research*, 56, 102290.

## Les références

- Lafarga, T., & Hayes, M. (2017). Bioactive peptides from marine sources: Applications in functional foods. *Journal of Functional Foods*, 27, 287–297.
- Lai, Y., Chen, Y., Lee, T., & Chen, C. (2018). Influence of light intensity and wavelength on biomass growth and chlorophyll a production in *Arthrospira platensis*. *Bioresource Technology*, 250, 868–875.
- Lemoigne, M. et al. (2021). Production contrôlée de la spiruline en climat tempéré : techniques, enjeux et perspectives. *Revue Génie Alimentaire*, 3(4), 45–56.
- Léonard, J., & Compère, P. (1967). Étude de la spiruline du Tchad. *Bulletin du Jardin botanique national de Belgique*, 37(1), 1–10.
- Liguori, R., Amato, M., Frattini, D., & Palombi, L. (2020). Influence of environmental conditions on polyphenol production in *Spirulina* (*Arthrospira platensis*). *Journal of Applied Phycology*, 32(1), 389–396.
- Manen, J.F., & Falquet, J. (2002). Evolutionary analysis of the *Spirulina platensis* group based on 16S rRNA and ITS sequences. *Biotechnology Letters*, 24(21), 1839–1845.
- Matondo, F. K., Takaisi, K., Nkuadiolandu, A. B., et al. (2016). *Spirulina* supplements improved the nutritional status of undernourished children quickly and significantly: experience from Kisantu, the Democratic Republic of the Congo. *International Journal of Pediatrics*, 2016, Article 1296414.
- Maximilien Schattler. (2023). Cultiver de la spiruline dans des photobioréacteurs.
- Mishra, S. K. et al. (2014). Effect of light on growth and pigment accumulation of *Spirulina platensis* in laboratory scale. *Journal of Algal Biomass Utilization*, 5(2), 9–13.
- Moraes, C. C., & Durán, N. (2011). Cultivation of microalgae for lipid production: a review. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 15(1), 584–593.

## Les références

- Moraes, L., et al. (2017). Stability and Quality Control of Spirulina-Based Supplements. *Fermentation*, 3(4), 59.
- Mudhoo, A., & Kumar, S. (2013). Effects of environmental stress on the growth and biochemical composition of microalgae. In A. Mudhoo (Ed.), *Biomass and Bioenergy Applications* (pp. 205–223). Nova Science Publishers.
- Mudhoo, A., & Kumar, S. (2022). Environmental factors influencing algal biomass productivity. In A. Mudhoo (Ed.), *Recent Advances in Algal Biotechnology*. Springer.
- Nakamura, K. et al. (2021). Inositol Phosphate Content in Algal Supplements: A Comparative Study. *Nutrients*, 13(9), 3256.
- Nguyen, T.H. (2013). Utilisation de la spiruline dans la lutte contre la malnutrition. *Revue Francophone des Laboratoires*, 454, 67–73.
- Nowicka-Krawczyk, P., Mühlsteinová, R., & Hauer, T. (2019). Detailed characterization of the *Arthrospira* type species separating commercially grown taxa into the new genus *Limnospira*. *Scientific Reports*, 9, 694.
- Paniagua-Michel, J., Dujardin, E., & Sironval, C. (1992). Le tecuitlatl, concentré de spirulines, source de protéines comestibles chez les Aztèques. *Bulletin de la Classe des Sciences*, 3(10-11), 253–263.
- Patel, A. et al. (2019). Influence of light quality on growth and pigment content of *Spirulina* under LED lights. *Biocatalysis and Agricultural Biotechnology*, 20, 101202.
- Patel, A. et al. (2022). Structural Analysis of *Spirulina* Cell Wall and Its Digestibility. *Algal Research*, 59, 102493.
- Patel, A., Mishra, S., Pawar, R., & Ghosh, P. K. (2005). Purification and characterization of C-phycoyanin from *Spirulina fusiformis*. *Journal of Chromatography A*, 1023(2), 235–239.

## Les références

- Patel, A., Mishra, S., Pawar, R., & Ghosh, P. K. (2005). Purification and characterization of C-phycoyanin from a *Spirulina fusiformis*. *Process Biochemistry*, 40(11), 3514–3519.
- Plaza, M., Cifuentes, A., & Ibáñez, E. (2008). In the search of new functional food ingredients from algae. *Trends in Food Science & Technology*, 19(1), 31–39.
- Pulz, O., & Gross, W. (2004). Valuable products from biotechnology of microalgae. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 65(6), 635–648.
- Puyfoulhoux, G., Rouanet, J.-M., Besançon, P., Baroux, B., Baccou, J.-C., & Caporiccio, B. (2001). Iron availability from iron-fortified spirulina by an in vitro digestion/Caco-2 cell culture model. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 49(3), 1625–1629.
- *Revue Médicale et Pharmacologique*, Elsevier Masson. (2017). Les microalgues comme sources de compléments alimentaires.
- Richmond, A. (Ed.). (2004). *Handbook of Microalgal Culture: Biotechnology and Applied Phycology*. Blackwell Publishing.
- Riss, T. L., Moradi, M., Rezaei, M., & Kazemi, M. (2019). Biological activities of *Spirulina platensis*: Current status and future trends. *Biochemical Engineering Journal*, 148, 98–110.
- Rizwan, H., Pal, S., Sabnam, S., & Firdous, A. (2024). Mitochondrial ROS and its role in cellular homeostasis and physiology. *International Journal of Molecular Sciences*, 25(6), 3360.
- Safitri, E., Hardoko, & Pertiwi, D. (2021). Phytochemical Screening, Antioxidant Activity, and Functional Group Analysis of *Spirulina platensis* Extracts. *Molecules*, 27(1), 50.

## Les références

- Seshadri, S. (1993). Prevention of vitamin A deficiency using Spirulina. *Nutrition Research*, 13(1), 19–32.
- SPiform. (n.d.). Bassin de culture.
- Sultana, B., Anwar, F., & Ashraf, M. (2009). Effect of extraction solvent/technique on the antioxidant activity of selected medicinal plant extracts. *Molecules*, 14(6), 2167–2180.
- Tang, G. (2000). Bioconversion of beta-carotene to vitamin A in humans. *American Journal of Clinical Nutrition*, 71(6), 1468–1473.
- Vidal. (2017). Spiruline : précautions d'emploi et effets indésirables.
- Vonshak, A. (1997). *Spirulina platensis (Arthrospira): Physiology, Cell-Biology and*
- Watanabe, F. (2007). Vitamin B12 sources and bioavailability. *Experimental Biology and Medicine*, 232(10), 1266–1274.
- Whitton, B. A., & Potts, M. (2000). Introduction to the cyanobacteria. In B. A. Whitton & M. Potts (Éds.), *Ecology of Cyanobacteria: Their Diversity in Time and Space* (pp. 1–11). Springer.
- Whitton, B. A., & Potts, M. (2000). *The Ecology of Cyanobacteria: Their Diversity in Time and Space*. Springer.
- Zhang, H., Wang, J., Liu, Y., Liu, H., Ren, L., Zhang, Y., Ma, H., & Wang, J. (2023). Optimization of Extraction Processes for Bioactive Compounds and Evaluation of Antioxidant Activity from *Spirulina platensis*. *Processes*, 11(8), 2248.
- Zhang, J. et al. (2022). Optimization of cultivation conditions for *Spirulina* with improved phycocyanin production. *Foods*, 11(3), 399.
- Zhang, M., Yang, X., Sun, J., Guo, L., & Liu, X. (2023). *Spirulina platensis* alleviates oxidative stress and suppresses proliferation in hepatocellular carcinoma. *Microbial Cell Factories*, 22(1), 123.

## Les références

- Zhang, X., et al. (2020). Morphology of Spirulina (Arthrospira): Scanning electron micrograph of a portion of trichome. *Journal of Applied Phycology*, 32(3), 1235–1245.
- Zhang, Y. et al. (2021). Carbohydrate Composition and Nutritional Value of Spirulina platensis. *Journal of Applied Phycology*, 33(2), 715–723.
- Zhao, X., Wang, M., Xu, X., & Deng, Y. (2024). Antimicrobial Activity of Arthrospira (Former Spirulina) and Dunaliella Related to Recognized Antimicrobial Bioactive Compounds. *International Journal of Molecular Sciences*, 25(10), 5548.