



**HAL**  
open science

# Optimisation de la culture de la spiruline en milieu contrôlé : éclairage et estimation de la biomasse

N'goran Urbain Florent Niangoran

## ► To cite this version:

N'goran Urbain Florent Niangoran. Optimisation de la culture de la spiruline en milieu contrôlé : éclairage et estimation de la biomasse. Optique / photonique. Université Paul Sabatier - Toulouse III, 2017. Français. NNT : 2017TOU30378 . tel-02013829

**HAL Id: tel-02013829**

**<https://theses.hal.science/tel-02013829>**

Submitted on 11 Feb 2019

**HAL** is a multi-disciplinary open access archive for the deposit and dissemination of scientific research documents, whether they are published or not. The documents may come from teaching and research institutions in France or abroad, or from public or private research centers.

L'archive ouverte pluridisciplinaire **HAL**, est destinée au dépôt et à la diffusion de documents scientifiques de niveau recherche, publiés ou non, émanant des établissements d'enseignement et de recherche français ou étrangers, des laboratoires publics ou privés.



# THÈSE

En vue de l'obtention du

## DOCTORAT DE L'UNIVERSITÉ DE TOULOUSE

Délivré par :

Université Toulouse 3 Paul Sabatier (UT3 Paul Sabatier)

Cotutelle internationale avec l'Institut National Polytechnique Félix Houphouët Boigny de Yamoussoukro (INP-HB)

---

**Présentée et soutenue par :**  
**NIANGORAN N'goran Urbain Florent**

le mardi 19 décembre 2017

**Titre :**

Optimisation de la culture de la spiruline en milieu contrôlé :  
éclairage et estimation de la biomasse

---

**École doctorale et discipline ou spécialité :**  
ED GEET : Photonique et Systèmes Optoélectroniques

**Unité de recherche :**  
Laboratoire PLAsma et Conversion d'Energie (LAPLACE) UMR 5213

**Directeur/trice(s) de Thèse :**  
ZISSIS Georges et HABA Cissé Théodore

**Jury :**  
M. TENON Abodou Jules, Professeur, UFHB, Abidjan - Président  
M. DIBY Kadjo Ambroise, Maître de conférences, UFHB, Abidjan - Rapporteur  
M. ZEGHMATI Belkacem, Professeur, Université de Perpignan - Rapporteur  
Mme BOSSON Jocelyne, Maître de conférences, UNA, Abidjan - Examineur  
M. CANALE Laurent, Dr.-Ing. de Recherche, CNRS, LAPLACE, Toulouse - Examineur  
M. KOFFI Manlandon, Maître de conférences, INP-HB, Yamoussoukro - Examineur  
M. HABA Cissé Théodore, Maître de conférences, INP-HB, Yamoussoukro - Co-directeur  
M. ZISSIS Georges, Professeur, Université Toulouse 3 - Co-directeur









Institut National Polytechnique  
FÉLIX HOUPHOUËT-BOIGNY

UNIVERSITÉ DE TOULOUSE III  
PAUL SABATIER

INSTITUT NATIONAL POLYTECHNIQUE  
FELIX HOUPHOUET BOIGNY DE YAMOOUSSOUKRO

Laboratoire LAPLACE

Laboratoire LEEA

# THÈSE EN COTUTELLE

En vue de l'obtention du

**DOCTORAT DE L'UNIVERSITÉ DE TOULOUSE**

Délivré par l'Université Toulouse 3

Discipline ou spécialité : Photonique et Systèmes Optoélectroniques

Et

**DOCTORAT DE L'INSTITUT NATIONAL POLYTECHNIQUE**

**FELIX HOUPHOUET BOIGNY DE YAMOOUSSOUKRO**

Discipline ou spécialité : Electronique et Electricité Appliquées option Electronique

Présentée et soutenue par *M. NIANGORAN N'goran Urbain Florent*

Le 19 Décembre 2017

**Titre :** *Optimisation de la culture de la spiruline en milieu contrôlé :  
éclairage et estimation de la biomasse*

## JURY

M. TENON Abodou Jules	Professeur, UFHB, Abidjan	Président
M. DIBY Kadjo Ambroise	Maître de conférences, UFHB, Abidjan	Rapporteur
M. ZEGHMATI Belkacem	Professeur, Université de Perpignan	Rapporteur
Mme BOSSON Jocelyne	Maître de conférences, UNA, Abidjan	Examineur
M. CANALE Laurent	Dr.-Ing. de Recherche, CNRS, LAPLACE, Toulouse	Examineur
M. KOFFI Manlandon	Maître de conférences, INP-HB, Yamoussoukro	Examineur
M. HABA Cissé Théodore	Maître de conférences, INP-HB, Yamoussoukro	Co-directeur
M. ZISSIS Georges	Professeur, Université Toulouse 3	Co-directeur



## RESUME

---

L'agriculture en milieu contrôlé, et notamment la culture sous serre, est une des réponses possibles aux besoins alimentaires d'une population mondiale en constante croissance. Elle permet aussi d'optimiser les terres cultivables et d'éviter les pesticides néfastes à l'Homme. Afin de s'affranchir des cycles des saisons et d'avoir une production annuelle continue, l'éclairage artificiel a été introduit dans les serres. L'éclairage horticole a suivi l'évolution des technologies d'éclairage pour arriver aujourd'hui jusqu'à la LED. Cet éclairage donne certes des résultats corrects mais il peut être amélioré tant au niveau de la quantité que de la qualité spectrale de lumière. De ce point de vue, les LEDs présentent deux grands avantages : la possibilité de recomposer un spectre idéal à partir de différentes longueurs d'ondes et de moduler l'intensité de la lumière. Ainsi, elles permettent de fournir un éclairage adapté aux besoins de la plante et ce, en fonction du stade de sa croissance.

L'objectif de ce travail de thèse est de proposer un système d'éclairage optimal pour la croissance des plantes en milieu contrôlé. A partir du rendement photosynthétique moyen des plantes, nous avons donc établi des modèles de systèmes d'éclairage à LEDs optimisés. Ces modèles sont basés sur la combinaison de plusieurs LEDs monochromes obtenues à partir de la décomposition de la courbe RQE par des fonctions de Pearson VII.

Nous avons appliqué ces résultats théoriques à la culture d'une algue bleue-verte : la *Spiruline Platensis*. Le choix de cette plante-bactérie repose sur plusieurs critères : cycle de culture court, applications en cosmétique, en médecine et forte valeur nutritionnelle. Ainsi, nous avons pu étudier l'influence de paramètres de culture tels que l'intensité lumineuse, la photopériode, la température sur sa croissance. Par ailleurs, nous avons mis en œuvre deux méthodes basées sur la réflectance optique pour quantifier la biomasse produite par la spiruline.

**Mots clés :** Eclairage à LED, Spiruline, Biomasse, Réflectance, Technologie Infragram



## DEDICACE

---

A la mémoire de ma mère ATSE Logbochie Elisabeth,  
Tes prières et tes bénédictions m'ont été d'un grand secours pour mener à  
bien mes études.

Aucune dédicace ne saurait être assez éloquente pour exprimer ce que tu  
méritais pour tous les sacrifices que tu m'as donnés.

Que Dieu tout puissant fasse demeurer ton âme en paix!

A mon père NIANGORAN Yao Jean,  
Pour ton soutien, tes conseils, tes bénédictions.

A mon fils NIANGORAN Emmanuel,  
Je te souhaite le succès dans la vie.



## REMERCIEMENTS

---

Trois années de recherche s'achèvent pour aboutir à un résultat positif dans le domaine de l'éclairage horticole, domaine qui me passionne et dont j'apporte ma modeste contribution pour son rayonnement. Cela a été un parcours riche tant au niveau scientifique, que culturel et humain. Je tiens donc à remercier tous ceux qui de près ou de loin m'ont aidé dans cette aventure inoubliable.

Mes premiers remerciements vont à l'endroit de mes directeurs de thèse. D'abord au Dr Cissé Théodore Haba enseignant chercheur à l'INP-HB qui m'a encadré depuis le master et qui a été toujours disponible, qui m'a motivé et soutenu à m'engager dans la recherche. Ensuite au Professeur Georges Zissis responsable du groupe Lumière et Matière (LM) du Laboratoire PLAsma et Conversion d'Énergie (LAPLACE), qui m'a accepté dans son équipe. Vous m'avez appris à être autonome et responsable, mais surtout à prendre des initiatives.

Merci à toi, Laurent Canale, pour ta disponibilité, les discussions fructueuses sur mon travail, tes conseils tant sur mon travail que sur le plan humain. Merci pour les corrections de ce manuscrit et tes conseils pour les conférences. Je remercie également David Buso pour ses conseils, sa disponibilité et les corrections apportées à mon article sur la spiruline.

Je tiens à remercier les membres de mon jury dont les corrections et les suggestions ont contribué à enrichir ce travail. Merci à M. Abodou Jules Tenon, Professeur à l'Université Félix Houphouët Boigny d'Abidjan (UFHB) d'avoir accepté d'examiner mon travail et présider mon jury. Merci à M. Kadjo Ambroise Diby et à M. Belkacem Zeghmati respectivement Maître de conférences à l'UFHB et Professeur à l'Université de Perpignan d'avoir accepté de rapporter ce manuscrit. Je remercie également Mme Jocelyne Bosson et M. Manlandon Koffi respectivement Maître de conférences à l'Université Nangui Abrogoua (UNA) et à l'INP-HB et M. Laurent Canale, ingénieur de recherche au LAPLACE d'avoir examiné ce travail.

Je tiens à remercier le Professeur Jérémie Zoueu enseignant chercheur à l'INP-HB, responsable du Laboratoire d'Image d'Instrumentation et Spectroscopie (L2IS), de m'avoir accepté dans son laboratoire et surtout pour son aide pour la compréhension et les expériences sur la réflectance diffuse. Je profite de ce paragraphe pour

remercier les membres du L2IS. Merci au Dr Olivier Bagui pour sa disponibilité et ses conseils avisés en traitement d'images. Merci à Wilfried Dibi, Benoit Kouakou, Jean Michel Konin, Anicet Kouakou pour les moments de discussions sur nos travaux et des perspectives futures.

Je voudrais remercier Pascal Dupuis, Alaa Alchaddoud, Leng Sovannarith, Benjamin Ramos, Benoit Blondel, tous membres du groupe LM pour leur accueil, leur sympathie et surtout leurs contributions pour la réalisation de mes travaux.

Je tiens à remercier Tian Feng pour les moments passés ensemble à travailler notamment sur les cultures de spiruline, pour ses explications sur les LEDs et son aide pour faire le milieu de culture de la spiruline (le milieu de *Zarrouk*).

Je remercie Cédric Trupin, du service mécanique, et Jacques Salon, Nordine Ouahhabi et Stéphane Martin, du service électronique du LAPLACE, pour la bonne humeur et leur aide pour la réalisation du capteur de mesure de signal de réflectance.

Je tiens à remercier Monsieur Pierre Grazza, Directeur de la société Biosentec à Toulouse d'avoir accepté que nous fassions nos expériences sur la spiruline dans sa structure. Là-bas, j'ai eu également le plaisir de rencontrer des personnes sympathiques. Merci à Thomas, Orlig et Sonia, pour leurs aides et conseils pour les cultures de spiruline.

Je remercie la famille Soumah à Toulouse pour son soutien et les moments conviviaux que nous avons partagés.

Je tiens à remercier Agnissan Richard pour mes courses en Côte d'Ivoire pendant mes séjours en France.

Pour finir, je remercie les membres de ma famille, mon père Jean Niangoran, mes sœurs Noëlle, Viviane, mes frères Thierry, Léopold, Joachin et ma compagne Clarisse Dongbo pour leurs affections, encouragements et soutiens.

## SOMMAIRE

---

<b>RESUME</b> .....	<b>I</b>
<b>DEDICACE</b> .....	<b>II</b>
<b>REMERCIEMENTS</b> .....	<b>III</b>
<b>SOMMAIRE</b> .....	<b>V</b>
<b>LISTE DES FIGURES</b> .....	<b>VIII</b>
<b>LISTE DES TABLEAUX</b> .....	<b>XII</b>
<b>LISTE DES ABREVIATIONS ET SYMBOLES</b> .....	<b>XIII</b>
<b>INTRODUCTION GENERALE</b> .....	<b>1</b>
<b>Chapitre 1 Eclairage artificiel des plantes</b> .....	<b>5</b>
<b>1.1 Contexte de la recherche</b> .....	<b>6</b>
1.1.1 Croissance démographique mondiale .....	6
1.1.2 La sécurité alimentaire .....	7
1.1.3 Les problèmes de la filière agricole .....	10
<b>1.2 L’agriculture en milieu contrôlé</b> .....	<b>12</b>
1.2.1 La serre agricole.....	13
1.2.2 Usine de plantes.....	14
<b>1.3 Les principales photoréponses de la plante</b> .....	<b>16</b>
1.3.1 La photosynthèse .....	16
1.3.2 Le photopériodisme .....	18
1.3.3 La photomorphogenèse.....	19
<b>1.4 Sources de lumière et système d’éclairage pour agriculture en milieu contrôlé</b> .....	<b>19</b>
1.4.1 Nature de la lumière .....	19
1.4.2 Systèmes de quantification de la lumière adaptés aux plantes .....	20
1.4.3 Les sources de lumière .....	23
1.4.4 Systèmes d’éclairage pour agriculture en milieu contrôlé.....	25
<b>Chapitre 2 Présentation de la spiruline</b> .....	<b>35</b>
<b>2.1 Généralités sur la spiruline</b> .....	<b>36</b>
2.1.1 Qu’est-ce que la spiruline? .....	36

2.1.2	Situation de la culture de spiruline dans le monde .....	37
2.1.3	Composition de la spiruline .....	39
<b>2.2</b>	<b>Les applications de la spiruline.....</b>	<b>39</b>
2.2.1	Valeurs nutritionnelles de la spiruline .....	40
2.2.2	Applications médicales de la spiruline .....	43
<b>2.3</b>	<b>Culture de la spiruline .....</b>	<b>44</b>
2.3.1	Milieu et conditions de culture .....	44
2.3.2	Les systèmes de culture.....	49
2.3.3	Les méthodes de suivi de croissance de la spiruline en milieu contrôlé.. .....	53
<b>Chapitre 3</b>	<b>Modélisation du spectre optimal pour l'éclairage horticole avec des diodes électroluminescentes basé sur l'efficacité quantique relative .....</b>	<b>64</b>
<b>3.1</b>	<b>Matériel et méthodes .....</b>	<b>66</b>
3.1.1	Optimisation des spectres des LEDs.....	66
3.1.2	Mesure des spectres et des valeurs des PPFD des LEDs .....	68
3.1.3	Méthode de calcul de l'efficacité de l'éclairage.....	71
<b>3.2</b>	<b>Résultats et discussions.....</b>	<b>72</b>
3.2.1	Variation de la largeur spectrale à mi-hauteur en fonction de l'intensité du courant électrique.....	72
3.2.2	Variation des PPFD de la LED 660 nm en fonction de l'intensité du courant électrique.....	73
3.2.3	Ajustement de la courbe RQE avec les fonctions Gaussiennes et de Pearson VII.....	74
3.2.4	Validation du modèle numérique .....	77
3.2.5	Ajustement de la courbe RQE dans la région du PAR .....	65
3.2.6	Efficacité de l'éclairage pour la croissance des plantes.....	66
<b>Chapitre 4</b>	<b>Optimisation de la culture de la spiruline en mode batch sous éclairage à LED électroluminescente rouge .....</b>	<b>86</b>
<b>4.1</b>	<b>Matériel et méthodes .....</b>	<b>87</b>
4.1.1	Conditions de culture.....	87
4.1.2	Paramètres optimisés.....	91
4.1.3	Les différentes grandeurs mesurées .....	92

<b>4.2 Résultats et discussions .....</b>	<b>93</b>
4.2.1 Croissance de la spiruline pour différentes intensités lumineuses .....	93
4.2.2 Evolution de la biomasse en fonction du temps d'éclairage .....	96
4.2.3 Evolution de la biomasse en fonction de la concentration initiale.....	98
4.2.4 Evolution de la biomasse de spiruline en fonction de la température	100
<b>Chapitre 5 Mise en œuvre de dispositifs optiques pour l'estimation de biomasse de spiruline platensis .....</b>	<b>103</b>
<b>5.1 Matériel et méthodes .....</b>	<b>104</b>
5.1.1 Conditions de culture.....	104
5.1.2 Mesure de la concentration de biomasse .....	105
5.1.3 Méthodes de mesures mise en œuvre pour estimer la biomasse de spiruline .....	106
<b>5.2 Résultats et discussions .....</b>	<b>112</b>
5.2.1 Evolution de la biomasse dans le temps pour le test des mesures de biomasse .....	112
5.2.2 Evolution de la biomasse sèche en fonction des densités optiques..	112
5.2.3 Evolution de la biomasse en fonction du signal de réflectance .....	113
5.2.4 Evolution de la biomasse en fonction du NDVI.....	114
<b>CONCLUSION GENERALE ET PERSPECTIVES.....</b>	<b>120</b>
<b>REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....</b>	<b>i</b>
<b>ANNEXES .....</b>	<b>xi</b>
<b>PRODUCTIONS SCIENTIFIQUES.....</b>	<b>xv</b>



## **LISTE DES FIGURES**

---

Figure 1.1 : Evolution de la population mondiale depuis 1800 et projections jusqu'en 2100.....	7
Figure 1.2 : Evolution de la répartition de la faim dans le monde : nombre de personnes sous-alimentées dans les différentes régions de 1990 à 1992 et 2014 à 2015.....	8
Figure 1.3 : Répartition de la malnutrition dans le monde.....	9
Figure 1.4 : Evolution des terres cultivées dans les pays en développement disposants de terres, les pays agricoles en développement et les pays développés .....	12
Figure 1.5 : Différents types de serre .....	14
Figure 1.6 : Photo d'une usine de plantes .....	15
Figure 1.7 : Classification des ondes électromagnétiques efficaces pour la croissance des plantes .....	16
Figure 1.8 : Processus de l'activité photosynthétique et schéma du chloroplaste ...	17
Figure 1.9 : Spectre d'absorption des pigments chlorophylliens et spectre d'action photosynthétique .....	17
Figure 1.10 : Rendement quantique relatif des plantes ou courbe RQE.....	18
Figure 1.11 : Spectre de la lumière visible.....	20
Figure 1.12 : Courbes des réponses des systèmes quantiques .....	22
Figure 1.13 : Spectre visible du soleil .....	24
Figure 1.14 : Les différents types de génération de la lumière .....	25
Figure 1.15 : Exemples de lampes utilisées pour l'éclairage horticole.....	27
Figure 1.16 : Eclairage à lampes LEDs et HPS dans des serres.....	27
Figure 1.17 : Spectres de quelques lampes horticoles .....	28
Figure 2.1 : Spirulines observées au microscope : spiruline platensis (a) et spiruline maxima (b).....	36
Figure 2.2 : Carte des principaux lieux de production de spiruline dans le monde ...	37
Figure 2.3 : Fermes à spiruline en Côte d'Ivoire .....	38
Figure 2.4 : Fermes à spiruline en France.....	38
Figure 2.5 : Composition moyenne de la spiruline.....	39
Figure 2.6 : Les applications des microalgues.....	40

Figure 2.7 : Comparaison en teneur protéique de la spiruline avec d'autres aliments .....	41
Figure 2.8 : Photo d'un enfant dénutri ayant été traité avec 10 g/j de spiruline au Togo .....	42
Figure 2.9 : Spectres d'absorption de pigments photosynthétiques des cyanobactéries .....	46
Figure 2.10 : Réponse photosynthétique des microalgues suivant l'intensité lumineuse .....	46
Figure 2.11 : Exemples de bassins de spiruline. A droite des bassins améliorés à Hawaï .....	49
Figure 2.12 : Image d'un photobioréacteur .....	50
Figure 2.13 : Courbe de croissance des microalgues en mode batch .....	51
Figure 2.14 : Principe de mesure de la densité optique.....	55
Figure 2.15 : Principe de la spectroscopie de fluorescence.....	57
Figure 2.16 : Fluorescence rouge émise par les picocyanobactéries exposées à une lumière jaune-vert (520-560 nm) .....	57
Figure 2.17 : Principe simplifié de la cytométrie en flux.....	58
Figure 2.18 : Principe de fonctionnement de la granulométrie laser.....	59
Figure 2.19 : Réflexions spéculaire et diffuse .....	60
Figure 2.20 : Exemple typique de mesure de la réflectance diffuse .....	61
Figure 3.1 : Spectres des douze LEDs utilisées pour la simulation de la courbe PAR .....	68
Figure 3.2 : Dispositif de mesure des spectres et des PPFd des LEDs .....	69
Figure 3.3 : Photos de la sphère d'intégration LMS-100 et du spectroradiomètre Specbos 1201.....	69
Figure 3.4 : Interface du logiciel JETI LiVal .....	70
Figure 3.5 : Logiciel pour Keithley 2602A (Développé par S. Leng) .....	70
Figure 3.6 : Spectres normalisés à PPFd = 30 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ des cinq LEDs .....	72
Figure 3.7 : Variation des largeurs spectrales à mi-hauteur de différents types de LED en fonction de l'intensité du courant électrique .....	73
Figure 3.8 : Variation des valeurs de PPFd de la LED 660 nm en fonction de l'intensité du courant électrique .....	74
Figure 3.9 : Valeurs des $R^2$ et RMSE pour les fonctions Gaussiennes .....	75

Figure 3.10 : Valeurs des $R^2$ et RMSE pour les fonctions Pearson VII.....	76
Figure 3.11 : Ajustement de la courbe RQE avec huit LEDs commerciales .....	79
Figure 3.12 : Courbe RQE (A) et spectres des modèles numériques (B et C) et de lampes horticoles commerciales (D, E, F et G) .....	65
Figure 3.13 : Ajustement de la courbe RQE dans la région du PAR .....	65
Figure 3.14 : Evolution du PPFD en fonction de la puissance électrique et du type de LED .....	67
Figure 4.1 : Le module d'éclairage.....	89
Figure 4.2 : Dispositif expérimental pour l'étude des effets de différents facteurs sur la croissance de la spiruline .....	90
Figure 4.3 : Image de la pompe pour l'agitation de la culture .....	91
Figure 4.4 : Evolution de la biomasse pour différents niveaux d'éclairage dans le temps .....	94
Figure 4.5 : Evolution de la productivité et de l'efficacité économique en fonction du niveau d'éclairage.....	95
Figure 4.6 : Vitesse de croissance de la spiruline en fonction du niveau d'éclairage	96
Figure 4.7 : Evolution de la biomasse en fonction du temps d'éclairage .....	97
Figure 4.8 : Evolution de la productivité et de l'efficacité économique en fonction de la photopériode.....	98
Figure 4.9 : Evolution de la biomasse en fonction de la concentration initiale .....	99
Figure 4.10 : Evolution de la productivité et du taux de croissance en fonction de la concentration de biomasse initiale .....	100
Figure 4.11 : Croissance de la spiruline en fonction de la température .....	100
Figure 5.1 : Photo de la pompe de circulation Sunsun JVO-101A.....	104
Figure 5.2 : Dispositif de culture de la spiruline avec aquarium.....	105
Figure 5.3 : Schéma synoptique du capteur de mesure de signal de réflectance...	107
Figure 5.4 : Dispositif de mesure de signal de réflectance .....	107
Figure 5.5 : Photo de la caméra infragram Point & Shoot.....	109
Figure 5.6 : Dispositif d'acquisition des images infragram .....	109
Figure 5.7 : Principe d'obtention de l'image NDVI et de calcul de l'indice NDVI .....	111
Figure 5.8 : Croissance de la spiruline des trois essais pour l'estimation de la biomasse .....	112

Figure 5.9 : Relations entre la biomasse sèche et les OD à 435, 560, 600 et 680 nm .....	113
Figure 5.10 : Relation entre la biomasse et la réflectance.....	114
Figure 5.11 : Evolution de biomasse en fonction du NDVI .....	116
Figure 5.12 : Images infragram du milieu de culture et des échantillons de spiruline .....	116
Figure 5.13 : Images NDVI du milieu de culture et des échantillons de spiruline ...	117
Figure 5.14 : Evolution du NDVI en fonction de l'intensité de l'éclairement solaire	118

## **LISTE DES TABLEAUX**

---

Tableau 1.1 : Comparaison entre les différents modes de culture.....	15
Tableau 1.2 : Comparaison des lampes horticoles.....	30
Tableau 1.3 : Effets de l'éclairage sur certaines plantes .....	32
Tableau 2.1 : Effets de la qualité et de la quantité de la lumière sur la spiruline .....	48
Tableau 3.1 : Modèles de fonctions pour la description des spectres des LEDs .....	66
Tableau 3.2 : Valeurs des longueurs d'ondes obtenues en ajustant la courbe RQE avec les modèles Gaussien et Pearson VII.....	76
Tableau 3.3 : Références des LEDs commerciales pour la validation du modèle numérique de spectre obtenu à partir de huit termes de Pearson VII .....	77
Tableau 3.4 : Valeurs des pics des huit LEDs commerciales et proportions relatives de l'influence d'un terme par rapport aux autres .....	78
Tableau 3.5 : Recouvrements spectraux et valeurs des erreurs d'ajustement des modèles numériques et de quelques lampes horticoles commerciales avec la courbe RQE .....	80
Tableau 3.6 : Valeurs des amplitudes des pics des longueurs d'onde des douze LEDs et leurs contributions relatives dans la recombinaison de la courbe PAR .....	66
Tableau 3.7 : Valeurs des efficacités photosynthétiques et des efficacités relatives des cinq LEDs .....	67
Tableau 4.1 : Composition du milieu de Zarrouk .....	88
Tableau 4.2 : Valeurs des taux de croissance et des productivités en fonction de la température de culture .....	101
Tableau 5.1 : Valeurs du NDVI en fonction de la biomasse.....	115



## **LISTE DES ABREVIATIONS ET SYMBOLES**

---

- ATP : Adénosine-Triphosphate
- BM : Banque Mondiale
- Chl : Chlorophylle
- Chl-a : Chlorophylle A
- CMF : Cytométrie en Flux
- Courbe PAR : Courbe RQE entre 400 et 700 nm
- DAES : Département des affaires économiques et sociales de l'ONU
- DO : Densité Optique
- FAO : Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture
- IR : Infrarouge (infrarouge)
- LED : Light Emitting Diode
- LF : Lampe fluorescente
- LH : Lampe horticole
- LHPS : Lampe au sodium haute pression
- LI : Lampe incandescente
- LLED : Lampe à LED
- LMH : Lampe aux halogénures métalliques
- MS : Matière sèche
- NADPH : Nicotinamide Adénine Dinucléotide Phosphate
- NASA : National Aeronautics and Space Administration (Administration Nationale de l'Aéronautique et de l'Espace)
- NDVI : Normalized Difference Vegetation Index (Indice de Végétation par Différence Normalisé)
- NIR : Near Infrared (Proche infrarouge)
- ONG : Organisation Non Gouvernementale
- ONU : Organisation des Nations Unies
- PAR : Photosynthetically Active Radiation (Radiation Active pour la Photosynthèse)
- PC : Phycocyanine
- PE : Phycoérythrine (PE)
- PPFD : Photosynthetic Photon Flux Density (Densité de Flux de Photons Photosynthétique)

PS : Poids sec

RMSE : Root Mean Square Error (Erreur quadratique moyenne)

RQE : Relative Quantum Efficiency (Efficacité Quantique Relative)

RS : Recouvrement spectral

S. maxima : Spiruline maxima

S. platensis : Spiruline platensis

UV : Ultraviolet

VIS : Rayonnement visible

$\mu$  : Taux de croissance spécifique

CO<sub>2</sub> : Dioxyde de carbone

D : Taux de dilution

g : Temps de doublement

H<sup>+</sup>: Ion hydrogène

O<sub>2</sub> : Dioxygène

R<sup>2</sup> : Coefficient de corrélation

$\lambda$ : Longueur d'onde

$\lambda_{FWHM}$  : Largeur à mi-hauteur

# **INTRODUCTION GENERALE**



La sécurité et l'autosuffisance alimentaire restent des défis majeurs pour de nombreux pays, notamment en Afrique Sub-Saharienne et en Asie du Sud-Est. Les conflits et l'instabilité politique sont bien entendus les principaux verrous mais la croissance démographique mondiale et la diminution des terres cultivables constituent également des freins pour atteindre ces objectifs. Par ailleurs, les méthodes agricoles actuelles telles que l'utilisation des engrais, des pesticides ont des effets néfastes sur l'environnement (destructions des écosystèmes, pollution des sols et des nappes phréatiques) et sur la santé humaine (allergies, fertilité, perturbateurs endocriniens, cancers [1], intoxications alimentaires). Pour répondre à ces besoins croissants, des alternatives ont été mises en œuvre telles que les plantes génétiquement modifiées ou les cultures en milieu contrôlé. Celles-ci, sous serre ou dans les usines de plantes, connaissent un développement important ces dernières années. Les systèmes de production agricoles en environnement contrôlé deviennent de plus en plus sophistiqués en intégrant des outils informatiques et électroniques de pointe. Dans ces processus d'automatisation, une gestion optimale des paramètres climatiques (température, humidité, CO<sub>2</sub>, lumière,...) est un facteur majeur pour assurer une bonne rentabilité aux producteurs.

L'éclairage artificiel pour la culture des plantes est un paramètre important qui détermine la croissance mais aussi le goût et la qualité nutritionnelle des légumes de serre. Les principaux problèmes rencontrés dans la culture des plantes en serre (mauvaise croissance, temps de floraison long) proviennent souvent d'un mauvais éclairage (spectre et intensité de la lumière inappropriés, éclairage non homogène des différentes parties des plantes). Si les sources de lumière classiques (incandescente, fluorescence, sodium haute pression (HPS)) sont toujours utilisées comme sources d'éclairage dans les serres, le potentiel des diodes électroluminescentes (LEDs) comme source de lumière efficace est également exploité par les industriels et les parts de marché d'éclairage horticole à base de LED sont en constante augmentation. De nombreuses études portent sur la croissance de plantes en milieux contrôlés sous éclairage à LEDs. Cependant, la majorité de ces études ne prend pas en considération le comportement holistique du système ce qui conduit à une solution non-optimisée. L'avantage majeur des LEDs réside dans la possibilité de recomposer le spectre optimal pour la photosynthèse et donc de pouvoir cibler le spectre lumineux le plus approprié à la plante.

Même si la filière horticole sous serre et les usines de plantes se développent en très grande partie dans les pays froids, elles présentent également de belles perspectives pour les régions tropicales et/ou sous-développées en raison de la réduction du coût énergétique mais aussi et surtout pour une utilisation optimale des ressources en eau potable. De plus, ces pays, dont la Côte d'Ivoire, qui ont une économie essentiellement basée sur l'agriculture restent tributaires des changements climatiques, des précipitations ou de la sécheresse et de la réduction des terres cultivables. Malgré une agriculture variée, ces pays ne sont pas autosuffisants et restent bien souvent marqués par le fléau de la malnutrition.

Concernant la Côte d'Ivoire, bien qu'elle ait réussi à devenir autosuffisante et même exportatrice de denrées dans certains secteurs tels que celui du cacao, du café, de l'huile de palme, de la banane plantain ou du manioc, elle continue d'importer certains produits de consommation courante tels que le riz ou le blé [2]. L'insécurité alimentaire et la malnutrition se sont accrues ces dernières années surtout dans les zones nord et ouest du pays du fait des aléas climatiques, de la crise sociopolitique, de l'insuffisance de transformation ou de la mauvaise conservation des produits alimentaires, du faible pouvoir d'achat des ménages ou des mauvaises pratiques nutritionnelles. La malnutrition a des conséquences négatives sur l'éducation, la santé et l'économie. Face à cette problématique, la valorisation d'aliments riches et moins coûteux tels que la spiruline pourrait contribuer à lutter contre la malnutrition soit directement sous la forme d'un complément alimentaire, soit indirectement en exportant et en augmentant les richesses du pays.

La spiruline est une microalgue comestible et très riche en protéines. C'est une cyanobactérie dont la croissance dépend de son activité photosynthétique et donc de la quantité et de la qualité de lumière. Pour une culture efficiente de la spiruline, en plus de la gestion optimale de la lumière et de la température, le suivi en temps réel de la croissance de la microalgue (augmentation de la biomasse) s'avère nécessaire. L'objectif de cette thèse est d'optimiser l'éclairage et la photosynthèse en se basant sur la technologie à LED et de mettre en œuvre des méthodes optiques simples et peu coûteuses pour estimer la biomasse de spiruline produite dans un milieu contrôlé.

Pour cela, ce manuscrit se divise en cinq chapitres dont deux sur l'état de l'art sur les systèmes d'éclairage pour les plantes et sur la spiruline. Les trois autres chapitres présentent la mise en œuvre de modèles de spectres optimums pour l'éclairage

horticole, l'optimisation et le suivi de la culture de spiruline platensis sous éclairage à LED rouge, en phase expérimentale.

Le chapitre 1 présente le contexte de notre recherche et une revue bibliographique sur l'éclairage horticole en milieu contrôlé. Ainsi, nous rappelons des notions sur la physique de la lumière, les systèmes de quantification de la lumière et les différentes sources de lumière utilisées pour la culture de plantes en milieu contrôlé. Le potentiel des LEDs comme sources d'éclairage en horticulture est aussi présenté dans ce chapitre.

L'état de l'art sur la spiruline est abordé dans le chapitre 2 et apporte des réponses à plusieurs questions : qu'est-ce que la spiruline ? Comment la cultive-t-on ? Quels sont ses intérêts et ses applications ? Quel est l'état de l'art sur les systèmes d'éclairage dans la culture de cette microalgue ? Quelles sont les méthodes de suivi de sa croissance ?

Le chapitre 3 présente les travaux réalisés sur l'optimisation des systèmes d'éclairage pour des applications horticoles sous serre. Ces travaux ont consisté notamment à modéliser le spectre optimal pour l'éclairage horticole avec des LEDs.

Les résultats expérimentaux obtenus sur la culture de spiruline avec un éclairage à LED (660 nm) sont présentés dans le chapitre 4. Ces résultats concernent :

- l'étude de la réponse photosynthétique/irradiance de la spiruline ;
- l'étude du photopériodisme ;
- l'étude de l'influence de la température sur la croissance ;
- l'étude de l'influence de la concentration initiale sur la croissance.

Enfin, nous présentons la mise en œuvre de méthodes optiques simples et peu coûteuses pour estimer la biomasse de la spiruline dans le chapitre 5. Ces méthodes sont basées sur la spectroscopie de réflectance.



# Chapitre 1

---

## Eclairage artificiel des plantes

---



## **Introduction**

Pour leur croissance, les plantes ont des besoins divers : lumière, CO<sub>2</sub>, eau et nutriments (principalement azote, phosphore et potassium). La lumière est essentielle au processus de la photosynthèse et à d'autres processus de régulation hormonale tels que la division et la différenciation cellulaire, la germination des graines, la floraison, la fructification, etc.

Si la lumière du soleil est la source d'énergie gratuite la plus abondante, elle n'est pas contrôlable en terme de composition spectrale, d'intensité et de durée d'éclairage. L'utilisation de la lumière artificielle est donc nécessaire afin d'avoir des productions élevées et sur de longues périodes indépendamment de la saison. Les avancées technologiques et scientifiques actuelles permettent de contrôler l'apport en lumière pour la croissance des plantes en offrant la possibilité de les éclairer avec les spectres et les photopériodes les plus adéquats en fonction des applications. Cependant, des difficultés existent au niveau des systèmes d'éclairage et sont de deux ordres :

- Le cycle circadien des plantes (photopériodisme), la quantité (intensité) et la qualité (composition spectrale) de la lumière varient considérablement selon les espèces de plante ;
- La plupart des outils de mesure de la lumière sont inappropriés pour les plantes car basés sur la réponse de la vision humaine.

Ce chapitre décrit les notions suivantes : activité photosynthétique, physique de la lumière, systèmes de mesure de la lumière et éclairage artificiel.

### **1.1 Contexte de la recherche**

#### **1.1.1 Croissance démographique mondiale**

La population mondiale est estimée à 7,55 milliards d'êtres humains en juillet 2017 selon un nouveau rapport du Département des Affaires Economiques et Sociales (DAES) de l'Organisation des Nations Unies (ONU). Cette population atteindra 8,5 milliards d'ici 2030, 9,7 milliards en 2050 et 11,2 milliards à l'horizon 2100 [3]. Les régions en voie de développement enregistreront la plus grande augmentation de population dont la moitié située en Afrique en passant de 5,9 milliards en 2013 à 8,2

milliards en 2050 [4]. La figure 1.1 présente l'évolution de la population mondiale depuis 1800 et les projections jusqu'en 2100.

La croissance de la population mondiale est telle que l'on parle de surpopulation, ce qui pose la question de la capacité de charge de la planète sur le plan environnemental. De plus, la concentration de la croissance de la population mondiale dans les pays les plus pauvres présente un ensemble de défis et rend plus difficile la lutte contre la pauvreté, l'éradication de la faim et de la malnutrition [3].

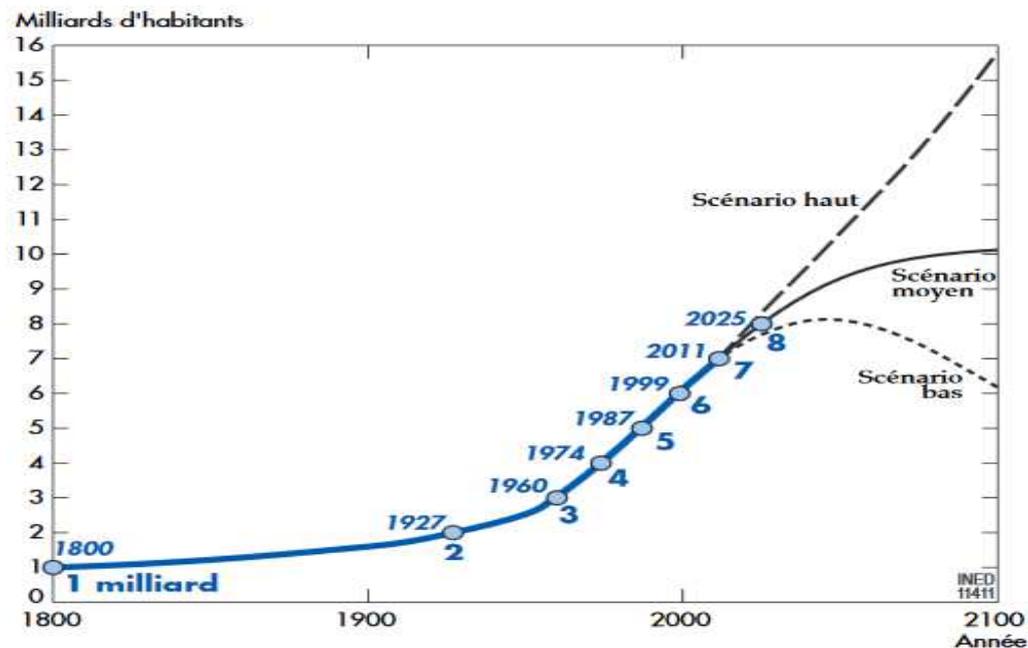


Figure 1.1 : Evolution de la population mondiale depuis 1800 et projections jusqu'en 2100 [5]

En Côte d'Ivoire, selon le Recensement Général de la Population et de l'Habitat (RGPH) de 2014, la population était de 22,8 millions d'habitants, avec un taux de croissance annuel estimé à 2,6 % [6]. En 2016, elle fut estimée à 23,8 millions d'habitants [7].

## 1.1.2 La sécurité alimentaire

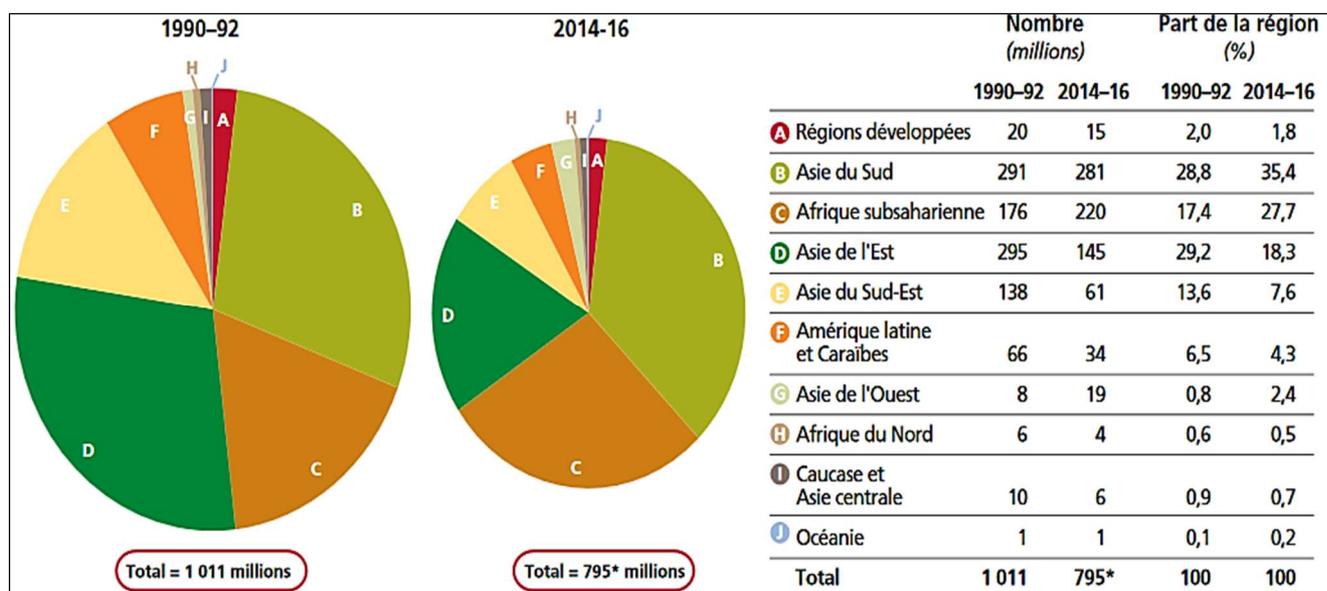
### 1.1.2.1 L'autosuffisance alimentaire

D'après l'Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture (FAO), la sous-alimentation ou sous-nutrition fait référence à la situation des personnes dont l'apport énergétique alimentaire est en permanence inférieur au besoin énergétique alimentaire minimal (en moyenne 1900 calories par jour) pour mener une vie saine et pratiquer une activité physique modérée [8]. Malgré de nombreux progrès dans la lutte

contre la faim, le nombre de personnes sous alimentées reste élevé. Les dernières estimations publiées indiquent que 795 millions de personnes dont près de 780 millions dans les régions sous développées étaient en sous-alimentation chronique pendant la période 2014-2016 [9]. La proportion de personnes sous alimentées dans la population ou prévalence de la sous-alimentation est passée de 18,6 % en 1990-1992 à 10,9 % en 2014-2016, ce qui montre que le nombre de personnes sous-alimentées est en diminution en dépit de la croissance de la population.

Les progrès accomplis pour améliorer la sécurité alimentaire varient suivant les régions et les pays. L'Asie du sud et l'Afrique subsaharienne représentent une proportion nettement plus importante de la sous-alimentation dans le monde (figure 1.2).

En Côte d'Ivoire, environ 12,6 % des ménages ruraux souffrent d'insécurité alimentaire. Globalement, le niveau d'insécurité alimentaire sévère reste faible (2,5 %) et l'insécurité alimentaire modérée touche 10,1 % des ménages [10].



Note: Les différents secteurs des diagrammes circulaires ont une taille proportionnelle au nombre total de personnes sous-alimentées pour chaque période. Les données pour 2014-2016 renvoient à des estimations provisoires. Tous les chiffres sont arrondis.

\* Sont inclus les chiffres pour le Soudan qui ne sont pas compris dans ceux de l'Afrique subsaharienne, suite à la partition du pays quand le Soudan du Sud est devenu un État indépendant en 2011.

Source : FAO.

Figure 1.2 : Evolution de la répartition de la faim dans le monde : nombre de personnes sous-alimentées dans les différentes régions de 1990 à 1992 et 2014 à 2015

### 1.1.2.2 La malnutrition

Le terme «malnutrition» signifie que la nourriture n'est pas assez équilibrée, c'est-à-dire qu'elle ne contient pas assez de vitamines, de sels minéraux, de protéines et de calories (hydrates de carbones et matières grasses). La malnutrition compromet la santé mentale et physique. Elle est la cause de retards de croissance qui touchent près de 147 millions d'enfants en âge préscolaire et de décès infantiles dans les pays sous-développés (figure 1.3) [11], [12].



Figure 1.3 : Répartition de la malnutrition dans le monde

L'éradication de la malnutrition implique l'enrichissement de la quantité et de la qualité (apports de nutriments essentiels) de la nourriture consommée et de maintenir un accès aux soins médicaux dans un environnement sain [11]. En Côte d'Ivoire, Le taux moyen de malnutrition chronique au niveau national atteint 30 %. Dans le nord du pays, ce taux est encore plus élevé et atteint 40 %. Cette situation est liée aux effets

des crises socio-politiques et au manque de personnel de santé. Par ailleurs, dans le nord, les conditions climatiques difficiles et les prix élevés des denrées alimentaires favorisent la pénurie alimentaire et la malnutrition [6].

### **1.1.3 Les problèmes de la filière agricole**

La majorité des systèmes de cultures intensives reposent sur une mécanisation poussée et l'usage d'engrais chimiques, de pesticides, de fongicides et d'herbicides afin de maximiser la production. Ce mode de production assure un rendement important des cultures, permettant ainsi de nourrir une population mondiale de plus en plus nombreuse ; mais il met en péril la biodiversité et la santé humaine. La pollution des sols, des nappes phréatiques et des cours d'eau souterrains est en grande partie due à l'utilisation des pesticides et autres.

Par ailleurs, l'utilisation des pesticides engendre de nombreuses conséquences sur la santé que sont les empoisonnements, les maladies de la peau, les problèmes respiratoires, la stérilité, les cancers, l'asthme et les dysfonctionnements du système nerveux [13], [14]. Selon l'OMS, chaque année, 20.000 à 200.000 décès sont dus aux pesticides, surtout dans les pays en développement où environ un tiers des pesticides utilisés ne sont pas aux normes des qualités internationales [15].

En outre, la contamination des aliments par les métaux lourds, tels que le mercure ou le cadmium, est fréquente et crée des problèmes d'empoisonnement comme ce fut le cas avec la maladie itai-itai au Japon [16].

#### **1.1.3.1 La pollution de l'environnement**

Aujourd'hui, la pollution de l'environnement est un défi majeur pour l'humanité [17]. La pollution des sols, de l'air et des eaux a des conséquences néfastes sur la qualité de vie de tous les êtres vivants [18]. Avec le changement climatique, on a une amplification de la désertification, de l'érosion des sols qui ont pour conséquence la réduction des productions agricoles. L'augmentation de l'effet de serre (dû principalement à l'émission de CO<sub>2</sub>) et de la température sont les effets majeurs du changement climatique et ont également un impact négatif [19], [20]. Yang et al montrent dans leurs travaux que la Chine subira une réduction moyenne du rendement de la production de blé de -7,1 % d'ici 2100 [21].

### **1.1.3.2 La diminution des terres et des eaux pour l'agriculture**

Le rapport de la FAO de 2011 sur l'état des ressources en terres et en eau pour l'alimentation et l'agriculture dans le monde souligne qu'un quart des terres de la planète sont très dégradées ou en cours de forte dégradation. La surface des terres cultivées dans le monde a augmenté de 12 % au cours des 50 dernières années. La surface des terres irriguées a doublé pendant la même période. Cette augmentation des terres cultivables pour des grandes productions a été favorisée par le développement des machines agricoles. Ces dernières années, les terres cultivables, sont en légère baisse du fait de l'intensification de la production. La figure ci-dessous montre l'évolution de la disponibilité des terres cultivables selon le niveau de développement des pays. Les pays développés connaissent une forte diminution des terres cultivables contrairement aux pays en développement qui en disposent. En effet, dans les pays développés, il y a une forte augmentation de la production agricole suite à la modernisation du secteur qui nécessite moins de main d'œuvre. Par ailleurs d'autres facteurs sont à considérer. Ce sont d'abord les facteurs économiques tels que la baisse des prix des denrées alimentaires et l'augmentation des salaires, puis le facteur démographique à savoir le vieillissement. En 2014, selon la FAO, la population dépendante principalement de l'agriculture pour gagner sa vie a diminué de 61 % en Europe et 40 % en Amérique du Nord entre 1961 et 2011 [22]. Dans les pays en développement disposant de terres cultivables en particulier les pays pauvres, la surexploitation des terres agricoles a occasionné la dégradation des ressources en terres et en eau et la détérioration des écosystèmes [23]. Les pays agricoles en développement rencontrent une légère diminution des terres cultivables. Dans ces pays, la main d'œuvre agricole a diminué nettement et les superficies des terres agricoles sont restées plus ou moins stables.

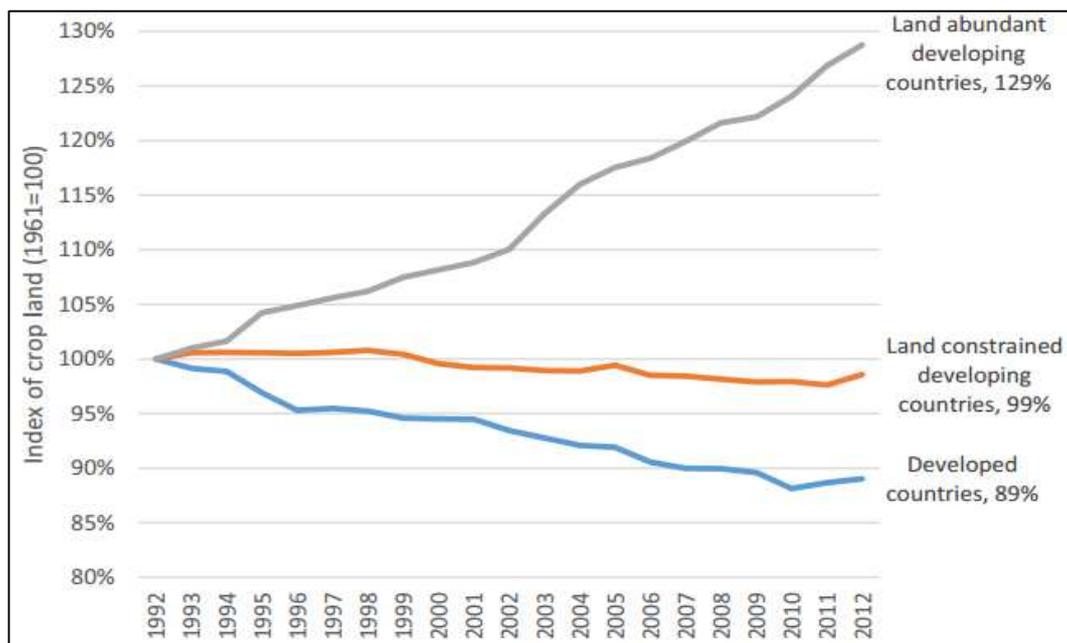


Figure 1.4 : Evolution des terres cultivées dans les pays en développement disposants de terres, les pays agricoles en développement et les pays développés [22]

De façon générale, on rencontre les plus graves pénuries de terres et d'eau dans les pays où la demande en produits alimentaires est forte et en croissance. Ainsi, l'intensification de la production des terres agricoles déjà exploitées est une mesure optimale pour assurer la production agricole. Pour ce faire, il faut donc adopter des pratiques de gestion durable des terres (par exemple les jachères périodiques) et l'utilisation plus efficace de l'eau d'irrigation.

## 1.2 L'agriculture en milieu contrôlé

Le climat local peut limiter les conditions de bonne croissance des plantes (température, lumière, CO<sub>2</sub>,...). Les éléments météorologiques tels que le vent, la chaleur ou le froid peuvent entraver la croissance de certaines plantes cultivées à l'air libre. La culture en milieu contrôlé permet de s'affranchir des facteurs climatiques, ce qui n'est pas le cas pour la culture en plein air. Les cultures sous abri contribuent largement à la modernisation du secteur agricole par l'implémentation de nouvelles technologies. Parmi les avantages majeurs d'une telle production, nous avons :

- une production plus élevée grâce à la possibilité de contrôler les conditions climatiques de la culture et de favoriser la production à toutes les saisons ;
- des garanties de récolte liées à l'absence de risques climatiques (grêle, inondations, etc.) ;

- une augmentation du rendement et de la qualité de la récolte ;
- une précocité de la production ;
- une réduction de l'utilisation de pesticides (fongicides, insecticides, etc.).

Avant de commencer un projet d'installation de serre, des conditions sont requises :

- climat (température optimale, ensoleillement conséquent) ;
- sol (le sol doit contenir les principaux éléments nutritifs pour la plante) et eau (avoir suffisamment d'eau d'irrigation de bonne qualité) ;
- topographie (terrain plat, non exposé au vent violent,...).

Le choix du matériau de revêtement de la serre constitue la partie la plus importante de la serre. C'est le principal élément responsable des pertes d'énergie à l'intérieur de la serre [24]. Plusieurs matériaux de recouvrement sont disponibles notamment le verre et le polyéthylène [24]. Du point de vue de la transmission lumineuse, le verre est le meilleur matériau. Sa capacité de rétention du rayonnement infrarouge lui permet de provoquer au mieux l'effet de serre. Cependant, du fait de son poids, il nécessite une structure de soutien importante qui crée de l'ombrage et a un coût élevé. Quant au polyéthylène, il est robuste, flexible et permet une structure légère. Sa transmission de la lumière est bonne et son action diffusante élimine les ombrages directs au sol causés par la structure. La pose facile d'un film de polyéthylène et son faible coût en font un des matériaux les plus utilisés comme revêtement de serre. Par contre, son incapacité à retenir le rayonnement infrarouge ne lui confère pas l'effet de serre que possède le verre.

### **1.2.1 La serre agricole**

Les serres sont des structures qui ont des sections de murs droits et un toit de forme semi-circulaire, gothique ou à pignon. Elles peuvent être individuelles ou jumelées [25]. Le choix d'une serre dépend du type de culture et des conditions climatiques. Ainsi, on rencontre des serres avec des systèmes d'éclairage en appoint, des systèmes de ventilation et de chauffage pour réguler la température et l'humidité. Une serre individuelle à toit gothique correspond aux besoins d'un maraîcher diversifié qui cherche à allonger la saison. Les structures jumelées à toit en pignon sont préférées si on veut étendre la serre dans l'avenir, et si on prévoit une production en hiver. Elles sont plus faciles à chauffer et le travail y est plus efficace qu'en serre individuelle. La figure 1.5 présente différents types de serre.



Serres jumelées à toits gothiques



Serre à pignon et toit ouvrant



Tunnel demi-circulaire



Serre avec éclairage artificiel en appoint



Serre avec système d'arrosage

*Figure 1.5 : Différents types de serre*

### **1.2.2 Usine de plantes**

Une usine de plantes est un système de culture fermé qui permet à un agriculteur d'obtenir une production constante en général des légumes ou des plantes médicinales toute l'année. L'installation utilise des technologies de pointes pour contrôler la lumière, la température, le taux d'humidité et de dioxyde de carbone (figure 1.6). Elle permet de réduire l'utilisation de grandes surfaces cultivables avec une production intensive. Elle utilise obligatoirement l'éclairage artificiel pour la croissance des plantes. Ainsi, elle demande des systèmes d'éclairage moins encombrants, robustes avec une efficacité lumineuse optimale. Dans ce sens, plusieurs sources de lumières sont utilisées, notamment les LEDs [26]. Par rapport aux serres, les usines de plantes demandent moins de surface de terre et sont indépendantes du climat de la région.



Figure 1.6 : Photo d'une usine de plantes

Le tableau 1.1 présente des avantages et inconvénients des différents milieux contrôlés de culture.

Tableau 1.1 : Comparaison entre les différents modes de culture

Modes de culture		Serre de base	Serre régulée (température et humidité)	Serre avec éclairage en appoint	Usine de plantes
Avantages et inconvénients					
Rendement		+	++	+++	++++
Facteurs climatiques	Indépendance climatique	-	+	++	+++
	Indépendance cycle des saisons	--	-	+	++
	Gestion éclairage	-	-	+	++
	Régulation température	-	+	+	++
	Régulation humidité	-	+	+	++
Coût d'installation		+	-	-	--
Coût énergétique		/	+	++	+++
Besoin en surface de terre		+++	++	++	+
Consommation en eau		-	+	+	++
Pollution des sols		-	+	+	++
Pollinisation		+	-	-	--

### 1.3 Les principales photoréponses de la plante

La lumière influence les différentes phases de croissance de la plante. Il existe deux types de rayonnement efficace pour les plantes : le rayonnement physiologiquement actif et le rayonnement photosynthétiquement actif (PAR). Ces deux types de rayonnement couvrant la bande de spectre de 300 à 800 nm sont physiologiquement efficaces pour la photosynthèse, la biosynthèse de pigments, le photopériodisme, le phototropisme et la photomorphogénèse [27]. Le rayonnement physiologiquement actif est divisé en cinq bandes de longueur d'onde (figure 1.7) [28].

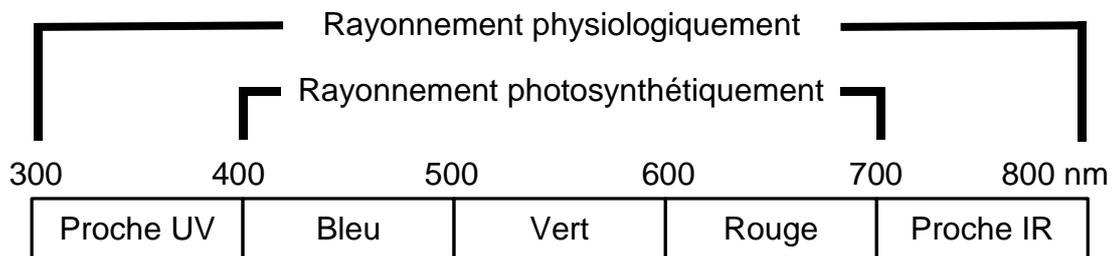
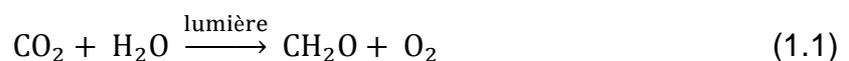


Figure 1.7 : Classification des ondes électromagnétiques efficaces pour la croissance des plantes

#### 1.3.1 La photosynthèse

La vie sur terre dépend de l'énergie lumineuse : les végétaux convertissent cette énergie en énergie chimique. Ce processus s'appelle la photosynthèse. C'est la fabrication de matière carbonée organique à partir d'eau et de carbone minéral (CO<sub>2</sub>) en présence de lumière (équation 1.1) :



La photosynthèse se déroule surtout dans le mésophyle, tissu interne des feuilles. Le CO<sub>2</sub> et l'O<sub>2</sub> entrent et sortent des feuilles par des pores microscopiques appelés stomates. Ces derniers sont des cellules qui contiennent les chloroplastes à l'intérieur desquels se trouvent les thylakoïdes (figure 1.8).

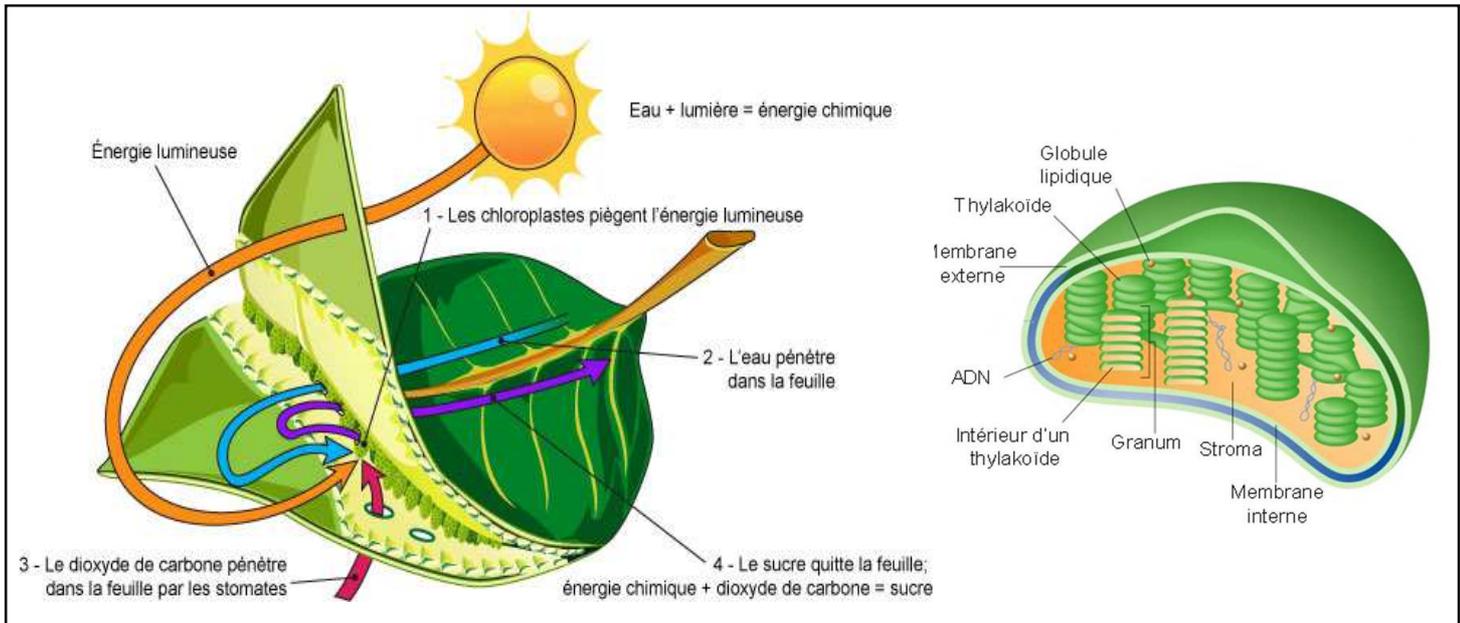


Figure 1.8 : Processus de l'activité photosynthétique [29] et schéma du chloroplaste [30]

Les pigments photosynthétiques qui absorbent l'énergie lumineuse se trouvent dans les thylakoïdes. Le pigment principal, la chlorophylle A (Chl-a) récupère une partie de l'énergie lumineuse absorbée par les pigments accessoires (chlorophylle B, caroténoïde). Ceci permet donc à la plante d'absorber la lumière sur une large bande spectrale. L'intensité de la photosynthèse ou spectre d'action photosynthétique (figure 1.9) montre que la plante absorbe plus les lumières bleue et rouge principalement au niveau des pics d'absorption de la chlorophylle A.

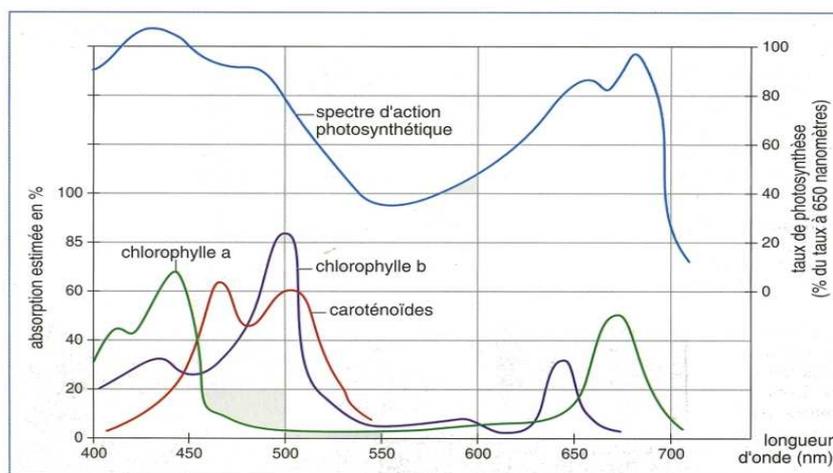


Figure 1.9 : Spectre d'absorption des pigments chlorophylliens et spectre d'action photosynthétique [31]

En 1972, McCree a étudié l'efficacité des longueurs d'onde sur l'activité photosynthétique de 22 espèces de plantes en mesurant le taux de CO<sub>2</sub> dégagé par ces plantes suivant la longueur d'onde. Il a pu établir la réponse photosynthétique moyenne des plantes nommée courbe RQE (efficacité quantique relative) [32].

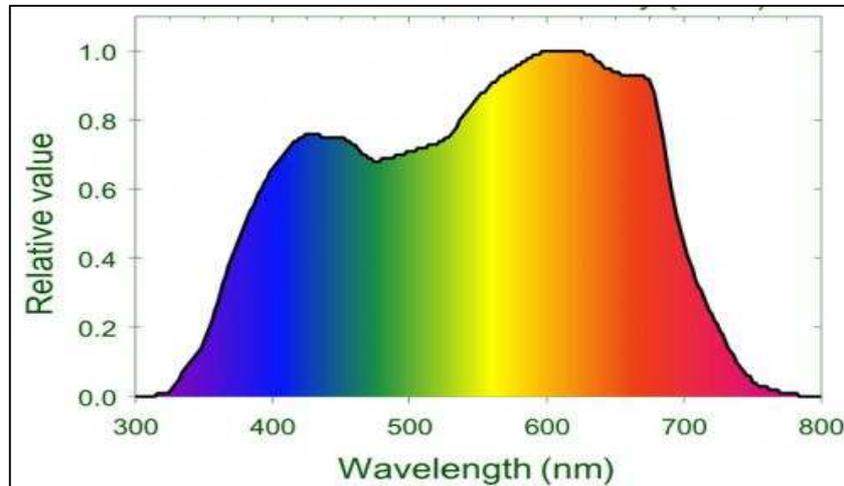


Figure 1.10 : Rendement quantique relatif des plantes ou courbe RQE

La courbe de rendement quantique ou courbe de McCree montre l'impact de la qualité de la lumière sur la photosynthèse. Les photons rouges et oranges ont un rendement photosynthétique plus important que les photons bleus. Ainsi, outre la quantité de photons émise par une lampe horticole, l'enveloppe spectrale, en fonction des différentes longueurs d'onde, est également très importante.

### 1.3.2 Le photopériodisme

Le photopériodisme est le rapport entre la durée du jour et la durée de la nuit. Ce paramètre est un facteur écologique qui joue un rôle prépondérant sur les végétaux et les animaux. Ce terme a été inventé par les botanistes américains Whigtman Garner et Henry Allard en 1920. Le photopériodisme impacte essentiellement la durée de la floraison. Il permet, dans ce sens, de définir deux types de plantes : les plantes de jours longs (éclairage supérieur à 12 h) et les plantes de jours courts (éclairage inférieur à 12 h).

### **1.3.3 La photomorphogenèse**

La croissance des plantes, de la semence à la floraison, dépend beaucoup du rayonnement électromagnétique auquel elles sont exposées. Ce processus de développement est appelé photomorphogenèse. Par rapport à la photosynthèse, elle utilise de faibles quantités de lumière (qui jouent un rôle de signal plutôt que de source d'énergie). L'absorption d'un rayonnement d'une certaine longueur d'onde par le photorécepteur, le phytochrome est responsable de cette photoréponse. Le phytochrome se présente sous deux formes selon la longueur d'onde qu'il absorbe :

- Pr (pour « red ») : la forme inactive, dont le maximum d'absorption se situe à 660 nm,
- Pfr (pour « far red », rouge lointain) : la forme active, dont le pic d'absorption se situe à 720 nm.

Ces deux formes sont photoconvertibles. En effet, le phytochrome passe de Pr à Pfr sous l'action de la lumière à 660 nm. L'absorption de la lumière à 720 nm provoque la réaction inverse.

## **1.4 Sources de lumière et système d'éclairage pour agriculture en milieu contrôlé**

### **1.4.1 Nature de la lumière**

La lumière est la partie du spectre des ondes électromagnétiques sensibles à l'œil humain. Elle est donc capable d'exciter la rétine de l'œil et de créer une sensation visuelle. Elle est comprise entre l'ultraviolet (380 nm) et le proche infrarouge (780 nm) comme le présente la figure 1.11. Le rayonnement d'une source lumineuse est une émission d'énergie composée de plusieurs radiations monochromatiques.

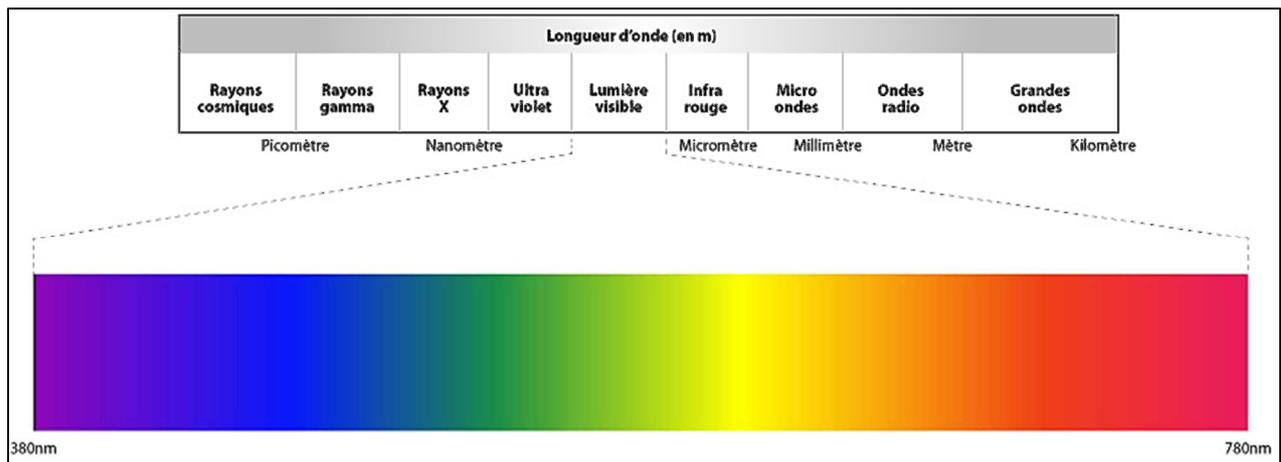


Figure 1.11 : Spectre de la lumière visible [33]

La lumière, comme tout rayonnement électromagnétique, transporte une énergie  $E$ . Cette énergie  $E$  d'une particule de lumière, nommée photon, est proportionnelle à sa fréquence. Ainsi, les photons dans les courtes longueurs d'onde portent plus d'énergie que ceux des grandes longueurs d'onde (équation 1.2) :

$$E = h\nu = \frac{hc}{\lambda} \quad (1.2)$$

$E$  : énergie transportée par la lumière

$h$  : constante de Planck ( $h = 6,62 \cdot 10^{-34} \text{ J}\cdot\text{s}$ )

$\nu$  : fréquence de la lumière

$c$  : célérité de la lumière (dans le vide,  $c = 2,98 \cdot 10^8 \text{ m}\cdot\text{s}^{-1}$ )

$\lambda$  : longueur d'onde en nm

Si la lumière permet principalement à l'homme de voir les couleurs, elle est pour certains êtres vivants tels que les plantes une source d'énergie ou de signaux.

#### 1.4.2 Systèmes de quantification de la lumière adaptés aux plantes

Il existe trois principaux systèmes de mesure de la lumière à savoir la radiométrie, la photométrie et le système quantique [34]. La photométrie n'est pas adaptée à l'étude de la quantification de la lumière au niveau de la photosynthèse car basée sur la sensibilité à la lumière de l'œil humain qui diffère de celle des plantes. Dans ce paragraphe, nous présentons les 2 systèmes adaptés aux plantes. Nous aborderons aussi le système phytométrique qui est un système idéal pour les plantes mais qui reste néanmoins théorique car il n'existe pas d'instrument de mesure conçu pour ce système.

Pour une source électromagnétique donnée, la distribution de la quantité spectrale  $Q$  de la source est donnée par l'équation suivante :

$$Q = \int_{\lambda_1}^{\lambda_2} R(\lambda) \cdot Q_\lambda \cdot d\lambda \quad (1.3)$$

$Q_\lambda$  : Energie spectrale électromagnétique de la source par unité de longueur d'onde,

$R(\lambda)$  : Réponse du capteur.

#### 1.4.2.1 Le système radiométrique

La radiométrie permet la mesure des grandeurs énergétiques caractérisant une source. Ce système est commun et est à la base de la quantification des ondes électromagnétiques (visible ou non) [34]. Les unités sont indépendantes de tout récepteur biologique. Dans ce système, la réponse idéale ou réelle du capteur en fonction de la longueur d'onde est  $R(\lambda) = 1$ . On définit l'éclairement énergétique par l'équation 1.4 :

$$E = \int_{\lambda_1}^{\lambda_2} E_{e,\lambda} \cdot d\lambda \quad (1.4)$$

où  $E_{e,\lambda}$  est en  $W \cdot m^{-2} \cdot nm^{-1}$  et  $E$  en  $W \cdot m^{-2}$

#### 1.4.2.2 Le système radiométrique de flux de photons ou système quantique

Ce système est celui qui répond au mieux à l'étude de l'action de la lumière dans l'activité photosynthétique des plantes car il prend en compte l'efficacité quantique relative (RQE) (figure 1.12) établie par McCree [32]. Cette courbe montre la sensibilité moyenne des plantes par rapport à la lumière. Le système quantique est définie dans le domaine du PAR c'est-à-dire dans la bande 400 et 700 nm. L'une des principales limites de ce système est qu'il ne couvre que la bande 400 à 700 nm alors que les plantes absorbent le spectre électromagnétique dans la bande 320 nm à 780 nm. Ce système correspond à une densité de flux de photons (équation 1.5) qui s'exprime en  $\mu mol \cdot m^{-2} \cdot S^{-1}$  [35] :

$$E = \int_{\lambda_1}^{\lambda_2} R(\lambda) \cdot E_{e,\lambda} \cdot d\lambda \quad (1.5)$$

On définit 3 grandeurs suivant l'expression de  $R(\lambda)$  :

- ✓ le flux de photons photosynthétique (PPF) ou réponse quantique [36] :

$$R(\lambda) = \frac{\lambda}{N \cdot h \cdot c} = \frac{\lambda}{119,6} \quad (1.6)$$

N : nombre d'Avogadro, h : constante de Planck, c : célérité

- ✓ le rendement de flux de photons (YPF), basé sur la courbe PAR (la courbe RQE prise entre 400 et 700 nm [37]) :

$$R(\lambda) = \frac{\lambda}{119,6} \cdot \text{PAR} \quad (1.7)$$

- ✓ le flux de photons photosynthétique idéal (EPPF),  $\lambda$  est choisie au maximum du PAR :

$$R(\lambda) = R(610) = \frac{610}{119,6} = 5,1 \quad (1.8)$$

On note finalement que le système quantique fournit trois différents types de mesures de lumière à savoir le PPF, YPF et EPPF. Dans leurs travaux, Barnes et al. [37] montrent que la mesure du rendement de flux de photons (YPF) fournit plus d'informations pour certaines sources de rayonnement. Néanmoins, pour les sources de lumière aux halogénures métalliques, les sources au sodium haute pression et celles au sodium basse pression, les valeurs des YPF mesurées présentent des erreurs substantielles avec un capteur quantique. Un capteur quantique est un capteur de mesure de la densité de flux de photons photosynthétique. Par ailleurs, un capteur quantique PPF reste relativement précis dans la mesure de la valeur du PPF sans pour autant avoir une bonne estimation du PAR.

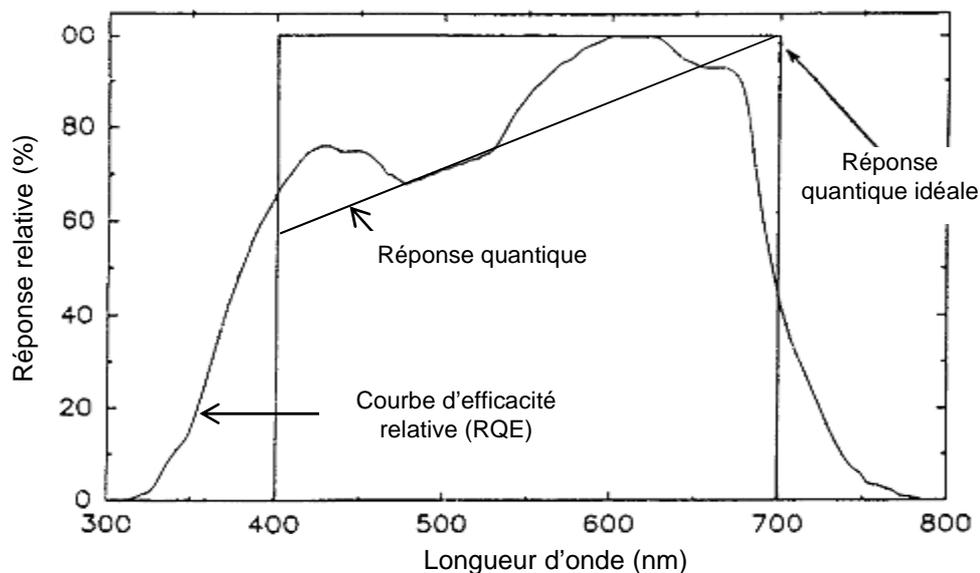


Figure 1.12 : Courbes des réponses des systèmes quantiques [37]

### 1.4.2.3 Le système phytométrique

Le système phytométrique est basé sur la courbe RQE comme le système quantique. Dans ce système, la réponse du capteur correspond exactement à la courbe RQE. On définit le flux énergétique phytométrique ou flux phytométrique en phytowatt (phytoW) par la relation suivante [38] :

$$\Phi_p = \int_{\lambda_1}^{\lambda_2} \Phi_{e,\lambda} \cdot RQE \cdot d\lambda \quad (1.9)$$

où  $\Phi_{e,\lambda}$  est l'énergie par unité de temps et de longueur d'onde de la source. De même, on a l'éclairement phytométrique ou flux phytométrique par unité de surface en  $\text{phytoW} \cdot \text{m}^{-2}$  :

$$E_p = \frac{d\Phi_p}{dS} = \int_{\lambda_1}^{\lambda_2} E_{e,\lambda} \cdot RQE \cdot d\lambda \quad (1.10)$$

L'efficacité phytométrique, rapport du flux phytométrique et de la puissance électrique de la source, se définit comme suit :

$$n_p = \frac{\Phi_p}{P_e} \quad (1.11)$$

L'efficacité phytométrique effective :

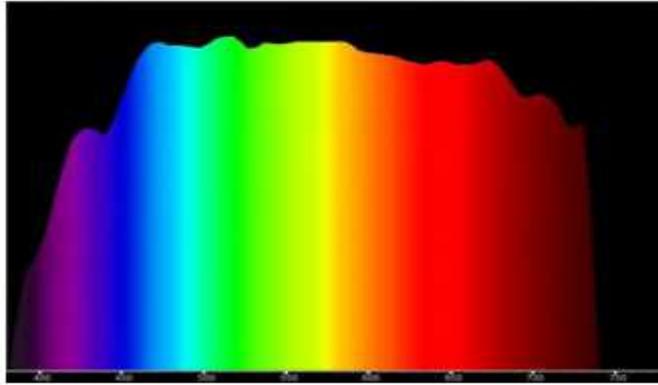
$$n_{p,ef} = \frac{\Phi_p}{\int_{\lambda_1}^{\lambda_2} \Phi_{e,\lambda} \cdot d\lambda} \quad (1.12)$$

La difficulté de ce système reste la réalisation d'un capteur dont la bande passante couvre la courbe RQE.

## 1.4.3 Les sources de lumière

### 1.4.3.1 Les sources naturelles

Le rayonnement solaire est la source de lumière par excellence. Avant d'atteindre la surface de la terre, le rayonnement solaire subit une diffusion et une absorption étendue de l'atmosphère. Le rayonnement solaire direct est constitué des longueurs d'ondes allant de 300 à 3000 nm. En outre, il est divisé en trois bandes de spectre : ultraviolet, visible et infrarouge [28]. Lorsqu'il atteint la surface de la terre, une partie plus ou moins importante du rayonnement est réfléchi. L'autre partie est absorbée par la surface de la terre (convertie en chaleur) ou par les êtres vivants qui y vivent, en particulier les végétaux pour la photosynthèse. Dans le visible, les différentes radiations présentent quasiment le même niveau d'irradiance (figure 1.13).



*Figure 1.13 : Spectre visible du soleil [39]*

Si cette lumière est idéale pour la vision humaine, elle l'est aussi pour les plantes car contenant toutes les radiations absorbées par les pigments photosynthétiques et les photorécepteurs [40].

#### **1.4.3.2 Les sources artificielles**

Les sources d'éclairage artificielles sont nées du besoin de suppléer à la lumière solaire. Trois principaux types de technologies d'éclairage artificiel ont marqué l'histoire de l'humanité. Nous pouvons citer en premier l'incandescence dont les prémices ont été notamment le feu, la torche, la lampe à huile ou la lampe à gaz pour finir avec des technologies plus évoluées telles que l'ampoule à incandescence, inventée par Joseph Swan. L'ampoule à incandescence fut améliorée par Thomas Edison à la fin du XIX<sup>ème</sup> siècle puis "optimisée" avec les lampes halogènes.

On attribue l'invention de la lampe à décharge, à Sir Humphrey Davy qui l'a présentée pour la première fois en 1802. La troisième grande famille des sources de lumière concerne l'électroluminescence qui a été observé et documentée pour la première fois par Joseph Round en 1907. L'explication du principe physique et le premier prototype de LED ont été développés par Losev, physicien russe, dans les années 1920. Cependant, il faudra attendre les années 60 pour que Nick Holoniak invente une diode électroluminescente dans le domaine du visible (rouge) [41], [42]. C'est cette dernière qui marquera alors le début de la démocratisation de la LED et de sa production industrielle à grande échelle. Ainsi, on retient deux procédés pour générer de la lumière : l'incandescence et la luminescence.

Pour les sources incandescentes, le spectre émis est continu, tout comme le spectre solaire mais la température de couleur obtenue est bien plus faible.

Pour les sources lumineuses, le principe est différent et nous distinguons :

- ✓ Les lampes à décharge pour lesquelles un gaz est excité via une décharge électrique ce qui va provoquer l'émission d'un rayonnement lumineux ;
- ✓ Les sources à l'état solide (les LEDs) pour lesquelles un semi-conducteur va émettre de la lumière par recombinaison des porteurs.

Le schéma ci-après montre les différentes méthodes de génération de la lumière.

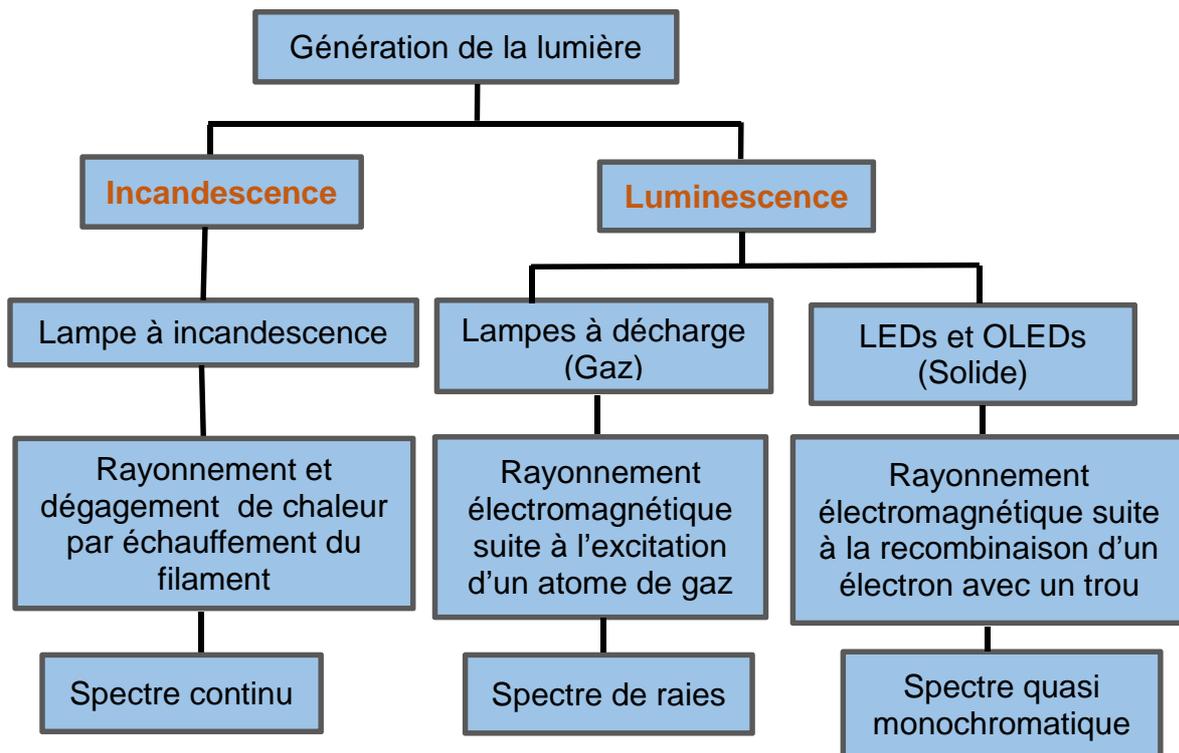


Figure 1.14 : Les différents types de génération de la lumière [42]

## 1.4.4 Systèmes d'éclairage pour agriculture en milieu contrôlé

### 1.4.4.1 Les lampes horticoles (LH)

La lumière est essentielle pour la croissance des plantes. La lumière du soleil naturel est la source gratuite et disponible, mais pour l'horticulture, elle n'est pas toujours disponible en quantité suffisante et en qualité optimale. Par conséquent, l'utilisation de la lumière artificielle est devenue très fréquente afin d'augmenter la quantité et la qualité de la production.

Plusieurs types de lampes sont utilisés selon les types de plantes et les objectifs (accélération de la germination, croissance, floraison,...) [28] :

- **Les lampes incandescentes (LI)**

Ces lampes sont principalement utilisées pour contrôler la photomorphogenèse et, par exemple, dans certaines usines, elles sont utilisées pour contrôler la floraison de chrysanthèmes sous de faibles intensités de lumière, pour empêcher la dormance des fraises et pour favoriser la germination.

- **Les lampes fluorescentes (LF)**

Les LF sont souvent utilisées pour cultiver des semis dans les usines de plantes. Elles sont utilisées également comme éclairage supplémentaire pour les plantes ornementales et pour les plantes de croissance.

- **Les lampes HPS (LHPS)**

Les LHPS sont les lampes horticoles les plus utilisées. Elles ont un spectre idéal (spectre accentué dans le rouge) pour la floraison mais permettent également la croissance.

- **Les lampes aux halogénures métalliques (LMH)**

Ces lampes ont un spectre de couleur accentuée dans la zone bleue qui convient pour la phase de croissance des plantes.

- **Les lampes à LEDs**

Les lampes à LEDs sont les nouvelles sources pour les applications horticoles. Elles sont adaptées à une large gamme de cultures et l'assemblage de plusieurs LEDs (quasi monochromatiques) permet de constituer une enveloppe spectrale capable de s'adapter à toutes les situations. La section 1.5.3 présente de façon détaillée le potentiel des LEDs pour l'éclairage horticole.

Les figures 1.15 et 1.16 présentent respectivement quelques lampes horticoles et l'utilisation de lampes LEDs et HPS dans des serres.

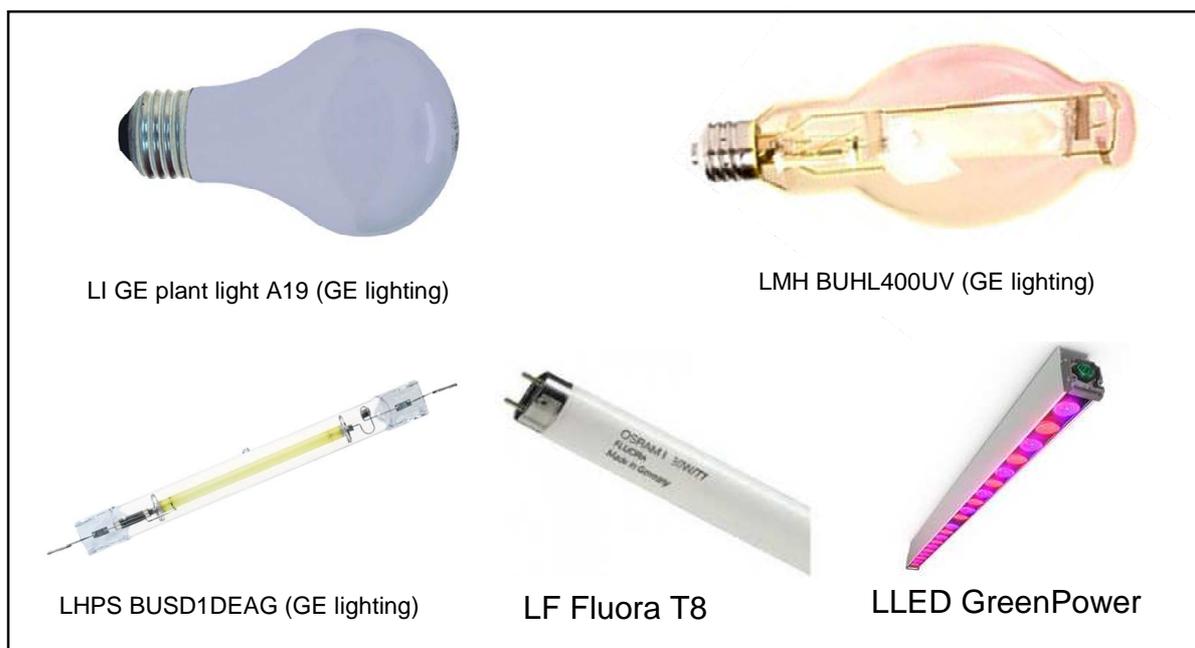


Figure 1.15 : Exemples de lampes utilisées pour l'éclairage horticole



Figure 1.16 : Eclairage à lampes LEDs et HPS dans des serres

#### 1.4.4.2 Comparaison entre les différentes sources de lumière pour l'éclairage horticole

Plusieurs critères permettent de classer les lampes horticoles (LH) : le prix, la durée de vie, la robustesse, le spectre, la gradation de l'intensité, la densité de flux de photons photosynthétiques (PPFD) et l'efficacité énergétique (corrélée à la production de chaleur). Parmi ces critères, la possibilité de gradation de l'intensité, le spectre et le PPFD sont les plus importants pour le choix d'une LH. Les lampes fluorescentes et incandescentes, même si elles présentent une large bande spectrale, n'ont pas de pics qui coïncident avec les pics d'absorption des chlorophylles A et B. Par ailleurs, elles

présentent une durée de vie et une efficacité énergétique faible par rapport aux LEDs. Les LEDs ont des spectres quasi monochromatiques. Ainsi, elles peuvent être sélectionnées pour avoir les spectres d'absorption des chlorophylles et autres pigments photosynthétiques (figure 1.17). De plus, elles peuvent être proche des plantes car elles produisent très peu de chaleur côté source de lumière.

Les LI ont un rapport d'intensité de lumière rouge/bleue très élevée, ce qui entraîne une croissance intercalaire des plantes. Ainsi, ces lampes ne conviennent pas pour la croissance des plantes. De plus, avec des rayonnements thermiques élevés, elles sont de plus en plus abandonnées pour l'éclairage des plantes. Les LMH ont un spectre large mais accentué dans le bleu ce qui ne favorise pas la floraison contrairement aux LHPS.

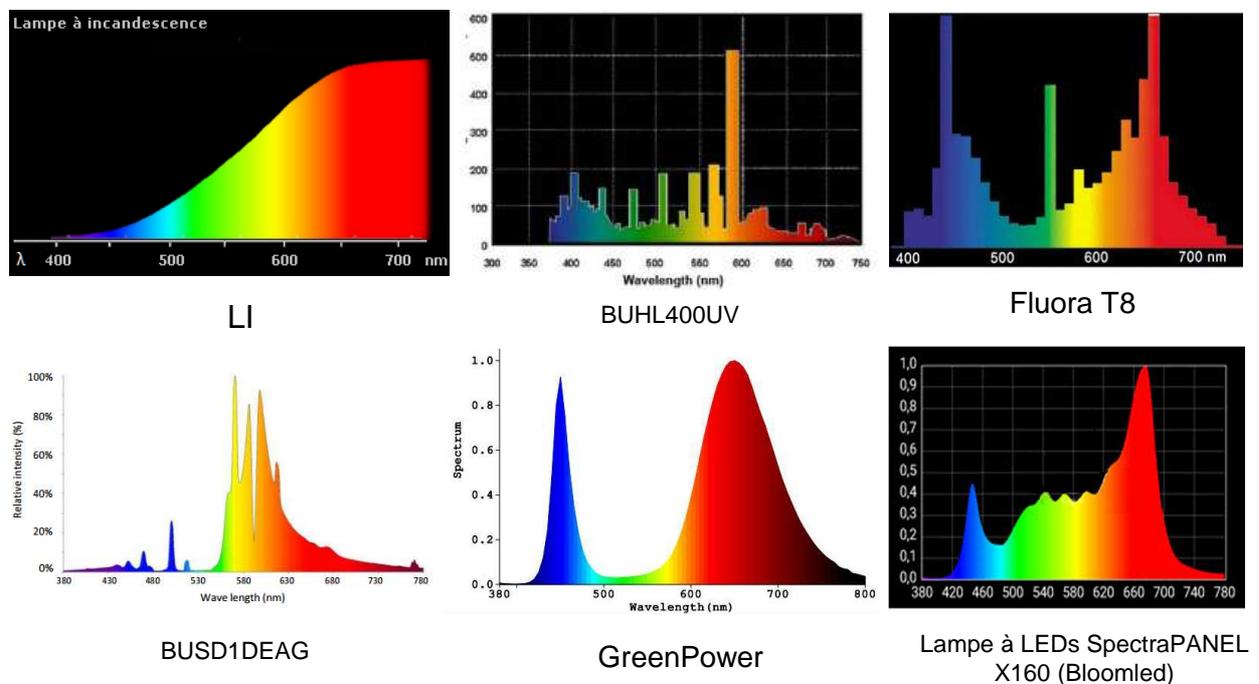


Figure 1.17 : Spectres de quelques lampes horticoles

Par ailleurs, une étude réalisée en France par le Centre d'Information et de Développement Expérimental en Serriculture (CIDES) intitulé <<Essais d'éclairage d'appoint DEL versus HPS pour la production de transplants de poivron>> a permis de mettre en évidence les facteurs déterminants pour une performance optimale en éclairage artificiel [40] :

- la qualité des réflecteurs et la distribution de la lumière ;
- la distance lampe-plante ;
- la restriction des superficies d'éclairage ;

- le programme d'éclairage (photopériodisme) ;
- la justesse du régime climatique.

En outre, cette étude a montré que la combinaison de lumière naturelle et artificielle donne de meilleurs résultats.

Le tableau 1.2 récapitule la comparaison des lampes horticoles. Les ratios PPF et puissance consommée (Pc) ont été calculés à partir des données de lampes horticoles commerciales recensées (annexe 1). Les erreurs (déviations standards) sur ces ratios moyens sont calculées sur un ensemble de ratios pour chaque catégorie de lampe. Il en est de même pour les erreurs sur les recouvrements spectraux. L'annexe 1 donne également la liste des lampes horticoles qui ont permis de calculer les valeurs de recouvrement spectral RS (%) des sources par rapport à la courbe RQE.

Le paramètre RS est donné par l'équation suivante :

$$RS (\%) = 100 \cdot \frac{\int_{320}^{780} \text{Spectre source}}{\int_{320}^{780} \text{RQE}} \quad (1.13)$$

Les valeurs des coordonnées des spectres des lampes ont été obtenues avec le logiciel MATLAB. Un programme permet de charger le spectre format image et d'avoir quelques valeurs des coordonnées c'est-à-dire les couples (intensité, longueur d'onde) de ce spectre avec un curseur. Ensuite un autre programme permet d'extrapoler ces valeurs dans l'intervalle 320 - 780 nm (largeur de bande spectrale que couvre la courbe RQE).

Les valeurs des rendements énergétiques (Re) et la durée de vie sont, quant à elles, les valeurs standards des lampes.

Tableau 1.2 : Comparaison des lampes horticoles

	Lampes horticoles				
	LI	LF	LMH	LHPS	LLED
Durée de vie (h)	1000	10000	6000	20000	50000
Re (%)	5	20	-	35	40
Ratio PPF et Pc ( $\mu\text{mol/s/W}$ )	-	-	-	$1,89 \pm 0,16$	$2,78 \pm 1,08$
RS (%)	-	$26,39 \pm 7,54$	$26,47 \pm 2,17$	$21,98 \pm 4,36$	$52,08 \pm 13,43$
Efficacité spectrale	Figé, inadapté (composantes rouge et IR très fortes)	Figé, large bande spectrale avec composant e bleue et rouge acceptable	Figé, pauvre en rouge contrairement au jaune	Figé, large bande mais accentuée dans le jaune	Ajustable, bande étroit ou large, possibilité de combinaison. Ajustable aux pics d'absorption des pigments photosynthétiques
gradation possible	Oui	Non	Non	Non	Oui

#### 1.4.4.3 Potentiels des LEDs comme sources d'éclairage en horticulture

Les recherches sur l'éclairage horticole montrent que les plantes sont plus sensibles à certaines longueurs d'onde du spectre lumineux [44], [45]. Ces résultats mettent en évidence l'efficacité des lumières bleue et rouge sur la croissance des plantes à cause des bandes d'absorption des chlorophylles A et B [46], [47]. Pour une question d'optimisation énergétique et d'efficacité photosynthétique, ceci a donné lieu à la fabrication de systèmes d'éclairage basés sur ces deux couleurs. Cependant, certaines plantes ont une croissance plus élevée avec des longueurs d'onde dans le vert (autour de 540nm) [48]. Aussi, les cryptochromes et les phototropines absorbent les UV (320-390 nm) et favorisent le phototropisme et l'ouverture des stomates [49]. L'approche actuelle réside dans la mise en œuvre de systèmes d'éclairage à spectres plus larges que les sources bleues et rouges seules. L'industrie de l'éclairage horticole semble donc s'orienter vers des sources à spectre continu se rapprochant de la lumière naturelle (lumière blanche).

Les LEDs sont largement utilisées pour leurs avantages par rapport aux technologies d'éclairage traditionnel. Leur longévité, leur efficacité lumineuse élevée, leur taille et leur flexibilité promeuvent leur développement dans une large variété d'applications, notamment dans le domaine de l'agriculture [50]. Pour la croissance des plantes, les LEDs présentent trois avantages majeurs: une intensité facilement réglable, une lumière monochromatique (ce qui permet de fournir le spectre adéquat) et une production de chaleur réduite [26]. Cependant, la mise en œuvre de ces avantages nécessite la conception de systèmes d'éclairage spécifiques [51], [52]. La non-émission de chaleur du côté de la source de lumière (car pas d'émission d'IR) permet de rapprocher les LEDs des plants (souvent dans les feuillages) favorisant ainsi une bonne répartition de la lumière.

Le tableau 1.3 présente des effets des systèmes d'éclairage sur certaines plantes.

Tableau 1.3 : Effets de l'éclairage sur certaines plantes

Conditions d'éclairage	Plantes	Effets	Références
LEDs 730 nm ( $20 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ) et 640 nm ( $300 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ )	Laitue rouge	Croissance de la biomasse et élongations des feuilles	[53]
LED 734 nm ( $160 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ) et lampe fluorescente froide	Jeune laitue rouge	Décroissance de la teneur en chlorophylle de 14 % par rapport à la lampe fluo. La masse fraîche et sèche, la longueur des tiges, la longueur et largeur des feuilles croissent significativement de 28 %, 15 %, 14 %, 44 % et 15 %, resp. par rapport à la lampe fluo seule.	[54]
L1 : HPS ( $510 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ), photopériode =12 h; L2 : HPS ( $469 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ) + LED 455 nm ( $7,5 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ), photopériode 12 h; L3 : HPS ( $400 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ) + LED 455 nm ( $6,7 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ), photopériode = 20 h; L4 : HPS ( $520 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ) + LED 455 nm ( $16 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ), photopériode =12 h.	Tomate et Concombre	Le rendement de fruits de concombre augmente de 30 % en moyenne lorsqu'il y a ajout de LEDs bleues par rapport aux lampes HPS. En outre, le poids sec total récolté augmente significativement avec $16 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ fourni par des lampes LEDs bleues pendant une photopériode de 12 h.  La masse sèche des plants de tomates semble augmenter avec une lumière bleue supplémentaire. Cependant, des différences importantes ont été observées uniquement pour le poids sec de la tige des plantes cultivées avec un apport quotidien de bleu de $2,31 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{jour}^{-1}$ . Les traitements à LEDs bleues diminuent considérablement la hauteur des plantes en induisant des longueurs entre-nœud plus courtes.	[55]

LED 660 nm (75 %) combinée avec 460 nm (25 %)	Moutarde	Retarde ou inhibe la floraison de la plante comparativement aux lampes HPS avec une combinaison de longueurs d'onde à 460 nm et 635 nm	[56]
100 % LED 660 nm, 80 % de LED 660 nm + 20 % de 450 nm (45 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ), 70 % de LED 660 nm + 30 % de 450 nm (45 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ), 90 % de LED 660 nm + 10 % de 450 nm (45 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ , 60 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ , 75 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ )	Plantule de fraise	La croissance des plants est meilleure avec 70 % de 660 nm + 30 % de 450 nm sous une intensité de 45 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  La croissance après le transfert au sol est également meilleure après la culture in vitro avec des plantules produites sous 70 % de LED rouges et 30 % de LED bleues.	[57]
LEDs 470 nm, 505 nm et 530 nm (15 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ) HPS (90 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ) Eclairage de référence avec HPS (110 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ )	Poivron sucré	L'éclairage composé de LED 470 nm avec les lampes HPS entraîne une augmentation des zones suivantes: la surface foliaire, le poids frais et sec, et la teneur en pigments photosynthétiques des transplantations «Reda» de poivrons sucrés. Un effet positif similaire a été observé en utilisant des LEDs supplémentaires à 455 et 505 nm. Cependant, les LEDs supplémentaires vertes à 530 nm ne présentent aucun effet sur la croissance. Elles empêchent également le développement des transplantations «Reda» de poivrons sucrés.	[58]

## **Conclusion**

Dans ce chapitre, nous avons présenté un état de l'art sur les sources de lumière et de leurs utilisations dans le domaine de l'éclairage horticole. Nous avons plus particulièrement développé les avantages considérables que peuvent apporter les LEDs dans ce domaine. Par ailleurs, comme nous l'avons vu dans notre développement, les facteurs déterminants pour une performance optimale en éclairage artificiel en serriculture sont :

- la qualité des réflecteurs et la distribution de la lumière ;
- la distance lampe-plante ;
- la restriction des superficies d'éclairage ;
- le programme d'éclairage (photopériodisme) ;
- la justesse du régime climatique.

Afin d'éprouver notre étude à un cas réel, nous avons choisi de l'appliquer pour le cas particulier de la spiruline (cycle de vie court) qui sera présentée dans le chapitre suivant.



# **Chapitre 2**

---

## **Présentation de la spiruline**

---



## Introduction

La spiruline est une cyanobactérie, c'est-à-dire un microorganisme aquatique qui présente à la fois les caractéristiques des bactéries et des algues réalisant une réaction photosynthétique. Il y a 3,5 milliards d'années, les algues bleues se sont mises à produire du dioxygène, à conquérir et modifier notre atmosphère permettant ainsi l'apparition des formes de vie [59]. Les cyanobactéries ou algues bleues occupent toujours les terres et les eaux de surface, et font partie du mécanisme vivant de régulation de la biosphère terrestre. Elles sont les organismes multicellulaires les plus primitifs et elles ne contiennent ni noyau, ni chloroplaste. Il existe près de 2000 espèces de cyanobactéries et seulement une trentaine du genre *Arthrospira* qui sont comestibles dont la spiruline. Celle-ci (*Arthrospira Platensis*) présente des qualités nutritionnelles exceptionnelles. Ce chapitre présente un état de l'art des connaissances sur sa culture et sur ses bienfaits.

### 2.1 Généralités sur la spiruline

#### 2.1.1 Qu'est-ce que la spiruline?

La spiruline est une algue microscopique de forme spiralée. En effet, elle se présente sous la forme d'un filament pluricellulaire (appelé trichome) bleu-vert, mobile, non ramifié et enroulé en spirale. Ce filament de forme hélicoïdale et observable uniquement en milieu liquide au microscope caractérise le genre.

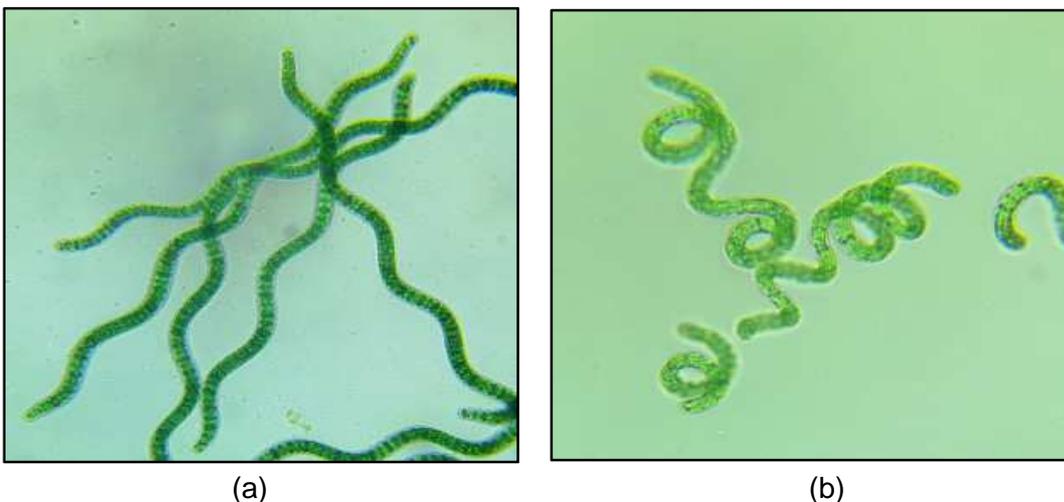


Figure 2.1 : Spirulines observées au microscope : spiruline platensis (a) et spiruline maxima (b) [60]

La spiruline ne possède pas de cellules spécialisées permettant la fixation de l'azote de l'air (hétérocystes) contrairement à certaines autres cyanobactéries.

La taille de la spiruline varie suivant la souche et les conditions de culture. Cependant, on observe une longueur moyenne du filament de l'ordre de 250  $\mu\text{m}$  et avec un diamètre d'environ 10  $\mu\text{m}$

Il existe 2 espèces principales de spiruline (figure 2.1) [61] :

- ✓ la *Spirulina Platensis* du Tchad : la plus connue et la plus cultivée. Elle a une longueur qui peut atteindre 350  $\mu\text{m}$  et un diamètre compris entre 6 et 12,45  $\mu\text{m}$  ;
- ✓ la *Spirulina Maxima* du Mexique : elle se caractérise par des trichomes de 70 à 80  $\mu\text{m}$  de long et de 7 à 9  $\mu\text{m}$  de diamètre, légèrement effilés aux extrémités.

### 2.1.2 Situation de la culture de spiruline dans le monde

La principale culture commerciale à grande échelle de microalgues a commencé au début des années 1960 au Japon avec la culture de *Chlorella*, suivie de *Spirulina Platensis* en 1970 dans le lac Texcoco, au Mexique. La spiruline est produite dans plusieurs pays. La figure ci-dessous présente la cartographie mondiale de production commerciale de spiruline [62].



Figure 2.2 : Carte des principaux lieux de production de spiruline dans le monde

En 2013, la production mondiale a été estimée à 5000 tonnes. La plus grande partie de la production vient des Etats-Unis d'Amérique, de la Chine et de l'Inde [62].

L'Afrique reste l'un des continents où la production de spiruline est la plus faible malgré les conditions de culture favorables. La majorité des sites de production est créée par des ONG et autres organismes de soutien pour la lutte contre la malnutrition en Afrique. En Côte d'Ivoire, il y a 2 fermes à spiruline (figure 2.3). La ferme de la Sap de la Mé sur l'axe Yakassé-Attobrou à 15 km d'Adzopé (sud-est à 102 Km d'Abidjan). L'autre ferme est située au centre du pays dans le village de Raffierkro (10 km au sud de la ville de Bouaké).



Ferme de Raffierkro



Ferme de la Sap de la Mé

*Figure 2.3 : Fermes à spiruline en Côte d'Ivoire*

En Europe, la France est le principal pays producteur. La plupart des fermes se trouvent au sud de la France, à cause essentiellement des conditions climatiques favorables. La figure ci-dessous présente deux fermes à spiruline dans le sud de la France.



Ferme à Hyères dans le Var



Ferme dans les Bouches du Rhône

*Figure 2.4 : Fermes à spiruline en France*

L'ensemble de ces productions représente une production annuelle d'environ 40 tonnes selon la Fédération des Spiruliniers de France. Cette production ne couvre que près de 20 % de la consommation française. En effet, la demande intérieure des ménages est estimée aujourd'hui à environ 250 tonnes de spiruline par an [62].

### 2.1.3 Composition de la spiruline

La spiruline contient en moyenne, en poids sec, jusqu'à 70 % de protéines, 15 à 25 % de glucides et près de 11 % de lipides ainsi que des vitamines, des minéraux (principalement des oligoéléments), de la chlorophylle A et des phycobiliprotéines. La variation des conditions de culture impacte sur la composition biochimique de la spiruline [63].

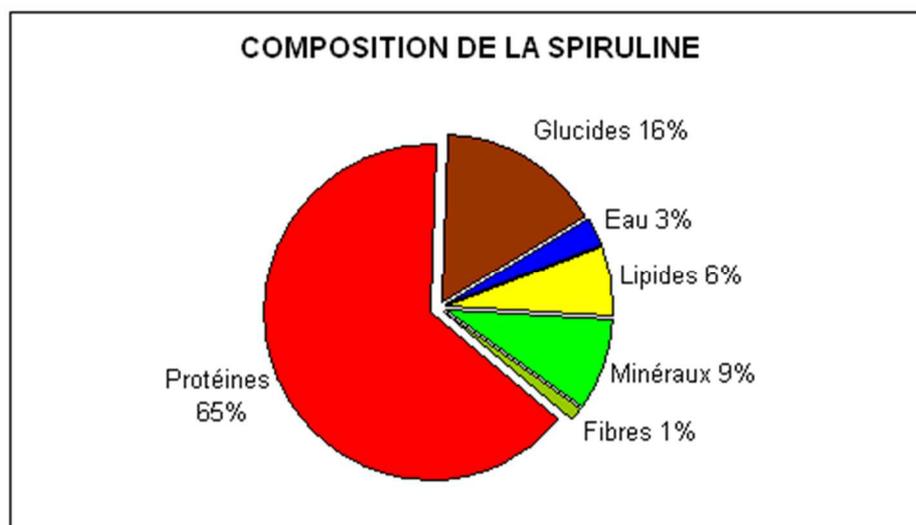


Figure 2.5 : Composition moyenne de la spiruline [64]

La fiche nutritionnelles détaillée de la spiruline est présentée en annexe 2.

## 2.2 Les applications de la spiruline

Les applications des microalgues sont nombreuses et variées. Ces applications peuvent se regrouper en trois parties : l'alimentation humaine et animale, le développement de molécules biochimiques pour l'industrie et les applications environnementales. La figure 2.6 présente les domaines d'applications des microalgues de façon générale.

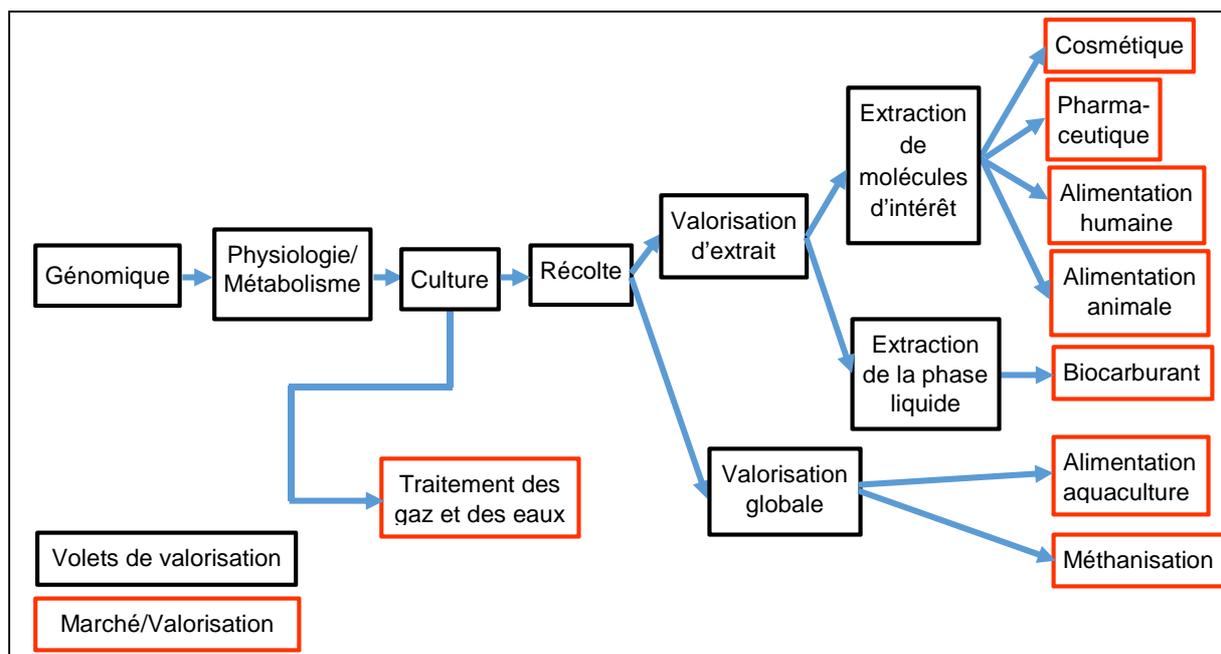


Figure 2.6 : Les applications des microalgues [65]

Nous allons présenter les applications de la spiruline sur le plan nutritionnel et sanitaire. En effet, la spiruline est actuellement l'une des microalgues les plus connues, étudiées et utilisées comme complément alimentaire dans de nombreux pays.

### 2.2.1 Valeurs nutritionnelles de la spiruline

Avec une teneur moyenne en protéines de 55 à 70 %, la spiruline contient plus de protéines que la plupart des aliments courants. A titre de comparaison, dans la viande et le poisson, la teneur moyenne en protéines est de l'ordre de 15 à 20 %, dans le soja, 35 % et dans les œufs, 12 % (figure 2.7). De plus, la digestibilité des protéines de la spiruline est élevée (entre 75 et 83 %) du fait de l'absence de paroi cellulosique des cellules [66].

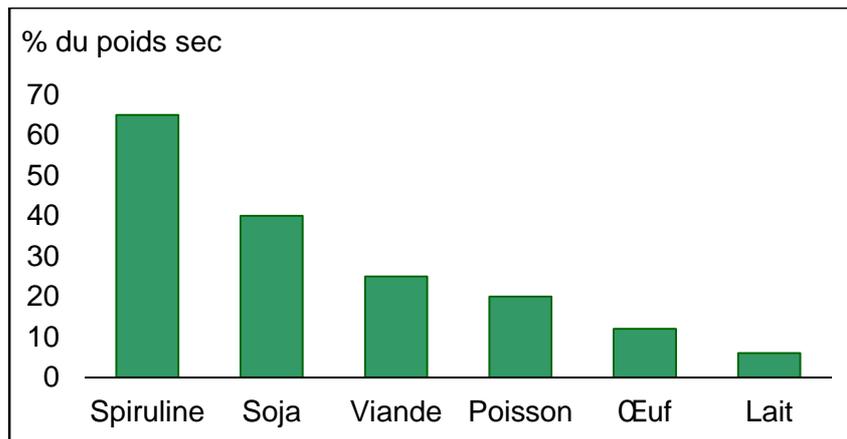


Figure 2.7 : Comparaison en teneur protéique de la spiruline avec d'autres aliments [67]

#### ✓ Les lipides

Les lipides constituent une source de réserve énergétique avec un rendement calorique de 9 kcal/g dans le cas de la spiruline. La spiruline est considérée comme l'une des meilleures sources alimentaires lipidiques connues d'acide gamma-linoléique après le lait humain et quelques huiles végétales peu courantes (huiles d'onagre, de bourrache, de pépin de cassis et de chanvre) [68], [69]. Par exemple, la spiruline produite par certaines sociétés en France contient près de 10 g de cet acide gras et 8 g d'acide linoléique par kg de matière sèche [68]. En outre, elle contient des acides gras oméga-3 qui jouent un rôle préventif sur les risques cardiovasculaires et des acides gras oméga-6 qui ont un rôle hypocholestérolémiant.

#### ✓ Les glucides

De façon générale, les glucides interviennent dans le bon fonctionnement des muscles et du cerveau comme source d'énergie. Les polysaccharides constituent 15 à 25 % de la matière sèche de la spiruline et représentent une source d'énergie rapide sans fatiguer le pancréas et avec une perte minimale en insuline [70]. Les glucides simples sont en très faible quantité constituant, ainsi un avantage sur le plan diététique.

#### ✓ Les vitamines

La spiruline contient de nombreuses vitamines telles que les complexes en vitamine B où seules les vitamines B5 et B8 sont absentes. Il faut noter la teneur exceptionnelle en vitamine B12 qui est de loin la vitamine la plus difficile à obtenir dans un régime végétarien [63]. La spiruline contient également une quantité importante de bêta-carotène ou provitamine A convertible par l'homme en vitamine A et bénéfique pour la vision.

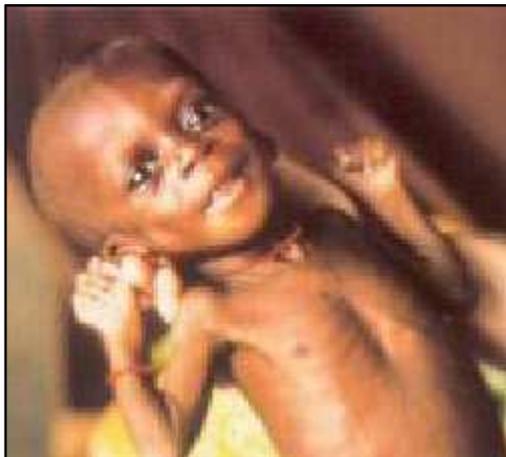
✓ Minéraux et oligoéléments

Les minéraux et oligoéléments les plus importants et familiers contenus dans la spiruline sont le fer, le zinc, le magnésium, le calcium, le phosphore et le potassium.

La spiruline contient environ 1g/kg de fer hautement assimilable. En 2008, dans ces travaux sur des rats carencés en fer, Johnson (2008) a observé que les rats ayant consommé la spiruline avaient absorbé 60 % de fer de plus que ceux qui recevaient une supplémentation en fer [71]. On rencontre également cette biodisponibilité chez l'homme dans la mesure où le fer de la spiruline est mieux absorbé que celui de la viande [72].

Concernant le calcium, 10 g de spiruline couvrent 10 % des apports nutritionnels comparables à la teneur du lait (1200 mg/L) [63].

De ce qui précède, on retient que la spiruline contient une bonne partie des nutriments essentiels pour l'homme. C'est pour cela qu'elle est utilisée dans de nombreux pays (surtout les pays en voies de développement) comme complément alimentaire et pour lutter contre la malnutrition (figure 2.8).



Enfant marasmique



Le même enfant 3 mois après, ayant reçu de la spiruline

*Figure 2.8 : Photo d'un enfant dénutri ayant été traité avec 10 g/j de spiruline au Togo [73]*

De nombreux travaux [63], [68] présentent de bons résultats dans le traitement de la maladie de kwashiorkor, des carences de malnutrition protéinique et autres par la spiruline avec des délais de récupération 2 à 3 fois plus rapide qu'avec un traitement conventionnel.

Au Burkina Faso, une étude [74] a permis de comparer l'intérêt nutritionnel de régimes composés de *Spirulina Platensis* et/ou de Misola. Le Misola est une mixture composée

de millet (60 %), de soja (20 %), de cacahouète (10 %), de sucre (9 %) et de sel (1 %). L'étude a conclu que le Misola, la spiruline additionnée à la nourriture traditionnelle ou encore la spiruline additionnée au Misola sont de bons régimes alimentaires pour les enfants sévèrement malnutris. Le régime associant spiruline et Misola donne les meilleurs résultats.

### **2.2.2 Applications médicales de la spiruline**

Pour ses bienfaits sur la santé, la spiruline est consommée comme complément alimentaire dans les pays développés, et depuis peu dans quelques autres régions notamment d'Afrique. Voici quelques bienfaits de la spiruline sur la santé [75], [76] :

- antioxydation liée à la phycocyanine ;
- renforcement du système immunitaire grâce aux polysaccharides ;
- activité antivirale : liée au sulfoquinovosyldiacylglycerol riche en sulfolipides ;
- activité antitumorale liée à la phycocyanine ;
- diminution du taux de cholestérol grâce aux acides gras polyinsaturés oméga-3 et oméga-6 ;
- amélioration des capacités sportives : par ses teneurs en fer, en vitamine B12, et en  $\beta$ -carotène qui faciliteraient la récupération ;
- lutte contre l'asthénie par son apport en oligoéléments et vitamines ;
- activité anticoagulante liée au Spirulane Calcique (Sp-Ca) et au Spirulane Sodique (Sp-Na).

Cependant, quelques réserves se posent sur la spiruline. En effet, il existe peu de données scientifiques épidémiologiques et cliniques sur la consommation de la spiruline. La spiruline étant riche en vitamines, une surconsommation peut devenir problématique pour la santé. Par ailleurs, cette microalgue a un fort potentiel d'absorption de métaux lourds néfaste pour l'homme. Il est donc nécessaire de contrôler son environnement de croissance d'où l'importance de la cultiver dans des milieux fermés. Aussi, il faut noter que les sels minéraux utilisés pour faire le milieu de culture sont en grand nombre et souvent peu disponibles dans certaines régions. Ainsi, il apparaît utile de renforcer et de promouvoir la recherche de milieux de culture moins coûteux.

## **2.3 Culture de la spiruline**

### **2.3.1 Milieu et conditions de culture**

La spiruline croît naturellement dans les eaux saumâtres et les lacs salins. Elle est présente dans les eaux chaudes, douces et alcalines, ainsi que dans certains lacs d'Afrique (lac Tchad) et d'Asie (lac Lonar). La spiruline est également cultivée en milieu contrôlé notamment dans les photobioréacteurs grâce à la synthétisation du milieu de culture.

#### **2.3.1.1 Milieu de culture**

Il s'agit d'une solution de sels minéraux et d'eau. Ce liquide doit apporter à la spiruline tous les éléments chimiques nutritifs qui lui sont nécessaires. Il s'agit de milieux très minéralisés riches en carbonate de sodium ( $\text{Na}_2\text{CO}_3$ ) ou bicarbonate de sodium ( $\text{NaHCO}_3$ ), d'une source d'azote fixé et d'autres minéraux [77]. Ce milieu est peu propice à la croissance d'autres végétaux, et d'autres formes de vie au vu de son pH fortement alcalin. Aujourd'hui, de nombreux pays ont mis en place des fermes à spiruline grâce à la synthétisation du milieu de culture. Le plus connu et utilisé (milieu standard) est le milieu de *Zarrouk* [77]. Par ailleurs, même si la biomasse donnée n'est pas aussi élevée que celle du milieu de *Zarrouk*, des essais de milieux de culture sont effectués. Ces milieux sont composés de sels minéraux alternatifs, de nutriments essentiels avec des modifications de certaines concentrations [78], [79]. Certains auteurs montrent la possibilité d'utiliser les eaux usées ou de l'urine humaine traitées (élimination des éléments nuisibles pour l'homme) et auxquelles on ajoute certains sels minéraux [80], [81].

#### **2.3.1.2 Conditions de culture**

##### **2.3.1.2.1 Influence du pH et de la température sur la croissance de la spiruline**

Le pH et la température du milieu de culture influencent directement la vitesse de croissance de la spiruline. Le pH doit être compris entre 8 et 11. Le pH idéal se situe autour de 9,5. La spiruline ne commence à croître d'une manière appréciable qu'au-dessus de 20°C. La vitesse de croissance est maximale entre 35 et 37°C. Au-delà de cette température, on risque d'avoir une destruction de la culture (qui survient après

quelques heures au-delà de 43°C) [77], [82]. La spiruline peut survivre dans un milieu froid (jusqu'à -5°C). Les brusques variations de température sont néfastes pour la spiruline.

### **2.3.1.2.2 Influence de l'agitation sur la croissance de la spiruline**

Il est impératif d'agiter, au moins 2 à 4 fois par jour une culture de spiruline. L'agitation du milieu de culture permet une bonne répartition de la lumière et favorise les échanges gazeux (élimination du dioxygène et absorption du gaz carbonique). Cependant, une agitation trop violente endommage la spiruline provoquant l'apparition de mousse. Certaines pompes centrifuges, ainsi que les chutes d'eau avec éclaboussures, sont spécialement néfastes [82]. L'agitation peut se faire avec une pompe électrique, ou par injection d'air au moyen d'un compresseur pour aquarium ou encore par une roue à aubes.

### **2.3.1.2.3 Influence de l'éclairage sur la croissance de la spiruline**

#### **2.3.1.2.3.1 Pigments photosynthétiques de la spiruline**

Les cyanobactéries se distinguent des bactéries par la présence de chlorophylle A et de pigments accessoires hydrosolubles, les phycobilines rouge (phycoérythrine (PE)) et bleue (phycocyanine (PC)) (figure 2.9). La spiruline platensis contient également une autre phycobiline, l'allophycocyanine (APC). Les cyanobactéries possèdent aussi des caroténoïdes notamment le  $\beta$ -carotène. Leur coloration (vert, bleu, rouge,...) est liée à la présence simultanée de ces différents pigments suivant leur proportion. Elles réalisent la photosynthèse oxygénique et peuvent donc transformer l'énergie lumineuse en énergie chimique en fixant le dioxyde de carbone ( $\text{CO}_2$ ) et en libérant du dioxygène ( $\text{O}_2$ ). La présence de ces pigments permet à la spiruline d'absorber la lumière sur une large bande spectrale.

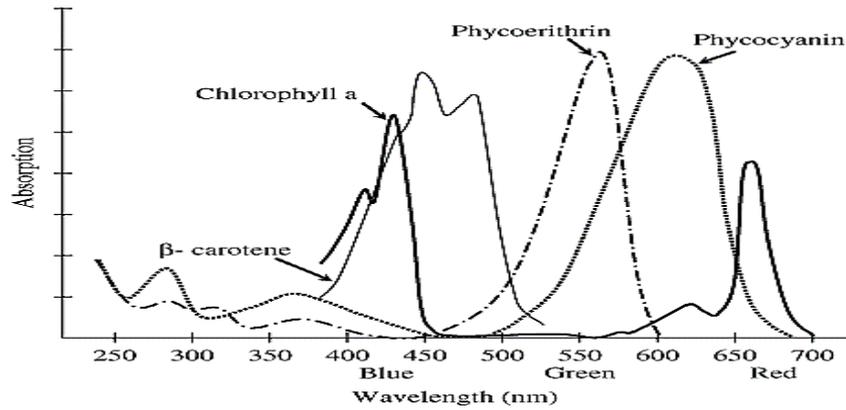


Figure 2.9 : Spectres d'absorption de pigments photosynthétiques des cyanobactéries [83]

### 2.3.1.2.3.2 Influence de la lumière sur la croissance de la spiruline

La lumière est un facteur important dans la croissance des microalgues. Une limitation ou un excès de lumière peut donc avoir des conséquences sur le métabolisme des cellules et de leur croissance. La réponse des algues par rapport à l'intensité de lumière peut être décrite à partir de la courbe de réponse photosynthétique en fonction de l'irradiance ( $P/I$ ) (figure 2.10).

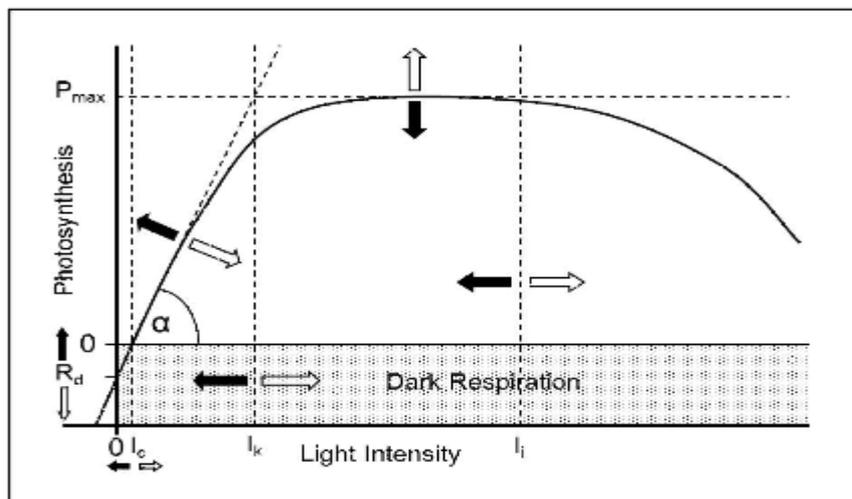


Figure 2.10 : Réponse photosynthétique des microalgues suivant l'intensité lumineuse [84]

Les flèches vides indiquent la direction de la réponse d'acclimatation à de fortes intensités de lumière et les flèches pleines, la direction de la réponse d'acclimatation aux faibles éclaircissements.  $R_d$  est la respiration sombre (ou respiration à l'obscurité),  $P_{max}$ , le taux de photosynthèse maximum,  $I_c$ , l'énergie lumineuse de maintien,  $\alpha$ , le taux photosynthétique maximale,  $I_k$ , l'intensité lumineuse de transition entre la lumière

limite et la lumière de saturation de la photosynthèse et  $I_i$ , l'intensité lumineuse au-dessus de laquelle il y a la photo inhibition.

Cette courbe comprend trois parties :

#### 1. La lumière de limitation

C'est l'intensité de lumière comprise entre  $I_c$  et  $I_k$ . Dans cette région, l'activité photosynthétique croît avec l'intensité lumineuse. La transition entre cette zone et la zone de saturation est donnée par  $I_k$  et s'exprime par l'équation suivante :

$$I_k = \frac{P_{\max}}{\alpha} \quad (2.1)$$

#### 2. La lumière de saturation

Dans cette partie, l'activité photosynthétique reste constante pour des valeurs d'éclairement plus ou moins élevées. Au-delà de la lumière de saturation, les photons sont absorbés mais ne sont pas utilisés. En effet, les cellules photosynthétiques atteignent leur capacité de conversion des photons en énergie chimique. Les réactions d'assimilation du  $\text{CO}_2$  deviennent limitantes. Ainsi, la détermination de la valeur de l'intensité lumineuse correspondant à  $P_{\max}$  permet d'obtenir un éclairage optimal.

#### 3. La photoinhibition

La photoinhibition est le processus par lequel l'excès de lumière induit une diminution de la vitesse de la photosynthèse. Ainsi, la cellule reçoit plus d'énergie lumineuse qu'elle ne peut en absorber pour la synthèse de l'adénosine triphosphate (ATP) et l'assimilation du carbone. La photosynthèse s'arrête donc et les cellules meurent [85], [86]. Lors de ce phénomène, le photosystème II (PSII) est inactif. Il peut subvenir alors une dégradation irréversible au sein des cellules du fait de l'accumulation d'électrons entre les deux photosystèmes (PSII et PSI). Afin d'éviter la photoinhibition, la cellule met en place des processus de photoprotection par l'élimination de l'énergie en excès sous forme de chaleur grâce aux caroténoïdes ou par l'inactivation du PSII [87], [88]. La photoprotection va conduire à accroître l'activité photosynthétique : c'est la photoacclimatation de la cellule [89].

### 2.3.1.2.3.3 Système d'éclairage pour spiruline

Comme les plantes, la qualité et la quantité de lumière influencent la croissance et la physiologie de la spiruline. De nombreuses recherches sont effectuées sur l'éclairage artificiel des microalgues notamment la spiruline à cause de ses vertus. Des

travaux expérimentaux [90], [91] montrent les effets de différents types de lumière et présentent le potentiel des LEDs dans l'éclairage algoculture. Dans le tableau 2.1, nous présentons des résultats sur la concentration en biomasse, les teneurs en protéines et lipides de travaux concernant l'éclairage appliqué à *Spirulina Platensis*. Un cas de la *Spirulina Maxima* est également spécifié dans le tableau 2.1.

Tableau 2.1 : Effets de la qualité et de la quantité de la lumière sur la spiruline

Sources d'éclairage	Effets	Références
LEDs Blanc (380 -760 nm) Rouge (620-645 nm) Jaune (587-595 nm) Vert (515- 540 nm) Bleu (460-475 nm) (3000 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ )	Les biomasses obtenues sont dans l'ordre : Rouge > blanc > vert > jaune > bleu	[92]
LED blanc froid Tube fluorescent Lumière naturelle (660 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ )	Biomasses quasi identiques	[93]
Tube Fluorescent $I_1 = 3$ Klux, $I_2 = 3,5$ Klux, $I_3 = 4$ Klux, $I_4 = 4,5$ Klux et $I_5 = 5$ Klux	<i>S. maxima</i> La biomasse dans l'ordre : $I_5 > I_4 > I_3 > I_2 > I_1$ la teneur en chlorophylle : $I_1 > I_2 > I_4 > I_3 > I_5$ Et l'accumulation en protéine : $I_5 > I_3 > I_2 > I_4 > I_1$	[94]
LEDs Blanc (380 -760 nm) Rouge (628 nm) Jaune (590 nm) Vert (540 nm) Bleu (470 nm) (50 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ )	La biomasse, la teneur en chlorophylle, l'accumulation en protéine et lipide sont dans l'ordre suivant : bleu > blanc > rouge > vert > jaune	[95]
LEDs Blanche chaude Rouge (660 nm) Jaune (550 nm) Bleu (430-460 nm) (100 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ )	La biomasse est dans l'ordre suivant : rouge > blanc > jaune > bleu la teneur en chlorophylle : bleu > rouge	[52]

## 2.3.2 Les systèmes de culture

Il existe deux types de systèmes de production : les systèmes dits ouverts comme les bassins et les systèmes fermés (bioréacteurs et photobioréacteurs). Le processus simplifié de la production de spiruline est présenté à l'annexe 1.

### 2.3.2.1 Les bassins artificiels ouverts

C'est une méthode simple et généralement utilisée dans des fermes artisanales qui peuvent s'étendre sur de grandes surfaces. L'un des principaux avantages de ce système est l'utilisation de l'éclairage naturel comme source de lumière épargnant au producteur des coûts supplémentaires. Néanmoins, ce système de production de microalgues présente de nombreux inconvénients :

- absence de contrôle des conditions de culture (lumière, température,...) ;
- possible contamination par d'autres organismes (bactéries, champignons, levures,...) ;
- exposition à la pluie, poussières et autres (si le bassin n'est pas couvert).

Actuellement, les systèmes ouverts sont les plus répandus. Certains présentent également des améliorations (automatisation, contrôle des nutriments, régulation des conditions de culture...) (figure 2.11).

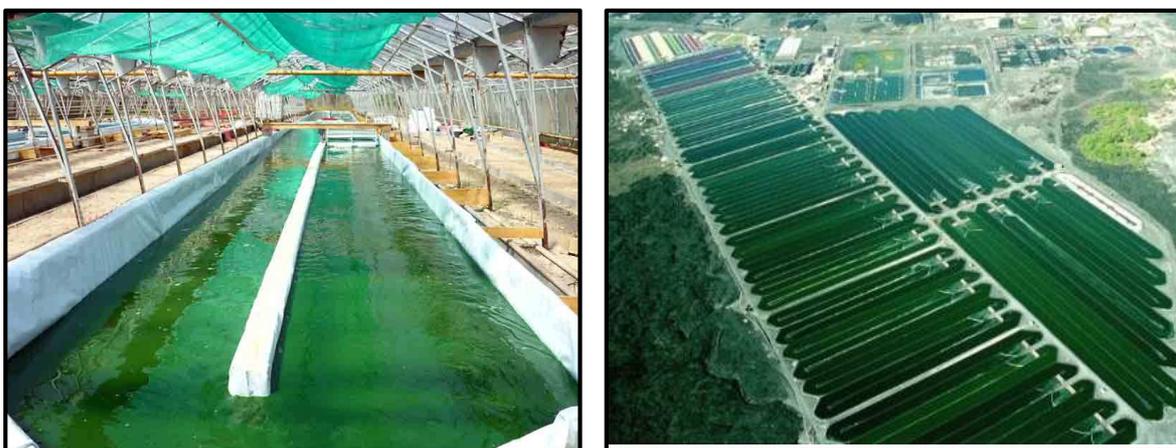


Figure 2.11 : Exemples de bassins de spiruline. À droite des bassins améliorés à Hawaï [96]

### 2.3.2.2 Les cultures en milieu contrôlé : le photobioréacteur

Un bioréacteur, appelé également fermenteur ou propagateur, est un appareil dans lequel on cultive des micro-organismes (levures, bactéries, champignons

microscopiques, microalgues,...) pour la production de biomasse. Dans cet espace, les substrats pour la culture sont contrôlés.

Le photobioréacteur se différencie du bioréacteur classique essentiellement par l'ajout d'un autre élément : la lumière. Il existe diverses géométries de photobioréacteurs dont les plus utilisées sont la géométrie plane et la géométrie tubulaire. Pour la culture de la spiruline, la géométrie tubulaire est préférée. En effet, elle facilite les déplacements des microalgues au niveau des bordures évitant ainsi leur destruction.



Figure 2.12 : Image d'un photobioréacteur [97]

### 2.3.2.3 Les modes de cultures

Quel que soit le mode de culture, la reproduction des cyanobactéries est asexuée et se fait par scissiparité. L'individu se divise en 2 individus qui lui sont identiques génétiquement et plus ou moins morphologiquement. Le temps nécessaire pour avoir un doublement du nombre de cellules viables est appelé temps de doublement ou temps de génération ( $t_d$ ). En croissance exponentielle, le nombre de cellules est décrit comme suit :

$$2^0 N_0 \rightarrow 2^1 N_0 \rightarrow 2^2 N_0 \rightarrow \dots \rightarrow 2^n N_0$$

$N_0$  = Nombre initial de cellules

$n$  = Nombre de doublement

Le nombre de cellules à l'instant t est donné par la relation :

$$N_t = N_0 2^{\left(\frac{t}{t_d}\right)} \quad (2.2)$$

Avec  $n = \frac{t}{t_d}$

### 2.3.2.3.1 Le mode batch

Ce mode de culture est simple à mettre en œuvre et permet d'étudier la vitesse de croissance des microalgues. En mode de culture batch, tous les éléments nécessaires pour la culture (lumière, nutriments,...) sont apportés une seule fois et en début de culture. Au fil du temps, la population de microalgues va s'accroître jusqu'à l'épuisement d'un ou de plusieurs facteurs de culture (en général les nutriments). La croissance des microalgues en mode batch est décrite par une courbe bien définie (figure 2.13).

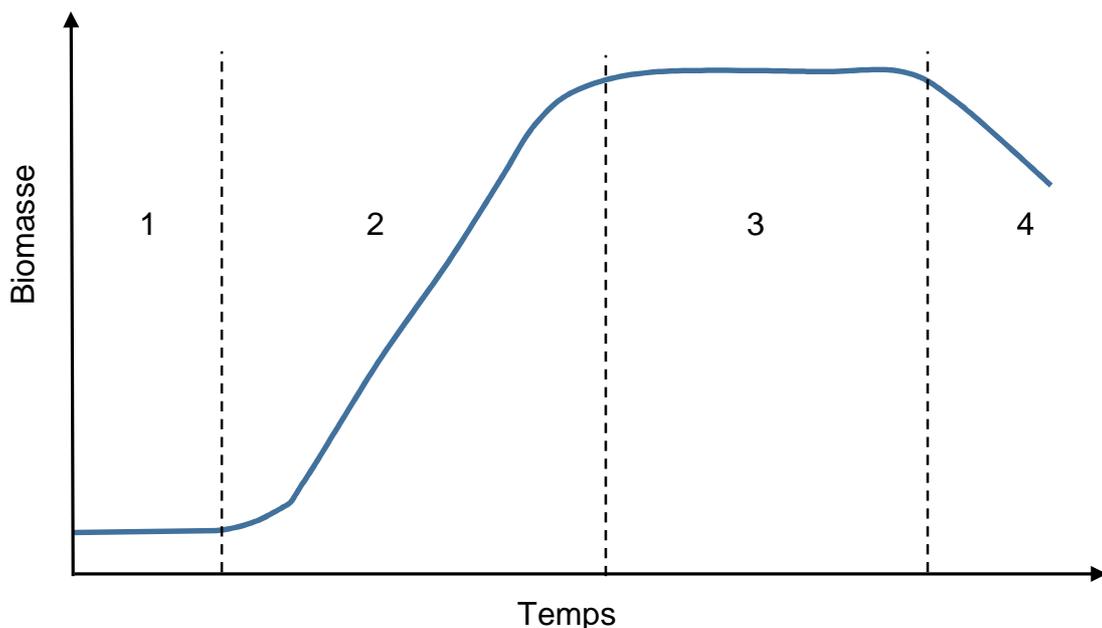


Figure 2.13 : Courbe de croissance des microalgues en mode batch [98]

Cette courbe comprend quatre phases :

- a. La phase de latence (1) : c'est la phase d'adaptation des microorganismes à leur milieu de culture. Cette phase qui varie en fonction de la nature du microorganisme et de la nature du milieu est généralement courte. On n'a quasiment pas de croissance
- b. La phase de croissance exponentielle (2) : dans cette phase, la vitesse de croissance est maximale et constante.

- c. La phase stationnaire (3) : la population de microorganismes devient constante (la quantité de cellules qui se reproduisent est égale à la quantité de cellules qui meurent). Cela est dû à l'épuisement des éléments nutritifs ou à la présence de toxines dû à la multiplication cellulaires.
- d. La phase de décroissance (4) : c'est la phase de mortalité, les cellules meurent à un rythme exponentiel (perte irréversible de la capacité à se reproduire). Dans ces conditions de culture défavorable, certaines espèces rentrent en dormance cellulaire et reprennent leur croissance avec un nouvel environnement adéquat [98].

Dans ce modèle, en phase exponentielle, la vitesse de croissance des microalgues est donnée par :

$$\mu = \frac{\ln(C_2) - \ln C_1}{t_2 - t_1} \quad (2.3)$$

Où  $\mu$  ( $h^{-1}$ ) est la vitesse de croissance spécifique,  $C_1$  and  $C_2$  ( $cell \cdot L^{-1}$  ou  $g \cdot L^{-1}$ ) sont les concentrations cellulaires aux temps  $t_1$  et  $t_2$  respectivement.

On a également le temps de doublement de population  $t_d$  (h) :

$$t_d = \frac{\ln(2)}{\mu} \quad (2.4)$$

La relation entre le taux de croissance  $\mu$  et la densité de flux de photons  $I$  est donnée par la relation de Monod [99] :

$$\mu = \mu_{\max} \frac{I}{K_I + I} \quad (2.5)$$

Avec  $\mu_{\max}$  = vitesse maximale de croissance ( $h^{-1}$ )

$K_I$  = constante de saturation de Monod ( $\mu mol \cdot m^{-2} \cdot s^{-1}$ )

Dans le cadre de notre étude, toutes les expériences de culture de *Spiruline platensis* sont effectuées en mode Batch.

### 2.3.2.3.2 Le mode continu ou mode flow

Dans ce mode, le but est d'avoir un volume de milieu de culture constant durant toute la culture. Ainsi, le milieu de culture est apporté de façon continue dès que la concentration cellulaire voulue est atteinte. En théorie, cette méthode permet de maintenir la culture à un taux de croissance constant en phase exponentielle. Il permet d'étudier la croissance microbienne en présence de concentrations de nutriments faibles. Cela est similaire aux conditions rencontrées en milieu naturel.

La vitesse de croissance spécifique  $\mu$  ( $h^{-1}$ ) est régie par l'équation différentielle suivante :

$$\frac{dC}{dt} = \mu C - \frac{Q}{V} C \quad (2.6)$$

Avec :

C : concentration cellulaire ( $cell.L^{-1}$  ou  $g.L^{-1}$ )

Q : débit de liquide sortant du réacteur ( $L.h^{-1}$ ) supposé égal à celui d'entrée

V : volume de culture (L)

On définit le taux de dilution D ( $h^{-1}$ ) par l'équation (2.6) :

$$D = \frac{Q}{V} \quad (2.7)$$

Dans la phase stationnaire D devient :

$$D = \mu \quad (2.8)$$

### 2.3.2.3.3 Le mode fed-batch ou semi continu

En culture fed-batch, le milieu de culture est ajouté quand la croissance est en phase stationnaire. Le volume dans la cuve augmente alors au cours du temps. Le débit est réglé de façon à ce que la concentration en substrat soit constante dans la cuve et que l'effet de dilution n'inhibe pas la production de biomasse. La culture croît jusqu'à atteindre à nouveau la phase stationnaire. Il est alors possible d'en prélever encore une certaine quantité. Le fed-batch permet en pratique un gain de temps, une augmentation de productivité et une possibilité de modification du milieu en cours de culture [100].

## 2.3.3 Les méthodes de suivi de croissance de la spiruline en milieu contrôlé

Plusieurs méthodes existent pour suivre la concentration cellulaire des microalgues [101], [102]. Parmi elles, la spectrophotométrie, le comptage par microscopie et la mesure de la matière sèche sont les plus utilisés. On utilise également la fluorescence de la chlorophylle et/ou de la phycocyanine avec l'exploitation d'images par télédétection. Cependant, cette méthode est plus utilisée pour la détection que pour l'estimation de la biomasse. Par ailleurs, la

spectrophotométrie et la fluorescence sont utilisées pour la mesure des teneurs de la chlorophylle et de la phycocyanine.

### **2.3.3.1 Mesure de la matière sèche**

C'est une mesure classique qui s'effectue généralement en fin de culture. Elle est sujette à des erreurs dues aux cellules mortes ou aux polysaccharides produits par les microalgues. La procédure classique et simplifiée est la suivante :

1. Prélèvement d'un volume donné
2. Centrifugation pendant quelques minutes
3. Séchage puis pesage d'un filtre (généralement en acétate de cellulose)
4. Filtrage, rinçage à l'eau distillée puis éventuellement avec autre solution de la biomasse fraîche
5. Séchage du filtre avec la biomasse fraîche

La matière sèche (MS) en g/L est donnée par l'expression suivante :

$$MS = \frac{\text{poids}(\text{filtre} + \text{matière sèche}) - \text{poids}(\text{filtre})}{\text{volume de l'échantillon}} \quad (2.9)$$

### **2.3.3.2 Les méthodes optiques**

#### **2.3.3.2.1 La spectrophotométrie**

La spectrophotométrie est une technique d'analyse qualitative et quantitative de substances absorbant un rayonnement électromagnétique. Elle consiste à mesurer l'absorbance ou la densité optique (DO) d'une substance chimique donnée, généralement en solution. La relation entre l'atténuation de la lumière, les propriétés optiques du milieu qu'elle traverse et l'épaisseur traversée est donnée par la loi de Beer-Lambert (équation 2.10) [103]. Le principe de mesure est décrit par le schéma de la figure 2.14.

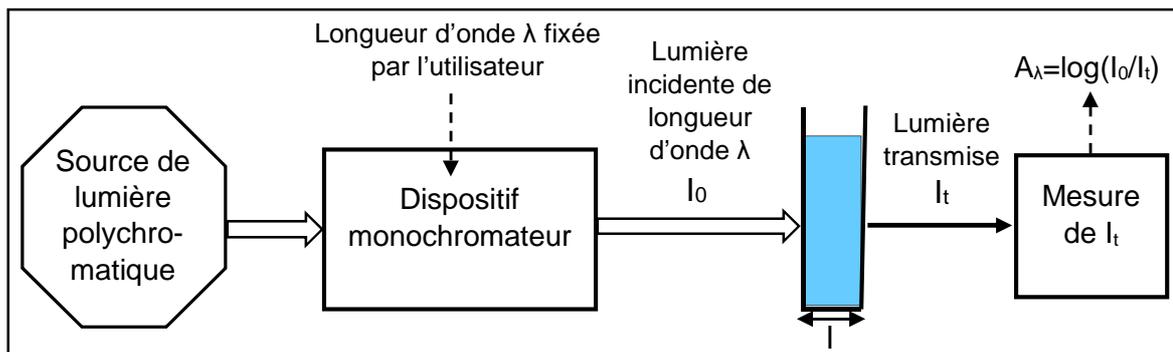


Figure 2.14 : Principe de mesure de la densité optique

Le flux transmis  $I_t$  est donné en fonction du flux incident  $I_0$  par :

$$I_t = I_0 e^{-\epsilon l C} \quad (2.10)$$

Avec  $l$  : longueur de la cuve en cm,

$C$  : concentration de la solution en  $\text{mol}\cdot\text{L}^{-1}$

$\epsilon$  : coefficient d'absorption molaire en  $\text{L}\cdot\text{mol}^{-1}\cdot\text{cm}^{-1}$

Ce coefficient dépend de la nature de l'espèce dissoute et de la longueur d'onde d'excitation utilisée. Il dépend également du solvant et de la température

L'absorbance ou la DO est donnée par l'équation ci-après :

$$A = \log_{10}\left(\frac{I_0}{I_t}\right) \quad (2.11)$$

Ainsi l'équation (2.10) devient :

$$A = \epsilon \cdot l \cdot C \quad (2.12)$$

Dans le cas de mélanges homogènes dilués, les densités optiques des différentes espèces contenues dans le mélange sont additives. Plusieurs facteurs peuvent dégrader la validité de la spectrophotométrie :

- les aberrations optiques liées à la diffusion, la réflexion et la diffraction de la lumière peuvent fausser la mesure ;
- les phénomènes de fluorescence ;
- la densité du soluté.

Les hautes concentrations provoquent de fortes réfractions. Généralement, ce phénomène peut être évité en travaillant avec des concentrations inférieures à  $0,01 \text{ mol}\cdot\text{L}^{-1}$ .

### 2.3.3.2.2 Méthode de comptage

Le comptage ou numération cellulaire d'un milieu liquide consiste à déterminer le nombre de cellules contenu dans ce milieu. Le comptage se fait à partir d'un échantillon (volume précis). Puis le nombre obtenu est extrapolé au volume total pour estimer la concentration. La numération cellulaire peut se faire soit par un comptage manuel au microscope, soit par un comptage automatisé avec des équipements dédiés. Le microscope optique standard est suffisant pour compter les cellules dans des échantillons pré-concentrés ou pour des échantillons denses [104].

#### ✓ Comptage au microscope standard

Pour ce comptage, on utilise une lame porte objet (hématimètre), généralement en verre épais, dans laquelle est creusée une chambre de comptage de volume connu et comportant un quadrillage. Les cellules de numération de Malassez, Nageotte ou Neubauer sont les plus utilisées en raison de leur grand volume (25 carrés pour un volume de  $10^{-5}$  ml pour la lame de Malassez). Plusieurs comptages sont effectués sur différentes lames, la moyenne et l'écart-type sont ensuite calculés pour déterminer la concentration en biomasse. Cette technique nécessite d'avoir des échantillons bien homogénéisés et dilués.

La concentration cellulaire (NC) en Cell/mL est obtenue suivant l'équation (2.13) :

$$NC = \frac{\text{Nombre de cellules comptées}}{\text{Nombres de carrés pris en compte} \times 10^{-5}} \quad (2.13)$$

#### ✓ Utilisation de la fluorescence

La fluorescence est une émission lumineuse qui résulte de l'excitation des électrons d'une molécule ou d'un atome d'un matériau qui absorbe des photons d'une longueur d'onde bien précise. En effet, une molécule fluorescente (fluorophore) peut absorber l'énergie lumineuse (lumière d'excitation) et la restituer sous forme de lumière (lumière d'émission ou de fluorescence).

La lumière de fluorescence est concentrée sur un filtre ou un monochromateur placé à un angle de  $90^\circ$  par rapport à la lumière d'excitation (le signal de fluorescence est maximal dans cette direction). La lumière est ensuite captée par un détecteur (figure 2.15).

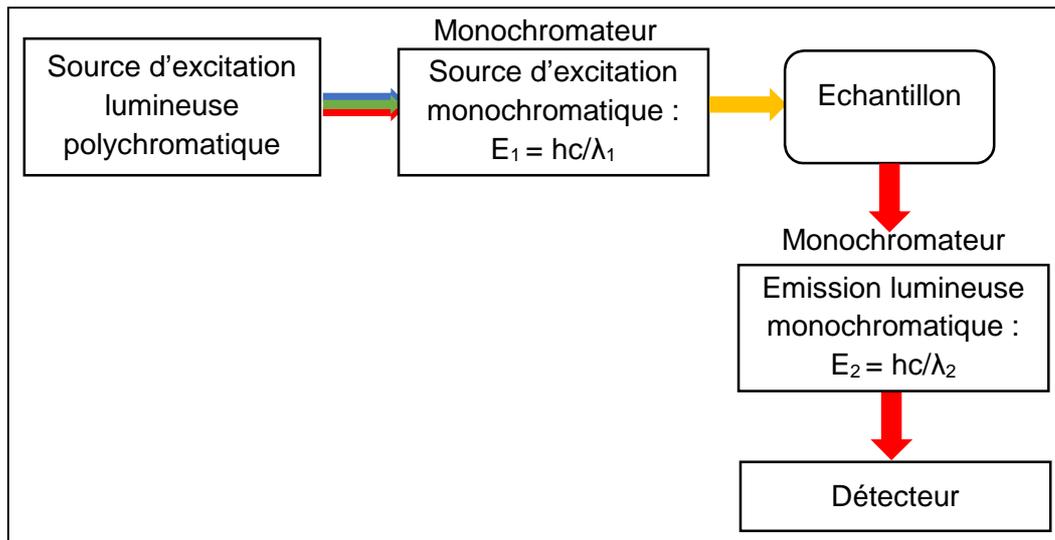


Figure 2.15 : Principe de la spectroscopie de fluorescence [105]

La microscopie de fluorescence ou à épifluorescence est une méthode efficace pour améliorer la détection et l'identification dans les échantillons de faible densité algale ( $10^2$  à  $10^4$  cell·L<sup>-1</sup>). L'auto-fluorescence de la Chl-a et de la PC peut être facilement détectée par épifluorescence. Cette méthode est bien adaptée pour détecter et compter les petites cyanobactéries (picocyanobactéries). Excitées avec la lumière jaune-vert (520-560 nm), les cyanobactéries contenant une certaine quantité de PC apparaissent en rouge et, s'il s'agit de la PE, celles-ci apparaissent en orange [106]. La figure 2.16 montre des fluorescences de picocyanobactéries [101].

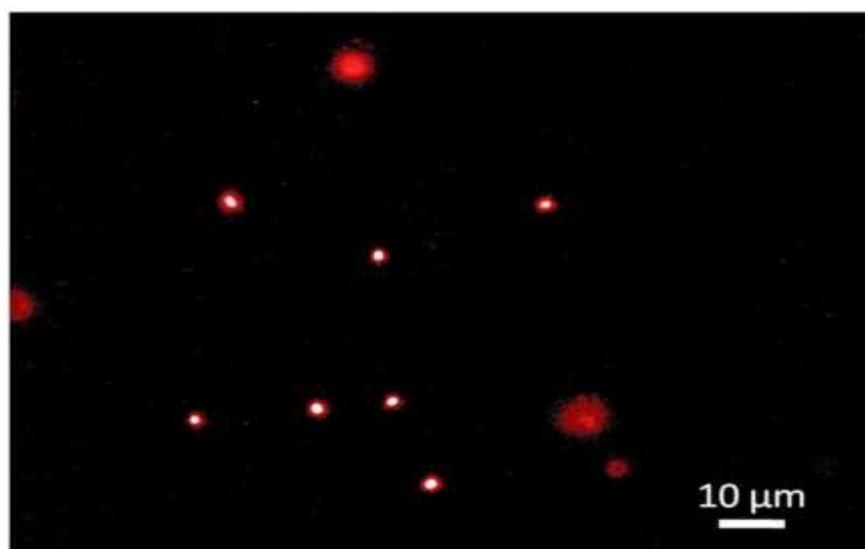


Figure 2.16 : Fluorescence rouge émise par les picocyanobactéries exposées à une lumière jaune-vert (520-560 nm) [100]

### ✓ Comptage des cellules par cytométrie en flux

La cytométrie en flux (CMF) est une technique de comptage et de caractérisation de particules [107]. Pour ce faire, les particules, molécules ou cellules, sont canalisées et défilent à grande vitesse devant un faisceau laser. La figure 2.17 en donne un principe simplifié.

Les cellules sont amenées au centre de la buse de mesure et alignées les unes derrière les autres (au moyen du système de centrage hydrodynamique de l'échantillon) afin d'être excitées par un faisceau lumineux. Puis les signaux optiques sont convertis en signaux numériques pour être analysés par un ordinateur. L'analyse de ces signaux permet ainsi de caractériser et dénombrer les particules.

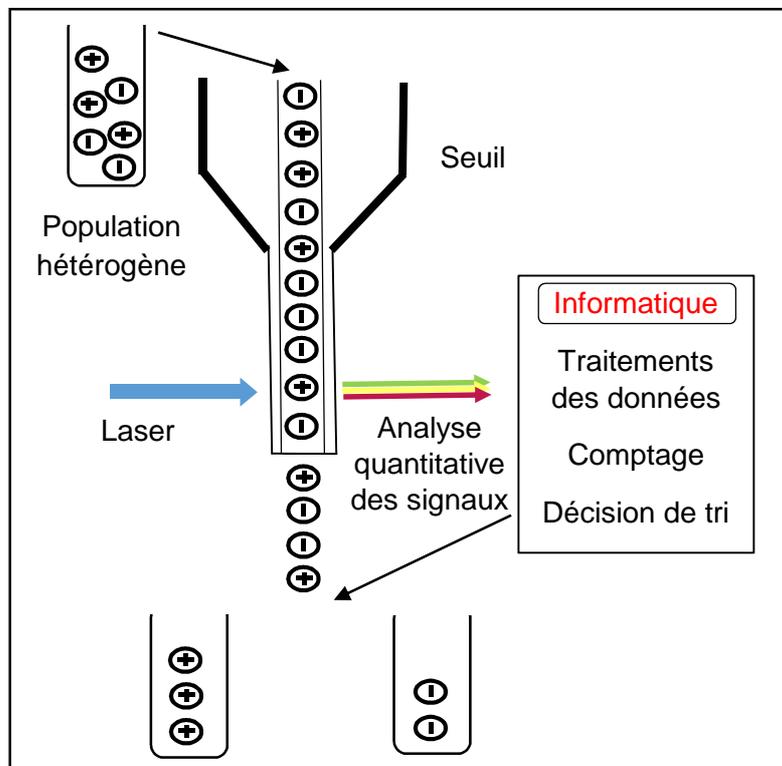


Figure 2.17 : Principe simplifié de la cytométrie en flux

### ✓ Comptage des cellules par granulométrie laser

La granulométrie est l'étude de la distribution de la taille des particules présentes au sein d'échantillons secs ou liquides. La granulométrie utilise le principe de diffraction et de diffusion d'un faisceau laser frappant une particule. Les particules présentes sur le trajet du faisceau de rayons laser diffractent les rayons lumineux selon des angles qui sont fonction du diamètre de ces particules. Une lentille convergente

forme l'image du faisceau diffracté en forme d'anneaux sur un détecteur situé dans le plan focal (figure 2.18). L'image de diffraction obtenue est exploitée en utilisant un modèle optique et une procédure mathématique appropriés (théorie de Mie ou théorie de Fraunhofer) pour déterminer la taille des particules.

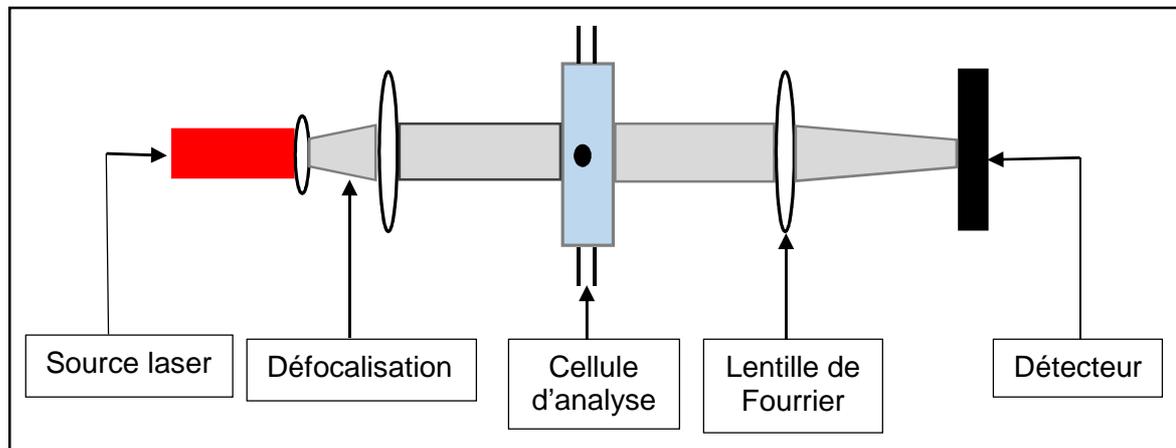


Figure 2.18 : Principe de fonctionnement de la granulométrie laser [108]

### 2.3.3.2.3 La réflectance

- **Principe**

Lorsqu'on éclaire une surface quelconque, celle-ci réfléchit la lumière incidente en totalité ou en partie, en raison de divers phénomènes optiques. Ces différents phénomènes induisent des modifications de l'onde lumineuse depuis son incidence sur la surface, et en particulier sur sa polarisation et/ou son intensité. Le rapport des intensités lumineuses réfléchie  $I_r$  et incidente  $I_i$  définit la réflectance du matériau. L'expression de la réflectance en fonction de la longueur d'onde ou spectre de réflectance est donnée par l'équation 2.14 :

$$R(\lambda) = \frac{I_r}{I_i} \quad (2.14)$$

Ce spectre montre les bandes d'absorption du matériau en fonction des longueurs d'ondes. La position et l'amplitude de ces bandes sont caractéristiques de la composition du matériau. On distingue deux types de réflexion : la réflexion spéculaire et la réflexion diffuse.

## 1. La réflexion spéculaire

Dans la réflexion spéculaire, le signal réfléchi est le fait de la surface. Ce type de réflexion ne peut donc avoir lieu qu'avec certains matériaux présentant des surfaces lisses. Dans le cas d'un miroir lisse parfait (ou surface de Fresnel) où le matériau ne subit que la réflexion spéculaire, les lois de Snell-Descartes sont applicables. Dans la réalité, l'essentiel de la lumière est réfléchi dans la direction théorique définie par les lois de Snell-Descartes et une partie de la lumière est réfléchie à l'intérieur d'un cône centré sur cette direction (figure 2.19) [104].

## 2. La réflexion diffuse

Si un faisceau lumineux entre dans un milieu hétérogène, les rayons réfléchis repartent dans toutes les directions de façon aléatoire; on dit qu'il est diffusé. La réflexion diffuse est donc la diffusion dans le plan incident (figure 2.19). Les rayons incidents pénètrent dans le milieu et sont réémis dans le plan incident de manière non cohérente (l'onde incidente subit des déphasages).

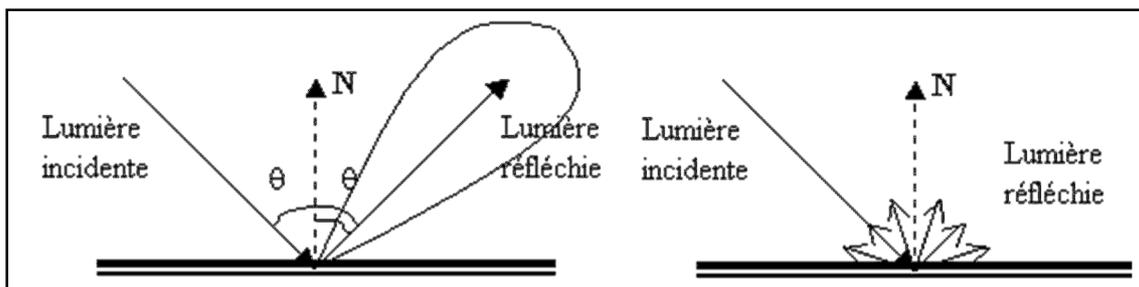


Figure 2.19 : Réflexions spéculaire et diffuse [103]

La mesure de la réflectance diffuse se fait essentiellement à partir de deux éléments : une source de lumière qui éclaire l'échantillon et un détecteur optique. Le détecteur peut être constitué d'une photodiode et/ou d'un spectromètre (figure 2.20). Dans les milieux absorbants et diffusants tels que les tissus biologiques, la quantité de photons qui en sort dépend des paramètres optiques du milieu. Les signatures spectrales ainsi obtenues permettent de détecter des changements métaboliques et/ou structuraux de la zone sondée.

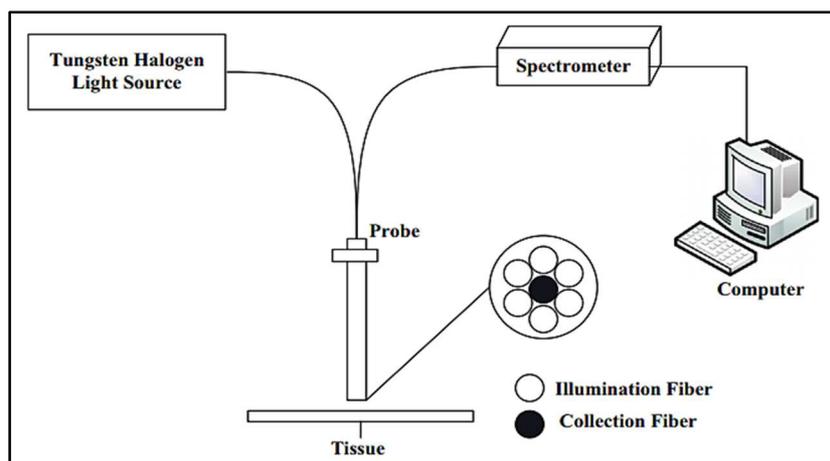


Figure 2.20 : Exemple typique de mesure de la réflectance diffuse [110]

- **Détection de cyanobactéries par la spectroscopie de réflectance**

Avec le développement des images et de la détection par satellite, la formulation d'indices spectraux en télédétection permet l'étude globale de la qualité des eaux et la détection des cyanobactéries. La détection des cyanobactéries repose sur la présence de Chl ou de PC dans un milieu donné. On peut citer l'indice de Simis qui permet de déterminer la concentration de PC dans les eaux de surface (lacs, bassins, retenues,...). Cet indice caractérise la PC en utilisant un rapport entre deux bandes spectrales (620 nm et 665 nm) [111]. En plus de la détection de la Chl-a, il est nécessaire de prendre en compte la phycobiline telle que la PC. En effet, la Chl-a est présente dans presque tous les phytoplanctons. Il a été démontré également que la réflectance spectrale est capable de détecter la présence de phycocyanine [112], [114].

Dans leurs travaux publiés en 2009 sur les propriétés optiques de la microalgue *Nannochloropsis oculata*, Gitelson et al [115] ont établi une corrélation entre la biomasse sèche et les indices suivants (équations 2.15 et 2.16) :

$$NDVI = \frac{R_{NIR} - R_{red}}{R_{NIR} + R_{red}} \quad (2.15)$$

$$RVI = \frac{R_{NIR}}{R_{red}} \quad (2.16)$$

où  $R_{NIR}$  est la réflectance entre 750 et 800 nm et  $R_{red}$  la réflectance entre 670 et 680 nm. Le premier indice, l'indice de végétation à différence normalisée (NDVI) est fréquemment utilisé pour estimer le taux de chlorophylle dans les feuilles. En effet, il est moins sensible à la variation de l'éclairement solaire car normalisé. Cependant, cet

indice est sensible aux interférences ou à l'angle solaire [116]. Le second, l'indice de végétation par quotient (RVI), est plus sensible à la variation de l'éclairement solaire. La spiruline présente un spectre de réflectance semblable à celui de la Chl-a. Ce spectre comporte un creux autour de 620 nm à cause de l'absorption de la PC à cette longueur d'onde. Dans le proche infrarouge (700 à 900 nm), le spectre présente deux pics, l'un autour de 750 nm et l'autre à 830 nm, qui varient en fonction de la teneur en Chl ou de la concentration en biomasse [117].

La spectrophotométrie est la méthode que nous avons utilisée pour estimer la biomasse de la spiruline. Nous avons par la suite comparé les résultats de nos méthodes mises en œuvre avec ceux de la spectrophotométrie.

## **Conclusion**

La spiruline présente de véritables qualités nutritionnelles. Elle peut se cultiver localement surtout dans les régions tropicales (généralement sous-développées) qui présentent des conditions de culture favorables. Cette filière peut également générer des emplois.

L'éclairage a une place de choix dans la production optimale de la spiruline. A ce niveau, comparativement aux autres longueurs d'onde, la lumière rouge notamment la longueur d'onde 660 nm favorise une bonne croissance de la spiruline.

Le choix du mode de culture d'une microalgue dépend du comportement de la lignée cellulaire (homogénéité des cellules après plusieurs divisions), de la productivité envisagée, des contraintes techniques et économiques. En termes de production de biomasse plus élevée, nous avons le mode continu ou mode flow, le mode fed batch et le mode batch. Cependant, nous avons des contraintes techniques et économiques plus élevés dans les mêmes ordres. Le mode batch, plus simple, est mis en œuvre en premier car il permet d'étudier la vitesse de croissance de la microalgue. Le mode fed batch permet de maintenir la concentration en substrat et de prolonger la phase de production des cellules. Cependant, le risque de contamination par des organismes étrangers est plus élevé car il n'y a pas de soutirage du milieu de culture. Le mode continu, quant à lui, permet de maintenir les concentrations en substrats et cellules et permet également l'étude des phénomènes de transformation de cellules lors de leur croissance.

En milieu contrôlé, les méthodes de spectrophotométrie et de comptage des cellules au microscope sont utilisées pour suivre la croissance de la spiruline. La spectrophotométrie, plus coûteuse, a l'avantage d'être moins fastidieuse et d'être insérée dans la chaîne de production pour suivre la croissance des microorganismes en temps réel. Cependant, cette méthode nécessite des moyens techniques pour obtenir un écoulement laminaire de la culture, ainsi qu'une culture suffisamment diluée, voire non agitée, pour valider les mesures. La mesure du poids de la matière sèche, plus rudimentaire et moins coûteuse, est utilisée généralement dans les systèmes ouverts et les fermes.

Dans le chapitre qui suit nous présentons les travaux réalisés sur l'optimisation des spectres pour l'éclairage des plantes (photosynthèse) à base de LEDs.

# Chapitre 3

---

**Modélisation du spectre optimal pour l'éclairage horticole avec des diodes électroluminescentes basée sur l'efficacité quantique relative**

---



## Introduction

L'éclairage, clé du processus de la photosynthèse, est le paramètre le plus important pour la croissance des plantes en serre. Parmi les sources d'éclairage utilisées, la LED présente de nombreux avantages : haute efficacité énergétique, longue durée de vie, basse tension, robustesse, petite taille... Ainsi, elle semble être l'une des meilleures candidates pour la croissance des plantes par rapport aux sources classiques telles que les lampes à incandescences, les lampes à haute pression de sodium ou fluorescentes. L'un des principaux avantages des LEDs dans le cadre de notre étude, avec bien sûr l'efficacité énergétique, est leur nature quasi monochromatique. Associée à une large gamme de longueur d'onde et une gradation simple (ajustement facile de l'intensité), cet atout permet de composer une enveloppe spectrale idéale adaptée à la croissance des plantes. Ainsi, afin d'optimiser la photosynthèse et l'efficacité énergétique, nous avons simulé, à l'aide de plusieurs LEDs, le spectre optimal pour une application d'éclairage horticole en milieu contrôlé.

Dans ce chapitre, avec les outils d'optimisation du logiciel MATLAB, nous présentons des modèles numériques de spectre. Ces modèles de simulation ont été obtenus avec un panel de LEDs en fonction de la courbe d'efficacité relative (RQE) notamment avec des fonctions gaussiennes et Pearson VII. Dans une deuxième étape, du fait de la limitation de la bande passante des capteurs de mesure du rayonnement photosynthétiquement actif (PAR), nous avons optimisé le spectre sur la gamme 400-700 nm. Nous proposons également une approche pour évaluer l'efficacité photosynthétique et l'efficacité photosynthétique relative d'une LED comme source d'éclairage pour la croissance des plantes.

### 3.1 Matériel et méthodes

#### 3.1.1 Optimisation des spectres des LEDs

##### 3.1.1.1 Optimisation avec des modèles théoriques

Il existe plusieurs modèles pour décrire le spectre des LEDs (tableau 3.1).

Tableau 3.1 : Modèles de fonctions pour la description des spectres des LEDs [118]

Ord.	Name	Number of Parameters	Function $f(\lambda)$
1	Gaussian	3	$f(\lambda) = Ae^{-\left(\frac{\lambda-C}{W}\right)^2}$
2	Split Gaussian	4	$f(\lambda) = Ae^{-\left(\frac{\lambda-C}{W}\right)^2}$ with $W = W_1$ , for $\lambda < C$ and $W = W_2$ otherwise
3	Sum of Gaussian	6	$f(\lambda) = A_1e^{-\left(\frac{\lambda-C_1}{W_1}\right)^2} + A_2e^{-\left(\frac{\lambda-C_2}{W_2}\right)^2}$
4	Second Order Lorentz	3	$f(\lambda) = \frac{A}{\left(1+\left(\frac{\lambda-C}{W}\right)^2\right)^2}$
5	Logistic Power Peak	4	$f(\lambda) = \frac{A}{S} \left(1 + e^{\frac{\lambda-C+W \ln(S)}{W}}\right)^{\frac{-S-1}{S}} \left\{ e^{\frac{\lambda-C+W \ln(S)}{W}} \right\} (S+1)^{\frac{S+1}{S}}$
6	Asymmetric Logistic Peak	4	$f(\lambda) = A \left(1 + e^{\frac{\lambda-C+W \ln(S)}{W}}\right)^{-S-1} \left\{ e^{\frac{\lambda-C+W \ln(S)}{W}} \right\} S^{-S}(S+1)^{S+1}$
7	Pearson VII	4	$f(\lambda) = \frac{A}{\left(1+\left(\frac{\lambda-C}{W}\right)^2\left(2^{\frac{1}{S}}-1\right)\right)^S}$
8	Split Pearson VII	6	$f(\lambda) = \frac{A}{\left(1+\left(\frac{\lambda-C}{W}\right)^2\left(2^{\frac{1}{S}}-1\right)\right)^S}$ with $W = W_1, S = S_1$ for $\lambda < C$ , otherwise $W = W_2, S = S_2$
9	Asymmetric double sigmoidal	5	$f(\lambda) = \frac{A}{1+e^{-\frac{\lambda-C+\frac{W}{2}}{S_1}}} \left(1 - \frac{1}{1+e^{-\frac{\lambda-C+\frac{W}{2}}{S_2}}}\right)$
10	Piecewise third order polynomial (Spline)	4n	Piecewise: $f(\lambda) = a_3x^3 + a_2x^2 + a_1x^1 + a_0$ , piecewise defined for $n$ ranges $x_{k-1} \leq x < x_k, k = 1, \dots, n$

Nous avons choisi de décomposer la courbe RQE avec des fonctions Gaussiennes et des fonctions de Pearson VII. Les simulations ont été réalisées avec les fonctions d'optimisation du logiciel Matlab (algorithme *Trust-Region*). Les modèles des spectres sont donnés par les équations (3.1) et (3.2) qui représentent respectivement les modèles Gaussien et Pearson VII :

$$I(\lambda_p, \lambda_{FWHM}, \lambda) = I_0 \cdot e^{-\left(\frac{\lambda-\lambda_p}{\lambda_{FWHM}}\right)^2} \quad (3.1)$$

où  $0 < I_0 < 1$ ,  $320 < \lambda_p < 780$  et  $15 < \lambda_{FWHM} < 25$

$$I(\lambda_p, \lambda_{FWHM}, \lambda) = \frac{I_0}{\left(1+\left(\frac{\lambda-\lambda_p}{\lambda_{FWHM}}\right)^2\left(2^{1/S}-1\right)\right)^S} \quad \text{avec } S > 1 \quad (3.2)$$

Les spectres des LEDs dépendent du pic d'amplitude  $I_0$ , de la longueur d'onde centrale  $\lambda_p$  (nm), et de la largeur spectrale à mi-hauteur  $\lambda_{FWHM}$  (nm),  $S$  est un facteur dépendant de la température et du courant. Les valeurs de la longueur d'onde centrale sont comprises entre 320 et 780 nm car la courbe RQE s'étend sur cette bande spectrale. Les résultats obtenus sur la variation de la largeur spectrale à mi-hauteur en fonction de l'intensité du courant de quelques LEDs (figure 3.7) et des données de datasheets sur les LEDs justifient le choix de  $\lambda_{FWHM}$  entre 15 et 25 nm. Il faut noter que ce paramètre dépend également de la température. Les autres paramètres de l'équation (3.2) sont identiques à l'équation (3.1). La représentation gaussienne est le modèle le plus simple alors que la représentation en fonction Pearson VII correspond à l'un des modèles les plus précis.

### 3.1.1.2 Recomposition de la courbe PAR avec des LEDs réelles

Pour recomposer la courbe PAR (courbe RQE entre 400 et 700 nm), nous avons utilisé douze LEDs avec des longueurs d'onde comprises entre 400 nm et 700 nm. Les longueurs d'ondes utilisées sont les suivantes : 405 nm, 420 nm, 430 nm, 445 nm, 460 nm, 475 nm, 490 nm, 505 nm, 545 nm, 660 nm, 680 nm et blanc chaud (2700K). La figure 3.1 montre les spectres de ces LEDs. Le choix de ces LEDs s'est effectué en sélectionnant, parmi un éventail de LEDs commerciales grand public, des longueurs d'onde réparties sur l'ensemble du spectre visible. Les LEDs dont l'amplitude du pic est inférieure à 0,1 sont éliminées suivant l'équation (3.3) :

$$PAR(\lambda) = \sum_i I_{0i} \cdot S_i(\lambda) \quad \text{avec } 0,1 < I_{0i} \leq 1 \quad (3.3)$$

Où  $PAR(\lambda)$  est la courbe RQE dans la bande de spectre 400 à 700 nm et  $S_i(\lambda)$  est l'intensité rayonnante relative des LEDs.

Les valeurs des coordonnées des spectres de ces LEDs ont été obtenues suivant la méthode mentionnée dans le chapitre 1 précisément à la section 1.4.4.2.

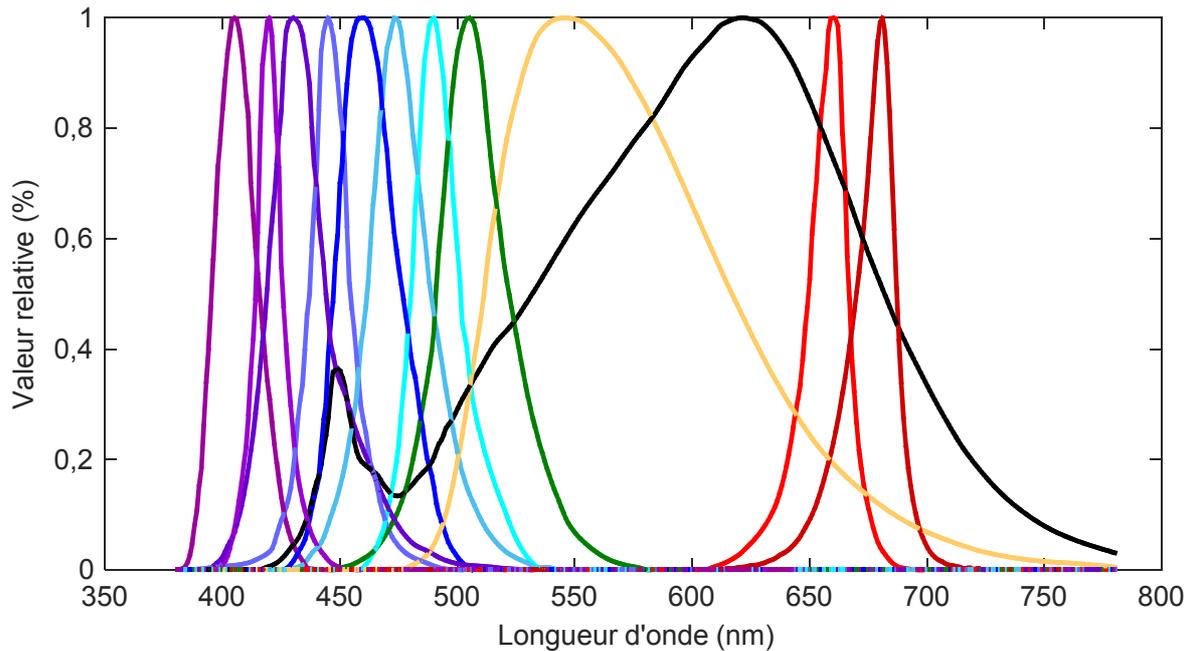


Figure 3.1 : Spectres des douze LEDs utilisées pour la simulation de la courbe PAR

### 3.1.2 Mesure des spectres et des valeurs des PPFD des LEDs

La figure 3.2 présente le dispositif de mesure des spectres et des valeurs des PPFD des LEDs. Il comprend une sphère d'intégration (LMS-100, diamètre 25 cm), un spectroradiomètre (Specbos 1201), un générateur de courant (Keithley 2602A), un ordinateur et un logiciel de test et d'affichage. La LED de puissance est montée sur un dissipateur thermique. La sphère d'intégration permet d'intégrer spatialement le flux radiatif. Le spectroradiomètre Specbos a été utilisé pour mesurer la distribution spectrale et la valeur des PPFD des LEDs. Le sourcemètre Keithley 2602A permet de fournir des courants précis et stables pour l'alimentation des LEDs.

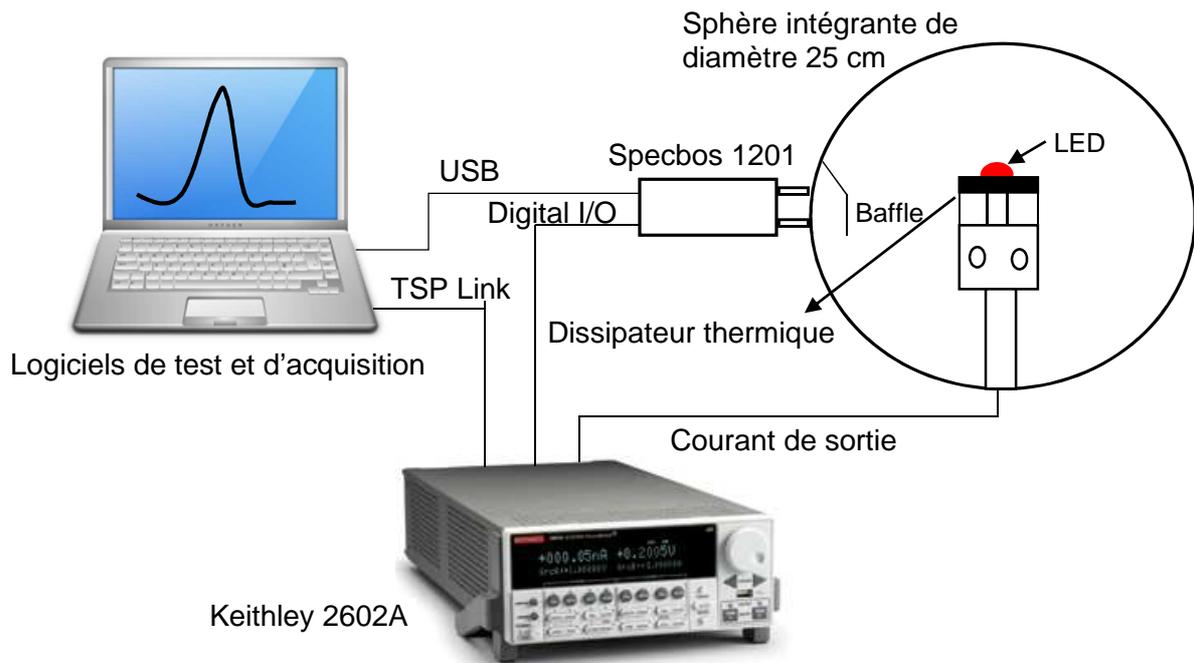


Figure 3.2 : Dispositif de mesure des spectres et des PPFD des LEDs

La figure ci-dessous présente les photos de la sphère d'intégration LMS-100 et du spectroradiomètre specbos 1201.

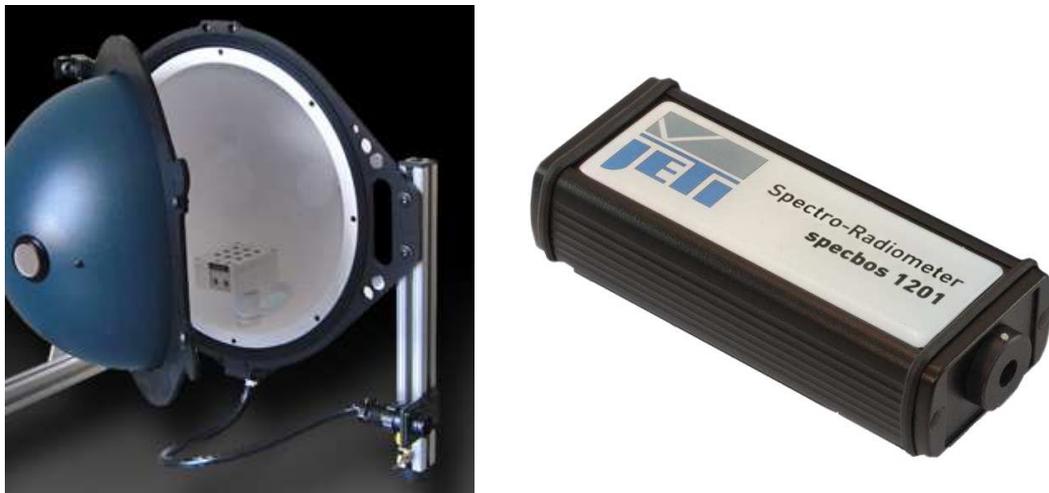


Figure 3.3 : Photos de la sphère d'intégration LMS-100 et du spectroradiomètre Specbos 1201

Deux logiciels ont été utilisés : le JETI LiVal (figure 3.4) pour le spectroradiomètre specbos et un logiciel développé au Laplace par Leng SOVANNARITH pour le sourcemètre Keithley (figure 3.5).

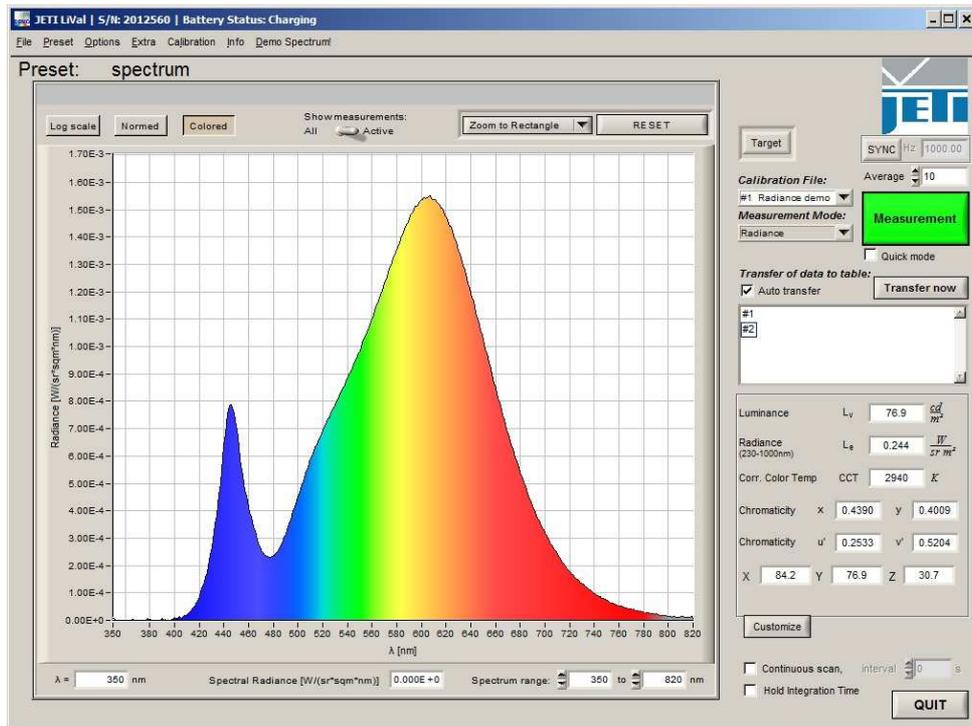


Figure 3.4 : Interface du logiciel JETI LiVal

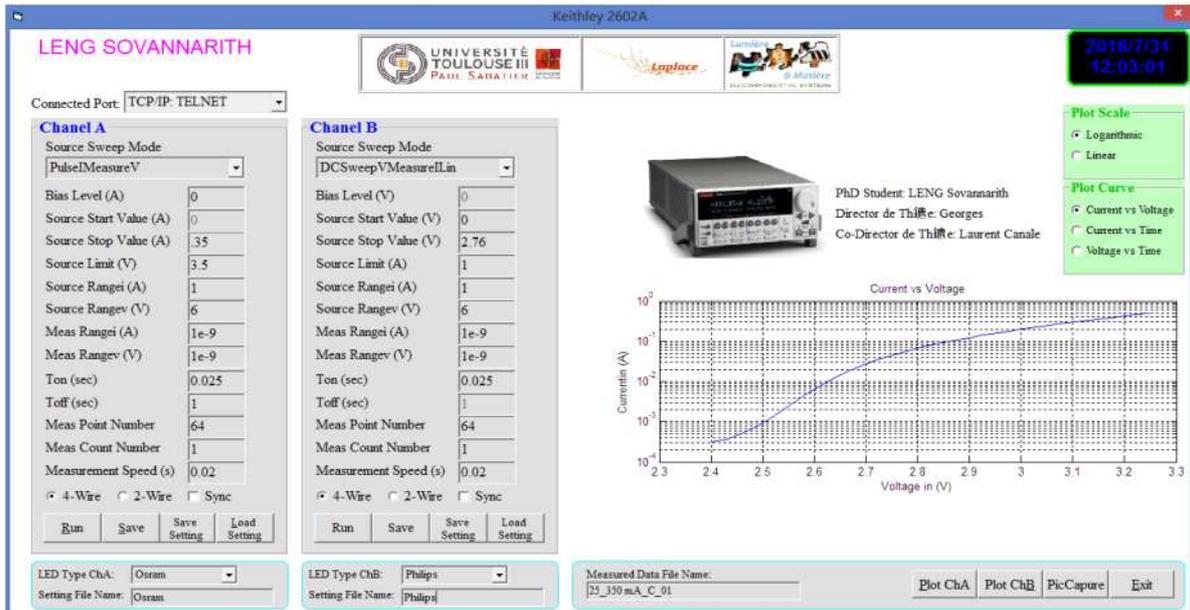


Figure 3.5 : Logiciel pour Keithley 2602A (Développé par S. Leng)

Ce système nous a permis d'étudier également les variations de la largeur spectrale à mi-hauteur de cinq LEDs : bleue (465 nm), verte (528 nm), ambré (625 nm), rouge (665 nm) et blanche froide (6500K). Par ailleurs, nous avons étudié la variation de la valeur du PPFD de la LED (660 nm) en fonction du courant. Pour nos travaux sur la spiruline, cette longueur d'onde a été utilisée pour l'éclairage.

### 3.1.3 Méthode de calcul de l'efficacité de l'éclairage

L'efficacité photosynthétique d'une source lumineuse est mesurée par la biomasse produite, la quantité de dioxyde de carbone absorbée ou la quantité de dioxygène émise par la plante. Dans notre approche, l'efficacité de l'éclairage est basée sur la courbe RQE en considérant que le spectre émis par notre source sera photosynthétiquement efficace si elle s'approche de la courbe RQE.

- L'efficacité photosynthétique ( $\eta_p$ ) peut être estimée par l'équation suivante :

$$\eta_p = \frac{K \int_{320}^{780} E_{e,\lambda} \cdot P(\lambda)}{P_e} \quad (3.4)$$

où  $K$ ,  $E_{e,\lambda}$  et  $P_e$  sont respectivement une constante, la puissance spectrale de la source lumineuse en  $W \cdot m^{-2} \cdot nm^{-1}$  et la puissance électrique (W) sur l'ensemble de la bande spectrale couverte par les LEDs (320-780 nm). Dans notre cas, nous avons utilisé  $K = 1$  car il s'agit de comparer l'influence de la longueur d'onde sur  $\eta_p$ .

- L'efficacité relative ( $\eta_r$ ) est définie comme le rapport du flux radiant réel de la LED vis-à-vis d'un flux d'une source idéale mais théorique dont le spectre d'émission correspond à la courbe RQE

$$\eta_r = \frac{\int_{320}^{780} E_{e,\lambda} \cdot P(\lambda)}{\int_{320}^{780} P(\lambda)^2} \quad (3.5)$$

Nous avons calculé l'efficacité photosynthétique et l'efficacité relative à la même densité de flux de photons photosynthétiques ( $PPFD = 30 \mu mol \cdot m^{-2} \cdot s^{-1}$ ) des cinq LEDs mentionnées plus haut. A cette valeur de PPFD, nous mesurons l'intensité du courant à travers la LED afin de calculer la puissance électrique de la LED avec cette intensité. Par ailleurs, la courbe RQE étant normalisée, nous travaillons donc avec des spectres de LEDs normalisés (figure 3.6).

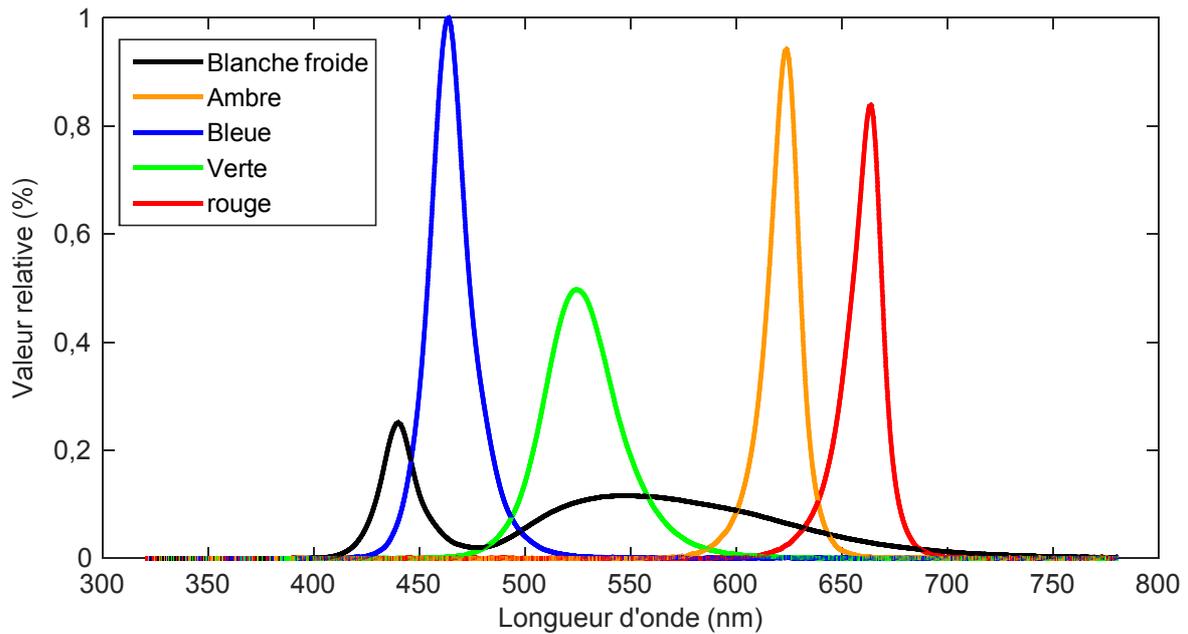


Figure 3.6 : Spectres normalisés à  $PPFD = 30 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  des cinq LEDs

## 3.2 Résultats et discussions

### 3.2.1 Variation de la largeur spectrale à mi-hauteur en fonction de l'intensité du courant électrique

Pour les différentes couleurs de LEDs, les valeurs de la largeur spectrale à mi-hauteur augmentent avec l'intensité du courant électrique (figure 3.7). La LED verte présente les valeurs de largeur spectrale à mi-hauteur les plus élevées (entre 30 et 40 nm). Les LEDs bleue et blanche (6500K) ont des valeurs de largeur spectrale à mi-hauteur comprises entre 18 et 20 nm. Les LEDs ambre et rouge ont de faibles valeurs de largeur à mi-hauteur et elles sont comprises respectivement entre 14 et 18 nm et entre 15 et 22 nm. Les valeurs de la largeur à mi-hauteur dépendent donc du type de LED (donc du type de matériau semiconducteur).

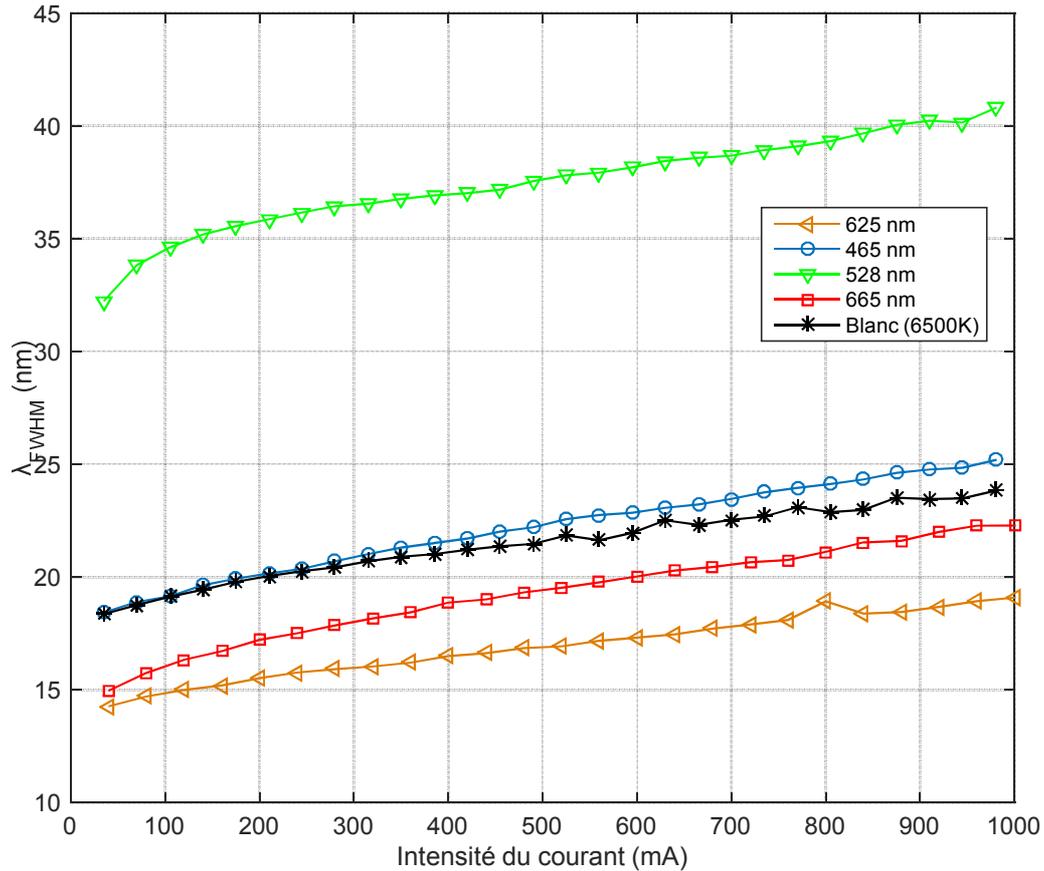


Figure 3.7 : Variation des largeurs spectrales à mi-hauteur de différents types de LED en fonction de l'intensité du courant électrique

### 3.2.2 Variation du PPFD de la LED 660 nm en fonction de l'intensité du courant électrique

La figure 3.8 montre l'évolution des valeurs des PPFD de la LED 660 nm en fonction de l'intensité du courant électrique. Le PPFD varie linéairement en fonction du courant. Ce résultat nous a permis de fixer les valeurs des PPFD des lampes à LED pour l'éclairage des cultures de spiruline à l'aide d'un potentiomètre.

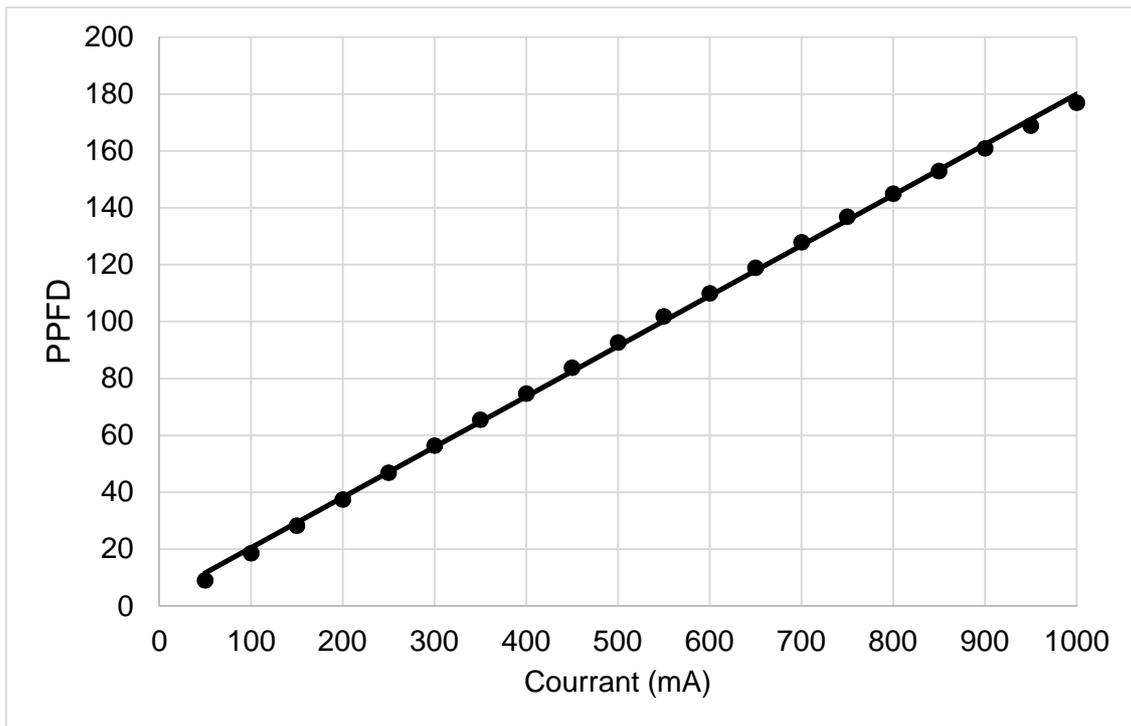


Figure 3.8 : Variation des valeurs de PPFD de la LED 660 nm en fonction de l'intensité du courant électrique

### 3.2.3 Ajustement de la courbe RQE avec les fonctions Gaussiennes et de Pearson VII

L'étude menée a consisté à reproduire une enveloppe spectrale identique au spectre RQE avec un panel de LEDs afin d'optimiser la photosynthèse en réduisant les pertes énergétiques. Dans cette optique, on peut considérer que l'écart à la courbe RQE constitue une « perte » soit en énergie, soit en déficit photosynthétique. Néanmoins, l'application finale de cette étude consiste à développer à grande échelle des sources d'éclairage optimisées pour la photosynthèse. Dans un contexte industriel ou commercial, la réduction du nombre de LED de natures différentes permet de réduire les coûts de production, d'améliorer la fiabilité et de présenter un résultat d'analyse techniquement crédible et réalisable. L'ajustement optimal du nombre de termes (correspondant au nombre de LEDs différentes utilisées) correspond au nombre de LEDs minimal obtenu pour un écart à la courbe RQE négligeable compte tenu de l'application visée.

L'ajustement de la courbe RQE par des fonctions Gaussiennes donne de meilleurs résultats à partir de sept termes (nombre de LEDs). A sept termes, les coefficients de détermination ( $R^2$ ) sont supérieurs à 0,92 et l'erreur quadratique moyenne (RMSE) est

inférieure à 8,7 %. Concernant le modèle Pearson VII, les résultats sont plus significatifs. En effet, lorsque le nombre de termes de fonction de Pearson VII est supérieur à cinq, les valeurs des coefficients de corrélation ( $R^2$ ) sont supérieures à 0,91 et celles des RMSE sont inférieures à 9,6 %. Il convient de noter que dans les deux cas, le RMSE augmente ou diminue à partir d'un certain nombre de termes. Pour le modèle Gaussien, ce nombre est égal à 10 alors que pour le modèle de Pearson VII, il est égal à 9. Les figures 3.9 et 3.10 donnent les erreurs d'ajustement de la courbe RQE en fonction du nombre de termes pour des modèles gaussien et Pearson VII, respectivement.

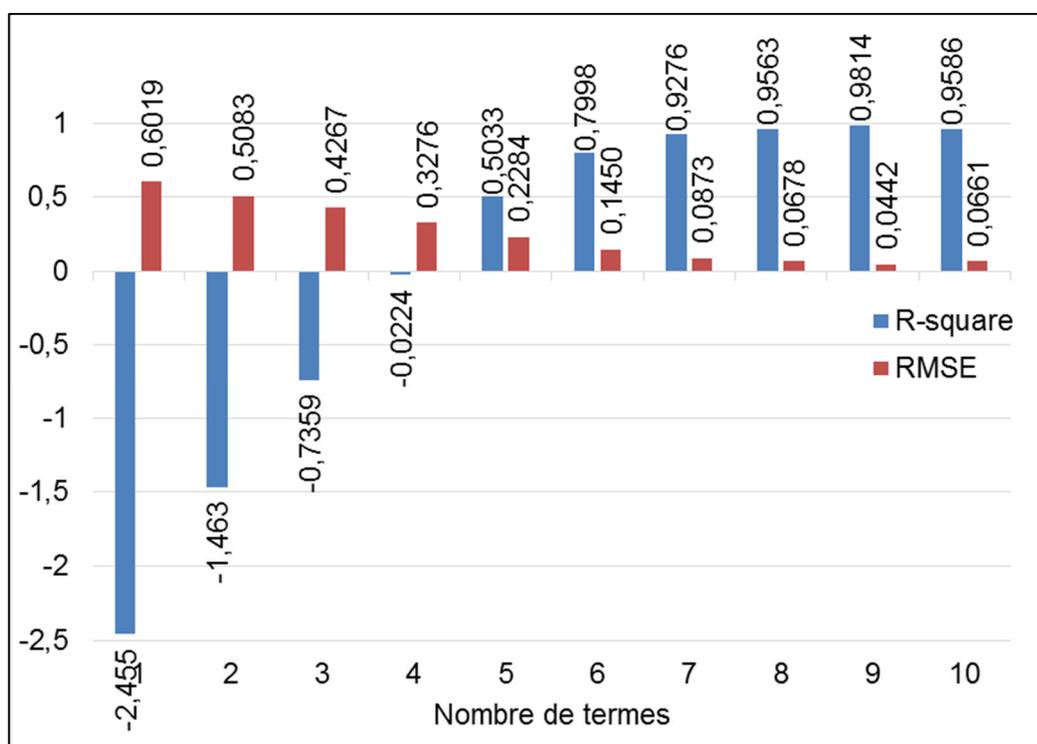


Figure 3.9 : Valeurs des  $R^2$  et RMSE pour les fonctions Gaussiennes

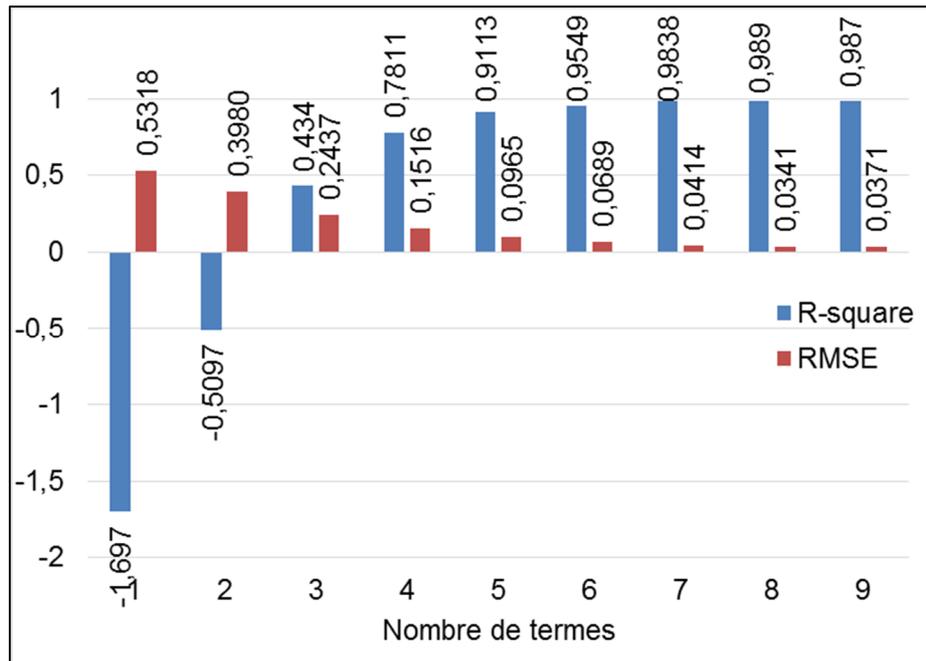


Figure 3.10 : Valeurs des  $R^2$  et RMSE pour les fonctions Pearson VII

Dans les deux modèles, les valeurs des  $\lambda_{FWHM}$  obtenues sont presque toutes égales à la limite supérieure ( $\lambda_{FWHM} = 25$  nm) imposée pour la simulation. Si cette valeur est acceptable dans certaines bandes spectrales (bleu, vert), ce n'est pas le cas pour d'autres comme le jaune et le rouge. Il est difficile, voire impossible, d'obtenir des LEDs dont les largeurs à mi-hauteur correspondent à 25 nm dans le commerce. Le tableau 3.2 présente les valeurs des longueurs d'onde des ajustements de la courbe RQE à partir de sept termes pour le modèle Gaussien et cinq termes pour le modèle Pearson VII.

Tableau 3.2 : Valeurs des longueurs d'ondes obtenues en ajustant la courbe RQE avec les modèles Gaussien et Pearson VII

Modèle	NT <sup>1</sup>	$\lambda_{p1}$	$\lambda_{p2}$	$\lambda_{p3}$	$\lambda_{p4}$	$\lambda_{p5}$	$\lambda_{p6}$	$\lambda_{p7}$	$\lambda_{p8}$	$\lambda_{p9}$
Gaussien	7	395,2	443,7	495,0	544,6	589,6	633,6	678,2		
	8	395,5	443,3	493,3	541,1	584,5	626,9	670,7	713,6	
	9	387,1	429,4	470,2	511,0	551,8	589,9	627,2	665,6	697,2
Pearson VII	5	415,9	484,2	554,9	610,9	667,4				
	6	411,7	470,3	532,3	580,3	624,5	672,1			
	7	404,2	452,7	505,7	553,7	593,1	630,6	673,7		
	8	402,1	447,4	494,6	531,3	562,1	595,7	631,6	673,8	

NT<sup>1</sup> : Nombre de termes.

Par ailleurs, les valeurs du paramètre S du modèle Pearson VII sont comprises entre 1 et 1,9 quel que soit le nombre de termes.

Les résultats du modèle Pearson VII avec huit fonctions, donnent cinq régions de longueur d'onde qui sont le pourpre, le bleu, le vert, l'ambre et le rouge avec des proportions relatives de 14,11 %, 22,03 %, 18,81 %, 13,61 % et 31,44 % respectivement. Les résultats de l'ajustement font ressortir certaines longueurs d'ondes dans le processus de photosynthèse des plantes comme 447,4 nm et 673,8 nm. En effet, les absorptions maximales de la lumière par les chlorophylles A et B ont lieu respectivement aux voisinages de 435 nm et 665 nm et de 465 nm et 640 nm. La distribution spectrale obtenue est donc conforme aux spectres d'absorption des chlorophylles. Ainsi, ce spectre convient aux besoins de nombreuses plantes à différents stades de croissance.

### 3.2.4 Validation du modèle numérique

Pour comparer les résultats obtenus avec des spectres de LEDs réelles, nous avons choisi des LEDs commerciales (tableau 3.3). Pour ce faire, nous avons identifié les longueurs d'onde les plus proches de celles fournies par la simulation de Pearson VII avec huit termes. C'est en effet le modèle et le nombre de termes qui donnent l'erreur la plus faible soit 3,41 %.

*Tableau 3.3 : Références des LEDs commerciales pour la validation du modèle numérique de spectre obtenu à partir de huit termes de Pearson VII*

Fabricant	Référence	$\lambda_p$ (nm)	$\lambda_{FWHM}$ (nm)	FL <sup>1</sup> ou FR <sup>2</sup>
Lumileds	LXML-PR01-0500	447	20	520 mW
Lumileds	LXM2-PL01-0000	595	80	110 lm
Lumileds	LXML-PE01-0080	500	30	83 lm
Lumileds	LXM2-PD01-0060	530	20	62 lm
Led Engin	LZ1-00UA00-00U7	400	-	800 mW
Thorlabs	LED670L	670	22	12 mW
OSRAM	LE RTDUW S2WP	632	18	90 lm
TOPLED RG	LPT776	562	22	40 mW

FL<sup>1</sup> : Flux Lumineux.

FR<sup>2</sup> : Flux Radiométrique.

Pour la simulation, nous choisissons une valeur du paramètre S (équation 3.2) entre 1 et 1,9 en raison des valeurs de S obtenues lors des simulations précédentes. La courbe RQE a été ajustée avec les LEDs commerciales avec un coefficient de corrélation  $R^2$  égal à 0,98 et une erreur RMSE de 4,59 %.

Le tableau 3.4 présente les valeurs des amplitudes de crête  $I_0$  de chaque LED.

*Tableau 3.4 : Valeurs des pics des huit LEDs commerciales et proportions relatives de l'influence d'un terme par rapport aux autres*

$\lambda_p$ (nm)	$I_0$	(%)
447	0,49	16,44
595	0,88	29,52
500	0,33	11,07
530	$9,328 \cdot 10^{-5}$	0,31
400	0,60	20,13
670	0,45	15,10
632	0,15	5,03
562	0,10	3,62

La figure suivante montre l'ajustement de la courbe RQE avec les huit LEDs commerciales.

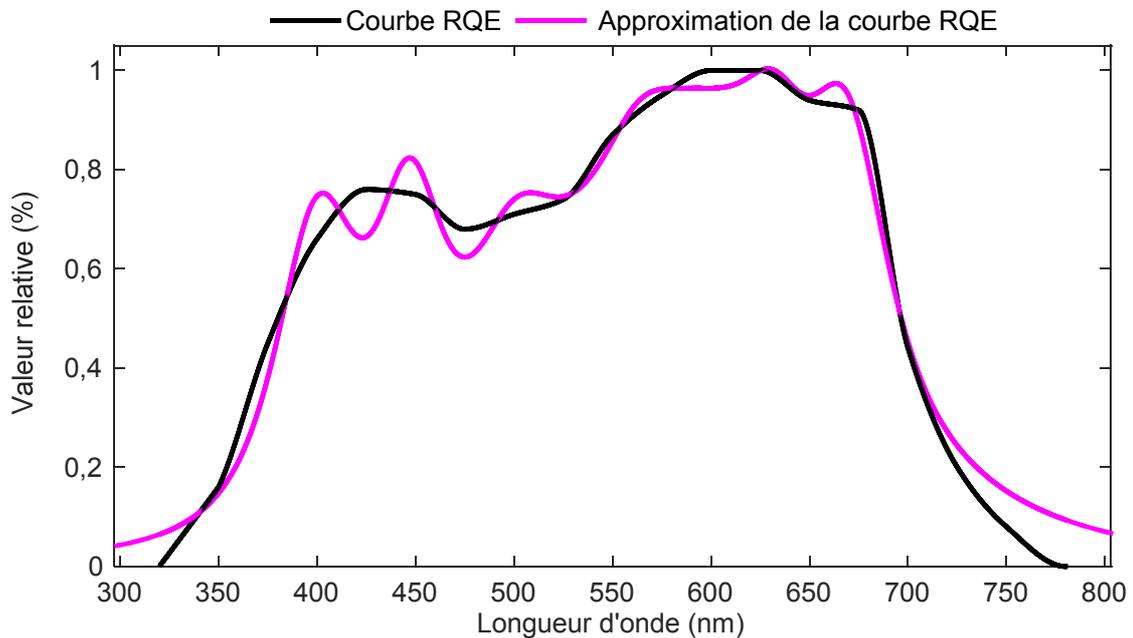
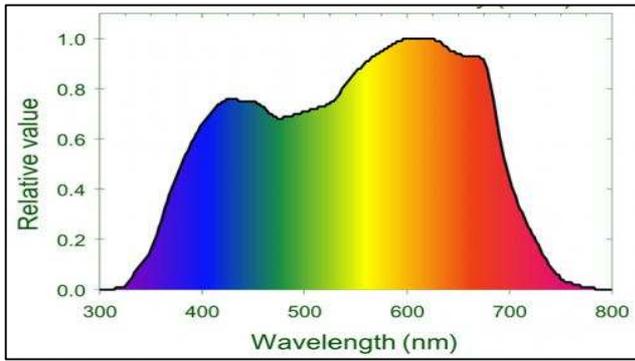


Figure 3.11 : Ajustement de la courbe RQE avec huit LEDs commerciales

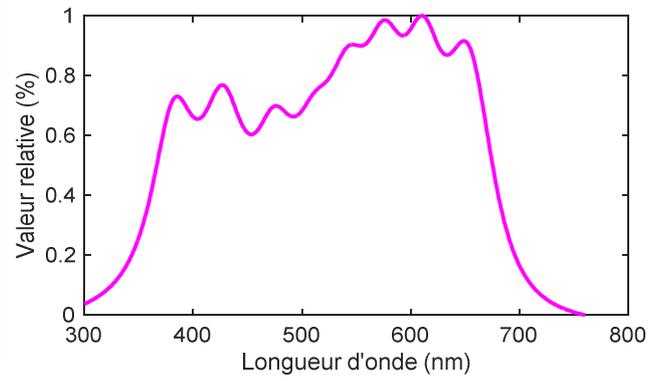
En pratique, ces résultats peuvent varier car les paramètres (longueur d'onde centrale, largeur spectrale à mi-hauteur) des LEDs dépendent de la température. La LED de longueur d'onde 530 nm a une influence relative de 0,31 % très faible. Cela est dû au recouvrement des longueurs d'onde à 595 nm et à 500 nm qui ont des largeurs à mi-hauteur élevées respectivement 80 nm et 30 nm. Etant donnée la faible contribution de la LED à 530 nm, celle-ci, dans le cadre d'une production industrielle de lampes horticoles, peut être écartée du panel final sans conséquence majeure. Dans le tableau 3.5 nous présentons les valeurs des recouvrements spectraux RS (équation 1.13), des erreurs (RMSE) d'ajustement de nos modèles numériques et de quelques lampes horticoles commerciales avec la courbe RQE. Les spectres de ces différentes lampes sont également présentés à la figure 3.12. Les deux modèles numériques ont des recouvrements spectraux à près de 100 %. Par contre, les lampes horticoles commerciales ont une valeur moyenne de RS égale à 47 %. Ces valeurs ainsi que celles des erreurs dépendent du nombre de LED, plus ce nombre est petit, plus la valeur du RS est élevée et la valeur de l'erreur est faible.

Tableau 3.5 : Recouvrements spectraux et valeurs des erreurs d'ajustement des modèles numériques et de quelques lampes horticoles commerciales avec la courbe RQE

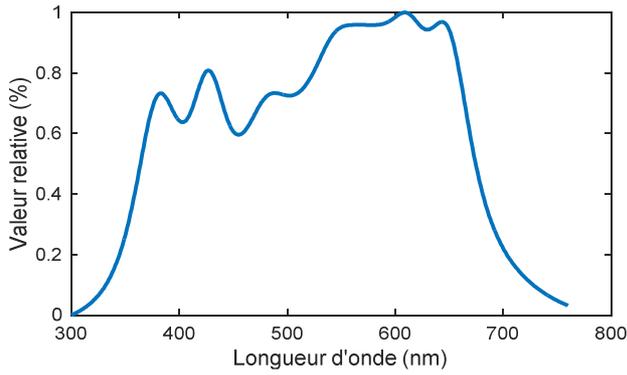
Lampes horticoles	Nombre de couleurs de LEDs	RS (%)	RMSE (%)
Modèle avec 8 termes Pearson VII	8	99,24	3,41
Modèle avec 8 LEDs commerciales	8	100,98	4,59
LED KINGSTAR 375 W	5	67,49	29,07
SpectraBUD X400	3	31,04	48,65
SpectraPANEL X160	3	42,86	42,04
Module LED GreenPower	3	45,89	47,65



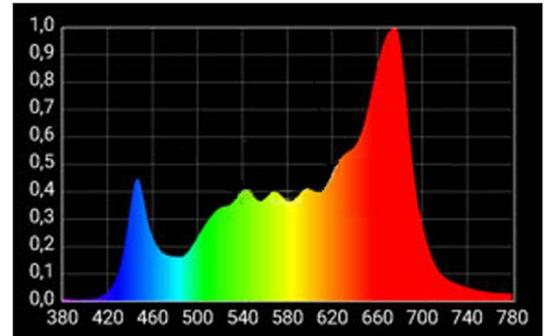
A : Courbe RQE



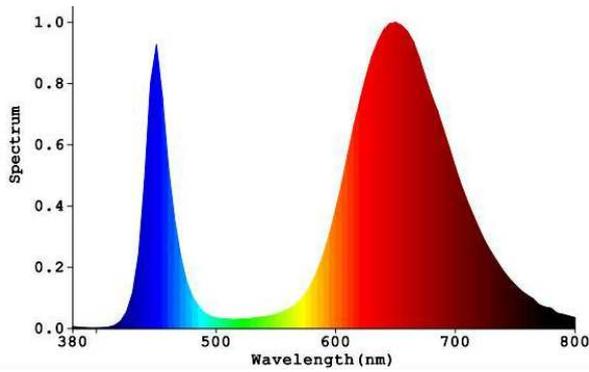
B : Modèle avec 8 termes Pearson VII



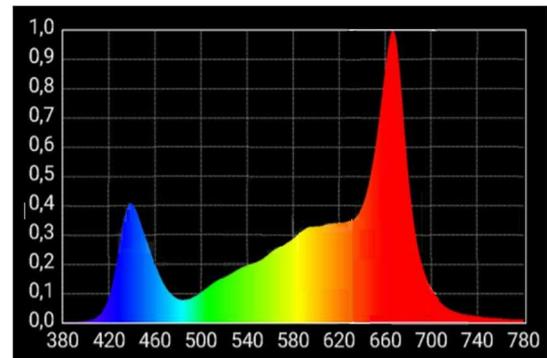
C : Modèle avec 8 LEDs commerciales



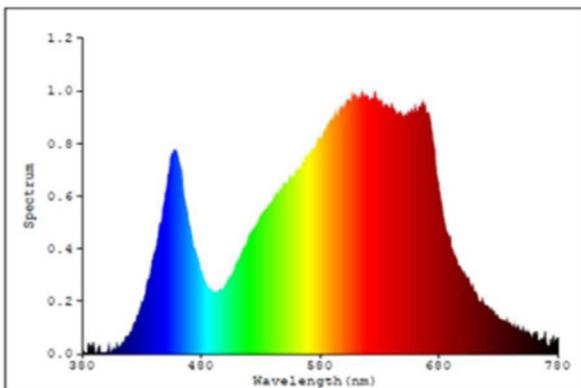
D : SpectraPANEL X160



E : Module LED GreenPower



F : SpectraBUD X400



G : LED KINGSTAR 375 W

Figure 3.12 : Courbe RQE (A) et spectres des modèles numériques (B et C) et de lampes horticoles commerciales (D, E, F et G)

### 3.2.5 Ajustement de la courbe RQE dans la région du PAR

La figure 3.13 montre le résultat de l'ajustement de la courbe RQE dans la région du PAR avec douze spectres de LEDs réelles. On obtient  $R^2 = 0,927$  et  $RMSE = 3,46 \%$ . La LED blanche chaude (2700K) est celle qui contribue le plus à la recombinaison de la courbe RQE avec un taux de 20,65 %. Puis, on a la longueur d'onde à 405 nm avec un rapport de 15,60 %, suivie de celle à 430 nm avec un rapport de 14,72 %. Enfin, nous avons la longueur d'onde à 680 nm avec un taux de 10,81 %. La LED blanche, à cause de sa forte proportion dans le rouge, semble donc être essentielle dans le système d'éclairage pour la croissance des plantes. C'est pourquoi nous avons choisi d'utiliser cette LED comme spectre de base complété par un panel de LEDs de couleurs pour l'éclairage horticulture. En effet, ce spectre supplémentaire est basé sur la courbe RQE qui est le spectre optimal établi pour correspondre à la plupart des plantes photosynthétiques.

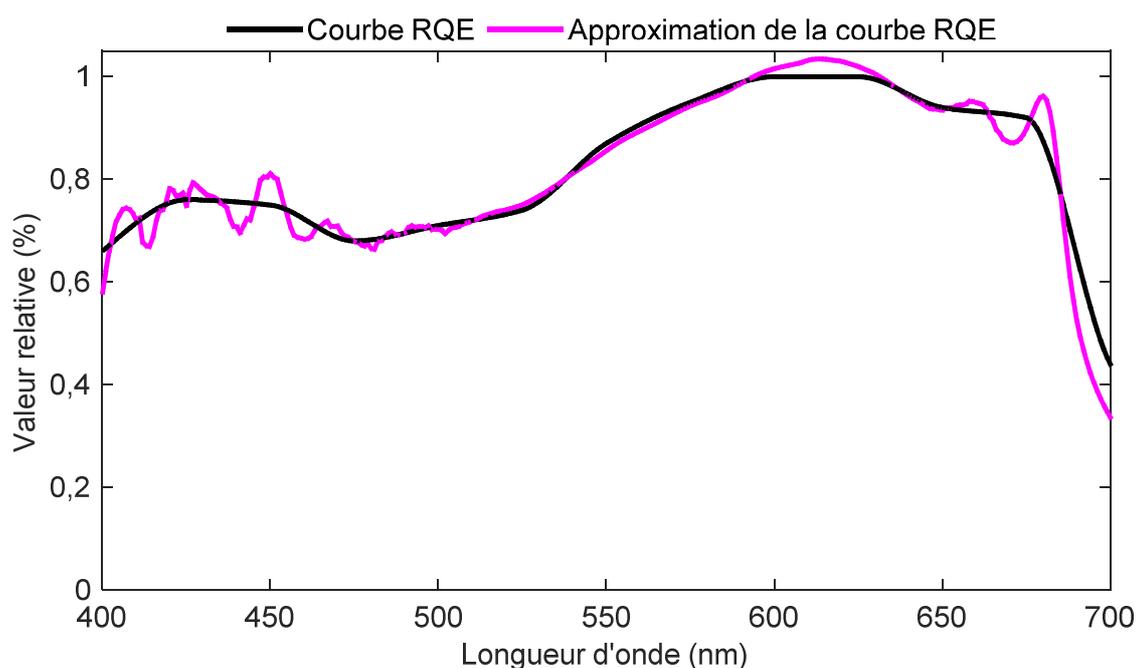


Figure 3.13 : Ajustement de la courbe RQE dans la région du PAR

Le tableau 3.6 donne les valeurs des amplitudes des pics des douze LEDs utilisées pour l'ajustement de la courbe PAR.

*Tableau 3.6 : Valeurs des amplitudes des pics des longueurs d'onde des douze LEDs et leurs contributions relatives dans la recombinaison de la courbe PAR*

$\lambda_p$ (nm)	$I_0$	(%)
405	0,67	15,60
420	0,19	4,53
430	0,63	14,72
445	0,10	2,38
460	0,20	4,57
475	0,33	7,67
490	0,22	5,06
505	0,19	4,40
545	0,29	6,67
660	0,13	2,92
680	0,46	10,81
Blanc chaud (2700K)	0,89	20,65

### 3.2.6 Efficacité de l'éclairage pour la croissance des plantes

Le PPFd augmente presque linéairement avec la puissance électrique (figure 3.14). La LED rouge présente la plus grande efficacité photosynthétique ensuite viennent l'ambre, le bleu, le blanc et le vert. Dans la pratique, ce n'est toujours pas le cas. En effet, les besoins en éclairage sont spécifiques à chaque type de plante.

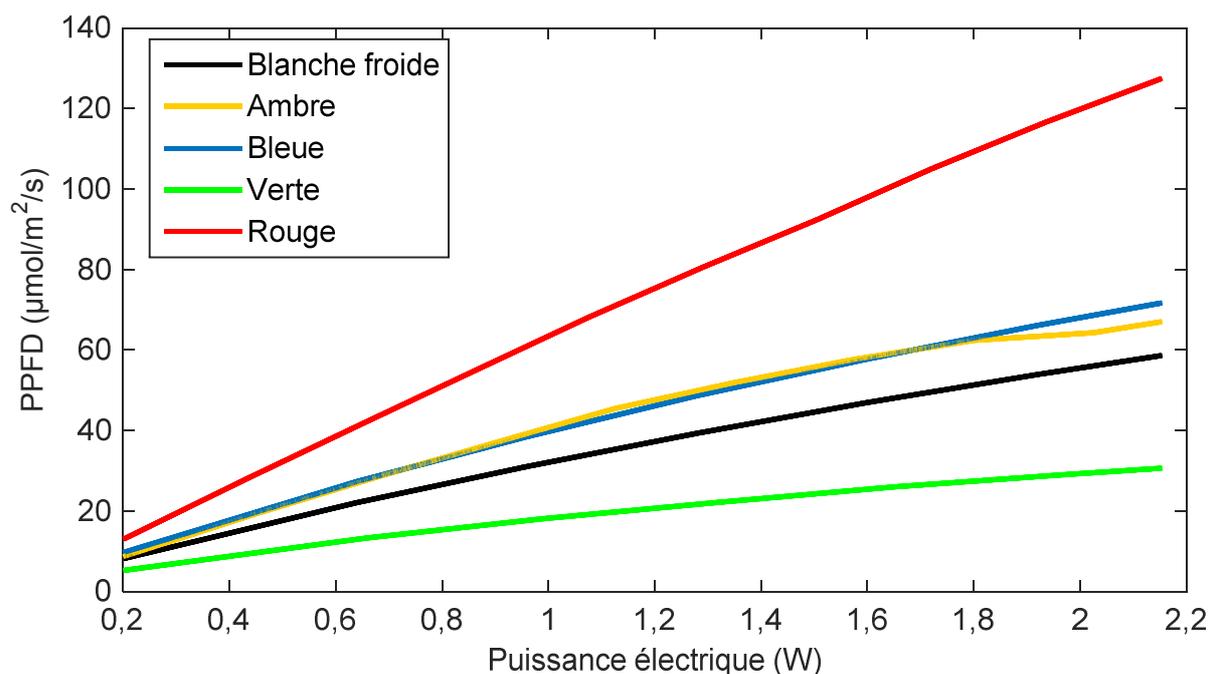


Figure 3.14 : Evolution du PPF en fonction de la puissance électrique et du type de LED

Le tableau 3.7 présente l'efficacité photosynthétique et l'efficacité relative des cinq LEDs décrites à la figure 3.2.

Tableau 3.7 : Valeurs des efficacités photosynthétiques et des efficacités relatives des cinq LEDs

LEDs	$\eta_p$ (%)	$\eta_r$ (%)
Bleue	24,78	7,96
Verte	8,22	7,76
Ambre	26,04	8,40
Rouge	35,53	7,4
Blanche froide (2700K)	19,45	8,04

Certaines photoréponses telles que l'ouverture des stomates et le phototropisme chez la plante se réalisent par l'activation du photorécepteur phototropine. Ce photorécepteur absorbe la lumière bleue et les UVA (ultraviolet entre 320 et 400 nm). Ainsi, la lumière bleue présente un double intérêt car elle contribue également à la photosynthèse. Par rapport aux autres couleurs, la lumière verte produit moins de photons pour la photosynthèse. De plus, elle intervient très peu dans l'activation des

photorécepteurs. Pour un même PPFD égale à  $30 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ , la LED rouge a l'efficacité photosynthétique la plus élevée. Cependant, elle présente une efficacité relative plus petite et la bande spectrale couverte par cette longueur d'onde est faible. Ainsi, la LED rouge favorise fortement la photosynthèse. Même si elle ne couvre qu'une bande spectrale relativement courte, elle intervient dans plusieurs photoréponses (floraison, germination respectivement par l'activation du cryptochrome et du phytochrome) [119]. Les résultats montrent que les LEDs ambre et blanche sont intéressantes dans l'éclairage des plantes. En effet, la courbe RQE présente un maximum à une longueur d'onde de 610 nm [32]. Concernant, la lumière blanche, elle a l'avantage de favoriser les photoréponses car elle couvre une large bande et s'adapte ainsi à plusieurs types de plantes.

## Conclusion

Dans ce chapitre, des modèles de spectres optimaux (en maximisant l'efficacité lumineuse par rapport à la réponse photosynthétique) pour l'éclairage horticole à base de LEDs ont été explorés en se basant sur la courbe RQE. Nous avons montré que le calcul de la modélisation avec des fonctions de Pearson VII présente plus de précision (par rapport au spectre réel d'une LED) que celles avec des fonctions de Gauss. Aussi l'approximation effectuée avec ces dernières affecte de façon significative les résultats sur le plus petit nombre de LEDs qui peut être utilisé avec une bonne corrélation avec la courbe RQE. Les meilleurs résultats (efficacité optimale, c'est à dire l'erreur la plus faible avec le moins de LED) sont obtenus avec les fonctions de Pearson avec seulement cinq LEDs pour un  $R^2$  de 0,91. D'un autre point de vue, dans la bande passante de 400 à 700 nm, la plus petite erreur atteinte pour un ensemble de douze LEDs est de 3,46 % par rapport à la courbe idéale (courbe RQE). Les longueurs d'ondes obtenues sont adaptées à de nombreuses plantes à différents stades de croissance. Ces résultats peuvent donc être utilisés comme référence pour sélectionner des LEDs appropriées pour la croissance des plantes.

Nous avons précédemment montré l'efficacité photosynthétique de la LED rouge pour l'éclairage horticole. C'est la raison principale qui nous a motivée à choisir cette LED pour éclairer nos cultures de spiruline dans le cadre de nos expériences (chapitre 4 et 5).



# Chapitre 4

---

**Optimisation de la culture de spiruline platensis en mode batch sous éclairage à diode électroluminescente rouge**

---



## **Introduction**

L'étude de l'influence de l'intensité de la lumière sur la croissance des microalgues permet d'éviter la photoinhibition. La détermination de l'intensité optimale contribue à rentabiliser les coûts de production et particulièrement la consommation électrique pour l'éclairage. L'éclairage artificiel dans la culture de Spiruline Platensis à base de LEDs, en particulier la LED rouge, a fait l'objet de plusieurs études et a montré son efficacité pour la production de biomasse en grande quantité [52], [92]. Les LEDs ont l'avantage d'avoir une intensité lumineuse facilement adaptable et une faible consommation énergétique. Dans ce chapitre, nous présentons l'influence de différents niveaux d'éclairage en vue d'établir la courbe de réponse photosynthétique/irradiance de la spiruline (*S. platensis*). Nous avons également étudié l'effet de différents cycles de temps d'éclairage (photopériodisme) sur sa croissance. Par ailleurs, nous avons étudié l'influence de la variation de température et de concentration initiale sur la croissance. Les taux de croissance sont calculés à partir de modèles établis dans la littérature et l'efficacité économique est quantifiée en suivant la consommation électrique.

### **4.1 Matériel et méthodes**

#### **4.1.1 Conditions de culture**

##### **4.1.1.1 Préparation de l'inoculum**

Le microorganisme étudié et cultivé en milieu de Zarrouk est la *Spirulina Platensis* UTEX LB 2340 de France. La culture de la souche est réalisée dans un aquarium de 80 litres en verre. Elle est éclairée continuellement avec des lampes fluorescentes tubulaires blanches et agitée par une pompe de circulation. Pour l'inoculation, après avoir filtré une certaine quantité de culture souche à l'aide d'un tamis de 30  $\mu\text{m}$ , cette quantité est diluée avec du *Zarrouk* (tableau 4.1) jusqu'à atteindre la concentration voulue. Les cultures en mode batch ont été réalisées dans une chambre maintenue à 28°C avec un conditionneur d'air.

Tableau 4.1 : Composition du milieu de Zarrouk

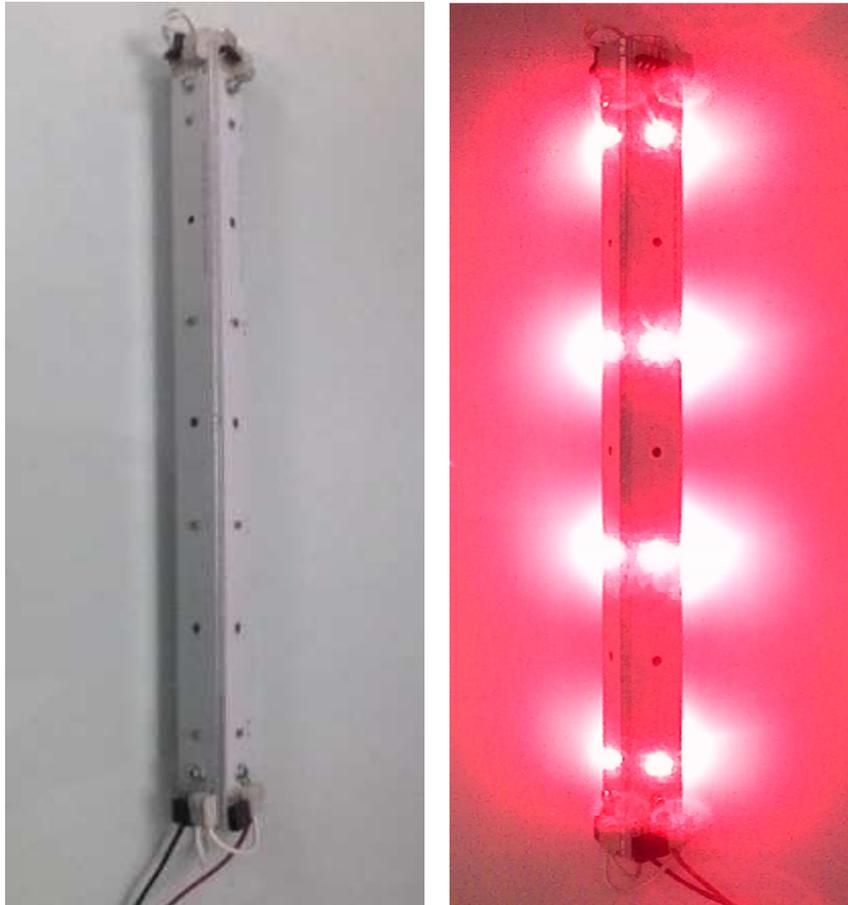
<b>Composition du milieu en g/L</b>	
NaHCO <sub>3</sub>	16,8
K <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub>	0,5
NaNO <sub>3</sub>	2,5
K <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	1,0
NaCl	1,0
MgSO <sub>4</sub> , 7H <sub>2</sub> O	0,2
CaCl <sub>2</sub>	0,04
FeSO <sub>4</sub> , 7H <sub>2</sub> O	0,01
EDTA	0,08
<<solution A5>>	1 mL
<<solution B6>>	1 mL
Eau distillée	1 L

<b>Composition de la &lt;&lt; solution A5&gt;&gt; en g/L</b>	
H <sub>3</sub> BO <sub>3</sub>	2,86
MnCl <sub>2</sub> , 4H <sub>2</sub> O	1,81
ZnSO <sub>4</sub> , 7H <sub>2</sub> O	0,222
CuSO <sub>4</sub> , 5H <sub>2</sub> O	0,079
MoO <sub>3</sub>	0,015

<b>Composition de la &lt;&lt; solution B6&gt;&gt; en g/L</b>	
NH <sub>4</sub> VO <sub>3</sub>	0,02296
K <sub>2</sub> Cr <sub>2</sub> (SO <sub>4</sub> ) <sub>4</sub> , 24H <sub>2</sub> O	0,096
NiSO <sub>4</sub> , 7H <sub>2</sub> O	0,04785
Na <sub>2</sub> WO <sub>4</sub> , 2H <sub>2</sub> O	0,01794
Ti <sub>2</sub> (SO <sub>4</sub> ) <sub>3</sub>	0,04
Co(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> , 6H <sub>2</sub> O	0,04398

#### 4.1.1.2 Module d'éclairage

Le module d'éclairage est constitué de douze LEDs de puissance 660 nm (OSLON SSL 150, OSRAM Opto Semiconductors) montées sur un PCB (printed circuit board) (figure 4.1).



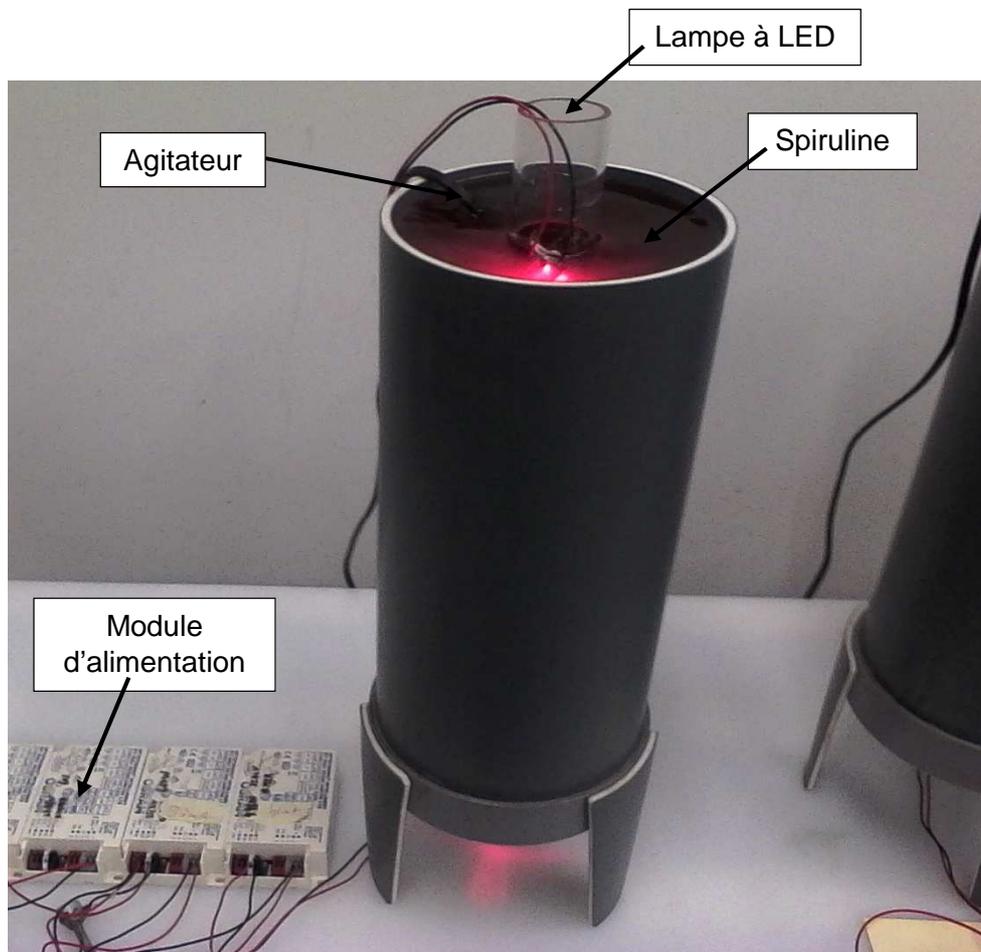
*Figure 4.1 : Le module d'éclairage*

#### 4.1.1.3 Dispositif de culture

Les cultures ont été effectuées dans un réservoir en PVC (polychlorure de vinyle) opaque de forme cylindrique de 5,3 L (figure 4.2). Cela permet ainsi d'éviter les perturbations par la lumière extérieure. Au centre du réservoir est fixé un tube transparent contenant le module d'éclairage.

Le PPFd d'une LED 660 nm est mesuré à l'aide d'un spectrophotomètre specbos 2106 et d'une sphère intégrante (figure 3.2). Ensuite, le PPFd du module d'éclairage est obtenu en multipliant le PPFd d'une LED par le nombre de LED qui compose le module. Des pompes de circulation (NanoStream 6020, TUNZE Aquarientechnik

GmbH, Germany) avec une vitesse d'écoulement de 2500 L/h ont été utilisées pour agiter les cultures (figure 4.3). Les températures des cultures ont été mesurées chaque jour avec un thermomètre thermistor (Checktemp, Hanna Instruments) de résolution 0,1°C. L'acidité des milieux a été mesurée avec du papier pH dosatest pH 9,5 – 14,5  $\pm 5$  et pH 7,0 – 10,0  $\pm 3$ .



*Figure 4.2 : Dispositif expérimental pour l'étude des effets de différents facteurs sur la croissance de la spiruline*

La figure 4.3 montre l'image de la pompe de circulation.



*Figure 4.3 : Image de la pompe pour l'agitation de la culture*

#### **4.1.2 Paramètres optimisés**

##### **1. L'intensité de la lumière**

Pour étudier l'influence de l'intensité de la lumière, différentes valeurs de PPFD ont été examinées : 200, 300, 400, 500, 600 et 700  $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ .

Dans la suite, les PPFD sont fixées à 400 ou à 500  $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  car la présente expérience (influence de l'intensité de la lumière sur la croissance de la spiruline) a donné une valeur optimale de PPFD égale à 360  $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ . De plus, la valeur de PPFD qui est fonction de l'intensité du courant traversant la LED, a été ajustée à l'aide d'un potentiomètre. Aucune valeur du potentiomètre ne donnait la valeur optimale.

##### **2. Le photopériodisme de la spiruline**

Les différents cycles d'éclairage jour/nuit exprimés en nombre d'heure de la photopériode étudiés sont 24h00:00h00, 20h00:4h00, 16h00:8h00, 12h00:12h00 et 8h00:16h00. Pour l'éclairage des cultures, les PPFD étaient fixées à 500  $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ .

##### **3. La température**

Les températures appliquées lors de nos expériences sur la croissance de la spiruline sont 28°C, 30°C, 32°C et 34°C. Des thermostats (Jager thermostat 3602

heater, EHEIM aquatics, Germany) ont été utilisés pour maintenir les cultures aux températures listées ci-dessus. Les PPFd étaient fixées à  $400 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ .

#### 4. Etude de la variation de la concentration initiale

Les concentrations initiales suivantes : 0,1, 0,2, 0,3 et 0,4 g/L ont permis d'étudier l'effet de la concentration initiale sur la croissance de la spiruline. Les PPFd étaient fixées à  $500 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ .

##### 4.1.3 Les différentes grandeurs mesurées

###### M1 : La concentration en biomasse sèche

Le poids sec en biomasse est obtenu par corrélation avec la densité optique (OD) à 680 nm suivant l'équation 4.1 :

$$\text{PS}(\text{g}\cdot\text{L}^{-1}) = 0,7247 \cdot \text{OD}_{680} + 0,0044 \quad (4.1)$$

Le chapitre 5 décrit la mise en œuvre de cette équation.

###### M2 : Le taux de croissance spécifique

Le taux de croissance spécifique  $\mu$  de la culture est donné par l'équation 2.2. Ce taux intervient dans les descriptions des évolutions de la croissance de la spiruline en fonction du temps et de l'intensité lumineuse. Pour décrire la relation entre les différentes intensités lumineuses et le taux de croissance spécifique des algues, le modèle Monod modifié est adopté (équation 4.2) [120] :

$$\mu - \mu_0 = \frac{\mu_{\text{max}}(E - E_0)}{K_s + (E - E_0)} \quad (4.2)$$

$E$  : intensité de lumière

$\mu_{\text{max}}$  : taux de croissance spécifique maximum

$\mu_0$  : taux de croissance spécifique sans éclairage

$K_s$  : constante de Monod exprimant l'intensité lumineuse nécessaire pour atteindre la moitié de  $\mu_{\text{max}}$

$E_0$  : intensité lumineuse minimale nécessaire pour atteindre le taux de croissance spécifique minimum

###### M3 : La productivité

La productivité de biomasse  $P(\text{g}\cdot\text{L}^{-1}\cdot\text{jour}^{-1})$  est calculée à partir de l'équation 4.3 :

$$P = \frac{C_n - C_0}{T} \quad (4.3)$$

$C_n$  : biomasse au nième jour de culture

$C_0$  : biomasse initiale

T (jour) : temps écoulé entre  $C_0$  et  $C_n$

La représentation de la productivité en fonction de l'intensité lumineuse correspond aussi à la courbe de réponse photosynthétique/irradiance car l'activité photosynthétique est liée à la concentration en biomasse.

#### **M4 : L'efficacité économique**

Dans notre étude, les rendements de la production de *S. Platensis* sont estimés sur la base de l'énergie électrique  $P_e(W)$  consommée pour l'éclairage. En outre, l'efficacité économique  $E_c(g \cdot L^{-1} \cdot \text{€}^{-1})$  de l'énergie électrique nécessaire pour la production de biomasse sèche est définie comme suit [92] :

$$E_c = \frac{C_n - C_0}{K \cdot T \cdot P_e} \quad (4.4)$$

K est le prix de la puissance électrique ( $\text{€} \cdot W^{-1}$ )

T (jour) est le temps écoulé entre  $C_0$  et  $C_n$

## **4.2 Résultats et discussions**

### **4.2.1 Croissance de la spiruline pour différentes intensités lumineuses**

#### **▪ Modèle de croissance dans le temps**

L'évolution de la biomasse (figure 4.4) suit bien la courbe de croissance des microalgues en fonction du temps en mode batch : augmentation puis diminution de la biomasse. Globalement, la phase de croissance exponentielle a lieu les 5 premiers jours, la phase stationnaire, le sixième jour et ensuite, on observe une décroissance. Les niveaux d'éclairage à 200 et 500  $\mu\text{mol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$  donnent respectivement les productions de biomasse la plus faible et la plus élevée. A partir de 600  $\mu\text{mol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$ , la production de biomasse diminue. Deux caractéristiques importantes sont à souligner. Premièrement, la phase de latence n'existe pas car la spiruline utilisée pour l'inoculation est relativement jeune et provient du même milieu de culture. Le temps d'adaptation aux conditions de culture est quasi inexistant. Deuxièmement, la phase

stationnaire est très courte (moins d'un jour). Cela peut s'expliquer par l'épuisement de plusieurs nutriments en même temps.

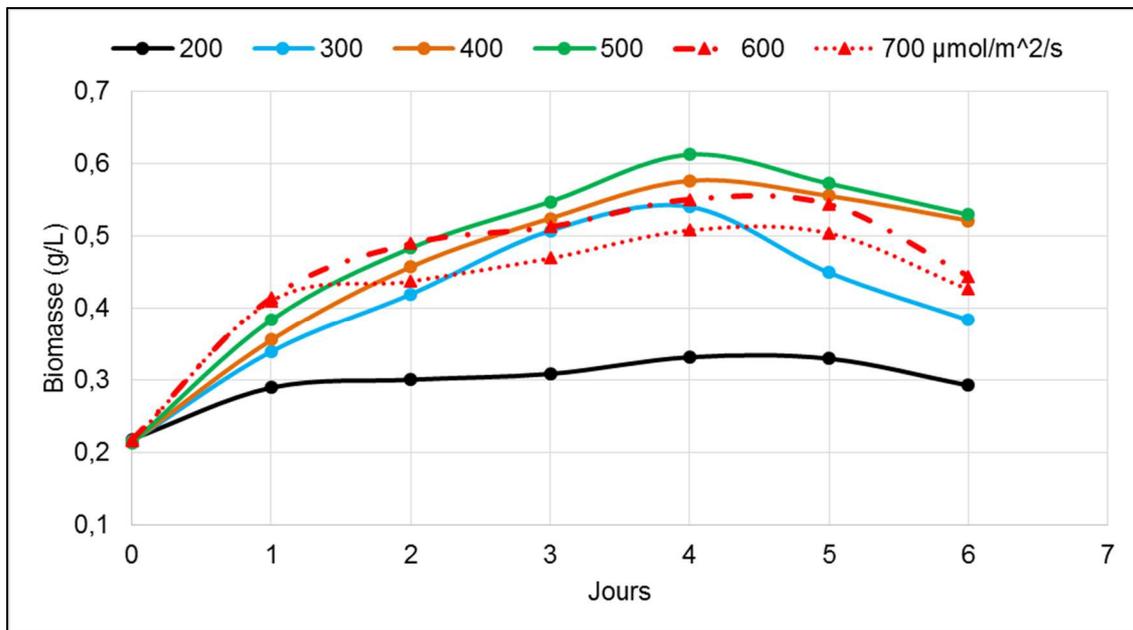


Figure 4.4 : Evolution de la biomasse pour différents niveaux d'éclairage dans le temps

#### ▪ Modèle de croissance en fonction de l'intensité lumineuse

La figure 4.5 donne l'évolution de la productivité en biomasse et de l'efficacité économique en fonction du niveau d'éclairage. Cette figure montre que le niveau d'éclairage optimal se situe entre 300 et 400  $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ . Le niveau d'éclairage optimal est exactement de 360  $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ . Ce résultat prend en compte le volume de culture et l'emplacement du module d'éclairage. Pour un volume donné, on peut en déduire l'intensité de l'éclairage par simple extrapolation. Par ailleurs, pour avoir un éclairage homogène et pour éviter la photoinhibition, il s'avère judicieux d'avoir plusieurs modules d'éclairage équidistants. La croissance devient lente à partir de 600  $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ . Avec cette valeur de PPFD, la productivité est très faible.

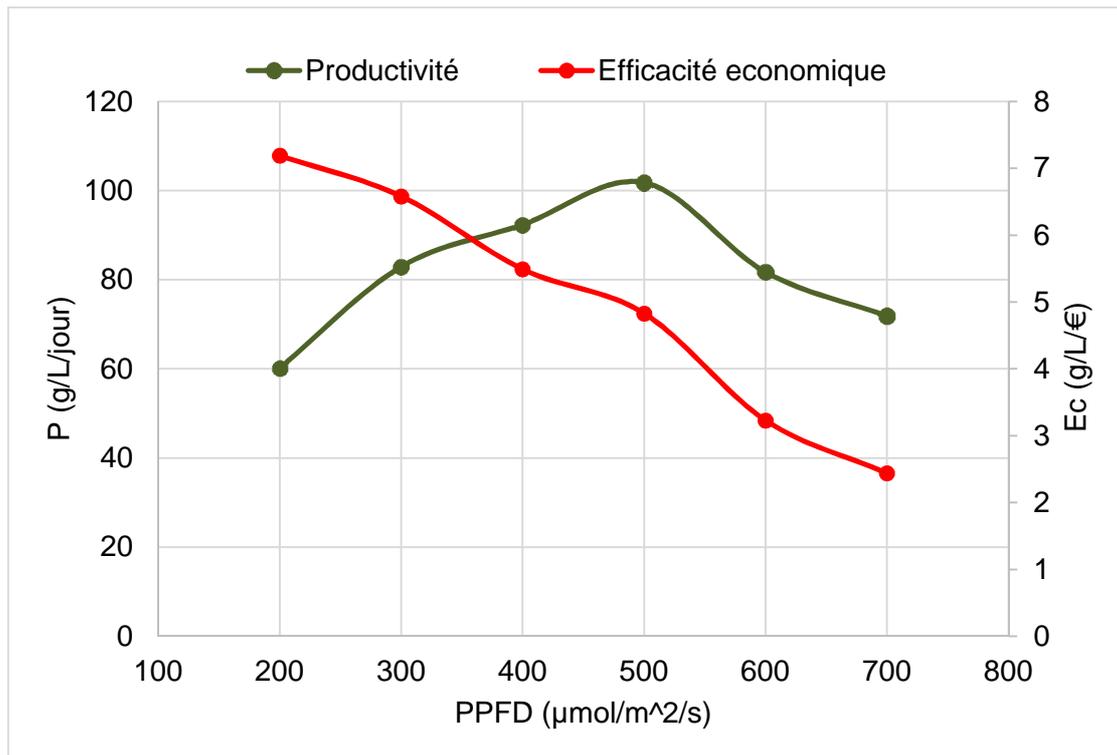


Figure 4.5 : Evolution de la productivité et de l'efficacité économique en fonction du niveau d'éclairage

L'ajustement de la courbe du taux de croissance en fonction de l'intensité de lumière dans la phase de croissance à partir du modèle Monod modifié (figure 4.6) donne les valeurs suivantes :

- $\mu_{\max} = 0,2625 \text{ jour}^{-1}$  ;
- $\mu_0 = 0,01854 \text{ jour}^{-1}$  ;
- $K_s = 285,5 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  ;
- $E_0 = 186,6 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ .

Pour cet ajustement, on a  $R^2 = 0,9975$  et  $\text{RMSE} = 0,6334 \%$ . Ces résultats montrent que, dans nos conditions de culture et notamment pour un volume de 5,3 L, la quantité de lumière minimale nécessaire pour une croissance de la spiruline est de  $186,6 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ . Par ailleurs, les taux de croissance correspondants aux intensités lumineuses extrêmes c'est-à-dire  $200 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  et  $500 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ , évoluent avec le même rapport soit environ 2,5.

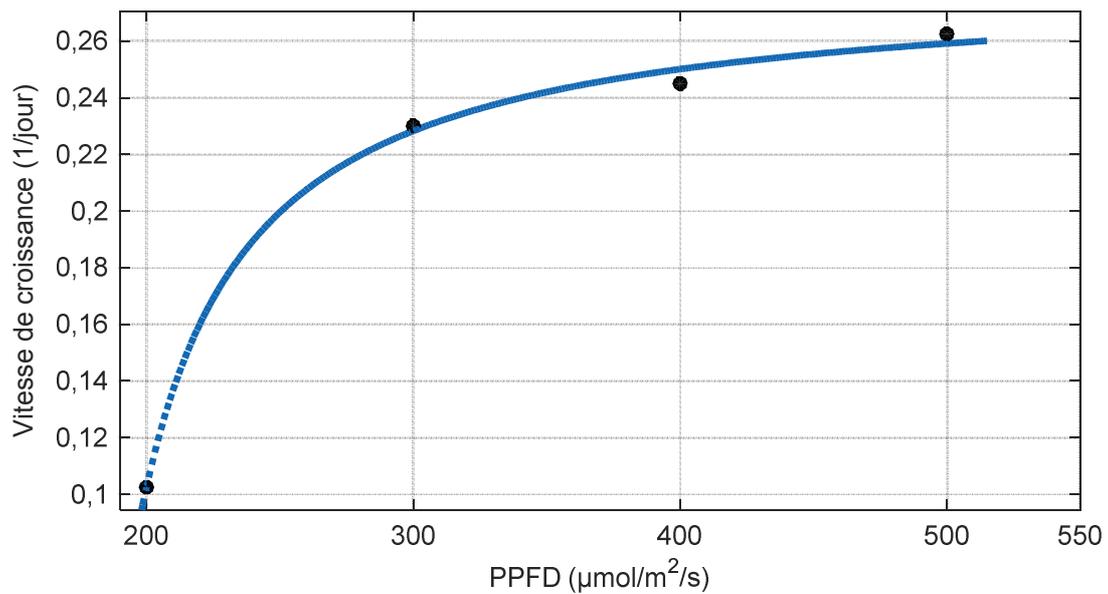


Figure 4.6 : Vitesse de croissance de la spiruline en fonction du niveau d'éclairage

#### 4.2.2 Evolution de la biomasse en fonction du temps d'éclairage

La figure 4.7 montre que la concentration en biomasse est plus élevée lorsque le temps d'éclairage est élevé. Si le temps d'éclairage favorise l'augmentation en biomasse cela n'empêche pas qu'il y ait création de biomasse, durant cette période, sans éclairage. En effet, pendant cette phase appelée «phase sombre» qui correspond au cycle de Calvin, entièrement enzymatique et indépendante de la lumière, l'ATP et le NADPH + H<sup>+</sup> sont utilisés pour la conversion du dioxyde de carbone (ou source carbonée) et de l'eau en glucides [121]. Cette phase permet le repos des cellules photosynthétiques et l'utilisation de la lumière emmagasinée pendant la phase claire.

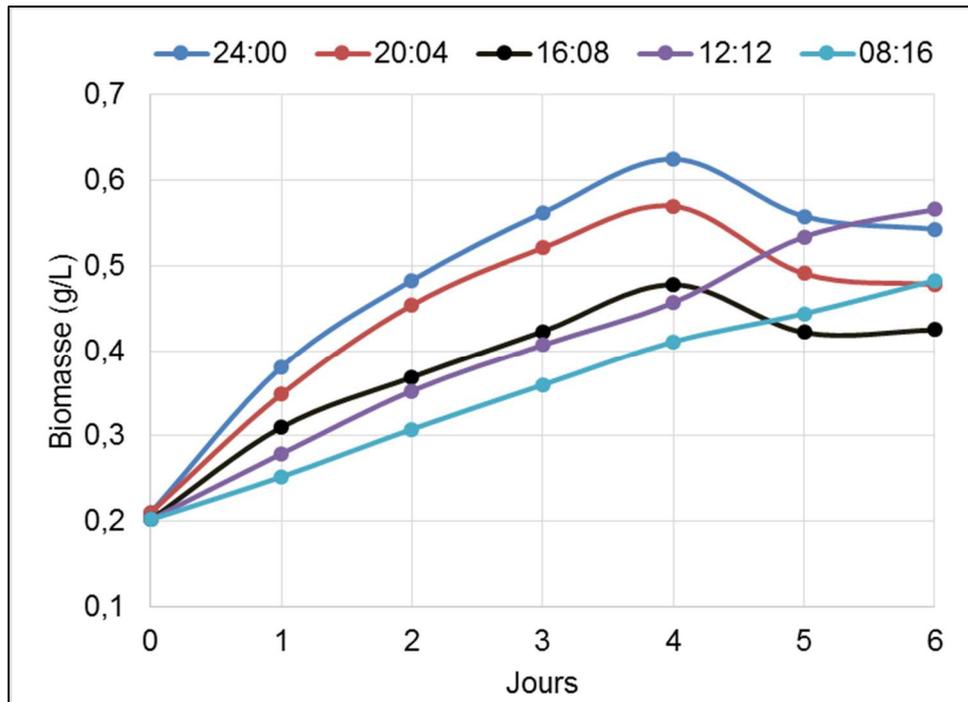


Figure 4.7 : Evolution de la biomasse en fonction du temps d'éclairage

De manière générale, la quantité de lumière et les différents temps de cycles de lumière/obscurité ont une influence sur la croissance et la composition biochimique des microalgues. Des études de Kendirlioglu et al [122] et Amini Khoeyi et al [123] effectuées sur *Chlorella vulgaris* ont montré que la croissance maximale était obtenue avec un cycle 16:8 h (16h avec éclairage, 8h sans éclairage). Les quantités maximales de chlorophylle et de protéines étaient obtenues à 20:4 h [122]. Les pourcentages maximaux d'acides gras mono insaturés et polyinsaturés ont été enregistrés à  $37,5 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  et à 8:16 h de photopériode [123]. La spiruline présente également le meilleur taux de croissance avec le cycle 16:8 h [79].

La figure 4.8 montre que la productivité évolue linéairement en fonction du temps d'éclairage par contre l'efficacité économique présente deux zones. Entre 4h00 et 16h00 d'exposition à la lumière, l'efficacité économique décroît linéairement et est quasi constante après 16h00 d'éclairage. Les résultats montrent que le temps optimal d'éclairage se situe autour de 16h00. Ce temps d'éclairage a été obtenu par Pareek et Srivastava [124] dans leurs travaux sur l'optimisation de la photopériode de la *S. platensis*. Ils ont également montré que la teneur en chlorophylle était plus élevée dans ce cas. Des résultats similaires ont été obtenus dans les travaux de Prates et al [125]. Ces résultats montrent que la biomasse obtenue en éclairage continu est 36 % plus élevée (coefficient de 1,36 entre les deux) que celle obtenue en éclairant

seulement pendant 12h00. Cependant, la phycocyanine, en éclairage partiel, est 2,2 fois supérieure. On n'observe aucun effet significatif de la photopériode sur les glucides, les lipides et la teneur en protéines.

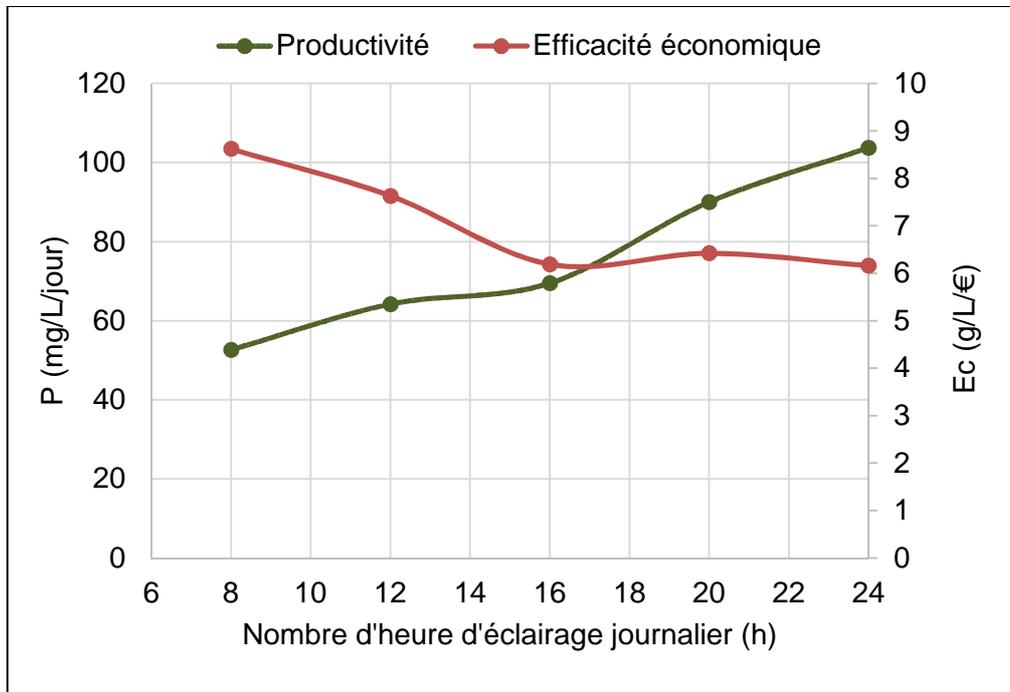


Figure 4.8 : Evolution de la productivité et de l'efficacité économique en fonction de la photopériode

#### 4.2.3 Evolution de la biomasse en fonction de la concentration initiale

La concentration cellulaire a un impact sur la vitesse de croissance et sur la productivité des microalgues [126], [127]. La figure 4.9 présente les profils de croissance de la spiruline pour différentes concentrations initiales. Lorsque les concentrations initiales sont supérieures à 0,2 g/L, on observe un décalage constant entre les différentes courbes. Cela peut s'expliquer par le mode de reproduction de la spiruline, la scissiparité (division binaire). A des concentrations initiales élevées, les microorganismes absorbent rapidement les nutriments du milieu pour se multiplier. On assiste ensuite à un épuisement des nutriments du milieu et donc un ralentissement, voire l'arrêt, de la croissance. Lorsque les cultures démarrent avec des concentrations initiales assez faibles, la vitesse de croissance reste faible en raison de l'intensité de la lumière d'éclairage [79]. Les très faibles concentrations ont du mal à s'adapter à de fortes luminosités.

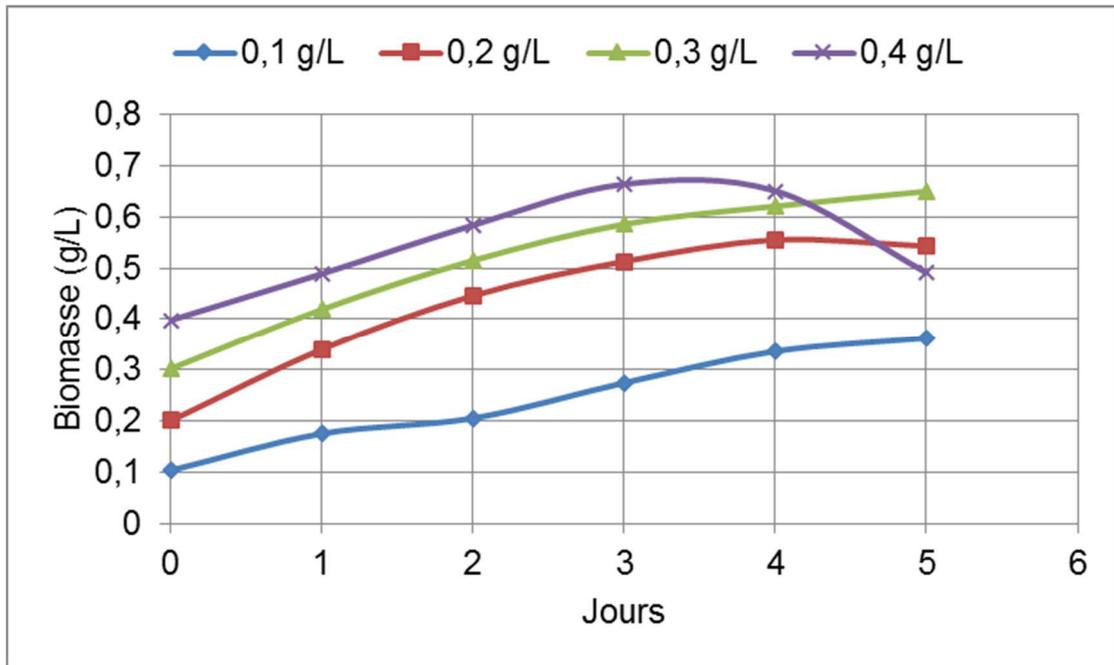


Figure 4.9 : Evolution de la biomasse en fonction de la concentration initiale

La figure 4.10 présente l'évolution de la productivité et du taux de croissance spécifique en fonction de la concentration initiale. On constate que le taux de croissance décroît de façon linéaire lorsque la concentration initiale augmente : les concentrations initiales élevées présentent de faibles vitesses de croissance. Par contre, l'évolution de la productivité présente deux types de profils. Entre 0,1 et 0,2 g/L, on a une forte productivité de biomasse et ensuite, une baisse de la productivité de biomasse entre 0,2 et 0,4 g/L. Les courbes de productivité et du taux de croissance en fonction de la concentration initiale conduisent à une concentration de biomasse initiale optimale de 0,18 g/L.

Pelizer et al [128] ont également étudié l'influence des concentrations initiales sur la croissance de la spiruline platensis. Leur étude montre que la concentration de biomasse la plus élevée est obtenue avec une concentration cellulaire initiale égale à 0,15 g/L. Cependant, l'écart moyen entre les différentes productivités est faible ( $4,29 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}\cdot\text{jour}^{-1}$ ). Ainsi, l'inoculum de concentration la plus faible, c'est-à-dire 0,05 g/L, est le plus approprié pour la culture de la spiruline platensis. En effet, les concentrations élevées d'inoculum ne présentent pas de différences significatives au niveau de la production de biomasse pour justifier leur utilisation.

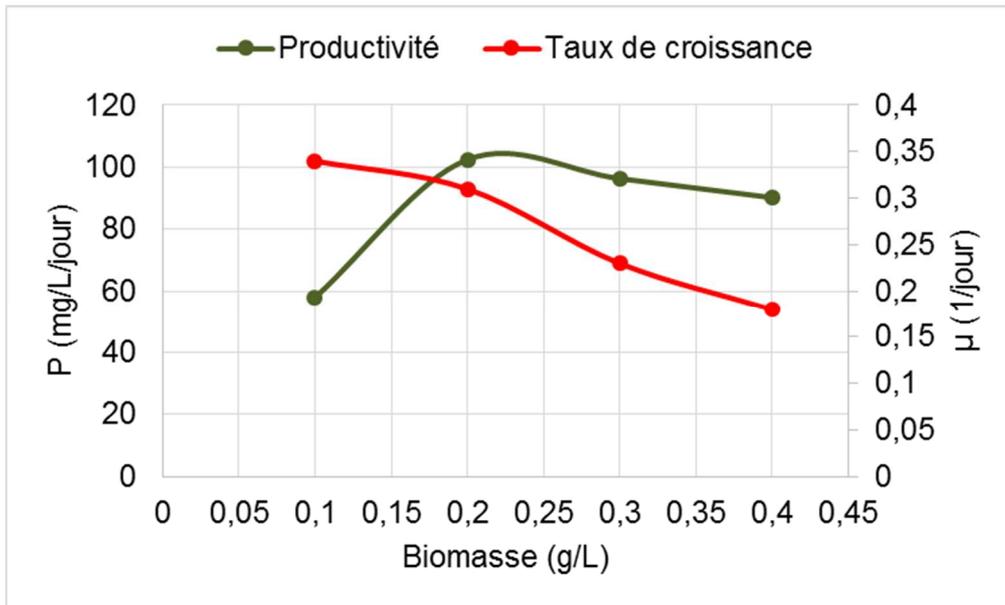


Figure 4.10 : Evolution de la productivité et du taux de croissance en fonction de la concentration de biomasse initiale

#### 4.2.4 Evolution de la biomasse de spiruline en fonction de la température

Les courbes de croissance de la spiruline en fonction de la température montrent que la production de biomasse diminue avec l'augmentation de la température (figure 4.11). La culture maintenue à une température de 28°C, produit plus de biomasse. Au-delà de cette température, les croissances sont lentes et les écarts entre les concentrations en biomasse sont faibles.

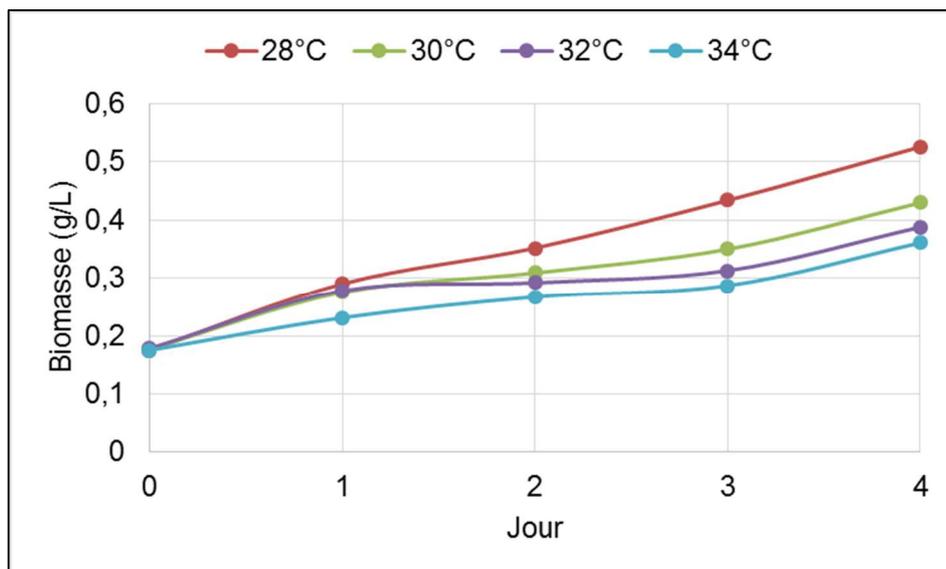


Figure 4.11 : Croissance de la spiruline en fonction de la température

Le tableau suivant donne les valeurs des taux de croissance  $\mu$  et des productivités pour les différentes températures de cultures  $T_c$ . Il donne également les températures  $T_m$  et les pH moyens mesurés de façon journalière pour chaque culture. A  $T_c = 28^\circ\text{C}$ , la productivité est très élevée (environ deux fois celle à  $T_c = 34^\circ\text{C}$ ). Les moyennes des températures  $T_m$  et des pH moyens sont respectivement égales à  $34,19 \pm 0,72^\circ\text{C}$  et  $9,34 \pm 0,09$ . Les pH moyens varient moins en fonction de  $T_c$  contrairement aux températures  $T_m$ . Les erreurs sur les températures  $T_m$  et les pH correspondent respectivement aux déviations standards de l'ensemble des mesures des températures et des pH des cultures effectuées durant les périodes des expériences.

*Tableau 4.2 : Valeurs des taux de croissance et des productivités en fonction de la température de culture*

<b>Tc (°C)</b>	<b><math>\mu</math> (jour<sup>-1</sup>)</b>	<b>P (mg/L/jour)</b>	<b>Tm (°C)</b>	<b>pH</b>
28	0,27	89,54	$33,35 \pm 0,17$	$9,22 \pm 0,17$
30	0,22	64,54	$34,47 \pm 0,22$	$9,32 \pm 0,22$
32	0,20	51,53	$35,02 \pm 0,33$	$9,42 \pm 0,34$
34	0,18	45,64	$33,90 \pm 0,54$	$9,40 \pm 0,32$
Moyenne	-	-	$34,19 \pm 0,72$	$9,34 \pm 0,09$

La température optimale de  $30^\circ\text{C}$  pour la croissance de la spiruline platensis a été obtenue par Colla et al [129] et Ogbonda et al [130]. Par ailleurs, la température à  $35^\circ\text{C}$  a un effet négatif sur la production de biomasse. Cependant, elle a un effet positif sur la production de protéines, de lipides et de composés phénoliques [129].

## **Conclusion**

La lumière, la température, le temps d'éclairage et la concentration initiale sont des facteurs qui influencent la vitesse de croissance et la productivité en biomasse de la spiruline platensis. L'intensité de lumière optimale est l'un des paramètres essentiels à déterminer pour éviter la photoinhibition et minimiser les coûts de production. Dans notre étude, nous avons déterminé les valeurs optimales suivantes :

- PFD =  $360 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  ;
- Concentration initiale égale à  $0,18 \text{ g/L}$  ;

- Température égale à 28 °C ;
- Temps d'éclairage égal à 17h00.

Ce temps d'éclairage a pour avantage d'allonger la durée de vie des lampes.

# Chapitre 5

---

**Mise en œuvre de dispositifs optiques pour  
l'estimation de biomasse de la spiruline  
platensis**

---



## Introduction

Les microalgues notamment la spiruline constituent une importante source de biomasse et de composants biochimiques valorisables. Pour obtenir une production optimale de spiruline, il est important de contrôler les facteurs de croissance (lumière, température, pH, etc.) et surtout, de maîtriser l'évolution de la concentration en biomasse (multiplication cellulaire). Actuellement, il existe plusieurs méthodes pour quantifier cette croissance cellulaire. Parmi ces méthodes, les plus utilisées sont le comptage des cellules au microscope optique et la mesure de la densité optique par spectrophotométrie. Cependant, ces instruments de mesure restent relativement coûteux. Nous proposons ici deux méthodes de mesure adaptées à la spiruline, simples, économiques et efficaces.

### 5.1 Matériel et méthodes

#### 5.1.1 Conditions de culture

L'ensemencement des cultures suit les mêmes procédures décrites à la section 4.1.1 du chapitre 4. Afin d'étudier la fiabilité des deux systèmes de mesure de la biomasse, trois cultures en mode batch ont été réalisées dans les mêmes conditions avec des aquariums en verre de 5 litres (figure 5.2) dans une chambre maintenue à une température de 28°C. Huit LEDs rouges (660 nm) avec un PFFD de  $400 \mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$ , montées sur deux plaques qui encadrent le bain de culture, sont utilisées pour l'éclairage. Des pompes de circulation d'une capacité de 3000 L/h (Sunsun JVO-101A, WilTec Wildanger Technik GmbH, Germany) (figure 5.1) permettent d'avoir un mélange homogène de la solution de culture.



Figure 5.1 : Photo de la pompe de circulation Sunsun JVO-101A



*Figure 5.2 : Dispositif de culture de la spiruline avec aquarium*

### **5.1.2 Mesure de la concentration de biomasse**

La biomasse de spiruline platensis a été déterminée en mesurant la densité optique (DO) à plusieurs longueurs d'onde : 435, 560, 600 et 680 nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV/Vis/NIR (Genesys 20 (4001/4), Thermo Scientific, USA). L'échantillon de culture est filtré à travers des membranes d'acétate de cellulose (Sartorius Setedium Biotech GmbH, Germany) pré-pesées. Avant d'être séchées pendant 72 h à 35°C [131], les biomasses fraîches sont lavées deux fois. D'abord à l'eau distillée, et ensuite avec 0,9% de chlorure de sodium pour éliminer les sels non solubles restant sur les filtres. Enfin, les corrélations entre le poids sec (PS, en g/L) et la densité optique aux différentes longueurs d'onde sont établies après le pesage des filtres contenant les biomasses sèches.

### **5.1.3 Méthodes de mesures mise en œuvre pour estimer la biomasse de spiruline**

Au cours du processus de la photosynthèse, les plantes réfléchissent une grande partie de la lumière infrarouge et absorbent une bonne quantité de lumière rouge. Cette réaction de la plante vis-à-vis de la lumière due à la chlorophylle permet d'apprécier la santé de la plante à travers son activité photosynthétique. La chlorophylle étant le principal pigment photosynthétique de la spiruline, il est donc possible d'exploiter les spectres de réflectance de la spiruline pour apprécier son activité photosynthétique.

#### **5.1.3.1 Quantification de la biomasse par mesure du signal de réflectance**

Dans le proche infrarouge, le spectre de réflectance de la spiruline présente des pics à 750 nm et 830 nm dont les intensités varient suivant la concentration en biomasse. Sachant que l'eau a une absorption croissante dans la bande du proche infrarouge [132], la longueur d'onde 830 nm est idéale pour mesurer la concentration en biomasse liée, par ailleurs, à la teneur en chlorophylle. En effet, l'absorption du rayonnement infrarouge par l'eau, et donc par le milieu de *Zarrouk*, est plus élevée à 830 nm qu'à 730 nm. Il en résulte que moins il y a de biomasse plus l'absorption est élevée (puisque la réflectance diminue) et réciproquement.

Sur ce principe, nous avons conçu un capteur pour mesurer le signal de réflectance à 830 nm.

##### **5.1.3.1.1 Capteur de mesure de signal de réflectance**

La figure 5.3 présente le schéma synoptique du capteur de mesure du signal de réflectance. Il comprend trois modules essentiels : un tube contenant les sources d'excitation et le récepteur, une carte d'acquisition et un afficheur. Au centre du tube, se trouve une photodiode (OPT101 de Texas Instruments) dont le pic de sensibilité se situe autour de 850 nm. Cette photodiode est entourée de 10 LEDs (TSHG5510 de Vishay Semiconductors) émettant dans le proche infrarouge à 830 nm. Un tube de polyéthylène sépare la photodiode et les LEDs. En outre, nous avons utilisé un filtre infrarouge (Dichroic longpass filter, Edmund optics) dont la fréquence de coupure est égale à 750 nm afin d'éliminer la lumière d'éclairage (660 nm) de la culture.

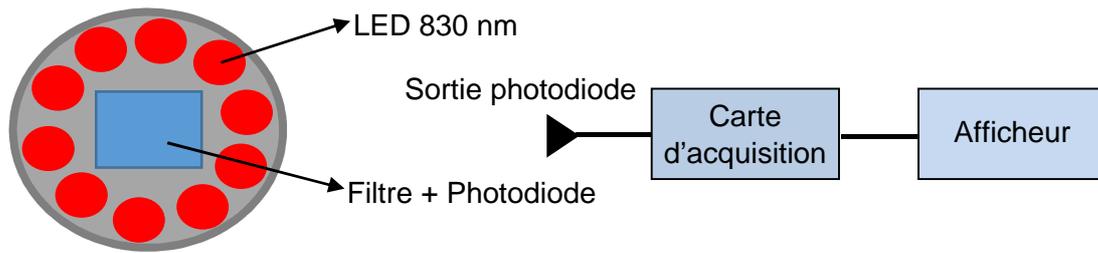


Figure 5.3 : Schéma synoptique du capteur de mesure de signal de réflectance

La carte d'acquisition comprend un microcontrôleur PSoC5LP de Cypress. Le programme du microcontrôleur a été développé en C avec le logiciel PSoC creator 4.1. La figure ci-dessous présente le dispositif de mesure du signal de réflectance.

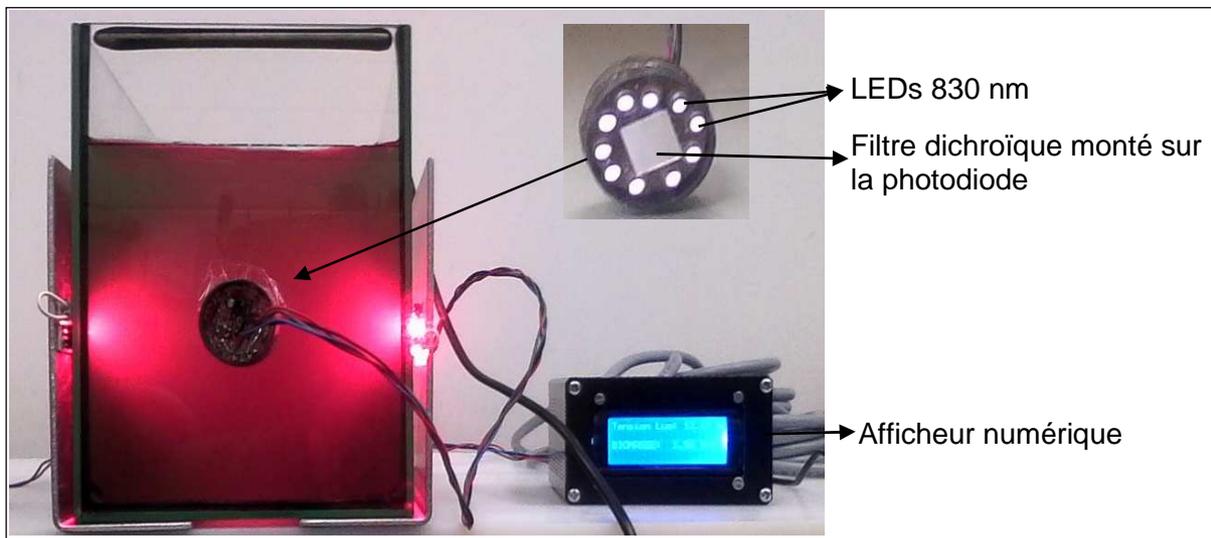


Figure 5.4 : Dispositif de mesure du signal de réflectance

La valeur normalisée du signal (tension) de réflectance d'un échantillon donné s'exprime suivant l'équation (5.1) :

$$R (\%) = \frac{V_{R\text{Echantillon}} - V_{R\text{MilieuCulture}}}{V_{R\text{Maximum}} - V_{R\text{MilieuCulture}}} \quad (5.1)$$

Dans laquelle  $V_{R\text{Echantillon}}$  et  $V_{R\text{MilieuCulture}}$  sont respectivement les tensions (les sorties de la photodiode en Volt) correspondant aux signaux de réflectance de l'échantillon et du milieu de culture.  $V_{R\text{Maximum}}$  est la tension fournie par le signal de réflectance maximal (en Volt) correspondant à la réflectance de la concentration en biomasse la plus élevée.

### **5.1.3.2 Mesure de la biomasse par imagerie *Infragram***

#### **5.1.3.2.1 Acquisition des images *infragram***

La technique « *Infragram* » a été créée à partir du modèle de photographie satellite Infrarouge (*Infragram* = Infrared Photography). Il s'agit d'une technique également utilisée par la Nasa qui permet de quantifier l'activité photosynthétique des plantes.

La caméra *Infragram* est une caméra visible-infrarouge simple et à faible coût produite par une communauté de Laboratoire public par le biais d'une série d'expériences collaboratives. A l'origine, cette technologie a été développée pour surveiller les dommages causés à la suite du déversement de pétrole de la société BP dans le golfe du Mexique [133]. Aujourd'hui, du fait de sa simplicité d'utilisation et de son coût relativement faible, elle est utilisée par les agriculteurs pour la surveillance (activité photosynthétique des plantes) de leurs plantations. Sajith Variyar et al. ont utilisé l'indice NDVI à partir des images prises à l'aide de la caméra *infragram* pour suivre l'activité photosynthétique de plantes dans une installation aquaponique [134]. Les valeurs des NDVI obtenues sont élevées par temps ensoleillé, en raison de l'augmentation de l'activité photosynthétique.

La caméra *infragram* que nous avons utilisée est de type « Point & Shoot » (figure 5.5) fabriquée par « Public Lab » [135] dont l'angle de vue est de 120°. Il s'agit d'une webcam modifiée (résolution 5 MPixels, 2304x1536) dont le filtre infrarouge a été supprimé et remplacé par un filtre rouge (annexe 4). Cette caméra capte la lumière visible sur le canal rouge (600 à 700 nm) et l'émission infrarouge sur le canal bleu (700 à 1000 nm) [136].



Figure 5.5 : Photo de la caméra infragram Point & Shoot

#### 5.1.3.2.2 Principe d'acquisition des images infragram

La figure 5.6 présente le dispositif d'acquisition des images infragram. Quotidiennement, un volume de 25 cl de culture de spiruline de chacune des trois expérimentations est prélevé dans une cuve puis homogénéisé. L'homogénéisation est faite manuellement à l'aide d'une baguette en plastique. Ensuite, la cuve est exposée au soleil pour la prise d'images. Par ailleurs, la caméra infragram est située à une hauteur de 90 cm de la cuve.

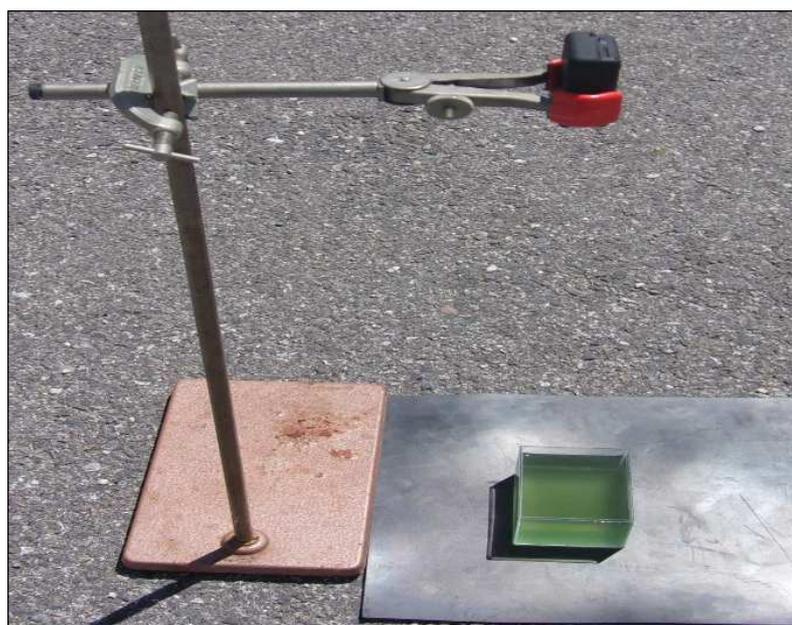


Figure 5.6 : Dispositif d'acquisition des images infragram

Les images acquises sont traitées avec le logiciel MATLAB. On récupère d'abord une partie de l'image non couverte par les ombres. Ensuite, on extrait les composantes rouge et infrarouge de cette partie. Les ombres peuvent être celles de la caméra ou provoquées par l'angle solaire.

### 5.1.3.2.3 Calcul des indices de végétation à différence normalisée

Il existe plusieurs indices spectraux pour caractériser les microalgues [137]. Ces indices sont généralement utilisés et développés en télédétection. Ainsi, ils intègrent plusieurs bandes spectrales, en général étroites, pour pouvoir différencier la microalgue étudiée des autres microorganismes présents dans le milieu. Parmi ces indices, on peut citer, par exemple, le CMI (Indice Macrophytes et Cyanobactéries), le FAI (Indice d'Algues Flottantes) [116], [138].

Nous avons calculé les indices spectraux à partir des composantes, rouge et infrarouge, des images obtenues afin de corréliser ces indices avec la concentration en biomasse de spiruline. Le choix de ces indices est contraint par la caméra infragram qui ne fournit que deux bandes spectrales. Il existe des indices simples, basés notamment sur des opérations arithmétiques entre les bandes spectrales rouge et proche infrarouge, tels que l'indice différentiel de végétation, l'indice de végétation par quotient et l'indice de végétation à différence normalisée (NDVI). L'inconvénient des deux premiers indices est qu'ils sont très sensibles aux variations atmosphériques. Quant au NDVI, la normalisation par la somme des deux bandes permet de réduire les effets de l'éclairement solaire [139]. L'indice de végétation par différence normalisé ou indice de Tucker a pour expression :

$$NDVI = \frac{R_{NIR} - R_{red}}{R_{NIR} + R_{red}} \quad (5.2)$$

avec  $R_{NIR}$  la réflectance proche infrarouge dans la plage de 700 à 1000 nm, et  $R_{red}$  la réflectance rouge comprise, dans notre cas, entre 600 et 700 nm.

Les valeurs du NDVI sont comprises entre -1 et +1. Les formations végétales, ont des valeurs de NDVI positives, et généralement comprises entre 0,1 et 0,7.

La figure 5.7 présente les différentes étapes de calcul des images à niveau de gris NDVI et des indices NDVI associés à chaque échantillon de spiruline.

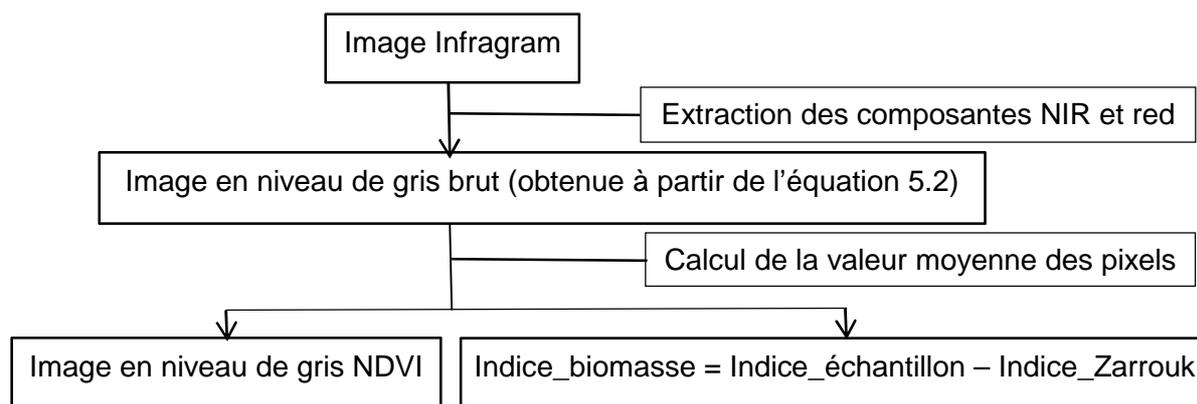


Figure 5.7 : Principe d'obtention de l'image NDVI et de calcul de l'indice NDVI

En utilisant le logiciel MATLAB, on extrait les composantes proche infrarouge (NIR) et rouge (Red) de l'image infragram. Les composantes proche infrarouge et rouge sont respectivement contenues dans les canaux, rouge et bleu, de la caméra infragram. Ensuite, on calcule l'image en niveau de gris NDVI brut à partir des deux composantes suivant l'équation 5.2. L'image en niveau de gris NDVI est obtenue en moyennant les valeurs des pixels de l'image en niveau de gris brut. Quant à la valeur de l'indice NDVI associée à la biomasse d'un échantillon donné, elle est obtenue par la différence de l'indice NDVI de l'échantillon et de celui du milieu de culture *Zarrouk*. L'indice NDVI d'un échantillon correspond à la valeur moyenne des valeurs des pixels de l'image NDVI brut.

Les expériences ont été réalisées pendant 8 jours sur la période du 25 juillet au 01 août 2016 sur le site de la société Biosentec à Toulouse (France) de latitude  $43,5327^\circ$  N et de longitude  $1,4912^\circ$  E. Nous avons obtenu des données météorologiques notamment le rayonnement global de Météo France pour la station météorologique d'Auzerville-Tolosane. Cette station est située à 1,6 Km de Biosentec à une latitude  $43,529^\circ$  N et à une longitude  $1,504^\circ$  E. Les rayonnements solaires globaux nous ont permis d'étudier l'influence de l'intensité de l'éclairement solaire sur les valeurs des NDVI. Pour mener cette expérience, nous avons acquis à différentes heures sur deux journées consécutives (les 27 et 28 Juillet 2016) des images infragram de deux échantillons de spiruline de concentration en biomasse de 0,2 g/L et 0,5 g/L. Ces échantillons ont été conservés à l'abri de la lumière pour minimiser les variations de la biomasse. Avant chaque prise d'image, la densité optique à 680 nm de l'échantillon est mesurée pour s'assurer que sa concentration en biomasse n'a pas varié.

## 5.2 Résultats et discussions

### 5.2.1 Evolution de la biomasse dans le temps pour le test des mesures de biomasse

La figure ci-dessous présente les croissances de la spiruline des trois cultures réalisées dans les aquariums pour mesurer la biomasse. On constate que les évolutions des trois cultures sont quasi identiques avec une erreur moyenne égale à 1,54 %. On retrouve les différentes phases de croissance (croissance exponentielle et évolution stationnaire) décrites dans le chapitre précédent.

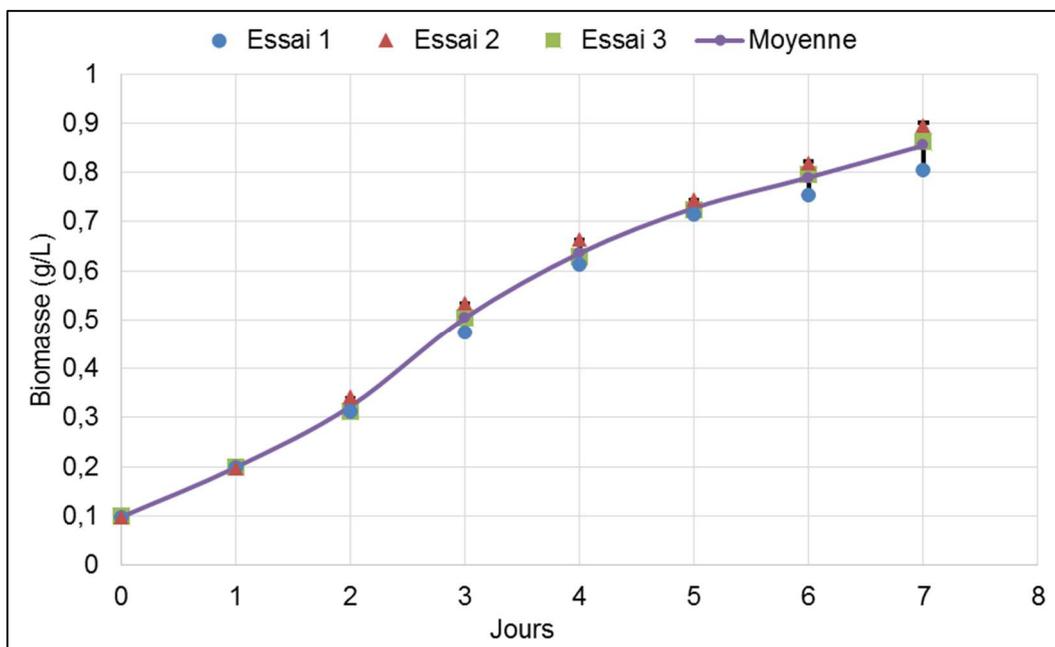


Figure 5.8 : Croissance de la spiruline des trois essais pour l'estimation de la biomasse

### 5.2.2 Evolution de la biomasse sèche en fonction des densités optiques

Les poids de biomasse sèche évoluent linéairement en fonction des densités optiques (figure 5.9). Le meilleur ajustement entre poids sec et densité optique (équation 5.3) a été obtenu à 680 nm ( $OD_{680}$ ) avec un  $R^2 = 0,9968$  :

$$PS(g \cdot L^{-1}) = 0,7247 \cdot OD_{680} + 0,0044 \quad (5.3)$$

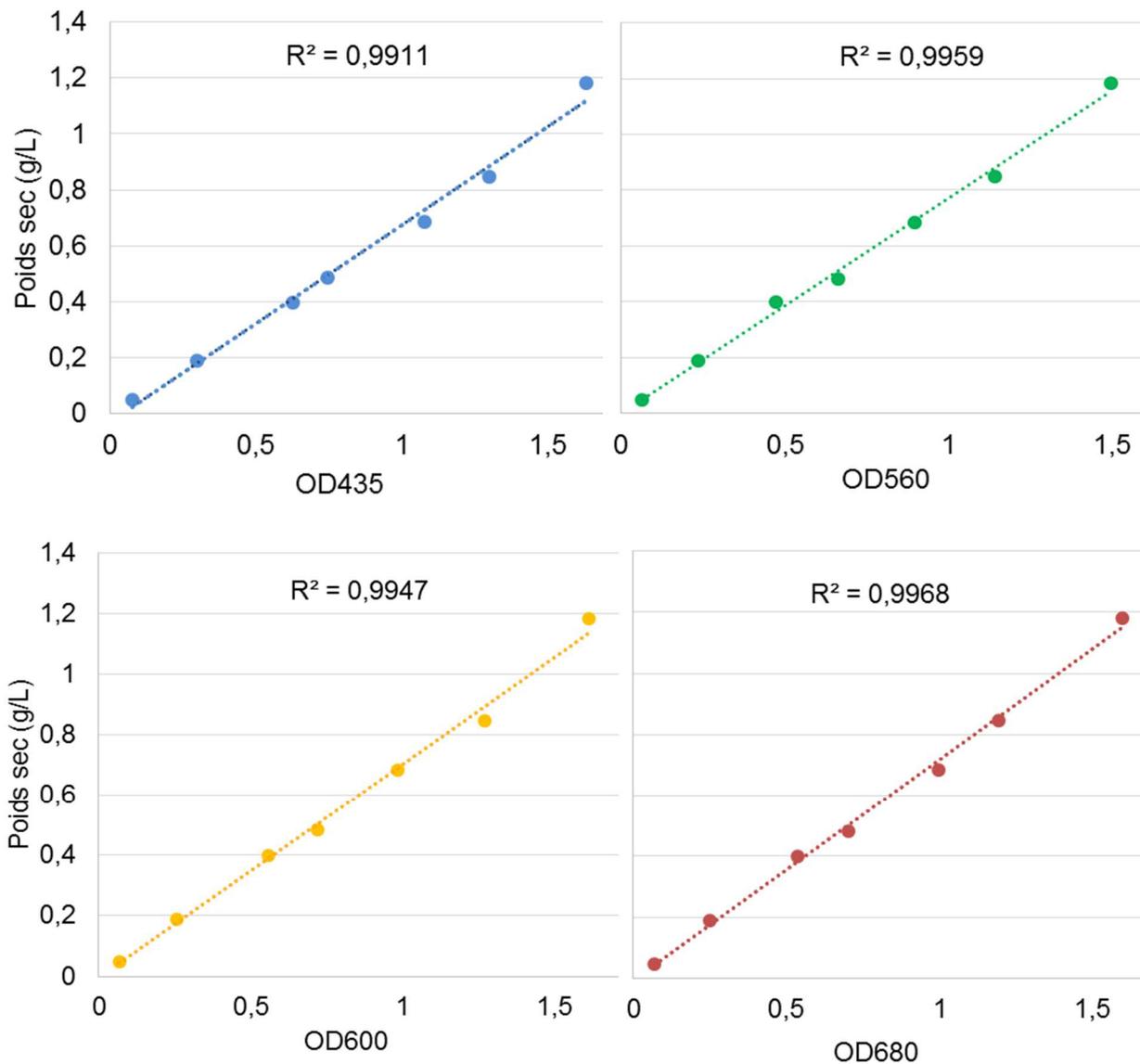


Figure 5.9 : Relations entre la biomasse sèche et les OD à 435, 560, 600 et 680 nm

### 5.2.3 Evolution de la biomasse en fonction du signal de réflectance

La concentration en biomasse de spiruline évolue linéairement en fonction du signal de réflectance (figure 5.10). La tension fournie par le signal de réflectance est liée à la teneur en chlorophylle contenue dans la spiruline. De plus, cette teneur en chlorophylle dépend des conditions de culture et surtout de la population de spiruline. La concentration en biomasse de spiruline étant proportionnelle à sa population, plus la population augmente plus la biomasse augmente. Les mesures données par le capteur sont quasiment identiques et l'erreur mesurée (la déviation standard) est de

0,47%. La relation entre le poids sec de biomasse et le signal de réflectance est donnée par l'équation suivante avec  $R^2 = 0,9934$  :

$$PS (g \cdot L^{-1}) = 0,8231R(\%) + 0,0104 \quad (5.4)$$

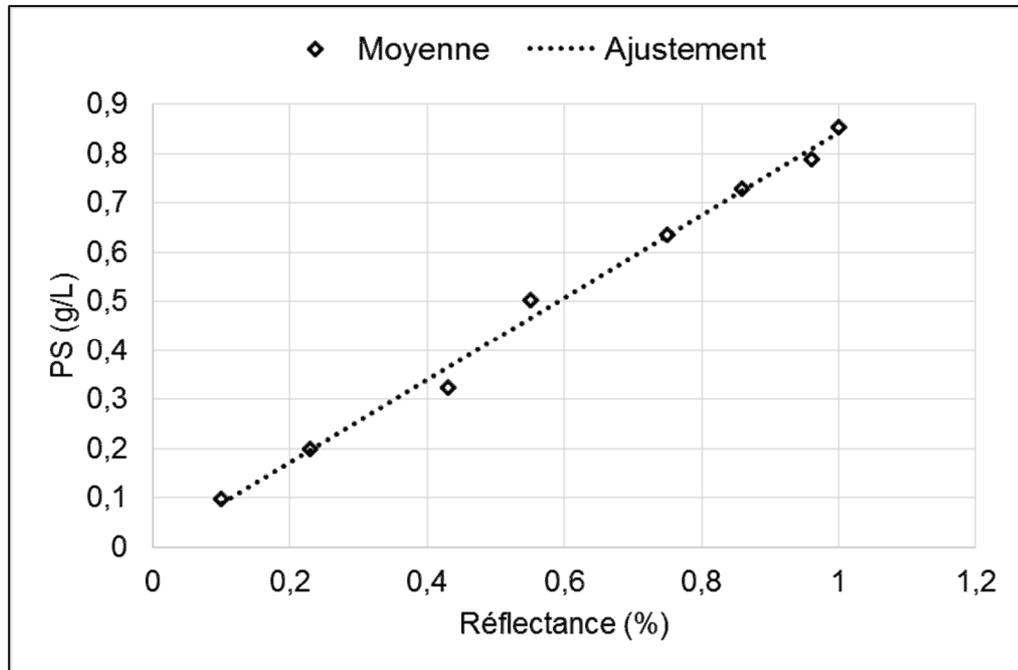


Figure 5.10 : Relation entre la biomasse et la réflectance

#### 5.2.4 Evolution de la biomasse en fonction du NDVI

Le tableau 5.1 présente les différentes valeurs moyennes de NDVI correspondant aux trois cultures. On a une déviation standard moyenne de  $\pm 19,58 \cdot 10^{-5}$  sur les valeurs de pixels composant l'image en niveaux de gris NDVI. Cette faible valeur de la déviation permet d'apprécier la bonne homogénéisation des échantillons de spiruline imagés. Durant les six premiers jours de culture, les valeurs des NDVI sont cohérentes. En effet, ces valeurs augmentent avec la concentration en biomasse pour des valeurs d'éclairement solaire relativement élevées comprises entre 217 et 310  $W \cdot m^{-2}$ . Pour les deux derniers jours, on a une diminution des valeurs des NDVI en dépit de l'augmentation de la concentration en biomasse. Cela peut se justifier par la faible valeur de l'éclairement solaire. On peut donc affirmer que, l'intensité de l'éclairement solaire a une influence sur l'indice NDVI.

Tableau 5.1 : Valeurs du NDVI en fonction de la biomasse

Jours	Biomasse (g/L)	NDVI	Déviati on standard	Eclairement (W/m <sup>2</sup> )
0	0,098	0,1515	28,93·10 <sup>-5</sup>	217
1	0,199	0,1604	22,88·10 <sup>-5</sup>	221
2	0,323	0,1674	10,49·10 <sup>-5</sup>	248
3	0,504	0,1961	43,15·10 <sup>-5</sup>	315
4	0,636	0,2139	13,00·10 <sup>-5</sup>	325
5	0,728	0,2204	10,62·10 <sup>-5</sup>	310
6	0,790	0,2005	15,35·10 <sup>-5</sup>	122
7	0,855	0,2097	12,20·10 <sup>-5</sup>	160

Les valeurs des NDVI des jours 6 et 7 n'étant pas fiables, nous avons donc représenté les poids en biomasse sèche des 6 premiers jours en fonction des NDVI pour les 3 cultures (figure 5.11). On peut déjà remarquer des valeurs de NDVI presque identiques pour les 3 cultures. Cette uniformité de ces valeurs montre une bonne répétabilité de notre système de mesure (caméra infragram). L'ajustement des poids secs en fonction des NDVI moyens (point en bleu) montre que la concentration en biomasse de spiruline évolue linéairement en fonction du NDVI selon l'équation 5.5 avec  $R^2 = 0,9881$  :

$$PS(g \cdot l^{-1}) = 8,5534 \cdot NDVI - 1,1697 \quad (5.5)$$

Les intensités des réflectances dans le rouge et le proche infrarouge dépendent de l'état physiologique des individus de spiruline mais surtout de leur nombre. Ainsi, lorsque la concentration en biomasse de spiruline est élevée (population de spiruline élevée), la spiruline réfléchit une grande quantité de lumière infrarouge et une très faible quantité de lumière rouge ce qui permet d'avoir un NDVI élevé.

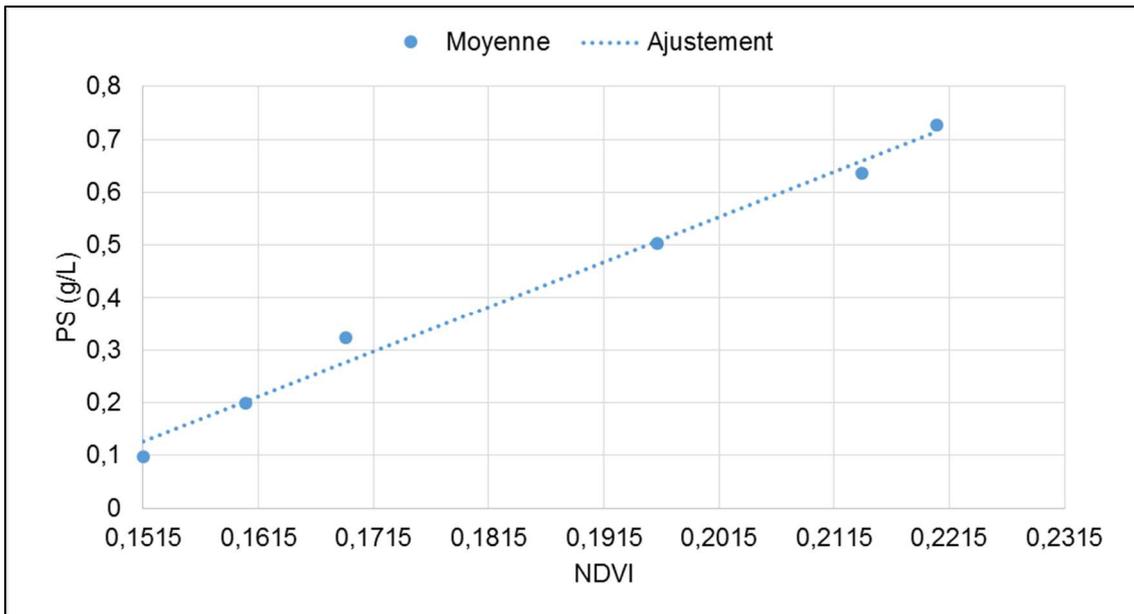


Figure 5.11 : Evolution de biomasse en fonction du NDVI

Les images infragram du milieu de culture et des échantillons de spiruline des 6 premiers jours sont présentées à la figure 5.12. On voit une différence nette de couleur entre les images infragram des échantillons et celles du milieu de culture. Les images infragram prennent une couleur bleue claire au fur et à mesure que la biomasse augmente. En effet, l'image infragram d'une végétation contenant une certaine quantité de chlorophylle est de couleur bleu ciel [140].

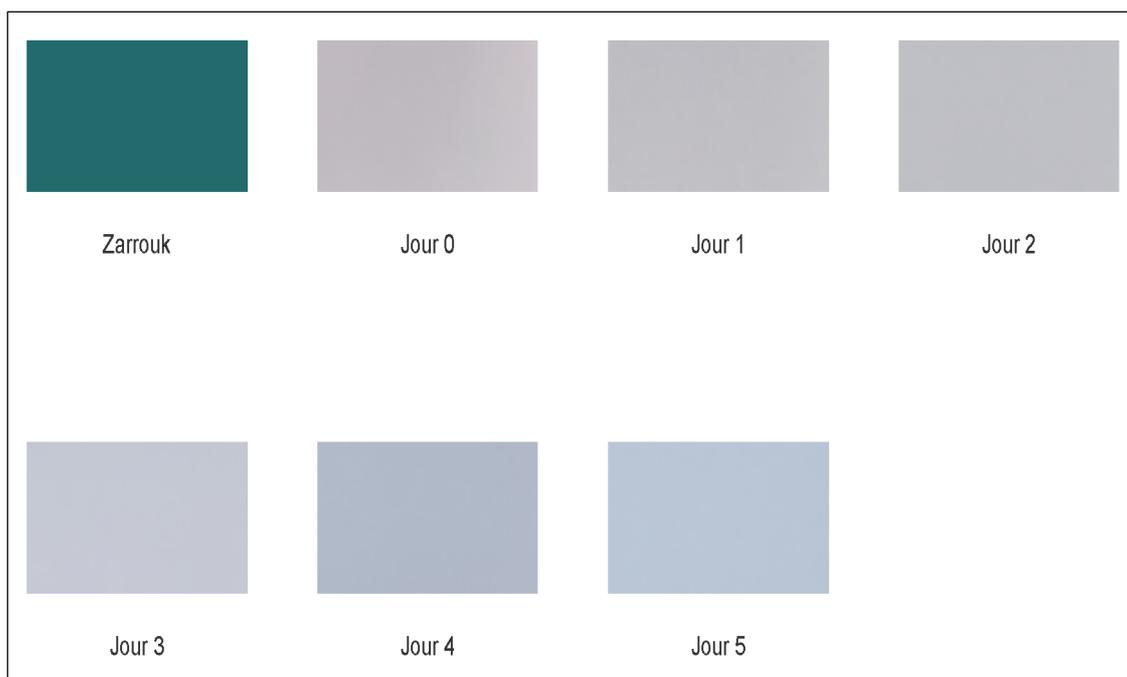


Figure 5.12 : Images infragram du milieu de culture et des échantillons de spiruline

Les images en niveaux de gris NDVI (figure 5.13) obtenues à partir des images infragram permettent de voir la différence de contraste entre les composantes infrarouge et rouge des images infragram. Ainsi, on peut apprécier l'augmentation de la biomasse en observant les images NDVI.

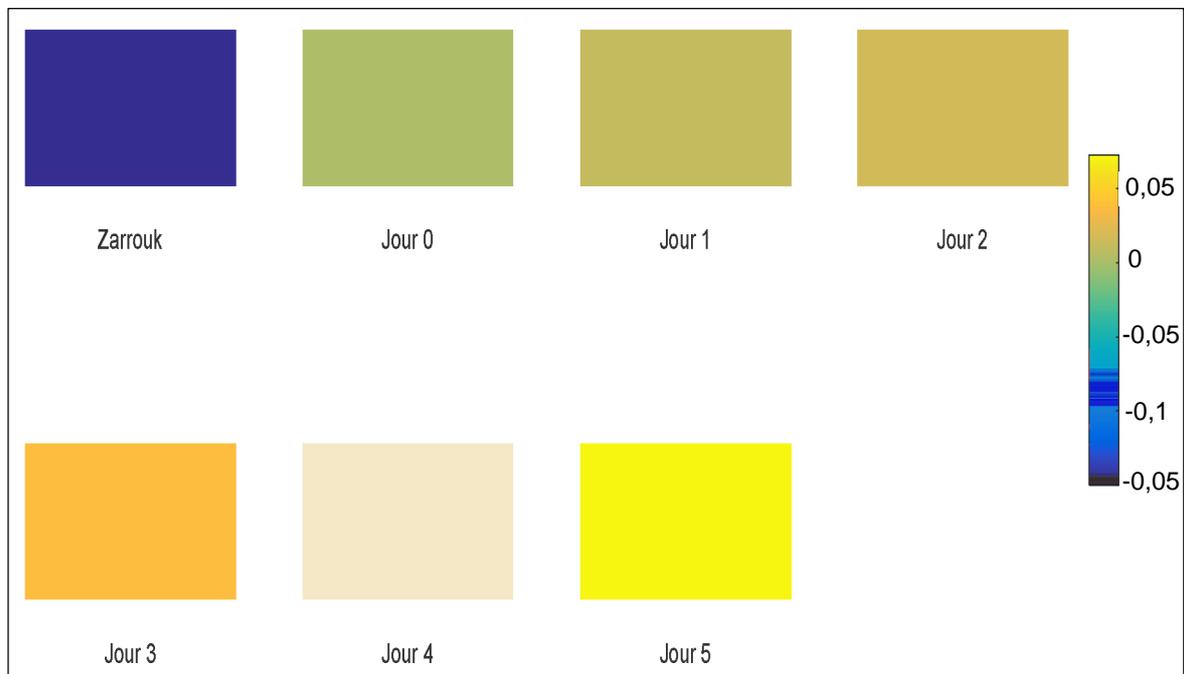


Figure 5.13 : Images NDVI du milieu de culture et des échantillons de spiruline

La figure 5.14 montre l'influence de l'intensité de l'éclairement solaire sur la valeur du NDVI pour les deux échantillons dont les biomasses sont égales à 0,2 g/L et 0,5 g/L. Les heures auxquelles les valeurs des NDVI ont été mesurées le 28 juillet 2016 sont marquées en rouge sur la figure et celles auxquelles les valeurs des NDVI ont été mesurées le 27 juillet 2016 sont marquées en vert. Les valeurs de concentration en biomasse de 0,2 g/L et 0,5 g/L ont des valeurs moyennes de NDVI respectivement égales à  $0,1755^{\pm 0,0112}$  et  $0,2083^{\pm 0,0133}$ . Pour des valeurs d'éclairement solaire inférieures à  $160 \text{ W}\cdot\text{m}^{-2}$ , les valeurs du NDVI restent relativement faibles pour les deux échantillons. Au-delà de cette valeur d'éclairement, on observe des valeurs élevées de NDVI qui augmentent avec l'éclairement. Cependant, le 27 juillet, à 10h00 les valeurs de NDVI sont inférieures à celles de 9h00 contrairement aux intensités de l'éclairement solaire. Cette observation (diminution des NDVI avec l'augmentation de l'éclairement solaire) peut se justifier soit par l'angle solaire soit par l'état physiologique des microalgues [116]. Dans notre cas, les valeurs maximales de NDVI ont été

obtenues à 12h00. En général, à cette heure, le soleil se trouve au zénith ce qui permet donc d'éviter l'effet de l'angle solaire (effet d'ombre) sur les images infragram.

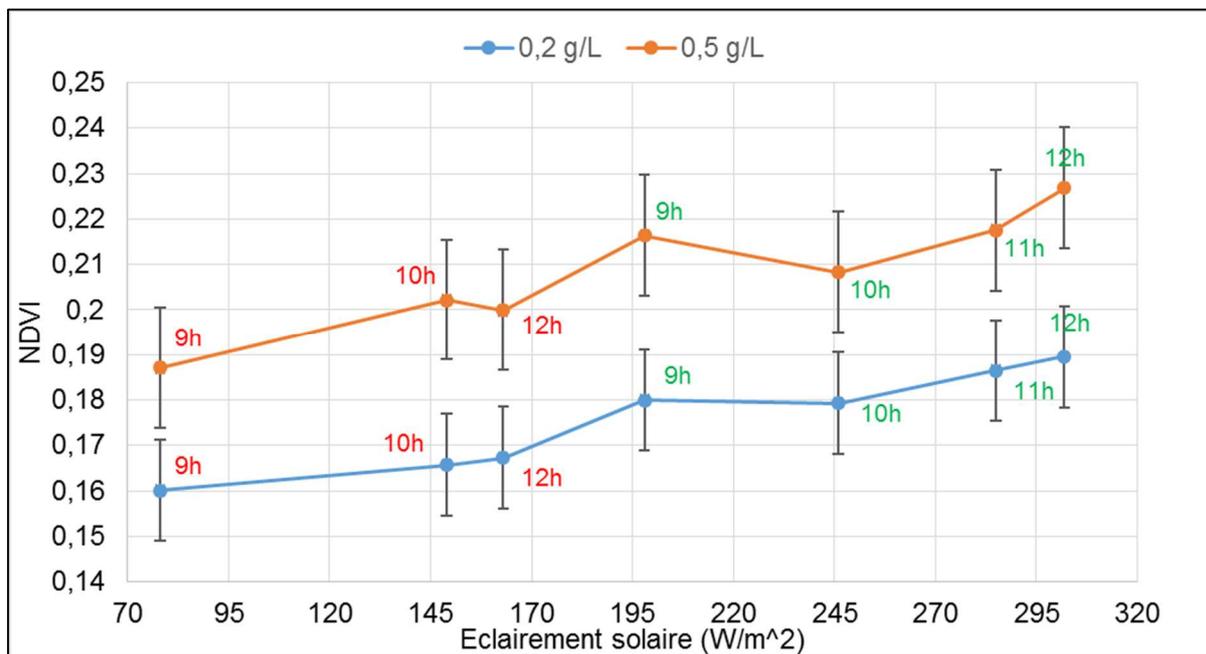


Figure 5.14 : Evolution du NDVI en fonction de l'intensité de l'éclairement solaire

## Conclusion

Dans ce chapitre, nous avons présenté deux méthodes simples de mesure de biomasse. Ces deux méthodes que nous avons développées permettent de suivre la croissance de la spiruline. L'une consiste à mesurer le signal de réflectance de la solution de spiruline à 830 nm et l'autre à analyser le contraste des composantes proches infrarouge et rouge des images infragram. Ces deux méthodes permettent d'estimer la biomasse de spiruline avec un coefficient de corrélation supérieur à 0,9. Ces résultats dépendent d'une bonne homogénéisation du milieu. Par ailleurs, la fiabilité des images infragram dépend du niveau d'ensoleillement. Ainsi, les valeurs des NDVI sont correctes lorsque l'éclairement solaire est supérieur à  $160 \text{ W}\cdot\text{m}^{-2}$  et avec un soleil au zénith pour éviter l'effet d'ombre.

Le capteur de réflectance peut être amélioré pour suivre la croissance de la spiruline en temps réel dans un environnement contrôlé contrairement à l'imagerie infragram. En effet, l'imagerie infragram est une technique qui ne peut qu'être utilisée que pour des systèmes ouverts à cause de l'éclairement solaire. Ces deux techniques

ont un avantage majeur qui est de pouvoir suivre la croissance de la spiruline sans prélèvement des échantillons de culture.

La méthode de la réflectance est une technique qui peut être adaptée à plusieurs types de microalgues. En effet, en choisissant de façon judicieuse les LEDs d'excitation en fonction du spectre de réflectance de la microalgue, la biomasse de la microalgue peut être estimée à partir d'un capteur de mesure du signal de réflectance. Cette méthode peut également permettre de mesurer les teneurs des pigments photosynthétiques et notamment les teneurs en chlorophylle et en phycocyanine des microalgues.

**CONCLUSION GENERALE  
ET  
PERSPECTIVES**



La croissance démographique mondiale nous conduit à surexploiter les ressources de notre planète. Bien avant l'énergie, le besoin fondamental de l'humanité reste la sécurité alimentaire. La plupart des pays exposés à la malnutrition se situent principalement en Afrique Sub-Saharienne et en Asie et ce fléau touche près d'une personne sur six dans le monde. Il est évident pour ces pays que l'issue passe avant tout par une stabilité politique durable. Néanmoins, d'autres facteurs interviennent et concernent également les pays dits « développés » comme le Japon, la France, les Etats-Unis, etc. Avec l'augmentation de la population, les surfaces de terres cultivables diminuent alors qu'elles doivent produire plus encore, le réchauffement climatique engendre des catastrophes naturelles de grande ampleur qui provoquent autant la sécheresse que des inondations sans précédent, les engrais et les pesticides polluent les sols, les nappes phréatiques et les cours d'eau.

Face à cette situation, des méthodes de production agricole durable sont à développer et à vulgariser. Parmi elles, les serres et les usines de plantes se présentent comme une solution d'avenir pour développer une agriculture responsable et autant soucieuse de l'environnement que des consommateurs finaux. Ces solutions technologiques optimisées permettent non seulement de supprimer tout type de pollution (engrais, pesticides...), de produire des produits sains (corrélations avérées entre pesticides et perturbateurs endocriniens, cancers, ...) tout en réduisant les surfaces de culture, et les besoins en eau et en énergie.

Dans ces milieux de croissance pour plantes, l'optimisation et le contrôle des facteurs de croissance (lumière, température, humidité, taux de CO<sub>2</sub>) s'imposent pour minimiser les coûts de production et accroître les rendements. Parmi l'ensemble des éléments nécessaires au développement végétal, la lumière est un facteur majeur et essentiel puisqu'intervenant directement dans le processus de la photosynthèse. La maîtrise des processus photosynthétiques permet de s'affranchir des cycles saisonniers et de la baisse de luminosité (surtout en hiver) pour pouvoir ainsi produire tout type de plantes en toutes saisons. Pour pallier au déficit de rayonnement solaire, des systèmes d'éclairage artificiels sont depuis longtemps utilisés dans l'agriculture en environnements contrôlés.

Après un état de l'art sur les sources de lumière adaptées pour la culture des plantes en environnements contrôlés dans le chapitre 1, nous avons présenté la spiruline, ses qualités nutritionnelles remarquables et son potentiel en termes de lutte

contre la malnutrition ainsi que les diverses techniques de cultures et de mesures adaptées à cette microalgue (chapitre 2).

Le chapitre 3 aborde une partie plus fondamentale et théorique basée sur des formalismes mathématiques adaptés au spectre des LEDs et qui nous permettent, à l'aide d'un panel judicieusement choisi, de reconstituer tout type d'enveloppe spectrale, en l'occurrence la courbe RQE désignée comme une courbe optimisée pour la photosynthèse. En effet, comparativement aux sources de lumières traditionnelles, les LEDs se présentent comme des sources idéales pour la croissance des plantes car elles sont à la fois simple et souple d'utilisation (faible tension d'alimentation, spectre monochromatique...) et également peu énergivore. Ces modèles nous ont permis d'ajuster la courbe RQE par des sommes de fonctions gaussiennes et de Pearson VII (fonctions descriptives des spectres des LEDs). Les meilleurs résultats ont été obtenus avec le modèle de Pearson VII qui donne un ajustement de la courbe RQE optimisé (rapport entre le nombre de LED et l'écart à la courbe RQE le plus efficace) à partir de cinq fonctions ( $R^2 = 0,92$ ) contrairement au modèle Gaussien qui en présente sept. Par ailleurs, nous avons calculé l'efficacité photosynthétique de cinq couleurs de LED utilisées couramment dans l'éclairage horticole : blanc, bleu, rouge, vert et ambre. Les résultats ont montré que la LED rouge donne l'efficacité la plus élevée d'où son intérêt dans le domaine.

Le choix de l'application de notre modèle d'étude s'est porté sur la microalgue « Spiruline Platensis » pour plusieurs raisons : son cycle de reproduction court qui permet des expériences multiples et qui s'adapte au cadre d'une thèse, son intérêt économique évident et ses qualités nutritionnelles remarquables qui en font un des plus importants compléments alimentaires pour lutter contre la malnutrition dans le monde. En effet, la sécurité alimentaire et la malnutrition restent des fléaux qui touchent particulièrement les pays en voie de développement et qui constituent des causes essentielles de la mortalité infantile. La lutte contre ce fléau passe donc aussi par la valorisation d'aliments riches. Cet aliment nutritif, présente également des applications en cosmétique et en médecine. Démocratiser la spiruline dans un pays comme la Côte d'Ivoire présente plusieurs avantages : création d'emplois et d'activités de recherche et développement dans le domaine de l'algoculture. Le chapitre 4 présente l'influence de plusieurs facteurs sur la croissance de spiruline sous éclairage à LEDs rouges. Ainsi, nous avons montré qu'il n'est pas nécessaire de maintenir un éclairage durant 24h00. La production de biomasse optimale est obtenue avec une

photopériode de 17h00. En outre, la température et la concentration du milieu de culture initiale optimales sont respectivement de 28°C et 0,18 g/L.

Enfin, dans le dernier chapitre, nous avons mis en œuvre deux méthodes de mesures pour quantifier la biomasse de spiruline in situ. Une des principales contraintes sur le choix des techniques est dictée par l'application finale : être utilisable dans les pays en voie de développement et donc présenter un coût réduit et une grande facilité d'utilisation. Les résultats de ces deux méthodes qui reposent sur le spectre de réflectance optique de la spiruline ont été comparés à ceux de la méthode de mesure usuelle de la biomasse de spiruline (la spectrophotométrie). L'une utilise le contraste d'image exprimée par l'indice NDVI. Les images ont été acquises par une camera *infragram*, peu coûteuse et simple d'utilisation. Cependant, les valeurs de NDVI sont influencées par l'éclairement et l'angle solaire ce qui impose des acquisitions d'images lorsque le soleil est au zénith. Pour mettre en œuvre l'autre méthode, nous avons conçu un capteur qui mesure le signal de réflectance de la culture de spiruline à 830 nm et nous avons montré que ce signal est proportionnel à la quantité de biomasse contenue dans la culture de spiruline. Ces méthodes, en permettant des mesures in situ de la biomasse de spiruline, sont bien adaptées pour contrôler en temps réel sa croissance.

Elles présentent des résultats avec des précisions quasi égales à la spectrophotométrie. La biomasse sèche de 0,1 à 0,8 g/L est corrélée linéairement avec les valeurs NDVI (indice de végétation à différence normalisée) et les signaux de réflectance respectivement avec  $R^2 = 0,9881$  et  $R^2 = 0,9934$  alors que la méthode de spectrophotométrie donne  $R^2 = 0,9968$ .

En ce qui concerne les perspectives relatives à cette étude, il est possible de la compléter :

- en réalisant à partir du modèle de Pearson, un système d'éclairage horticole avec des LEDs commerciales courantes et comparer les résultats du modèle à l'expérimentation ;
- en étudiant l'effet d'une augmentation dynamique de l'intensité de la lumière sur la croissance de la spiruline ;
- en étudiant l'influence des facteurs de croissance (lumière, température, temps d'éclairage) sur les teneurs en pigments photosynthétiques, les concentrations en protéines et en vitamines principales de la spiruline ;

- en mettant en œuvre des méthodes de mesure in situ des pigments photosynthétiques ;
- en faisant enfin une étude comparative en termes de coût de production de biomasse de spiruline pour des cultures éclairées artificiellement et naturellement.

## REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

---

- [1] L. Multigner, « Effets retardés des pesticides sur la santé humaine », *Environ. Risques Santé*, vol. 4, n° 3, p. 187-194, 2005.
- [2] INS, « Annuaire Statistique du Commerce Extérieur 2013 ». 2014.
- [3] ONU, « La planète comptera 8,5 milliards d'individus d'ici 2030, selon l'ONU », *Centre d'actualités de l'ONU*, 29-juill-2015. [En ligne]. Disponible sur: <http://www.un.org/apps/newsFr/storyF.asp?NewsID=35264#.WQXIJdykLIV>. [Consulté le: 30-avr-2017].
- [4] P. Gerland *et al.*, « World population stabilization unlikely this century », *Science*, vol. 346, n° 6206, p. 234-237, oct. 2014.
- [5] G. Pison, « Sept milliards d'êtres humains aujourd'hui, combien demain », *Popul. Sociétés*, n° 482, 2011.
- [6] CNN, « Analyse de la situation nutritionnelle en Côte d'Ivoire », 2015.
- [7] « Côte d'Ivoire Fiche pays », *PopulationData.net*. .
- [8] FAO, « L'état de la faim dans le monde ». 2008.
- [9] J. G. da Silva, E. Cousin, et K. F. Nwanze, *L'état de l'insécurité alimentaire dans le monde 2015: objectifs internationaux 2015 de réduction de la faim : des progrès inégaux*. Rome (I): FAO, 2015.
- [10] A. Koffi, L. Brou, B. Kpangni, M. Sylla, C. Tapé, et M. Touré, « Evaluation approfondie de la sécurité alimentaire des ménages ruraux en Côte d'Ivoire », 2009.
- [11] PAM, « Malnutrition », *La Faim*, 2017. [En ligne]. Disponible sur: <http://fr.wfp.org/faim/malnutrition>. [Consulté le: 02-mars-2017].
- [12] UNICEF, « La malnutrition dans le monde : les plus vulnérables dans le viseur », *UNICEF France*, 2008. [En ligne]. Disponible sur: <https://www.unicef.fr/article/la-malnutrition-dans-le-monde-les-plus-vulnerables-dans-le-viseur>. [Consulté le: 02-mars-2017].
- [13] OMS, « L'utilisation des pesticides en agriculture et ses conséquences pour la santé publique », 1991.
- [14] Anova-plus, « Culture intensive : les conséquences », *Anova-Plus*, 2014. .
- [15] Planetoscope, « Consommation de pesticides dans le monde », 2012. [En ligne]. Disponible sur: <http://www.planetoscope.com/agriculture-alimentation/885-consommation-de-pesticides-dans-le-monde.html>. [Consulté le: 30-avr-2017].
- [16] M. Kaji, « Role of experts and public participation in pollution control: the case of Itai-itai disease in Japan », *Ethics Sci. Environ. Polit.*, vol. 12, n° 2, p. 99-111, juill. 2012.
- [17] S. S. Myers *et al.*, « Climate Change and Global Food Systems: Potential Impacts on Food Security and Undernutrition », *Annu. Rev. Public Health*, vol. 38, n° 1, avr. 2017.

- [18] Y. Lu *et al.*, « Impacts of soil and water pollution on food safety and health risks in China », *Environ. Int.*, vol. 77, p. 5-15, avr. 2015.
- [19] A. P. Møller, « Environmental Indicators of Climate Change: Phenological Aspects », in *Environmental Indicators*, R. H. Armon et O. Hänninen, Éd. Dordrecht: Springer Netherlands, 2015, p. 39-49.
- [20] M. A. Altieri et C. I. Nicholls, « The adaptation and mitigation potential of traditional agriculture in a changing climate », *Clim. Change*, vol. 140, n° 1, p. 33-45, janv. 2017.
- [21] X. Yang, Z. Tian, L. Sun, B. Chen, F. N. Tubiello, et Y. Xu, « The impacts of increased heat stress events on wheat yield under climate change in China », *Clim. Change*, vol. 140, n° 3-4, p. 605-620, févr. 2017.
- [22] D. D. Headey, « The evolution of global farming land: facts and interpretations », *Agric. Econ.*, vol. 47, n° S1, p. 185-196, nov. 2016.
- [23] FAO, « L'état des ressources en terres et en eau pour l'alimentation et l'agriculture dans le monde », 2011.
- [24] B. Cemek et Y. Demir, « Testing of the condensation characteristics and light transmissions of different plastic film covering materials », *Polym. Test.*, vol. 24, n° 3, p. 284-289, mai 2005.
- [25] A. Weill et J. Duval, « Structures de serre et tunnels », 2009.
- [26] R. C. Morrow, « LED lighting in horticulture », *HortScience*, vol. 43, n° 7, p. 1947-1950, 2008.
- [27] K. Hidaka *et al.*, « Effect of supplemental lighting from different light sources on growth and yield of strawberry », *Environ. Control Biol.*, vol. 51, n° 1, p. 41-47, 2013.
- [28] S. Tazawa, « Effects of various radiant sources on plant growth (Part 1) », *Jpn. Agric. Res. Q.*, vol. 33, p. 163-176, 1999.
- [29] UVED, « Photosynthèse et respiration dans le cycle des nutriments ». [En ligne]. Disponible sur: [http://www.cima.ualg.pt/piloto/UVED\\_Geochimie/UVED/site/html/2/2-3/2-3-1/2-3-1-4.html](http://www.cima.ualg.pt/piloto/UVED_Geochimie/UVED/site/html/2/2-3/2-3-1/2-3-1-4.html). [Consulté le: 16-janv-2018].
- [30] « La photosynthèse », 2013. [En ligne]. Disponible sur: <http://tp-svt.pagesperso-orange.fr/photosynt.htm>. [Consulté le: 16-janv-2018].
- [31] N. ANDRIEUX, « Le rôle de la chlorophylle », *Bienvenue à tous*, 30-nov-2015. [En ligne]. Disponible sur: <http://www.monprofsvt87.com/spip.php?article13&lang=fr>. [Consulté le: 16-janv-2018].
- [32] K. J. McCree, « The action spectrum, absorptance and quantum yield of photosynthesis in crop plants », *Agric. Meteorol.*, vol. 9, p. 191-216, 1971.
- [33] « Spectre lumineux », *VetoFish*, 02-juin-2011. [En ligne]. Disponible sur: <https://www.vetofish.com/definition/spectre-lumineux>. [Consulté le: 16-janv-2018].

- [34] W. Biggs, « Radiation measurement », in *Advanced agricultural instrumentation*, Springer, 1986, p. 3–20.
- [35] J. J. Vorst, L. E. Schweitzer, et V. L. Lechtenberg, « International system of units (SI): Application to crop science<sup>1</sup> », *J. Agron. Educ.*, vol. 10, p. 70–72, 1981.
- [36] J. C. Sager, W. O. Smith, J. L. Edwards, et K. L. Cyr, « Photosynthetic efficiency and phytochrome photoequilibria determination using spectral data », *Trans ASAE*, vol. 31, n° 6, p. 1882–1889, 1988.
- [37] C. Barnes *et al.*, « Accuracy of quantum sensors measuring yield photon flux and photosynthetic photon flux », *HortScience*, vol. 28, n° 12, p. 1197–1200, 1993.
- [38] G. J. Da Costa et J. L. Cuello, « Designing a phytometric system of light measurement for plants », SAE Technical Paper, 2003.
- [39] « Générique Soleil ». [En ligne]. Disponible sur: <https://www.lesnumeriques.com/lampe-ampoule-led/generique-soleil-p9487/test.html>. [Consulté le: 18-mars-2018].
- [40] CIDES, « Essais d'éclairage d'appoint DEL versus HPS pour la production de transplants de poivron ». 2009.
- [41] E. F. T. Alma, *Illumination fundamentals*. Lighting Research Center, 2000.
- [42] S. Kitsinelis, *LIGHT SOURCES Technologies and Applications*. CRC Press, 2011.
- [43] L. Arexis Boisson, « Etude et optimisation d'un système d'éclairage efficace énergétiquement et adapté aux besoins de ses utilisateurs (santé, sécurité et qualité de vie) », Université de Toulouse, Université Toulouse III-Paul Sabatier, 2014.
- [44] I. Vänninen, D. M. Pinto, A. I. Nissinen, N. S. Johansen, et L. Shipp, « In the light of new greenhouse technologies: 1. Plant-mediated effects of artificial lighting on arthropods and tritrophic interactions », *Ann. Appl. Biol.*, vol. 157, n° 3, p. 393-414, nov. 2010.
- [45] N. Yeh et J.-P. Chung, « High-brightness LEDs—Energy efficient lighting sources and their potential in indoor plant cultivation », *Renew. Sustain. Energy Rev.*, vol. 13, n° 8, p. 2175-2180, oct. 2009.
- [46] K.-H. Lin, M.-Y. Huang, W.-D. Huang, M.-H. Hsu, Z.-W. Yang, et C.-M. Yang, « The effects of red, blue, and white light-emitting diodes on the growth, development, and edible quality of hydroponically grown lettuce (*Lactuca sativa* L. var. capitata) », *Sci. Hortic.*, vol. 150, p. 86-91, févr. 2013.
- [47] M. Olle et A. Viršile, « The effects of light-emitting diode lighting on greenhouse plant growth and quality », *Agric. Food Sci.*, vol. 22, n° 2, p. 223–234, 2013.
- [48] M. Johkan, K. Shoji, F. Goto, S. Hashida, et T. Yoshihara, « Blue light-emitting diode light irradiation of seedlings improves seedling quality and growth after transplanting in red leaf lettuce », *HortScience*, vol. 45, n° 12, p. 1809–1814, 2010.

- [49] W. R. Briggs et J. M. Christie, « Phototropins 1 and 2: versatile plant blue-light receptors », *Trends Plant Sci.*, vol. 7, n° 5, p. 204–210, 2002.
- [50] D. G. Pelka et K. Patel, « An overview of LED applications for general illumination », in *Optical Science and Technology, SPIE's 48th Annual Meeting*, 2003, p. 15–26.
- [51] E. Olvera-Gonzalez *et al.*, « A LED-based smart illumination system for studying plant growth », *Light. Res. Technol.*, vol. 46, n° 2, p. 128-139, avr. 2014.
- [52] F. Tian, « Study and optimization of lighting systems for plant growth in a controlled environment », Université Toulouse III – Paul Sabatier, 2016.
- [53] G. W. Stutte, S. Edney, et T. Skerritt, « Photoregulation of bioprotectant content of red leaf lettuce with light-emitting diodes », *HortScience*, vol. 44, n° 1, p. 79–82, 2009.
- [54] H. Li, C. Tang, et Z. Xu, « Effects of different light quality on growth, photosynthetic characteristic and chloroplast ultrastructure of upland cotton (*Gossypium hirsutum* L.) seedlings », *Emir. J. Food Agric.*, vol. 29, n° 2, p. 104, 2017.
- [55] C. Ménard, M. Dorais, T. Hovi, et A. Gosselin, « Developmental and physiological responses of tomato and cucumber to additional blue light », in *V International Symposium on Artificial Lighting in Horticulture 711*, 2005, p. 291–296.
- [56] I. Tarakanov, O. Yakovleva, I. Konovalova, G. Paliutina, et A. Anisimov, « Light-emitting diodes: on the way to combinatorial lighting technologies for basic research and crop production », in *VII International Symposium on Light in Horticultural Systems 956*, 2012, p. 171–178.
- [57] D. T. Nhut, T. Takamura, H. Watanabe, K. Okamoto, et M. Tanaka, « Responses of strawberry plantlets cultured in vitro under superbright red and blue light-emitting diodes (LEDs) », *Plant Cell Tissue Organ Cult.*, vol. 73, n° 1, p. 43–52, 2003.
- [58] A. Bagdonavičienė *et al.*, « Cultivation of sweet pepper (*Capsicum annuum* L.) transplants under high pressure sodium lamps supplemented by light-emitting diodes of various wavelengths », *Acta Sci. Pol.-Hortorum Cultus*, vol. 14, n° 6, p. 3–14, 2015.
- [59] J. Paniagua-Michel, E. Dujardin, et C. Sironval, « Histoire de Spiruline, Communication Botanique », 2007. [En ligne]. Disponible sur: <http://www.algosopnette.com/association/spiruline-redactionnel-5.html>. [Consulté le: 07-avr-2016].
- [60] Terra Biosphere, « Spirulina Platensis Microscopy Sample TBSM1-1 Living Algae », *ALGAE-LAB.com*. [En ligne]. Disponible sur: <http://algae-lab.com/product/spirulina-platensis-m1/>. [Consulté le: 07-sept-2017].
- [61] F. Ripley, *Spiruline Technique pratique et promesse*. Edisud, 1999.
- [62] EVOLI Conseil, « Culture et vente de Spiruline : Etude de faisabilité économique », 2015.
- [63] J. Rogowski, « Spirulina platensis et ses constituants intérêts nutritionnels et activités thérapeutiques », Université Henri Poincaré - Nancy 1, 2008.

- [64] « la spiruline, outil de santé », *L'algue bleue au pays ocre*. [En ligne]. Disponible sur: <http://vertleburkina.unblog.fr/la-spiruline-outil-de-sante/>. [Consulté le: 07-sept-2017].
- [65] Algasud, « La filière Microalgue ». [En ligne]. Disponible sur: <http://www.algasud.fr/document.php?pagendx=74>. [Consulté le: 07-sept-2017].
- [66] E. M. Gaydou, « Les constituants alimentaires des cyanobactéries », présenté à Colloque International sur les cyanobactéries pour la santé, la science et le développement, Ile des Embiez var, France, 2004, p. 13.
- [67] FSF, « Fédération des Spiruliniers de France ». [En ligne]. Disponible sur: <http://www.spiruliniersdefrance.fr/>. [Consulté le: 07-sept-2017].
- [68] J. Falquet et J. P. Hurni, *Spiruline: aspects nutritionnels*. Flamant vert, 1986.
- [69] A. L. Lupatini, L. M. Colla, C. Canan, et E. Colla, « Potential application of microalga *Spirulina platensis* as a protein source: Potential application of microalga *Spirulina platensis* as a protein source », *J. Sci. Food Agric.*, vol. 97, n° 3, p. 724-732, févr. 2017.
- [70] A. S. Babadzhanov, N. Abdusamatova, F. M. Yusupova, N. Faizullaeva, L. G. Mezhlumyan, et M. K. Malikova, « Chemical composition of *Spirulina platensis* cultivated in Uzbekistan », *Chem. Nat. Compd.*, vol. 40, n° 3, p. 276-279, 2004.
- [71] P. Johnson et L. Shubert, « Availability of iron to rats from *Spirulina*, a blue-green alga », *Nutr. Res.*, vol. 6, p. 85-94, 1986.
- [72] G. Puyfoulhoux, J.-M. Rouanet, P. Besançon, B. Baroux, J.-C. Baccou, et B. Caporiccio, « Iron Availability from Iron-Fortified *Spirulina* by an in Vitro Digestion/Caco-2 Cell Culture Model », *J. Agric. Food Chem.*, vol. 49, n° 3, p. 1625-1629, mars 2001.
- [73] « La spiruline pour un monde sans famine ». [En ligne]. Disponible sur: <http://reomaohi.free.fr/nature/spirulin-monde-sans-famine>. [Consulté le: 07-sept-2017].
- [74] J. Simapore *et al.*, « Nutrition rehabilitation of undernourished children utilizing *Spirulina* and Misola », *Nutr. J.*, vol. 5, n° 1, déc. 2006.
- [75] J. Falquet et J. P. Hurni, *Spiruline: aspects nutritionnels*. Flamant vert, 1986.
- [76] C. Girardin-Andréani, « Spiruline: système sanguin, système immunitaire et cancer\* », *Phytotherapie*, vol. 3, n° 4, p. 158-161, août 2005.
- [77] C. Zarrouk, « Contribution à l'étude d'une cyanophycée Influence de divers facteurs physiques et chimiques sur la croissance et la photosynthèse de *spirulina maxima* (Setch et Gardner) Geitler », Université de Paris, 1966.
- [78] B. Raouf, B. D. Kaushik, et R. Prasanna, « Formulation of a low-cost medium for mass production of *Spirulina* », *Biomass Bioenergy*, vol. 30, n° 6, p. 537-542, juin 2006.
- [79] J.-P. Jourdan, « Manuel de culture artisanale de spiruline ». 2016.
- [80] C. Yang, H. Liu, M. Li, C. Yu, et G. Yu, « Treating urine by *Spirulina platensis* », *Acta Astronaut.*, vol. 63, n° 7-10, p. 1049-1054, oct. 2008.

- [81] T. O. Bellahcen, A. Bouchabchoub, M. Massoui, et M. E. Yachioui, « Culture et production de spirulina platensis dans les eaux usées domestiques », *LARHYSS J. ISSN 1112-3680*, n° 14, 2013.
- [82] Antenna Technologies, « Un module d'apprentissage pour la production de spiruline ». 2012.
- [83] P. H. Ravelonandro, D. H. Ratianarivo, C. Joannis-Cassan, A. Isambert, et M. Raherimandimby, « Influence of light quality and intensity in the cultivation of *Spirulina platensis* from Toliara (Madagascar) in a closed system », *J. Chem. Technol. Biotechnol.*, vol. 83, n° 6, p. 842-848, juin 2008.
- [84] Z. Dubinsky, Éd., *Photosynthesis*. InTech, 2013.
- [85] D. V. Subba Rao, Y. Pan, et F. Al-Yamani, « Growth and photosynthetic rates of *Chlamydomonas plethora* and *Nitzschia frustula* cultures isolated from Kuwait Bay, Arabian Gulf, and their potential as live algal food for tropical mariculture », *Mar. Ecol.*, vol. 26, n° 1, p. 63-71, mars 2005.
- [86] K.-L. Yeh, J.-S. Chang, et W. chen, « Effect of light supply and carbon source on cell growth and cellular composition of a newly isolated microalga *Chlorella vulgaris* ESP-31 », *Eng. Life Sci.*, vol. 10, n° 3, p. 201-208, juin 2010.
- [87] G. Peers *et al.*, « An ancient light-harvesting protein is critical for the regulation of algal photosynthesis », *Nature*, vol. 462, n° 7272, p. 518-521, nov. 2009.
- [88] N. K. Choudhury et R. K. Behera, « Photoinhibition of Photosynthesis: Role of Carotenoids in photoprotection of Chloroplast Constituents », *Photosynthetica*, vol. 39, n° 4, p. 481-488, 2001.
- [89] W. S. Chow, « Photoprotection and Photoinhibitory Damage », in *Advances in Molecular and Cell Biology*, vol. 8, E. Edward Bittar and J. Barber, 1994, p. 151-1996.
- [90] P. S. C. Schulze, L. A. Barreira, H. G. C. Pereira, J. A. Perales, et J. C. S. Varela, « Light emitting diodes (LEDs) applied to microalgal production », *Trends Biotechnol.*, vol. 32, n° 8, p. 422-430, août 2014.
- [91] W. Blanken, M. Cuaresma, R. H. Wijffels, et M. Janssen, « Cultivation of microalgae on artificial light comes at a cost », *Algal Res.*, vol. 2, n° 4, p. 333-340, oct. 2013.
- [92] C.-Y. Wang, C.-C. Fu, et Y.-C. Liu, « Effects of using light-emitting diodes on the cultivation of *Spirulina platensis* », *Biochem. Eng. J.*, vol. 37, n° 1, p. 21-25, oct. 2007.
- [93] Y.-C. Chen et M.-C. Lee, « Double-power double-heterostructure light-emitting diodes in microalgae, *Spirulina platensis* and *Nannochloropsis oculata*, cultures », *J. Mar. Sci. Technol.*, vol. 20, n° 2, p. 233-236, 2012.
- [94] J. P. Pandey et A. Tiwari, « Optimization of biomass production of *Spirulina maxima* », *J Algal Biomass Utiln*, vol. 1, n° 2, p. 20-32, 2010.

- [95] A. Kumari, A. K. Pathak, et C. Guria, « Effect of light emitting diodes on the cultivation of *Spirulina platensis* using NPK-10:26:26 complex fertilizer: Spirulina growth in NPK fertilizer & LED », *Phycol. Res.*, vol. 63, n° 4, p. 274-283, oct. 2015.
- [96] « Les vraies questions ». [En ligne]. Disponible sur: <https://www.lechantdeleau.fr/les-vraies-questions/>. [Consulté le: 18-mars-2018].
- [97] « Photobioréacteur », *Wikipédia*. 21-juin-2017.
- [98] A. Richmond, Éd., *Handbook of microalgal culture: biotechnology and applied phycology*. Oxford, OX, UK ; Ames, Iowa, USA: Blackwell Science, 2004.
- [99] J.-F. Cornet, C. G. Dussap, J.-B. Gros, C. Binois, et C. Lasseur, « A simplified monodimensional approach for modeling coupling between radiant light transfer and growth kinetics in photobioreactors », *Chem. Eng. Sci.*, vol. 50, n° 9, p. 1489–1500, 1995.
- [100] S. Carmaux, « Caractérisation de la mort des cellules animales cultivées en bioréacteur », *Henri Poincaré-Nancy Nancy Google Sch.*, 2008.
- [101] C. Butterwick, S. I. Heaney, et J. F. Talling, « A comparison of eight methods for estimating the biomass and growth of planktonic algae », *Br. Phycol. J.*, vol. 17, n° 1, p. 69-79, mars 1982.
- [102] G. Becerra-Celis, « Proposition de stratégies de commande pour la culture de microalgues dans un photobioréacteur continu », Université Paris Sud-Paris XI, 2009.
- [103] E. M. Salido, L. N. Servalli, J. C. Gomez, et C. Verrastro, « Phototransduction early steps model based on Beer-Lambert optical law », *Vision Res.*, vol. 131, p. 75-81, févr. 2017.
- [104] L. Coudert *et al.*, *État de l'art en matière d'analyse des cyanobactéries et des cyanotoxines: Rapport final*. 2014.
- [105] « Spectroscopie de fluorescence », *Wikipédia*. 23-févr-2018.
- [106] R. G. Wetzel et G. E. Likens, *Limnological analyses*, 3rd ed. New York: Springer, 2000.
- [107] H. Jouault et M. Imbert, « La cytométrie en flux : intérêt et applications en hématologie », *Rev. Fr. Lab.*, n° 275, 1995.
- [108] Laboratoire Eric Beucher, « Granulométrie laser », *Au coeur de la matière*. [En ligne]. Disponible sur: [http://www.analyses-surface.com/spip.php?page=moyens-Art&id\\_article=20](http://www.analyses-surface.com/spip.php?page=moyens-Art&id_article=20). [Consulté le: 07-sept-2017].
- [109] V. Domurado, « Etude de la réflectance de la surface d'objets réels », 2001.
- [110] S. Anand, N. Sujatha, V. B. Narayanamurthy, V. Seshadri, et R. Poddar, « Diffuse reflectance spectroscopy for monitoring diabetic foot ulcer – A pilot study », *Opt. Lasers Eng.*, vol. 53, p. 1-5, févr. 2014.

- [111] S. G. Simis, S. W. Peters, et H. J. Gons, « Remote sensing of the cyanobacterial pigment phycocyanin in turbid inland water », *Limnol. Oceanogr.*, vol. 50, n° 1, p. 237–245, 2005.
- [112] A. G. Dekker, T. J. Malthus, et E. Seyhan, « Quantitative modelling of inland water quality for high resolution MSS-systems », in *Geoscience and Remote Sensing Symposium, 1989. IGARSS'89. 12th Canadian Symposium on Remote Sensing., 1989 International*, 1989, vol. 5, p. 2804–2807.
- [113] S. Mishra, D. R. Mishra, et W. M. Schluchter, « A Novel Algorithm for Predicting Phycocyanin Concentrations in Cyanobacteria: A Proximal Hyperspectral Remote Sensing Approach », *Remote Sens.*, vol. 1, n° 4, p. 758-775, oct. 2009.
- [114] I. Ogashawara, D. Mishra, S. Mishra, M. Curtarelli, et J. Stech, « A Performance Review of Reflectance Based Algorithms for Predicting Phycocyanin Concentrations in Inland Waters », *Remote Sens.*, vol. 5, n° 10, p. 4774-4798, sept. 2013.
- [115] A. A. Gitelson, Y. A. Grits, D. Etzion, et Z. Ning, « Optical Properties of Nannochloropsis sp and Their Application to Remote », 2000.
- [116] C. Hu, « A novel ocean color index to detect floating algae in the global oceans », *Remote Sens. Environ.*, vol. 113, n° 10, p. 2118-2129, oct. 2009.
- [117] A. A. Gitelson, S. Laorawat, G. P. Keydan, et A. Vonshak, « Optical properties of dense algal cultures outdoors and their application to remote estimation of biomass and pigment concentration in spirulina platensis (cyanobacteria) », *J. Phycol.*, vol. 31, n° 5, p. 828-834, oct. 1995.
- [118] Q. T. Vinh, T. Q. Khanh, H. Ganev, et M. Wagner, Éd., « Measurement and Modeling of the LED Light Source », in *LED Lighting Technology and Perception*, Weinheim: Wiley-VCH-Verl, 2015, p. 167-170.
- [119] P. Davis, « Lighting : The principles ». AHDB Horticulture, 2015.
- [120] K. Chojnacka et A. Noworyta, « Evaluation of Spirulina sp. growth in photoautotrophic, heterotrophic and mixotrophic cultures », *Enzyme Microb. Technol.*, vol. 34, n° 5, p. 461-465, avr. 2004.
- [121] J. Masojide, M. Koblizek, et G. Torzillo, « Photosynthesis in Microalgae », in *Handbook of Microalgal Culture: Biotechnology and Applied Phycology*, Amos Richmond, 2004, p. 20-39.
- [122] G. Kendirlioglu, N. Agirman, et A. K. Cetin, « The effects of photoperiod on the growth, protein amount and pigment content of Chlorella vulgaris. », *Turk. J. Sci. Technol.*, vol. 10, n° 2, 2015.

- [123] Z. Amini Khoeyi, J. Seyfabadi, et Z. Ramezanzpour, « Effect of light intensity and photoperiod on biomass and fatty acid composition of the microalgae, *Chlorella vulgaris* », *Aquac. Int.*, vol. 20, n° 1, p. 41-49, févr. 2012.
- [124] A. Pareek et P. Srivastava, « Optimum photoperiod for the growth of *Spirulina platensis* », *J. Phycol. Res.*, vol. 14, n° 2, p. 219-220, 2001.
- [125] D. F. Prates, M. T. Barcia, E. M. Radmann, et J. A. V. Costa, « Photoperiod effect on spirulina sp. LEB 18 growth for phycocyanin and biomass production », 2015.
- [126] Y. Wang, N. Xie, et W. Wang, « Effects of algal concentration and initial density on the population growth of *Diaphanosoma celebensis* Stingelin (Crustacea, Cladocera) », *Chin. J. Oceanol. Limnol.*, vol. 27, n° 3, p. 480-486, sept. 2009.
- [127] M. J. Becerra-Dórame *et al.*, « The effect of initial cell and nutrient concentrations on the growth and biomass production of outdoor cultures of *Dunaliella* sp. », in *Annales Botanici Fennici*, 2010, vol. 47, p. 109–112.
- [128] L. H. Pelizer *et al.*, « Influence of inoculum age and concentration in *Spirulina platensis* cultivation », *J. Food Eng.*, vol. 56, p. 371–375, 2003.
- [129] L. M. Colla, C. Oliveira Reinehr, C. Reichert, et J. A. V. Costa, « Production of biomass and nutraceutical compounds by *Spirulina platensis* under different temperature and nitrogen regimes », *Bioresour. Technol.*, vol. 98, n° 7, p. 1489-1493, mai 2007.
- [130] K. H. Ogbonda, R. E. Aminigo, et G. O. Abu, « Influence of temperature and pH on biomass production and protein biosynthesis in a putative *Spirulina* sp. », *Bioresour. Technol.*, vol. 98, n° 11, p. 2207-2211, août 2007.
- [131] S.-H. Lee, J. E. Lee, Y. Kim, et S.-Y. Lee, « The Production of High Purity Phycocyanin by *Spirulina platensis* Using Light-Emitting Diodes Based Two-Stage Cultivation », *Appl. Biochem. Biotechnol.*, vol. 178, n° 2, p. 382-395, janv. 2016.
- [132] B. Wozniak et J. Dera, *Light absorption in sea water*, vol. 33. Springer, 2007.
- [133] Kickstarter, « Infragram: the Infrared Photography Project », *Kickstarter*, 2017. [En ligne]. Disponible sur: <https://www.kickstarter.com/projects/publiclab/infragram-the-infrared-photography-project>. [Consulté le: 09-mai-2017].
- [134] V. V. Sajith Variyar, N. Haridas, C. Aswathy, et K. P. Soman, « Pi Doctor: A Low Cost Aquaponics Plant Health Monitoring System Using Infragram Technology and Raspberry Pi », in *Proceedings of the International Conference on Soft Computing Systems*, vol. 397, L. P. Suresh et B. K. Panigrahi, Éd. New Delhi: Springer India, 2016, p. 909-917.
- [135] « Public Lab: a DIY environmental science community ». [En ligne]. Disponible sur: <https://publiclab.org/>. [Consulté le: 12-sept-2017].

- [136] Public Lab, « Public Lab: Dual bandpass filters », 2015. [En ligne]. Disponible sur: <https://publiclab.org/notes/cfastie/11-24-2015/dual-band-pass-filters>. [Consulté le: 09-mai-2017].
- [137] D. Blondeau-Patissier, J. F. R. Gower, A. G. Dekker, S. R. Phinn, et V. E. Brando, « A review of ocean color remote sensing methods and statistical techniques for the detection, mapping and analysis of phytoplankton blooms in coastal and open oceans », *Prog. Oceanogr.*, vol. 123, p. 123-144, avr. 2014.
- [138] Q. Liang, Y. Zhang, R. Ma, S. Loiselle, J. Li, et M. Hu, « A MODIS-Based Novel Method to Distinguish Surface Cyanobacterial Scums and Aquatic Macrophytes in Lake Taihu », *Remote Sens.*, vol. 9, n° 2, p. 133, févr. 2017.
- [139] UVED, « Les indices simples », *Espaces pédagogiques interactifs (EPI)*, 2008. [En ligne]. Disponible sur: <http://e-cours.univ-paris1.fr/modules/ued/envcal/html/vegetation/indices/qques-indices/indices-simples.html>. [Consulté le: 09-mai-2017].
- [140] Public Lab, « Infragram Plant Cam and IR Lens », 2017. [En ligne]. Disponible sur: <https://publiclab.myshopify.com/products/infragram-point-shoot-plant-cam>. [Consulté le: 18-mai-2017].

## ANNEXES

### Annexe 1 : Références des lampes horticoles (utilisées pour le tableau 1.2)

Types de lampe	Références	
	Pour le calcul de l'efficacité énergétique	Pour le calcul du recouvrement spectral
LHPS	<p>MASTER Agro 400W E40 1SL/12,            MASTER GreenPower CG T 600W E40,            BUSD1DEAG,            USD750DEAG,            Ampoule Lumatek 600W 400 V HPS,            Ampoule Lumatek Pro 1000W 400V,            Sylvania grolux 400w HPS,            PLANTASTAR 400 W E40, PSL            Lucalox 1000W</p>	<p>BUSD1DEAG,            BUSD400,            PLANTASTAR 400 W E40</p>
LLED	<p>SpectraBUD X400,            LSG LED red/blue,            NeoSol LS grow light,            Philips GreenPower LED Toplighting,            GEHL96MPPR,            GP LED production DR/B/FR 120 LB,            ZELION HL 2x1 100 W OSRAM,            GD CS8PM1.14,            GH CS8PM1.24,            XPEEPR-L1-0000-00C01,            XTEARY-00-0000-000000Q01</p>	<p>SpectraBUD X400,            SpectraPANEL X160,            LED KINGSTAR 375W,            Module LED GreenPower</p>
LMH		<p>BUHL400UV,            Britelux HIS-TSX,            Philips 315 W CDL Agro</p>
LF		<p>LF Fluora T8 (Osram),            Sylvania grolux 8500°K,            Nutrurelite 2700°K</p>

## Annexe 2 : Fiche nutritionnelle de la spiruline

<b>Spirulina</b>		<b>Fiche Nutritionnelle</b>				
		<i>Teneurs pour 100 g d'algue déshydratée (produit brut)</i>			<i>Version du 14/03/2015</i>	
Paramètres	Unité	Teneur Moyenne	Min	Max	Nb données	
Energie	kJ	1 553				
Energie	kcal	372				
Eau	g	5,9	1,6	11,0	19	
Minéraux	g	7,6	4,4	13,2	12	
Protéines (Nx6.25)	g	60,8	43,3	79,3	49	
Glucides (par différence)	g	17,5				
Fibres Alimentaires	g	2,2	0,1	7,4	8	
Lipides	g	6,0	1,9	9,8	38	
AG saturés	g	2,49	2,49	2,49	1	
AG monoinsaturés	g	0,64	0,64	0,64	1	
AG polyinsaturés	g	1,96	1,96	1,96	1	
Phycocyanine	g	10,0	2,2	25,5	21	
Sodium	mg	618	28	1 448	10	
Magnésium	mg	560	185	1 789	12	
Phosphore	mg	1 041	111	3 671	13	
Potassium	mg	1 360	932	1 789	9	
Calcium	mg	487	61	1 850	14	
Manganèse	mg	4,3	1,7	10,8	9	
Fer	mg	79,7	26,8	169,4	15	
Cuivre	mg	1,3	0,3	2,7	6	
Zinc	mg	5,3	1,2	31,1	11	
Iode	mg	0,0	0,0	0,0	5	
Sélénium	µg	nd				
Chrome	µg	273,0	60,0	580,0	6	
Molybdène	µg	nd				
Vitamine A (eq rétinol)	mg	29,4	2,8	79,1	3	
Beta-carotène	mg	127,1	21,7	178,9	4	
Vitamine D	µg	0,0	0,0	0,0	1	
Vitamine E (eq tocophérols)	mg	10	4	18	5	
Vitamine K ou phytoménadione	µg	760	24	1 497	2	
Vitamine C	mg	11,1	7,5	18,8	4	
Vitamine B1 ou Thiamine	mg	3,4	2,2	5,2	6	
Vitamine B2 ou Riboflavine	mg	3,6	3,1	4,3	6	
Vitamine B3 ou PP ou Niacine	mg	14,4	11,1	22,1	4	
Vitamine B5 ou acide panthothénique	mg	0,90	0,43	1,22	3	
Vitamine B6 ou Pyridoxine	mg	0,4	0,1	0,8	6	
Vitamine B8 ou H ou Biotine	µg	19,0	4,3	37,7	4	
Vitamine B9 ou Folates	µg	59,3	37,7	88,5	5	
Vitamine B12 ou Cobalamines	µg	236,1	13,7	659,0	10	

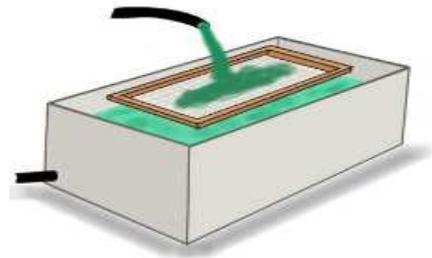
*Elaboré par le CEVA (Centre d'Etude et de Valorisation des Algues), Pleubian, France - www.ceva.fr*

### Annexe 3 : Processus simplifié de la production de spiruline [62] :

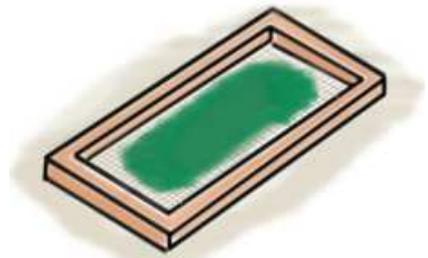
1. Culture de la souche de spiruline :  
(Eau + nutriments, agitation, lumière, ...).  
Puis récolte de la spiruline par pompage ou autre méthode d'extraction du milieu de culture.



2. Filtration du milieu de culture pour extraire la spiruline à l'aide d'un filtre (environ 10 µm).



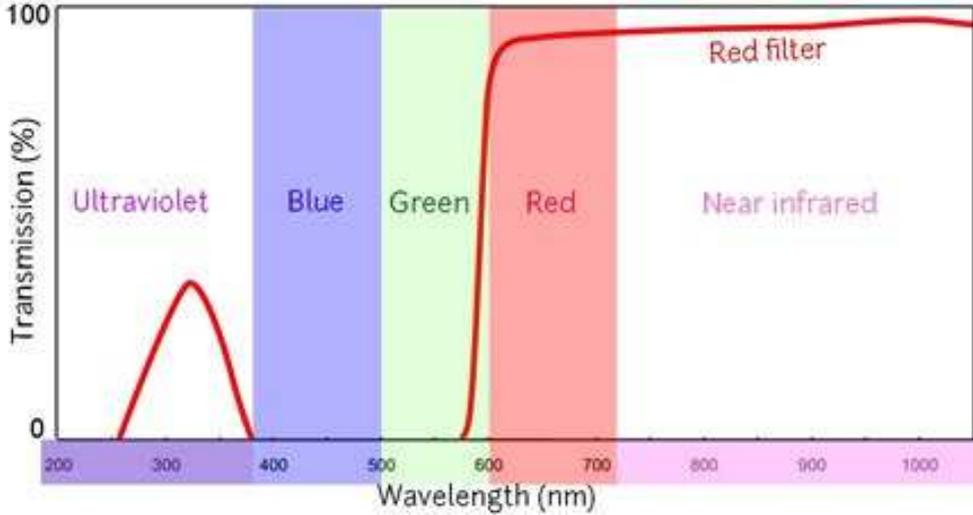
3. Séchage de la spiruline sur des claies, stockées dans un local destiné au séchage (four), ou par des méthodes plus élaborées (ionisation).



4. Conditionnement de la spiruline, sous la forme de paillettes, poudre ou gélules.



**Annexe 4 : Réponse spectrale du filtre de la camera infragram**



Source : <https://publiclab.org/notes/cfastie/11-24-2015/dual-band-pass-filters>

## PRODUCTIONS SCIENTIFIQUES

---

- [1]: Study of the LEDs spectrums influence on the spirulina growth in batch culture.  
Urbain Niangoran, Laurent Canale, Georges Zissis, Théodore Haba, Feng Tian. 18th annual conference of the International Conference on Environmental and Electrical Engineering, 12-15 June 2018, Palermo, Italy.
- [2]: Spirulina platensis biomass estimation using reflectance signal and infragram technology.  
N.U. Niangoran, D. Buso, L. Canale, T.H. Cissé, F. Tian, G. Zissis. J. Algal Biomass Utiln. 2017, 8(4) : 69-76. <http://jalgalbiomass.com/paper7vol8no4.pdf>
- [3]: Effect of red and blue LEDs on the production of phycocyanin by Spirulina Platensis based on photosynthetically active radiation. Feng Tian, David Buso, Tongming Wang, Manuel Lopes, Urbain Niangoran and Georges Zissis. Journal of Science and Technology in Lighting, 2017, 41 : 148-152. doi: 10.2150/jstl.IEIJ160000597
- [4]: Biomass estimation of spirulina platensis by infragram technology.  
U. Niangoran, L. Canale, T.H. Cissé, D. Buso, F. Tian, G. Zissis. 6th Congress of the International Society for Applied Phycology 2017, 18-23 June 2017, Nantes, France.
- [5]: Biomass estimation of spirulina platensis by reflectance signal in infrared spectra.  
U. Niangoran, L. Canale, F. Tian, D. Buso, T.H. Cissé, G. Zissis. 6th Congress of the International Society for Applied Phycology 2017, 18-23 June 2017, Nantes, France.
- [6]: Optimization of light-emitting diodes spectrum for greenhouse plant lighting based on relative quantum efficiency. N. U. Niangoran, L. Canale, F. Tian, T. C. Haba et G. Zissis. III International Symposium on Horticulture in Europe - SHE2016, 17-21 Octobre 2016 Chania, Greece.
- [7]: Design of LED lighting system for greenhouse plant. Feng Tian, Laurent Canale, Urbain Niangoran, Georges Zissis. China Illuminating Engineering Journal, 10(1), pp. 120-25 (2015).



**Titre :**

Optimisation de la culture de la spiruline en milieu contrôlé : éclairage et estimation de la biomasse

**Résumé :**

L'agriculture en milieu contrôlé, et notamment la culture sous serre, est une des réponses possibles aux besoins alimentaires d'une population mondiale en constante croissance. Elle permet aussi d'optimiser les terres cultivables et d'éviter les pesticides néfastes à l'Homme. Afin de s'affranchir des cycles des saisons et d'avoir une production annuelle continue, l'éclairage artificiel a été introduit dans les serres. L'éclairage horticole a suivi l'évolution des technologies d'éclairage pour arriver aujourd'hui jusqu'à la LED. Cet éclairage donne certes des résultats corrects mais il peut être amélioré tant au niveau de la quantité que de la qualité spectrale de lumière. De ce point de vue, les LEDs présentent deux grands avantages : la possibilité de recomposer un spectre idéal à partir de différentes longueurs d'ondes et de moduler l'intensité de la lumière. Ainsi, elles permettent de fournir un éclairage adapté aux besoins de la plante et ce, en fonction du stade de sa croissance.

L'objectif de ce travail de thèse est de proposer un système d'éclairage optimal pour la croissance des plantes en milieu contrôlé. A partir du rendement photosynthétique moyen des plantes, nous avons donc établi des modèles de systèmes d'éclairage à LEDs optimisés pour les plantes. Ces modèles sont basés sur la combinaison de plusieurs LEDs monochromes obtenues à partir de la décomposition de la courbe RQE par des fonctions de Pearson VII.

Nous avons appliqué ces résultats théoriques à la culture d'une algue bleue-verte : la *Spirulina Platensis*. Le choix de cette plante-bactérie repose sur plusieurs critères : cycle de culture court, applications en cosmétique, en médecine et forte valeur nutritionnelle. Ainsi, nous avons pu étudier l'influence de paramètres de culture tels que l'intensité lumineuse, la photopériode, la température sur sa croissance. Par ailleurs, nous avons mis en œuvre deux méthodes basées sur la réflectance optique pour quantifier la biomasse produite par la spiruline.

**Mots clés :** Eclairage à LED, Spiruline, Biomasse, Réflectance, Technologie Infragram

**Title :**

Optimization of spirulina culture in a controlled environment : lighting and biomass estimation

**Abstract :**

Agriculture in a controlled environment, and in particular greenhouse cultivation, is one of the responses to the food needs of a growing population. It also makes it possible to optimize the surface of arable land and avoid pesticide and fertilizer releases harmful to man. In order to free of the cycles of the seasons and annual production, artificial lighting was introduced greenhouses since decades. Horticultural lighting followed the evolution of lighting technologies to arrive today up to LED. This lighting gives correct results, but it can be improved both in terms of quantity and spectral quality of light. From this point of view, LEDs have two main advantages : the possibility of recompose an ideal spectrum from different wavelengths and modulate the intensity of the light. Thus, they provide adapted lighting to the needs of the plant and this, in depending on the stage of its growth.

The objective of this thesis is to propose an optimal lighting system for the growth of plants in a controlled environment. From the yield photosynthesis of plants, we established models of LED lighting systems optimized. These models are based on the combination of several monochrome LEDs obtained from the decomposition of the curve RQE by Pearson VII functions.

We applied these theoretical results to the cultivation of a blue-green algae, the *Spirulina Platensis*. The choice of this plant-bacterium is based on several criteria : short crop cycle, applications in cosmetics, medicine and high nutritional value. Thus, we were able to study the influence of culture parameters such as light intensity, photoperiod, temperature on its growth. In addition, we have implemented two methods based on optical reflectance to quantify the biomass produced by spirulina.

**Keywords :** LED lighting, Spirulina, Biomass, Reflectance, Infragram technology