



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

RÉPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET POPULAIRE

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE



Université des Frères Mentouri Constantine
Faculté des Sciences de la Nature et de la
Vie

جامعة الاخوة منتوري قسنطينة
كلية علوم الطبيعة و الحياة

7108Mémoire présenté en vue de l'obtention du Diplôme de Master

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : *Biologie et Génomique Végétale*

Intitulé :

**Effets de la diode électroluminescente (LED) sur
l'activité photosynthétique, morphologique, peroxydase
chez quelques céréales et l'expression du gène rbcx1
chez *Arabidopsis thaliana***

Présenté et soutenu par : *DELILACHE Khaoula*

Le : 18/06/2016

MAATTI Esma

Jury d'évaluation :

Président du jury : *Dr. BENBELKACEM Abdelkader. M.R. « A » INRA Constantine.*

Rapporteur : *Dr. DJEKOUN Abdelhamid Professeur - UFM Constantine.*

Examineurs : *Dr. BOUSBA Ratiba M.C.A - UFM Constantine.*

Mr. KELLOU Kamel. M.A.A U.F.M Constantine

Dédicaces

De la part de : Maatti Esma

Je dédie ce mémoire

À mes parents ;

Ma mère Zohra qui a œuvré pour ma réussite, de par son amour, son soutien, tous les sacrifices consentis, pour toute son assistance et sa présence dans ma vie, reçois à travers ce travail aussi modeste soit-il, expression des mes sentiments et de mon éternelle.

Mon père Maatti Messaoud Chérif, qui peut être fier et trouver ici le résultat de longues années de sacrifices et de privations pour m'aider à avancer dans ma vie. Puisse Allah faire en sorte que ce travail porte son fruit ; Merci pour les valeurs nobles, l'éducation et le soutien permanent venu de toi mon père.

À ma grand-mère qui nous a quittées qu'Allah l'accueille dans son vaste paradis.

À mes deux sœurs Bouchera et Lina Ayet Errahman qui cessé d'être pour moi des exemples de persévérance, de courage et de générosité.

À mon grand-père et ma grand-mère que DIEU les protège et les garde pour nous.

À mes très chères oncles et leurs épouses, à mes tantes et leurs époux, ainsi que tous leurs enfants, tout spécialement à mon oncle Arhab Rabah et ma tante Arhab Sihem.

À mes petits anges Arhab Mohamed El-Wadie et Arhab Assil Allaa Allah.

À tous les membres de ma famille, petits et grands :

Veillez trouvez dans ce modeste travail l'expression de mon affection.

À mes intimes amies qui m'ont toujours encouragée à aboutir à ce résultat, tout particulièrement à mon âme-sœur Delilache Khaoula et tous mes collègues de promotion Master 2.

Dédicaces

De la part de : Delilache Khaoula

Je dédie ce modeste travail

A la mémoire de mon cher beau-frère Lehlour Habib, que Dieu l'accueille dans son vaste paradis.

A mes très chers parents Abdelhakim et Boutalbi Zohra qui ont toujours été là pour moi, et qui m'ont donné un magnifique modèle de labeur et de persévérance. J'espère qu'ils trouveront dans ce travail toute ma reconnaissance et tout mon amour.

A mes chères sœurs : Leïla, Wafa, Boutheina qui ont été toujours la raison de ma joie

A mes chères frères : Zakaria, Redha et Rafik

A mon neveu Mohammed

A mes nièces Arwa, Belkis, Meriem, Khadidja et Assil

A mon mari Khaled

A mes belles sœurs Ahlem et Amina

A ma grand-mère Baya

A ma chère tante Drissia

A toute ma famille

A mes meilleures amies : Narimen et Kika

A ma bien aimée Maatti Esmâ

Remerciements

A l'aide d'Allah tout puissant, Nous avons pu réaliser ce travail

*Nous tenons à remercier particulièrement notre encadreur de mémoire Monsieur **Djekoun Abdelhamid**, Professeur à l'université Constantine 01, à qui nous exprimons toute notre gratitude pour nous avoir accueillis dans son équipe et encadré durant notre thèse. Pour son appui, ses conseils et le temps qu'il nous a consacré et de nous avoir donné le goût de la recherche scientifique, nous l'assurons de notre profonde reconnaissance.*

Nous sommes très honorés et tenons à remercier les membres du jury :

***Mr. Benbalkacem Abdelkader**. Maitre de conférences à l'université Constantine 01 pour l'intérêt qu'il a bien voulu porter à ce travail en acceptant de présider le jury.*

***Mme. Bousba Ratiba**. Maitre de conférences à l'université Constantine 01 pour avoir accepté de lire et de faire l'analyse critique de ce mémoire de master en tant qu'examinatrice.*

***Mr. Kellou Kamel**. Maitre assistant à l'université Constantine 01 pour avoir accepté d'être membre de jury. Veuillez trouver ici nos remerciements les plus sincères.*

*Pour la réalisation de ce travail, nous voudrions remercier **Monsieur Belbakri Mohamed Nadir** pour sa patience, sa gentillesse, sa disponibilité, ses conseils et son accueil très chaleureux, de nous avoir guidés au laboratoire.*

*Nous remercions aussi toute l'équipe du laboratoire de Génétique Biochimie et Biotechnologie Végétale de l'Université de Constantine 01, tout particulièrement **Mme Bouldjadj Rjima** et **Melle Zahraoui Chafika** pour leurs contributions à la caractérisation des produits chimiques ainsi pour sa convivialité, leurs commentaires et leurs conseils lors des nombreuses séances de travail.*

*Merci également à **Melle Bouchemal Karima** et **Mr Tamagoult Mahmoud** qui nous ont aidés à réaliser ce travail.*

*Nous voudrions remercier chaleureusement nos enseignants. **Melle Ykhlef Nadia**, **Mme Hammouda-Bousbia Dounia**, **Melle Mouallem Adra**, **Mme Ghioua-Bouchtab Karima**,*

Benabdoun Faiza Meriem et Mr Hamidchi Mohamed Abdelhafid qui nous ont accompagné durant notre apprentissage depuis le début à ce jour, et nous leur adressons nos sentiments de respect et de reconnaissance les plus sincères pour tout le savoir qu'ils nous ont prodigué.

Enfin, nous tenons à remercier tous ceux et celles qui ont contribué de près ou de loin, par leurs conseils, leurs suggestions et leurs encouragements, à la réalisation de ce travail.

Résumé

L'évaluation de l'éclairage artificiel de la diode électroluminescente est couramment utilisée *in vitro*. Cependant les techniques de production végétatives sous (LED) représentent un outil efficient et de bon marché. Dans ce contexte, cette étude a pour but de déterminer le rôle important de la LED dans la production et l'économie d'énergie de la culture *in vitro* pour quelques céréales et une plante modèle. Les substrats retenus pour cette étude sont les feuilles de blé dur (*Triticum durum*), blé tendre (*Triticum aestivum*), orge (*Hordeum vulgare*) et d'*Arabidopsis thaliana*.

L'objectif de notre travail de recherche est d'étudier les réponses photosynthétiques, morphologiques et des peroxydases chez quelques céréales et l'expression du gène *rbcx1* chez *Arabidopsis thaliana* cultivées et éclairées sous différentes couleurs de LED (Rouge, Bleue, Blanche et Verte). Les résultats ont montré une amélioration dans les différents paramètres utilisés sous la lumière LED rouge et moyennement sous la LED bleue, tout particulièrement la teneur en chlorophylle et caroténoïdes, la mesure de l'activité de peroxydase, la matière sèche, la surface foliaire et le poids spécifique foliaire.

Avec l'ensemble de ces résultats obtenus nous pouvons affirmer clairement que la culture à l'aide des (LED) peut modifier la physiologie des plantes en agissant sur les différentes composantes photosynthétiques et ce qui permet de diminuer fortement les consommations d'énergies

Mots clés : LED, *in vitro*, Rbcx1, chlorophylle, caroténoïdes, peroxydase

Abstract

The evaluation of artificial light-emitting diode is commonly used *in vitro*. However these vegetative production techniques under (LED) are a cheap and efficient tool. In this context, this study has a purpose to determine the role of (LED) in the production and energy conservation of their culture *in vitro* by some cereal and a model plant. The substratum for this study are the leaves durum wheat (*Triticum durum*), wheat (*Triticum aestivum*), barley (*Hordeum vulgare*) and *Arabidopsis thaliana*.

The main goal of our research is to study the photosynthetic, morphological and peroxidases responses in some cereal and *rbcx1* gene expression in *Arabidopsis thaliana* grown under different LED colors (Red, Blue, White and Green).

The results showed an improvement in various parameters used in the LED red light and moderately under the special blue LED chlorophyll content and carotenoids, measuring G-POX activity, dry matter, leaf area and specific leaf weight.

All these results obtained can clearly state that the culture using (LED) can be modified the physiology of plants by working on different photosynthetic components and quite enables to greatly reduce for energy consumption

Keyword : LED, *in vitro*, *Rbcx1*, chlorophyll, carotenoids, peroxidase

الملخص :

يتم استخدام عادة تقييم الاضاءة الاصطناعية من الصمام الثنائي الباعث للضوء في المختبر .ومع ذلك تقنيات الإنتاج النباتي تحت هذا الأخير تمثل أداة رخيصة وفعالة وفي هذا السياق، تهدف هذه الدراسة إلى تحديد دور الصمام الثنائي (LED) في الإنتاج وتوفير الطاقة في المختبر لبعض الحبوب ونبتة نموذجية .الركائز التي تم اختيارها لهذه الدراسة هي أوراق القمح الصلبة (الحنطة القاسي) والقمح (الحنطة ايستيفوم) والشعير (شعير فولغاري) و نبات الأرابيدوسيس.

الهدف من بحثنا هو دراسة عملية التمثيل الضوئي والاستجابات المورفولوجية والبيروكسيديز في بعض الحبوب وكذلك التعبير الجيني rbcx1 في نبات الأرابيدوسيس التي نمت تحت مختلف ألوان الصمام (الأحمر، الأزرق، الأبيض والأخضر).حيث أظهرت النتائج تحسنا في مختلف المعايير المستخدمة في الصمام ذو الضوء الأحمر ومعتدلا في ظل الصمام ذو اللون الأزرق خصوصا محتوى الكلوروفيل والكاروتين، وتقدير نشاط البيروكسيديز، المادة الجافة، مساحة الورقة ووزن النوعي للورقة.

مع كل هذه النتائج التي تم الحصول عليه والتي ا أكدت بوضوح أن النمو بمساعدة الصمام الثنائي يمكن أن يغير من فيزيولوجية النباتات من خلال العمل على المكونات الضوئية المختلفة ، كما يمكن أن يقلل كثيرا من استهلاك الطاقة.

الكلمات المفتاحية :

الكلوروفيل، الكاروتينات، البيروكسيديز RBC X1 في المختبر ، LED.

Table des matières

Introduction générale	8
Bibliographie	10
1. La photosynthèse et la lumière	12
1.1. Les pigments photosynthétiques	13
2. Les facteurs qui influencent la photosynthèse	14
2.1. Le spectre électromagnétique	15
2.1. Effet de la lumière sur la croissance et le développement des plantes	16
3. Les photorécepteurs et leurs voies de signalisation et mécanismes moléculaires impliqués dans la transduction lumineuse	16
3.1. Les phytochromes	17
3.2. Les cryptochromes	18
3.3. Les phototropines	18
3.4. Les interactions entre les photorécepteurs	19
4. L'éclairage artificiel	19
5. L'éclairage électroluminescent (LED)	23
5.1. Définition	23
5.2. Fonctionnement	24
5.3. Exigence de la qualité de LED sur les plantes	25
5.4. Utilisation de LED	26
6. Les avantages et les inconvénients	28
6.1. Les avantages	28
6.2. Les inconvénients	29
6.3. Les Solutions	29
6.4. Transcriptome	30
Matériels et méthodes	34
1. Matériels végétales :	35
2. Mise en place de l'essai	35
2.1. Mise en germination	36
2.1.1. Pré-germination des graines	36
2.1.2. Germination des graines des six variétés	37
3. Paramètres mesurés	39
3.1. Paramètres morphologiques	39

3.1.1.	La surface foliaire (SF en cm ²).....	39
3.1.2.	La longueur et la largeur foliaire (cm)	39
3.1.3.	Poids spécifique foliaire (PSF « g/cm ² »)	40
3.2.	Paramètre physiologiques	40
3.2.1.	Mesure du taux de chlorophylle totale (TCT « unité de SPAD»).....	40
3.2.2.	Mesure du rendement quantique du PSII	40
3.2.3.	Dosage des Chlorophylles	41
3.2.4.	La teneur relative en eau (TRE %).....	43
3.3.	Paramètres biochimiques :	45
3.3.1.	Estimation de l'activité enzymatique (Peroxydase)	45
3.4.	Traitement et analyse statistique	46
1.	Matériel végétale:	47
2.	Mise en place de l'essai	47
3.	Mise en germination	48
4.	Extraction d'ARN total au TRIzol.....	48
5.	Contrôles de la pureté et détermination de concentration de l'ARN en solution	50
6.	Synthèse de la cDNA par transcription inverse	50
7.	PCR en temps réel (Amplification des séquences ciblent à partir des ADNc Obtenus).....	51
8.	Traitement des données	52
	Résultats et discussion	53
1.	Variation des paramètres morphologiques	54
1.1.	Variation de la Longueur foliaire et de la largeur foliaire « Unité de cm».....	54
1.2.	Variation de la surface foliaire « Unité de cm ² »	59
1.3.	Variation du poids spécifiques foliaires « Unité de g/cm ² ».....	62
2.	Variation des paramètres physiologiques	63
2.1.	Variation de la teneur en chlorophylle totale « Unité de SPAD ».....	63
2.2.	Variation de la teneur en chlorophylle a, b et caroténoïdes « mg/100g ».....	66
2.3.	Variation du rendement quantique du PSII (Φ PSII).....	73
3.	Variation du paramètre biochimique	78
3.1.	Variation de la teneur en peroxydase Unité «μmol/min/g ».....	78
1.	Résultats.....	80
2.	Discussion	81
	Conclusions générales.....	85
	Annexes	92

1.	Annexe 01	94
2.	Annexe 02	96
3.	Annexe 03	100
4.	Annexe 04	104

Listes des figures

Figure 1 Schéma expliquant le processus de la photosynthèse (Photosynthèse / Respiration) (Aquaportail, 2016).	13
Figure 2 Absorption du spectre lumineux visible par des pigments de la photosynthèse chez les végétaux (les chlorophylles a et b absorbent dans le bleu et le rouge, les caroténoïdes absorbent dans le bleu et le vert) (Heleospectra, 2012)	14
Figure 3 Le spectre électromagnétique (lumière visible de 400 nm à 700 nm) (Heleospectra, 2012).....	17
Figure 4 Spectre et les défauts des lumières artificielles utilisées.....	22
Figure 5 La diode électroluminescente (Zinfo, 2014)	24
Figure 6 Fonctionnement du LED (Singh et al., 2007).	25
Figure 7 Présentation schématique du dispositif expérimental utilisé sous chaque lumière ; chaque couleur présente les pots contenant une variété ; (1) : alvéole ; (2) : pots vide pour la séparation des variétés ; (3) pots vides pour éviter l'effet du bord vu que la lumière ne les couvre pas.	39
Figure 8 Courbe étalon du dosage de la teneur en protéine totale.....	46
Figure 9 Mise en germination des graines d' <i>Arabidopsis thaliana</i> sous les différents traitements lumineux	49
Figure 10 Variation de la longueur foliaire chez les six variétés sous les quatre traitements de LED.....	54
Figure 11 Variation de la largeur foliaire chez les six variétés sous les quatre traitements de LED	56
Figure 12 Variation de la longueur foliaire chez la variété Cirta sous les quatre traitements de LED.....	57
Figure 13 Variation de la largeur foliaire chez la variété Cirta sous les quatre traitements de LED	58
Figure 14 Variation de la surface foliaire chez les six variétés sous les quatre traitements de LED	59

Figure 15 Variation de la surface foliaire chez la variété Cirta sous les quatre traitements de LED.....	61
Figure 16 Variation du poids spécifiques foliaires chez la variété Cirta sous les quatre traitements de LED.....	62
Figure 17 Variation de la teneur en chlorophylle totale chez les six variétés sous les quatre traitements de LED.....	63
Figure 18 : Variation de la teneur en chlorophylle totale chez la variété Cirta de blé dur sous les différents traitements de LED	65
Figure 19 Variation de la teneur en chlorophylle a, b et caroténoïdes « mg/100g » chez les six variétés sous les quatre traitements de LED	66
Figure 20 Variation de la teneur en chlorophylle a, b et caroténoïdes Unité de « mg g-1 FW » chez la variété Cirta sous les quatre traitements de LED.	70
Figure 21 Variation du rendement quantique chez les six variétés sous les quatre traitements de LED.....	73
Figure 22 Variation de la fluorescence chez la variété Cirta de blé dur sous les différentes traitements de LED.....	75
Figure 23 Variation de la teneur relative en eau chez les six variétés sous les quatre traitements de LED.....	76
Figure 24 Variation de la matière sèche chez la variété Cirta sous les quatre traitements de LED	77
Figure 25 Variation de la teneur en peroxydase dans la variété Cirta de blé dur sous le différent traitement de LED.....	78
Figure 26 Induction du rbcx1/actine8 chez <i>Arabidopsis thaliana</i> cultivé sous lumière LED	80
Figure 27 Induction du rbcx1/actine8 chez <i>Arabidopsis thaliana</i> cultivé à l'obscurité pendant 5 jours.	80

Listes des tables

Tableau 1 Les inconvénients de la lumière artificielle	20
Tableau 2 Les génotypes étudiés et leurs origines.....	35
Tableau 3 Mesure de la lumière à l'aide d'un appareil dataLOGGER modèle L1-140036	
Tableau 4 Présente les amorces utilisées pour la q-PCR.....	51

Abréviation

Cm : Centimètre

Cm² : Centimètre au carré

CO₂ : Dioxyde de carbone

CRY : Cryptochrome

G-POX : L'activité gaïacol-peroxydase

GBBV : Génétique Biochimie et Biotechnologie Végétale

H₂O : Eau

ITGC : Institut Technique des Grandes Cultures.

LED : « Light-Emitting Diode », diode électroluminescente

O₂ : Oxygène

PHOT : Phototropine

PHY : Phytochrome

PS : Surface foliaire

PSF : Poids spécifique foliaire.

PSII : Photosystème II.

SPAD : Développements pour l'analyse du sol et des plantes.

TCT : Taux de chlorophylle totale.

TRE : Teneur relative en eau

UV : Ultra violet

Φ PSII : Rendement quantique du PSII

Introduction générale

La photosynthèse est un processus caractéristique du monde végétal et rencontré aussi chez certain bactéries, il permet à ces organismes de collecter l'énergie de la lumière puis de la convertir en énergie chimique utilisable pour réaliser la biosynthèse de leurs propres constituants moléculaires.

Dans son acception la plus large, le terme photosynthèse signifie que les plantes vertes, chlorophylliennes, fabriquent grâce à l'énergie de la lumière leurs propres constituants, assurent ensuite l'alimentation animales et humaines. Son aspect agronomique le plus important dans l'économie humaine est d'augmenter les rendements des cultures en agissant sur le processus photosynthétique qui a été une préoccupation constante en agronomie.

La photosynthèse est un processus biologique qui consiste à utiliser la lumière comme source d'énergie pour affecter la croissance et réguler de nombreux aspects de développement des plantes. Au cours des deux dernières décennies, la culture protégée est développée rapidement dans le monde entier pour répondre à la demande croissante de légumes frais, de fleurs et d'autres produits horticoles. Cependant, les niveaux de lumière naturelle limitent souvent cette production en raison d'une insuffisance lumineuse du soleil au cours des différents périodes de l'année. Ce qui a conduit à la sélection d'une source de lumière artificielle pour les zones à ensoleillement faible dans le but d'améliorer le rendement et la qualité des plantes qui sont des défis réels. **(Langhans et Dreesen., 1988; Sager et Wheeler., 1992).**

Des lampes artificielles sont largement utilisées pour réaliser un cycle de vie complet chez les plantes : les lampes sodium haute pression (de HPSL), des lampes aux halogénures métalliques (MHL), les lampes à incandescence et les lampes fluorescentes. Néanmoins, ces lampes ont des limites d'application parce qu'ils sont encombrants et la capacité de conversion d'énergie est faible, Par conséquent, la recherche d'un nouveau type de source de lumière pour la culture des plantes est nécessaire, parmi les éclairages horticoles le plus efficace en terme de qualité de rayonnement est le diode électroluminescente (LED) c'est un conducteur semi-solide caractérisé par de petite de masse et de volume, efficacité électrique, sécurité supérieure et la longévité opérationnelle **(Barta et al., 1992; Bula et al., 1991).**

La combinaison de deux LED rouge et bleu comme source de lumière à été montré pour remplacer en partie la lumière du soleil pour la croissance des cultures. Certains spectres tels

que la lumière verte (500-600 nm), la lumière rouge lointain (710-740 nm), UV-A (320-500 nm) et UV-B (280- 320 nm) ont des impacts positifs sur le développement et la croissance des plantes en déclenchant la réaction physiologique et biochimique (**Briggs et Olney ., 2001**, **Briggs et al ., 2001**, **Kim et al., 2004**). Précédent Les études démontrent que le LED (rouge-bleu et blanc) comme source de lumière sont prédominantes dans l'amélioration de la production et la qualité nutritionnelle des cultures comme la laitue (**Lin et al. 2013**) et les tomates (**Lu et al. 2012**).

Le blé est l'une des cultures de céréales de base, une étude a montré bien que le blé est pas sensible à l'induction de la dose du spectre lumineux (**Dougher et Bugbee.,2001** **Cope et Bugbee.,2013**), mais le spectre de LED rouge et LED bleu peuvent améliorer son taux photosynthétique (**Goins et al., 1997**) sous le contrôle de phytochrome et cryptochrome qui sont impliqués dans le contrôle de la croissance des chloroplastes (**Batschauer.,1998**) et qui peuvent également affectés par la lumière rouge lointain, une lumière ultraviolette, et les UV-A, respectivement.

Cependant, il est encore difficile si la LED rouge-blanc peut encore améliorer la mise en hors du taux photosynthétique de blé dans un environnement contrôlé. En outre, la qualité et biomasse non comestible du blé sont également en train de devenir un axe important de la théorie et les applications pratiques. Il y' avait toujours de rapport sur le changement des critères et des paramètres des cultures lorsque différentes spectres de sources de lumière LED ont été utilisés. Par conséquent, une étude plus approfondie est nécessaire sur l'optimisation des spectres de LED, qui est l'un des facteurs les plus importants qui influent sur la croissance des plants de blé dans des environnements contrôlés.

L'objectif de notre étude consiste à caractérisé l'effet de lumière (LED) sur l'activité photosynthétiques, morphologique et peroxydase chez quelque céréales et l'étude de l'expression du gène *rbcx1* d'*Arabidopsis thaliana*, afin de travailler sur l'amélioration qualitative et quantitative de la plante et toutefois la réalisation d'un meilleur rendement de la production abondante de caractéristiques distinctes bénéfiques pour la santé humaine, ainsi que le développement de l'agriculture dans les zones limitées à titre d'exemple les chambres de culture où à effet de serre avec une plus faible consommation d'énergie.

Bibliographie

1. La photosynthèse et la lumière

La photosynthèse est un terme qui signifie littéralement synthèse de matière organique contenant du carbone, notamment des sucres riches en énergie, que la plante utilisera pour son fonctionnement à partir de l'eau (H₂O) puisée dans le sol par les racines et du dioxyde de carbone (CO₂) capté dans l'air par les feuilles. Cette réaction produit de l'oxygène (O₂), rejetée dans l'atmosphère et réalisée à l'aide de l'énergie lumineuse (**Fig. 01**) (**Jack, F., 2006**).

Elle s'effectue au niveau des organites intracellulaires spécialisés, et tout particulièrement des feuilles, qui donnent la couleur verte à la plante. Toutes les parties vertes, y compris les tiges et les fruits non encore mûrs, comprennent des chloroplastes, mais ce sont généralement les feuilles qui en renferment le plus, principalement dans les cellules du mésophylle, dont le tissu végétal est formé de cellules porteurs de pigments photorécepteurs riches en chlorophylle a et b, les xanthophylles et les carotènes, Les pigments chlorophylliens sont prédominants dans la photosynthèse et sont actifs lorsque les températures extérieures leur sont favorables et les chloroplastes sont les organites chimiques qui permettent la transformation de l'énergie chimique en énergie lumineuse.

Cette dernière est un facteur environnemental essentiel qui affecte la croissance et le développement des plantes pendant toute leur durée de vie de la germination à la production de semences (**Robert E. et al., 2005**). Les plantes ont développé un mécanisme sophistiqué d'adapter leur structure et la physiologie à l'environnement lumineux. (**Anonyme A., 2015**).

La lumière est la source énergétique de la photosynthèse qui est à son tour essentielle à l'échelle de la plante, puisqu'elle lui permet de vivre. Elle est également indispensable pour nous, ce processus permet en effet la vie sur terre. C'est grâce à l'activité photosynthétique que l'atmosphère de la terre s'est peu à peu enrichie en oxygène. Les végétaux jouent un rôle irremplaçable à la surface de la Terre. En effet, les plantes vertes sont avec quelques groupes de bactéries, les seuls êtres vivants capables d'élaborer des substances organiques à partir d'éléments minéraux. Sans elle la terre ne serait qu'un tas de cailloux, une planète morte. (**Jack, et al., 006**).

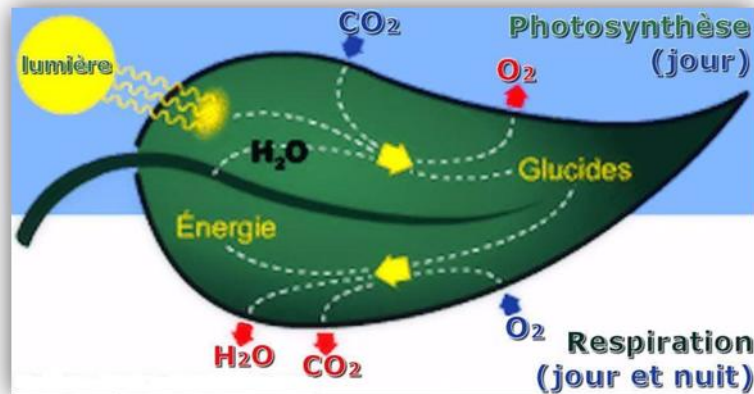


Figure 1 Schéma expliquant le processus de la photosynthèse (Photosynthèse / Respiration) (Aquaportail, 2016).

1.1. Les pigments photosynthétiques

La photosynthèse est initiée par l'absorption de la lumière au niveau "d'unités photosynthétiques". On sait que l'unité photosynthétique se subdivise en deux photosystèmes (I et II) distincts travaillant "en série". Le photosystème II (PSII) est celui qui a fait l'objet du plus grand nombre d'études, en particulier parce qu'il est le site de l'oxydation de l'eau (dégagement d'oxygène) mais aussi parce qu'il est le plus facile à analyser par différentes techniques. La partie du photosystème qui réalise le piégeage de la lumière est son "antenne" collectrice. Elle est constituée de molécules pigmentaires: chlorophylles, caroténoïdes et, dans certains cas, phycobiliprotéines. Chacune de ces molécules absorbe préférentiellement une longueur d'onde de lumière spécifique, permettant ainsi l'utilisation optimale du spectre solaire visible (**Fig. 02**). L'absorption pour chaque domaine spectral est décrite ci-dessous :

Dans l'ultraviolet (200 nm - 400 nm), le rayonnement peut influencer le développement de la plante ou détériorer son système photosynthétique. Une protection est fournie par les épidermes et la cuticule qui atténuent fortement le rayonnement incident, alors qu'ils sont presque transparents dans le visible. Les responsables de cette absorption sont des composants non pigmentaires tels que les acides nucléiques et phénoliques (**Pfündel et al., 2006**).

Dans le visible (400 nm - 700 nm), l'éclairement solaire est maximum et les feuilles en absorbent environ 80 %. Cette absorption est principalement due aux pigments foliaires. Les chlorophylles a et b présentent des pics d'absorption dans le bleu (450 nm) et le rouge (660 nm), et les caroténoïdes absorbent essentiellement le bleu. D'autres pigments, tels les plastoquinones et les composés flavonoïques, évoluent vers des pigments bruns au cours de la sénescence. Tous les pigments foliaires deviennent transparents au-dessus de 700 nm..

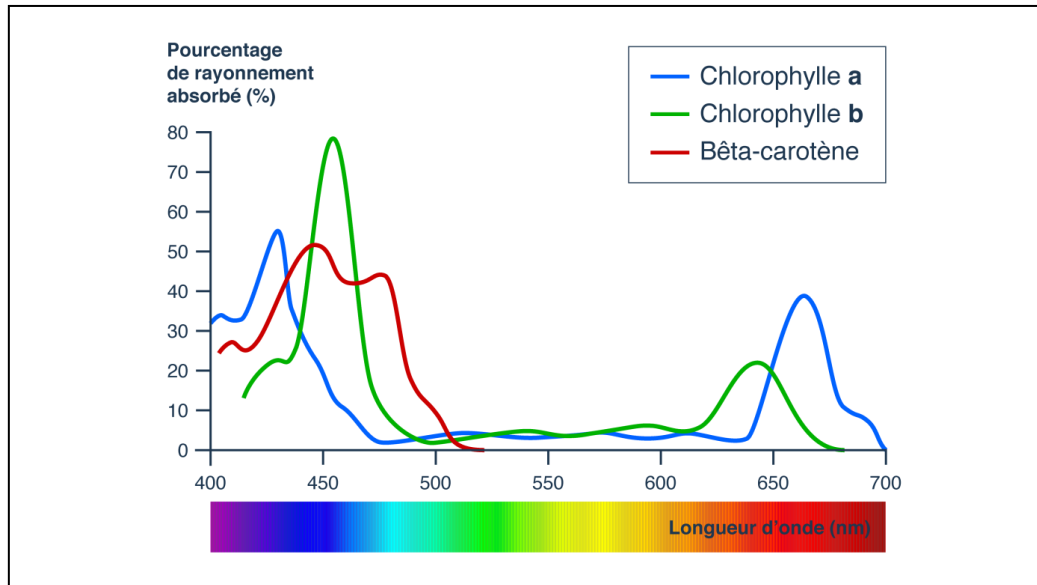


Figure 2 Absorption du spectre lumineux visible par des pigments de la photosynthèse chez les végétaux (les chlorophylles a et b absorbent dans le bleu et le rouge, les caoroténoïdes absorbent dans le bleu et le vert) (Heleospectra, 2012)

2. Les facteurs qui influencent la photosynthèse

L'assimilation des substances entrant en jeu lors de la photosynthèse est influencée par plusieurs facteurs de l'environnement : le CO₂ (source de carbone), la température (qui affecte l'ensemble des réactions biochimiques) et la lumière (source d'énergie)

- Le CO₂

La teneur en gaz carbonique de l'air (0,03%) est très faible, mais les végétaux sont capables de synthétiser une plus grande quantité de matière quand elle augmente. La teneur en CO₂ idéale se situe aux environs de 0,1% (cette propriété est parfois utilisée dans les serres pour maximiser le rendement). Si le pourcentage est entre 2 et 5% (ou plus), il devient alors toxique et nuit au développement de la plante

- La température

La température optimale est différente selon les espèces des différentes régions. Dans les régions tempérées, les plantes ont un meilleur rendement à 30°C, tandis que dans les régions tropicales, elles préfèrent une température entre 40 et 50°C. Si cette température idéale est dépassée, l'assimilation s'annule très rapidement. Par temps froid, l'assimilation est arrêtée vers légèrement au-dessous de 0°C dans les régions et beaucoup plus bas pour les régions

polaires ou alpines, contre 7-8°C dans les régions tropicales. Plusieurs études ont mis en évidence son effet sur l'architecture des plantes et notamment l'importance du différentiel de température jour/nuit. Chez de nombreuses espèces, la température est un facteur déterminant de la levée de dormance (Battey NH, 2000).

- La lumière

La lumière est essentielle pour toute plante où la chlorophylle est le responsable qui permet à la plante de convertir l'énergie lumineuse en sucre. La lumière est un facteur décisif, l'intensité lumineuse optimale est différente d'une espèce végétale à une autre. Elle porte des particules énergétiques : les photons ou quanta de lumière. Certains végétaux ont besoin d'une lumière intense pour bien fonctionner (plantes de soleil, héliophiles) et d'autres (plantes d'ombre, scaphites) ont besoin de beaucoup moins de lumière et souffrent d'un excès de cette dernière.

La source lumineuse naturelle qui nous est la plus familière est le soleil. La lumière blanche qu'il nous envoie contient l'ensemble des couleurs visibles. Mais elle contient aussi d'autres rayonnements électromagnétiques comme les rayons ultraviolets qui ont une longueur d'onde plus courte et les rayons infrarouge qui ont une longueur d'onde plus grande. Autrement dit le spectre de la lumière est large.

Elle est devenue un instrument fondamental pour réaliser des recherches parmi les plus audacieuses du monde scientifique, notamment à l'échelle nanométrique. Ce qui relevait encore de la science-fiction hier est désormais envisageable dans un avenir proche. La cape d'invisibilité et le détournement des ondes sismiques pour limiter les effets des séismes et tsunamis en sont les premiers et spectaculaires exemples. Et ce n'est qu'un début : le XXI^e siècle s'annonce plus lumineux que jamais. (Anonyme A, 2015)

2.1. Le spectre électromagnétique

Le terme spectre fut employé pour la première fois en 1666 par Isaac Newton pour se référer au phénomène par lequel un prisme de verre peut séparer les couleurs contenues dans la lumière du Soleil.

Le spectre électromagnétique est la décomposition du rayonnement électromagnétique selon ses différentes composantes en termes de fréquence (ou période), d'énergie des photons ou encore de longueur d'onde associée. (Emitech, 2013).

La lumière visible s'étend du bas du bleu à la lumière rouge et est décrite comme longueur d'onde entre 380 nm et 750 nm (**Fig. 03**), bien que ceci varie entre les personnes. La région comprise entre 400 nm et 700 nm est celle que les plantes utilisent pour conduire la photosynthèse et est généralement dénommée rayonnement photosynthétiquement actif (RPA). Les plantes utilisent des longueurs d'onde en dehors du RPA pour le phénomène connu sous le nom photomorphogénèse, c'est des changements réglementés légers dans le développement, la morphologie, de la biochimie et de la structure et la fonction cellulaire. (**Heleospectra, 2012**).

2.1. Effet de la lumière sur la croissance et le développement des plantes

Selon (**Rajesh.P., 2014**), trois dimensions de lumière influencent la croissance et le développement des plantes :

La quantité ou l'intensité lumineuse qui désigne la quantité instantanée ou cumulée de lumière photosynthétique reçue dans une période de temps dans une zone définie. Elle influence principalement la photosynthèse et donc la croissance des racines et des pousses de la plante.

La qualité de la lumière qui se rapporte à la distribution spectrale de la lumière, par exemple, le rapport entre le rouge (R 600 à 700 nm) à rouge lointain (FR, 700 à 800 nm) des photons. Elle peut influencer la floraison et la morphogénèse des plantes, telles que l'extension de la tige, la ramification, la surface foliaire, l'épaisseur de la feuille, la couleur des fleurs et des feuilles. Enfin, la durée de lumière qui se réfère à la photopériode, ou à la durée de la lumière chaque jour.

3. Les photorécepteurs et leurs voies de signalisation et mécanismes moléculaires impliqués dans la transduction lumineuse

Les plantes détectent les changements de leur environnement lumineux à l'aide de photorécepteurs sensoriels: (1) les phototropines et les cryptochromes qui absorbent la lumière UV-A ou bleue et (2) les phytochromes qui absorbent la lumière rouge / rouge lointain. La perception de la lumière par les photorécepteurs induit des cascades de signaux qui permettent à la plante de répondre, au niveau physiologique, aux changements de son environnement lumineux (direction, intensité, qualité et durée). Dans ce qui suit, nous présenterons les différents photorécepteurs de la lumière chez les végétaux ainsi que leur rôle dans l'induction du signal lumineux.

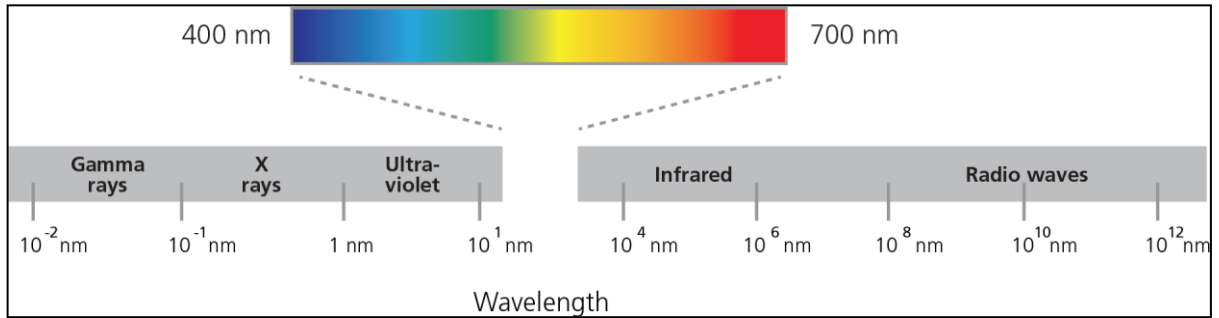


Figure 3 Le spectre électromagnétique (lumière visible de 400 nm à 700 nm) (Heleospectra, 2012).

3.1. Les phytochromes

Les phytochromes existent sous deux formes inter-convertibles : Le Pr qui absorbe principalement dans le rouge clair (Rc, de 640 à 680 nm environ), et le Pfr qui absorbe surtout dans le rouge sombre (Rs), au-delà de 700 nm surtout (**Smith., 2000**). Ils sont synthétisés sous forme de Pfr. A l'obscurité Pr peut redonner Pfr ou bien se dégrader. Pr se dégrade aussi à la lumière. La vitesse de dégradation de Pfr à l'obscurité est faible en comparaison de celle de Pr (**Andel et al., 2000**). Toutes les réactions contribuent à diminuer la quantité de Pr qui est la forme active.

La forme Pf localisée dans le cytoplasme, migrent dans le noyau suite à la conversion par la lumière en forme Pfr. Cette localisation nucléaire des phytochromes entraîne alors une cascade de signaux aboutissant à des modifications de l'expression de gènes cibles et par conséquent à des réponses biologiques (**Jiao et al., 2007**). Les membres d'une famille de facteurs de transcription nucléaires possédant un domaine bHLH (basic helix-loop-helix) jouent un rôle central dans la transduction du signal induite par les phytochromes. La protéine qui porte le chromophore (composé qui absorbe la lumière) est assemblée dans le cytoplasme. Le chromophore synthétisé dans le chloroplaste, passe dans le cytoplasme où il se lie directement avec elle. Cette protéine codée par une petite famille multigénique. Chez *Arabidopsis*, elle se compose de cinq gènes : PHYA, PHYB, PHYC, PHYD et PHYE.

Chaque type de phytochrome a des fonctions particulières, mais l'étude des mutants montre que leur fonction est souvent redondante. Les phytochromes contrôlent plusieurs processus tel que la germination, l'évitement de l'ombre et la floraison (**Whitelam et Halliday, 2007**). Elles ont été identifiées chez de nombreuses autres espèces. Chez des cyanobactéries (*Fremyella sp.*), des algues vertes (*Mesotaenium sp.*) et des végétaux

supérieurs comme le maïs (*Zea mays*), la tomate (*Solanum lycopersicum*) ou encore le riz (*Oryza sativa* L.)

3.2. Les cryptochromes

L'isolement du photorécepteur CRY1 chez *Arabidopsis thaliana* a été réalisé en 1993. Il s'agit d'une flavoprotéine de 75 KDa qui se trouvent dans divers taxons et sont censés avoir évolué à partir des photolyases. Contrairement à photolyases, cependant, les CRY n'ont aucune activité de réparation d'ADN. La partie amino-terminale de la molécule d'CRY lie deux types de chromophore: ptérine sur un site et flavine adénine dinucléotide (FAD) sur un autre. Les parties carboxy-terminales de CRY1 et CRY2 contiennent une extension variable, qui ne se trouve pas dans les photolyases, et sont essentielles pour les chromophores (FMN) qui sont associés au domaine de LOV (lumière, oxygène, tension) dans la partie amino-terminale de la molécule.

Le gène CRY1 est exprimé dans tous les tissus (**Zeiger., 1990**). Le spectre d'absorption des cryptochromes se situe dans la gamme UVA-Bleu (300-550 nm) avec deux pics relativement marqués autour de 370 et 450 nm. La plupart des plantes semblent posséder plus d'un cryptochrome : *Arabidopsis thaliana* présente deux cryptochromes clairement identifiés, CRY1 et CRY2 (**Ahmad et Cashmore, 1993**) et un troisième, CRY3, pour lequel la fonction biologique n'a pas encore été clairement établie. La tomate et le riz possèdent trois cryptochromes. Les cryptochromes permettent la régulation de l'expression de plusieurs gènes impliqués dans la photomorphogenèse et la régulation de l'horloge circadienne (**Lin et Todo, 2005**). A l'obscurité, les protéines CRY1 et CRY2, situées dans le noyau, interagissent avec la protéine COP1. La perception de la lumière bleue par les cryptochromes provoque la désactivation et la dégradation de COP1, permettant ainsi l'accumulation de HY5 dans le noyau, qui à son tour, induit la transcription des gènes cibles (**Yang et al., 2005**).

3.3. Les phototropines

Les phototropines (PHOT1 et PHOT2 chez *Arabidopsis*) sont également des flavoprotéines. La lumière bleue induit un changement dans la conformation de cette protéine ce qui permet son autophosphorylation et déclenche ainsi une cascade de signaux. Celle-ci fait intervenir deux protéines, NPH3 et RPT2, qui peuvent se lier à PHOT1. Outre le contrôle du phototropisme, les phototropines régulent également d'autres réactions physiologiques, à savoir le mouvement des chloroplastes et l'ouverture des stomates (**Jarillo et al., 2001 ; Ma et al., 2002**)

3.4. Les interactions entre les photorécepteurs

Chez les plantes, il existe plusieurs exemples d'interactions entre les photorécepteurs de la lumière bleue et les photorécepteurs de la lumière rouge. Par exemple, il a été démontré que les réponses induites par les phytochromes nécessitent l'interaction avec d'autres protéines telles que les «phytochromes interacting factor» comme PIF3 mais aussi avec d'autres photorécepteurs comme CRY1 et CRY2. Il a aussi été démontré que l'action de CRY1 dans l'inhibition de la croissance chez les végétaux nécessite la présence active de PHYA ou PHYB. De même, les réponses phototropiques induites par la lumière bleue sont accentuées par la stimulation des phytochromes. Le photo-contrôle de la croissance des entre-nœuds fait intervenir plusieurs types d'interactions entre les photorécepteurs. Par exemple, chez la tomate, il a été montré que CRY1, PHYA, PHYB agissent en cascade pour la photomodulation de l'élongation des tiges (Weller et al, 2001). Des interactions physiques entre PHYA et CRY1 ont également été mentionnées.

4. L'éclairage artificiel

En raison des conditions de lumière insuffisante, l'éclairage artificiel est un facteur important dans la culture en serre. La possibilité de manipulation de la lumière permet aux agriculteurs d'augmenter la photosynthèse, le contrôle de la synchronisation des événements physiologiques et la modulation de la culture morphogénèse, ce qui pourrait améliorer la production et la qualité des plantes (Moe., 1997).

Les lampes fluorescentes sont le plus souvent utilisées dans les tissus des chambres de croissance de la culture pour la micropropagation de diverses cultures, en tant que sources de lumière artificielle. Ces lumières ont une large gamme de longueurs d'onde (350-750 nm) et semble être inutiles et sont de faible qualité pour la promotion de la croissance des plantes. La manière traditionnelle d'utiliser la lumière artificielle dans l'horticulture protégée est l'utilisation de lampes fluorescentes (LF), des lampes à sodium haute pression (HPSL), des lampes aux halogénures métalliques (MHL) et des lampes à incandescence (IL) (Almansa et al., 2011).

Les inconvénients de la lumière artificielle couramment utilisés ont été montrés dans le tableau n°01.

Tableau 1 Les inconvénients de la lumière artificielle

Lampes artificielles	Caractéristiques	Inconvénients
Les lampes fluorescentes (LF), ou lampes fluo compactes	Des lampes équipées d'un tube fluorescent et d'un ballast électronique (Photo 01 – Planche 1).	Manque de lumière rouge. (Fig.04)
Les lampes à sodium haute pression (HPSL) « lampe à décharge »	Une lampe électrique constituée d'un tube ou d'une ampoule en verre remplie de gaz ou de vapeur métallique, sous haute ou basse pression, au travers duquel on fait passer un courant électrique. (Photo 02 – Planche 1).	Il s'ensuit une conversion en photons caractérisée par le manque de lumière bleu, vert, rouge et orange. (Fig.04)
Les lampes aux halogénures métalliques (MHL)	Comportent une enveloppe translucide étanche à l'air constituée de verre quartzé et dotée d'une partie formant enceinte contenant un espace de décharge et une partie de scellement rattachée à la partie enveloppante (Photo 03 – planche 1).	Constitue beaucoup de chaleur et de lumière beaucoup plus jaune et vert. (Fig.04)
Les lampes à incandescence (IL).	Constituée d'une ampoule en verre contenant un gaz de remplissage ou un vide poussé. Le filament, relié aux connections électrique est réalisé en tungstène, un matériau très réfractaire dont la température de fusion est de 3653 Kelvins (3380° Celsius). (Photo 04 – Planche 1)	Induit beaucoup de chaleur et manque de lumière bleue. (Fig.04)

Planche 1



Photo 01 : les lampes fluo compactes (F. Roussel, 2010).



Photo 02 : Les lampes à sodium à haute pression (Ingelec, 2013).



Photo 03 : Les lampes à sodium à haute pression (OSRAM, 2016).



Photo 04 : Les lampes à incandescence (Lumière Discount, 2016).

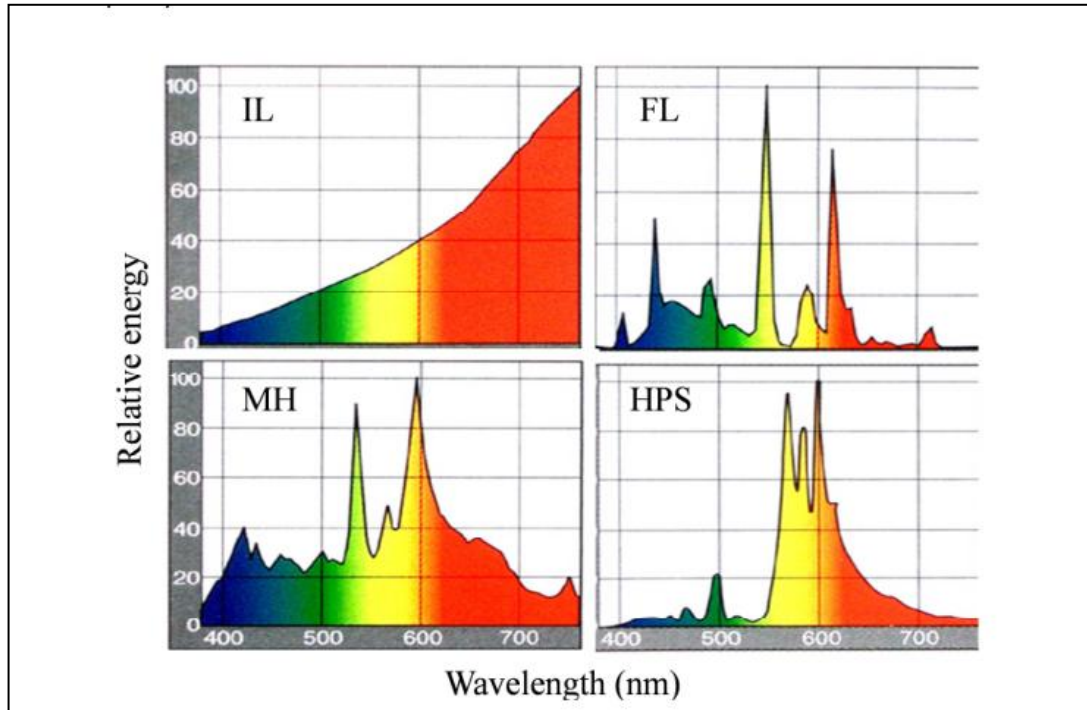


Figure 4 Spectre et les défauts des lumières artificielles utilisées

En horticulture protégée. Il est rapporté que le coût de l'énergie électrique consommée par la lumière artificielle est de 15 à 30% du coût total de fonctionnement en serre. Alors que dans les plantes qui sont populaires utilisés au Japon, en Chine, Taiwan, en Corée et aux Pays-Bas, etc., l'énergie électrique consommée par la lumière artificielle est de 60-80% de l'énergie électrique totale consommée et 30-40% du coût de l'opération totale. Le coût de fonctionnement élevé de la lumière artificielle limitée leur application et l'extension dans l'horticulture protégée (Liu W.K., Yang Q.C., Du L. F., 2009).

Ainsi, il y a un besoin urgent d'une source de lumière efficace, ce qui est non seulement d'améliorer la qualité des plantes in vitro, mais également de minimiser les coûts de production par plante. L'éclairage électroluminescent (LED) a été proposé comme une alternative potentielle et comme une nouvelle lumière artificielle utilisée pour la production agricole de ces années.

5. L'éclairage électroluminescent (LED)

La diode à semi-conducteur a été découverte au milieu du **XX^{ème} siècle**, de son nom scientifique «Light-Emitting Diode», elle est l'acteur incontournable de la transition énergétique du **XXI^{ème} siècle**. Tout a commencé au milieu des années 1930 : l'électrochimiste des laboratoires Bell nommé **Russel Ohl** étudie différents semi-conducteurs dans le but de réaliser des dispositifs radars. Son objectif premier est d'émettre et de recevoir des signaux radio à plus hautes fréquences que celles permises par les tubes à vide, conçue en 1903 par l'Anglais John Fleming. C'est en 1940, **Ohl** découvre par hasard que l'effet photoélectrique, c'est-à-dire la conversion de la lumière en électricité, connu depuis Antoine Becquerel, est très fortement amplifiée au voisinage de cette discontinuité. Il constate ensuite que la fissure qui sépare deux régions contenant des types distincts d'impuretés, aboutit à un excès d'électrons d'un côté (type N pour négatif) et à un défaut d l'autre (type p pour positif). Il donne le nom de « jonction PN » à la barrière entre ces deux régions : la diode à semi-conducteur. (**Fig. 05**)

Les études d'**Ohl** montrent en effet que la lumière frappant cette jonction stimule la circulation des électrons du côté P vers le côté N, résultant en un courant électrique. Il comprend ainsi que la jonction PN peut servir à l'effet photovoltaïque, et il dépose l'année suivante le premier brevet décrivant une cellule photovoltaïque constituée d'une jonction PN en silicium suite à cette découverte, la théorie des jonctions PN est élaborée par **William Shockley** en 1948. Trois quarts de siècle plus tard, la jonction PN est la partie active la plus couramment utilisée dans les dispositifs absorbant ou émettre la lumière, comme les photo-détecteurs le plus sensibles, les sources de lumière les plus efficaces (telles que les LED ou les lasers semi-conducteurs). (**Haidar, R et al., 2015**).

5.1. Définition

La technologie LED est largement utilisée pour créer de la lumière colorée dans des dispositifs tels que les horloges numériques, les téléviseurs et les feux de circulation. Selon (**Gary et al., 2008**) les diodes électroluminescentes (LED) sont basées sur une technologie de semi-conducteur qui convertit l'électricité en lumière visible. La lumière émise par les LED est en prise à partir d'un objet solide de matériau semi-conducteur, plutôt que des tubes à vide ou à gaz comme dans l'incandescence ou des lampes fluorescentes traditionnelles.



Figure 5 La diode électroluminescente (Zinfo, 2014)

La différence qui existe entre la lumière LED et les feux traditionnels est que les LED ne sont pas intrinsèquement blanc. La lumière blanche est un mélange de longueurs d'onde dans le spectre visible, mais les voyants n'émettent de la lumière dans une fourchette très étroite de longueurs d'onde, et sont donc idéales pour produire une lumière colorée. LED est caractérisée par sa longue durée de vie, haut efficacité photosynthétique de petit taille, moins de rayonnement thermique ainsi que la performance de sécurité élevée et même la longueur d'onde d'émission sur mesure est également disponible pour les LED, ce qui peut correspondre à la plupart des récepteurs de la photosynthèse des plantes. En conséquence, les rendements des cultures, les caractéristiques physiologiques et les composantes métaboliques sont mis sous le contrôle (**Bourget, Massa, Morrow et al., 2008**).

5.2. Fonctionnement

D'après (**Rajesh.P., 2014**), Le LED est un type unique de la diode à semi conducteur à l'état solide constituée de deux éléments de matériaux traités, les semi conducteurs de type **p** et les semi conducteurs de type **n**, lorsque ces derniers sont placés en direct formant la puce LED qui comprend la jonction **PN** qui émet une lumière lorsque un courant seulement du post anode au post cathode, électrons et trous se jettent dans la jonction d'électrodes avec des tensions différentes. Quand un électron rencontre un trou. Il tombe dans un niveau d'énergie plus faible et libère l'énergie sous la forme d'un photon. La lumière produite par un processus est appelé électroluminescente état solide, l'écart d'énergie du semi conducteur détermine la couleur et plus précis la longueur d'onde de la lumière et les matériaux utilisés pour une LED qui ont des énergies correspondant à la lumière ultraviolet visible ou infrarouge. (**Fig. 06**).

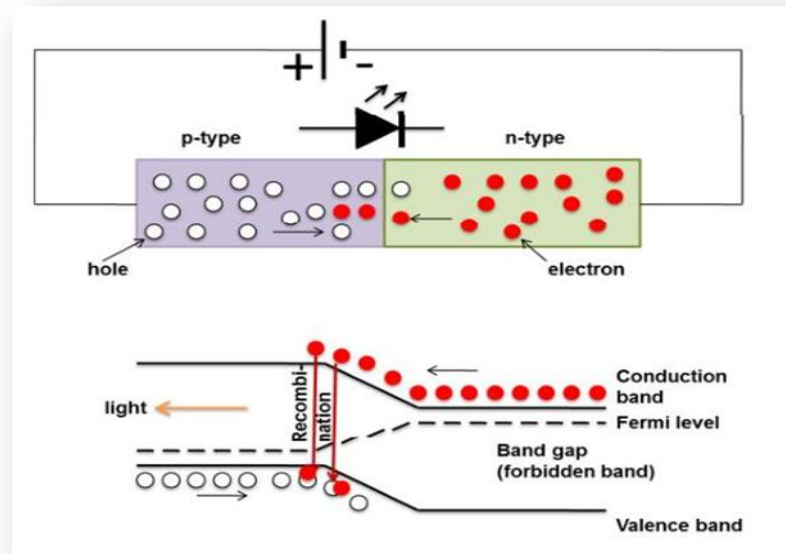


Figure 6 Fonctionnement du LED (Singh et al., 2007).

5.3. Exigence de la qualité de LED sur les plantes

Les mécanismes de qualité de la lumière sur la croissance et le développement des plantules et les plantes ont été entièrement étudiés. Les effets de la lumière LED sur la production horticole comestible, à savoir les légumes, leur qualité en particulier, la valeur nutritionnelle a été étudié de façon approfondie et ce qui a montré des effets bénéfiques de la qualité de la lumière LED sur la qualité des légumes et des fleurs, cette dernière appropriée est la clé pour obtenir des produits de haute performance de qualité (Morrow, R.C., 2008).

La valeur nutritionnelle est généralement évaluée par le contenu des substances nocives pour la santé et les composés photochimiques bénéfiques contenues dans les parties comestibles des légumes (Takase, M., 2007). Les substances nocives sont les nitrates, les oxalates, les métaux lourds et les pesticides. A la limite, l'accumulation des substances nocives dans les légumes constitue de graves dangers pour la santé humaine. En particulier, les légumes hors saison cultivés dans des systèmes protégés par la faible luminosité, l'intensité tend à accumuler plus de nitrates dans les tissus en raison de la fertilisation azotée en excès entraîné par le désir des agriculteurs pour un rendement élevé. Les effets bénéfiques de la qualité de lumière LED sur la réduction des substances nocives de légumes sont souhaités et explorés en profondeur (Ohashi-Kaneko, K., 2007).

Les substances bénéfiques pour la santé dans les légumes comprennent la qualité nutritionnelle classique (i.e. contents de glucides, des protéines, des acides organiques, des

éléments minéraux, etc.) et photo-physiologie des substances biologiquement actives (à savoir le contenu de l'acide ascorbique, des caroténoïdes, des anthocyanes, flavonoïde etc.). Certains d'entre eux sont des métabolites primaires et certains d'entre eux sont des métabolites secondaires. Récemment, de nombreuses études ont montré que la qualité de lumière LED (telle que la lumière bleue et rouge) pourrait améliorer le contenu de glucides et de l'acide ascorbique dans les feuilles de légumes ou de fruits. La lumière ultraviolette LED peut également modifier le contenu de certaines substances nutritives secondaires de légumes (**Liu X.Y., 2011**). Les LED fournissent un outil pour faciliter l'étude des exigences de qualité de lumière de divers légumes selon l'indice nutritif spécifique manipulé. En outre, certaines plantes médicinales cultivées dans des systèmes protégés sous différents spectres de lumière ont été étudiés. Une plus forte concentration de composants d'intérêt se trouve ainsi au premier plan à des bénéfices plus élevés. Deuxièmement, la longue durée de vie (50.000 heures) de la LED permet au producteur pour de réduire les frais. Car la lumière de courte durée de vie (1000 heures), comme les lampes à incandescence anciennes ou endommagées doivent être changés souvent et ce travail peut stimuler alors affecter la croissance et la santé. Troisièmement, la lumière LED avec son trait de spectre étroit peut réaliser une lumière monochromatique qui vaut pour la croissance et la reproduction. (**Currey C.J., 2012**)

5.4. Utilisation de LED

De nombreuses expériences ont été menées ces dernières années sur l'utilisation de la LED, Diode électroluminescente, pour la production agricole où elle est considérée comme une lumière artificielle en serre (**Photo 07 et 08 – Planche 2**) et comme unique source lumineuse pour la culture et la croissance des plantes (**Photo 05 et 06 – Planche 2**). Les LED peuvent être utilisés dans la culture des tissus végétaux, la production des plantes et la germination des graines par exemple légumes et la culture des fleurs dans une chambre fermés et à effet de serre (**Hemming S., 2011**). Différents utilisations sont présentées dans la planche 1.

D'autres recherches ont montré que le programme d'éclairage à LED peut diminuer la poussière, et réduire les maladies respiratoires et d'autres problèmes de santé. De plus, la popularisation des LED est d'une grande importance dans la protection de l'environnement mondial. Tout d'abord, le remplacement peut soulager la pénurie d'énergie. Et avec le programme d'éclairage raisonnable, il peut également soulager la pénurie de ressources (**Li J.C et al ., 2010**)

Planche 02



Photo 05 : Dispositif de culture sous LED
(R. Pati, 2014)



Photo 06 : Culture de fleurs sous
LED (R. Pati, 2014)



Photo 07 : Culture des végétaux sous
LED (R. Pati, 2014)



Photo 08 : Culture des fraises sous LED
(R. Pati, 2014)

6. Les avantages et les inconvénients

6.1. Les avantages

Les lampes LED sont une technologie prometteuse qui a le potentiel d'améliorer l'efficacité de l'irradiance ci-dessus HPS. Plus récemment, des diodes lumineuses ont permis leur utilisation comme un remplacement potentiel dans la plupart des applications pour les systèmes HPS traditionnels dans le 600- 1000-W. (**Steranka et al., 2002**).

Un des avantages significatifs avec les LED est le potentiel d'économie d'énergie. Selon **The Climate Group** (2012) la LED permet d'économiser entre 50-70 % des émissions de la consommation d'énergie et de carbone par rapport aux autres technologies conventionnelles. D'autres avantages de l'utilisation de la LED est le meilleur contrôle sur la couleur de la lumière, l'intensité et les directions ainsi que la durée de vie de 50 000-100 000 heures (deux à cinq fois plus longtemps que la lumière fluorescente avancée).

Les LED les plus efficaces sur le marché produisent 148 lumens par watt, mais selon **The Climate Group** (2012) l'efficacité sera doublée d'ici 2020, ce qui entraîne la lumière 2-2,5 fois plus efficace que les meilleures lampes fluorescentes d'aujourd'hui. Cela pourrait accroître les économies d'énergie aux environs des 90 %.

D'après (**Bourget, Morrow., 2008**). la LED comprend par rapport aux autres lumières artificielles pour la production agricole: (1) Une efficacité lumineuse élevée, (2) une petite masse et un petit volume, (3) une manipulation aisée, (4) pouvant émettre toutes sortes de qualité de lumière biologiquement actives, y compris de la lumière visible, ou ultraviolette et rouge lointain, (5) une longueur d'onde spécifique, selon (**Yeh et Chung., 2009**), les LED permettent la possibilité d'éliminer les longueurs d'onde excessives trouvées dans la lumière blanche normale, ce qui réduit la quantité d'énergie nécessaire pour alimenter les lampes de culture et peuvent également adapter les spectres d'éclairage en fonction des besoins de la plante grâce à la combinaison spectrale spécifique.

Avec la technologie de diodes électroluminescentes, il est possible d'optimiser la production ainsi que la morphologie de l'influence de la plante et sa composition. Selon (**Vanninen et al., 2010**) Les LED peuvent, en principe, être configurés pour produire de la lumière plus indiquée pour les plantes et dans des niveaux bien supérieurs à la lumière du soleil.

Si les systèmes LED peuvent être configurés pour aider à réduire les dégâts d'insecte et les insectes liés à la maladie vectorisée en serre, ce système va gagner l'utilité supplémentaire en devenant un élément important du producteur de programme IPM et pourrait aider à réduire le rapport annuel des coûts par hectare de la lutte antiparasites à effet de serre (Marrow., 2008).

6.2. Les inconvénients

La technologie des LED fait cependant, selon (Gary et al., 2008) et (The Climate Group., 2012) quelques inconvénients, dont l'un est le prix. Les LED sont toujours un choix plus cher de la lumière par rapport aux technologies d'éclairage traditionnelles, mais selon (The Climate Group., 2012), le prix des LED est en baisse de 15 à 20 % par an et devraient avoir baissé de prix de plus de 80 % au cours des huit prochaines années. Un autre inconvénient de la technologie de LED est la conduction de la chaleur. Selon (Gary et al., 2008) les appareils traditionnels sont conçus pour émettre de la chaleur générée par les ampoules à incandescence vers l'extérieur; cependant, la chaleur générée par une diode électroluminescente doit être effectuée à travers et hors de l'appareil en utilisant des dissipateurs de chaleur.

6.3. Les Solutions

(Marongiu, Cheung et al., 2009), cependant il n'y a deux options qui résolvent les problèmes de la température élevée c'est le refroidissement passif en utilisant des dissipateurs de chaleur et les ventilateurs de refroidissement actif pour créer une convection forcée. Lorsque l'on compare les deux options trois éléments doivent être évalués lors de la sélection de la solution de refroidissement la mieux adapté pour la conception de l'éclairage; la taille, le poids et l'orientation. En ce qui concerne la taille, l'utilisation d'un refroidissement actif est presque toujours préférable, car le refroidissement passif a besoin d'une plus grande surface pour remplir une dissipation thermique égale. La même chose vaut pour le poids, dissipateurs de chaleur sont en général construits en une sorte de métal et deviennent donc relativement lourd. Et pour l'orientation qui joue un rôle plus important lors de la conception des puits de chaleur passive puisque ceux-ci doivent être placés dans la position correcte de l'écoulement d'air, ce qui peut avoir un effet important sur la conception.

6.4. Transcriptome

L'expression génique recouvre l'ensemble des mécanismes qui conduisent à l'apparition d'un produit fonctionnel d'un gène (**Denise, 2010**). Si le génome est identique dans chacune des cellules d'un organisme donné, en revanche, les gènes, eux, peuvent avoir une expression génique spécifique différenciée dans le temps (propre à un stade du développement), dans l'espace (propre à un type cellulaire, tissulaire ou organique) ou/et caractéristique d'un état donné (normal, pathologique ou en réponse à un stimulus particulier).

L'étude de cette expression consiste à caractériser et quantifier les produits d'expression de l'ADN de manière à identifier les séquences actives et donc à révéler ainsi le niveau d'expression des gènes dont elles sont issues. Elle est une partie fondamentale de «l'ère de la post-génomique», qui fait suite à «l'ère du séquençage» et à «l'ère de la génomique». Elle a pris naissance à la fin des années 1990. Elle permet l'étude dynamique des gènes d'organismes modèles identifiés par la génomique. En 1996, lors de l'obtention du génome complet de la levure, 6200 phases ouvertes de lecture sont identifiées. Alors que cet organisme était fortement étudié auparavant, seulement un quart de ces gènes pouvait être associé à une fonction connue ou putative à partir d'homologies de séquence. Ainsi, malgré la connaissance de la séquence d'un organisme, une grande partie du monde génomique reste encore inexploree. Depuis la fin des années 90, une nouvelle ère de la biologie porte sur une vision dynamique globale du fonctionnement cellulaire : la post-génomique (**Carpentier, A.S, 2006**).

A titre d'exemple de nombreuses études de l'expression génique d'*A. thaliana*, D'après (**Kolesiński P et al., 2011**) Formulaire I de Rubisco est composé de huit grands (RbcL) et huit petits (hématis) sous-unités. L'assemblage de ces sous-unités dans une holoenzyme fonctionnelle nécessite l'aide de facteurs d'assemblage supplémentaires. Un tel facteur est RbcX, qui a été démontrée à agir comme un chaperon dans l'assemblage de la plupart des complexes de cyanobactéries Rubisco exprimés dans le système hétérologue établie dans des cellules d'E. coli. Analyse de la séquence génomique *A. thaliana* a révélé la présence de deux gènes codant pour des homologues putatifs de protéine de cyanobactérie RbcX: AtRbcX1 et AtRbcX2. D'une manière générale, les deux homologues RbcX semblent avoir la même fonction qui est de l'activité de chaperon au cours de Rubisco biogenèse. Cependant, une analyse détaillée a révélé de légères différences entre eux. AtRbcX2 est localisée dans la fraction stroma des chloroplastes alors AtRbcX1 n'a été trouvée dans la fraction insoluble correspondant à des membranes thylacoïdes. Recherche

putatifs "partenaires" à l'aide de l'analyse par spectrométrie de masse a suggéré que, en dehors de la liaison à RbcL, AtRbcX1 peut également interagir avec la sous-unité β de chloroplaste ATP synthase.

En deux mots, le gène *rbcx1* est un gène nucléaire qui code pour une protéine chloroplastique dont la fonction chaperonne aide au bon repliement de la Rubisco. Il s'exprime principalement dans les feuilles et en présence de lumière.

Pour ces études, il existe un certain nombre de techniques disponibles pour l'analyse des niveaux d'expression d'ARNm ou l'expression d'ARNm différentiel (**Fryer *et al.*, 2002**). Ces méthodes comprennent :

- **Les Northern Blot** : une technique qui permet de détecter la présence d'ARN messagers (ARNm) spécifiques mais également des ARN non codants comme les petits ARN et les ARN ribosomiaux à l'aide de sondes marquées. Les ARN messagers d'un échantillon sont séparés par électrophorèse. La mise en présence du résultat de l'électrophorèse avec une sonde radioactive d'ADN complémentaire (ADNc) de l'ARNm recherché entraîne la détection ou non d'un ARN. La présence de l'ARN est révélée par autoradiographie. Cette technique permet de mesurer l'expression relative d'au plus 20 gènes à la fois.
- **L'analyse d'expression différentielle** : une technique de détection des gènes qui sont exprimés uniquement sous certaines conditions. Elle consiste à isoler et à comparer les ARNm amplifiés par PCR (polymerase chain reaction) provenant d'au moins deux populations cellulaires. Le criblage se fait via des gels d'électrophorèse et se fonde donc sur les différences de longueurs d'ARNm. Les ARNm sont ensuite identifiés grâce au séquençage de l'ARNm prélevé. Cette technique présente des inconvénients comme de nombreux faux positifs générés par la PCR (environ 50%) et un biais en faveur des ARN abondants. L'expression différentielle obtenue doit donc être validée par une autre technique.
- **SAGE ou Serial Analysis of Gene Expression** : SAGE est une méthode basée sur la similarité des séquences comme le séquençage des EST (DONSON *et al.*, 2002). C'est une technique à haut débit et à coût réduit pour une évaluation et comparaison des gènes exprimés. Dans cette technique, 10 à 14 pb d'étiquettes à partir d'une position unique au sein de chaque espèce d'ARNm est extraite, concentré et cloné avant

séquençage. Ces étiquètes sont utilisées pour identifier les gènes correspondant dans la base de données.

- **La dot blot** : dont le principe est à l'origine des puces à ADN, demande une quantité de matériel relativement considérable à cause de la taille des filtres.

Actuellement, une technique est couramment utilisée afin de mesurer le niveau d'expression d'un gène :

1. **La RT-PCR quantitative (Reverse Transcribed Polymerase Chain Reaction) :**

Cette technique est très sensible et permet la détection des ARNm présents en un seul exemplaire. Elle n'est cependant pas utilisée pour mesurer l'expression de l'ensemble des gènes d'un organisme simultanément.

Elyse Poitras et Alain Houde, 2004 ont rapporté dans leurs recherches que la technologie de PCR en temps réel (qPCR) devient de plus en plus populaire dans différents secteurs d'activité. Cette technologie est basée sur la détection et la quantification d'un reporter fluorescent dont l'émission est directement proportionnelle à la quantité d'amplifiants générés pendant la réaction de PCR. Étant donné qu'elle utilise généralement des systèmes en tubes fermés et que la quantification ne requiert aucune manipulation après l'amplification, ce qui minimise ou élimine selon (**Bustin, 2000**) les problèmes de contamination par les amplifiants suite à la réaction de PCR et réduit le temps d'analyse. Le processus complet est donc automatisé du début à la fin rendant ainsi cette technologie intéressante pour des applications d'analyses à grande échelle et à haut débit (**Martell et al, 1999**).

Le principe et le but, de la technologie PCR est d'augmenter spécifiquement une cible à partir d'une quantité indétectable de matériau de départ. Dans la PCR classique, à la fin de l'amplification, le produit peut être exécuté sur un gel pour la détection de ce produit spécifique. Dans PCR en temps réel, cette étape peut être évitée, car la technologie combine l'amplification d'ADN par la détection immédiate des produits dans un seul tube. Le format homogène est très bénéfique car il élimine le risque de contamination significative causée par l'ouverture des tubes pour la manipulation après PCR.

La PCR en temps réel fait donc le suivi de la fluorescence émise pendant la réaction avec un indicateur de la production des amplifiants durant chaque cycle, à l'opposé de la PCR quantitative conventionnelle où les amplifiants ne sont détectés qu'à la toute fin du processus.

Cette technologie présente aussi certains désavantages: 1) étant donné que l'ADN double brin total émet des signaux, il devient impossible en cours de réaction de s'assurer de la spécificité des amplifiants ou de discriminer les différents amplifiants dans le cas de multiplexage; 2) le mauvais appariement (mis-priming), générant souvent des bandes d'ADN superflues observables sur gel d'électrophorèse, peut conduire à des faux positifs ou une surestimation de la quantification; 3) l'émission de fluorescence peut être biaisée par la masse moléculaire de l'ADN amplifié par un amplifiant plus long qui fixera davantage de molécules fluorescentes par rapport à un amplifiant plus court dans la même réaction (**Bustin, 2000**).

Elle s'avère aussi un outil puissant pour des analyses de mutations comme les SNPs et des études de génotypage à grande échelle comme pour le gène du récepteur d'œstrogène (**Täpp et al, 2000**).

Matériels et méthodes

Expérimentation 1 : étude de l'effet des LED a différentes couleurs sur les composants de la photosynthèse chez trois céréales

1. Matériels végétales :

L'étude a porté sur six variétés de céréales d'origine locale et introduite. Les génotypes utilisés sont répertoriés dans le tableau 2.

Tableau 2 Les génotypes étudiés et leurs origines

Espèces	Variétés	Origine
Blé dure <i>Triticum durum</i>	Cirta	Algérie (Constantine)
	Oued Zenati	Algérie (1930)
Blé tendre <i>Triticum aestivum</i>	Courtot	France (1974)
	Arz	Algérie (ITGC El Khroub)
Orge <i>Hordeum vulgare</i>	Tichidrette	Algérie
	Saïda	Algérie

2. Mise en place de l'essai

Pour favoriser la photosynthèse sans lumière naturelle, nous avons choisi une lumière artificielle spécifique qui est la diode électroluminescente (LED).

Au mois de janvier 2016 l'équipe de laboratoire de GBBV a installé un dispositif de quatre étagères chacun possédant une série de lampes de LED de couleurs spécifiques (rouge, bleue, blanche et verte), sachant que toutes les lampes doivent être situées à la même distance des plantes de sorte que l'intensité lumineuse soit autant que possible la même pour tous. **(Photo 09 – Planche 3)**

L'éclairement énergétique de la lumière entrante des lampes LED se diffèrent d'une couleur à une autre, et est donc mesuré à l'aide d'un spectroradiomètre (PS-100; apogée

Instruments) (**Photo 10 – Planche 3**). Les données enregistrées sont motionnées dans le **tableau.03**

Tableau 3 Mesure de la lumière à l'aide d'un appareil dataLOGGER modèle L1-1400

LED	Valeurs	Unité
LED Rouge	106	$\mu\text{mol,S-1;m-2}$ par μA
LED Bleue	132.4	$\mu\text{mol,S-1;m-2}$ par μA
LED Blanche	103.5	$\mu\text{mol,S-1;m-2}$ par μA
LED Verte	58.47	$\mu\text{mol,S-1;m-2}$ par μA

Sous chaque lumière, six variétés de céréales ont été cultivées dans trois alvéoles (32 pots) contenant du sol. Deux variétés dans chacun, organisé comme présenté dans la **figure 07**.

Au stade 3^{ème} feuilles (**Photo 11.12 – Planche 3**) un total de 06 plantes ont été récoltées au hasard au niveau du sous-bloc pour chaque paramètre dans chaque variété. En raison du grand nombre de plantes dans la zone expérimentale, aucune plante n'a jamais eu une application de paramètre à côté d'une autre. 120 plantes au total ont eu des applications de différents paramètres pour les quatre traitements.

L'essai a été réalisé au niveau du laboratoire de Génétique, Biochimie et Biotechnologie Végétale (GBBV) à Chaabet El Rasses, Université de Constantine 01 dans le cadre de la préparation d'une thèse de Master 02 en Biologie et Génomique Végétale.

2.1. Mise en germination

2.1.1. *Pré-germination des graines*

Dans le but d'effectuer une pré-germination des graines choisies, ces dernières ont été désinfectées par trempage dans de l'eau de javel (Hypochlorite de sodium) à 2% de concentration 10 à 15 min, puis ils ont été rincés 3 fois avec de l'eau distillée afin d'éliminer toute trace de l'eau de javel. Les graines ont été ensuite placées dans des boîtes de Pétri sur un papier absorbant imbibé d'eau distillée (**Photo 13 – Planche 3**) pendant 3 jours à l'obscurité à une température ambiante 23°C.

2.1.2. *Germination des graines des six variétés*

Les semences pré germées ont été ensuite repiquées dans des alvéoles en raison de 2 plantules par pot (**Photo 14 – Planche 3**). Chaque pot contient un mélange de sol : sable, perlites et du terreau avec les proportions 2 :1 :1. Cultivé sous un rayonnement artificiel (LED) des différentes couleurs (Rouge, Bleue, Blanche et Verte) sous une photopériode de 16h de jour et 8h de nuit à une température ambiante et irrigué un jour sur deux avec une solution nutritive NPK avec les proportions suivantes 5 :8 :10. **Annexe 1**.

Afin de connaître s'il y a une différence entre les graines pré-germé hors traitements lumineux ou les graines germés directement sous LED, on a effectué un petit test sur une seule variété (Cirta). Cette fois-ci les graines ont été germé directement sous LED. (**Photo 15 – Planche 4**)

Planche 3



Photo 09 : organisation des différents traitements LED



Photo 10 : Présentation du spectroradiomètre utilisé (dataLOGGER modèle L1-1400)

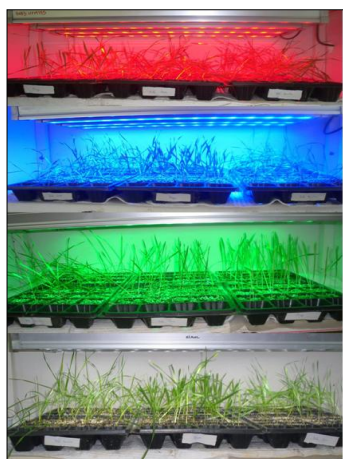


Photo 11 : Stade 3^{ème} feuille des cultivars

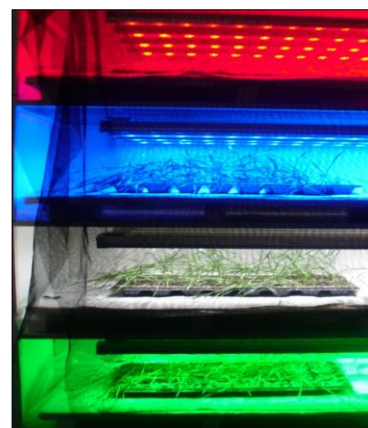


Photo 12 : Stade 3^{ème} feuille du teste effectué sur la variété Cirta de Blé dur



Photo 13 : Placement des graines désinfectées dans les boîtes de pétri afin de les faire pré-germer



Photo 14 : Mise en pots des graines pré-germées

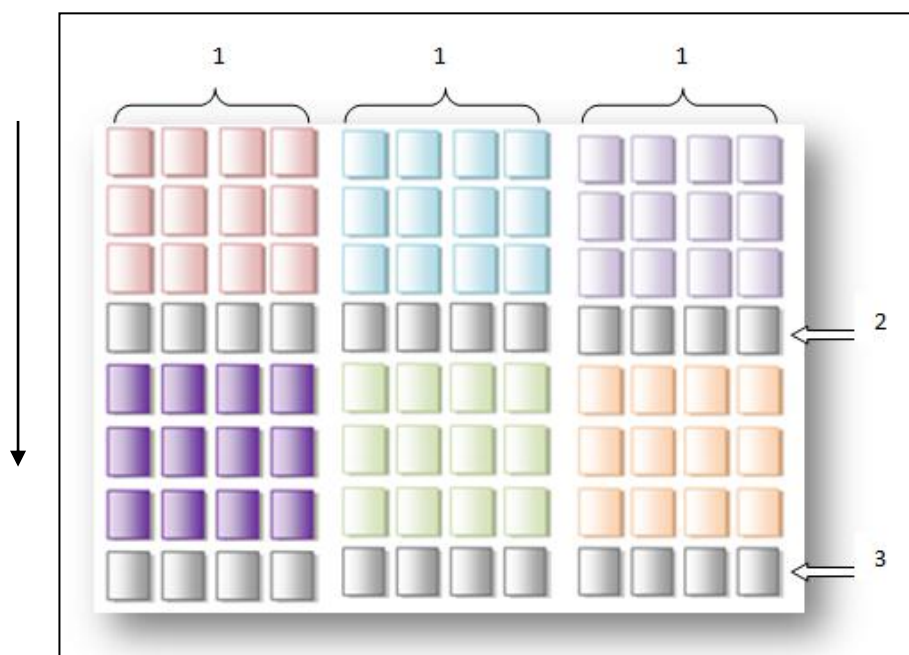


Figure 7 Présentation schématique du dispositif expérimental utilisé sous chaque lumière ; chaque couleur présente les pots contenant une variété ; (1) : alvéole ; (2) : pots vides pour la séparation des variétés ; (3) pots vides pour éviter l'effet du bord vu que la lumière ne les couvre pas.

3. Paramètres mesurés

Afin de déterminer l'effet des différents traitements (lumière) sur les six variétés, des paramètres morphologiques et physiologiques ont été mesurés au stade 3^{ème} feuille.

3.1. Paramètres morphologiques

3.1.1. La surface foliaire (SF en cm²)

La surface foliaire qui concerne la troisième feuille, est déterminée par un logiciel nommé Mesirum qui consiste à :

- Prendre la feuille de chaque variété et la scanner à l'aide d'un appareil scanneur puis l'enregistrer sur l'ordinateur.
- Transformer les images dans le logiciel, créer une échelle en (Cm), délimiter les zones de l'image puis déterminer la surface foliaire (Cm²). (**Photo 16 – Planche 4**)

3.1.2. La longueur et la largeur foliaire (cm)

La longueur et la largeur qui concerne la troisième feuille sont mesurées sur un papier millimétrique en CM.

3.1.3. Poids spécifique foliaire (PSF « g/cm² »)

Les feuilles sont pesées immédiatement pour obtenir le poids frais (PF) puis avec les mêmes feuilles on détermine la surface foliaire (SF). Le poids spécifique foliaire (PSF) est déterminé par la formule suivante (Araus et al., 1998 in Zeghida et al., 2004).

$$\text{PSF (g/cm}^2\text{)} = \text{PF/SF}$$

PSF : poids spécifique foliaire

PF : poids frais

SF : surface foliaire

3.2. Paramètre physiologiques

3.2.1. Mesure du taux de chlorophylle totale (TCT « unité de SPAD »)

Le taux de la chlorophylle au niveau des feuilles a été mesuré à l'aide d'un chlorophylle-mètre SPAD 502 de Minolta (**photo 17 – Planche 4**) (Nouri, 2002). L'appareil a la forme d'une pince que l'on tient à la main, il est compact et léger, il mémorise jusqu'à 30 mesures, qui permet être affichées une à une, les valeurs classiquement retrouvées se situent entre 0 et 50 unités SPAD.

Cet appareil est utilisé pour évaluer la teneur en azote des feuilles puisque la majeure partie de l'azote est contenu dans la chlorophylle, il suffit juste de fermer la pince vide sur elle-même pour étalonner l'instrument. Par la suite, trois prises de mesure sont effectuées au niveau de la feuille sur trois différentes zones (sommet, milieu, base) la moyenne des trois valeurs s'affiche sur l'écran à la fin (U.SPAD) sachant que le temps de chaque mesure est de l'ordre de deux secondes.

3.2.2. Mesure du rendement quantique du PSII

La fluorescence chlorophyllienne a été mesurée à l'aide d'un fluomètre portatif modèle FMS le plant Efficiency Analyser (PEA) (**photo 18 – Planche 4**) permettant de mesurer la fluorescence avec une résolution de 10 secondes. Les mesures sont effectuées sur les feuilles attachées. Les données sont stockées dans l'appareil de mesure et ensuite transférées vers un ordinateur pour leur traitement.

La lecture s'effectue de manière à placer la feuille à l'obscurité, des clips sont positionnés au moins 25 mn à 30 mn avant la mesure. Il s'agit de pinces dont la partie se trouvant en contact avec la face supérieure de la feuille comporte une fenêtre de lecture pouvant être obstruée au moyen d'une plaque métallique coulissante, la plaque métallique est tirée et la

mesure peut être exécutée. Cet appareil consigne automatiquement les paramètres. Parmi ces paramètres, on s'est basé sur le paramètre ΦPSII qui présente le rendement quantique du PSII (Louvieaux., 2007).

3.2.3. *Dosage des Chlorophylles*

L'extraction de la chlorophylle a, b et caroténoïdes a été réalisée selon la méthode de Francis et al. (1970). Cette méthode consiste à mettre 100 mg de matière fraîche (MF) dans 10 ml d'une solution préparé préalablement à partir de 95% d'acétone et 5% d'éthanol de concentration. Les tubes à essais fermés ont été conservés pendant 48h à 30°C et à l'obscurité afin d'éviter l'oxydation de la chlorophylle par la lumière (**Photo 19 – Planche 4**). Après 48h on procède à la lecture des densités optiques (DO) des solutions à l'aide d'un spectrophotomètre après étalonnage de l'appareil avec la solution témoin d'acétone à 95% et d'éthanol à 5%. La lecture se fait à deux longueurs d'onde. (**Photo 20 – Planche 4**)

La détermination des teneurs en chlorophylle est réalisée selon la formule (Costache et Campeanu, 2012)

$$\text{Chlorophylle a (Chl a)} = 11.75 A_{662} - 2.350 A_{645}$$

$$\text{Chlorophylle b (Chl b)} = 18.61 A_{645} - 3.960 A_{662}$$

Pour le dosage de la chlorophylle chez la variété Cirta on a utilisé un autre protocole décrire comme suivant :

La Chlorophylle (a et b) et la teneur en caroténoïdes ont été déterminées par spectrophotométrie. (0,2g) du poids frais des feuille a été extrait dans 5 ml d'acétone à 80% à 4 ° C pendant 72 h, comme décrit par (Torrecillas et al.,1984). L'absorbance de la solution d'extraction a été mesurée en utilisant un spectrophotomètre après étalonnage de l'appareil avec la solution témoin d'acétone à 95% et d'éthanol à 5%. La lecture se fait à deux longueurs d'onde visible à 470,0 nm, 646,8 nm et 663,2 nm.

Planche 4

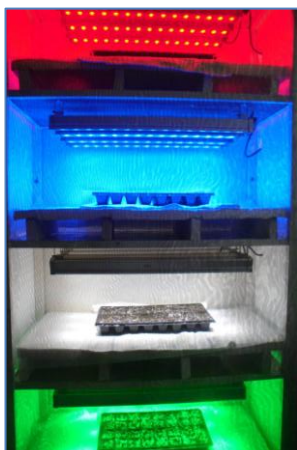


Photo 15 : Présentation du teste effectué sur la variété Cirta de Blé dur

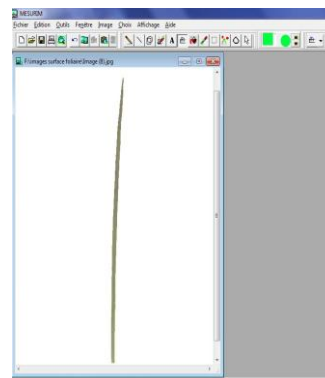


Photo 16 : Démonstration de fonctionnement du logiciel Mesirum



Photo 17 : Présentation de chlorophylle-mètre SPAD 502.



Photo 18 : Présentation du fluo-mètre



Photo 19 : Mise en place des extraits de la mesure des chlorophylles



Photo 20 : Présentation du spectrophotomètre

Le contenu de pigment ont été calculés selon les équations obtenues par (**Torrecillas et al., 1984**):

$$\text{Chl a (mg g-1 FW)} = (12.25 * \text{OD663.2}) - (2.79 * \text{OD646.8})$$

$$\text{Chl b (mg g-1 FW)} = (21.5 * \text{OD646.8}) - (5.1 * \text{OD663.2})$$

$$\text{Caroténoïdes (mg g-1 FW)} = 1000 * \text{OD470.0} - (1.82 * \text{CHL.A}) - (85.02 * \text{CHL.B})$$

3.2.4. *La teneur relative en eau (TRE %)*

Le teneur relative en eau (TRE) ou « relative water content » (RWC) est une ancienne méthode, qui reste très utilisée actuellement, afin d'estimer le statut de l'eau de la plante

La TRE de la feuille a été déterminé par la méthode décrite par (**Turner., 1981**). Selon cette méthode, les feuilles coupées ont été pesées immédiatement pour obtenir leur poids frais (PF) à l'aide d'une balance de précision (**Photo 21 – Planche 5**). Ces feuilles ont été mises par la suite dans des tubes à essai remplis d'eau distillée (**Photo 22 – Planche 5**) et placées à l'obscurité dans un endroit frais, après 24h, les feuilles sont retirées, passées dans un papier buvard pour absorber l'eau de la surface (**Photo 23 – Planche 5**), pesées de nouveau pour obtenir le poids de la pleine turgescence (PT). Le poids de matière végétale sèche de ces échantillons (PS) est obtenu après passage à l'étuve (**Photo 24 – Planche 5**) (48h à 60°C).

La TRE a été calculée par la formule suivante (**Clark et Mac-Caig, 1982**) :

$$\text{TRE (\%)} = (\text{poids frais} - \text{poids sec} / \text{poids de turgescence} - \text{poids sec}) \times 100$$

Pour la petite expérimentation sur la variété cirta on a choisis de changer le paramètre mesuré en mesurant la matière sèche puisqu'on veut connaitre l'effet des LED sur la biomasse.

- Matière sèche (Unité de « gramme ») :

La matière sèche est déterminée par dessiccation de six plantes de chaque traitement dans l'étuve à 60°C pendant 72 h jusqu'à obtention du poids constant.

Planche 5



Photo 21 : Balance de Précision



Photo 22 : Mise en place des plantes dans l'eau distillée afin de déterminer la TRE



Photo 23 : Séchage des plantes (mesure de TRE)



Photo 24 : Présentation de l'étuve

3.3. Paramètres biochimiques :

Les paramètres biochimiques consistent à mesurer les quantités des constituants des organes biologiques en général sucres solubles ; protéines totales ; acides aminées ; proline ; lipides ...etc.

3.3.1. Estimation de l'activité enzymatique (*Peroxydase*)

- Extraction des protéines (Mandhanja et al., 2006)

L'extraction des protéines a été réalisée selon la méthode de (**Mandhanja et al., 2006**) qui consiste à rajouter 1,5 ml de tampon d'extraction (tampon K-phosphate 0,1 M, pH 7,5) (**Annexe 01**) au produit de 250 mg de feuilles déjà broyées dans de l'azote liquide, vortexer, centrifuger à 10000 x g pendant 20 mn et récupérer le surnageant puis le faire Stocker à -20°C pour la détermination de la teneur en protéines et l'évaluation des activités enzymatiques.

- Teneur en protéines totales (Bradford, 1976)

Gamme étalon : Consiste à préparer une solution de concentration connue d'une protéine (BSA) considérée comme une référence ou un standard par rapport à la protéine dont on veut déterminer la concentration (**Annexe 01**). Ce standard a été réalisé en préparant un mélange réactionnel contenant 2 ml du réactif de Bradford et 0,2 ml de la solution de BSA et lire sur spectrophotomètre à 595 nm. Avec les données acquises une courbe étalon composée de 11 points avec une concentration de protéine (BSA) connue pour chaque point a été tracée (**Fig. 08**).

Echantillon à doser

Après la réalisation du standard un échantillon protéique doit être préparé par l'ajout de 2 ml du réactif de Bradford à 0,2 ml de l'extrait protéique puis lire l'absorbance sur spectrophotomètre à 595nm.

- Mesure de l'activité G-POX Unité « $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{g}$ »

Selon (**Harminder et al., 2008**) cette étape exige la préparation d'un mélange réactionnel contenant 2ml de tampon phosphate (25mM, pH 7,0), 0,05% de gâïacol (p/v), 1,0 mM de H₂O₂, 0,1mM d'EDTA et 0,2 ml de l'extrait d'enzymatique et 0,2 ml de l'extrait d'enzymatique. Puis mesurer l'absorbance à 470 nm, pendant 2mn.

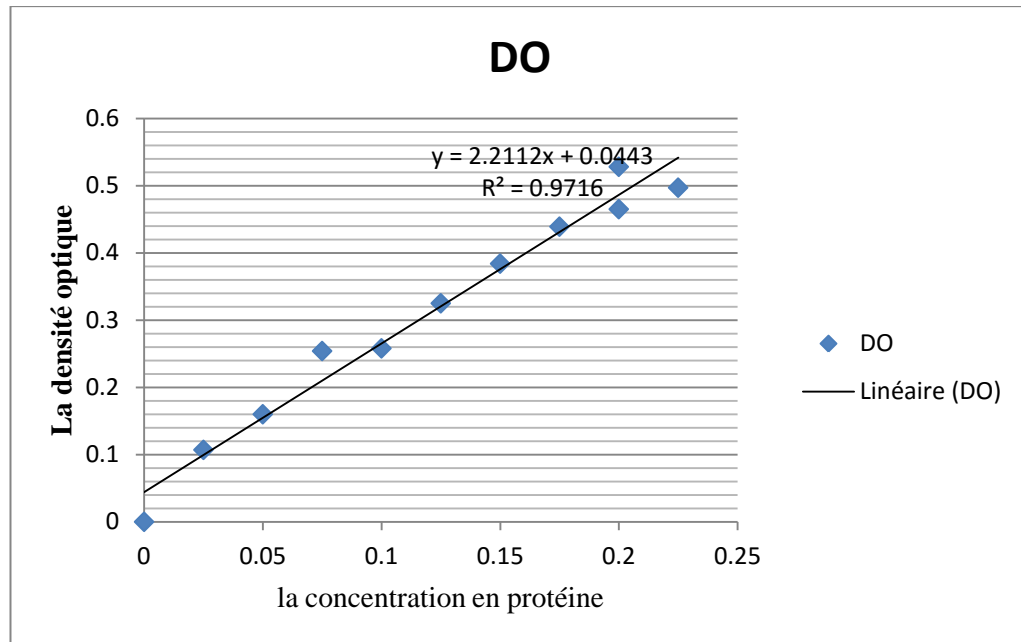


Figure 8 Courbe étalon du dosage de la teneur en protéine totale

L'activité enzymatique a été calculée en utilisant un coefficient d'extinction de $26.6 \text{ mM}^{-1} \text{ cm}^{-1}$. Une unité d'enzyme est la quantité d'enzyme qui produit 1 M guaiacol min^{-1} . Et est calculé selon la formule suivante :

$$\text{Activité enzymatique} = \Delta \text{abs}/\text{min} \times \text{VR} \times \text{FD} / \text{CE} \times \text{VE}$$

$\Delta \text{abs}/\text{min}$: Δ absorbance par min

CE : Coefficient d'extinction

VR : Volume réactionnel

VE : Volume d'échantillon

FD : Facteur de dilution

3.4. Traitement et analyse statistique

Toutes les expériences ont été répétées six fois et cela pour chaque paramètre mesuré. Les données obtenues ont été analysées à l'aide du logiciel Microsoft Excel (2007), Le logiciel XLSTAT (2016) a servi à l'analyse de la variance et la comparaison des moyennes selon le teste de Newman-Keuls 5SNK), basé sur la plus petite valeur significative ainsi qu'à l'établissement des groupements homogènes.

Expérimentation 2 : Etude de l'effet des LED a différentes couleurs sur l'expression du gène *rbcx1* chez *Arabidopsis thaliana*

1. Matériel végétale:

La plante modèle : *Arabidopsis thaliana*

Selon **Joelle Roux** l'Arabette des dames est une plante de taille modeste de 2 à 25 cm de hauteur qui fleurit dès le début du printemps. Elle est aussi appelée Arabette *de Thalius*, *Arabidopsis de Thalius*, *Arabette rameuse* ou encore *Fausse arabette*. Son nom latin est *Arabidopsis thaliana* et elle est une espèce appartenant à la famille des Brassicacées (Crucifères) à laquelle appartiennent de nombreuses espèces cultivées utilisées dans l'alimentation (chou, navet, radis, raifort, moutarde, colza, etc.).

Arabidopsis thaliana est un organisme eucaryote Si la lumière, la température et les autres facteurs de croissance ne sont pas limitant, le cycle se déroule en six à huit semaines.

L'ensemble de ces caractéristiques (nombreuses mutations, culture facile, croissance rapide, petite taille, autopollinisation, descendants nombreux, petit génome) ont conduit la communauté scientifique internationale à faire de cette plante le représentant des végétaux chlorophylliens vasculaires parmi les organismes modèles utilisés en génétique. Un programme international de séquençage de son génome auquel participent des laboratoires du monde entier, dont une trentaine en Europe, a été lancé en 1989.

2. Mise en place de l'essai

Notre projet consiste à caractériser l'expression de gène *Rbcx1-Actine8* à l'aide d'une PCR à temps réel après la culture de l'*Arabidopsis thaliana* sous un éclairage artificielle de type LED à différentes couleur (rouge, bleu, blanche, verte). Cette étude vise à comprendre la régulation de l'activité de ce gène et ses conséquences pour la croissance et le développement de la plante.

3. Mise en germination

Pour la culture de l'*Arabidopsis thaliana*, on a utilisé un sol de 100% de terreau (3 volumes) placé dans de petits pots dont le fond est percé par des trous , puis on a commencé par le remplissage de série de pots par le terreau à trois niveaux rincer entre chacun par l'eau jusqu'à ce que la surface devienne humide par capillarité. Puis on a disposé un peu de terreau sur la surface supérieure et le comprimer légèrement pour former un fin lit sur lequel seront semées les graines, avec d'une spatule on a transférer 15 à 16 graines par pot couvert par un papier film et enfin on a placé les pots sous les quatre lumière avec un nombre de 16 pots par chaque éclaircissement qui sont âgées d'environ 3 semaines du 27 avril au 12 mai sous une photopériode de 16h de jour/ 8h de nuit à une température d'environ 23°C et peuvent alors être arrosées par le haut où le terreau doit rester humide mais pas détrempé. A la fin de 2 semaines, une partie poursuit son développement dans ces mêmes conditions et 3 pots de chaque lumière ont été enveloppé dans un carton placés dans 1 à 2 cm d'eau au niveau d'un portoir et restera pendant 5 jours jusqu'au le prélèvement. (Fig. 09)

4. Extraction d'ARN total au TRIzol

L'extraction au TRIzol est une méthode générale relativement développé pour déprotéiniser l'ARN. Ce procédé est particulièrement avantageux dans des situations où les tissus sont enrichies en RNase endogènes ou lorsque la séparation de l'ARN cytoplasmique ou de l'ARN nucléaire est impraticable.

TRIzol (ou réactif TRI) est une solution monophasique de l'isothiocyanate de guanidinium et de phénol qui solubilise simultanément le matériel biologique et dénature la protéine. Après solubilisation, l'addition de chloroforme provoque une séparation de phase, où la protéine est extraite de la phase organique, l'ADN à l'interface, et l'ARN reste dans la phase aqueuse.

L'extraction au TRIzol est aussi une méthode efficace pour isoler les petites AR, tels les microARN, ou endogène et les petits interférents.

Pour étudier l'expression du gène *rbcx1* l'extraction est faite à partir des feuilles d'*Arabidopsis thaliana* cultivé sous les différents traitements lumineux selon la méthode au TRIzol décrite par Chomezynski et Mackey, 1995.

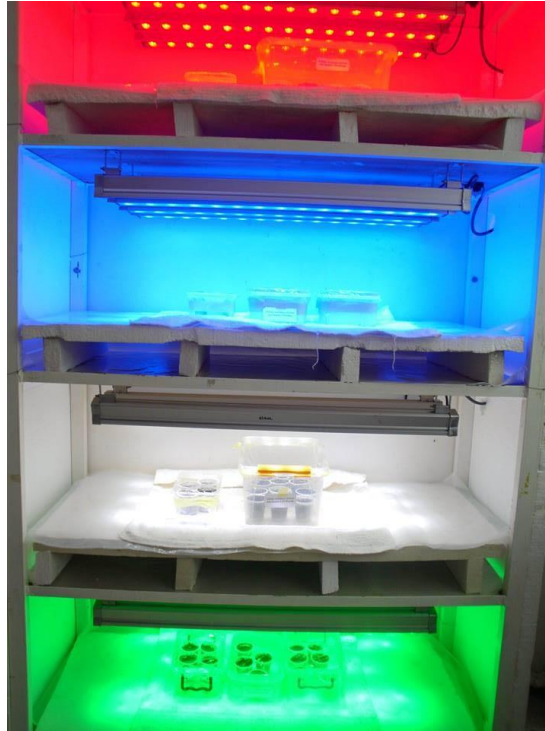


Figure 9 Mise en germination des graines d'*Arabidopsis thaliana* sous les différents traitements lumineux

Un échantillon de 100 g du produit frais d'*A.thaliana* est broyé dans le tube éppendorf à l'aide d'un piston en présence d'azote liquide, le broyat a été transvasé dans un nouveau tube de 2 ml et ensuite homogénéisée dans du tampon TRIzol. L'homogénat est incubé pendant 5 min à température ambiante pour remettre la dissociation complète des complexes nucléotidiques.

Après addition de 0.2 ml chloroforme par ml de TRIzol, traitement qui assure l'extraction des ARN, les tubes sont fermés hermétiquement et agités vigoureusement par inversement pendant 15 secondes puis laissé à température ambiante pendant 5 min.

Les solutions sont transférées dans des tubes éppendorf, qui sont centrifugés à 12000 rpm pendant 15 min à 4°C. Après la centrifugation, le mélange se sépare en phase inférieure, contenant le phénol et le chloroforme, une interphase contenant des protéines et une phase supérieure aqueuse.

Les ARN sont présents exclusivement dans la phase aqueuse. Après le transfert de cette dernière dans un nouveau tube, l'ARN est précipité par l'ajout de 0.5 ml d'alcool isopropylique par ml de TRIzol utilisé au départ. Après incubation pendant 10 min à température ambiante, les tubes sont centrifugés 15 min à 13000 rpm à 4°C.

L'ARN précipité forme un culot translucide au fond du tube. Le surnageant est enlevé et le culot d'ARN est lavé avec 1 ml d'éthanol à 75%. Après une centrifugation pendant 10 min

à 12000 rpm à 4°C, le surnageant est éliminé et le culot est séché pendant 15 à 20 min sous vide ou à l'air libre.

Une fois sec, le culot est solubilisé par l'ajout de 30 µl d'H₂O UP. L'ARN est dénaturé pendant 10 min à 60°C puis congelé à -80°C.

5. Contrôles de la pureté et détermination de concentration de l'ARN en solution

Le spectrophotomètre NanoDrop ND-2000 permet de réaliser des spectres d'absorbance en utilisant des petites volumes d'échantillon sans cuvettes ni capillaires.

Il permet des mesures sur une grande gamme de longueurs d'onde pour l'analyse des spectres dans le visible et l'U.V. Cet appareil est spécialement conçu pour évaluer la pureté et la quantité des acides nucléique en solution. Le NanoDrop ND-2000 se caractérise par un système de rétention de l'échantillon qui permet l'analyse quantitative à partir de seulement 1 à 2 µl d'ARN dans un temps de 10 secondes. La préparation de l'appareil pour la mesure des échantillons ne requiert que le nettoyage des surfaces de lecture.

La concentration et le ratio 260/280 nm sont déterminé par densité optique avec NanoDrop en déposant 1 µl de solution d'ARN au NanoDrop ND-2000. La concentration en acides nucléique est déterminée en utilisant les correspondances suivantes : 1 unité de DO équivaut à 40 µg/ml d'ARN (Nolan *et al.*, 2006).

6. Synthèse de la cDNA par transcription inverse

La transcriptase inverse catalyse la conversion d'ARN en ADN, cette procédure enzymatique se fait en 2 étapes, la reverse transcription (rt) et la PCR

L'enzyme transcriptase inverse des rétrovirus utilise les dNTP pour synthétiser l'ADN complémentaire à partir d'une matrice d'ARN.

La transcriptase inverse n'est capable d'ajouter de nucléotides qu'à l'extrémité 3' d'une amorce déjà appariée a la matrice.

Un kit est utilisé pour la RT-PCR, il est composé d'une réverse transcriptase : MMLV (5U/µl) reverse transcriptase, d'un inhibiteur de RNase (40U/µl), des oligodt (2*M), des dNTP et du tampon 5x.

7. PCR en temps réel (Amplification des séquences ciblent à partir des ADNc Obtenus)

L'ADN matriciel peut tout autant être de l'ADN génomique que de l'ADN complémentaire (ADNc) obtenu par RT-PCR à partir d'un extrait d'ARN messagers (ARN poly-A), ou encore de l'ADN mitochondrial.

L'appareil permet la programmation de la durée et de la succession des cycles de paliers de température et est optimisé comme suit : 5 min de préchauffage puis une série de 40 cycles : 94°C pendant 15 s, 60 °C pendant 15 s, 72°C pendant 15 s.

Durant l'étape d'élongation, une augmentation de la fluorescence est associée à la quantité de colorant se fixant à l'ADN double brin naissant. La mesure de la fluorescence émise permet de quantifier la quantité d'ADN obtenue à la fin de chaque cycle.

Pour cela des échantillons sont préparés :

- Echantillon de référence : se fait par une dilution successive de notre échantillon de base (cDNA) avec les proportions suivantes : 1, 1/3, 1/9, 1/27, 1/81, 1/243 et en rajoutant les Primer's utilisées
- Echantillon à mesurer : 10 µl de chaque répétition est préparé : 5 µl de MIX (Actine8 ou Rbcx1), 2 µl de Primer F (2.5 µM), 2 µl de Primer R (2.5 µM) et 1 µl de cDNA..

Tableau 4 Présente les amorces utilisées pour la q-PCR

rbcx1	<ul style="list-style-type: none"> • rbcx1_F (T_m=63,6°C) : CTTCACTCCTTCATCACTCTTACC
	<ul style="list-style-type: none"> • rbcx1_R (T_m=63,2°C) : ATGTGACGTGAAGAGCGACGC
actine8 :	<ul style="list-style-type: none"> • act8_F (T_m=62°C) : AATCAGATGTGGATCTCTAAGGCA
	<ul style="list-style-type: none"> • act8_R (T_m=63,6°C): TCCGAGTTTGAAGAGGCTACAAAC

L'organisation des échantillons dans la plaque à q-PCR est comme présenté ci-dessus :

1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	
L 1.1	L 1.1'	L1.2	L 1.2'	L 2.1	L 2.1'	L 2.2	L 2.2'	L 3.1	L3 .1'	L3 .2	L 3.2'	
L 4.1	L 4.1'	L4.2	L 4.2'	O 1.1	O 1.1'	O 1.2	O 1.2'	O 2.1	O2 .1'	O2 .2	O 2.2'	Actine 8
O 3.1	O 3.1'	O3. 2	O 3.2'	O 4.1	L O.1'	L O.2	L O.2'					
L 1.1	L 1.1'	L1.2	L 1.2'	L 2.1	L 2.1'	L 2.2	L 2.2'	L 3.1	L3 .1'	L3 .2	L 3.2'	
L 4.1	L 4.1'	L4.2	L 4.2'	O 1.1	O 1.1'	O 1.2	O 1.2'	O 2.1	O2 .1'	O2 .2	O 2.2'	Rbcx1
O 3.1	O 3.1'	O3. 2	O 3.2'	O 4.1	L O.1'	L O.2	L O.2'					
1 /3	1/ 9	1/27	1/ 81	1/ 243		1 /3	1/ 9	1 /27	1/8 1	1/2 43		
1 /3	1/ 9	1/27	1/ 81	1/ 243		1 /3	1/ 9	1 /27	1/8 1	1/2 43		
Actine 8						Rbcx 1						

8. Traitement des données

Les résultats étaient affichés sur l'ordinateurs sous forme de graphes et des quantités de Ct afin de les interprétés.

Résultats et discussion

Expérimentation 1 : étude de l'effet des LED a différentes couleurs sur les composants de la photosynthèse chez trois céréales

Dans cette étude nous démontrons que les LED de différentes couleurs (Rouge, Bleue, Blanche et Verte) ont des intensités variables, le comportement des génotypes de chaque Blé dur, Blé Tendre et Orge étudié vis-vis sous les différentes éclairages est analysé par une étude morphologiques (longueur foliaires, largueurs foliaire, surface foliaire, poids spécifiques foliaire), physiologiques (la teneur en eau, la teneur en chlorophylle totale, dosage de la chlorophylle (a,b et caroténoïdes), rendement quantique du PSII et la matière sèche). Biochimique (dosage de la peroxydase) On rappelle que tous ces paramètres ont été mesurés sur la troisième feuille bien développé.

Après traitement statistiques, les résultats de tous les paramètres sont présentés dans l'ordre suivant.

1. Variation des paramètres morphologiques

1.1. Variation de la Longueur foliaire et de la largeur foliaire « Unité de cm»

- Longueur foliaire :

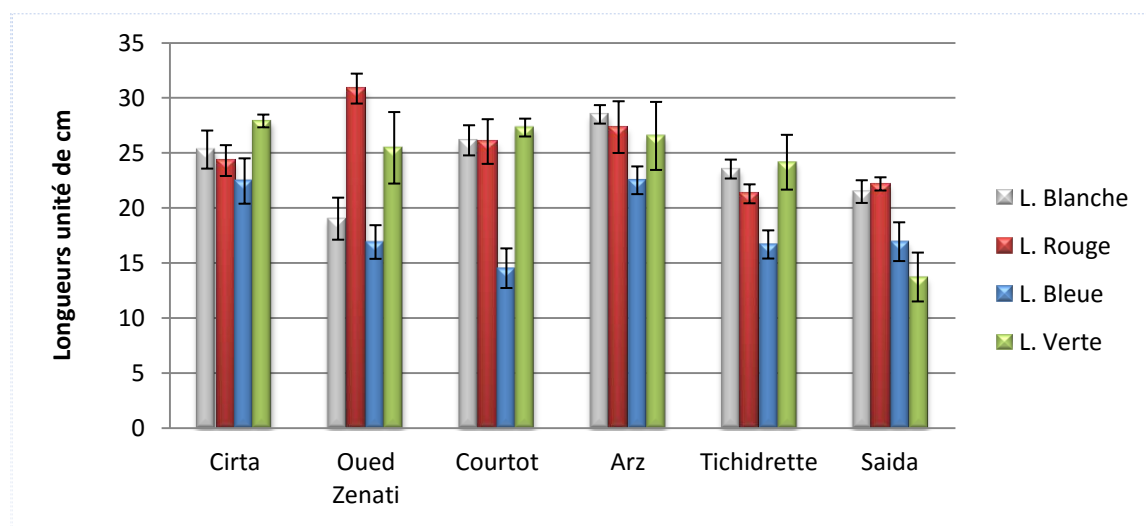


Figure 10 Variation de la longueur foliaire chez les six variétés sous les quatre traitements de LED

Le (Tab.01- Annexe.02) montre la longueur foliaire enregistré chez les six variétés sous les différentes lumières

On a enregistré chez la variété Cirta une longueur foliaire élevée sous la lumière verte avec $(27,90 \pm 0,58)$ cm .Tandis que sous la lumière rouge et la lumière blanche $(24,30 \pm$

1,40 ; $25,30 \pm 1,73$) cm respectivement .mais sous la lumière bleue donne une valeur de ($22,44 \pm 2,06$) cm.

La variété Oued Zenati donne une valeur élevée sous la lumière rouge ($30,84 \pm 1,36$) cm par rapport à la lumière blanche et la lumière verte avec ($19,02 \pm 1,91$; $25,46 \pm 3,25$) cm respectivement et la valeur la plus faible donné par la lumière bleue ($16,9 \pm 1,53$) cm.

En ce qui concerne la variété Courtot la valeur élevée enregistré sous les lumières verte avec ($27,3 \pm 0,81$) cm par rapport à la lumière rouge et la lumière blanche qui ont donné des valeurs proches avec ($26,03 \pm 2,03$, $26,14 \pm 1,37$) cm respectivement, tandis que la lumière bleue donne une valeur faible avec ($14,52 \pm 1,8$) cm.

La valeur enregistrée chez la variété Arz sous la lumière blanche était la plus élevée ($28,5 \pm 0,84$) cm puis la lumière rouge avec ($27,34 \pm 2,35$) cm mais pour la lumière bleue et la lumière verte présentent des valeurs ($22,51 \pm 1,26$; $26,54 \pm 3,09$) cm respectivement.

Tichidrette donne une valeur élevée sous la lumière verte ($24,15 \pm 2,49$) cm puis la lumière blanche enregistre une valeur ($23,53 \pm 0,86$) cm ensuite la lumière rouge présente une valeur ($21,28 \pm 0,86$) cm dont la lumière bleue donne une valeur faible avec ($16,68 \pm 1,28$) cm.

La variété Saida présente des valeurs élevées sous la lumière rouge et la lumière blanche ($22,18 \pm 0,6$, $21,48 \pm 1,03$) cm respectivement, pour la lumière bleue enregistre une valeur ($16,93 \pm 1,76$) cm par rapport à la lumière verte donne ($13,72 \pm 2,22$) cm.

Pour les traitements, la lumière rouge présente une moyenne générale chez les six variétés avec ($25,33 \pm 3,53$) cm, tandis que la lumière verte et la lumière blanche donnent des valeurs proches avec ($24,18 \pm 5,3$, $24 \pm 3,4$) cm respectivement, la valeur la plus faible donne par la lumière bleue ($18,33 \pm 3,33$) cm.

La comparaison des moyennes de la longueur foliaire et l'analyse de variance montrent qu'il existe une différence très hautement significative entre les traitements (**Tab.01-Annexe.04**), en plus l'analyse montre qu'il y'a une différence significative entre les traitements (interaction), sauf il y'a une différence non significative entre la lumière blanche et la lumière verte.

Le test NEWMAN-KEULS au seuil de 5% classe le facteur de traitements en trois groupes. Le premier groupe A englobe la lumière rouge, le deuxième groupe B englobe la lumière verte et la lumière blanche, le 3^{ème} groupe C englobe la lumière bleue.

- Variation de la largeur foliaire « Unité de cm »

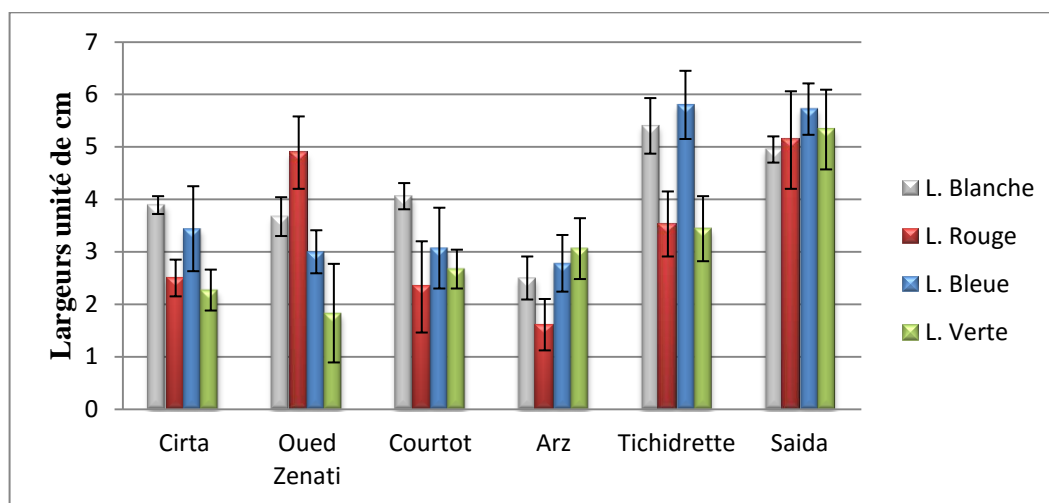


Figure 11 Variation de la largeur foliaire chez les six variétés sous les quatre traitements de LED

Le (Tab.02-Annexe.02) montre la largeur foliaire enregistrée chez les six variétés sous les différentes lumières

La largeur foliaire présente des valeurs élevés ($3,44 \pm 0,81$; $3,89 \pm 0,17$) cm successivement sous la lumière bleue et la lumière blanche chez la variété Cirta tandis que sous la lumière rouge et la lumière verte donne des valeurs ($2,50 \pm 0,35$; $2,27 \pm 0,39$) cm respectivement.

Chez la variété Oued Zenati, la largeur foliaire était très élevée sous les lumières rouge, bleue et blanche avec des valeurs ($4,89 \pm 0,69$; $3,00 \pm 0,41$; $3,67 \pm 0,37$) cm respectivement, en ce qui concerne la lumière verte donne une valeur faible ($1,83 \pm 0,94$) cm.

La largeur foliaire présente une valeur élevée sous la lumière bleue et la lumière blanche chez la variété Courtot avec ($3,07 \pm 0,77$; $4,06 \pm 0,25$) cm respectivement. Tandis que sous la lumière rouge et la lumière verte donne des valeurs proches et moins aux précédentes ($2,33 \pm 0,87$; $2,67 \pm 0,37$) cm.

Chez la variété Arz, la largeur foliaire était très élevée sous la lumière verte avec ($3,06 \pm 0,58$) cm, en ce qui concerne la lumière bleue et la lumière blanche donne des valeurs proches ($2,78 \pm 0,54$; $2,50 \pm 0,41$) cm respectivement, par rapport à la lumière rouge donne une valeur faible ($1,61 \pm 0,49$) cm.

Les lumières bleue et blanches présentent des valeurs élevées avec ($5,80 \pm 0,65$; $5,40 \pm 0,53$) cm respectivement chez la variété Tichidrette, alors que pour la lumière rouge et la lumière verte donne des valeurs proches avec ($3,53 \pm 0,62$; $3,44 \pm 0,62$) cm.

La largeur foliaire présente des valeurs élevées ($5,13 \pm 0,93$; $5,72 \pm 0,49$; $5,33 \pm 0,76$) cm sous les lumières rouge, bleue et verte respectivement chez la variété Saida mais la plus élevée était sous la lumière bleue Tandis que la valeur la plus faible enregistrée sous la lumière blanche avec ($4,95 \pm 0,25$) cm.

Pour les traitements, la lumière bleue et la lumière blanche présentent des moyennes généralement proches avec ($3,97 \pm 1,40$; $4,08 \pm 1,02$) cm respectivement, tandis que la lumière rouge enregistre une valeur ($3,33 \pm 1,44$) cm, la valeur la plus faible est donnée par la lumière verte ($3,10 \pm 1,23$) cm.

La comparaison des moyennes de la largeur foliaire et l'analyse de variance montrent qu'il existe une différence très hautement significative entre les traitements (**Tab.02-Annexe.04**).

Le test **NEWMAN-KEULS** au seuil de 5% classe le facteur de traitements en deux groupes A et B. Le premier groupe A englobe la lumière blanche et la lumière bleue, le deuxième groupe B englobe la lumière rouge et la lumière verte.

- Pour la variété Cirta de Blé dur sans pré germination on a obtenu les résultats de la longueur foliaire présenté comme suivant :

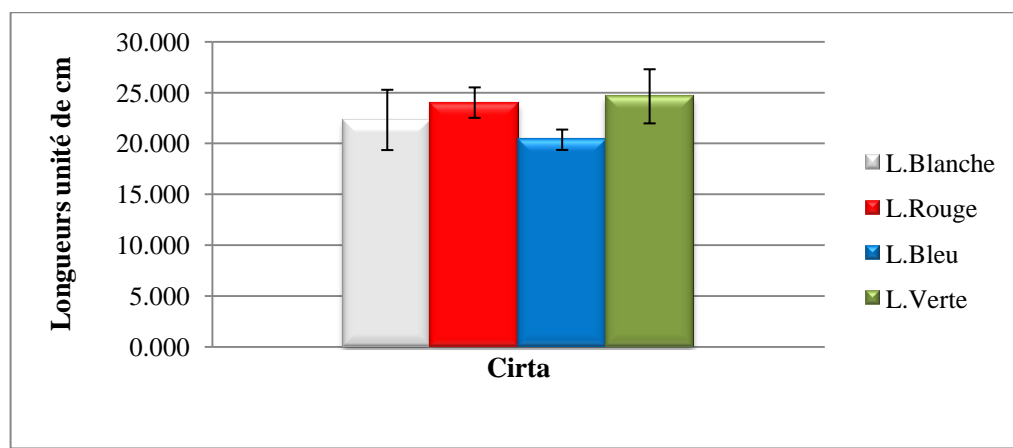


Figure 12 Variation de la longueur foliaire chez la variété Cirta sous les quatre traitements de LED

Le (**Tab.01-Annexe.03**) montre la longueur foliaire enregistrée chez la variété Cirta sous les différentes lumières

La longueur foliaire de la variété Cirta présente des valeurs élevées pour ceux qui ont été cultivés sous la lumière rouge et la lumière verte avec (24 ; 24, 62) cm respectivement, tandis que la lumière blanche donne une valeur (22,30 ± 2,97) cm et la valeur minimale est donnée par lumière bleue avec (20,35 ± 1) cm.

La comparaison des moyennes de la longueur foliaire et l'analyse de variance montrent qu'il existe une différence non significative entre les traitements (**Tab.10-Annexe.04**). En plus l'analyse de la variance montre qu'il y'a une différence significative entre la lumière verte et la lumière bleue et non significative pour les autres traitements.

Le test de **Tukey (HSD)** au seuil 5% classe le facteur de lumière pour la longueur foliaire en trois groupes A, AB et B. Le premier groupe A englobe la lumière verte, le 2^{ème} groupe AB englobe les lumières rouge et blanche, le 3^{ème} groupe B englobe la lumière bleue.

Le test de **Dunnnett** montre qu'il y'a une différence non significative entre les traitements pour la longueur foliaire.

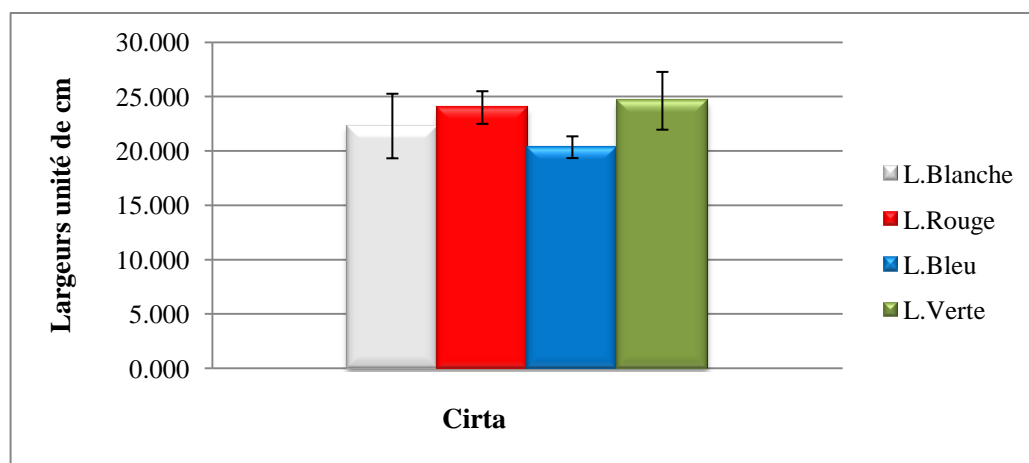


Figure 13 Variation de la largeur foliaire chez la variété Cirta sous les quatre traitements de LED

Le (**Tab.02-Annexe.03**) montre la larguer enregistré chez la variété Cirta sous les différentes lumières

En ce qui concerne la largeur foliaire la lumière rouge présente la valeur la plus élevée avec (4) cm par rapport à la lumière bleue avec (3,39) cm, Tandis que pour la lumière blanche et verte, leurs valeurs sont presque proches avec (3 et 3,11) cm respectivement.

La comparaison des moyennes de la largeur foliaire et l'analyse de variance montrent qu'il existe une différence non significative entre les traitements (**Tab.11-Annexe.04**). En

plus l'analyse de la variance montre qu'il y'a une différence significative entre la lumière rouge et la lumière blanche et non significative pour les autres traitements.

Le test de **Tukey (HSD)** au seuil 5% classe le facteur de la lumière pour la largeur foliaire en trois groupes A, AB et B .Le premier groupe A englobe la lumière rouge, le 2^{ème} groupe AB englobe les lumières bleue et la lumière verte, le 3^{ème} groupe B englobe la lumière blanche.

Le test de **Dunnnett** montre qu'il y'a une différence significative entre la lumière rouge et la lumière blanche et non significative pour les autres traitements..

- On note que la variation de la longueur foliaire et la largeur foliaire chez la variété Cirta avec et sans pré germination qu'il y'a une différence dans les résultats obtenus où on a enregistré une amélioration de la longueur foliaire sous la lumière LED rouge, en ce qui concerne la largeur foliaire les résultats présentent une amélioration sous la lumière rouge et la lumière bleue respectivement.

- Les réponses des six génotypes sous les différentes couleurs de lumières LED indiquent une augmentation de la hauteur des plantes cultivées sous la lumière rouge, notre résultat était similaire à celle-ci obtenu par (C. Dong., Y. Fu., et al.2014) qui ont montré que la hauteur des plantes de blé était supérieure uniquement lorsque la lumière rouge a été utilisée.

1.2. Variation de la surface foliaire « Unité de cm² »

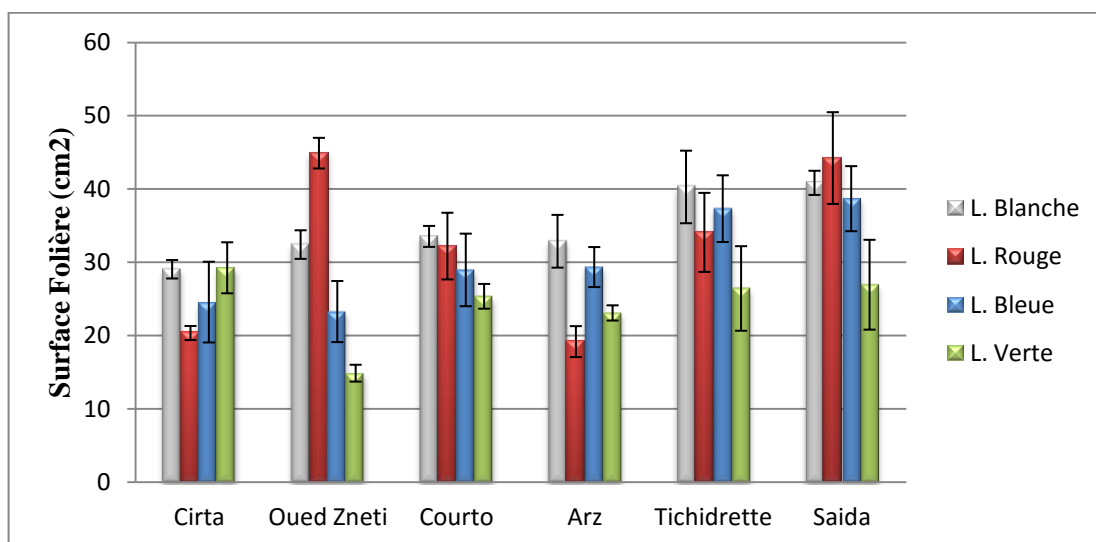


Figure 14 Variation de la surface foliaire chez les six variétés sous les quatre traitements de LED

Le (Tab.03-Annexe02) montre la surface foliaire enregistré chez les six variétés sous les différentes lumières

On a enregistré chez la variété Cirta une taille élevée et proche sous la lumière blanche et la lumière verte ($29,04 \pm 1,26$; $29,24 \pm 3,48$) cm^2 respectivement. Tandis que sous la lumière rouge et la lumière bleue on obtient des valeurs ($20,34 \pm 0,96$; $24,56 \pm 5,51$) cm^2 .

La variété Oued Zenati a enregistré une valeur de SF élevée sous la lumière rouge ($45,88 \pm 2,09$) cm^2 par rapport à la lumière blanche avec ($32,41 \pm 1,95$) cm^2 et la lumière bleue ($23,27 \pm 4,17$) cm^2 , la valeur la plus faible est donnée par la lumière verte ($14,86 \pm 1,15$) cm^2 .

En ce qui concerne la variété Courtot les valeurs de SF enregistrées sous les lumières rouge et la lumière blanche sont proches avec ($32,20 \pm 4,55$, $33,52 \pm 1,43$) cm^2 respectivement, tandis que la lumière bleue donne une valeur ($28,95 \pm 4,95$) cm^2 et la valeur faible enregistrée est sous la lumière verte avec ($25,35 \pm 1,69$) cm^2 .

La valeur de SF enregistrée chez la variété Arz sous la lumière blanche était la plus élevée ($32,86 \pm 3,6$) cm^2 puis la lumière bleue avec ($29,34 \pm 2,73$) cm^2 mais pour les lumières rouge et verte présentent des valeurs ($19,17 \pm 2,11$; $23,08 \pm 1,04$) cm^2 respectivement.

Tichidrette donne une valeur de SF élevée sous la lumière blanche ($40,27 \pm 4,95$) cm^2 puis la lumière bleue enregistre une valeur ($37,31 \pm 4,55$) cm^2 ensuite la lumière rouge présente une valeur ($34,07 \pm 5,39$) cm^2 mais la lumière verte donne une valeur faible avec ($26,42 \pm 5,77$) cm^2 .

La variété Saida présente une valeur de SF très élevée ($44,21 \pm 6,26$) cm^2 sous la lumière rouge, puis la lumière blanche donne une valeur élevée ($40,83 \pm 1,65$) cm^2 , pour la lumière bleue enregistre une valeur ($38,67 \pm 4,44$) cm^2 par rapport à la lumière verte donne une valeur faible avec ($26,93 \pm 6,13$) cm^2 .

Pour les traitements, la lumière rouge et la lumière blanche présentent des moyennes générale proches chez les six variétés ($32,48 \pm 11,12$, $34,82 \pm 4,70$) cm^2 respectivement, tandis que la lumière bleue enregistre une valeur ($30,35 \pm 6,39$) cm^2 , la valeur la plus faible est donnée par la lumière verte ($24,31 \pm 5,05$) cm^2 .

La comparaison des moyennes du SF et l'analyse de variance montrent qu'il existe une différence très hautement significative entre les traitements (Tab.03-Annexe.04). En

plus, l'analyse de variance montre qu'il y'a une différence hautement significatives entre les quatre traitements (interaction)

Le test NEWMAN-KEULS au seuil de 5% classe le facteur de traitements en quatre groupes. Le premier groupe A englobe la lumière blanche (témoin), le deuxième groupe B englobe la lumière rouge, le 3^{ème} groupe C englobe la lumière bleue et le dernier groupe D englobe la lumière verte.

- Variation de la surface foliaire chez la variété Cirta sous les quatre traitements

Pour la variété Cirta de Blé dur sans pré germination on a obtenu les résultats de la surface foliaire présenté comme suivant :

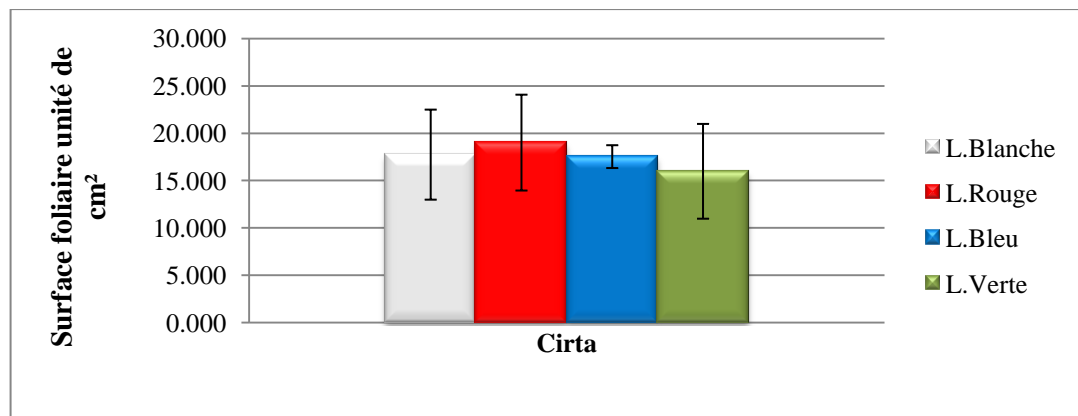


Figure 15 Variation de la surface foliaire chez la variété Cirta sous les quatre traitements de LED

Le (Tab.03-Annexe.03) montre une variation dans la surface des feuilles de la variété Cirta dans différentes lumières étudiées.

Dans toutes les conditions, la lumière rouge présente la surface la plus grande avec (19 ± 5,06) cm² par contre la lumière verte présente la surface la plus petite avec (15,97 ± 5) cm² par rapport aux autres lumières bleue et blanche qui sont proches entre eux. Les valeurs obtenues s'étalent entre (17,52 ± 1,21) cm² et (17,73 ± 4,75) cm².

La comparaison des moyennes de la surface foliaire et l'analyse de la variance révèle un effet non significatif entre les traitements à un seuil de 5%.(Tab.12-Annexe.04). En plus l'analyse de variance montre qu'il y'a une différence non significative entre les quatre traitements.

Le test de **Tukey (HSD)** au seuil 5% classe le facteur de lumière en un seul groupe A, qui englobe les quatre lumières rouge, bleue, blanche et verte avec des moyenne générales (19, 17,52, 17,73, 15,97) cm² successivement.

Le test de **Dunnnett** montre qu'il y'a une différence non significative entre les quatre traitements.

-Les valeurs enregistrées dans la surface foliaire chez la variété Cirta avec et sans pré germination donnent qu'il y'a une augmentation de la taille sous les lumières LED rouge et LED bleue.

-Toutefois les recherches ont montrés une augmentation des rendements lors utilisation des LED au niveau des chambres de culture (**Johkanetal., 2010**) ont rapporté que la surface foliaire des plantes de laitue traité avec la lumière rouge augmente 33% après la soumis et c'est identique a ce qui est obtenu dans notre étude.

1.3. Variation du poids spécifiques foliaires « Unité de g/cm² »

On a appliqué ce paramètre uniquement pour la variété Cirta sans pré germination

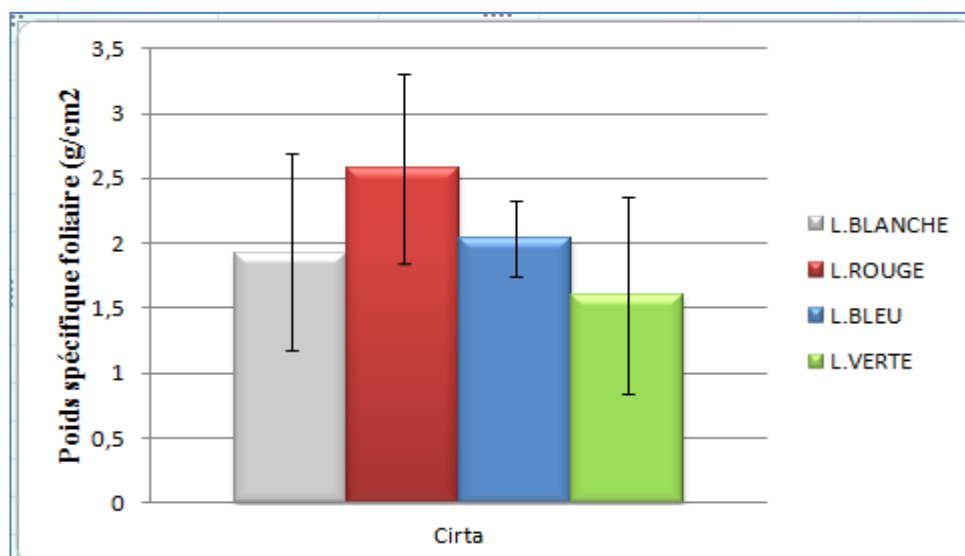


Figure 16 Variation du poids spécifiques foliaires chez la variété Cirta sous les quatre traitements de LED

D'après les résultats du (**Tab.04-Annexe.03**) on a noté une augmentation des valeurs chez les différentes traitements où on a enregistré sous la lumière rouge une valeur élevé avec (0,03 ± 0,01) g/cm² et sous la lumière verte une valeur presque proche avec (0,03 ± 0,02) g/cm². Tandis que sous la lumière blanche et la lumière bleue présentent des valeurs moins avec (0,02 ± 0,01 ; 0,02 ± 0,00) g/cm² respectivement.

L'analyse de la variance, montre qu'il existe une différence non significative entre les quatre traitements (Tab.13-Annexe.04) .En plus l'analyse de variance montrée qu'il y'a une différence non significatives entre la interaction des traitements.

L'analyse du test Tukey (HSD) au seuil 5% classe le facteur de la lumière en un en seul groupe A.

- Le test de Dunnett montre qu'il y'a une différence non significative entre le témoin (LED blanche) et les trois autres traitements

2. Variation des paramètres physiologiques

2.1. Variation de la teneur en chlorophylle totale « Unité de SPAD »

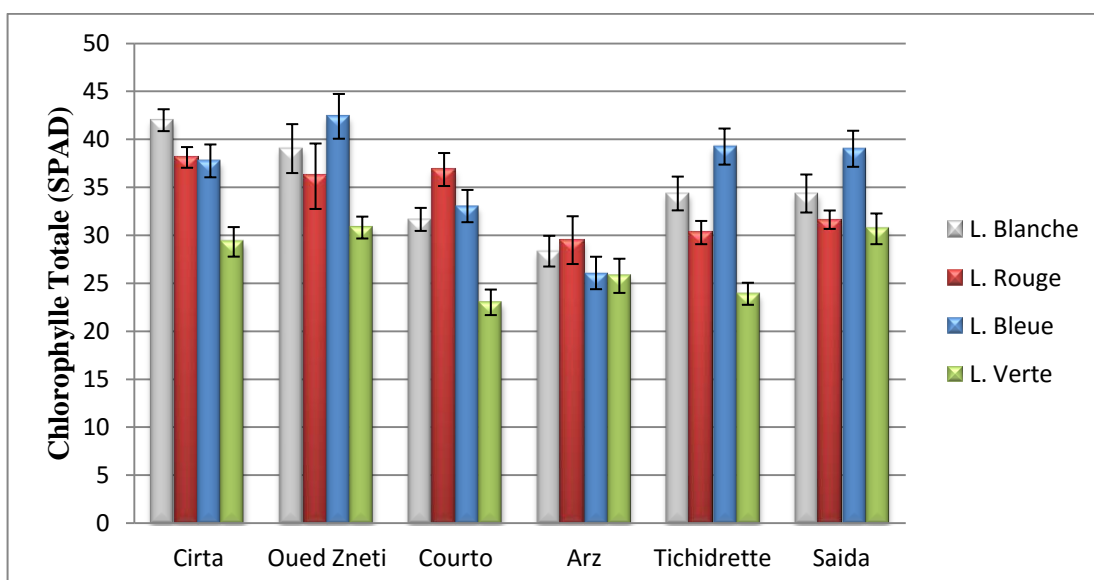


Figure 17 Variation de la teneur en chlorophylle totale chez les six variétés sous les quatre traitements de LED

Le (Tab.04-Annexe.02) montre une variation dans la teneur en TCT chez les six variétés sous différentes lumières étudié

Le taux de la chlorophylle totale présente une valeur élevé ($42,0 \pm 1,14$) Unité de SPAD sous la lumière blanche chez la variété Cirta tandis que sous la lumière rouge et la lumière bleue donne des valeurs de ($38,12 \pm 1,08$; $37,76 \pm 1,71$) Unité de SPAD respectivement, ($29,32 \pm 1,54$) Unité de SPAD a été enregistré sous la lumière verte.

Chez la variété Oued Zenati, la chlorophylle totale était très élevé sous la lumière bleue avec une valeur ($42,4 \pm 2,33$) Unité de SPAD, en ce qui concerne la lumière blanche donne

une valeur ($39,04 \pm 2,55$) Unité de SPAD, la lumière rouge présente une valeur ($36,16 \pm 3,41$) Unité de SPAD mais pour la lumière verte donne une valeur moins faible avec ($30,81 \pm 1,14$) Unité de SPAD.

Le taux de la chlorophylle totale présente une valeur élevée ($36,86 \pm 1,72$) Unité de SPAD sous la lumière rouge chez la variété Courtot. Tandis que sous la lumière bleue donne une valeur avec ($33,05 \pm 1,68$) Unité de SPAD, la valeur ($31,66 \pm 1,2$) Unité de SPAD donné sous la lumière blanche mais la lumière verte présente la valeur la plus faible avec ($23,02 \pm 1,33$) Unité de SPAD.

Chez la variété Arz, la chlorophylle totale était très élevée sous la lumière rouge et la lumière blanche avec des valeurs proches ($29,5 \pm 2,49$; $28,35 \pm 1,6$) Unité de SPAD respectivement, en ce qui concerne la lumière bleue donne une valeur ($26,08 \pm 1,69$) Unité de SPAD et la lumière verte présente une valeur ($25,78 \pm 1,78$) Unité de SPAD.

La lumière bleue présente une valeur élevée de la teneur en TCT avec ($39,25 \pm 1,88$) Unité de SPAD chez la variété Tichidrette, alors que pour la lumière rouge donne ($30,29 \pm 1,21$) Unité de SPAD, mais pour la lumière blanche présente une valeur de ($34,36 \pm 1,76$) Unité de SPAD et la lumière verte enregistré une valeur faible avec ($23,91 \pm 1,15$) Unité de SPAD.

Le taux de la chlorophylle totale présente une valeur élevée ($39,02 \pm 1,88$) Unité de SPAD sous la lumière bleue chez la variété Saida même sous la lumière blanche donne une valeur ($34,36 \pm 1,98$) Unité de SPAD, Tandis que la lumière rouge enregistre une valeur de ($31,63 \pm 0,96$) Unité de SPAD. Et la valeur faible donné par la lumière verte avec ($30,68 \pm 1,6$) Unité de SPAD.

La comparaison des moyennes du TCT et l'analyse de variance montrent qu'il existe une différence très hautement significative entre les traitements (**Tab.04-Annexe.04**).

Le test **NEWMAN-KEULS** au seuil de 5% classe le facteur de traitements en quatre groupes, le premier groupe A englobe la lumière bleue, le deuxième groupe B englobe la lumière blanche (témoin), le 3^{ème} C englobe la lumière rouge et le dernier groupe D englobe la lumière verte.

- Variation de la teneur en chlorophylle totale « Unité de SPAD » chez la variété Cirta sans pré germination

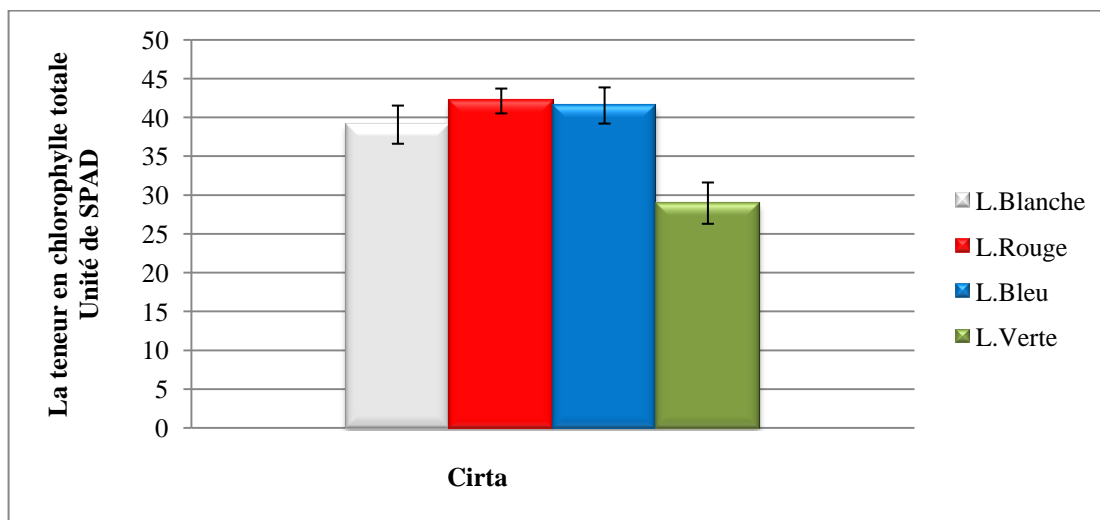


Figure 18 : Variation de la teneur en chlorophylle totale chez la variété Cirta de blé dur sous les différents traitements de LED

Le (Tab.05-Annexe.03) montre une variation dans la teneur en TCT de la variété Cirta sous différentes lumières étudié

Sous les différentes Traitements de lumière LED , on note que les valeurs du taux de chlorophylle totale différents selon les types de couleurs, la lumière rouge présente la valeur la plus élevé avec (42,13 ± 1,6) Unité SPAD tandis que la valeur la plus faible (28,97 ± 2,66) Unité de SPAD a été enregistré chez la lumière verte en ce qui concerne la lumière bleue et la lumière blanche sont proches avec des valeurs qui varient entre (41,55 ± 2,33 et 39,08 ± 2,46) Unité de SPAD respectivement.

La comparaison des moyennes du TCT et l’analyse de la variance révèle un effet très hautement significative entre les traitements à un seuil de 5% (Tab.14-Annexe.04).En plus l’analyse de variance montrée qu’il y’a une différence significatives(interaction) entre la lumière rouge et la lumière verte même chose entre lumière bleue et lumière verte ainsi que entre la lumière blanche et lumière verte mais il y’a différence non significative avec les trois traitements de couleurs rouge bleue et blanche respectivement.

Le test de **Tukey (HSD)** au seuil 5% classe le facteur de lumière en deux groupes A et B, le premier groupe englobe les trois lumières (rouge, bleue et blanche) avec des moyenne générale (42,13 ,41,55 ,39,08) unité de SPAD successivement. Le deuxième groupe B contient la lumière verte qui donne la valeur du TCT 28,97 Unité de SPAD.

Le test de **Dunnnett** montre qu'il y'a une différence significative seulement entre la lumière blanche et la lumière verte.

On note que la variation de la teneur en chlorophylle totale chez la variété Cirta avec et sans pré germination qu'il y'a une différence dans les résultats obtenus où on a enregistré une augmentation du TCT sous la lumière LED rouge, en ce qui concerne la lumière blanche et la lumière bleue sont presque proches et moins que LED rouge. Tandis que la lumière verte donne toujours le taux le plus faible dans les deux conditions.

2.2. Variation de la teneur en chlorophylle a, b et caroténoïdes « mg/100g »

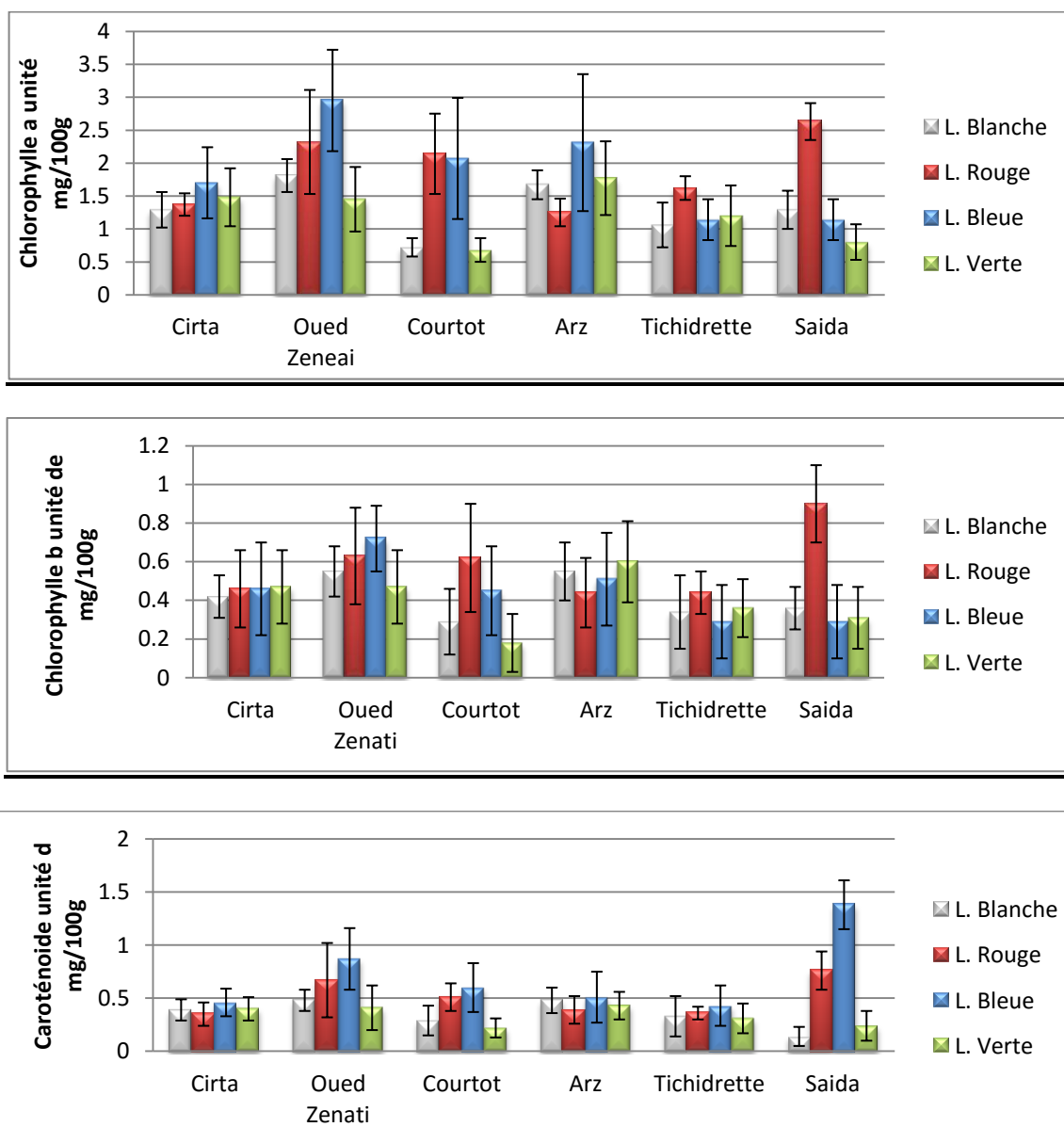


Figure 19 Variation de la teneur en chlorophylle a, b et caroténoïdes « mg/100g » chez les six variétés sous les quatre traitements de LED

Les analyses effectuées sur plusieurs céréales ont montré une grande variété de chlorophylle a et b, et aussi de la teneur en carotène. (**Tab.08-Annexe.02**)

Chez la variété Cirta de blé dur, la teneur en chlorophylle a présente une valeur élevée sous la lumière bleue ($1,70 \pm 0,54$) Unité mg/100g, des valeurs plus faibles sous la lumière verte et la lumière rouge avec des valeurs de ($1,48 \pm 0,44$, $1,37 \pm 0,17$) Unité mg/100g respectivement et sous la lumière blanche était marquée la valeur la plus faible avec ($1,29 \pm 0,27$) Unité mg/100g.

Pour la teneur en chlorophylle b, des valeurs similaires étaient enregistrées sous les différentes lumières ($0,46 \pm 0,20$; $0,46 \pm 0,24$; $0,42 \pm 0,11$; $0,47 \pm 0,19$) Unité mg/100g.

Et pour la teneur en caroténoïde, la valeur la plus élevée était sous la lumière bleue ($0,46 \pm 0,24$) Unité mg/100g suivie par celle sous la lumière verte ($0,40 \pm 0,11$) unité mg/100g tandis que sous la lumière blanche et rouge des valeurs plus faibles étaient marquées ($0,39 \pm 0,1$; $0,35 \pm 0,11$) unité mg/100g respectivement.

Chez la variété Oued Zenati de blé dure, la teneur en chlorophylle a était aussi élevée sous la lumière bleue avec une valeur ($2,95 \pm 0,77$) Unité mg/100g, suivie par la lumière rouge qui donne une valeur ($2,32 \pm 0,79$) Unité mg/100g, la lumière blanche en présentant une valeur ($1,81 \pm 0,25$) Unité mg/100g mais pour la lumière verte donne une valeur moins faible avec ($1,45 \pm 0,49$) Unité mg/100g.

Pour la teneur en chlorophylle b, la valeur la plus élevée était toujours sous la lumière bleue ($0,72 \pm 0,17$) Unité mg/100g suivi par la lumière rouge qui donne une valeur ($0,63 \pm 0,25$) Unité mg/100g, la lumière blanche en présentant une valeur ($0,55 \pm 0,13$) Unité mg/100g mais pour la lumière verte donne une valeur moins faible avec ($0,47 \pm 0,19$) Unité mg/100g.

Et pour la teneur en caroténoïde, toujours la même cascade de valeur se répète respectivement ; celle sous lumière bleue suivi par la lumière rouge, puis celle sous la lumière blanche et en termine par la lumière verte ($0,87 \pm 0,29$; $0,67 \pm 0,35$; $0,48 \pm 0,1$; $0,41 \pm 0,09$) unité mg/100g respectivement.

Chez la variété Courtot de blé tendre, La teneur en chlorophylle a présente deux valeurs élevées et proches ($2,14 \pm 0,61$; $2,07 \pm 0,92$) Unité mg/100g sous la lumière rouge et la lumière bleue respectivement chez. Tandis que sous les lumières blanche et verte elle présente des valeurs inférieures ($0,72 \pm 0,14$; $0,68 \pm 0,18$) Unité mg/100g.

Pour la teneur en chlorophylle b, la valeur la plus élevée était sous la lumière rouge ($0,62 \pm 0,28$) unité mg/100g suivie par la lumière bleue qui donne une valeur ($0,45 \pm 0,23$) Unité mg/100g la lumière blanche en présentant une valeur ($0,29 \pm 0,17$) Unité mg/100g et puis la lumière verte donne la valeur la plus faible ($0,18 \pm 0,15$) Unité mg/100g.

Et pour la teneur en caroténoïde, en parle toujours de la valeur la plus élevée sous la lumière bleue ($0,6 \pm 0,23$) Unité mg/100g, puis celle sous la lumière rouge ($0,51 \pm 0,13$) Unité mg/100g, la lumière blanche ($0,29 \pm 0,14$) Unité mg/100g et au final la lumière verte avec ($0,22 \pm 0,09$) Unité mg/100g.

Chez la variété Arz de blé tendre, la teneur en chlorophylle a était très élevée sous la lumière bleue avec ($2,31 \pm 1,04$) Unité mg/100g, alors que sous les lumières blanche et verte les valeurs étaient faibles ($1,67 \pm 0,22$; $1,77 \pm 0,56$) Unité mg/100g respectivement et sous la lumière rouge présente la valeur la plus faible ($1,25 \pm 0,21$) Unité mg/100g.

Pour la teneur en chlorophylle b, la valeur la plus élevée était enregistré sous la lumière verte ($0,60 \pm 0,21$) Unité mg/100g, une valeur de ($0,55 \pm 0,15$) Unité mg/100g donné sous la lumière blanche, ($0,51 \pm 0,24$) Unité mg/100g présenté sous la lumière bleue et en termine par ($0,44 \pm 0,18$) Unité mg/100g sous la lumière rouge.

Et pour la teneur en caroténoïde, en marque ($0,51 \pm 0,24$) Unité mg/100g sous la lumière bleue comme la valeur la plus élevée, ($0,48 \pm 0,12$) Unité mg/100g sous la lumière blanche, ($0,43 \pm 0,13$) Unité mg/100g sous la lumière verte et finalement ($0,39 \pm 0,13$) Unité mg/100g sous la lumière rouge.

Chez la variété Tichidrette d'orge, la teneur en chlorophylle a était supérieur sous la lumière rouge ($1,62 \pm 0,18$) Unité mg/100g, a peu près similaire sous la lumière verte et bleue avec ($1,20 \pm 0,46$; $1,14 \pm 0,31$) Unité mg/100g, avec une valeur plus faible sous la lumière blanche ($1,06 \pm 0,34$) Unité mg/100g.

Pour la teneur en chlorophylle b la cascade des valeurs de la chlorophylle a se répète sauf pour la valeur sous la lumière blanche est supérieur a celle du bleue avec ($0,44 \pm 0,11$; $0,36 \pm 0,15$; $0,34 \pm 0,19$; $0,29 \pm 0,19$) Unité mg/100g respectivement.

Et pour la teneur en caroténoïde, en marque ($0,43 \pm 0,19$) Unité mg/100g sous la lumière bleue comme la valeur la plus élevée, ($0,36 \pm 0,06$) Unité mg/100g sous la lumière rouge, ($0,33 \pm 0,19$) Unité mg/100g sous la lumière blanche et finalement ($0,24 \pm 0,14$) Unité mg/100g sous la lumière verte.

Chez la variété Saida d'orge, la teneur en chlorophylle a était très élevée sous la lumière rouge ($2,63 \pm 0,28$) Unité mg/100g, ($1,29 \pm 0,29$) Unité mg/100g sous la lumière blanche, ($1,14 \pm 0,31$) Unité mg/100g sous la lumière bleue et ($0,80 \pm 0,27$) Unité mg/100g sous la lumière verte.

Pour la teneur en chlorophylle b on marque une valeur supérieur sous la lumière rouge ($0,9 \pm 0,20$) Unité mg/100g, et des valeurs plus faible et proche l'une de l'autre qui sont présenté sous la lumière blanche, verte et bleu ($0,36 \pm 0,11$; $0,31 \pm 0,16$; $0,29 \pm 0,19$) Unité mg/100g successivement.

Et pour la teneur en caroténoïde, cette fois si en marque une valeur plus élevé sous la lumière bleue ($1,38 \pm 0,23$) Unité mg/100g suivie par celle sous la lumière rouge avec ($0,76 \pm 0,18$) Unité mg/100g, puis la lumière verte ($0,24 \pm 0,14$) Unité mg/100g et finalement la lumière blanche avec ($0,14 \pm 0,09$) Unité mg/100g.

La comparaison des moyennes de la teneur en chlorophylle a et l'analyse de variance montre qu'il existe une différence très hautement significative entre les traitements (**Tab.05-Annexe.04**).

La comparaison des moyennes de la teneur en chlorophylle b et l'analyse de variance montrent qu'il existe une différence très hautement significative entre les traitements (**Tab.06-Annexe.04**)

La comparaison des moyennes de la teneur en caroténoïdes et l'analyse de variance montrent qu'il existe une différence très hautement significative entre les traitements (**Tab.07-Annexe.04**)

Le test NEWMAN-KEULS au seuil de 5% classe le facteur des variétés en :

- Deux groupes pour la teneur en chlorophylle a (Tab).le premier groupe A englobe la lumière rouge et la lumière bleue, le deuxième groupe B englobe la lumière blanche (témoin) et la lumière verte. Qui veut dire que sous la lumière rouge et la lumière bleue les chlorophylle a s'exprime le mieux.

-Deux groupes aussi pour la chlorophylle b le premier groupe A qui englobe la lumière rouge et le 2^{ème} groupe B englobe les trois restants en concluant que la chlorophylle b s'exprime mieux sous la lumière rouge

-Trois groupe pour la teneur en caroténoïde, le premier groupe A englobe la lumière bleue, le 2^{ème} groupe B englobe la lumière rouge et le 3^{ème} groupe C englobe la lumière

blanche et verte. Pour conclure que les caroténoïde s’expriment mieux sous la lumière bleue puis sous la lumière rouge et sont beaucoup mieux que sous les lumières blanche et verte.

- Variation de la teneur en chlorophylle a, b et caroténoïdes chez la variété Cirta sous les quatre traitements « Unité mg g⁻¹ FW »

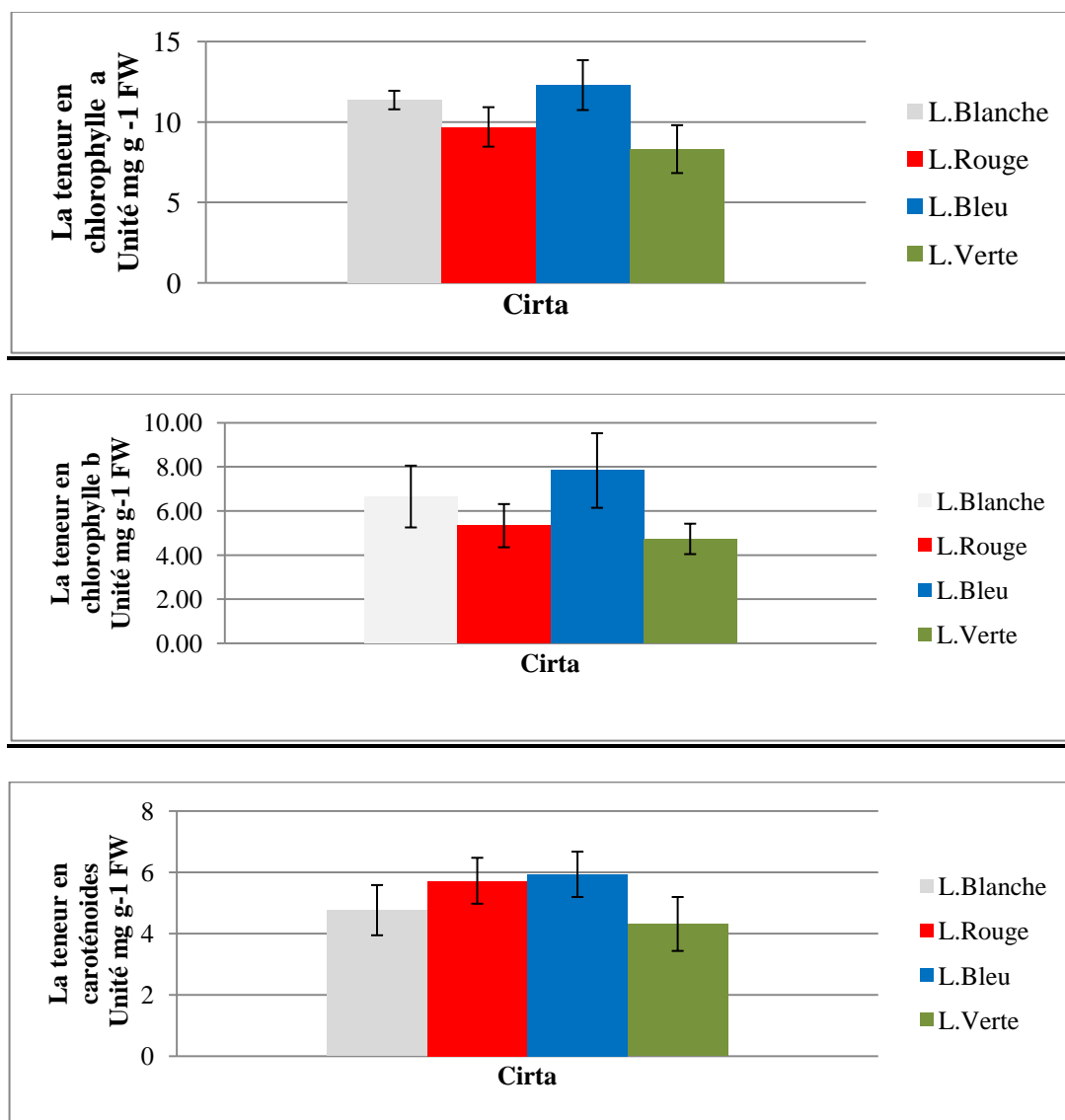


Figure 20 Variation de la teneur en chlorophylle a, b et caroténoïdes Unité de « mg g-1 FW » chez la variété Cirta sous les quatre traitements de LED.

Sous les différents Traitements de lumière LED (**Tab.06-Annexe.03**), on note que les valeurs de la teneur en chlorophylle a diffèrent selon les types de couleurs (**Tab**) dont la lumière bleue présente la valeur la plus élevée avec (12,29 ± 1,55) Unité mg g⁻¹ FW tandis que la valeur la plus faible (0,69 ± 1,23) Unité mg g⁻¹ FW a été enregistré chez la lumière rouge,

en ce qui concerne les valeurs de la lumière blanche et la lumière verte donnent des valeurs qui varient entre $(11,36 \pm 0,58, 8,31 \pm 1,49)$ Unité mg g^{-1} FW respectivement.

La comparaison des moyennes de la teneur en chlorophylle a et l'analyse de la variance révèle un effet très hautement significatives concernant les quatre traitements à un seuil de 5% (**Tab.15-Annexe.04**). En plus l'analyse de variance montrée qu'il y'a une différence significatives (interaction) entre la lumière bleue et la lumière verte même chose entre lumière bleue et lumière rouge ainsi que entre la lumière blanche et lumière verte mais il y'a différence non significative avec les trois traitements de couleurs rouge bleu et blanche respectivement.

Le test de **Tukey (HSD)** au seuil 5% classe le facteur de lumière en cinq groupes A, AB, BC et C (tab), le premier A groupe englobe la lumière bleue. Le deuxième groupe AB contient la lumière blanche, le 3^{ème} groupe englobe la lumière rouge et le 4^{ème} groupe englobe la lumière verte

Le test de **Dunnnett** montre qu'il y'a une différence significative seulement entre la lumière blanche et la lumière verte.

Sous les différentes couleurs de lumière LED, on note que les valeurs de la teneur en chlorophylle b diffèrent selon les types de couleurs, dont la lumière bleue présente la valeur la plus élevée avec $(7,83 \pm 1,69)$ Unité mg g^{-1} FW tandis que la valeur la plus faible $(4,73 \pm 0,69)$ Unité mg g^{-1} FW a été enregistré sous la lumière verte en ce qui concerne les valeurs de la lumière blanche et la lumière rouge donnent des valeur qui varient entre $(6,65 \pm 1,4 ; 5,33 \pm 0,98)$ Unité mg g^{-1} FW respectivement.

La comparaison des moyennes de la teneur en chlorophylle b et l'analyse de la variance révèle un effet significative concernant les quatre traitements à un seuil de 5% (**Tab.16-Annexe.04**). En plus l'analyse de variance montrée qu'il y'a une différence significatives (interaction) entre la lumière bleue et la lumière verte même chose entre lumière bleue et lumière rouge, mais il y'a différence non significative entre les autre traitements.

Le test de **Tukey (HSD)** au seuil 5% classe le facteur de lumière en trois groupes A, AB et B le premier A groupe englobe la lumière bleue, le deuxième groupe AB contient la lumière blanche et le 3^{ème} groupe englobe la lumière rouge et la lumière verte.

Le test de **Dunnnett** montre qu'il y'a une différence non significative entre le témoin (lumière blanche) et les autres lumières.

Sous les différentes Traitements de lumière LED , on note que les valeurs de la teneur en caroténoïdes diffèrent selon les types de couleurs (**Tab**) dont la lumière bleue présente la valeur la plus élevée avec $(5,93 \pm 0,74)$ Unité mg g^{-1} FW suivi par la lumière rouge donne $(5,72 \pm 0,75)$ Unité mg g^{-1} FW tandis que la valeur la plus faible $(4,31 \pm 0,88)$ Unité mg g^{-1} FW a été enregistré chez la lumière verte en ce qui concerne la lumière blanche présente $(4,76 \pm 0,82)$ Unité mg g^{-1} FW.

La comparaison des moyennes de la teneur en caroténoïdes et l'analyse de la variance révèle un effet hautement significative concernant les quatre traitements à un seuil de 5% (**Tab.17-Annexe.04**).En plus l'analyse de variance montrée qu'il y'a une différence significatives (interaction) entre la lumière bleue et la lumière verte, mais il y'a différence non significative entre les autres traitements.

Le test de **Tukey (HSD)** au seuil 5% classe le facteur de lumière en trois groupes A, AB et B le premier groupe A englobe la lumière bleue ,le 2^{ème} groupe AB englobe la lumière rouge et la lumière blanche, le 3^{ème} groupe contient la lumière verte.

Le test de **Dunnnett** montre qu'il y'a une différence non significative entre le témoin (lumière blanche) et les autres lumières.

-On note que la variation de la teneur en chlorophylle a,b et caroténoïdes chez la variété Cirta avec et sans pré germination qu'il y'a une différence dans les résultats obtenus où on a enregistré une augmentation de la teneur en chlorophylle a et caroténoïdes sous la lumière LED rouge. Tandis pour la lumière bleue la teneur était similaire dans les deux conditions, en ce qui concerne les caroténoïdes on marque une diminution de la teneur sous la lumière verte pour qui a eu une pré-germination.

-Le système d'éclairage est un élément très important pour la synthèse de la chlorophylle. Les sources de lumière avec différentes longueur foliaires d'onde affectent les photorécepteurs des plantes pour le contrôle des pigments photosynthétiques (**Stuefer et Huber, 1998**).ce qui a signalé dans une précédentes études par (**Lefsrud et al. 2008**) que la longueur foliaire d'onde de la lumière peut avoir un impact sur l'accumulation de pigments dans les plantes de chou.

- Notre résultats étaient en accord avec celle présenté par :

(**Johkan et al.,2010**) ont rapporté que la teneur en chlorophylle a / b et la teneur en caroténoïde augmentée sous la lumière LED bleue. Notre résultats montrent que la

lumière bleue était en faveur de l'augmentation de la teneur en chlorophylle totale (Chl a et Chl b) et les caroténoïdes dans les feuilles des céréales et sont en accord avec les études précédentes où la teneur en chlorophylle des feuilles de bouleau a été montré pour atteindre un pic dans la lumière bleue, ce qui était parfois deux fois plus que dans la lumière rouge (Saebo et al., 1995).

2.3. Variation du rendement quantique du PSII (Φ PSII)

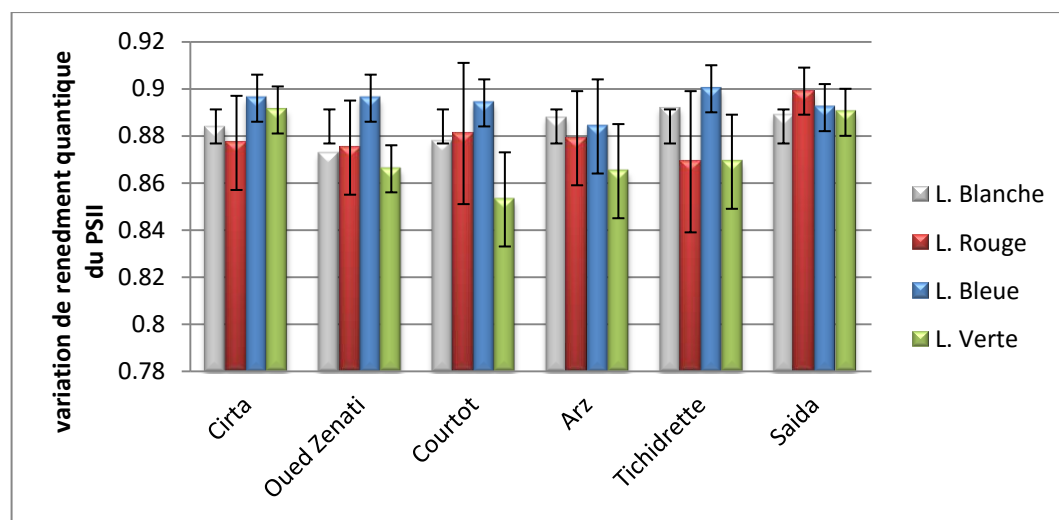


Figure 21 Variation du rendement quantique chez les six variétés sous les quatre traitements de LED

Des différences de comportements sont enregistrées chez les différents génotypes étudiés et aux différents niveaux de traitement (**Tab.05-Annexe.02**).

Sous conditions de différentes couleurs de la lumière, on remarque des Φ PSII allant une valeur élevée ($0,896 \pm 0,01$) chez la variété Cirta sous la lumière bleue même chose pour la lumière verte donne une valeur ($0,891 \pm 0,01$) par rapport à la lumière rouge et la lumière blanche qui ont enregistré des valeurs proches ($0,877 \pm 0,02$, $0,884 \pm 0,01$) successivement.

Oued Zenati présente une valeur élevée des Φ PSII ($0,896 \pm 0,01$) sous la lumière bleue. Tandis que pour la lumière rouge et la lumière blanche ont donné des valeurs proches ($0,875 \pm 0,02$, $0,873 \pm 0,02$) respectivement mais la lumière verte a donné une valeur presque faible ($0,866 \pm 0,01$).

La lumière bleue était la plus élevée en donnant une valeur ($0,894 \pm 0,01$) des Φ PSII chez la variété Courttot suivie par la lumière rouge donne une valeur ($0,881 \pm 0,03$) puis la lumière blanche avec ($0,878 \pm 0,01$) en dernier la lumière verte avec ($0,853 \pm 0,02$).

Chez la variété Arz les valeurs des Φ PSII les plus élevés enregistrés sous les lumières bleue et la lumière blanche ($0,884 \pm 0,02$, $0,888 \pm 0,02$) respectivement. Tandis que la lumière rouge donne une valeur de ($0,879 \pm 0,02$) et la valeur la plus faible présenté par la lumière verte ($0,865 \pm 0,02$).

La variété Tichidrette donne une valeur des Φ PSII la plus élevé sous la lumière bleue avec ($0,900 \pm 0,01$) par rapport à la lumière blanche avec ($0,892 \pm 0,02$). Tandis que pour la lumière rouge et la lumière verte qui ont donné des valeurs identiques avec ($0,869 \pm 0,03$, $0,869 \pm 0,02$) respectivement.

Chez la variété Saida la valeur la plus élevé des Φ PSII était enregistré sous la lumière rouge avec ($0,899 \pm 0,01$) par rapport à la lumière bleue, la lumière blanche et la lumière verte qui ont donné des valeurs proches avec ($0,892 \pm 0,01$, $0,889 \pm 0,01$, $0,890 \pm 0,01$) successivement.

Pour les traitements du lumières rouge et la lumière blanche présente une moyenne générale proches chez les six variétés ($0,880 \pm 0,01$, $0,884 \pm 0,01$) respectivement, tandis que la valeur la plus élevé enregistré chez la lumière bleue ($0,894 \pm 0,01$) et la valeur la plus faible donne par la lumière verte ($0,872 \pm 0,02$).

La comparaison des moyennes du Φ PSII et l'analyse de variance montrent qu'il existe une différence très hautement significative entre les traitements au seuil de 05% (**Tab.08-Annexe.04**). En plus, l'analyse de variance montre qu'il y'a une différence non significatives entre la lumière blanche et la lumière rouge et entre la lumière rouge et la lumière verte. (**tab Annexe**)

Le test NEWMAN-KEULS au seuil de 5% classe le facteur de traitements en quatre groupes .le premier groupe A englobe la lumière bleue, le deuxième groupe B englobe la lumière blanche (témoin), le 3^{ème} groupe BC englobe la lumière rouge et le dernier groupe C englobe la lumière verte.

- Variation du rendement quantique (Φ PSII) chez la variété Cirta sous les quatre lumières sans pré germination :

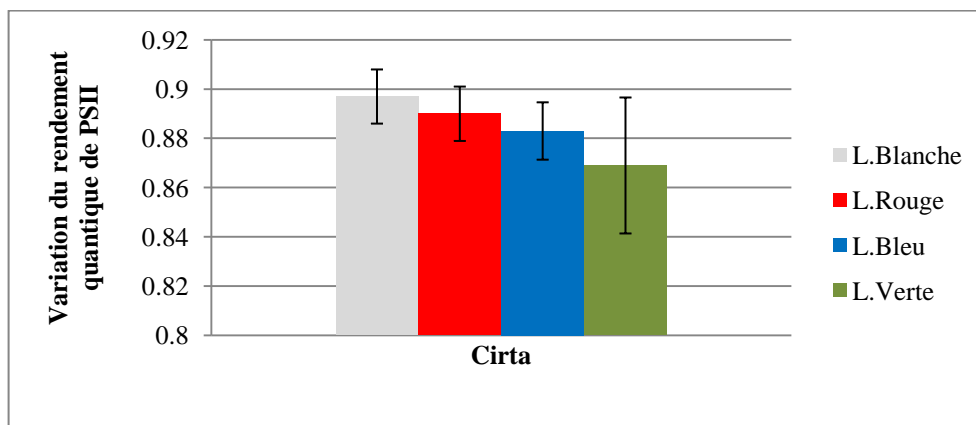


Figure 22 Variation de la fluorescence chez la variété Cirta de blé dur sous les différents traitements de LED

Des différences de comportements sont enregistrées chez le génotype étudié chez la variété Cirta et aux différents niveaux de traitement (**Tab.07-Annexe.03**).

Sous conditions de la lumière, on remarque des Φ PSII allant une valeur élevée chez la variété Cirta sous la lumière blanche ($0,897 \pm 0,01$) et la lumière rouge ($0,890 \pm 0,01$) Tandis que pour la lumière bleue donne une valeur ($0,883 \pm 0,01$) par rapport à la lumière verte présente la valeur faible ($0,869 \pm 0,03$)

La comparaison des moyennes du Φ PSII et l'analyse de variance montrent qu'il existe une différence non significatif entre les traitements au seuil de 05% (**Tab.18-Annexe.04**). En plus, l'analyse de variance montrée qu'il y'a une différence non significatives entre les quatre traitements.

Le test de **Tukey (HSD)** au seuil 5% classe le facteur de lumière en un seul groupe A (**tab**), englobe les quatre lumières bleue, rouge, blanche, et verte.

Le test de **Dunnnett** montre qu'il y'a une différence significative entre la lumière blanche et la lumière verte tandis que entre les autres traitements il y'a une différence non significative.

On note que la variation du rendement quantique chez la variété Cirta avec et sans pré germination qu'il y'a une différence dans les résultats obtenus où on a enregistré pour qui n'ont pas eu un pré germination une augmentation de Φ PSII sous la lumière LED blanche et LED rouge et une diminution avec celles ont cultivés sous LED bleue et verte.

- Variation de la teneur relative en eau Unité de %

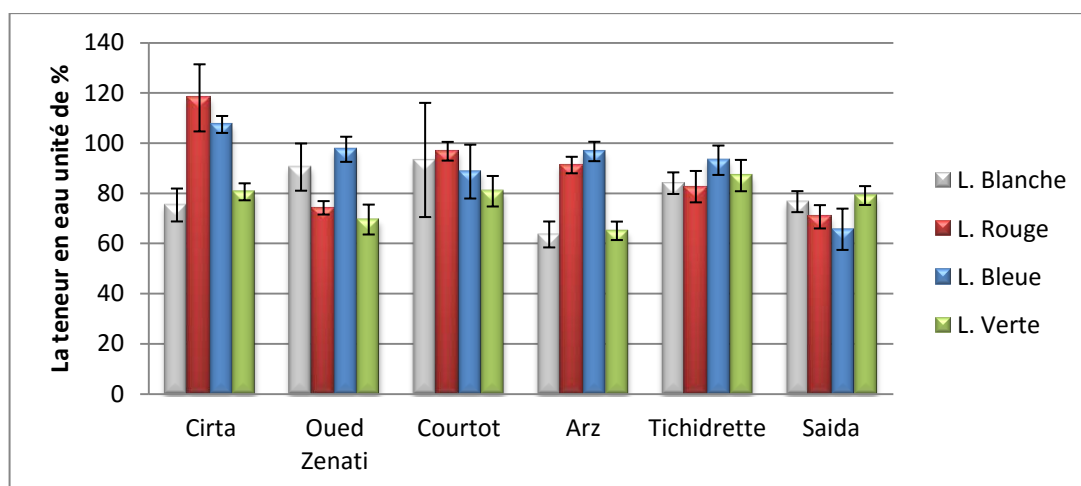


Figure 23 Variation de la teneur relative en eau chez les six variétés sous les quatre traitements de LED

Une comparaison entre l'évolution de la teneur en eau des six variétés étudiées a montré que la teneur relative en eau varié au fur et à mesure que les traitements de lumière utiliser (**Tab.07-Annexe.02**).

Chez la variété Cirta, les teneurs en eau les plus élevées sont notées sous la lumière rouge et la lumière bleue avec $(118,03 \pm 13,38, 107,43 \pm 3,38)\%$ respectivement. Tandis que sous la lumière blanche et la lumière verte la teneur était plus faible avec des valeurs $(75,32 \pm 6,56, 80,58 \pm 3,39)\%$ respectivement.

Chez la variété Oued Zenati les valeurs les plus élevés de TRE enregistré sous la lumière bleue et la lumière blanche avec $(97,53 \pm 5,01, 90,43 \pm 9,41)\%$ successivement par rapport aux lumières rouge et la lumière verte donne $(74,19 \pm 2,68, 69,52 \pm 5,96)\%$ respectivement.

La teneur en eau présente une valeur élevé chez la variété Courtot sous les lumières rouge et blanche avec $(96,75 \pm 3,73, 93,27 \pm 22,76)\%$ tandis que sous la lumière bleue et verte présente des valeurs faibles $(88,64 \pm 10,73, 80,81 \pm 6,08)\%$ respectivement.

La teneur en eau présente une valeur élevé chez la variété Arz sous les lumières rouge et bleue avec $(91,25 \pm 3,29, 96,66 \pm 3,87)\%$ successivement, tandis que sous la lumière blanche et la lumière verte présente des valeurs faibles $(63,58 \pm 5,17, 65,03 \pm 3,68)\%$ respectivement.

Chez la variété Tichidrette, la teneur en eau la plus élevé a noté sous la lumière bleue avec $(93,17 \pm 5,86)\%$ par rapport aux lumières blanche et verte avec $(84,02 \pm 4,31, 87,05 \pm 6,24)\%$ respectivement. Et la valeur la plus faible enregistré sous la lumière rouge avec $(82,63 \pm 6,26)\%$.

Chez la variété Saida la valeur la plus élevée de TRE enregistré sous la lumière verte avec $(79,09 \pm 3,76)\%$ par rapport aux lumières rouge et la lumière blanche $(70,62 \pm 4,65, 76,66 \pm 4,19)\%$ respectivement et la valeur la plus faible donne $(76,66 \pm 4,19)\%$ sous la lumière bleue.

La comparaison des moyennes du TRE et l'analyse de variance montrent qu'il existe une différence très hautement significative entre les traitements au seuil de 05% (**Tab.09-Annexe.04**). En plus, l'analyse de variance montre qu'il y'a une différence significative entre interaction (traitements) (tab Annexe)

Le test **NEWMAN-KEULS** au seuil de 5% classe le facteur de traitements en deux groupes (Tab) .le premier groupe A englobe la lumière bleue et la lumière rouge, le deuxième groupe B englobe la lumière blanche et la lumière verte.

Ce paramètre a été remplacé par la matière sèche chez la variété Cirta sans pré germination

- Variations de la matière sèche unité de gramme

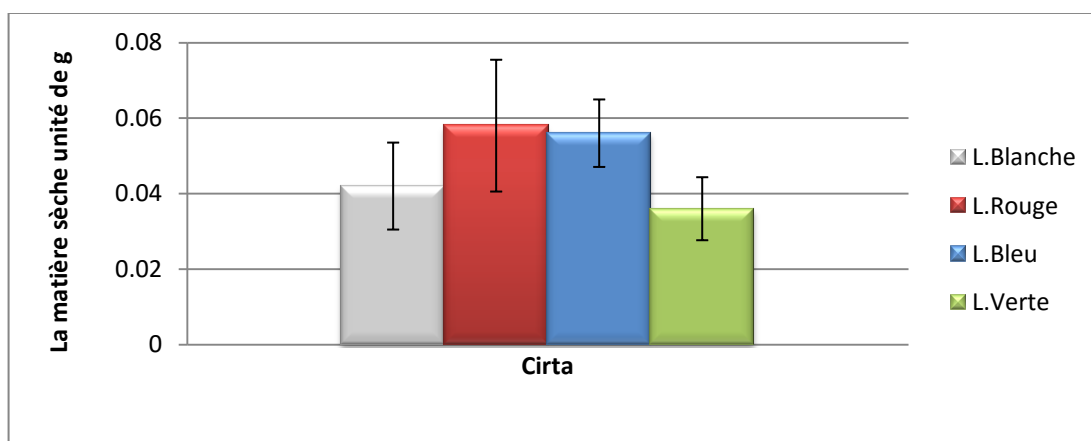


Figure 24 Variation de la matière sèche chez la variété Cirta sous les quatre traitements de LED

Sous les différentes couleurs de lumière LED , on note que les valeurs du PS diffèrent selon les types de couleurs (**Tab.08-Annexe.03**) dont la lumière rouge présente la valeur la plus élevée avec $(0,058 \pm 0,02)g$ tandis que la valeur la plus faible $(0,036 \pm 0,01)g$, une valeur de $(0,036 \pm 0,01)g$ a été enregistré sous la lumière verte en ce qui concerne la lumière bleue présente une valeur $(0,056 \pm 0,01) g$ et la lumière blanche enregistré une valeur avec $(0,042 \pm 0,01) g$.

La comparaison des moyennes du PS et l'analyse de la variance révèle un effet significative concernant les quatre traitements au seuil de 5% (**Tab.19-Annexe.04**).En plus

l'analyse de variance montrée qu'il y'a une différence significatives entre la lumière rouge et la lumière verte mais il y'a une différence non significative entre les autres lumières.

Le test de **Tukey (HSD)** au seuil 5% classe le facteur de lumière en trois groupes A, AB et B (**tab**), le premier A groupe englobe la lumière rouge, le 2^{ème} groupe AB englobe les deux lumières bleue et blanche, le 3^{ème} groupe B contient la lumière verte..

Le test de **Dunnnett** montre qu'il y'a une différence non significative entre le témoin (lumière blanche) et les autres lumières.

-Notre résultat était en accord avec ce qui a déjà obtenu par (Vincent, .Ma.2012) où ils concluent que le poids frais et le poids sec étaient significativement plus élevés dans le blé cultivé en présence des LED rouge par rapport au blé cultivé sous LED blanche qui n'a montré aucune différence significative. Ainsi que (Yorio et *al.*, 2001) ont rapporté qu'il y avait une accumulation de poids plus élevé dans la laitue cultivée sous une lumière rouge complétée par la lumière bleue. Cependant, le poids de matière sèche de plantes de laitue cultivées sous une lumière blanche diminué par rapport à celle cultivées sous la lumière bleue.

3. Variation du paramètre biochimique

3.1. Variation de la teneur en peroxydase Unité « $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{g}$ »

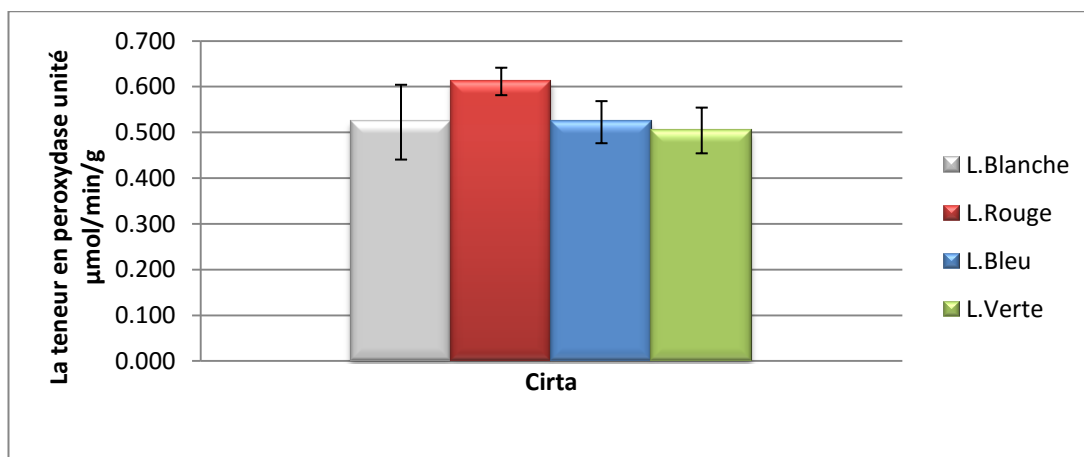


Figure 25 Variation de la teneur en peroxydase dans la variété Cirta de blé dur sous le différent traitement de LED

Le dosage de la peroxydase présente des différentes variations sous les quatre lumières chez la variété Cirta (**Tab.09-Annexe.03**).

Les valeurs les plus élevés enregistrés sous les lumières rouge et la lumière bleue (0,611 \pm 0,03) Unité $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{g}$ avec un maximum (0,611 \pm 0,03) Unité $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{g}$ sous la

lumière rouge. Tandis que pour la lumière blanche donne une valeur ($0,522 \pm 0,08$) Unité $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{g}$, la valeur minimale enregistré sous la lumière verte avec ($0,504 \pm 0,05$) Unité $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{g}$.

La comparaison des moyennes du peroxydase et l'analyse de variance montrent qu'il existe une différence très hautement significatif entre les traitements au seuil de 5% (**Tab.20-Annexe.04**). En plus, l'analyse de variance montrée qu'il y'a une différence significatives entre la lumière rouge et la lumière verte même chose entre la lumière bleue et la lumière verte.

Le test de **Tukey (HSD)** au seuil 5% classe le facteur de lumière en trois groupes A, AB et B (**tab**), le premier groupe A englobe la lumière rouge et la lumière bleue, le 2^{ème} groupe AB englobe la lumière blanche, le 3^{ème} groupe B englobe la lumière verte.

Le test de **Dunnnett** montre qu'il y'a une différence significative entre la lumière blanche et la lumière rouge, tandis que entre les autres traitements il y'a une différence non significative.

L'activité a été analysée par spectrophotométrie à 470 nm en utilisant un mélange réactionnel (**Harminder et al., 2008**)

La peroxydation cellulaire pourrait amener des dommages à la membrane cellulaire, l'activité de POD à la lumière rouge-bleu a été relié à la qualité de la lumière. Peroxydase est un enzyme clé sert à la protection des plantes, qui est impliqué dans des activités physiologiques importantes telles que les dommages anti-mécanique, invasion anti-pathogène et la croissance (**Davies 1987, Wojtaszek 1997, Maffei et al.2006**).

Le niveau des enzymes reflète la situation de l'activité physiologique des plantes. Peroxydase peut prouvé la fonction de l'oxydase dont un faible teneur de POD peut favoriser la croissance des blés, en particulier pour la croissance de l'allongement et peut également empêcher le poison de métabolites internes, tels que H₂O₂, d'éviter la dégradation de la chlorophylle et la production d'oxygène réactif (**Normanly et al., 1997**).

Dans la présente étude, nous n'avons constaté que les activités de ce enzyme modifiée sous différentes qualités de lumière. Le LED rouge unique a montré un teneur élevé sous les quatre traitements au stade de floraison du blé. Notre résultats était similaire à celle obtenu par (**Dong.,et al 2014**) qui a rapporté que lorsque la lumière rouge a été utilisé, MDA a été accumulée dans les feuilles de blé, cela a abouti à un effet de peroxyde pour les cellules et donc l'oxygène réactif a été accumulé.

Expérimentation 2 : Etude de l'effet des LED a différentes couleurs sur l'expression du gène *rbcx1* chez *Arabidopsis thaliana*

1. Résultats

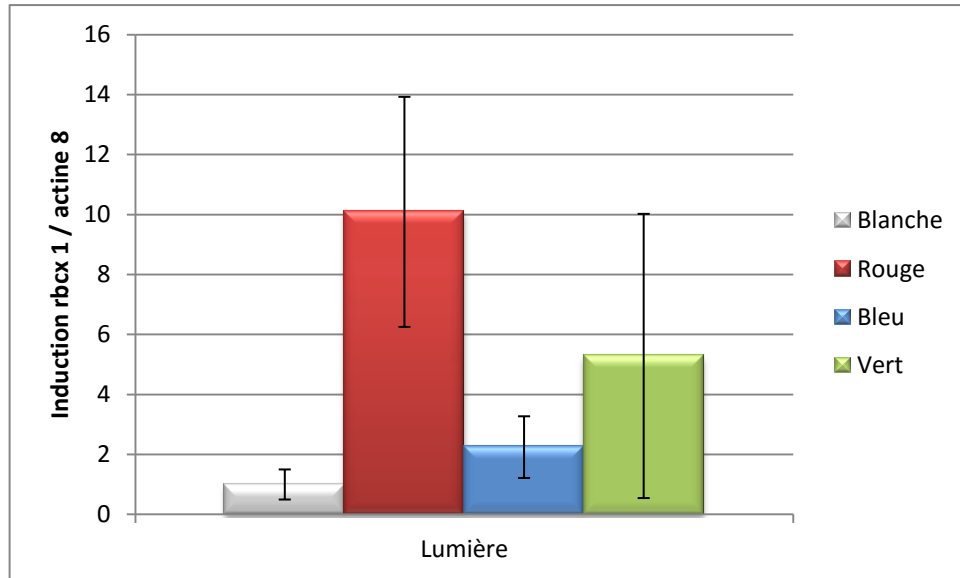


Figure 26 Induction du *rbcx1/actine8* chez *Arabidopsis thaliana* cultivé sous lumière LED

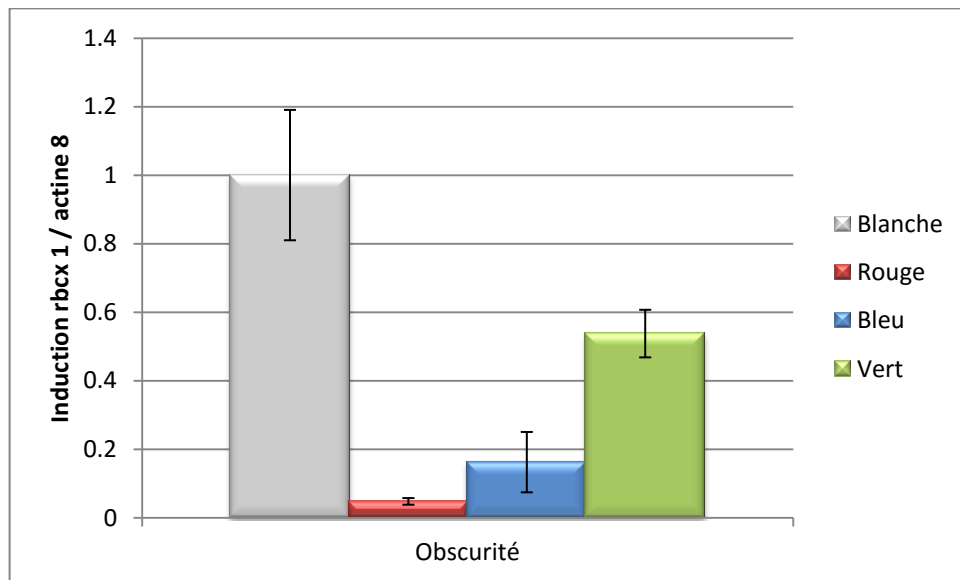


Figure 27 Induction du *rbcx1/actine8* chez *Arabidopsis thaliana* cultivé à l'obscurité pendant 5 jours.

Sous lumière complète (Fig. 10), l'induction *rbcx1/actine8* donne une valeur maximale sous la LED rouge 10X (fois) à celle obtenue sous la LED blanche. Tandis que sous la LED bleue présente une valeur faible par rapport à la LED verte qui a donné une valeur moyennement élevé (Tab.11-Annexe.03).

Sous l'obscurité (Fig. 11), l'induction *rbcx1/actine8* donne une valeur plus élevé sous la LED blanche 1X (fois) que celle obtenue sous la LED rouge. Tandis que sous la LED bleue présente une valeur faible par rapport à la diode verte qui a donné une valeur moyennement élevé (Tab.12-Annexe.03).

2. Discussion

Après la culture de l'*Arabidopsis thaliana* sous la lumière LED à différentes couleurs citées précédemment, on a suivi bien sûr la croissance de cette plante en notant quelques remarques morphologiques qu'on puisse distinguer au niveau de chaque lumière, sachant que toutes les autres conditions telles que : irrigation, la température et l'humidité étaient identiques (**Planche 6**)

En ce qui concerne le taux de germination pour les trois couleurs LED Rouge, LED Bleu et LED Blanche était bien élevé par rapport au LED verte où on n'a pas eu une bonne germination et le taux était faible (**Photo 28 – Planche 7**).

Nous avons constaté aussi que pour la série des plantes cultivées sous la lumière rouge ont une morphologie de tailles différentes caractérisés par une tige longue et très fine et des feuilles moins épaisses en remarquant que ces dernières ont agrandi incliné en suivant la direction de la lumière (**Photo 29 – Planche 7**) pour la lumière bleue ces plantes sont caractérisées par une petite tige solide, la surface des feuilles était plus épaisse (**Photo 30 – Planche 7**) ainsi que cette série des plantes à eux un déclenchement du stade de floraison où ce n'est pas le cas pour les trois autres couleurs. Cependant la lumière blanche qui a été considéré comme un témoin; les plantes émises sous cet éclairage caractérisé par un bon développement avec une tige moyenne et même ses feuilles ont apparu épaisses en revenant sur la lumière verte la partie aérienne apparaît plus faible avec une tige fine et petit même les feuilles étaient moins épaisses ce qui nous a obligé d'utiliser plusieurs plantes à la fois dans l'étape du broyage pour obtenir la quantité requise (**Photo 31 – Planche 7**).

Ces résultats concordent avec une étude précédente (**Eskins, 1992**). Les plantes d'*Arabidopsis* sous LED rouges seuls ont affichées une feuille allongée vers le bas, ces

mêmes feuilles avaient la baisse des marges recourbées. En outre, des feuilles entières ont grandi dans une direction en spirale autour de l'axe de la plante centrale sous LED rouges.

Nos résultats sont compatibles avec une étude antérieure où les plantes cultivées à la lumière rouge avaient une masse végétative importante à celle cultivé sous lumière bleue, mais cette dernière avait une formation de graines et une floraison plus rapide. (**Eskins, 1992**).

Et après l'analyse des résultats de l'étude d'expression du gène *Rbcx1* dans les feuilles d'*Arabidopsis thaliana* à l'aide d'une RT-PCR à temps réel (qTOWER 2.2) (**Photo 32 – Planche 7**), on a obtenu une expression maximale du gène *Rbcx1* cultivé sous LED rouge et elle est extrêmement supérieures aux autres. Le taux d'expression été bien remarquable sous LED verte et est supérieur à celui des plantes cultivées sous LED bleu. La valeur minimale était sous LED blanche. Donc le gène *rbcx1* s'exprime le plus sous lumière rouge

Et si on compare les taux d'expression des plantes cultivées sous lumière totale à celui obtenu en obscurité on remarque une expression 10X plus élevée à celle en obscurité et donc on conclu que le gène *rbcx1* ne s'exprime toujours pas en obscurité.

Mais vu les taux validés en obscurité et les taux présenté sous lumière verte on dit peut être que nos cDNA n'étais pas aussi pure vu qu'on n'a pas effectué une purification de nos échantillons.

Planche 6



Photo 24: Culture d'*Arabidopsis thaliana* sous LED rouge.



Photo 25 : Culture d'*Arabidopsis thaliana* sous LED Verte



Photo 26 : Culture d'*Arabidopsis thaliana* sous LED blanche.



Photo 27 : Culture d'*Arabidopsis thaliana* sous LED bleue.

Planche 7



Photo 28 : les plantules d'A.thaliana cultivé sous lumière complète (LED Bleue)



Photo 29 : les plantules d'A.thaliana cultivé sous lumière complète (LED Verte)



Photo 30 : les plantules d'A.thaliana cultivé sous lumière complète (LED Rouge)



Photo 31 : les plantules d'A.thaliana cultivé sous lumière complète (LED Blanche)



Photo 32 : Présentation de qTOWER 2.2 PCR en temps réel

Conclusions générales

L'étude de la réponse au traitement lumineux de LED chez les céréales et *l'Arabidopsis thaliana* testées révèle l'existence d'une grande variabilité pour la plupart des paramètres mesurés. L'effet du l'éclairage artificiel est bien marqué entre les géotypes dans les expérimentations étudiée.

Lors du premier essai conduit dans la chambre de culture, nous avons étudié la réponse de ces six variétés sous les différentes couleurs de LED par analyse comparative de quelques paramètres morphologiques, physiologiques et biochimiques. On a pu observer une amélioration de la longueur foliaire, la largeur foliaire, la surface foliaire, le poids spécifique foliaire, la teneur relative en eau, la teneur en chlorophylle totale, a, b et caroténoïdes, le rendement quantique, la matière sèche, et le dosage de la peroxydase sous la lumière LED rouge et moyennement sous le LED bleue. L'analyse statistique renseigne sur une différence très hautement significative entre les traitements dans la majorité des paramètres utilisés. Ces critères peuvent être utilisés comme paramètres de sélection et d'amélioration du rendement de céréales.

La deuxième partie consiste à porter sur l'étude de l'effet de la lumière LED sur l'expression du gène *Rbcx1* à l'aide de la RT-qPCR qui est un outil puissant des développements récents dans les différentes technologies de détection laissent entrevoir des applications plus innovatrices les unes que les autres. L'analyse de logiciel obtenu à permis de visualisé le gène dont l'expression était élevé sous la lumière LED rouge Tandis que elle a était inexistant sous l'obscurité.

Apporter un éclairage LED dans l'environnement lumineux de la production non seulement fait une pause grâce à la fonction d'origine d'éclairage et d'étendre l'application de LED dans l'agriculture pour réaliser des économies d'énergie, la promotion de la croissance et la réduction des émissions de CO₂, mais aussi être d'importance dans la lutte contre les problèmes environnementaux mondiaux.

En conclusion, l'utilisation du LED in vitro constitue une nouvelle technologie (Biotechnologie) qui peut améliorer la production végétale destiné à l'alimentation humaine. Le LED ait des effets sur la physiologie, la morphologie et l'expression génétiques des plantes peuvent apporter des solutions pour faire progresser les sciences de l'agronomie dans les conditions artificielles.

Liste des Références

1. **Ahmad, M., Cashmore, A.R., 1993.** *HY4* gene of *A. thaliana* encodes a protein with characteristics of a blue-light photoreceptor. *Nature* 366: 162-166.
2. **Ahmad, M., Jarillo, J.A., Smirnova, O., Cashmore, A.R., 1998.** The CRY1 blue light photoreceptor of *Arabidopsis* interacts with phytochrome A in vitro. *Molecular Cell* 1: 939–948.
3. **Ahmad, M., Cashmore, A.R., 1997.** The blue-light receptor cryptochrome 1 shows functional dependence on phytochrome A or phytochrome B in *Arabidopsis thaliana*. *Plant Journal* 11: 421–427.
4. **Almansa, E.M., Espín, A., Chica, R.M., 2011.** Changes in endogenous auxin concentration in cultivars of tomato seedlings under artificial light. *Hort Science*, 46(5):698-704.
5. **Andel, ., 2000.** Probing the photoreaction mechanism of phytochrome through analysis of resonance Raman vibrational spectra of recombinant analogues. *Biochemistry* 39: 2667–76.
6. **Anonyme A., 2015.** La lumière : les révolutions que préparent les scientifiques p 35-98.
7. **Aquaportail, 2016.** La définition de la Photosynthèse [en ligne]. (07/10/2007 ; 22/03/2016). Disponible sur : <http://www.aquaportail.com/definition-1251-photosynthese.html> (Avril 2016).
8. **Araus, ., 1998.** Bergareche C., Llusia J., Febrero A., Bort J. & Araus J.L.. Effect of water stress on proline and nitrate content of barley relationships with osmotic potential, carbon isotope ratio and grain yield. Colloque Diversité génétique et amélioration variétale. Montpellier (France). Les colloques.64. (éd). Inra. Paris
9. **Batley NH, 2000.** Aspects of seasonality. *Journal of Experimental Botany* 51: 1769-1780.
10. **Bourget, C.M., 2008.** An introduction to light-emitting diodes. *HortScience* 43:1944–1946.
11. **Briggs, W.R., Christie, J.M., 2002.** Phototropins 1 and 2: versatile plant blue-light receptors. *Trends in Plant Science* 7: 204-210.
12. **Bustin, S. A. 2000.** Absolute quantification of mRNA using real-time reverse transcription polymerase chain reaction assays. *Journal of Molecular Endocrinology* # 25: 169-193.
13. **Carpentier, A.S, 2006.** Le transcriptome : un domaine d'application pour les statistiques, de nouveaux horizons pour la biologie. *Sciences du Vivant [q-bio]*.
Université d'Evry-Val d'Essonne. (9 Mai 2006). Disponible sur : <https://tel.archives-ouvertes.fr/tel-00067855>.
14. **Cheung, C., Noska, B., van der Heide, K., 2009.** Comparison of Passive and Active Cooling Effectiveness. *LED Professional Review Magazine*, 13, 42-46.
15. **Clark, Mac-Caig, 1982.** Exercise leaf water relation capability as an indicator of drought resistance in herbicide screening *Pest Manag.Sci.*59: 1303 -1210.
16. **Chen, P., 2014.** Chlorophyll and other photosensitive pigments. In: *LED grow lights, absorption spectrum for plant photosensitive pigments*. Disponible sur: <http://www.ledgrowlightshq.co.uk/chlorophyll-plant-pigments/Accessed>.
17. **Costache, Campeanu., 2012 .** M. A. COSTACHE, GH. CÂMPEANU, G. NEAȚĂ,
Research on the methodology of extraction of chlorophyll and carotene content of tomatoes grown in the south of Romania area, *Scientific Papers U.S.A.M.V. Bucharest, seria B, LV*, pp. 069-073.
18. **Currey C.J., Hutchinson V.A., Lopez R.G., Growth., 2012.** morphology, and quality of rooted cuttings of several herbaceous annual bedding plants are influenced by photosynthetic daily light integral during root development. *HortScience*, 47:25-30.
19. **Davies, K., 1987.** Protein damage and degradation by oxygen radicals. I. general aspects. *J. Biol. Chem.* 262, 9895–9901.
20. **Denise, 2010.** Contrôle de l'expression de gènes [en ligne]. Disponible en PDF sur : https://www.i2m.univ-amu.fr/~pardoux/Ecole_Ete/EEBML2010_GenExpr.pdf.

21. **Dong., 2014. Growth**, Photosynthetic Characteristics, Antioxidant Capacity and Biomass Yield and Quality of Wheat (*Triticum aestivum* L.) Exposed to LED Light Sources with Different.
22. **Emitech, 2013.** Affiche du Spectre Electromagnétique (source emitech) Termes présents : 2 - Score : 40 - 16 sept. 2013 - URL : http://www.emitech.fr/fr/Telechargement/spectre_electromagnetique.pdf
23. **F. Roussel, 2010.** Lampes fluocompactes : déconseillées dans les lampes de chevet et de bureau ? [en ligne]. (24 juin 2010) Disponible sur : <http://www.actu-environnement.com/ae/news/etude-ademe-ampoules-fluocompactes-champ-electromagnetique-10540.php4>. Consulté mai 2016.
24. **Gary, G., Dubay, K., Lowe, M., 2008.** Manufacturing Climate Solutions: Carbon-Reducing Technologies and U.S. Jobs, Duke University, Durham, NC: Center on Globalization, Governance & Competitiveness.
25. **Goins, G. D., N. C, Yorio, M. M. Sanwo, C. S. Brown., 2001.** Photomorphogenesis, photosynthesis, and seed yield of wheat plants grown under red light-emitting diodes (LEDs) with and without supplemental blue lighting. *J. Exp. Bot.* 48, 1407–1413.
26. **Haidar, R., Pelouard, J.L., Stevler, E., 2015.** La lumière: les révolutions que préparent les scientifiques, la diode, un dispositif à double sens, p 64-98.
27. **Harminder., 2008.** Nitric oxide (as sodium nitroprusside) supplementation ameliorates.
28. **Hauser, B.A., Cordonier-Prat, M.M., Daniel-Vedele, F., Pratt, L.H., 1995.** The phytochrome gene family in tomato includes a novel subfamily. *Plant Molecular and Biology* 29: 1143–1155.
29. **Hemming, S., 2011.** Use of natural and artificial light in horticulture-interaction of plant and technology. *Acta Horticulturae*, 907: 25-35.
30. **Helespectra, 2012.** Which regions of the electromagnetic spectrum do plants use to drive photosynthesis?(5 octobre 2012) PDF sur : <https://www.heliospectra.com/>.
31. **Jack, F., 2006.** La Photosynthèse: processus physiques, moléculaires et physiologiques 24-29 p 363.
32. **Hofmann, R.W., Campbell, B.D., Bloor, S.J., Swinny, E.E., Markham, K.R., Ryan, K.G., Fountain, D.W., 1996.** Responses on UV-B radiation in *Trifolium repens* L. Physiological links to plant productivity and water availability. *Plant Cell and Environnement* 26: 603–612.
33. **Hemming, S., 2011.** Use of natural and artificial light in horticulture-interaction of plant and technology. *Acta Horticulturae*, 907: 25-35.
34. **Helespectra, 2012.** Which regions of the electromagnetic spectrum do plants use to drive photosynthesis?(5 octobre 2012) PDF sur : <https://www.heliospectra.com/>.
35. **Ingelec, 2013.** Lampes à vapeur de sodium haute pression avec amorceur intégré – Eclairage [en ligne]. (29/08/2013). Disponible en PDF sur : http://www.ingelec.ma/sites/all/modules/custom/ingelec_import/pdf/lampe_vapeur_de_sodium_haute_pression_avec_amorceur_integre.pdf. Consulté Mai 2016.
36. **Jack, F., 2006.** La Photosynthèse: processus physiques, moléculaires et physiologiques 24-29 p 363.
37. **Jarillo, J.A., Capel, J., Tang, R.H., Yang, H.Q., Alonso, J.M., Ecker, J.R., Cashmore, A.R., 2001.** An *Arabidopsis* circadian clock component interacts with both CRY1 and PHYB. *Nature* 410: 487-490.
38. **Jiao., Lau, O.S., Deng, X.W., 2007.** Light-regulated transcriptional networks in higher plants. *Nature Reviews Genetics* 8: 217-230.
39. **Johkan, M., K. Shoji, F., Goto, S., Hashida, T., Yoshihara., 2010.** Blue light-emitting diode light irradiation of seedlings improves seedling quality and growth after transplanting in red leaf lettuce. *HortScience* 45:1809–1814.

40. **Kolesiński P., 2011.**Initial characteristics of RbcX proteins from *Arabidopsis thaliana*. In : Plant Molecular Biology; Novembre 2011, Vol. 77 Issue 4/5, p447 Journal académique.
41. **Lefsrud .,2008.** Lefsrud,M.G.,D.A.Kopsell,andC.E.Sams.2008a.Wavelengths from adjustable light-emitting diodes affect secondary metabolites in kale.HortScience 43:2243–2244.Lefsrud, M.G., D.A.
42. **Li , J.C., Liu, W.K., Yang, Q.C.,2010.** Strategic idea of replacing resources with environmental factors in agricultural production through protected agricultural technology. Chinese Agricultural Science Bulletin, 26(3):283-285.
43. **Lin, C., Todo, T., 2005.** The cryptochromes. Genome Biology 6: 2 20. 230.
44. **Liu, W.K., Yang, Q.C., Du, L.F., 2009.** Soilless cultivation for high-quality vegetables with biogas manure in China: feasibility and benefit analysis. Renewable Agriculture and Food Systems., 24(4):300–307.
45. **Liu, X.Y., Chang, T.T., Guo, S.R., Xu, Z.G., Li , J.,** Effect of different light quality of led on growth and photosynthetic character in cherry tomato seedling. Acta Hort. 907: 325-330.
46. **Louvieux., 2007.**Mesure de l'efficacité d'extraits d'algues sur la vigne (*Vitus vinifera L*), en conditions contrôlées et au vignoble validée par la mesure de l'activité photosynthétique et les analyses chimiques.Mémoire en ligne.Univ.Libre.Bruxelles (ULB).
47. **Lumière Discount, 2016.** Quelle ampoule ? [en ligne]. Disponible sur : <http://blog.luminaire-discount.fr/quelle-ampoule/>. Consulté juin 2016
48. **Ma, L., Li, J., Qu, L.J., Hager, J., Chen, Z., Zhao, H., Deng, X-W., 2002.** Light control of *Arabidopsis* development entails coordinated regulation of genome expression and cellular pathways. Plant Cell 13: 2589-2607.
49. **Maffei, M. E., A., 2006.**Mith€ ofer, G.-I. Arimura, H. Uchtenhagen, S. Bossi, C. M. Berteau, L. S. Cucuzza, M. Novero, V. Volpe, and S. Quadro.; Effects of feeding *Spodoptera littoralis* on lima bean leaves. III. Membrane depolariza-tion and involvement of hydrogen peroxide. Plant Physiol.140, 1022–1035.
50. **Mandhania ., 2006.** Antioxidant defense mechanism under salt stress in wheat seedlings. Department of Plant Breeding, CCS Haryana Agricultural University, Hisar-125 004, India.
51. **Martell, M., Gomez, J., Esteban, J. I., Sauleda, S., Quer, J.,Cabot, B., Esteban, R.,Guardia, J. 1999.** High-throughput real-time reverse transcription-PCR quantitation of Hepatitis C virus RNA. Journal of Clinical Microbiology # 37: 327-332.
52. **Mathews, S., Sharrock, R.A., 1996.**The phytochrome gene family in grasses (Poaceae): a phylogeny and evidence that grasses have a subset of the loci found in dicot angiosperms. Molecular Biology Evolution 13: 1141–1150.
53. **Marongiu, M. J.,2009.** Thermal management of high-power LED systems. LED Professional Review Magazine,13, 47-50
54. **Massa, G. D., Kim, H.H., Wheeler, R. M., Mitchell, C. A., 2008.** Plant productivity in response to LED lighting. HortScience, 43(7): 1 951–1 956.
55. **Morrow, R.C., 2008.** LED lighting in horticulture. Hort Science 43:1947–1950. <http://www.rs-online.com/designspark/electronics/blog/how-many-engineers-does-it-take-to-change-an-led-light-bulb>.
56. **Moe., 1997.** Physiological aspects of supplementary lighting in horticulture. Acta Horticulturae, 418, 17–24.
57. **Normanly, J., P. Grisafi, G. R. Fink, and B. Bartel, 1997:** Arabid-opsis mutants resistant to the auxin effects of indole-3-aceto-nitrile are defective in the nitrilase encoded by the NIT1 gene.The Plant Cell Online 9, 1781–1790.
58. **Nolan T ;, Hands R.E., Bustin S.E. 2006.** Quantification of mRNA using real-time-RT-PCR. *Nature prot.*3 : 1559-1582.

59. **Nouri ,J.,2002.** Ajustement osmotique et maintien de l'activité photosynthétique chez le blé dur (*Triticum durum*,Desf), en condition de déficit hydrique ;Thèse de magistère en Biologie végétale Université Mentouri Constantine.77p
60. **Ohashi-Kaneko, K., Takase, M., Kon, N., Fujiwara, K., Kurata, K., 2007.** Effect of light quality on growth and vegetable quality in leaf lettuce, spinach and komatsuna. *Environ. Control Biol.* 45, 189–198.
61. **OSRAM, 2016.** Lampes aux halogénures métalliques [**en ligne**]. (9 juin 2016). Disponible en PDF sur : http://www.osram.fr/osram_fr/produits/lampes/lampes-a-decharge-haute-intensite/lampes-aux-halogenures-metalliques-a-bruleur-ceramique/powerball-hci-par30/index.jsp. Consulté le 11 juin 2016.
62. **Pfündel EE, Agati G, Cerovic ZG (2006)** Optical properties of plant surfaces. In M. Riederer and C. Müller (Ed.). *Biology of the Plant Cuticle*. Oxford: edition Blackwell, 145p.
63. **Poitras, E., Houde, A., 2012.** La PCR en temps réel: principes et applications. p.2-11.
64. **Quail , Quail P.H., 2002.** Phytochrome photosensory signalling networks. *Nature Reviews Molecular Cell Biology* 3: 85-93.
65. **Rajesh.P., 2014.**Use of LED lights in plant in plant tissue culture and green house industry. <https://www.researchgate.net/publication/266465755>.
66. **Ryan M. Fryer, Jeffrey Randall, Takumi Yoshida, Li-Li Hsiao, Joshua Blumenstock, Katharine E. Jensen, Tudor Dimofte, Roderick V. Jensen & Steven R. Gullans, 2002.** Global Analysis of Gene Expression: Methods, Interpretation, and Pitfalls. In : *Exp Nephrol* ; 2002;10:64–74. Disponible sur : www.karger.com/journals/exn.
67. **Robert, E., Ricklefs, Gary, L., Miller., 2005.** *Ecologie :les organismes et l'environnement physique* 108-271.
68. **Saebo, A., T. Krekling., M. Appelgren., 1995.** Light quality affects photosynthesis and leaf anatomy of birch plantlets in vitro. *Plant Cell Tissue Org. Culture* 41, 177– 185.
69. **Singh,D., Basu,C., Merve,M.W., Roth,B., 2007.** LEDs for Energy Efficient Greenhouse Lighting. Hannover Centre for Optical Technologies, Nienburger Str. 17, 30167 Hannover, Germany. P :4-22.
70. **Singh,D., Basu,C., Merve,M.W., Roth,B., 2007.** LEDs for Energy Efficient Greenhouse Lighting. Hannover Centre for Optical Technologies, Nienburger Str. 17, 30167 Hannover, Germany. P :4-22.
71. **Smith ., 2000.** Phytochromes and light signal perception by plants: an emerging synthesis. *Nature* 407: 585–591
72. **Steranka, F.M., J. Bhat, D. Collins, L. Cook,M.G. Craford, and R. Fletcher., 2002.** High power LEDs—Technology status and market applications. *Phys. Status Solidi* 194:380– 388.
73. **Stuefer, J. F., H. Huber., 1998.** Differential effects of light quantity and spectral light quality on growth, morphology and development of two stoloniferous *Potentilla* species. *Oecologia* 117, 1–8.
74. **Takase, M., Ohashi-Kaneko, K., Takase, M., Kon, N., Fujiwara, K., Kurata, K., 2007.** Effect of light quality on growth and vegetable quality in leaf lettuce, spinach and komatsuna. *Environ. Control Biol.* 45, 189–198.
75. **Täpp, I., Malmberg, I., Rennel, E., Wik, M., Syvänen, A.C.,2000.** Homogenous scoring of single-nucleotide polymorphisms:comparaison of the 5'-nuclease Taq Man assay and molecular beacon probes. *Biotechniques* # 28: 732-738.
76. **The Climate Group., 2012.** Lighting the Clean Revolution - The rise of LEDs and what it means for cities. [pdf] Available Online: http://thecleanrevolution.org/assets/files/LED_report_web1.pdf.
77. **Torreillas, A., Léon, A., Del, Amor,F ., Martinez-Mompean, M.C.,1984.** Determinacion rapida de chlorofila en discos foliares de limonero. *Fruits* 38, 55-60.

-
78. **Turner, N.C., 1986.** Adaptation to water deficit: a changing perspective. *Aust J Plant Physiol* . p13: 175- 90.
 79. **Vänninen , I., Pinto, D.M., Nissinen, A.I, Johansen, N.S.,Shipp,L.,2010.** In the light of new greenhouse technologies: Plant-mediated effects of artificial lighting on arthropods and tritrophic interactions. *Ann Appl Biol.* 2010;157:393–414.
 80. **Vincent, M.a.,2012.** Comparison of Light-emitting Diode and High-pressure Sodium Light Treatments for Hydroponics Growth of Boston Lettuce.
 81. **Weller, J.L., Perrotta,G., Schreuder, MEL., van Tuinen, A., Koornneef, M., Giuliano, G., Kendrick, R.E., 2001** Genetic dissection of blue-light sensing in tomato using mutants deficient in cryptochrome 1 and phytochromes A, B1 and B2. *Plant Journal* 25: 427–440.
 82. **Whitelam, G.C., Halliday, K.J., 2007.** Light and plant development. Blackwell Publishing, Oxford, p 325.
 83. **Wojtaszek, P. A., 1997.** Oxidative burst: an early plant response to pathogen infection. *Biochem. J.* 322, 681–692.
 84. **Yang, J., Lin, R., Sullivan, J.H., Hoecker, U., Liu, B., Xu, L., Deng, X-W., Wang, H., 2005.** Light regulated COP1-mediated degradation of HFR1, a transcription factor essential for light signaling in *Arabidopsis*. *The Plant Cell* 17: 804-821.
 85. **Yeh, N., Chung, J.P., 2009.**High-brightness LEDs—Energy efficient lighting sources and their potential in indoor plant cultivation. *Renew. Sustain. Energy Rev.* 2009, 13, 2175–2180.
 86. **Zeiger., 1990.** Light perception in guard cells. *Plant, Cell and Environment*, 13:739– 747.
 87. **Zinfo, 2014.** Le Nobel de physique attribué aux inventeurs de la diode électroluminescente bleue (LED) [en ligne]. (7 octobre 2014). Disponible sur : http://www.zinfos974.com/Le-Nobel-de-physique-attribue-aux-inventeurs-de-la-diode-electroluminescente-bleue-LED_a76809.html. Consulté mai 2016.

Annexe

1. Annexe 01

Taux de germination des graines :

Espèces	Variété	Nb de graines germé	Pourcentage de germination (%)
Blé Dure	Cirta	40	30.77
	Oued Zénati	68	52.31
Blé Tendre	Arz	82	63.08
	Courtot	126	96.92
Orge	Tichidrette	68	52.31

Dilution de la solution nutritive npk 5 :8 :10

25 ml de solution dans 5l d'eau.

Dosage de la guaiacol-peroxydase (G-POX)

- Extraction des protéines
- Broyer 250 mg de feuilles dans de l'azote liquide
- Ajouter 1,5 ml de tampon d'extraction (tampon K-phosphate 0,1 M, pH 7,5) contenant : 1% de PVP et 0,1 mM d'EDTA.
- Vortexer
- Centrifuger à 10000 x g pendant 20 mn et récupérer le surnageant
- Stocker le surnageant à -20°C pour la détermination de la teneur en protéines selon la méthode de **Bradford** et l'évaluation des activités enzymatiques.
- Teneur en protéines totales (Bradford, 1976)

Gamme étalon

- Préparer une solution de concentration connue d'une protéine (BSA) considérée comme une référence ou un standard par rapport à la protéine dont on veut déterminer la concentration.

BSA (20mg/ml) (ml)	H ₂ O (ml)	total BSA (mg/ml)
0	10	0
0,25	9,75	0,025
0,5	9,5	0,05
0,75	9,25	0,075
1	9	0,1
1,25	8,75	0,125
1,5	8,5	0,150
1,75	8,25	0,175
2	8	0,2
2,25	7,75	0,225
2,5	7,5	0,25

- Préparer un mélange réactionnel contenant 2 ml du réactif de Bradford et 0,2 ml de la solution de BSA
- Après mélange lire immédiatement à 595nm sur le spectrophotomètre.
- Tracer un courbe étalon composé de 11 points avec une concentration de protéine (BSA) connue pour chaque point.
- Echantillon à doser
- Préparer un mélange réactionnel contenant 2 ml du réactif de Bradford et 0,2 ml de l'extrait protéique
- Lire l'absorbance à 595nm.

2. Annexe 02

Tableau 01: présente les moyennes et l'écart type de la longueur chez les six variétés sous les quatre traitements de LED.

	Blé dure		Blé tendre		Orge		Moyenne
	Cirta	OZ	Courtot	Arz	Tichidrette	Saida	
L. Rouge	24,30 ± 1,40	30,84 ± 1,36	26,03 ± 2,03	27,34 ± 2,35	21,28 ± 0,86	22,18 ± 0,6	25,33 ± 3,53
L. Bleue	22,44 ± 2,06	16,9 ± 1,53	14,52 ± 1,8	22,51 ± 1,26	16,68 ± 1,28	16,93 ± 1,76	18,33 ± 3,33
L. Blanche	25,30 ± 1,73	19,02 ± 1,91	26,14 ± 1,37	28,5 ± 0,84	23,53 ± 0,86	21,48 ± 1,03	24 ± 3,4
L. Verte	27,90 ± 0,58	25,46 ± 3,25	27,3 ± 0,81	26,54 ± 3,09	24,15 ± 2,49	13,72 ± 2,22	24,18 ± 5,3
Moyenne	24,99 ± 2,28	23,06 ± 6,34	23,5 ± 6,01	26,22 ± 2,6	21,41 ± 3,39	18,58 ± 3,99	

Tableau 02: présente les moyennes et l'écart type de la largeur chez les six variétés sous les quatre traitements de LED.

	Blé dure		Blé tendre		Orge		Moyenne
	Cirta	OZ	Courtot	Arz	Tichidrette	Saida	
L. Rouge	2,50 ± 0,35	4,89 ± 0,69	2,33 ± 0,87	1,61 ± 0,49	3,53 ± 0,62	5,13 ± 0,93	3,33 ± 1,44
L. Bleue	3,44 ± 0,81	3,00 ± 0,41	3,07 ± 0,77	2,78 ± 0,54	5,80 ± 0,65	5,72 ± 0,49	3,97 ± 1,40
L. Blanche	3,89 ± 0,17	3,67 ± 0,37	4,06 ± 0,25	2,50 ± 0,41	5,40 ± 0,53	4,95 ± 0,25	4,08 ± 1,02
L. Verte	2,27 ± 0,39	1,83 ± 0,94	2,67 ± 0,37	3,06 ± 0,58	3,44 ± 0,62	5,33 ± 0,76	3,10 ± 1,23
Moyenne	3,03 ± 0,77	3,35 ± 0,75	3,03 ± 0,75	2,49 ± 0,63	4,54 ± 1,23	5,28 ± 0,33	

Tableau 03: présente les moyennes et l'écart type de la surface foliaire chez les six variétés sous les quatre traitements de LED.

	Blé dure		Blé tendre		Orge		Moyenne
	Cirta	OZ	Courtot	Arz	Tichidrette	Saida	
L. Rouge	20,34 ± 0,96	45,88 ± 2,09	32,20 ± 4,55	19,17 ± 2,11	34,07 ± 5,39	44,21 ± 6,26	32,48 ± 11,12
L. Bleue	24,56 ± 5,51	23,27 ± 4,17	28,95 ± 4,95	29,34 ± 2,73	37,31 ± 4,55	38,67 ± 4,44	30,35 ± 6,39
L. Blanche	29,04 ± 1,26	32,41 ± 1,95	33,52 ± 1,43	32,86 ± 3,6	40,27 ± 4,95	40,83 ± 1,65	34,82 ± 4,70
L. Verte	29,24 ± 3,48	14,86 ± 1,15	25,35 ± 1,69	23,08 ± 1,04	26,42 ± 5,77	26,93 ± 6,13	24,31 ± 5,05
Moyenne	25,80 ± 4,23	28,86 ± 12,86	30,01 ± 3,65	26,11 ± 6,15	34,52 ± 5,96	37,66 ± 7,51	

Tableau04 présente les moyennes et l'écart types du TCT de six variétés sous le quatre traitements de LED

	Blé dure		Blé tendre		Orge		Moyenne
	Cirta	OZ	Courtot	Arz	Tichidrette	Saida	
L. Rouge	38,12 ± 1,08	36,16 ± 3,41	36,86 ± 1,72	29,5 ± 2,49	30,29 ± 1,21	31,63 ± 0,96	33,76 ± 3,72
L. Bleue	37,76 ± 1,71	42,4 ± 2,33	33,05 ± 1,68	26,08 ± 1,69	39,25 ± 1,88	39,02 ± 1,88	36,26 ± 5,84
L. Blanche	42,0 ± 1,14	39,04 ± 2,55	31,66 ± 1,2	28,35 ± 1,6	34,36 ± 1,76	34,36 ± 1,98	34,96 ± 4,93
L. Verte	29,32 ± 1,54	30,81 ± 1,14	23,02 ± 1,33	25,78 ± 1,78	23,91 ± 1,15	30,68 ± 1,6	27,25 ± 3,46
Moyenne	36,80 ± 5,34	37,10 ± 4,91	31,15 ± 5,85	27,43 ± 1,80	31,95 ± 6,49	33,92 ± 3,74	

Tableau 06 : présente les moyennes et l'écart types du Φ PSII de six variétés sous les quatre traitements de LED

	Blé dure		Blé tendre		Orge		Moyenne
	Cirta	OZ	Courtot	Arz	Tichidrette	Saida	
L. Rouge	0,877 ± 0,02	0,875 ± 0,02	0,881 ± 0,03	0,879 ± 0,02	0,869 ± 0,03	0,899 ± 0,01	0,880 ± 0,01
L. Bleue	0,896 ± 0,01	0,896 ± 0,01	0,894 ± 0,01	0,884 ± 0,02	0,900 ± 0,01	0,892 ± 0,01	0,894 ± 0,01
L. Blanche	0,884 ± 0,01	0,873 ± 0,02	0,878 ± 0,01	0,888 ± 0,02	0,892 ± 0,02	0,889 ± 0,01	0,884 ± 0,01
L. Verte	0,891 ± 0,01	0,866 ± 0,01	0,853 ± 0,02	0,865 ± 0,02	0,869 ± 0,02	0,890 ± 0,01	0,872 ± 0,02
Moyenne	0,887 ± 0,01	0,878 ± 0,01	0,877 ± 0,02	0,879 ± 0,01	0,883 ± 0,02	0,893 ± 0,00	

Tableau 07 : Variation de la teneur relative en eau « Unité de % » :

	Blé dure		Blé tendre		Orge		Moyenne
	Cirta	OZ	Courtot	Arz	Tichidrette	Saida	
L. Rouge	118,03 ± 13,38	74,19 ± 2,68	96,75 ± 3,73	91,25 ± 3,29	82,63 ± 6,26	70,62 ± 4,65	88,91 ± 16,61
L. Bleue	107,43 ± 3,38	97,53 ± 5,01	88,64 ± 10,73	96,66 ± 3,87	93,17 ± 5,86	65,64 ± 8,23	91,51 ± 6,95
L. Blanche	75,32 ± 6,56	90,43 ± 9,41	93,27 ± 22,76	63,58 ± 5,17	84,02 ± 4,31	76,66 ± 4,19	80,55 ± 12,08
L. Verte	80,58 ± 3,39	69,52 ± 5,96	80,81 ± 6,08	65,03 ± 3,68	87,05 ± 6,24	79,09 ± 3,76	77,01 ± 9,04
Moyenne	95,34 ± 20,65	82,92 ± 13,24	89,87 ± 6,89	79,13 ± 17,27	86,72 ± 4,68	73,00 ± 6,06	

Variation de la teneur en chlorophylle a, b et caroténoïdes chez les six variétés Unité de « mg/100g »

	L. rouge			L. bleu			L. blanche			L. verte		
	Chl a	Chl b	Caroténoïde	Chl a	Chl b	Caroténoïde	Chl a	Chl b	Caroténoïde	Chl a	Chl b	Caroténoïde
BD. Cirra	1,37 ± 0,17	0,46 ± 0,20	0,35 ± 0,11	1,70 ± 0,54	0,46 ± 0,24	0,46 ± 0,13	1,29 ± 0,27	0,42 ± 0,11	0,39 ± 0,1	1,48 ± 0,44	0,47 ± 0,19	0,40 ± 0,11
BD. Oued	2,32 ± 0,79	0,63 ± 0,25	0,67 ± 0,35	2,95 ± 0,77	0,72 ± 0,17	0,87 ± 0,29	1,81 ± 0,25	0,55 ± 0,13	0,48 ± 0,1	1,45 ± 0,49	0,47 ± 0,19	0,41 ± 0,09
BT.	2,14 ± 0,61	0,62 ± 0,28		2,07 ± 0,92	0,45 ± 0,23	0,6 ± 0,23	0,72 ± 0,14	0,29 ± 0,17		0,68 ± 0,18	0,18 ± 0,15	0,22 ± 0,09
BT. Arz	1,25 ± 0,21	0,44 ± 0,18		2,31 ± 1,04	0,51 ± 0,24	0,51 ± 0,24	1,67 ± 0,22	0,55 ± 0,15	0,48 ± 0,12	1,77 ± 0,56	0,60 ± 0,21	0,43 ± 0,13
Orge.	1,62 ± 0,18	0,44 ± 0,11	0,36 ± 0,06	1,14 ± 0,31	0,29 ± 0,19	0,43 ± 0,19	1,06 ± 0,34	0,34 ± 0,19		1,20 ± 0,46	0,36 ± 0,15	0,31 ± 0,14
Orge.	2,63 ± 0,28	0,9 ± 0,20	0,76 ± 0,18	1,14 ± 0,31	0,29 ± 0,19	1,38 ± 0,23	1,29 ± 0,29	0,36 ± 0,11		0,80 ± 0,27	0,31 ± 0,16	0,24 ± 0,14
Moyenne	1,89 ± 0,56	0,58 ± 0,18	0,51 ± 0,17	1,89 ± 0,61	0,45 ± 0,16	0,71 ± 0,37	1,31 ± 0,62	0,42 ± 0,11	0,35 ± 0,13	1,23 ± 0,39	0,40 ± 0,15	0,34 ± 0,09

3. Annexe 03

Tableau 01 : présente les moyennes et l'écart type de la longueur foliaire chez la variété Cirta sous les quatre traitements de LED

Lumière	Blé dur
	Cirta
L.Rouge	24 ± 1,50
L.Bleue	20,35 ± 1
L.Blanche	22,30 ± 2,97
L.Verte	24,62 ± 2,66
Moyenne	25,99 ± 2,03

Tableau 02: présente les moyennes et l'écart type de le largeur foliaire chez la variété Cirta sous les quatre traitements de LED

Lumière	Blé dur
	Cirta
L.Rouge	4 ± 0,74
L.Bleue	3,39 ± 0,23
L.Blanche	3 ± 0,27
L.Verte	3,11 ± 0,46
Moyenne	3,38 ± 0,43

Tableau 03 : présente les moyennes et l'écart type du la surface foliaire chez les six variétés sous les quatre traitements de LED.

Lumière	Blé dur
	Cirta
L.Rouge	19 ± 5,06
L.Bleue	17,52 ± 1,21
L.Blanche	17,73 ± 4,75
L.Verte	15,97 ± 5
Moyenne	17,56 ± 4

Tableau 04: présente les moyennes et l'écart type du poids spécifiques foliaires chez la variété Cirta sous les quatre traitements de LED.

Lumière	Blé dur
	Cirta
L.Rouge	0,03 ± 0,01
L.Bleue	0,02 ± 0,01
L.Blanche	0,02 ± 0,01
L.Verte	0 ± 0,02
Moyenne	1,35 ± 2,82

Tableau 05 : présente les moyennes et l'écart types du TCT de la variété Cirta sous les quatre traitements de LED

Lumière	Blé dur
	Cirta
L.Rouge	42,13 ± 1,6
L.Bleue	41,55 ± 2,33
L.Blanche	39,08 ± 2,46
L.Verte	28,97 ± 2,66
Moyenne	37,93±2 ,26

Tableau 06: présente la teneur en chlorophylle a, b et caroténoïdes chez la variété Cirta sous les quatre traitements de LED.

	L. rouge	L. bleue	L. blanche	L. verte
Chl a	0,69 ± 1,23	12,29 ± 1,55	11,36 ± 0,58	8,31 ± 1,49
Chl b	5,33 ± 0,98	7,83 ± 1,69	6,65 ± 1,4	4,73 ± 0,69
Caroténoïde	5,72 ± 0,75	5,93 ± 0,74	4,76 ± 0,82	4,31 ± 0,88

Tableau 07 présente les moyennes et l'écart types du Φ PSII de la variété Cirta sous les quatre traitements de LED.

Lumière	Blé dur
	Cirta
L.Rouge	0,890 \pm 0,01
L.Bleu	0,883 \pm 0,01
L.Blanche	0,897 \pm 0,01
L.Verte	0,869 \pm 0,03
Moyenne	0,89 \pm 0,015

Lumière	Blé dur
	Cirta
L.Rouge	0,058 \pm 0,02
L.Bleu	0,056 \pm 0,01
L.Blanche	0,042 \pm 0,01
L.Verte	0,036 \pm 0,01
Moyenne	0,05 \pm 0,013

Tableau 08: présente le poids secs chez la variété Cirta sous les quatre traitements de LED

Tableau 09 : présente la teneur en peroxydase chez la variété Cirta sous les quatre traitements de LED

Lumière	Blé dur
	Cirta
L.Rouge	0,611 \pm 0,03
L.Bleu	0,576 \pm 0,05
L.Blanche	0,522 \pm 0,08
L.Verte	0,504 \pm 0,05
Moyenne	0,55 \pm 0,053

Tableau 10 : synthèse d'ADNc

Sample ID	Nucleic Acid Conc.	Qt ARN μ l	Qt H2O μ l
L11	737,3	2,0	13,0
L12	247,6	6,1	8,9
L21	876,8	1,7	13,3
L22	921,4	1,6	13,4
L31	1325,2	1,1	13,9
L32	1053,3	1,4	13,6
L41	1194	1,3	13,7
L42	1301,2	1,2	13,8
O11	941,8	1,6	13,4
O12	853,5	1,8	13,2
O21	427,7	3,5	11,5
O22	561,9	2,7	12,3
O31	652,4	2,3	12,7
O32	840,4	1,8	13,2
O41	444,9	3,4	11,6
O42	311,9	4,8	10,2

Tableau 11 : présente l'induction sous la lumière

Lumière	Induction
L.Blanche	$1 \pm 0,50$
L.Rouge	$10,09 \pm 3,83$
L.Bleue	$2,25 \pm 1,02$
L.Verte	$5,29 \pm 1,74$

Tableau 12 : présente l'induction sous l'obscurité

Lumière	Induction
O.Blanche	$1 \pm 0,19$
O.Rouge	$0,05 \pm 0,009$
O.Bleue	$0,16 \pm 0,09$
O.Verte	$0,54 \pm 0,09$

4. Annexe 04

Tab.01 : Comparaison des moyennes de la longueur foliaire sous les différents traitements de LED appliqué aux six variétés de blé dur, blé tendre et orge Résultats du test d'analyse de la variance à deux facteurs (on a pris un seul facteur= le traitement)

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
traitement	3	1065,328	355,109	115,257	< 0,0001***

Tab.02 : Comparaison des moyennes de la largeur foliaire sous les différents traitements de LED appliqué aux six variétés de blé dur, blé tendre et orge Résultats du test d'analyse de la variance à deux facteurs (on a pris un seul facteur= le traitement)

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
traitement	3	24,357	8,119	23,186	< 0,0001***

Tab.03 : Comparaison des moyennes de la surface foliaire sous les différents traitements de LED appliqué aux six variétés de blé dur, blé tendre et orge Résultats du test d'analyse de la variance à deux facteurs (on a pris un seul facteur= le traitement)

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
traitement	3	2216,262	738,754	49,984	< 0,0001***

Tab.04 : Comparaison des moyennes de la TCT sous les différents traitements de LED appliqué aux six variétés de blé dur, blé tendre et orge Résultats du test d'analyse de la variance à deux facteurs (on a pris un seul facteur= le traitement)

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
traitement	3	1729,889	576,630	180,211	< 0,0001***

Tab.05 : Comparaison des moyennes de teneur en chlorophylle a sous les différents traitements de LED appliqué aux six variétés de blé dur, blé tendre et orge Résultats du test d'analyse de la variance à deux facteurs (on a pris un seul facteur= le traitement)

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
traitement	3	14,345	4,782	20,358	< 0,0001***

Tab.06 : Comparaison des moyennes de la teneur en chlorophylle b sous les différents traitements de LED appliqué aux six variétés de blé dur, blé tendre et orge Résultats du test d'analyse de la variance à deux facteurs (on a pris un seul facteur= le traitement)

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
traitement	3	0,727	0,242	6,887	* 0,000**

Tab.07 : Comparaison des moyennes de la teneur en caroténoïdes sous les différents traitements de LED appliqué aux six variétés de blé dur, blé tendre et orge Résultats du test d'analyse de la variance à deux facteurs (on a pris un seul facteur= le traitement)

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
traitement	3	3,271	1,090	36,378	< 0,0001***

Tab.08 : Comparaison des moyennes de la rendement quantique sous les différents traitements de LED appliqué aux six variétés de blé dur, blé tendre et orge Résultats du test d'analyse de la variance à deux facteurs (on a pris un seul facteur= le traitement)

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
traitement	3	0,008	0,003	10,846	< 0,0001***

Tab.09 : Comparaison des moyennes de la teneur en eau sous les différents traitements de LED appliqué aux six variétés de blé dur, blé tendre et orge Résultats du test d'analyse de la variance à deux facteurs (on a pris un seul facteur= le traitement)

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
traitement	3	5050,108	1683,369	28,788	< 0,0001***

Tab.10 : Comparaison des moyennes de la longueur foliaire sous les différents traitements de LED appliqué au variété Cirta de blé dur, Résultats du test d'analyse de la variance à deux facteurs (on a pris un seul facteur= le traitement)

Source	DD L	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
traitements	3	66,022	22,007	3,836	0,026

Tab.11 : Comparaison des moyennes de la largeur foliaire sous les différents traitements de LED appliqué au variété Cirta de blé dur Résultats du test d'analyse de la variance à deux facteurs (on a pris un seul facteur= le traitement)

Source	DD L	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
traitements	3	2,480	0,827	3,133	0,048

Tab.12 : Comparaison des moyennes de la surface foliaire sous les différents traitements de LED appliqué au variété Cirta de blé dur. Résultats du test d'analyse de la variance à deux facteurs (on a pris un seul facteur= le traitement)

Source	DD L	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
traitements	3	32,785	10,928	0,488	0,695

Tab.13 : Comparaison des moyennes de le poids spécifique foliaire sous les différents traitements de LED appliqué au variété Cirta de blé dur. Résultats du test d'analyse de la variance à deux facteurs (on a pris un seul facteur= le traitement)

Source	DD L	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
traitements	3	1,458	0,486	0,59	0,629

Tab.14 : Comparaison des moyennes de la TCT sous les différents traitements de LED appliqué au variété Cirta de blé dur. Résultats du test d'analyse de la variance à deux facteurs (on a pris un seul facteur= le traitement)

Source	DD L	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
traitements	3	10923,512	3641,171	21,881	< 0,0001***

Tab.15 : Comparaison des moyennes de teneur en chlorophylle a sous les différents traitements de LED appliqué au variété Cirta de blé dur. Résultats du test d'analyse de la variance à deux facteurs (on a pris un seul facteur= le traitement)

Source	DD L	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
traitements	3	56,322	18,774	9,684	0,000***

Tab.16 : Comparaison des moyennes de la teneur en chlorophylle b sous les différents traitements de LED appliqué au variété Cirta de blé dur. Résultats du test d'analyse de la variance à deux facteurs (on a pris un seul facteur= le traitement)

Source	DD L	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
traitements	3	34,498	11,499	6,163	0,004**

Tab.17 : Comparaison des moyennes de la teneur en caroténoïdes sous les différents traitements de LED appliqué au variété Cirta de blé dur. Résultats du test d'analyse de la variance à deux facteurs (on a pris un seul facteur= le traitement)

Source	DD L	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
traitements	3	10,714	3,571	4,654	0,013

Tab.18 : Comparaison des moyennes de la rendement quantique sous les différentes traitements de LED appliqué au variété Cirta de blé dur.Résultats du test d'analyse de la variance à deux facteurs (on a pris un seul facteur= le traitement)

Source	DD L	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
traitements	3	0,003	0,001	2,489	0,090

Tab.19 : Comparaison des moyennes de la matière sèche sous les différentes traitements de LED appliqué au variété Cirta de blé dur.Résultats du test d'analyse de la variance à deux facteurs (on a pris un seul facteur= le traitement)

Source	DD L	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
traitements	3	0,002	0,001	3,914	0,024

Tab.20 : Comparaison des moyennes de la teneur en peroxydase sous les différentes traitements de LED appliqué au variété Cirta de blé dur.Résultats du test d'analyse de la variance à deux facteurs (on a pris un seul facteur= le traitement)

Source	DD L	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
traitements	3	0,090	0,030	8,458	0,001***

Traieiment=LED rouge+LED blanche+LED bleue+LED verte.* $P \leq 0,05$, ** $P \leq 0,01$, *** $P \leq 0,001$:Respectivement significative, hautement significative et très hautement significative ; $P > 0.05$ NS: nonsignificative. ddl : degré de liberté, F obs : observé, P :Probabilité

THÈME : EFFETS DE LA DIODE ÉLECTROLUMINESCENTE (LED) SUR L'ACTIVITÉ PHOTOSYNTHÉTIQUE, MORPHOLOGIQUES, PEROXYDASE CHEZ QUELQUES CÉRÉALES ET L'EXPRESSION DU GÈNE RBCX1 CHEZ *ARABIDOPSIS THALIANA*

Mémoire de fin de cycle pour l'obtention du diplôme
de Master en Biologie et Génomique Végétale

L'évaluation de l'éclairage artificiel de la diode électroluminescente est couramment utilisée *in vitro*. Cependant les techniques de production végétatives sous (LED) représentent un outil efficient et de bon marché. Dans ce contexte, cette étude a pour but de déterminer le rôle important de la LED dans la production et l'économie d'énergie de la culture *in vitro* pour quelques céréales et une plante modèle. Les substrats retenus pour cette étude sont les feuilles de blé dur (*Triticum durum*), blé tendre (*Triticum aestivum*), orge (*Hordeum vulgare*) et d'*Arabidopsis thaliana*.

L'objectif de notre travail de recherche est d'étudier les réponses photosynthétiques, morphologiques et des peroxydases chez quelques céréales et l'expression du gène *rbcx1* chez *Arabidopsis thaliana* cultivées et éclairées sous différentes couleurs de LED (Rouge, Bleue, Blanche et Verte). Les résultats ont montré une amélioration dans les différents paramètres utilisés sous la lumière LED rouge et moyennement sous la LED bleue, tout particulièrement la teneur en chlorophylle et caroténoïdes, la mesure de l'activité de peroxydase, la matière sèche, la surface foliaire et le poids spécifique foliaire.

Avec l'ensemble de ces résultats obtenus nous pouvons affirmer clairement que la culture à l'aide des (LED) peut modifier la physiologie des plantes en agissant sur les différentes composantes photosynthétiques et ce qui permet de diminuer fortement les consommations d'énergies

Mots clés : LED, *in vitro*, Rbcx1, chlorophylle, caroténoïdes, peroxydase

Laboratoire de recherche : Génétique Biochimie et Biotechnologie Végétale

Jury d'évaluation :

Président du jury : Dr. *BENBELKACEM Abdelkader*. M.C.A-UFM Constantine.

Rapporteur : Pr. DJEKOUN Abdelhamid. Professeur - UFM Constantine.

Examineur : Dr. BOUSBA Ratiba M.C.A - UFM Constantine.

Mr. KELLOU Kamel M.A.A U.F.M Constantine.

Date de soutenance : 18/06/2016