

**MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA
RECHERCHE SCIENTIFIQUE**

**UNIVERSITE SAAD DAHLEB DE BLIDA
FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE
DEPARTEMENT DES BIOTECHNOLOGIES**

**Mémoire pour l'obtention du diplôme
de master en biotechnologies végétales
sur le thème :**

**Essai comparatif d'une culture de tomate (*Solanum
lycopersicum*) en pépinière sur les substrats :
tourbe/sphaigne (*Sphagnum cristatum*).**

Présenté et soutenu par

Riad NADI

Composition du jury :

BRADEA M.S.	MCA USD Blida	Présidente
CHAOUIA C.	MCA USD Blida	Promoteur
BOUTAHRAOUI S.A.	MAA USD Blida	Co-promoteur
TELAIDJI A.	MAA USD Blida	Examinatrice
HAMIDI Y.	DOCTORANT USD Blida	Examineur

Année Universitaire 2013-2014

Remerciements et dédicaces

*Je remercie **Mme CHAOUIA** (ma Promotrice) ainsi que **Mr BOUTAHRAOUI** (mon Co-promoteur) d'avoir acceptés de m'aider dans ce travail, me fournir les conseils nécessaires pour le parfaire.*

Je remercie également Mme BRADEA, pour avoir accepté d'être le président de jury de ma soutenance. Mme TELAIDJI et Mr HAMIDI sont par la même occasion remerciés pour avoir accepté d'examiner le mémoire et de présenter le jour de soutenance les remarques pertinentes.

Mes respectueux remerciements et ma profonde reconnaissance à tous les enseignants du département qui m'ont aidé, surtout l'équipe de Botanique et Biologie végétale à leur tête Mme BRIKI et Mme BOUHADJA

Je dédie ce travail à :

A mes chers parents

Merci de m'avoir donné la possibilité de mener à bien mes études.

Je vous dédie ce travail, le fruit des sacrifices que vous avez consentis pour mon éducation et ma formation.

A mon frère Racim

Je t'exprime à travers ce travail mes sentiments de fraternité et d'amour.

A toute ma famille

Pour leurs encouragements

A mes amis

Karima IREKTI, je te dédie spécialement ce travail pour toute l'aide que tu m'as donné toute au long de cette année. Que dieu me donne la force que d'en faire de même.

Imad, Fatima et Abdelrezak bon courage dans le monde du travail, Amine et Asma je vous vois continuer loin dans vos études.

NADI .R

Résumé :

La germination d'une graine et le développement par la suite d'un système racinaire, nécessitent un substrat capable de leur fournir des conditions physico-chimiques et biologiques convenables. On cite principalement la texture, rétention hydrique, porosité, perméabilité et le pH qui définissent un bon substrat horticole destiné au semis.

La tourbe brune a donné les meilleurs résultats sur la majorité des paramètres morphologiques avec (2.57 mm) pour le paramètre diamètre du collet comparé à la tourbe blonde où les résultats obtenus étaient nuls.

La sphaigne combinée à la fiente de volaille (1/3sphaigne+2/3 fiente de volaille) présente des résultats satisfaisant par rapport à la tourbe brune, pour le paramètre hauteur finale des transplants (7.313 cm).

Le traitement constitué de sphaigne au pH corrigé avec de la chaux n'a pas montré de bons résultats que ceux de la sphaigne arrosé à l'eau du robinet qui présente le résultat (0.632) pour le paramètre de la biomasse fraîche des racines.

Quant aux paramètres biochimiques (chlorophylle et proline), il n'y a pas de différence entre l'utilisation de la sphaigne et de la tourbe brune.

Mots clés : sphaigne, tourbe blonde, tourbe brune, pépinière.

Abstract

The germination of a seed and the development afterward of the root system, require a substratum capable of supplying them appropriate physico-chemical and biological conditions. Mainly the texture, the water retention, the porosity, the permeability and the pH who define a good horticultural substratum intended for sowing.

The brown peat exposes better results for the majority of the morphological parameters with (2.57 mm) for the parameter diameter of the snare. In comparison with white peat who present negative results.

The combined sphagnum with poultry manure (1 / 3 sphaigne+2 / 3 poultry manure) present results satisfying in comparison with the brown peat, for the parameter final height of transplants (7.313 cm).

The processing constituted by sphagnum with pH corrected by lime did not show good results that those of the sphagnum watered with the tap water which presents the result (0632) for the parameter of the fresh biomass of roots.

About biochemical parameters (chlorophyll and proline), there is no difference between the use of the sphagnum and the brown peat.

Keywords: sphagnum, brown peat, white peat, tree nursery.

المخلص

انتاش بذرة و بعد ذلك تطور الجذور تحتاج إلى ركيزة تستطيع توفير المتطلبات الفيزيائية الكيميائية و البيولوجية اللازمة. بالأخص التركيبية, نسبة حيز المياه, المسامية, النفاذية و فعالية الهيدروجين اللذين يمثلون العوامل المتحكمة في نجاح عملية غرس البذور.

تربة البستنة البنية, أظهرت أفضل النتائج عند غالبية المقاييس المرفولوجية المدروسة مع النتائج (2.55 مم) بالنسبة لمقياس قطر الساق. بالمقارنة مع تربة البستنة البيضاء التي أظهرت نتائج سيئة في جميع المقاييس,

النبات الطحلي(الحزازيات) المضاف لها فضلات الدواجن (3/1 نبات طحلي + 3/2 فضلات الدواجن) تظهر نتائج جيدة بالنسبة لتربة البستنة البنية, و ذلك فيما يتعلق بمقياس الطول النهائي للشتلات (7.313 سم).

المعالجة المتمثلة في النبات الطحلي ذو فعالية الهدوجين المعدلة بواسطة الجير لم يظهر نتائج جيدة بالنسبة للنبات الطحلي الذي تم سقيها بماء الحنفية (0.632 غ) بالنسبة لمقياس وزن الجذور الرطب.

فيما يخص المقاييس البيوكيميائية (نسبة اليخضور أ و ب , كمية البرولين) لا توجد اختلافات بين استعمال النبات الطحلي و استعمال تربة البستنة.

مفتاح الكلمات : النبات الطحلي(الحزازيات), تربة البستنة البنية , تربة البستنة البيضاء, المشتلة.

Liste des tableaux

Tableau 1	Classification botanique de la tomate	03
Tableau 2	Valeur nutritionnelle moyenne pour 100g de tomate	07
Tableau 3	Porosité de différents substrats.	16
Tableau 4	Moyenne hebdomadaire des températures sous serre	26
Tableau 5	Composition chimique de l'eau du robinet de Blida	27
Tableau 6	Caractéristiques chimiques et structurales de la tourbe noire	27
Tableau 7	Caractéristique de la sphaigne du Chili.	28
Tableau 8	Particularité de la tourbe blonde (tourbe de sphaigne).	28
Tableau 9	Composition de la fiente de volaille stockée.	29
Tableau 10	Dénombrement de la germination 10 jours après du semis.	32
Tableau 11	Vitesse de croissance (cm/j).	39
Tableau 12	La hauteur finale des transplants (cm) pour chaque substrat	40
Tableau 13	Le diamètre final du collet (mm) par traitement	41
Tableau 14	Le poids frais des tiges en (g).	42
Tableau 15	Poids frais des racines par traitement	43
Tableau 16	Poids sec des tiges pour chaque substrat	44
Tableau 17	Poids sec des racines en (g).	45
Tableau 18	Nombre de feuilles par substrat.	46
Tableau 19	Chlorophylle A (microgramme/ g MF) par substrat	47
Tableau 20	Chlorophylle B (microgramme/ g MF) par substrat	48
Tableau 21	Les doses de la proline (microgramme/ g MF) pour chaque substrat.	49

Liste des figures

Figure 1	Evolution des surfaces et quantités de productions de tomate en Algérie	02
Figure 2	Germination de la graine de tomate	06
Figure 3	Tissu du feuillage de la sphaigne vue au microscope photonique	20
Figure 4	Morphologie de la sphaigne	21
Figure 5	Lieu d'expérimentation	26
Figure 6	Dispositif expérimental.	30
Figure 7	Test de germination	31
Figure 8	Préparation et mise en place des substrats suivant le plant expérimental	32
Figure 9	Dénombrement de la germination 10 jours après du semis.	33
Figure 10	Transplant de tomate traitement T0 ₍₁₎	37
Figure 11	Transplant de tomate traitement T0 ₍₂₎	37
Figure 12	Transplant de tomate traitement T1	38
Figure 13	Transplant de tomate traitement T2	38
Figure 14	Transplant de tomate traitement T3	38
Figure 15	Vitesse de croissance (cm/j).	39
Figure 16	La hauteur finale des transplants (cm) pour chaque substrat	40
Figure 17	Le diamètre final du collet (mm) par traitement	41
Figure 18	Le poids frais des tiges en (g).	42
Figure 19	Poids frais des racines (g) par traitement	43
Figure 20	Poids sec des tiges (g) pour chaque substrat	44
Figure 21	Poids sec des racines en (g).	45
Figure 22	Nombre de feuilles par substrat.	46
Figure 23	Chlorophylle A (microgramme/ g MF) par substrat	47
Figure 24	Chlorophylle B (microgramme/ g MF) par substrat	48

Liste des abréviations

BTU : British thermal unit (Unite thermal Britanique)

Pt : porosité totale

Va : volume apparent ou total.

Vv : volume vide.

CEC : capacité d'échange cationique

UE : union europeenne

CE : conductivité électrique

OHM : résistance électrique

mS : micro siemens

Nm : nanometre

V : volume de la solution extraite

W : le poids de la matière fraîche de l'échantillon

Chl : Chlorophylle

DO : Densité optique

MF : matière fraîche

P : Probabilité

Table des matieres

INTRODUCTION.....	1
LA TOMATE.....	2
1.Présentation de la culture de tomate	2
1.1. Production de tomate en Algérie.....	2
1.2. Caractéristiques botaniques.....	3
1.3. Classification botanique.....	3
1.4. Constitution génétique	3
1.5. Description morphologique de la tomate	4
1.5.1. Système racinaire	4
1.5.2. Tige	4
1.5.3. Feuille	4
1.5.4. La fleur.....	4
2.Graine.....	5
2.1. Structure de la graine	5
2.2. Eau dans la graine	5
3.Production de plantules	6
4.Valeur nutritionnelle de la tomate	7
PEPINIERES AGRICOLES	2
1.Généralités sur la pépinière.....	8
1.1. Semis en pépinière	8
1.1.1. Utilité du semis en pépinière	8
1.1.2. Type de semis	8
• Le semis en plaques multicellulaire.....	8
2.Semences	9
2.1. Préparation des graines	9
2.2. Contrôle de la qualité des semences	9
2.2.1. Qualité des semences.....	9
2.2.2. Qualité des semences – physique	9
2.2.3. Qualités physiologiques.....	9
3.Type de serres pépinières	10
3.1. Modèle de construction.....	10
3.2. La serre tunnel (chapelle).....	10
3.3. Matériaux de recouvrement	10

4. Matériaux utilisés	11
4.1. Plateaux alvéolaires	11
4.1.1. Dimension des plateaux et volume des cellules.....	11
4.1.2. Profondeur des cellules	11
4.1.3. Matériaux de fabrication.....	11
4.1.4. Couleur des plateaux.....	12
4.2. Les semoirs automatiques	12
SUBSTRATS HORTICOLES.....	8
1. Propriétés des substrats horticoles de semis	13
1.1. Propriétés mécaniques	13
1.1.1. Les trois phases d'un substrat.....	13
1.2. Propriétés chimiques	15
1.2.1. Eléments minéraux.....	15
1.2.2. pH	15
1.2.3. C.E.C.....	15
1.3. Propriétés biologiques.....	15
2. Types de substrats horticoles	16
2.1. Perlite	16
2.2. Vermiculite	16
2.3. Laine de roche.....	16
2.4. Tourbe	16
2.4.1. Tourbière	16
- Développement des tourbières.....	17
2.5. Sphaignes	17
2.5.1. Caractéristique de la sphaigne	17
MATERIEL ET METHODES.....	23
1. Objectif.....	22
2. Matériel végétal	22
2.1. Caractéristiques commerciales.....	22
2.2. Caractéristiques techniques.....	22
3. Site expérimental	22
3.1. Caractéristiques climatiques	23
4. Préparation des traitements	24
4.1. Caractéristique des traitements	24

• Le témoin T0 ₍₁₎ (tourbe noire):	24
• Le traitement T1 (sphaigne) :	25
• Le témoin T0 ₍₂₎ (tourbe blonde) :	25
• Le traitement T2 (sphaigne +	26
• Le traitement T3 (sphaigne + fiente de volaille) :	27
5. Dispositif expérimental	27
6. Conduite de l'expérimentation	29
6.1. Test de germination	29
6.2. Préparation des substrats	29
6.3. Le semis	30
7. Paramètres morphologiques	31
7.1. Vitesse de croissance (cm/j)	31
7.2. Hauteur finale des transplants	31
7.3. Diamètre final du collet	31
7.4. Biomasse fraîche produite	31
7.5. Biomasse sèche produite	31
7.6. Nombre de feuilles	32
8. Paramètres biochimiques	32
8.1. Chlorophylle	32
8.2. Proline	32
9. Analyse statistique	33
RESULTATS et DISCUSSION	22
1. Aspect général des plantules	33
• Témoin T0 ₍₁₎ : Tourbe noir professionnelle	33
• Traitement 1 : Sphaigne seule	33
• Traitement 2 : Mélange Sphaigne + CaCO ₃ (éteinte)	33
• Témoin T0 ₍₂₎ : Tourbe blonde ou tourbe de sphaigne.	33
• Traitement 4 : Mélange : 1/3 de poids sphaigne + 2/3 poids fiente de volaille	34
2. Paramètres morphologiques	36
2.1. Vitesse de croissance cm/j	36
2.1.1. Hauteur finale des transplants	37
2.1.2. Diamètre final du collet	38
2.1.3. Biomasse fraîche produite	39

2.1.3.1.	Biomasse fraîche aérienne	39
2.1.3.2.	Biomasse fraîche souterraine	40
2.1.4.	Biomasse sèche produite	41
2.1.4.1.	Biomasse sèche aérienne	41
2.1.4.2.	Biomasse sèche souterraine	42
2.1.5.	Nombre de feuilles	43
2.2.	Paramètres biochimiques	44
2.2.1.	Chlorophylle A	44
2.2.2.	Chlorophylle B	45
2.2.3.	Proline	46
Conclusion.....		47
Références bibliographiques		48
Annexes		53

Introduction

INTRODUCTION

Au cours des dernières années, malgré la diminution constante des tourbières naturelles dans certaines régions du monde, notamment en Europe centrale (GAUDIG et JOOSTEN 2002), les activités reliées à l'utilisation des tourbières, n'ont cessé de s'intensifier. En Algérie où l'extension des cultures maraichères, et plus précisément de la tomate cette dernière décennie (SNOUSSI, 2010) a fait systématiquement accroître la demande en tourbe horticole, utilisée comme principale substrat de semis des plants maraichers, de rempotage ou même pour le marcottage.

Face à cette situation de diminution de la tourbe qui se trouve être une ressource naturelle fossile et non renouvelable (HELENE, 2010), les chercheurs ont trouvé un substitut disponible, facilement renouvelable et possédant les propriétés nécessaires pour une bonne germination des graines. Ce substrat est la sphaigne. C'est une mousse végétale à texture filamenteuse, appartenant aux bryophytes. Mise à part quelle possède une très bonne rétention hydrique (2000% le poids sec), une bonne porosité, la sphaigne est une ressource très facilement renouvelable (dans la nature ou de façon artificielle hors son habitat naturel) (CAMPEAU et al. 2004).

Ce substitut à la tourbe, est une solution d'ordre écologique en premier lieu, car en réduisant l'usage de la tourbe nous protégeons d'avantage des écosystèmes sensibles et riches en biodiversité (animale et végétale) à savoir les tourbières. Cette substitution de la tourbe ouvre un nouvel horizon, qui est la clé économique face à l'importation de la quasi-totalité de la tourbe utilisée en Algérie.

Pour cela, nous avons réalisé une expérimentation qui vise à tester deux types de substrat de semis qui sont la tourbe et la sphaigne du Chili (*Sphagnum cristatum*), appliqués sous différentes modalités de traitements pour une culture en pépinière de la tomate maraichère (*Solanum lycopersicum*). Cette expérimentation nous permet de comparer les résultats de ce semis et d'estimer les potentialités de la sphaigne pour la production de transplants maraichers de qualité acceptable et fiable. Pour cela, nous avons utilisé de la sphaigne importée de France. Elle a été utilisée seule ou en combinaison avec de la fiente de volaille décomposé et de la chaux pour pouvoir la comparer avec les témoins de tourbe.

Partie I : Bibliographie

CHAPITRE 1 :

LA TOMATE

1. Présentation de la culture de tomate

1.1. Production de tomate en Algérie

La tomate est la spéculature maraîchère la plus répandue et appréciée pour sa consommation en Algérie. Actuellement la tomate est produite tout au long de l'année grâce aux différents systèmes de cultures (plein champs ou abris serres) et aussi dans différents étages bioclimatiques de sa culture (surtout le littoral et le sub-saharien).

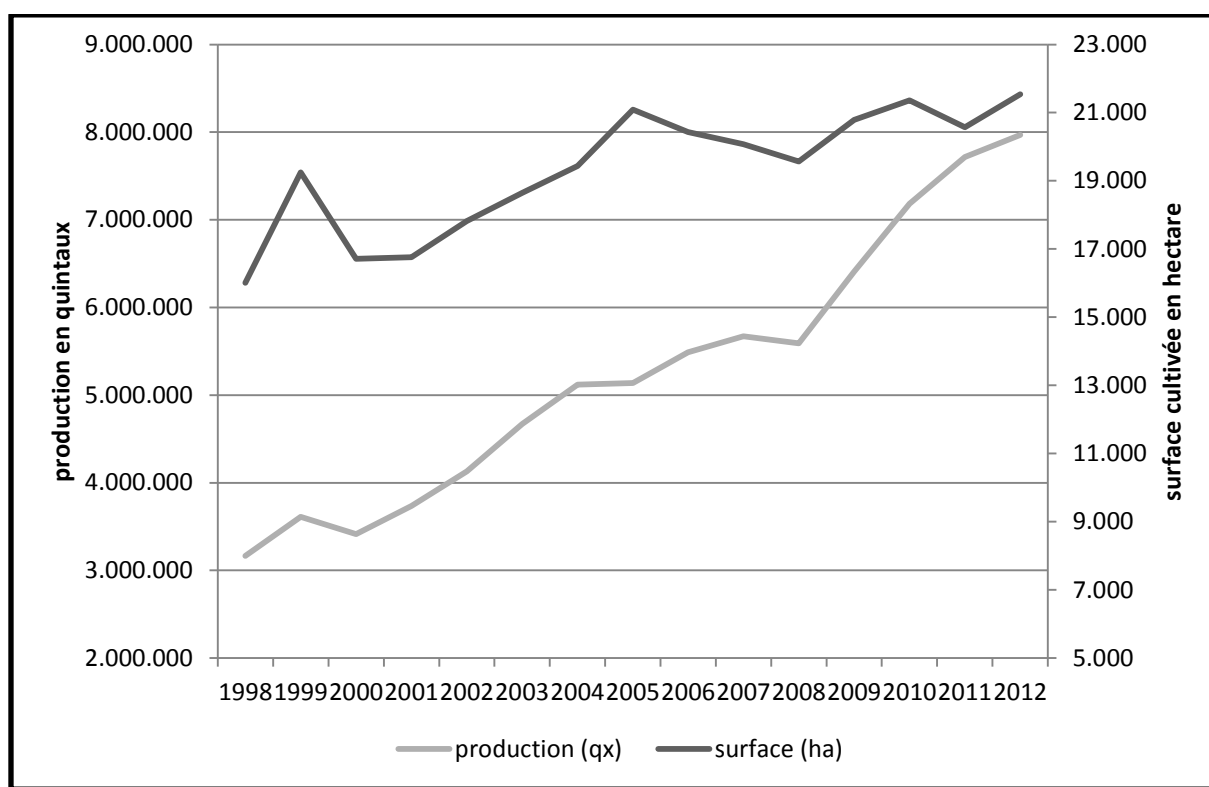


Figure 1 : Evolution des surfaces et quantités de productions de tomate en Algérie (ANONYME.2013)

Malgré une faible augmentation de la superficie cultivée en tomate, l'augmentation de la production est très prononcée (le double en 10 ans), ce qui est une preuve concrète de l'amélioration du niveau de technicité des agriculteurs algériens.

Toutefois la production nationale algérienne reste loin de ses potentialités (les prix constamment élevés du produit) et nécessite des efforts considérables pour la voir satisfaire les besoins nationaux et devenir peut-être un atout économique en l'exportant.

1.2. Caractéristiques botaniques

La tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) est une espèce largement cultivée pour son fruit climactérique. Le terme désigne aussi ce fruit charnu, qui est l'un des légumes les plus importants dans l'alimentation humaine et qui se consomme frais ou transformé.

La plante est cultivée, en plein champ ou sous abri, sous presque toutes les latitudes, le fruit a donné lieu au développement d'une importante industrie de transformation

(Dominique et al, 2000 in Ousmane, 2011).

1.3. Classification botanique

La tomate appartient à la famille des solanacées. (Jean-Marie, 2007).

C'est une plante annuelle grimpante ou rampante généralement autogame.

Tableau 1 : Classification botanique de la tomate
(Peralta et al, 2006)

Règne	<i>Plantae</i>
Sous règne	<i>Tracheobiota</i>
Division	<i>Magnoliophyta</i>
Classe	<i>Magnoliopsida</i>
Sous classe	<i>Asteridae</i>
Ordre	<i>Solanales</i>
Famille	<i>Solanaceae</i>
Genre	<i>Solanum</i>
Espèce	<i>Solanum Lycopersicum L</i>

1.4. Constitution génétique

La tomate est considérée comme une plante modèle en génétique. Elle a donné naissance à la première variété génétiquement transformée autorisée à la consommation et commercialisée aux États-Unis dans les années 1990 mais abandonnée par la suite (Dominique et al ;2000 in Dahbaoui, 2012).

Selon Dominique et al ; (2009), la tomate cultivée, est une espèce diploïde, avec $2n=24$ chromosomes, chez laquelle il existe de très nombreux mutants mono-géniques dont certains sont très importants pour la sélection.

1.5. Description morphologique de la tomate

1.5.1. Système racinaire

Le système racinaire est puissant, très ramifié et à tendance fasciculé. Il est très actif sur les 30 à 40 premiers centimètres. En sol profond, les racines peuvent jusqu'à un mètre (Chaux et Foury 1994 et Arvy, 2007).

1.5.2. Tige

Selon Kolev, (1976), la tige est herbacée à l'état juvénile, puis se lignifie à l'âge adulte. Elle est épaisse et ramifiée, atteignant une longueur de 30 jusqu'à 200 cm. Elle porte des feuilles alternées composées et ont différent nombres de folioles principales et intercalaires et ceci en fonction de la variété.

La plante est à port buissonnant, dont les tiges retombent en l'absence de tuteur. Ces dernières sont violacées à la base du pied, portent des nœuds saillants et sont couvertes de poils fins, le développement de la tige est particulier et résulte, dans un premier temps, d'une croissance de type monopodiale, puis, lorsque plusieurs feuilles apparaissent, le plant poursuit sa croissance sur le mode sympodiale (Arvy, 2007).

1.5.3. Feuille

Les feuilles sont disposées en spirale. Elles sont de 15 à 50 cm de long et 10 à 30 cm de large, à nervures larges et arrondies et sont découpées profondément sur le limbe ; avec un pétiole long mesurant entre 3 et 6 cm (Lemoine, 1999).

Les feuilles sont imparipennées, composées de 3 à 5 paires de folioles. La face inférieure des feuilles, et parfois repliée sur elle-même, de couleur grisâtre légèrement velue. Elle est pourvue de poils tecteurs simples et de poils glanduleux, responsables de l'odeur particulière, spécifique, puissante, mais agréable de la plante (Arvy, 2007).

1.5.4. La fleur

La fleur est bisexuée (hermaphrodite) et généralement autogame mais la fécondation croisée entomogame peut avoir lieu (surtout par les abeilles et bourdons). L'aspect de la fleur et actinomorphe de diamètre d'environ 2 cm. Généralement le calice est formé de 5 sépales vert persistants, la corole est formée par 6 pétales de couleur jaune vif et soudés à leurs bases. Ces pétales d'un centimètre de longueur se courbent vers l'arrière à maturité de la fleur. Nous observons aussi 6 étamines dont les anthères de couleur jaune vif forment un manchon autour du style de l'ovaire.

L'ovaire est super (situé au dessus du calice) contenant 2 à 9 carpelles (loges) selon les variétés.

2. Graine

La graine de la tomate mesure 3 à 5 mm. Elle est soyeuse en apparence, et de couleur crème à brun. Elle possède un grand embryon enroulé, entouré par une couche fine d'endosperme. Le poids de 300 à 350 graines pèse 1 gramme selon les variétés (Benton Jones, 2008).

La graine mûre peut rester viable jusqu'à 4 ans dans des conteneurs hermétiques avec un taux d'humidité de graine de 5.5 % (Benton Jones, 2008).

2.1. Structure de la graine

Selon TURNER (2013), la testa peut être relativement fine et aisément détachable ou au contraire se présenter comme une enveloppe très solide et protectrice limitant l'absorption de l'eau et l'accroissement en volume tant qu'elle n'a pas été ramollie ou brisée.

L'embryon peut être considéré comme une plante miniature, avec une racine (radicule), une tige (la plumule) et une ou deux feuilles (les cotylédons). L'hypo-cotyle correspond à la partie de l'axe de la plantule qui relie la plumule à la radicule ; chez beaucoup d'espèces, il s'allonge durant la germination jusqu'à faire émerger au dessus du sol le sommet végétatif de la plumule. Pour faciliter son cheminement à travers le sol, l'hypo-cotyle forme une sorte de crosse jusqu'à ce qu'il soit exposé à la lumière ; la crosse se déplie alors et les cotylédons se déploient. Pour certaines espèces, les cotylédons sont rattachés à la base de l'hypo-cotyle et restent dans le sol alors que pour d'autres ils s'élèvent avec la plumule et fournissent les premières surfaces aptes à la photosynthèse. Mais il ne s'agit pas là véritablement de feuilles, dont généralement elles se distinguent d'ailleurs nettement par la forme.

La réserve de la graine se compose de protéine, de glucides et de lipides (graisses et/ou huiles) qui sont indispensables au développement de l'embryon et à la croissance la plantule. Ces réserves sont stockées soit dans les cotylédons soit dans un tissu externe à l'embryon : l'endosperme. La présence ou l'absence dans la graine de cet endosperme fournit une autre clé importante de la classification des plantes. En plus de cette source d'énergie très concentrés, la graine contient des éléments minéraux, tels que du phosphore, du potassium, du magnésium et du calcium ainsi que des micronutriments tels que le fer, le manganèse et le zinc (Turner M, 2013).

2.2. Eau dans la graine

Le contenu en eau de la plupart des graines diminue au cours de leur maturation sur la plante mère, et le processus de dessèchement continue après la récolte. C'est une caractéristique essentielle qui permet à la graine de survivre à de longues périodes de stockage en conditions sèches (Turner M, 2013). La teneur en eau d'une graine mature demeure variable car elle est toujours en équilibre dynamique avec l'hygrométrie du milieu environnant. Cela signifie que de l'eau peut rentrer ou sortir de la graine en fonction de l'humidité relative de l'air dans lequel elle baigne et a d'importantes répercussions sur plusieurs points relatifs à la technologie des semences tels que leur séchage leur stockage ainsi que le contrôle de leur qualité.

Une petite partie de cette eau est très étroitement liée à certains composés chimiques qui assurent la structure de la graine et ne peut être éliminée par un séchage normale. La teneur en eau effective d'une graine récoltée à maturité dépend donc de l'humidité relative de l'air ambiant mais aussi, la particularité de l'espèce à laquelle elle appartient. (Turner M, 2013).

3. Production de plantules

Il existe deux principaux systèmes de production de jeune plant, la première consiste en un semis direct dans le sol suivant des distances entre lignes et entre plants bien déterminées. Cette méthode est la moins pratiquée car elle présente de nombreux inconvénients, tels que la germination des graines faibles, hétérogénéité de la levée et le non contrôle des conditions optimales de germination (Benton Jones, 2008).

La deuxième méthode de semis est celle qui se fait dans des cubes de germination (plaque alvéolaire dans des serres pépinières spécialisées ou il est possible de contrôler les conditions requises pour une bonne germination (Benton Jones, 2008).

La production des jeunes plants de tomate (transplants de tomate), est une procédure extrêmement importantes parce que le développement du futur plant est le rendement en fruit sont intimement liés à l'état physiologique du jeune transplant. (Vavrina et Orzolek 1993)

Leskovar et Cantliffe, (1990), considèrent que les transplants qui sont âgés de 3 à 5 semaines sont les plus recherchés. Alors que les transplants âgés de plus de 5 semaines sont moins commercialisable sur le marché. Il a été observé que les transplants plus jeunes donnent de meilleurs rendements.

Snyder, (1995) a décrit les étapes de production des transplants de tomate en insistant en détail sur les conditions optimales de germination et de croissance, la fertilisation et l'arrosage.

Tous sont des facteurs importants qui affectent la qualité finale du transplant.

Les graines sont déposées à une distance avoisinant les trois fois la longueur de cette dernière (environ 1cm de profondeur), le plateau est alors couvert d'un film plastique où la température est d'environ 21°C.

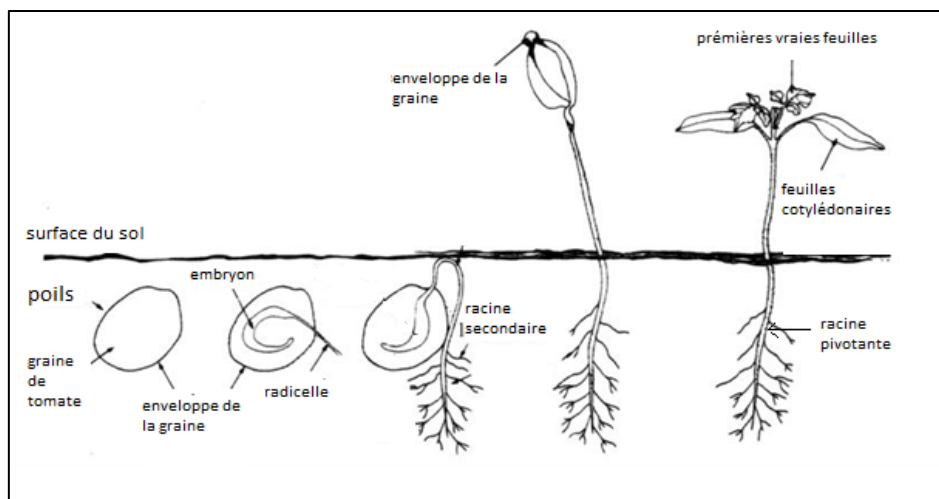


Figure 2 : Germination de la graine de tomate (Benton Jones, 2008).

A partir du quatrième jour, les feuilles commencent à apparaître, les couvercles en plastique sont alors enlevés, et les plateaux sont mis dans la lumière naturelle du soleil, si elle est insuffisante en termes d'intensité et de durée. On place les plateaux sous une lumière artificielle de manière à leur fournir 16 heures de lumière par jour, la source de lumière doit être située juste au-dessus des jeunes plants. Les meilleures températures de l'air pour la croissance des jeunes plants de tomates à cette étape, se trouvent entre 16 et 18,5°C. Les plaques doivent être arrosées régulièrement de manière à garder les mottes humides et garantir une disponibilité d'eau continue. Il est aussi nécessaire de garder un faible courant d'air afin de garder la partie aérienne sèche et la préserver donc des éventuels développements de mycoses.

4. Valeur nutritionnelle de la tomate

La tomate largement consommée, joue un rôle important dans l'alimentation humaine. Ce fruit contenant 93% à 95% d'eau, très pauvre en calories, ne fournit guère plus de 19 kilocalories par 100g, soit 63k Joules. Elle est très riche en carotène et lycopène, elle fournit des quantités de vitamines C, ainsi que de la provitamine A et de nombreuses vitamines du groupe B. Elle est riche en éléments minéraux (notamment en potassium, magnésium et phosphore (REGAL, 1996). REGAL ajoute que ces principales qualités font d'elle un régime alimentaire très apprécié :

Tableau 2 : Valeur nutritionnelle moyenne pour 100g de tomate (REGAL, 1996).

Valeur nutritionnelle pour 100g de tomate crue		
Eau		93.80 g
Valeur calorique		19.00 Kcal
Élément énergétique	Protides	0.80g
	Glucides	3.50 g

	Lipides	0.30 g
Vitamines	Provitamine A	0.00 mg
	Vitamine B1	0.06 mg
	Vitamine B2	0.05 mg
	Vitamine B6	0.00 mg
	Vitamine C	18.00 mg
	Vitamine PP	0.60 mg
Minéraux	Fer	0.40 mg
	Calcium	9.00 mg
	Magnésium	11.00 mg
	Phosphore	24.00 mg
	Potassium	226.00 mg
	Sodium	5.00 mg
	Soufre	11.00 mg
	Zinc	0.24 mg
	Chlore	40.00 mg
Fibre		1.20 g
Cellulose		0.60 g

Les teneurs maximales en vitamines C (18 mg et plus) se rencontrent dans les tomates de plein champ et en pleine saison. C'est un apport appréciable, puisque le besoin quotidien en vie de l'adulte est de 80 mg (ANONYME, 2002). La tomate est également riche en lycopène, ce qui lui donne sa couleur rouge, cet antioxydant diminuerait le risque de maladies cardiaques et de certaines formes de cancer, dont celui de la prostate (ANONYME, 2002).

CHAPITRE 2

PEPINIERES AGRICOLES

1. Généralités sur la pépinière

La pépinière est définie comme le terrain, la surface, la zone choisie et valorisée consacrée à la multiplication et à l'élevage des jeunes plants jusqu'à ce qu'ils puissent être plantés ailleurs (Nicolas et Roche-Hamon, 1987).

1.1. Semis en pépinière

C'est un mode de multiplication par voie sexuée (fécondation de l'ovule par le grain de pollen), il consiste à placer une semence dans un milieu qui lui permettra de germer et donc de fournir une nouvelle plantule (Nicolas et Roche-Hamon, 1987).

1.1.1. Utilité du semis en pépinière

Selon Nicolas et Roche-Hamon 1987 l'utilité du semis en pépinière c'est l'obtention de plants vigoureux en fournissant à la semence les conditions pédoclimatiques optimales pour une bonne germination et bonne levée. Ces plants sont fortement ancrés au sol de par leurs pivots racinaires, surtout s'ils restent en place (repiquage en motte). C'est aussi un moyen de produire un nombre très élevé de plant par mètre carré en un temps très réduit (surtout avec l'usage des semoirs automatiques). Un tirage de plant est réalisé pour la transplantation en champ de culture.

Lors du semis en pépinière on peut mieux maîtriser les attaques des maladies cryptogamiques et bactériennes sur les jeunes plants et éviter donc une contamination précoce du champ de culture.

1.1.2. Type de semis

- **Le semis en plaques multicellulaire**

La culture en multicellules est, la culture de plantules dans des contenants individuels. Chaque graine [ou petit groupe de quelques graines) est placée dans un contenant individuel (cellule, cavité ou alvéole) pour la durée de la germination et y demeure jusqu'à ce que la plantule soit prête à être repiquée. Les cellules sont regroupées en plateaux (Nicolas et Roche-Hamon, 1987).

Le choix du plateau doit être sérieusement planifié. En premier lieu, il faut considérer le volume de la cellule, sa profondeur et sa forme ainsi que la dimension des plateaux. Cette dernière doit être adaptée à l'équipement, afin de permettre une manutention facile et une meilleure utilisation de la superficie de la table. Par la suite, les autres facteurs à évaluer sont : le matériau de fabrication des plateaux, la couleur, le coût, la facilité de manipulation. Les possibilités de réutilisation et de stérilisation avec la possibilité de les recycler (Nicolas et Roche-Hamon, 1987).

2. Semences

2.1. Préparation des graines

Les graines sont généralement recouvertes d'une pâte d'enrobage qui leur confère une protection contre les agents fongique, bactériens et contre les insectes ravageur du sol. Lors des premiers arrosages cette couche sera dissoute pour permettre à la graine de germer dans de bonnes conditions.

2.2. Contrôle de la qualité des semences

2.2.1. Qualité des semences

L'état sanitaire des semences renvoie à la présence ou à l'absence d'organismes responsables de maladies, comme les champignons, les bactéries et les virus, ainsi que de ravageurs, notamment les nématodes et les insectes. Des essais sont réalisés de l'état sanitaire des semences dans les laboratoires pour évaluer la qualité sanitaire.

- Valeur culturale = $\frac{\text{pureté variétale} * \text{faculté germinative}}{100}$.
- Poids de mille graines : cela permet de calculer le besoin en semence.

2.2.2. Qualité des semences – physique

La qualité physique des semences d'un lot est définie par les caractéristiques suivantes : (Nicolas et Roche-Hamon, 1987)

- **Un minimum de semences endommagées:** Les semences endommagées (cassées, fendues ou déformées) peuvent ne pas germer et sont plus facilement agressées par les insectes ou les micro-organismes. Il est possible d'éliminer la plupart des semences endommagées au cours du traitement (conditionnement).
- ***Une quantité minimale de semences de mauvaises herbes ou de matières inertes :*** Les semences de bonne qualité ne devraient pas contenir de semences de mauvaises herbes (surtout de type nuisible), de sons, de pierres, d'impuretés et de semences d'autres cultures.
- ***Un minimum de semences malades:*** La décoloration ou les taches sont des symptômes suggérant que la semence peut présenter des micro-organismes qui l'ont déjà agressée ou qui l'agresseront lorsqu'elle commencera à pousser. La plante peut survivre et faire propager la maladie.

2.2.3. Qualités physiologiques

Le pourcentage de germination est un indicateur de la capacité des semences à lever et à produire une plante dans des conditions normales. La vigueur de la semence est sa capacité à lever et à survivre dans des conditions potentiellement difficiles et à avoir une croissance rapide dans des conditions favorables. La perte de capacité de germination est la dernière étape d'un long processus de détérioration avec perte graduelle de viabilité.

La diminution de vigueur et d'autres changements physiologiques se produisent avant la perte de germination. Par conséquent, les semences ayant une germination acceptable peuvent avoir une vigueur faible (Nicolas et Roche-Hamon, 1987).

3. Type de serres pépinières

3.1. Modèle de construction

Dans les divers pays des régions méditerranéennes, on trouve une grande variété de types de constructions et de matériaux. Même dans des conditions climatologiques très semblables. Le respect des traditions n'est sans doute pas étranger à ce phénomène. En outre, le coût des matériaux intervient pour une grande part dans le choix de ceux-ci (ANONYME, 1988).

3.2. La serre tunnel (chapelle)

Les cinq pays, à savoir l'Algérie, la France, le Liban, le Maroc et la Tunisie utilisent le plus souvent des serres « tunnels » chapelle à unique et cintrée.

La stabilité au vent de ce type de construction est suffisante, mais la charpente convient moins bien pour réaliser des constructions à chapelles accolées (multi-chapelles).

La serre tunnel est ventilée par des fenêtres, ou par des ouvertures pratiquées en écartant le film. Dans les deux cas, l'aération naturelle s'avère souvent insuffisante surtout en période chaude. Des efforts d'imagination sont consentis pour tenter d'améliorer la ventilation, une possibilité consiste à utiliser des films plastiques fixes de 6 m de large en alternance avec d'autres films, mobiles ceux-ci, de 2 m de large. Ainsi, l'aération naturelle est sensiblement améliorée.

3.3. Matériaux de recouvrement

La majorité des matériaux de couverture de serre actuellement utilisés dans les régions méditerranéennes sont des films de Polyéthylène. Ce n'est que dans des cas rares que des films fabriqués à partir d'autres résines (Chlorure de Polyvinyle ou Polychlorure de vinyle, Polyesters, etc.) sont choisis. (ANONYME, 1988)

Il est par conséquent très intéressant pour l'agriculteur et le pépiniériste, de connaître la nature des additifs utilisés lors de l'extrusion des films proposés par les différents fabricants.

Dans le cas où la serre est destinée particulièrement à la production de plant on construit des ombrières qui sont des couvertures de la serre, placées pendant les mois chauds de l'année.

Ces toiles d'ombrage constituent donc la seule protection pour les plantes en réduisant de façon sensible l'effet du vent et en diminuant dans une plus ou moins large mesure le rayonnement qui atteint les jeunes plantules. (ANONYME, 1988)

4. Matériaux utilisés

4.1. Plateaux alvéolaires

Plusieurs facteurs sont donc à prendre en considération au moment du choix des plateaux. Ce chapitre permettra de mieux connaître les critères d'évaluation lorsque vient le moment de faire son choix.

4.1.1. Dimension des plateaux et volume des cellules

Les plateaux ont une dimension approximative de 28 cm de largeur sur 54 cm de longueur. La dimension des plateaux varie de plus ou moins quelques centimètres selon les fabricants. Les plus utilisés mesurent autour de 30 cm sur 50 cm, mais on y trouve toute une gamme de plateaux dont les dimensions varient de 26 cm sur 40 cm à 33 cm sur 67 cm. (Claude et Gilert, 1999)

Depuis peu, on voit apparaître sur le marché des plateaux sans rebord. Ces plateaux, bien qu'un peu moins résistants à la manipulation. Permettent l'utilisation maximale de l'espace sur les tables de production. La perte d'espace provenant des rebords des plateaux est éliminée et cette surface devient alors disponible pour la production de plantules.

La hauteur des plateaux varie d'environ 2 à 5 cm. Pour certains modèles. Différentes hauteurs sont disponibles pour un même diamètre ou côté de cellule. L'augmentation de la hauteur des cellules permet d'accroître le volume de substrat [réserve d'eau et de fertilisants) par plantule. Sans toutefois augmenter la surface utilisée.

4.1.2. Profondeur des cellules

La profondeur des cellules influence l'aération du substrat. Le drainage et le lessivage des excédents de sels sont facilités. Ce qui favorise la croissance des racelles. Il existe plusieurs facteurs régissant la capacité de rétention d'eau et d'air des Substrats en fonction du volume et de la forme des cellules.

La durée de la production (du semis au repiquage) augmente légèrement avec la profondeur de la cellule. La plantule prend plus de temps (habituellement quelques jours) à coloniser le volume plus important de substrat (Claude et Gilert, 1999).

4.1.3. Matériaux de fabrication

Les plateaux de multicellules sont faits de matières plastique, principalement de polystyrène, de polypropylène de polyéthylène, de polystyrène expansé ou d'hybrides.

Les plateaux de polystyrène expansé sont couramment utilisés dans la production de transplants de légumes. Ils sont réutilisables et relativement résistants. Ils ne sont pas écologiques car ils sont non recyclables et non biodégradables.

Il est possible d'acheter des plateaux dont l'intérieur a été traité avec du sulfate de cuivre. Ce produit inhibe le développement des racines lorsque celles-ci entrent en contact avec la paroi du contenant. Il en résulte une excellente ramification du système racinaire.

Les plants produits dans des contenants ainsi traités présentent une reprise plus rapide que ceux produits dans des contenants non traités. Ce produit est lessivé avec le temps et ces plateaux, bien que réutilisables. Ils perdent cette propriété après la première utilisation (Claude et Gilert, 1999).

4.1.4. Couleur des plateaux

Les plateaux sont disponibles en différentes couleurs. Le noir est la couleur la plus utilisée. Le blanc et le gris sont également parmi les couleurs fréquemment rencontrées.

La couleur a un effet sur la température du substrat dans la cavité. Le noir absorbant la chaleur. La température du substrat peut être beaucoup plus élevée que la température de l'air ambiant. Les plateaux noirs sont donc utilisés de préférence en hiver et au printemps. Le blanc réfléchit la lumière et garde donc le substrat plus frais. Il est utilisé de préférence pour les productions d'été (Claude et Gilert, 1999).

4.2. Les semoirs automatiques

Les pépinières modernes disposent d'infrastructures considérables adaptées à la production de plants en masse. Le mélange de substrats, leur humectation, le remplissage des plateaux et la réalisation de l'opération de semis se font de façon mécanique. Une fois le semis effectué, les plateaux sont empilés et enveloppés par un film plastique, puis entreposés dans un gerموir (local à température fixée vers 25°C). L'objectif de cette étape est de favoriser l'enclenchement de la germination (apparition de l'hypocotyle et de la radicule). C'est la phase autotrophe de la germination. Elle est réalisée en moins de 3 jours (El fadl et Chtaina, 2010).

CHAPITRE 3

SUBSTRATS HORTICOLES

1. Propriétés des substrats horticoles de semis

1.1. Propriétés mécaniques

Les propriétés mécaniques concernent essentiellement l'évolution de trois facteurs pendant la durée d'utilisation : la souplesse, le tassement et la dégradation. Même si elles sont difficiles à quantifier avec précision ces propriétés sont importantes pour le semis en pépinière. En effet, elles conditionnent souvent le choix du support en fonction de la durée de la phase pépinière et le type de semences utilisé.

- La souplesse et l'élasticité dépendent de la texture des particules élémentaires mais aussi de la granulométrie : l'objectif recherché est d'avoir un support qui ne blesse pas les jeunes racines surtout lors de la manipulation et de la transplantation.
- Le tassement au bas de l'enveloppe correspond à une dégradation des propriétés structurales initiale en fonction du temps : cette évolution aboutit à une zone au fond du substrat que les racines ont des difficultés à pénétrer et où l'oxygénation devient alors impossible. (Morard, 1995)

1.1.1. Les trois phases d'un substrat

Un substrat est constitué d'une phase solide et d'espace lacunaires formant la porosité ; ces derniers sont occupés par les fluides qui se trouvent sous forme de phase liquide ou phase gazeuse.

Les propriétés physiques concernant essentiellement la porosité du substrat et l'évaluation des teneurs en eau et en air disponible pour les racines. Ces paramètres sont interdépendant et jouent un rôle important dans le choix d'un substrat nécessaire pour la phase pépinière car ils ont une influence sur l'absorption minérale et surtout la respiration racinaire.

- a) La phase solide la porosité correspond à l'évaluation des espaces vides par rapport à l'encombrement total d'un substrat. Cette porosité totale (Pt) est exprimée par un rapport entre le volume d'espace vide (Vv) et le volume totale ou volume apparent (Va) :

$$Pt = Vv/Va$$

Cette formule a une valeur générale et fournit une évaluation très convenable de la porosité : elle nécessite de connaître ou de mesurer la masse volumique apparente (ou densité apparente).

Les valeurs de la porosité totale des substrats sont généralement supérieures à celles des sols : elles varient entre 65 et 95% alors qu'elles se situent entre 40 et 50% dans les milieux naturels (Morard, 1995).

Tableau 03 : Porosité de différents substrats (Lemaire et *al.*, 1989).

Nature du substrat	Porosité totale en %
Perlite	96,4
Vermiculite	95,4
Laine de roche	95
Tourbe blonde	92
Tourbe noir	88
Sable	88
Ecorce	85
Argile expansée (2 à 10mm)	72
Pouzzolane (≤ 8 mm)	68,7
Terre argileuse	45
Gravier	42,2

- b) Phase liquide la détermination de la quantité d'eau d'un substrat disponible pour les racines des plantes est un phénomène relativement complexe.

La détermination de la teneur en eau d'un substrat est relativement facile, on doit saturer en eau un volume connu de substrat. Après drainage l'évacuation du liquide excédentaire, on calcule la quantité d'eau retenue dans ce volume de substrat.

Il est à noter que dans les alvéoles de semis les substrats sont toujours plus humides à la base et plus sec vers la surface.

- c) Phase gazeuse la teneur en air d'un substrat est le complément de la teneur en eau, puisque l'ensemble de ces fluides occupe la porosité totale. Afin d'évaluer la teneur en air, une différence entre la porosité totale (Pt) et l'humidité est calculée, elle est exprimées en % du volume apparent :

$$\text{Teneur en air} = \text{Pt} - \text{teneur en eau}$$

Ainsi pour un milieu donné, il existe à chaque instant un équilibre entre les deux phases eau-air : plus le substrat est gorgé l'eau, moins il ya de l'air et inversement. La teneur en air varie selon l'épaisseur du substrat, elle sera forte en surface et faible en profondeur. Les racines ont tendance à se développer dans les zones où la circulation de l'air est plus facile, c'est la raison pour laquelle elles se trouvent souvent à la périphérie des alvéoles à l'interface entre le substrat et la paroi de l'alvéole (Morard, 1995).

1.2. Propriétés chimiques

1.2.1. Eléments minéraux

La disponibilité des éléments minéraux est influencée de manière importante par les propriétés chimiques du substrat. Il est toutefois important de souligner que l'absorption des éléments minéraux par les plants est avant tout tributaire de quantités suffisantes d'eau et d'oxygène dans le substrat (Wolf 1999). Les éléments minéraux disponibles sont généralement présents sous la forme d'ions, c'est-à-dire des atomes ou des molécules qui ont une charge électrique et sont normalement peu solubles dans l'eau (Grossnickle 2000; Lamhamedi 2009).

1.2.2. pH

Le pH des substrats organiques doit être légèrement acide (de 5,5 à 6,5) pour la production de plants d'épinette blanche car un tel pH permet de rendre davantage disponible la plupart des éléments minéraux nécessaires aux plants (Lamhamedi 2009).

1.2.3. C.E.C

La capacité d'échange cationique (CEC) est une mesure qui exprime les propriétés d'un substrat à retenir et échanger les cations, elle dépend du nombre de sites fixateurs chargés négativement, un substrat dont la CEC est élevée pourra emmagasiner une quantité importante de cations tout en limitant le lessivage et les changements de pH (Paiement, 2011).

1.3. Propriétés biologiques

Elle concerne la plus ou moins grande facilité d'un substrat à contenir ou à favoriser le développement d'agents pathogènes. Bien que les substrats soient en principe à l'origine indemnes de tels pathogènes, les risques d'infection en cours de cultures sont multiples. Des contaminations éventuelles peuvent se produire pendant la culture hors sol, soit par introduction de plants infectés, soit par le biais de l'atmosphère ambiante, soit aussi par les eaux d'irrigation (Morard, 1995).

2. Types de substrats horticoles

2.1. Perlite

C'est un matériau inerte dérivé de la lave volcanique, qui se présente sous forme de granulés blanchâtres. On l'utilise beaucoup car elle est parfaitement stérile, elle aère le substrat et est parfaitement neutre.

On l'emploie rarement seule. Elle est souvent mélangée en proportions variables avec de la tourbe et d'autres composants (Aldo, 2009).

2.2. Vermiculite

Issu de la dilatation du mica à haute température dans le four. C'est une matière très légère, la consistance poreuse lui permet d'absorber une grande quantité d'eau (jusqu'à cinq fois son poids). Il ne faut pas la comprimer, pour qu'elle garde sa porosité intacte. Elle est stérile et possède une réaction pratiquement neutre. Elle contient de grandes quantités de potassium et de magnésium. On l'emploie essentiellement mélangée à d'autres substrats.

2.3. Laine de roche

Elle provient du traitement à hautes températures de certains types de roches. Elle possède une structure laineuse qui permet de la travailler et de la présenter sous forme de petits blocs, fréquemment utilisée par les pépiniéristes professionnels (Aldo, 2009).

2.4. Tourbe

La tourbe est un matériau formé par l'accumulation, en conditions hydro-morphes anoxiques de matière organique plus ou moins décomposée (Gobat et al., 2003). Elle a un aspect spongieux, compressible, et de couleur allant du brun jaunâtre au noir. Sa composition est selon Quinty et Rochefort (2003) de :

- Teneur élevée en Carbone (60%),
- Teneur en eau de 65 à 90% du poids sec,
- 15 à 30% de cellulose,
- 20 à 30% d'hémicellulose,
- 10 à 40% de lignine
- 2 à 15% de protéine

Prevot, (1974) définit deux types d'humus en fonction de leur formation aérobie et anaérobie :

Humus de formation aérobie (mull calcique, mull forestier, moder et mor).

Humus de formation anaérobie

2.4.1. Tourbière

Les tourbières sont des écosystèmes très répandus dans l'hémisphère Nord. Elles couvrent, dans l'ensemble, une proportion impressionnante des surfaces (11 % du territoire canadien). Par le passé, elles étaient peu connues et ont longtemps été considérées comme des terres

improductives, mais maintenant, on connaît mieux les éléments qui les composent et on comprend davantage leur rôle à l'échelle du paysage (Payette et Rochefort, 2001)

- **Développement des tourbières**

Les tourbières sont des écosystèmes où la production de biomasse végétale dépasse sa décomposition. Cela crée une accumulation de matière organique provenant des débris de plantes, principalement de sphaignes, qui dominent la végétation des tourbières. L'accumulation des restes de sphaignes et autres plantes de tourbières forme ce que l'on appelle de la tourbe. La croissance des sphaignes est de quelques centimètres par année, mais à cause de la décomposition et du compactage qui se produit à mesure que se superposent les débris produits annuellement, le taux réel d'accumulation de la tourbe est approximativement de 0,5 à 1 mm par année. Ainsi, les épais dépôts de tourbe sont le résultat de plusieurs milliers d'années d'accumulation de débris végétaux. (Payette et Rochefort, 2001)

2.5. Sphaignes

Des essais de culture de sphaigne sont menés par le groupe de recherche en écologie des tourbières en Allemagne 2004, ainsi que l'université de Laval au Québec depuis 2003. (VIDRIL, 2013) Travaillent sur la production de biomasse de sphaigne. L'idée est de remettre en eau les anciennes zones d'exploitation et de les replanter avec de la sphaigne. En six ans, la végétation de la tourbière se remet en place et peut être de nouveau exploitée (20 cm d'épaisseur de sphaigne). La sphaigne est récoltée comme une ressource renouvelable pour la production de substrat horticole. Le Chili, L'Argentine, La Nouvelle Zélande, L'Australie, Le Canada et les Etats Unies pratiquent déjà la récolte de sphaigne, depuis de nombreuses années, mais principalement dans les lieux naturels. (Vidril, 2013)

L'expérience allemande vise à répertorier les conditions d'exploitation (ensemencement, mise en eau, entretien, machine de récolte...) et de sélectionner les espèces les mieux adaptées à cette « culture ». L'essai a permis de fournir environ 100 m³ par an et par hectare (3 à 5 tonnes de matière sèche), pour remplacer complètement la tourbe blonde utilisée en Allemagne, environ trois millions de m³ seraient nécessaires, soit une zone de production de 30 000 ha.

Après récolte, la sphaigne est nettoyée, séchée, pressée et conditionnée. Ses propriétés physiques se rapprochent de celles d'une tourbe blonde. Le coût de la sphaigne traitée et conditionnée revient à 100 euros par m³ (Vidril, 2013).

2.5.1. Caractéristique de la sphaigne

Les mousses de sphaignes sont des espèces très utilisées pour leur unique capacité de retenir de très grande quantité d'eau, ils possèdent une texture filamenteuse et des propriétés antiseptiques. Du point de vue anatomique les sphaignes sont constituées de nombreuses

cellules vides qui sont capable de retenir l'eau telle une éponge. Il a été évalué que les sphaignes (plus précisément l'espèce *Sphagnum cristatum*) ont une capacité de rétention hydrique dépassant 20 fois leur poids sec (Brown, 2003).

De plus, la mousse de sphaigne retient de grande quantité d'air grâce à leur structure filamenteuse ouverte, qui la rend un très bon substrat qui fournit aux jeunes plantules l'eau et l'air dont a besoin leur système racinaire. L'effet antiseptique est dû au pH acide des sphaignes qui inhibe activement le développement fongique et bactérien nocif aux jeunes plantules (Brummitt. 2008).

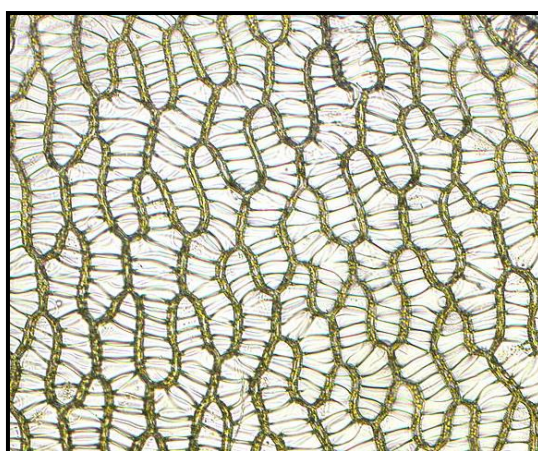


Figure 03: Tissu du feuillage de la sphaigne vue au microscope photonique.

- Classification : (Ajaj, 2011)

Régne : Plantae

Embranchement : Bryophyta

Sous embranchement : Musci

Classe : Sphagnopsida

Ordre : Sphagnales

Famille : Sphagnaceae

Genre et espèce : *Sphagnum cristatum*

- Morphologie et anatomie

La sphaigne est un constitué d'une tige généralement dressée, terminée par un bourgeon apical dans lequel prennent naissance tous les organes de la plante. Ces organes en cours de croissance sont agglomérés autour du bourgeon apical, dont ils sont issus, pour donner une masse compacte plus ou moins sphérique formant une sorte de tête au sommet de la tige, le capitulum. La plupart des sphaignes se développent en colonies denses, la capitula disposés côte à côte forment une masse compacte, serrée, en surface de la colonie. En nature, c'est cette masse de capitula que l'observateur perçoit lorsqu'il observe une colonie de sphaignes.

Le gamétophyte des sphaignes, comme c'est aussi le cas chez les autres bryophytes, est la partie la plus volumineuse, la plus visible des sphaignes. C'est la plante verte couverte de feuilles qui, au contraire du sporophyte est permanente. L'étonnante longévité de la sphaigne tient au fait que ces dernières croissent par le haut et meurent par le bas, leurs parties mortes formant une assise, la tourbe, sur laquelle la partie vivante du gamétophyte prend appui.

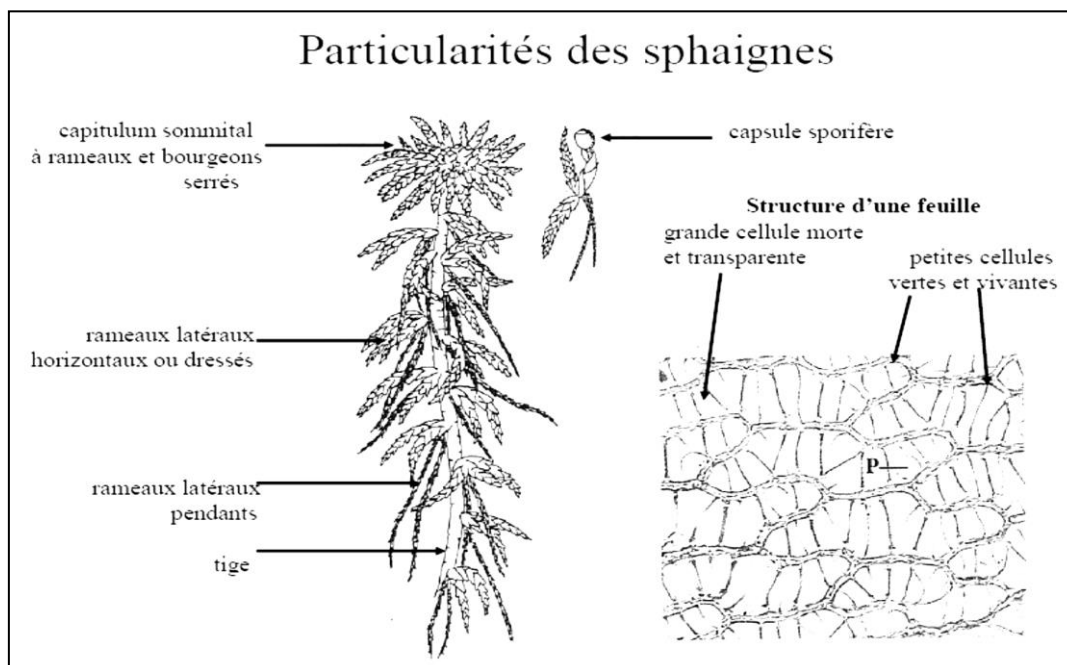


Figure 4 : Morphologie de la sphaigne.

La tige porte des branches ou rameaux qui sont couverts de feuilles, ce sont les feuilles raméales. Les rameaux sont disposés en faisceaux, en effet les rameaux sont insérés en un même point sur la tige, une caractéristique propre aux sphaignes. Le nombre de rameaux par faisceau est variable et sert parfois à distinguer les espèces. Il atteint 15 chez *sphagnum wulfianum*, mais le plus souvent, il varie de 3 à 5. Chaque faisceau est formé de deux types de rameaux pendants. Les premiers sont portés perpendiculairement à la tige et les feuilles qui le couvrent sont pleinement développées. Ces feuilles servent énormément pour la distinction des espèces. Les rameaux pendants sont apprîmés à la tige et leur superposition d'un faisceau à l'autre forme un manchon autour de la tige qui joue un rôle dans la montée de l'eau par capillarité. Les feuilles qu'il porte sont le plus souvent de taille plus réduite que celle des feuilles des rameaux divergents. (Payette et Rochefort, 2001).

D'autres feuilles sont portées directement sur la tige, entre les faisceaux de rameaux; ce sont les feuilles caulinaires. Chez la plupart des espèces, les feuilles caulinaires sont notablement différentes des feuilles du rameau. De plus, elles diffèrent aussi passablement d'une espèce à l'autre selon les sections, de telle sorte qu'elles sont très souvent utilisées pour la distinction des espèces. Les feuilles de sphaignes, qu'elles soient raméales (celle du rameau) ou caulinaires, ne sont formées que d'une seule épaisseur de cellules comme c'est le cas chez la plupart des autres bryophytes. Toutefois, elles s'en distinguent très nettement par la nature du tissu de la

feuille. En effet, la feuille des sphaignes est formée de deux types de cellules disposées côte à côte, en alternance : les cellules chlorophylliennes ou chlorocystes allongés et les cellules hyalines ou hyalocystes. Les chlorocystes sont étroits et allongés (Payette et Rochefort, 2001).

Les chlorocystes sont vivants, chlorophylliens et portent aussi les autres pigments. Les hyalocystes, au contraire, sont des cellules mortes, vidées de leur contenu cellulaire. De plus, les parois qui, seules persistent, sont transparentes. Les hyalines, nettement plus larges et plus volumineux que les chlorocystes, les hyalocystes ont leurs parois renforcées par des épaississements disposés transversalement nommés fibrilles. De plus, la paroi est souvent percée de pores dont les dimensions mais surtout le nombre et la disposition sont abondamment utilisés pour la distinction des espèces.

a) Caractères du sporophyte

D'une façon générale, le sporophyte des bryophytes est constitué d'un pédicelle portant une capsule à l'intérieur de laquelle sont élaborées les spores. Chez les sphaignes, la capsule est sphérique et s'ouvre par un orifice apical circulaire délimité par un opercule qui se détache brusquement lorsque les spores ont atteint la maturité. Les dents qui garnissent les bords de l'orifice de la capsule des mousses pour former le péristome sont totalement absentes chez les sphaignes.

La vie du sporophyte des sphaignes ne dure que le temps de la saison de croissance. De plus, ce sporophyte n'est formé qu'à la faveur de conditions environnementales favorables où l'humidité ambiante joue un rôle essentiel. Alors que certaines espèces sont particulièrement prolifiques en sporophytes, tel *Sphnum fimbriaefum* par exemple, la plupart des espèces n'en produisent qu'occasionnellement sinon rarement.

b) Coloration

Les sphaignes sont le groupe de bryophytes où la couleur offre les plus étonnantes variations. Toutes les teintes de vert, parfois mélangé au jaune, s'épanouissent à l'ombre des forêts, alors qu'en pleine lumière, éclatent les rouges carmin et vermillon, brillent les jaunes lumineux et flamboient les bruns orangés. (Payette et Rochefort, 2001)

Devant une telle profusion, la couleur peut paraître un critère indicatif pour caractériser les espèces.

c) Reproduction

Chez les sphaignes, comme chez toutes les autres bryophytes, elle s'opère par deux voies bien distinctes, l'une sexuée, l'autre végétative. Alors que la reproduction sexuée permet la production d'individus à génome potentiellement différent de celui des parents, la reproduction végétative ne permet que la production d'individus absolument identiques aux plantes mères.

La reproduction sexuée débute d'abord par la production des organes sexuels ou gamétanges. Les anthéridies, isolées à l'aisselle des feuilles raméales modifiées, sont

rassemblées à l'extrémité des rameaux qui prennent alors une forme de massue de couleur différente du reste de la plante. Les archégonies, au nombre de un à cinq, sont produits à l'apex de très courts rameaux situés à l'aisselle des rameaux stériles.

Selon les espèces, il existerait, en proportion variable des populations où les individus sont bisexués et d'autres où ils sont unisexués. Quoi qu'il en soit, archégonies et anthéridies sont mis en place dès le début de l'automne dans le capitulum et passent l'hiver dans l'attente. La fécondation n'a lieu qu'au printemps et le développement du sporophyte s'étale sur presque toute la saison de croissance (Payette et Rochefort, 2001).

La reproduction végétative concerne la production de nouveaux gamétophytes sans l'intervention des gamétanges. Deux voies principales sont empruntées par les sphaignes pour ainsi produire de nouveaux individus la bifurcation et la régénération.

- Bifurcation

La bifurcation chez les sphaignes se produit lorsque, dans le capitulum, un jeune rameau se transforme en tige pour des raisons encore inconnues. La nouvelle tige ainsi formée, elle développe un nouveau capitulum et se met à croître parallèlement à l'autre. La bifurcation de la pousse est réalisée. La bifurcation est le mode de reproduction le plus répandu chez les sphaignes, elle est en très grande partie responsable de l'accroissement spatial des colonies de sphaignes. C'est ainsi qu'est construite, chaque colonie mono-spécifique de sphaigne.

- Régénération

La régénération est la production d'un nouvel individu à partir d'un organe quelconque du gamétophyte, qu'il soit encore physiquement rattaché ou séparé du gamétophyte. Au moment de son apparition, la nouvelle pousse appelée innovation possède une taille et une morphologie très réduites. Au cours de sa croissance, l'innovation se transforme graduellement pour devenir une pousse normale (Payette et Rochefort, 2001).

Les chercheurs ont observé que les innovations n'apparaissent pas dans les premiers centimètres sous le capitulum, c'est-à-dire dans la partie verte et vivante de la sphaigne. L'inhibition de leur développement pourrait provenir de la dominance exercée par le bourgeon apical. Ces auteurs ont montré que les innovations se produisent plutôt dans la partie brune des sphaignes qui se situe sous les quelques centimètres de pousse verte (Payette et Rochefort, 2001).

d) Dispersion

La dispersion des sphaignes est réalisée principalement au moyen de spores mais aussi par des fragments végétatifs détachés de la plante. Ces fragments de sphaignes ont montré une étonnante capacité à se régénérer en conditions expérimentales. (Payette et Rochefort, 2001).

Partie II : Pratique

CHAPITRE 4

MATERIEL ET METHODES

1. Objectif

Le but de notre travail de recherche est de tester un substrat autre que la tourbe (brune et blonde) habituellement utilisée en pépinière.

En effet, l'utilisation intensive de la tourbe en agriculture a conduit à l'épuisement de ce matériau. Pour cela, Nous proposons comme substitut à cette tourbe une mousse végétale, appelée la sphaigne du Chili (*Sphagnum cristatum*). Cette ressource disponible sera testée comme substrat de semis de grains de tomate (*Solanum lycopersicum*) dans le but d'obtenir des transplants de tomate de qualité égale voir meilleure à celle des transplants issus d'un semis sur tourbe.

2. Matériel végétal

Notre choix s'est porté sur la tomate Saint-Pierre ayant les caractéristiques suivantes :

2.1. Caractéristiques commerciales

Type : fixé indéterminé, utilisé pour le marché de la tomate fraîche.

Taux de germination : 95%.

Date de récolte : 2013

Origine : Chine, traité et mis en boîte en France

2.2. Caractéristiques techniques

Variété semi précoce et productive, la tomate « Saint Pierre » produit de gros fruits ronds et lisses de très bonne qualité, de façon échelonnée en grappe. C'est une plante à port indéterminé, cultivé en plein champs de juin à octobre. En hivers la tomate est cultivée sous abris serre.

3. Site expérimental

Notre travail s'est effectué au laboratoire de recherche de biotechnologies, situé au niveau du département de biotechnologie (université Blida1). L'expérimentation a été réalisée dans une serre en polycarbonates aux caractéristiques suivantes :

- la superficie totale est de 382,5 m², surface utilisée est de 2m².
- l'orientation de la serre est « nord / sud ».
- l'aération est assurée par plusieurs fenêtres placées latéralement de part et d'autre de la serre.

- La surface de la serre est cimenté, le plan de travail est surélevé environ 1.20 mètre du sol.

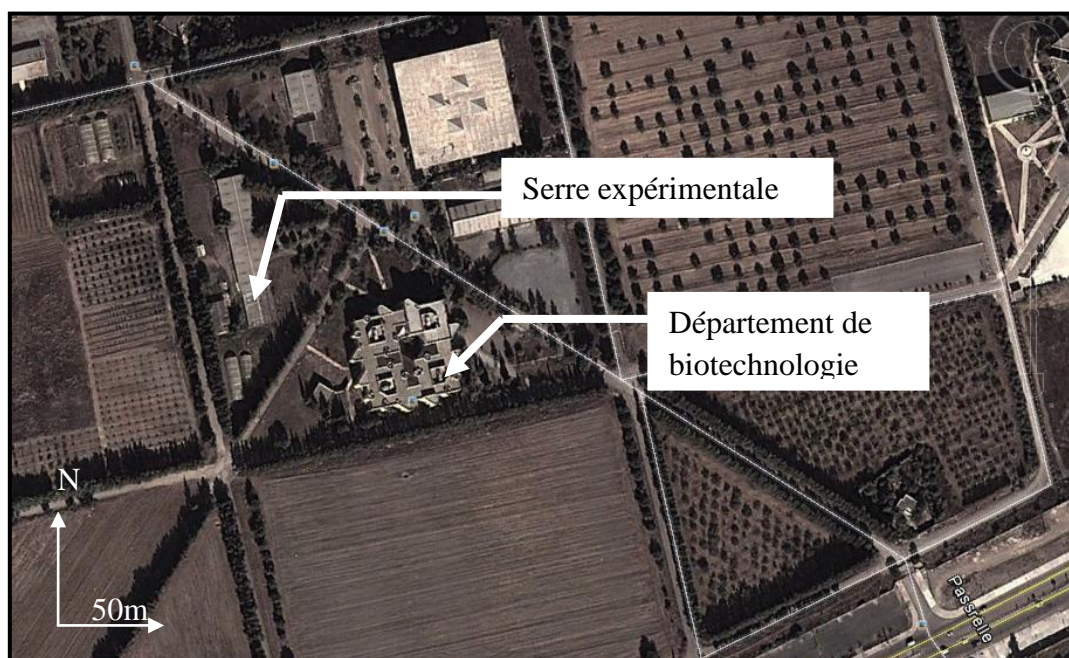


Figure 5 : Lieu d'expérimentation.

3.1. Caractéristiques climatiques

Nous remarquons que les températures enregistrées au niveau de la serre sont des températures élevées. A partir du mois d'Avril elles deviennent supérieures aux besoins des plantules de 20%, ajouté a cela une humidité relative de l'air très faible de 10%, car la serre expérimentale ne dispose pas d'un humidificateur.

Tableau 04 : Moyenne hebdomadaire des températures sous serre.

Températures moyennes sous serre			
Date	9h00	12h00	15h00
du 06/03/14 au 11/03/14	21	26,28	27,71
du 12/03/14 au 19/03/14	21,28	25,57	27
du 20/03/14 au 26/03/14	21,57	25,71	27,28
du 27/03/14 au 02/04/14	23,42	27,14	30
du 03/04/14 au 09/04/14	25,14	28,85	31,42
du 10/04/14 au 16/04/14	28,62	32,85	33,5
du 17/04/14 au 23/04/14	29,34	34,02	34,85
du 24/04/14 au 30/04/14	29,56	37,42	36,91

4. Préparation des traitements

Les traitements effectués sont :

- T0₍₁₎ : Témoin 1 constitué de tourbe noir professionnelle + un arrosage effectué avec de l'eau du robinet de Blida.
- T1 : Sphaigne seule + un arrosage effectué avec de l'eau du robinet de Blida.
- T2 : Sphaigne + un arrosage effectué avec de l'eau du robinet de Blida additionnée à la chaux (CaCO₃).
- T0₍₂₎ : Témoin 2 constitué de tourbe blonde professionnelle + un arrosage effectué avec de l'eau du robinet de Blida.
- T3 : 1/3 de poids sphaigne + 2/3 poids fiente de volaille + un arrosage effectué avec de l'eau du robinet de Blida (tableau 5).

Composition de l'eau robinet de Blida :

Tableau 5 : Composition chimique de l'eau du robinet de Blida. (ABBAD, 2011)

Minérale (mg/l)		Minérale (mg/l)	
K ⁺	0	NH ₄ ⁺	0
Na ⁺	1,30	HCO ₃ ⁻	4,08
Ca ⁺	2,80	PO ₄ ³⁻	0
Mg ²⁺	1,80	SO ₄ ²⁻	0,80
Cl ⁻	0,60	NO ₃ ⁻	0,35
pH : 7.15			

4.1. Caractéristique des traitements

- **Le témoin T0₍₁₎ (tourbe noire)**: c'est une tourbe décomposée de type 8, qu'on retrouve en profondeur des tourbières. Elle a les caractéristiques suivantes (tableau 6) :

Tableau 6 : Caractéristiques chimiques et structurales de la tourbe noire utilisée

Caractéristiques de la tourbe noire	
pH entre 5.2et 6	D'origine Allemande (UE)
Azote 110 – 250 (mg/litre)	
Phosphore 60 140 (mg/litre)	

Potassium 120 -280 (mg/litre)	Substrat pour les plantes jeunes et le semis. Composé d'un mélange de tourbe de hauts marais Nordique d'Allemagne, peu et fortement décomposé, supplémenté d'éléments nutritifs convenants aux besoins des jeunes plantules.
CE 300 – 370 μ /cm	
Structure est fine	
Une teneur en air (% en volume) de 20 à 30 %.	
Une rétention en eau (% volume) de 65%.	
Une densité apparente de 0,22 g/cm ³ .	

- **Le traitement T1 (sphaigne)** : est constitué de sphaigne du Chili (*Sphagnum cristatum*) seule. L'arrosage s'est effectué avec l'eau du robinet de Blida.

La sphaigne est un substrat végétal pur, non fermenté et ne contient aucun supplément. Conditionnée en France de manière conforme aux normes de l'UE (tableau 7).

Tableau 7 : Caractéristique de la sphaigne du Chili.

Caractéristiques	
Matière sèche	75% du produit brute
Matière organique	70% du produit brute
pH a la première humectation	4
Résistivité	1000 OHM/CM
Rétention en eau	2000% (20 fois le produit sec)

La sphaigne est utilisée comme substrat de semis, de repotage et de marcottage.

Elle est utilisée aussi, dans le domaine de la construction comme isolateur thermique et phonique et également comme dépolluant et absorbant d'odeur (exemple : litière d'animaux).

- **Le témoin T0₍₂₎ (tourbe blonde)** :

La tourbe blonde, est une couche de tourbe se trouvant au dessus de la tourbe noire, et elle est moins décomposée. Elle possède les caractéristiques citées dans le tableau 8.

Tableau 8 : Particularité de la tourbe blonde (tourbe de sphaigne).

Caractéristiques de la tourbe de sphaigne (blonde)	
Matière sèche %	30
Matière organique %	92
Conductivité électrique	8mS/cm
Capacité de rétention en eau/volume de produit	800 ml/litre
pH(H ₂ O)	4.3

- **Le traitement T2 (sphaigne + un arrosage effectué avec de l'eau du robinet de Blida additionnée de la chaux) :**

Ce traitement consiste en un semis dans de la sphaigne seule et un arrosage des plantules de ce traitement avec de l'eau additionnée de chaux afin de stabiliser le pH de la sphaigne qui est qualifié comme étant acide pour les plantules de tomates.

Notons que quand le pH est inférieur à 6, la disponibilité de certains minéraux bénéfiques pour les plantes (comme le phosphore) est réduite. En revanche, l'aluminium, élément minéral toxique pour les racines de certaines plantes, voit sa disponibilité augmenter. En sol acide, la survie des légumineuses fourragères (luzerne et trèfle) et le rendement du soja sont compromis. Pour remédier à ce problème du rendement du soja, un sol bien pourvu en chaux permet aux bactéries fixatrices d'azote d'être plus actives à des pH avoisinant 6,5.

La chaux est utilisée pour ajuster le pH du substrat, quatre type de chaux existent sur le marché : la chaux calcique (ou chaux agricole), la chaux magnésienne, la chaux dolomitique et la chaux hydratée.

Nous avons utilisé la chaux calcique qui contient seulement du calcium. La capacité du pouvoir neutralisant de la chaux est fournie par le carbonate de calcium, qui varie considérablement selon la finesse de la mouture de ce matériaux. C'est la chaux fine qui est utilisée pour la préparation des substrats de semis ceci pour sa réactivité très rapide par rapport à la chaux aux grosses particules (CLAUDE et GILBERT 1999).

La chaux est un produit très actif, la chaux vive possède une action rapide et l'épandage de ce produit nécessite de se protéger pour éviter les brûlures et les irritations. Elle devient chaux éteinte lorsqu'elle est hydratée et son action devient plus lente et moins agressive sur nos jeunes plantules de tomate.

Calcul de la dose :

Nous avons mesuré le pH initial de l'eau de Blida (7.15), nous a avons ajouté de la chaux vive sous forme de poudre et mesuré à nouveau le pH après stabilisation du mélange. L'opération s'est répétée jusqu'à obtention d'une eau à pH 8.5.

La quantité de chaux vive (CaCO₃) utilisé pour 1 litre d'eau est de 1.78 gramme.

- **Le traitement T3 (sphaigne + fiente de volaille) :**

Dans le but d'améliorer la capacité nutritive de notre substrat nous avons préparé un autre substrat composé de 1/3 du poids total de sphaigne et 2/3 de fiente de volaille (stockée pendant 3 années) dont la composition est la suivante (tableau 9):

Tableau 9 : Composition de la fiente de volaille.

Type de fiente	Fiente stockée
Matière sèche (%)	39
Matière minérale (%)	13
Matière organique (%)	28
Azote total (kg/t)	16
Azote ammoniacale (kg/t)	3
Azote organique (kg/t)	13
P ₂ O ₅ (kg/t)	16
K ₂ O (kg/t)	18
Cu (mg/kg)	45
Zn (mg/kg)	120

5. Dispositif expérimental

Nous avons adopté un dispositif expérimental en blocs aléatoires complet (B.A.C) à un facteur étudié (substrat). Pour une ultérieure étude statistique par logiciel stat-graphic, 4 répétitions (4 blocs) sont effectuées et le nombre d'observations est limité à 14 plants par traitement et par bloc.

Le nombre de traitements est de 5. Le nombre total de plants tes par bloc est de 70.

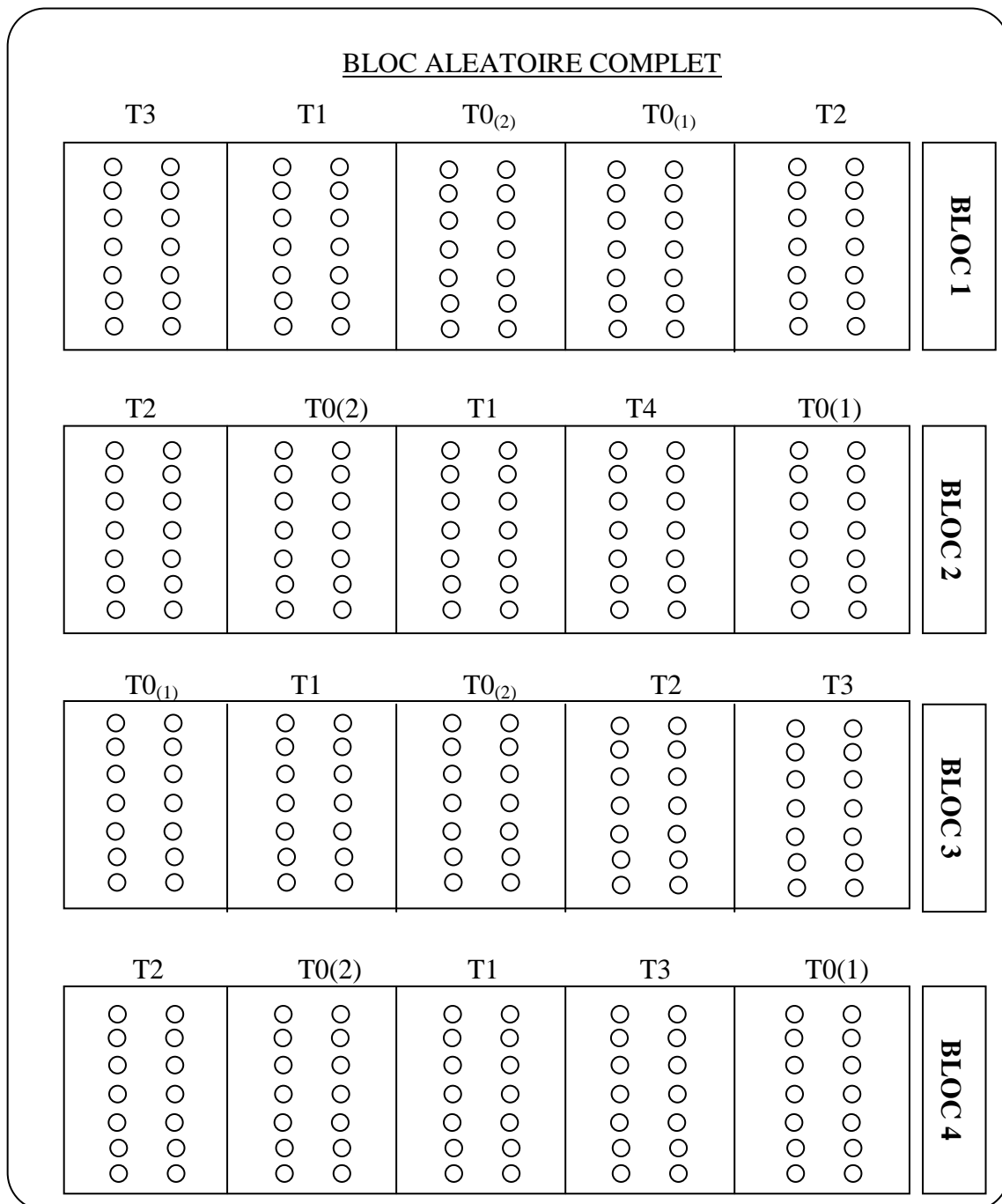


Figure 6 : Dispositif expérimental.

Le dispositif est formé par un total de 4 plaques alvéolaires de capacité de 105 alvéoles par plaque, afin d'homogénéiser notre plan, nous avons écarté les bordures. Entre les plants il ya un espacement de 4,5 cm, entre les traitements nous avons laissé 8 cm. Les alvéoles de forme conique ont un volume d'environ 8cm³.

6. Conduite de l'expérimentation

6.1. Test de germination

La pré-germination a été réalisée le 06/02/2014. Les graines ont été mises dans les boîtes Pétri contenant du papier buvard imbibé d'eau à raison de 42 graines par boîte. Ces dernières ont été placées dans l'étuve à une température de $25\pm 2^{\circ}\text{C}$ pendant trois jours. Nous avons arrêté le test de germination après 5 jours, où la faculté germinative était de 98%.

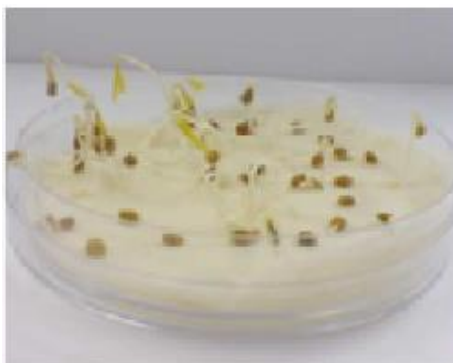


Figure 7 : Test de germination.

6.2. Préparation des substrats

L'expérimentation a commencé par le choix de la parcelle dans la serre expérimentale contenant le moins d'hétérogénéité possible, nous avons disposé les plateaux alvéolaires suivant le plan expérimental dans des tables surélevées d'environ 1m20 du sol. Les alvéoles ont été remplies par leur substrat respectif de manière à avoir une randomisation par bloc (indiquée par la table des permutations au hasard).



Figure 8 : Préparation et mise en place des substrats suivant le plan expérimental.

6.3. Le semis

Le semis a été effectué le 06 Mars 2014. L'opération consiste à déposer 2 graines de tomate par trou alvéolaire à une profondeur de 3 mm, suivie par un léger recouvrement de la graine par le substrat. L'opération de semis s'achève avec un arrosage abondant jusqu'à humectation de tout le substrat.

Le 16 Mars 2014, nous avons effectué un comptage des graines germées pour chaque traitement, de chacun des 4 blocs. Les résultats sont mentionnés dans le tableau 10.

Tableau 10 : Dénombrement de la germination 10 jours après le semis.
(28 graine/ traitement/bloc)

	Bloc 1	Bloc 2	Bloc 3	Bloc 4
T0 ₍₁₎	27/28	22/28	22/28	21/28
T1	19/28	22/28	18/28	18/28
T2	13/28	19/28	19/28	25/28
T0 ₍₂₎	1/28	3/28	1/28	1/28
T3	23/28	23/28	24/28	26/28



Figure 9 : Dénombrement de la germination 10 jours après le semis.

Le 26 Mars 2014, nous avons procédé à la suppression des plantules en plus de manière à laissé un plant par trou alvéolaire le plus vigoureux.

L'expérimentation s'est achevée le 03 Mai 2014. Afin d'étudier l'effet du substrat sphaigne sur le développement des plantules, nous avons mesuré certains paramètres en récoltant les transplants.

7. Paramètres morphologiques

L'effet du substrat sphaigne sur le développement des transplants nous a conduit à mesurer certains paramètres :

7.1. Vitesse de croissance (cm/j)

Afin d'évaluer la vitesse de la croissance, nous avons mesuré périodiquement les hauteurs des plantules en centimètre et ce du collet jusqu'à l'apex, cette croissance mesurée en centimètre est divisée par unité de temps jour.

7.2. Hauteur finale des transplants

Cette mesure a été effectuée au moment de la coupe (le 06/05/2014) à l'aide d'une règle graduée.

7.3. Diamètre final du collet

La mesure du diamètre finale du collet des transplants a été effectuée à l'aide d'un pied à coulisse à la fin de l'expérimentation. Ce paramètre est un indicateur de la vigueur des jeunes plants.

7.4. Biomasse fraîche produite

Au moment de la coupe, nous avons pesé deux différents organes de la plante (partie aérienne et partie racinaire) en gramme à l'aide d'une balance de précision. L'opération a été réalisée comme suite :

- Séparation au niveau du collet de la partie aérienne et racinaire.
- Pesée de la partie aérienne (tige +feuille) pour chaque plantule.
- Poids frais du système racinaire de chaque plantule.

7.5. Biomasse sèche produite

La matière sèche a été mesurée après un séchage qui consiste en un dépôt de la matière fraîche au soleil dans un endroit sec, jusqu'à stabilité du poids sec, cette stabilisation a été obtenue après 6 jours, nous avons pesé :

- Poids sec de la partie aérienne de chaque plantule.
- Poids sec du système racinaire de chaque plantule.

7.6. Nombre de feuilles

Ce paramètre a été effectué le 06 Mai 2014, le principe consiste à un simple comptage des feuilles pour chaque plant afin d'estimer le degré du développement végétatif des transplants.

8. Paramètres biochimiques

8.1. Chlorophylle

La chlorophylle (A) et (B) est dosée à la fin du stade pépinière, sur feuilles des transplants de tomate, en utilisant 3 répétitions pour chaque traitement.

L'extraction de la chlorophylle (A) et (B) est réalisé selon la méthode de FRANCIS,1970 qui consiste en une macération des feuilles (0.1g) dans 10 ml d'un mélange de (75% et 25%) de volume respective pour l'acétone et l'éthanol, la concentration correspondante à chacun des deux produits est de (80% et 40%) . Les feuilles sont coupées en petits morceaux, elles sont ajoutées au mélange précédemment cité et conservés dans des boites noires (pour éviter l'oxydation de la chlorophylle par la lumière). 48h plus tard, on procède à la lecture des densités optiques de ces solutions avec un spectrophotomètre, à deux longueurs d'ondes : (645 et 663 nm).

La détermination des teneurs est réalisée selon les formules suivantes :

- $\text{Chl a } (\mu\text{g/g MF}) = 12,7 \times \text{DO}_{(663)} - 2,59 \times \text{DO}_{(645)} \text{ V} / (1000 \times \text{W})$.
- $\text{Chl b } (\mu\text{g/g MF}) = 22,9 \times \text{DO}_{(645)} - 4,68 \times \text{DO}_{(663)} \text{ V} / (1000 \times \text{W})$.
- V : volume de solution extraite et W le poids de matière fraîche de l'échantillon

8.2. Proline

La proline est dosée selon la technique utilisée par MONNEVEUX et NEMMAR,1986.

Le principe est de quantifier par spectrophotométrie le complexe coloré issu de la réaction proline-ninhydrine. L'intensité de la coloration est proportionnelle à la quantité de proline dans l'échantillon. Le procédé utilisé est le suivant :

- Mettre 100 mg de matière fraîche végétale dans des tubes à essai.
- Ajouter 2 ml de Méthanol à 40 %. Les tubes doivent être recouverts (pour éviter la volatilisation de l'alcool). Ces derniers sont mis à ébullition au bain-marie à 85 °C pendant 60 min.
- Après refroidissement, On prélève 1 ml de solution par tube, qu'on introduit dans de nouveaux tubes.
- Ajouter 1 ml d'acide acétique + 25 mg de ninhydrine. + 1 ml d'un mélange contenant (120 ml d'eau distillée, 300 ml d'acide acétique, 80 ml d'acide ortho-phosphorique).
- Mettre les tubes à essai dans un bain Marie à 100°C durant 30 min.
- Après refroidissement des solutions : ajouter 5 ml de toluène dans chaque tube, et agitation au vortex jusqu'à apparition de deux phases.
- Eliminer la phase supérieure, rajouter 5 mg du sulfate de sodium et laisser au repos pendant 48h.

On procède à la lecture de la densité optique des échantillons avec le spectrophotomètre à une longueur d'onde de 528 nm.

La détermination de la teneur de la proline est réalisée selon la formule suivante:

$$\text{Proline } (\mu\text{g/g MF}) = \text{DO}_{528} \times 0.62$$

9. Analyse statistique

Le logiciel STATGRAPHICS Centurion XVI (version 16.1.18) a été utilisé pour le traitement des données, les résultats statistiques de l'analyse de la variance à un facteur, montrent le degré de signification des résultats obtenus. Ces résultats sont appuyés par le test de Newman-Keuls.

La signification d'un test statistique est donnée de la manière suivante : *P= 0.05 (significative), **P= 0.01 (hautement significative) et ***P= 0.001 (très hautement significative).

CHAPITRE 5

RESULTATS et DISCUSSION

1. Aspect général des plantules

Nous allons commenter certains aspects morphologiques observés chez les transplants de tomates de l'expérimentation :

- **Témoin T0₍₁₎**: Tourbe noir professionnelle

Nous remarquons que les transplants de ce traitement possèdent une vigueur acceptable, avec une légère coloration violette sur la face inférieure du feuillage. Le système racinaire est bien développé, avec une disposition plutôt sur la périphérie de l'alvéole que le centre de la motte.

Nous avons remarqué que la tourbe utilisée avait une bonne rétention d'eau mais ceci est insuffisant vue le petit volume de la motte et les températures élevées enregistrées. Donc des arrosages quotidiens étaient nécessaires (figure 10).

- **Traitement 1** : Sphaigne seule

Nous observons que les transplants ont une bonne vigueur, et un bon développement racinaire. Il ya persistance des feuilles cotylédonaire pour la majorité des transplants de ce traitement. Concernant la sphaigne nous avons observé un tassement de se substrat.

Nous recommandons d'humecter la sphaigne séchée, avant de l'introduire dans les plaques alvéolaires, car étant sèche elle possède un grand pouvoir de floculation ce qui rend le premier arrosage (après semis) très compliqué (Figure12).

- **Traitement 2** : Mélange Sphaigne + CaCO₃ (éteinte)

L'aspect des transplants de ce traitement n'est pas différent de celui tu traitement T1 malgré l'addition de la chaux à l'eau d'arrosage. Le développement végétatif est considéré comme normale sans effet apparent d'une acidité nocive du substrat (figure13).

- **Témoin O₍₂₎**: Tourbe blonde ou tourbe de sphaigne.

En ce qui concerne ce traitement nous avons remarqué dès la première semaine, que le taux de germination est très faible voir insignifiant. Le peu de graines ayant germé, ont donné naissance a des transplants très chétif avec un développement très retardé, tant sur le plant aérien que souterrain. Les racines de ces transplants n'arrivent pas à former une motte de tourbe compacte, comme le montre la (figure 11).

- **Traitement 4** : Mélange : 1/3 de poids sphaigne + 2/3 poids fiente de volaille

Les transplants de ce traitement possèdent un bon développement végétatif et racinaire. Le brassage entre racine, sphaigne et la fiente de volaille donne une motte compacte très facilement maniable. Nous observons aussi que la couche de sphaigne de surface devient avec le temps et avec la présence de l'eau verte et ceci est possible par le pouvoir de régénération que possède la sphaigne sèche (Figure 14).

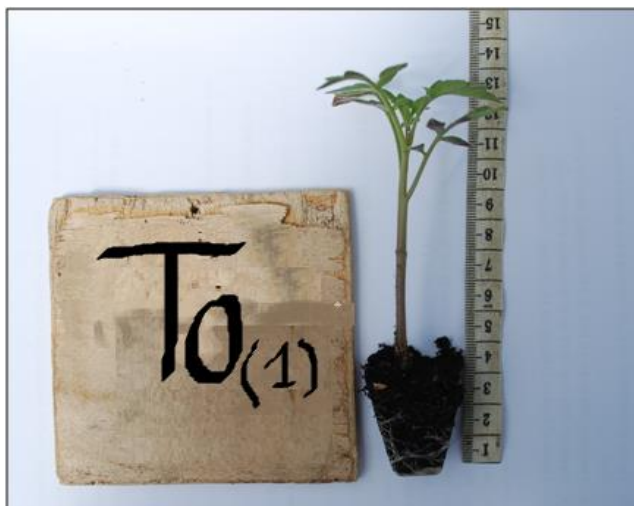


Figure 10 : Transplant de tomate TO₍₁₎.



Figure 11 : Transplant de tomate TO₍₂₎.



Figure 12 : Transplant de tomate traitement T1.



Figure 13 : Transplant de tomate traitement T2.



Figure 14 : Transplant de tomate traitement T3.

2. Paramètres morphologiques

2.1. Vitesse de croissance cm/j

La vitesse de croissance des transplants de tomate montre en premier lieu que le témoin T0₍₂₎ possède une vitesse de croissance très faible voir inexistante. Concernant les autres traitements nous constatons une très forte fluctuation qui est certainement liée aux conditions abiotiques qui régnaient dans la serre. Tel que l'effet de la température élevée enregistrée (du 17/03/2014 au 23/03/2014, T° ≈ 35 °C à 12h) ralentissant considérablement la vitesse de croissance du végétale.

En fin de cycle les traitements semis dans de la sphaigne commencent à manquer d'éléments nutritifs pour poursuivre leur croissance, en revanche que le témoin T0₍₁₎ a un indice de croissance positif en fin de cycle qui est certainement due a la disponibilité d'éléments nutritifs au niveau de la tourbe noire. (Tableau 11 et figure 15)

Tableau 11 : Vitesse de croissance (cm/j).

	T0 ₍₁₎	T1	T2	T0 ₍₂₎	T3
D1 (05/04/)	0,18 ±0.002	0,13±0.003	0,12±0.002	0,01±0.001	0,20±0.004
D2 (10/04)	0,01±0.002	0,01±0.010	0,02±0.008	0,01±0.008	0,04±0.018
D3 (14/04)	0,27±0.011	0,23±0.012	0,25±0.013	0,02±0.014	0,26±0.021
D4 (19/04)	0,03±0.011	0,07±0.011	0,06±0.013	0,01±0.014	0,08±0.015
D5 (23/04)	0,02±0.012	0,04±0.013	0,02±0.012	0,01±0.018	0,01±0.022
D6 (28/04)	0,06±0.014	0,25±0.012	0,22±0.014	0,02±0.020	0,22±0.017
D7(03/05)	0,39±0.032	0,23±0.012	0,19±0.016	0,01±0.022	0,10±0.023

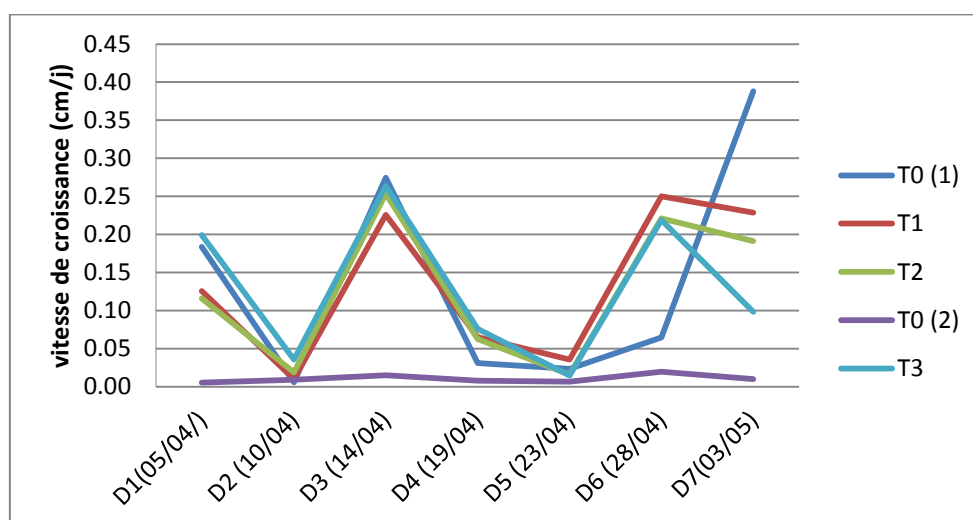


Figure 15 : Vitesse de croissance (cm/ j).

2.1.1. Hauteur finale des transplants

En ce qui concerne la hauteur finale des transplants, l'analyse de la variance (Annexe 01) montre une différence significative entre l'ensemble des traitements étudiés. Ceci a été confirmé par les groupes homogènes établis par le test Newman et Keuls (Annexe 02).

Les traitements T0₍₁₎ (7.098 cm) et T3 (7.313 cm) font partie du même groupe homogène et il n'existe pas de différence significative entre eux. La hauteur finale du traitement T0₍₂₎ (0.425 cm) est la plus petite.

Nous avons remarqué que les hauteurs définitives de tous les traitements restent très inférieures à la hauteur conventionnelle d'un transplant de tomate d'environ 12 à 13 cm. (BENTON JONES Jr, 2008). (Tableau 12 et figure 16)

Tableau 12 : La hauteur finale des transplants (cm) pour chaque substrat.

Substrat	Moyenne	Ecart-type	Groupe homogène	Probabilité
T0(1)	7,098	0,701	A	0,0000
T1	6,325	0,593	B	
T2	5,861	0,619	C	
T0(2)	0,428	0,916	D	
T3	7,313	0,833	A	

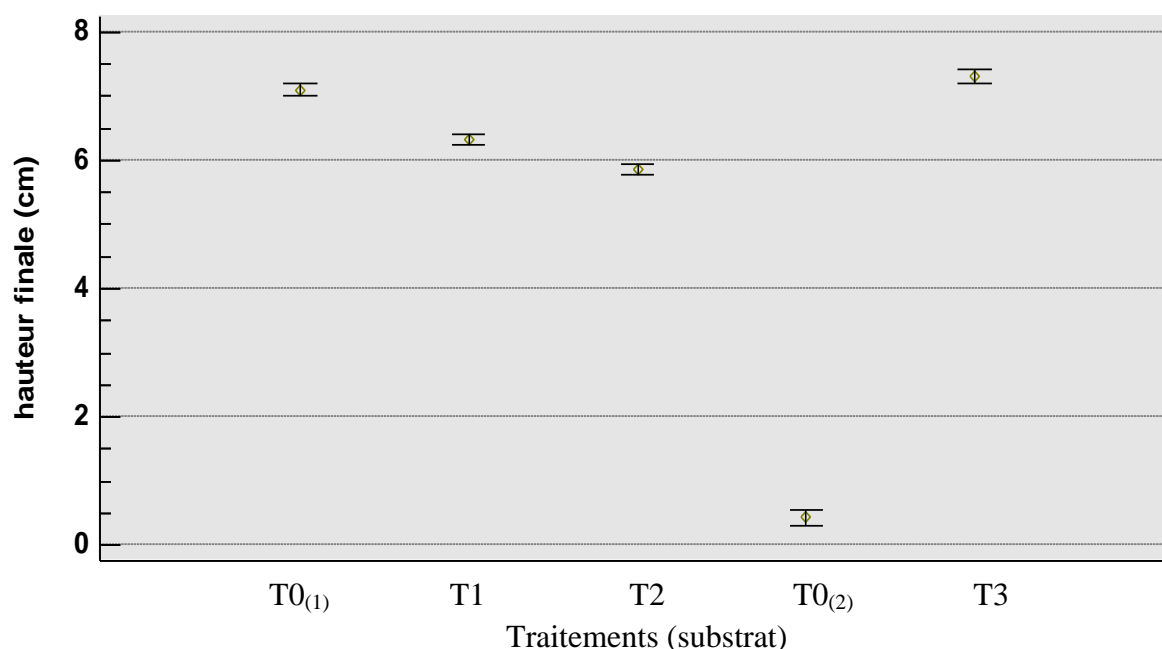


Figure 16 : La hauteur finale des transplants (cm) pour chaque substrat.

2.1.2. Diamètre final du collet

L'analyse de la variance (Annexe 03) et le test Newman et Keuls (Annexe 04) mettent en évidence une différence significative entre les cinq traitements de l'expérimentation, concernant le paramètre diamètre final du collet.

Nous remarquons que le traitement $T0_{(1)}$ (2.571 mm) vient en première position, avec le meilleur développement de la tige, suivie d'un groupe homogène constitué par les traitements T3, T1 et T2. Et en fin le traitement $T0_{(2)}$ (0.375 mm) a montré que les explants avaient un faible diamètre du collet dû au substrat qui ne renferme pas assez d'éléments minéraux pour le développement des transplants. (Tableau 13 et figure 17)

Tableau 13 : Diamètre final du collet (mm) par traitement.

Substrat	Moyenne	Ecart-type	groupes homogènes	Probabilité
$T0_{(1)}$	2,571	0,696	A	0,0000
T1	2,178	0,420	B	
T2	2,153	0,526	B	
$T0_{(2)}$	0,375	1,104	C	
T3	2,294	0,537	B	

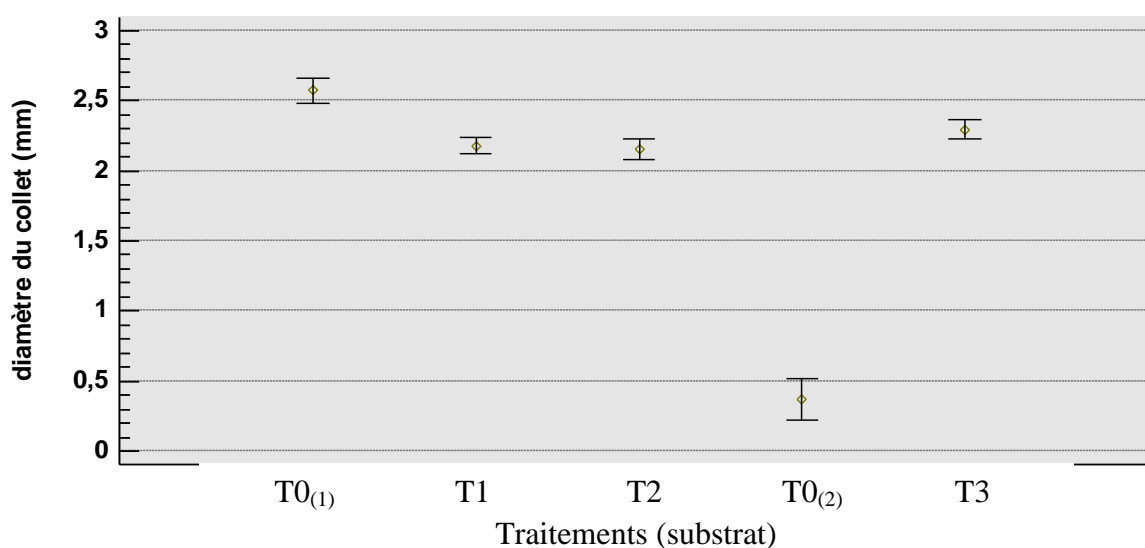


Figure 17 : Diamètre final du collet (mm) par traitement.

2.1.3. Biomasse fraîche produite

2.1.3.1. Biomasse fraîche aérienne

L'analyse de la variance (Annexe 05), ainsi que le test Newman et Keuls (Annexe 06) révèlent une différence significative entre les traitements étudiés.

Le traitement $T0_{(1)}$ composé de tourbe noir a donné les meilleurs résultats. En effet les plants de ce traitement ont la plus grande biomasse. Le traitement T3 enregistre une valeur relativement importante, en comparaison avec les traitements T1 et T2 qui forment le 3^{ème} groupe homogène. Et enfin le traitement $T0_{(2)}$ possède la biomasse fraîche insignifiante. (Tableau 14 et figure 18)

Tableau 14 : Poids frais des tiges en (g).

Substrat	Moyenne	Ecart-type	Groupes homogènes	Probabilité
$T0_{(1)}$	1,355	0,410	A	0,0000
T1	0,997	0,333	C	
T2	0,887	0,297	C	
$T0_{(2)}$	0	0	D	
T3	1,126	0,467	B	

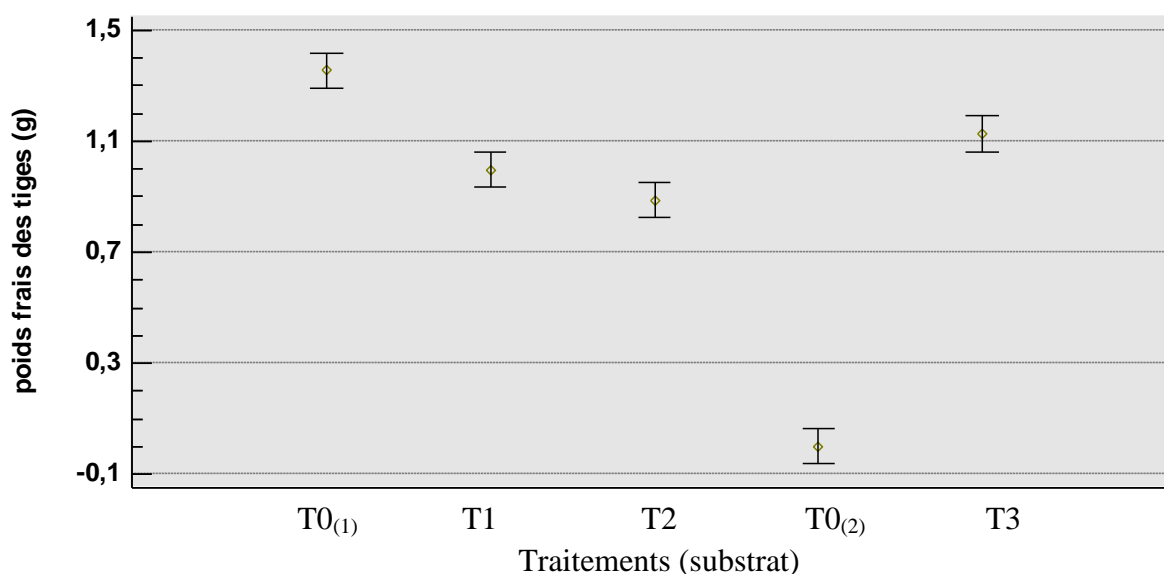


Figure 18: Poids frais des tiges en (g).

2.1.3.2. Biomasse fraîche souterraine

Le paramètre de biomasse fraîche de la racine révèle une différence significative entre les différents traitements étudiés, ceci a été confirmé par l'analyse de la variance (Annexe 07) ainsi que le test de Newman et Keuls (Annexe 08).

Le développement racinaire du traitement T0₍₂₎ est insignifiant la valeur est de 0 car les quelques plants ayant germé ont été utilisé pour les analyses biochimiques. Les traitements T2, T0₍₁₎ et T3 ont une biomasse fraîche racinaire moyenne, et forment le même groupe homogène. Le traitement T1 (0.632 g) est en première position avec le poids de biomasse fraîche racinaire le plus élevé. (Tableau15 et figure 19)

Tableau 15 : Poids frais des racines (g) par traitement.

Substrat	Moyenne	Ecart-type	Groupe homogènes	Probabilité
T0 ₍₁₎	0,506	0,154	B	0,0000
T1	0,632	0,180	A	
T2	0,526	0,143	B	
T0 ₍₂₎	0	0	C	
T3	0,469	0,143	B	

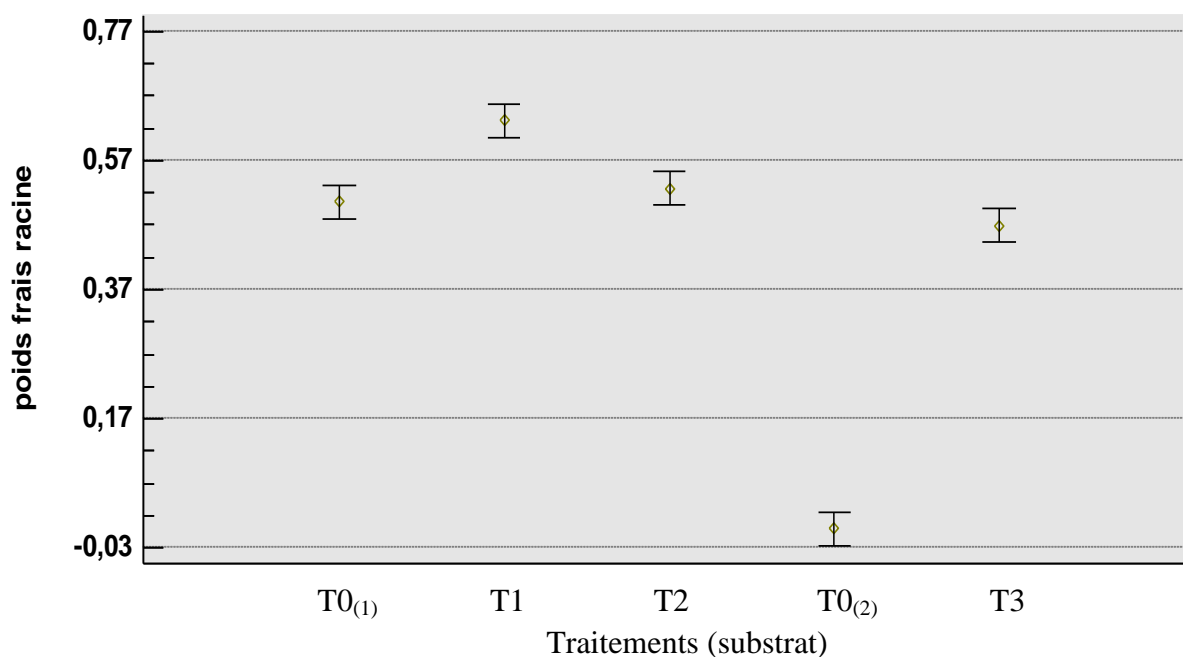


Figure 19 : Poids frais des racines (g) par traitement.

2.1.4. Biomasse sèche produite

2.1.4.1. Biomasse sèche aérienne

L'analyse de la variance (Annexe 09) et le test Newman et Keuls (annexe 10) mettent en évidence une différence très hautement significative entre les différents traitements de l'expérimentation, concernant le paramètre biomasse sèche aérienne.

Nous relevons que $T0_{(1)}$ (0.095 g) a tendance à produire plus de matière sèche que les autres traitements. Le traitement $T0_{(2)}$ n'est pas représenté car les transplants ont été utilisés pour les analyses biochimiques (Tableau 16 et figure 20).

Tableau 16 : Poids sec des tiges (g) pour chaque substrat.

Substrat	Moyenne	Ecart-type	Groupes homogènes	Probabilité
$T0_{(1)}$	0,095	0,026	A	0,0000
T1	0,074	0,019	C	
T2	0,063	0,020	D	
$T0_{(2)}$	0	0	E	
T3	0,085	0,022	B	

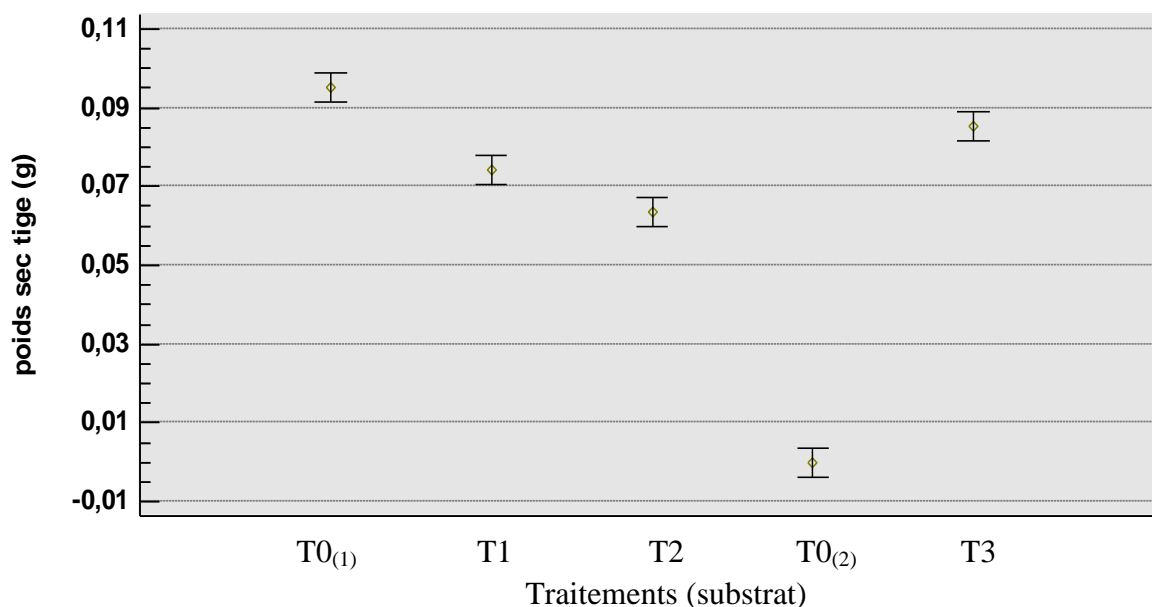


Figure 21 : Poids sec des tiges pour chaque substrat.

2.1.4.2. Biomasse sèche souterraine

L'analyse de la variance (Annexe 11) montre une différence très hautement significative entre l'ensemble des traitements étudiés pour le paramètre de biomasse sèche souterraine, ceci a été confirmé par les groupes homogènes établies par le test Newman et Keuls (Annexe 12).

Nous remarquons ici que le traitement $T0_{(1)}$ (0.041 g) occupe la première position avec une quantité de biomasse racinaire sèche assez élevée par rapport aux autres traitements. Le traitement T3 vient en seconde position avec (0.034 g) (Tableau 17 et figure 21).

Tableau 17: Poids sec des racines en (g).

Substrat	Moyenne	Ecart-type	Groupes homogènes	Probabilité
$T0_{(1)}$	0,041	0,013	A	0,0000
T1	0,025	0,006	C	
T2	0,022	0,006	C	
$T0_{(2)}$	0	0	D	
T3	0,034	0,011	B	

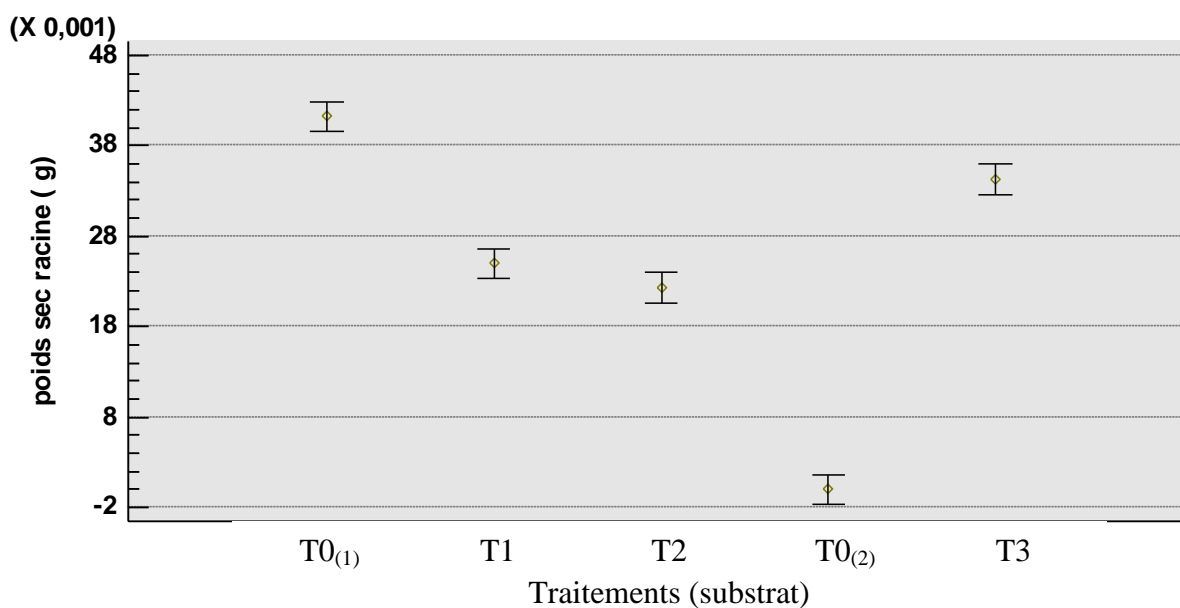


Figure 21 : Poids sec des racines en (g).

2.1.5. Nombre de feuilles

L'analyse de la variance (Annexe 13), ainsi que le test Newman et Keuls (Annexe 14) révèlent une différence significative entre les cinq traitements étudiés.

Les traitements $T0_{(1)}$, T1, T3 et T2 forment le même groupe homogène, et possèdent un nombre de feuilles élevé, qui avoisinant 5 feuilles confirmé par Kubota et Chun, (2000), soulignant que les meilleurs transplants possèdent 5 feuilles (Tableau18 et figure 22).

Tableau 18: Nombre de feuilles par substrat.

Substrat	Moyenne	Ecart-type	Groupes homogènes	Probabilité
$T0_{(1)}$	4,696	0,851	A	0,0000
T1	4,607	0,593	A	
T2	4,321	0,741	A	
$T0_{(2)}$	0,446	1,320	B	
T3	4,428	0,950	A	

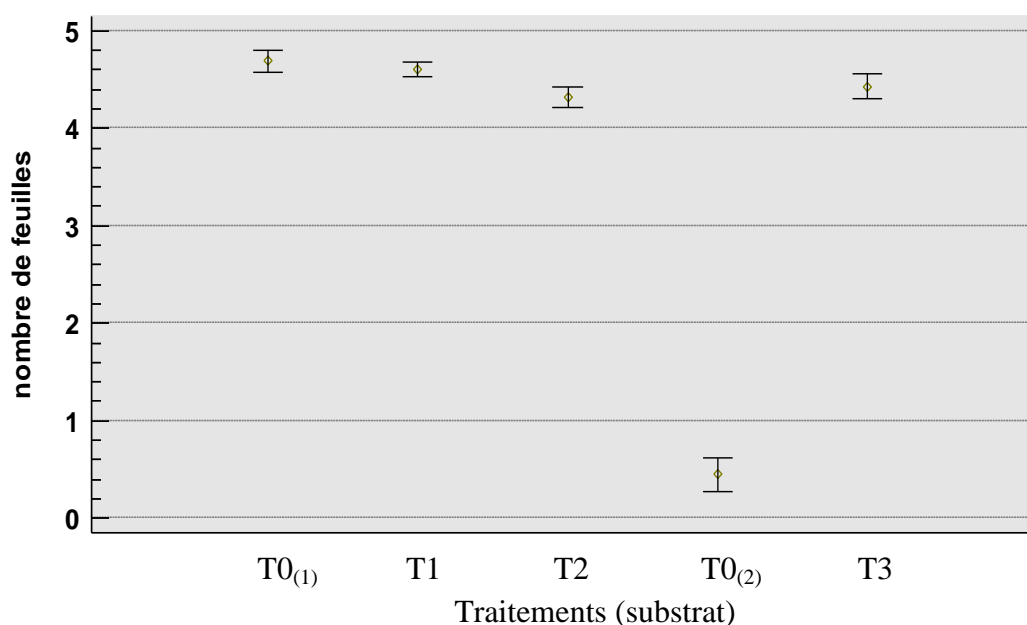


Figure 22: Nombre de feuilles par substrat.

2.2. Paramètres biochimiques

2.2.1. Chlorophylle A

Le paramètre de la chlorophylle A ne révèle aucune différence significative entre les cinq traitements (Annexes 15 et 16). Les valeurs obtenues sont proches de celles publiées dans l'étude de (Ould djeh et *al.*, 2006). (Tableau 19 et figure 23)

Tableau 19 : Chlorophylle A (microgramme/ g MF) par substrat.

Substrats	Moyenne	Ecart-type	Groupes homogènes	Probabilité
T0 ₍₁₎	0,392	0,188	A	0,0919
T1	0,333	0,157	A	
T2	0,201	0,090	A	
T0 ₍₂₎	0,158	0,0389	A	
T3	0,499	0,195	A	

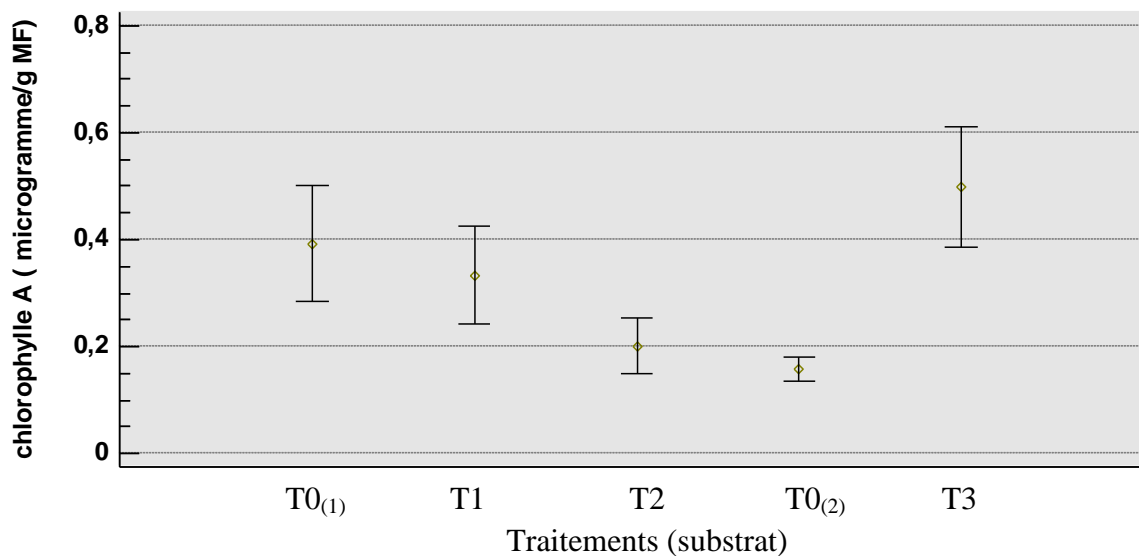


Figure 23 : Chlorophylle A (microgramme/ g MF) par substrat.

2.2.2. Chlorophylle B

L'analyse de la variance (Annexe 17), ainsi que le test Newman et Keuls (Annexe 18) ne révèlent pas une différence significative entre les traitements étudiés. Les concentrations de chlorophylles B trouvées sont similaires à celles trouvées par (Abbad, 2011) (Tableau 20 et figure 24).

Tableau 20 : Chlorophylle B (microgramme/ g MF) par substrat.

Substrats	Moyenne	Ecart-type	Groupes homogènes	Probabilité
T0 ₍₁₎	0,220	0,117	A	0,1166
T1	0,200	0,162	A	
T2	0,176	0,081	A	
T0 ₍₂₎	0,146	0,007	A	
T3	0,401	0,124	A	

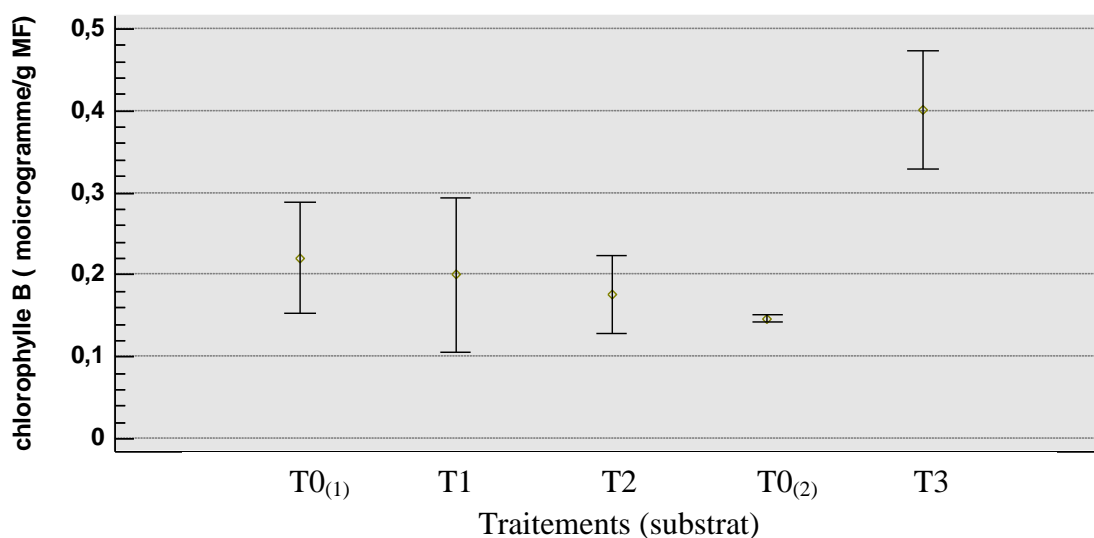


Figure 24: Chlorophylle B (microgramme/ g MF) par substrat.

2.2.3. Proline

Le test Newman et Keuls (annexe 20) et l'analyse de la variance (Annexe 19) mettent en évidence une différence significative entre les cinq traitements de l'expérimentation.

Les résultats expriment une forte teneur en proline pour les traitements T0₍₂₎ (0.131 µg/ g MF), ce qui montre clairement que ce substrat (tourbe blonde), a un effet négatif et provoque des stress prononcés chez les jeunes plants maraichers.

Les valeurs obtenues du groupe homogène A sont stables et correspondent aux résultats obtenus sur des plants non stressés (Belkhodja et Bidai, 2004). (Tableau 21 et figure 25)

Tableau 21 : Doses de la proline (microgramme/ g MF) pour chaque substrat.

Substrats	Moyenne	Ecart-type	Groupes homogènes	Probabilité
T0 ₍₁₎	0,343	0,115	A	0,0057
T1	0,173	0,103	A	
T2	0,239	0,116	A	
T0 ₍₂₎	0,612	0,131	B	
T3	0,307	0,068	A	

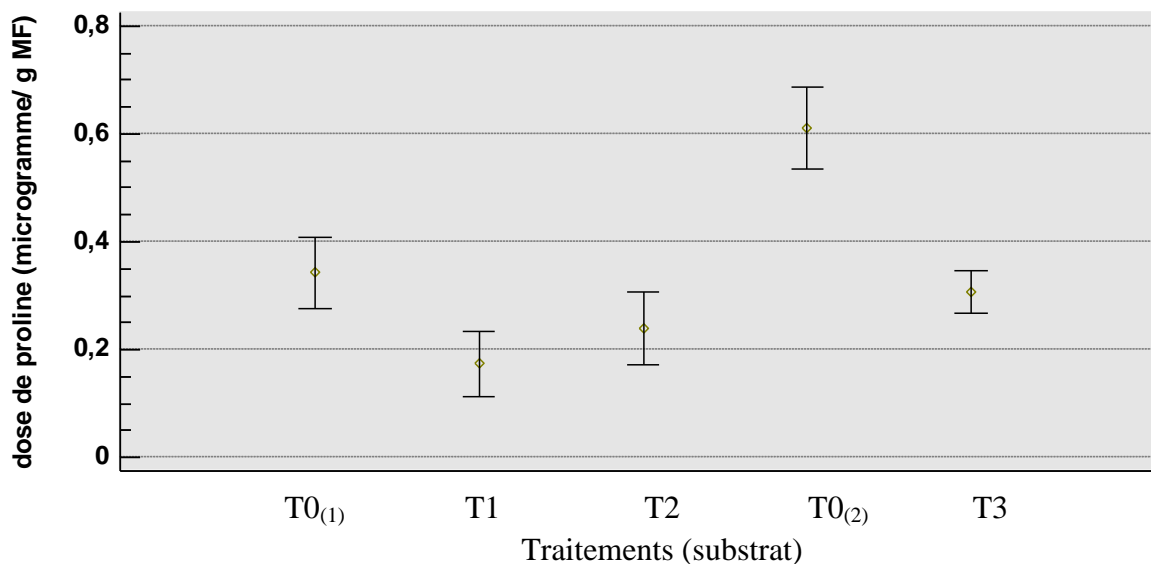


Figure 25 : Doses de la proline (microgramme/g MF) pour chaque substrat.

Conclusion

Conclusion

Au terme de cette étude sur les potentialités d'une mousse végétale à savoir la sphaigne du Chili. Les résultats montrent avec certitude que la tourbe brune reste le meilleur substrat avec ($1,355 \text{ g} \pm 0,410$ pour le paramètre biomasse fraîche aérienne), car il nous offre des transplants maraichers avec un bon état physiologique et une bonne vigueur. Notons également qu'une grande homogénéité entre les plants est observée, cette constatation est primordiale pour un horticulteur professionnel.

L'utilisation de la sphaigne comme substrat de substitution a montré que la sphaigne en combinaison avec la fiente de volaille a donné les meilleurs résultats avec ($0,632 \text{ g} \pm 0,180$ pour le paramètre biomasse fraîche sous-terreine).

Notons que la sphaigne a une forte capacité de rétention d'eau alors que la fiente de volaille a une bonne base d'alimentation phospho-azotée pour les jeunes plants de tomate.

Le pH indiqué dans les caractéristiques de la sphaigne comme étant très acide et avoisinant la valeur de 4, n'a pas eu d'effet négatif sur les plantules, et même que la tentative de correction de ce pH par de la chaux éteinte a induit des résultats négatifs pour certains paramètres.

Quant au traitement constitué de tourbe blonde, avec un pH de 4.3 similaire à celui de la sphaigne, nous avons enregistré de très faibles taux de germination (7.14 %), ainsi que pour l'ensemble des paramètres morphologiques étudiés. Ce substrat n'est pas destiné pour le semis direct de graines sensibles telles que les graines maraichères, il est à noter aussi qu'il ne peut être utilisé seule mais plutôt en mélange avec d'autres substrats horticoles. Les effleurements salins observés autour des alvéoles de ce traitement, nous poussent à suspecter un taux de sel très élevé provoquant systématiquement une toxicité pour les plantes encore juvéniles.

Les résultats obtenus durant notre expérimentation nous permettent d'encourager l'utilisation de la sphaigne, car elle possède toutes les potentialités requises pour faire d'elle un bon substrat horticole durable. Mais pour aboutir à cela nous devons travailler davantage pour trouver les meilleures combinaisons et les meilleurs additifs qui permettront de majorer les performances de la sphaigne seule et même celles de la tourbe brune.

Pour cela il est souhaitable de reprendre cette étude préliminaire et d'approfondir le travail de recherche. Il est conseillé de combiner la sphaigne avec d'autres substrats horticoles afin d'obtenir une meilleure performance.

Perspectives :

Il serait intéressant de se pencher sur les mécanismes, processus de régénération et/ou production artificielle de cette bryophyte (biomasse de sphaigne), afin de s'autosuffire en substrat et de substituer la tourbe, dont le coût est élevé par de la sphaigne.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

- 1-ABBAD M.** (2011). Impact des sels nocifs sur le comportement éco-physiologique de la culture de tomate (*lycopersicum exculuntum mill*) variété saint_pierre cultivée dans un milieu salin naturel. Mémoire Magister université SAAD DAHLEB Blida. Pp 75.
- 2-AJAJ A, EL-ASSFOURI A, OUAZZANI TOUHAMI A, BENKIRANE R, FENNANE M et DOUIRA A,** (2007), Inventaire de la collection des lichens et champignons lichénicoles de l'Herbier national "RAB" de l'Institut Scientifique (Rabat, Maroc). Ed : L'institut Scientifique de Rabat, n°21, Pp 1-70.
- 3-ALDO C.** (2009). Réussir ses semis comme un pro. Ed : Devecchi. Pp 126.
- 4-ANONYME.** (2002). Conférence de presse home, nature, pesticide. Avec participation de LFDR, POC et univers nature. France. Pp 10-19.
- 5-ANONYME.** (1988). Les cultures protégées en climat méditerranéen. Rome. Pp 315.
- 6-ANONYME.** (2013). Données statistiques officielles du ministère de l'agriculture et du développement rural algérien. Série B. Pp 3.
- 7-ARVY M. et GALLOUIN F.** (2007). Légumes d'hier et d'aujourd'hui. Ed : Belin, Paris, Pp481.
- 8-BELKHODJA M et BIDAI Y.** (2004). Analyse de la proline pour l'étude de la résistance d'une halophyte *Atriplex halimus L.* à la salinité. Ed : Laboratoire de Physiologie Végétale, Faculté des Sciences, Université d'Oran Algérie. Pp 1-8.
- 9-BENTON JONES J.**(2008). Tomato plant culture. Ed : CRC press. Seconde edition. Newyork. Pp 399.
- 10-BLANCARD D.** (2010).Les maladies de la tomate, identifier, connaitre, maitriser. Pp 647.
- 11-CAMPEAU S. ROCHEFORT L. ET PRICE J S.** (2004). On the use of shallow basins to restore cutover peatlands: Plant establishment. Ed : Restoration Ecology 12. Pp 482.
- 12-CHAUX C et FOURY CL.** (1994). Production légumières. Tome 3 : Légumineuses potagères, légumes fruits. Ed : Lavoisier, Paris, 477P.
- 13-CLAUDE V et GILBERT B.** (1999). Les techniques de cultures en multicellules. Les presses de l'université de LAVAL. Canada. 304P.

- 14-DAHBAOUI N.** (2012). Etude de l'effet de deux types d'engrais organiques sur la production de la tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) conduite sous serre en système biologique. Thèse : Ing. Agro. Blida. Pp 80.
- 15-DOMINIQUE B, LATERROT H, MARCHOUX G, CANDRSSE T,** (2009) in **DAHBAOUI N.** (2012). Les maladies de la tomate: identifier, connaître, maîtriser. éd: Quae, Pp 690.
- 16-DUCHAUFOR PH.** (1984). Pedologie 1 : pédogenèse et classification. Masson & CieEditeurs. 2eme. Edition. Pp 477.
- 17-EI FADL A et CHTAINA N.** (2010). Etude de base sur la culture de la tomate au Maroc. Ed : FAO. Pp 110.
- 18-FRANCIS N.** (1970). Cooper enzymes in isolated chloroplastes. Plant Physiology. N° 24. Pp 1-15.
- 19-GAUDIG G. et JOOSTEN H.** (2002). Peat moss (Sphagnum) as a renewable resource – An alternative to Sphagnum peat in horticulture. Dans Peat in horticulture - quality and environmental challenges. Proceeding of the 2002 International Peat Society Symposium, Parnu, Estonia, 3 au 6 septembre 2002.
- 20-GOBAT J. M, ARAGNO M et MATTHEY Y.** (2003). Le sol vivant. 2eme edition. Presse polytechnique et universitaire romandes. Pp 192.
- 21-GROSSNICKLE S.C.** (2005). Importance of root growth in overcoming planting stress. ed : New For. Pp 294.
- 22-HELENE F P.** (2010) établissement d'espèces de sphaignes dans un contexte de production de biomasse. Ed : Université Laval. Pp 124.
- 23-JEAN-MARIE P,** 2007, la culture des tomates. Ed: ARTE MIS, 92 P.
- 24-KOLEV N.** (1976). Les cultures maraichères en Algérie. Tome 1, Ed : FAO, 210P.
- 25-KRAMOU R.** (2011). Etude de l'effet de deux types d'engrais organiques sur la production de la tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) conduite en système biologique cultivée sous serre. Université Blida. Pp 80.
- 26-KUBOTA C et CHUN C.**(2000). Transplant production in the 21st century. Ed : Kluwer academic publishers. Pp 221.
- 27-LAMHAMEDI M., RENAUD M, DESJARDINS P et VEILLEUX L.** (2009). Mise à l'échelle opérationnelle du traitement hâtif de jours courts sur la morfo-physiologie et l'insuffisance racinaire des plants d'épinette noire produits en tunnel. Mémoire de recherche forestière, Ministère des Ressources naturelles et de la Faune. Québec. Pp 167.
- 28-LEMAIRE F, DARTIGUES A, RIVIERE L.M et CHARPENTIER S.** cultures en pots et conteneurs .ed : INRA. Paris. 1989. Pp 184.

- 29-LEMOINE E.** (1999). Guide des légumes du monde. Ed : Delachaux et nistlé, Paris, Pp 200.
- 30-LESKOVAR D J. ET CANTLIFFE D F.** (1990). Does the initial condition of the transplants affect tomato growth and development?, Ed : Proc. Fla. State Hort. Soc. Pp 148.
- 31-MONNEVEUX PH et NEMMAR M.** (1986). Contribution à l'étude de la résistance à la sécheresse chez le blé tendre (*Triticum aestivum* L.) et chez le blé dur (*Triticum durum* Desf.): Etude de l'accumulation de la proline au cours du cycle de développement. *Agronomie*, 6. Pp 590.
- 32-MORARD P.** (1995). Les cultures végétales hors sol. ed : publications agricoles, Agen. Pp136.
- 33-NICOLAS J.P et ROCHE-HAMON Y.** (1987). la pépinière Ed : TEC et DOC. Paris. Pp 165.
- 34-OULD DJEH T, DALI N, BETTAIEB T, BEN SALAH A.**(2006), Influence métabolique du CO₂ atmosphérique sur la tomate cultivée en milieu saumâtre. Cahiers Agricultures. Volume 15, Numéro 5, Pp 447.
- 35-OUSMANE A.** (2011). Effet de différentes doses potassiques et du paillage plastique sur la culture de la tomate sous serre. Thèse : Ing. Agro.Blida .Pp55.
- 36-PAIEMENT I.** (2011). Effets des propriétés physico-chimiques du substrat sur la croissance et la physiologie des plants d'épinette blanche. Ed : Université LAVAL. QUÉBEC. Pp 112.
- 37-PAYETTE S et ROCHEFORT L.** (2001). Ecologie des tourbières du Québec Labrador. Les presses de l'université LAVAL. Pp 365.
- 38-PERALTA I E. KNAPP S. SPOONER D M.** (2006). Report of the tomato genetics cooperative. Ed : *TGC REPORT* n°56, Pp10.
- 39-PREVOT A.R.** (1970): Humus. Biogenese, Biochimie, Biologie. La tourelle, France.Pp 342.
- 40-QUINTY F et ROCHEFORT L.,** (2003) : Guide de restauration des tourbieres. 2eme edition. Association Canadienne de mousse de sphaigne et Ministere des ressources Naturelles du Nouveau-Brunswick. Quebec. Pp 4.
- 41-REGAL.** (1996). Répertoire général des aliments. Pp65.
- 42-SCHMILEWSKI ET ROCHEFORT L.** International Peat Society, Jyvaskylâ, Finlande. Pp 117-125.
- 43-SNOUSSI SA,** (2010) Rapport de mission, Etude de base sur la tomate en Algérie. Pp52.

- 44-SNYDER, R.C.** (1995). *Starting Vegetable Transplants*, Ed : Extension Service Publication 1995, Mississippi State University, Mississippi State, MS. Pp 162.
- 45-TURNER M.** (2013) Les semences. Ed : Quae,CTA.Presses agronomique de Gembloux. Pp 63.
- 46-VAVRINA C S et ORZOLEK M D** (1993). Tomato transplant age: a review. Ed: HortTechnology. N° 3. Pp 316.
- 47-VIDRIL V.** (2013). Revue : le lien horticole. Dossier : tourbes des substrats allégé. N°: 848-849. Pp16.
- 48-WOLF B.**(1999). The fertile triangle: The interrelationship of air, water, and nutrients in maximizing soil productivity. Ed: Food Products. New York. Pp 463.

Webographie :

- 49-BROWN S** (2003). *Sphagnum cristatum*. Ed :Australian National Botanic Gardens Web site: <http://www.anbg.gov.au/gnp/interns-2002/sphagnum-cristatum.html>
- 50-BRUMMITT, R.K.** (2008). Sphagnum (Sphagnaceae), Ed : The Culture Sheet. Web site: <http://culturesheet.org/sphagnaceae:sphagnum>

Annexes

Annexe 01 : Analyse de la variance : Hauteur finale des plants.

<i>Source</i>	<i>Somme des carrés</i>	<i>Ddl</i>	<i>Carré moyen</i>	<i>F</i>	<i>Probabilité</i>
A:substrat	1810,5	4	452,624	937,47	0,0000
B:BLOC	20,6307	3	6,87691	14,24	0,0000
RESIDU	131,326	272	0,482815		
TOTAL	1962,45	279			

Annexe 02 : Test Newman et Keuls : Hauteur finale des plants.

<i>substrat</i>	<i>Effectif</i>	<i>Moyenne MC</i>	<i>Ecart-type MC</i>	<i>Groupe homogène</i>
T3	56	0,428571	0,0928531	X
T2	56	5,86161	0,0928531	X
T1	56	6,32589	0,0928531	X
T0	56	7,09821	0,0928531	X
T4	56	7,31339	0,0928531	X

Annexe 03 : Analyse de la variance : Diamètre des plants.

<i>Source</i>	<i>Somme des carrés</i>	<i>Ddl</i>	<i>Carré moyen</i>	<i>F</i>	<i>Probabilité</i>
A:substrat	172,089	4	43,0222	87,21	0,0000
B:BLOC	0,505821	3	0,168607	0,34	0,7951
RESIDU	134,175	272	0,493292		
TOTAL	306,77	279			

Annexe 04 : Test Newman et Keuls : Diamètre des plants.

<i>substrat</i>	<i>Effectif</i>	<i>Moyenne MC</i>	<i>Ecart-type MC</i>	<i>Groupe homogène</i>
T3	56	0,375	0,0938551	X
T2	56	2,15357	0,0938551	X
T1	56	2,17857	0,0938551	X
T4	56	2,29464	0,0938551	X
T0	56	2,57143	0,0938551	X

Annexe 05 : Analyse de la variance : Biomasse fraiche de la tige.

<i>Source</i>	<i>Somme des carrés</i>	<i>Ddl</i>	<i>Carré moyen</i>	<i>F</i>	<i>Probabilité</i>
A:substrat	60,1849	4	15,0462	168,88	0,0000
B:BLOC	8,00295	3	2,66765	29,94	0,0000
RESIDU	24,233	272	0,0890919		
TOTAL	92,4208	279			

Annexe 06 : Test Newman et Keuls : Biomasse fraiche de la tige.

<i>substrat</i>	<i>Effectif</i>	<i>Moyenne MC</i>	<i>Ecart-type MC</i>	<i>Groupe homogène</i>
T3	56	0	0,0398864	X
T2	56	0,887143	0,0398864	X
T1	56	0,997857	0,0398864	X
T4	56	1,12661	0,0398864	X
T0	56	1,35518	0,0398864	X

Annexe 07 : Analyse de la variance : Biomasse fraiche de la racine.

<i>Source</i>	<i>Somme des carrés</i>	<i>Ddl</i>	<i>Carré moyen</i>	<i>F</i>	<i>Probabilité</i>
A:substrat	13,5859	4	3,39649	177,25	0,0000
B:BLOC	0,14062	3	0,0468733	2,45	0,0642
RESIDU	5,21211	272	0,0191622		
TOTAL	18,9387	279			

Annexe 08 : Test Newman et Keuls : Biomasse fraiche de la racine.

<i>substrat</i>	<i>Effectif</i>	<i>Moyenne MC</i>	<i>Ecart-type MC</i>	<i>Groupe homogène</i>
T3	56	0	0,0398864	X
T2	56	0,887143	0,0398864	X
T1	56	0,997857	0,0398864	X
T4	56	1,12661	0,0398864	X
T0	56	1,35518	0,0398864	X

Annexe 09 : Analyse de la variance : Biomasse sèche de la tige.

Source	Somme des carrés	Ddl	Carré moyen	F	Probabilité
A:substrat	0,315466	4	0,0788666	241,35	0,0000
B:BLOC	0,0191962	3	0,00639875	19,58	0,0000
RESIDU	0,0888814	272	0,00032677		
TOTAL	0,423544	279			

Annexe 10 : Test Newman et Keuls : Biomasse sèche de la tige.

substrat	Effectif	Moyenne MC	Ecart-type MC	Groupe homogène
T3	56	0	0,00241561	x
T2	56	0,0634464	0,00241561	x
T1	56	0,0743929	0,00241561	x
T4	56	0,0851786	0,00241561	x
T0	56	0,0953214	0,00241561	x

Annexe 11 : Analyse de la variance : Biomasse sèche de la racine.

Source	Somme des carrés	Ddl	Carré moyen	F	Probabilité
A:substrat	0,0549664	4	0,0137416	220,50	0,0000
B:BLOC	0,00463143	3	0,00154381	24,77	0,0000
RESIDU	0,0169507	272	0,0000623188		
TOTAL	0,0765486	279			

Annexe 12 : Test Newman et Keuls : Biomasse sèche de la racine.

substrat	Effectif	Moyenne MC	Ecart-type MC	Groupe homogène
T3	56	0	0,00105491	x
T2	56	0,0223214	0,00105491	x
T1	56	0,025	0,00105491	x
T4	56	0,0342857	0,00105491	x
T0	56	0,04125	0,00105491	x

Annexe 13 : Analyse de la variance : Nombre de feuilles.

Source	Somme des carrés	Ddl	Carré moyen	F	Probabilité
A:substrat	745,836	4	186,459	218,43	0,0000
B:BLOC	2,77143	3	0,92381	1,08	0,3570
RESIDU	232,193	272	0,85365		
TOTAL	980,8	279			

Annexe 14 : Test Newman et Keuls : Nombre de feuilles.

substrat	Effectif	Moyenne MC	Ecart-type MC	Groupe homogène
T3	56	0,446429	0,123466	X
T2	56	4,32143	0,123466	X
T4	56	4,42857	0,123466	X
T1	56	4,60714	0,123466	X
T0	56	4,69643	0,123466	X

Annexe 15 : Analyse de la variance : Chlorophylle A.

Source	Somme des carrés	Ddl	Carré moyen	F	Probabilité
Inter-groupes	0,233441	4	0,0583603	2,71	0,0919
Intra-groupes	0,215621	10	0,0215621		
Total	0,449062	14			

Annexe 16 : Test Newman et Keuls : Chlorophylle A.

substrats	Effectif	Moyenne	Groupe homogène
T3	3	0,158	X
T2	3	0,201	X
T1	3	0,333667	X
T0	3	0,392333	X
T4	3	0,499	X

Annexe 17 : Analyse de la variance : Chlorophylle B.

Source	Somme des carrés	Ddl	Carré moyen	F	Probabilité
Inter-groupes	0,12079	4	0,0301974	2,43	0,1166
Intra-groupes	0,124491	10	0,0124491		

Total	0,245281	14			
-------	----------	----	--	--	--

Annexe 18 : Test Newman et Keuls : Chlorophylle B.

substrats	Effectif	Moyenne	Groupe homogène
T3	3	0,146667	X
T2	3	0,176333	X
T1	3	0,200333	X
T0	3	0,220333	X
T4	3	0,401667	X

Annexe 19 : Analyse de la variance : Taux de proline.

Source	Somme des carrés	Ddl	Carré moyen	F	Probabilité
Inter-groupes	0,338026	4	0,0845064	7,09	0,0057
Intra-groupes	0,119184	10	0,0119184		
Total (Corr.)	0,45721	14			

Annexe 20: Test Newman et Keuls : Taux de proline.

substrats	Effectif	Moyenne	Groupe homogène
T1	3	0,173667	X
T2	3	0,239667	X
T4	3	0,307333	X
T0	3	0,343	X
T3	3	0,612	X