

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université Ibn Khaldoun–Tiaret–
Faculté Sciences de la Nature et de la Vie
Département de Biologie



Mémoire de fin d'études

En vue de l'obtention du diplôme de Master académique

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Génétique moléculaire et amélioration de pante

Présenté par :

BENAICHE El-Hadjer

ADID Hadjer

Thème

*Apport du biochar et de l'inoculation mycorhizienne en
condition de déficience en phosphore.*

Soutenu publiquement le : 04/ 07/ 2024

Jury :		Grade
Président :	Dr. BOUFARES Khaled	MCA
Encadrant :	Dr. DAHLIA Fatima	MCA
Co-encadrant :	Dr. TAHIRINE Mohamed	Chercheur (CRSTRA Biskra)
Examineur :	Dr. NEHILA Afaf	MCA
Invité :	Dr. BAROUAGUI Soria	MCB

Année universitaire 2023-2024

Remerciements

Avant tout, nous remercions Allah Le Tout Puissant, Miséricordieux, pour nous avoir donné le courage, la force, la santé et la persistance pour finaliser ce travail dans les meilleures conditions.

Nous exprimons nos remerciements et notre gratitude à notre encadrante Mme DAHLIA Fatima et à notre Co-encadrant Mr. TAHIRINE Mohamed pour avoir accepté de nous superviser, et ne cessant de nous faire bénéficier de leurs nombreux conseils, critiques, compétences et soutien. Nous les remercions de nous avoir guidés dans la réalisation de ce travail scientifique.

Nous exprimerons toute notre reconnaissance à Dr. BOUFARES Khaled pour avoir bien voulu accepter de présider le jury de ce mémoire.

Nos remerciements s'adressent également à Dr. NEHILA Afaf qui a bien voulu consacrer une partie de son temps précieux à examiner ce travail.

Nous remercions également tous les enseignants qui ont contribué efficacement à notre formation.

Nos remerciements s'adressent à l'ensemble de nos camarades de la promotion.

Enfin, nous remercions vivement tous ceux qui, de près ou de loin, ont contribué d'une manière ou d'une autre à la réalisation de ce mémoire.

Dédicaces

Je voudrais remercier et dédie ce succès,

À celle qui a été la première à soutenir la réalisation de mon ambition, à celle qui a été mon refuge et ma main droite à chaque étape, à celle à qui j'ai montré mon mode de vie et mon estime de soi, à celle dont les prières bienveillantes m'ont toujours entouré, chère mère.

À la lumière qui a éclairé mon chemin, à celui dont je portais fièrement le nom, à mon premier professeur, l'homme qui s'est efforcé toute sa vie d'être le meilleur, mon cher père.

À la source de ma force, dans mes meilleurs et mes mauvais jours, mes frères Lahcen, Hocine et Noor El-Deen, et à ma seule chère sœur Nadia.

À mes amis en particulier à Sonia, Ikram, Kheira, Ferial, Fatiha, Meriem, Hadjer, Sid Ahmed et Abdelnour pour leur soutien indéfectible et leur amour constant. Leurs encouragements ont été ma motivation.

À toute personne qui m'a apporté son aide, un mot d'encouragement ou une idée, ainsi qu'à ceux que j'aurais pu oublier, je m'en excuse et je vous remercie également.

El-Hadjer

Dédicaces

Je voudrais remercier et dédie ce succès,

À celle qui a été la première à soutenir la réalisation de mon ambition, à celle qui a été mon refuge et ma main droite à chaque étape, à celle à qui j'ai montré mon mode de vie et mon estime de soi, à celle dont les prières bienveillantes m'ont toujours entouré, chère mère.

À la lumière qui a éclairé mon chemin, à celui dont je portais fièrement le nom, à mon premier professeur, l'homme qui s'est efforcé toute sa vie d'être le meilleur, mon cher père.

À la source de ma force, dans mes meilleurs et mes mauvais jours, mes frères Ilyas, Walid, Adel, toufik, Bekhlifa et Miloud.

A mes chères sœurs Amaria, Saadia et Malika.

À mes amis en particulier à Sonia, Ikram, Kheira, Ferial, Fatiha, Meriem, El Hadjer, Sid Ahmed et Abdelnour pour leur soutien indéfectible et leur amour constant. Leurs encouragements ont été ma motivation.

À toute personne qui m'a apporté son aide, un mot d'encouragement ou une idée, ainsi qu'à ceux que j'aurais pu oublier, je m'en excuse et vous remercie également.

Hadjer

Liste des abréviations

CM : Carré Moyen

CMA : Champignons mycorhizien à arbuscules

ddl : Degrés de liberté

F : test *Fisher*

FAO: Food and Agriculture Organization

ITGC : Institut technique des grandes cultures

P: Probability value in statistics

P: Phosphore

Pi: orthophosphate

SCE: Somme des carrés des écarts

Sig: Signification statistique

SPSS: Statistical Package for the Social Sciences (Software)

Liste des figures

Figure 1 : Symptômes de carence en phosphore chez une plante.	5
Figure 2: Schéma d'une coupe transversale des associations symbiotiques entre champignons du sol et racines de végétaux : (A) racine sans mycorhize, (B) endomycorhizes à vésicules et à arbuscules, (C) endomycorhizes à pelotons, (D) ectendomycorhizes, (E) ectomycorhizes chez les angiospermes, (F) ectomycorhizes chez les Gymnospermes (Bâ <i>et al.</i> , 2011).....	8
Figure 3: Ectomycorhizes en manchon sur les racines d'arbres.	9
Figure 4: Endomycorhize et Ectomycorhize	9
Figure 5 : Observation microscopique d'une mycorhize orchidée (Chabani et Tehache,)	10
Figure 6 : Biochar produit à partir de biomasse végétale (Source : https://www.agrireseau.net/agroenvironnement/documents/Major.pdf).....	12
Figure 7 : Propriétés physiques et chimiques affectant l'efficacité d'un biochar typique (Maniraj <i>et al.</i> , 2023).....	16
Figure 8 : Morphologie générale de l'orge.....	19
Figure 9 : Morphologie de la laitue.	21
Figure 10 : Morphologie de pois chiche.....	23
Figure 11 : Etapes de production de biochar.....	27
Figure 12 : Étapes de la production d'un macérat de biochar gélosé.	28
Figure 13: Etape de détermination de pourcentage de germination et des paramètres des croissance.	29
Figure 14 : Collecte du sol de la rhizosphère du jujubier sauvage de la région de Guartoufa.	30
Figure 15 : Quelques étapes de la préparation des racines à la coloration.	32
Figure 16 : Quelques étapes de la récupération des spores des champignons mycorhiziens arbusculaires.....	33
Figure 17 : Observation microscopique des spores des champignons mycorhiziens arbusculaires extraits à partir du sol rhizosphérique de la région de Gartoufa (x 100).....	33
Figure 18 : Quelques étapes de l'installation des cultures.	35
Figure 21 : Variation des rendements en biochar en fonction des températures de pyrolyse et des durées de séjours.	38
Figure 20 : Variation des pourcentages de germination de la laitue sur le macérat de biochar gélosé après 20h (A), 44h (B) et 68h (C).	40
Figure 21 : Variation de la longueur des racines de la laitue poussant sur le macérat gélosé de biochar, au troisième (A) et huitième (B) jours de germination.	42

Figure 22 : Variation de la longueur des coléoptiles et des parties aériennes de la laitue poussant sur le macérat gélosé des biochars au troisième et huitième jours de germination.....	44
Figure 23 : Variation des poids moyens frais (A) et secs (B) des plantules de la laitue après 8 jours de germination.....	45
Figure 24 : Variation des hauteurs des tiges en fonction des concentrations de biochar, l'inoculation mycorhizienne et l'apport de phosphore.....	47
Figure 25 : Variation du nombre de feuilles en fonction des concentrations de biochar, l'inoculation mycorhizienne et l'apport de phosphore.....	48
Figure 26 : Variation des longueurs des racines en fonction des concentrations de biochar, l'inoculation mycorhizienne et l'apport de phosphore.....	49
Figure 27 : Variation des volumes des racines en fonction des concentrations de biochar, l'inoculation mycorhizienne et l'apport de phosphore.....	51
Figure 28 : Variation des poids frais (A) et sec (B) des parties aériennes en fonction des concentrations de biochar, l'inoculation mycorhizienne et l'apport de phosphore.....	52
Figure 29 : Variation des poids frais (A) et sec (B) des parties racinaires en fonction des concentrations de biochar, l'inoculation mycorhizienne et l'apport de phosphore.....	54

Liste des tableaux

Tableau 1: Différents types de mycorhizes (Bâ et al., 2011).	7
Tableau 2 : Résumé des différents modes de pyrolyse avec leurs conditions de procédé et répartition des produits (Novotny et al., 2015).	15
Tableau 3 : Matériel de laboratoire utilisé lors des expériences.	24
Tableau 4 : Informations générales sur le matériel biologique utilisé.	25
Tableau 5 : Températures de carbonisation et les différents temps de séjour pour la production de biochar.	26
Tableau 6 : Préparation des concentrations biochar sol.	34
Tableau 9: Résultats d'analyse des variances de la germination de la laitue semis dans le macérat gélosé du biochar.	39
Tableau 8 : Analyse des variances de la longueur des racines de la laitue poussant sur macérat de biochar.	41
Tableau 9 : Analyse des variances de la longueur des coléoptiles et des parties aériennes des plantules de la laitue poussant sur macérat de biochar.....	43
Tableau 10 : Analyse des variances des poids moyens frais et secs des plantules de la laitue poussant sur le macérat gélosé du biochar	44
Tableau 11 : Analyse des variances de la hauteur des tiges du pois chiche.....	46
Tableau 12 : Analyse des variances du nombre de feuilles du pois chiche.	47
Tableau 13 : Analyse des variances de la longueur des racines du pois chiche.....	49
Tableau 14 : Analyse des variances du volume des racines du pois chiche.	50
Tableau 15 : Analyse des variances des poids frais et secs des parties aériennes du pois chiche.	51
Tableau 16 : Analyse des variances des poids frais et secs des parties racinaires du pois chiche.	53

Table des matières

Remerciements	i
Dédicaces	ii
Liste des abréviations	iv
Liste des figures	v
Liste des tableaux	vii
Table des matières	viii
Introduction	1
Synthèse bibliographique	4
1. Déficience en phosphore	4
1.1. Généralités sur le phosphore et son rôle chez les plantes	4
1.2. Symptômes du phosphore chez les plantes	4
1.3. Formes du phosphore dans le sol	5
1.4. Mécanismes produits par la plante pour palier la déficience en phosphore	6
2. Mycorhizes	6
2.1. Généralités sur les Mycorhizes	6
2.2. Type des mycorhizes	7
2.2.1. Ectomycorhizes	8
2.2.2. Endomycorhizes à vésicules et arbuscules	9
2.2.3. Mycorhizes orchidoïdes	10
2.3. Symbiose mycorhizienne	10
2.4. Morphologie racinaire	10
2.5. Rôle écologique de mycorhizes	11
3. Biochar	11
3.1. Généralités sur le Biochar	11
3.2. Classification du biochar	13
3.3. Production de biochar	13
3.4. Différents types de pyrolyse	13
3.4.1. Pyrolyse lente	14
3.4.2. Pyrolyse rapide	14
3.4.3. Pyrolyse éclair	14
3.5. Propriétés du biochar	15

3.5.1.	Propriétés physiques.....	15
3.5.2.	Propriétés chimiques	16
3.6.	Intérêt du biochar.....	17
4.	Généralités sur les plantes utilisées.....	18
4.1.	Orge	18
4.1.1.	Généralités.....	18
4.1.2.	Classification.....	18
4.1.3.	Description morphologique.....	18
4.2.	Laitue.....	20
4.2.1.	Généralités.....	20
4.2.2.	Classification.....	20
4.2.3.	Description morphologique.....	20
4.2.4.	Exigences pédoclimatiques	21
4.3.	Pois chiche.....	21
4.3.1.	Généralités.....	21
4.3.2.	Classification.....	22
4.3.3.	Description morphologique.....	22
4.3.4.	Exigences pédoclimatiques	23
Chapitre 1 : Matériel et méthodes		24
1.	Objectifs.....	24
2.	Lieu de déroulement des expérimentations.....	24
3.	Matériel.....	24
3.1.	Matériel de laboratoire.....	24
3.2.	Matériel biologique.....	24
4.	Méthodes.....	25
4.1	Production de biochar	25
4.1.1	Collecte de la matière première (sciure de bois)	25
4.1.2.	Nettoyage	25
4.1.3.	Broyage	26
4.1.4.	Pyrolyse.....	26
4.2.	Évaluation de la phytotoxicité du biochar	27
4.3.	Préparation de l'inoculum mycorhizien	30
4.4.	Test de l'efficacité du biochar-mycorhizes sur les paramètres de croissance du pois chiche	34

4.4.1.	Seeds preparation	34
4.4.2.	Installation de la culture	34
4.4.3.	Paramètres mesurés	36
5.	Analyses statistiques	36
Chapitre 2 : Résultats et discussion.....		38
1.	Résultats.....	38
1.1.	Rendement en biochar	38
1.2.	Résultats de l'évaluation de la phytotoxicité du biochar	39
1.2.1.	Germination de la laitue sur le macérat gélosé de biochar.....	39
1.2.2.	Paramètres de croissance de la laitue poussant sur le macérat gélosé de biochar	41
1.3.	Evaluation de l'efficacité du biochar et de l'inoculum mycorhizien sur la culture de pois chiche	46
1.3.1.	Hauteur de la tige	46
1.3.2.	Nombre de feuilles	47
1.3.3.	Longueur des racines.....	48
1.3.4.	Volume des racines	50
1.3.5.	Poids frais et secs de la partie aérienne	51
1.3.6.	Poids frais et sec de la partie racinaire	53
2.	Discussions	54
Conclusion.....		56
Références bibliographiques		58
Résumé.....		69

Introduction

Introduction

Les produits végétaux jouent un rôle crucial dans la santé de l'Homme en fournissant des nutriments indispensables tels que les vitamines, les minéraux, les fibres et les antioxydants (Eshel et Martin, 2006). Toutefois, l'actuelle production végétale ne répond pas aux besoins de la population croissante de la planète nécessitant une augmentation de la production végétale. Cela peut être réalisé en sélectionnant les méthodes de culture adéquates (Foley *et al.*, 2011).

Les plantes, elles-mêmes, lorsqu'elles se développent et se multiplient, nécessitent l'oxygène, l'hydrogène et le dioxyde de carbone qu'elles trouvent dans l'air ambiant, ainsi que l'azote (utile pour la croissance et le développement de tous les organes végétaux aériens), le phosphore (important pour la floraison et la fructification des végétaux, favorise la photosynthèse ; renforce la résistance des plantes à la sécheresse, à la chaleur et au froid) et les micronutriments qu'elles peuvent trouver dans le sol (Beauvais, 2011).

Le phosphore (P) est le deuxième nutriment essentiel majeur pour les plantes, nécessaire à la culture croissance et productivité. Malgré que le phosphore soit assez abondant dans de nombreux sols du monde, mais en raison de la moindre mobilité et disponibilité pour les plantes dans la plupart des conditions du sol, il devient l'un des principaux nutriments végétaux limitant la croissance des plantes (Moharana *et al.*, 2018). Le phosphore est immobile dans le sol et forme des complexes insolubles avec la majorité des cations, par conséquent, le mouvement des ions phosphate devient lent dans le sol (Merlin *et al.*, 2020).

Les plantes absorbent préférentiellement le P sous forme de phosphate inorganique (Pi). Cependant, il est extrêmement réactif, s'immobilisant par précipitation avec des cations tels que Ca^{++} , Mg^{++} , Fe^{+++} et Al^{+++} . Sous ces formes, le phosphate est très insoluble et indisponible pour les plantes (Zhang *et al.*, 2023). Bien que de nombreux sols aient une teneur élevée en phosphore (P) organique et inorganique, seule une petite proportion (généralement <1%) est immédiatement disponible pour les plantes (Calonne *et al.*, 2014). L'un des principaux facteurs limitant la croissance des plantes est l'indisponibilité du phosphore dans le sol pendant le développement des plantes (Li *et al.*, 2009). Le phosphore étant un constituant essentiel de l'ADN, de l'ARN, de l'ATP et des phospholipides, sa carence peut entraîner une réduction de nombreux processus métaboliques. Cela inclut la division et le développement cellulaires, la respiration et la photosynthèse (Attarzadeh *et al.*, 2019).

Pour pallier le problème de déficience en phosphore, des alternatives biologiques sont proposés parmi lesquels l'utilisation des champignons mycorhiziens connus pour leur capacité à solubiliser et mobiliser le phosphore dans le sol.

Les champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) sont des relations mutuelles établies entre les racines des plantes et les champignons présents dans la terre (Genre *et al.*, 2020). Le champignon obtient des hydrates de carbone et d'autres facteurs essentiels pour son développement et sa sporulation, et la plante hôte reçoit en retour de l'eau et des nutriments inorganiques absorbés dans le sol, ainsi que des avantages tels qu'une longévité accrue du volume des racines et une résistance aux agents pathogènes (Merlin *et al.*, 2020). Les CMA peuvent également favoriser la croissance des plantes en réduisant différents stress environnementaux extrêmes, tels que la sécheresse, la toxicité des métaux lourds, la salinité et le compactage du sol (Liu *et al.*, 2020). L'effet le plus distinctif des CMA sur la croissance des plantes est l'amélioration de l'approvisionnement en nutriments peu mobiles dans la solution du sol, en particulier le phosphore (P) (Mai *et al.*, 2019).

La fonctionnalité des champignons mycorhiziens à arbuscules peut être améliorée par l'ajout d'amendements au sol. L'un d'entre eux est le biochar, connu pour sa capacité à réduire la libération de carbone dans le sol, car le biochar est résistant aux intempéries et difficile à décomposer. Il peut servir de refuge aux hyphes de CMA et les protéger des champignons, améliorant ainsi la symbiose plante-hôte-champignon. Il a été convenu que l'ajout de biochar modifiait les caractéristiques physico-chimiques du sol, conduisant à une plus grande disponibilité des nutriments du sol et à une meilleure colonisation des racines par les mycorhizes (Mau et Utami, 2014).

Le biochar est produit par pyrolyse de la biomasse dans un environnement pauvre en oxygène, qui est couramment utilisé pour améliorer la fertilité des sols et atténuer les émissions de gaz à effet de serre. L'application de biochar avec des engrais peut améliorer la qualité du sol, la croissance des plantes et la nutrition. Le biochar, avec son hétérogénéité innée de pores et de structure de surface, augmente la surface disponible dans le sol, facilitant les échanges d'eau et de gaz, le recyclage des nutriments et le stockage du carbone (Gujre, 2020).

C'est dans cette optique que notre travail envisage d'étudier l'effet de l'interaction biochar-inoculation mycorhizienne sur les paramètres de croissance du pois chiche, dans des conditions de déficience en phosphore et, ce à travers :

- La production de biochar à partir de sciure de bois, en utilisant différentes températures et durées de pyrolyse ;
- L'évaluation de la phytotoxicité du biochar produit afin de sélectionner le meilleur ;
- Piégeage des endomycorhizes dans les racines de l'orge et leur utilisation comme inoculum.
- Et enfin, évaluation du potentiel de biochar et/ou l'inoculum mycorhizien sur les paramètres de croissance d'une culture de pois chiche en conditions de déficience en phosphore.

Synthèse bibliographique

Synthèse bibliographique

1. Déficience en phosphore

1.1. Généralités sur le phosphore et son rôle chez les plantes

Le phosphore (P), un élément nutritif essentiel et fascinant pour les plantes, est connu pour être impliqué dans une multitude de fonctions dans la croissance, le développement et la digestion des plantes. Étant un constituant important des acides nucléiques, des phytines, des phospholipides, des nucléotides, des coenzymes et des enzymes, il revêt une grande importance dans la transformation de l'énergie, le transfert des caractères héréditaires, la formation des graisses et de l'albumine et l'organisation cellulaire des plantes. Le phosphore stimule le développement et la croissance précoce des racines, contribuant ainsi à l'établissement rapide des semis (Thakur *et al.*, 2014).

Le phosphore joue un rôle essentiel dans les métabolismes énergétiques, dans les mécanismes de transfert cellulaire, dans la respiration et dans la photosynthèse de la culture. Le phosphore est également un élément essentiel de l'acide désoxyribonucléique (ADN) et de l'acide ribonucléique (ARN) qui contiennent le code génétique de la plante et qui jouent un rôle dans la production de protéines, d'autres composés essentiels à la structure de la plante, au rendement en graines et dans le transfert génétique (Mardamootoo *et al.*, 2021).

Le phosphore est absorbé par la plante sous forme de H_2PO_4^- ou de HPO_4^{2-} (ions orthophosphates), selon le pH du sol. Bien qu'il ait été suggéré que les plantes absorbent également des composés organiques solubles de faible poids moléculaire (c'est-à-dire l'acide nucléique et la phytine), ces composés sont probablement convertis en ions orthophosphate dans la rhizosphère. L'absorption par les plantes de HPO_4^{2-} est beaucoup plus lente qu'avec H_2PO_4^- (Mardamootoo *et al.*, 2021).

1.2. Symptômes du phosphore chez les plantes

Les symptômes de carence en phosphore chez les plantes reflètent les rôles du P dans les cellules végétales. La carence en phosphore entraîne un port diminutif ou grêlé, des angles foliaires aigus, une suppression du tallage, une dormance prolongée, une sénescence précoce et une diminution de la taille et du nombre de fleurs et des bourgeons (Fig. 1). Elle entraîne aussi des anomalies chloroplastiques, une réduction progressive des taux de la division cellulaire, de l'expansion cellulaire, de la photosynthèse et de la respiration, et des changements dans l'abondance de métabolites tels que C, N et S et des concentrations de régulateurs de croissance des plantes (White et Hammond, 2008).



Figure 1 : Symptômes de carence en phosphore chez une plante.

(Source : <https://search.app.goo.gl/cPGMkdV>)

Les symptômes de carence en phosphore apparaissent d'abord chez les feuilles les plus âgées. Des pigments rouge, violet ou bruns se développent chez les feuilles, en particulier le long des nervures. C'est une conséquence de production d'anthocyanes, induite par l'augmentation des concentrations de saccharose foliaire qui protège les acides nucléiques et les chloroplastes (White et Hammond, 2008).

1.3. Formes du phosphore dans le sol

Le phosphore dans les sols peut exister sous forme organique et inorganique. Le P organique est présent dans la matière organique du sol, tandis que le P inorganique peut exister sous diverses formes, notamment l'ortho-phosphate, les phosphates condensés et les polyphosphates. L'ortho-phosphate (P_i) est la principale forme de phosphore inorganique disponible pour l'absorption par les plantes. Il peut se dissoudre dans l'eau du sol, le rendant ainsi disponible pour l'absorption par les plantes (Rassaei., 2023).

La teneur moyenne en Phosphore dans le sol est d'environ 0,05% (p/p), mais seulement 0,1% du phosphore total est disponible pour les plantes en raison de sa faible solubilité et de sa fixation rapide dans le sol (Jyoti et al., 2018). En solution dans le sol, à pH neutre (7 à 7,2), les formes de HPO_4^{2-} et $H_2PO_4^-$ sont presque égales. Une augmentation supplémentaire du pH augmente la proportion de la forme HPO_4^{2-} , une forme moins préférée par la plante pour l'absorption par rapport à $H_2PO_4^-$ (Manoj *et al.*, 2018).

Dans certains sols, les ions orthophosphates peuvent se lier étroitement aux particules du sol (calcaire, aluminium, fer, etc.), réduisant ainsi leur disponibilité pour les plantes. Par exemple, dans les sols acides, les ions orthophosphate peuvent réagir avec les ions aluminium et fer pour former des composés insolubles, réduisant ainsi leur disponibilité pour les plantes. De même, dans les sols à forte teneur en calcium, les ions orthophosphate peuvent réagir avec

les ions calcium pour former du phosphate de calcium, moins soluble que l'orthophosphate. Les phosphates condensés, tels que le pyrophosphate et le tripolyphosphate, ne sont généralement pas disponibles pour les plantes tant qu'ils ne sont pas hydrolysés en orthophosphate. Les polyphosphates, en revanche, peuvent être une source importante de phosphore dans le sol, mais ils ne sont pas facilement assimilables par les plantes tant qu'ils ne sont pas décomposés en orthophosphate (Rassaei, 2023).

1.4. Mécanismes produits par la plante pour palier la déficience en phosphore

Les plantes sujettes à une déficience du phosphore maximisent le volume du sol exploité et donc la quantité de P_i disponible, en augmentant la surface effective de leurs racines. Les plantes répondant à une déficience en P augmentent la formation et l'élongation des racines latérales et réduisent l'élongation des racines primaires (Hammond *et al.*, 2004).

Les formes insolubles de P telles que le phosphate tricalcique (Ca_3PO_4), le phosphate d'aluminium (Al_3PO_4), le phosphate de fer (Fe_3PO_4), etc. peuvent être converti en Phosphore soluble par des organismes solubilisant le Phosphore habitant différents écosystèmes du sol. Les plantes font recours à des associations symbiotiques avec ces microorganismes pour en bénéficier des formes insolubles de phosphore (Jyoti *et al.*, 2018). Ils forment davantage d'associations avec des champignons mycorhiziens (Hammond *et al.*, 2004).

2. Mycorhizes

2.1. Généralités sur les Mycorhizes

Les mycorhizes ont été définies comme une association symbiotique d'un champignon avec les racines d'une plante à graines, comme celles du hêtre et d'autres Fagaceae, celles de nombreuses landes (Ericaceae), d'orchidées (Orchidaceae) et de la plupart des saprophytes" (Kelley, 1931). C'est une « symbiose durable » qui se forme entre les racines des plantes et certains champignons présents dans le sol. Plus de 80 % des espèces de plantes vasculaires ont ou pourraient avoir des symbioses mycorhiziennes dans leurs racines. Chaque symbiose repose sur des échanges mutuels. Les mycorhizes jouent un rôle crucial dans le lien entre le sol, les plantes et les micro-organismes (Duponnois, 2010).

Les champignons mycorhiziens à arbuscules (ordre des Glomales), sont considérés comme des biotrophes obligatoires qui dépendent entièrement de leur partenaire végétal pour leur approvisionnement en carbone (Hodge *et al.*, 2001). En contrepartie, les champignons mycorhiziens à arbuscules, qui sont présents dans la majorité des habitats naturels, fournissent

une série de services écologiques aux plantes. Ils améliorent la nutrition des plantes, la résistance et la tolérance aux stress, ainsi que la structure et la fertilité du sol (Chen *et al.*, 2018).

2.2. Type des mycorhizes

Selon leur écologie, leur morphologie et leur structure, sept types de mycorhizes sont classés : mycorhizes à vésicules et à arbuscules ou mycorhizes à arbuscules, ectomycorhizes, ectendomycorhizes, mycorhizes arbutoïdes, monotropoïdes, éricoïdes et orchidoïdes (Fig. 2, Tableau 1). Les mycorhizes à arbuscules, les mycorhizes orchidoïdes et les ectomycorhizes sont les organismes les plus courants et les plus étudiés. Les mycorhizes à arbuscules sont les plus simples et les plus courantes dans les écosystèmes naturels et cultivés (Bâ *et al.*, 2011).

Les mycorhizes chez les arbres forestiers sont principalement composés d'ectomycorhizes (Hêtre, Chêne, Bouleau, Epicéa, Sapin, Pin, Douglas) et d'endomycorhizes à vésicules et arbuscules (Merisier, Frêne, Erable, Noyer) (Fig. 2). Si la majorité des essences forestières sont associées à l'un ou à l'autre type, certaines sont associées aux deux (Peuplier, Saule, Aulne) (Le Tacon et Garbaye, 1986).

Tableau 1: Différents types de mycorhizes (Bâ *et al.*, 2011).

	MA ⁽¹⁾	ECM ⁽²⁾	Ectendo- mycorhizes	Mycorhizes arbutoïdes	Mycorhizes monotropoïdes	Mycorhizes éricoïdes	Mycorhizes orchidoïdes
Champignons							
Hyphes							
Avec cloison	-	+	+	+	+	+	+
Sans cloison	+	-	-	-	-	-	-
Arbuscules	+	-	-	-	-	-	-
Pelotons	-	-	+	+	+	+	+
Monteau	-	+	+ ou -	+ ou -	+	-	-
Riseau de Hartig	-	+	+	+	+	-	-
Taxon	Gloméro.	Basidio., Asco., Gloméro.	Basidio., Asco.	Basidio.	Basidio.	Asco.	Basidio.
Plantes hôtes							
Taxon	Bryo., Ptérido., Gymno., Angio., +(-)*	Gymno., Angio.,	Gymno., Angio.,	Erica.,	Monotropa.,	Erica., Bryo.	Orchida.
Chlorophylle		+	+	+	-	+	- **

⁽¹⁾ MA = mycorhizes à arbuscules ; ⁽²⁾ ECM = ectomycorhizes ; - absent ; + présent ; * rare ; ** les Orchidaceae ne sont pas chlorophylliennes au stade juvénile ; plusieurs Orchidaceae sont chlorophylliennes au stade adulte ; **Gloméro.** : Gloméromycète ; **Basidio.** : Basidiomycète ; **Asco.** : Ascomycète ; **Bryo.** : Bryophyte ; **Ptérido.** : Ptéridophyte ; **Gymno.** : Gymnosperme ; **Angio.** : Angiosperme ; **Erica.** : Ericaceae ; **Monotropa.** : Monotropaceae ; **Orchida.** = Orchidaceae.

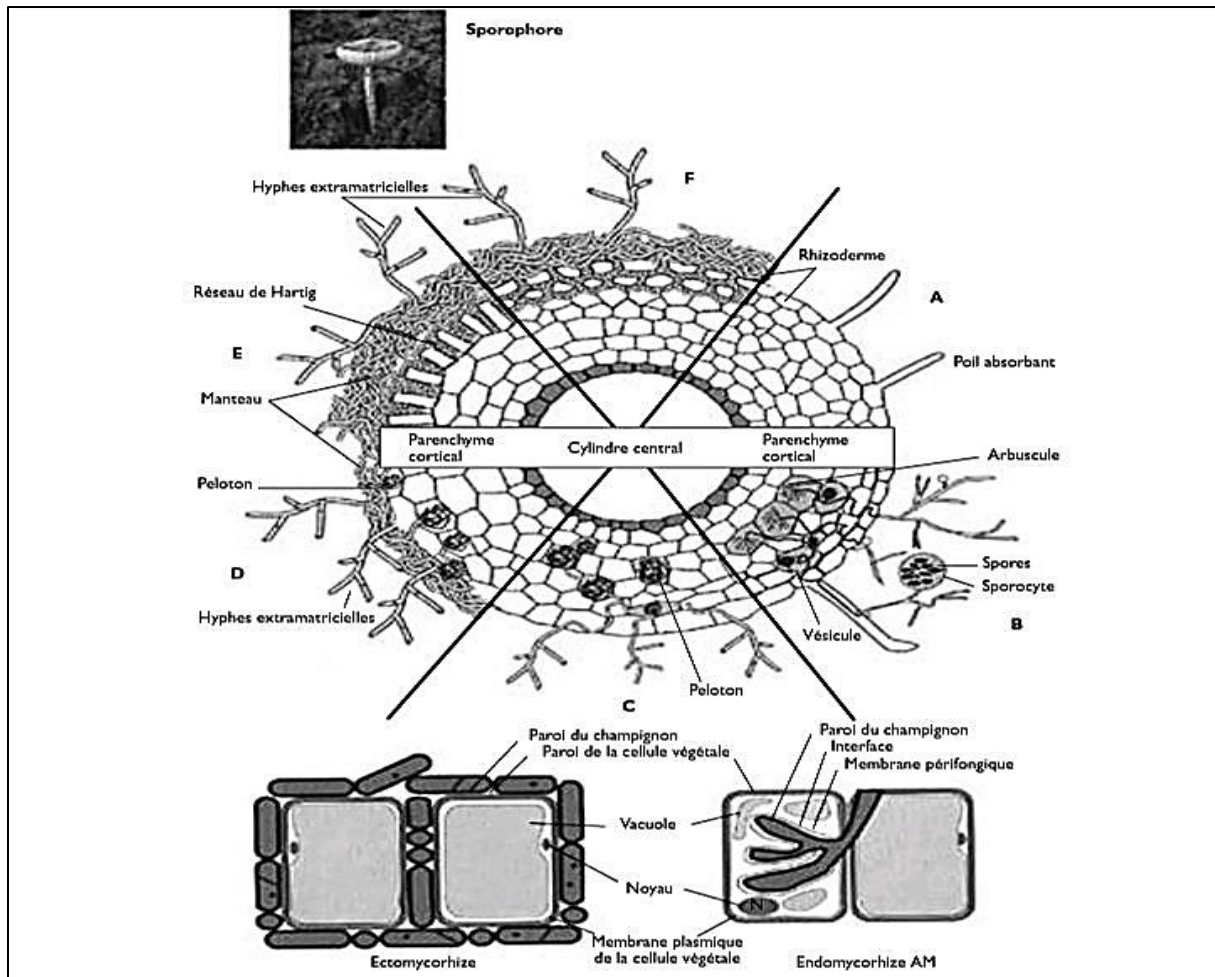


Figure 2: Schéma d'une coupe transversale des associations symbiotiques entre champignons du sol et racines de végétaux : (A) racine sans mycorhize, (B) endomycorhizes à vésicules et à arbuscules, (C) endomycorhizes à pelotons, (D) ectendomycorhizes, (E) ectomycorhizes chez les angiospermes, (F) ectomycorhizes chez les Gymnospermes (Bâ *et al.*, 2011).

2.2.1. Ectomycorhizes

La symbiose ectomycorhizienne est présente chez 3 à 5 % des plantes vasculaires et est principalement liée aux dicotylédones. En raison de la symbiose ectomycorhizienne, la morphologie racinaire est profondément modifiée : les poils absorbants sont absents et un manteau d'hyphes, dit « manteau fongique », entoure les racines nourricières. Les associations endomycorhiziennes sont prédominantes dans les écosystèmes tropicaux, notamment au sud du Sahara, et le type ectomycorhizien est principalement présent chez les Caesalpinioideae, les Diptérocarpacées et les Euphorbiacées (Fig. 3) (Duponnois *et al.*, 2010).

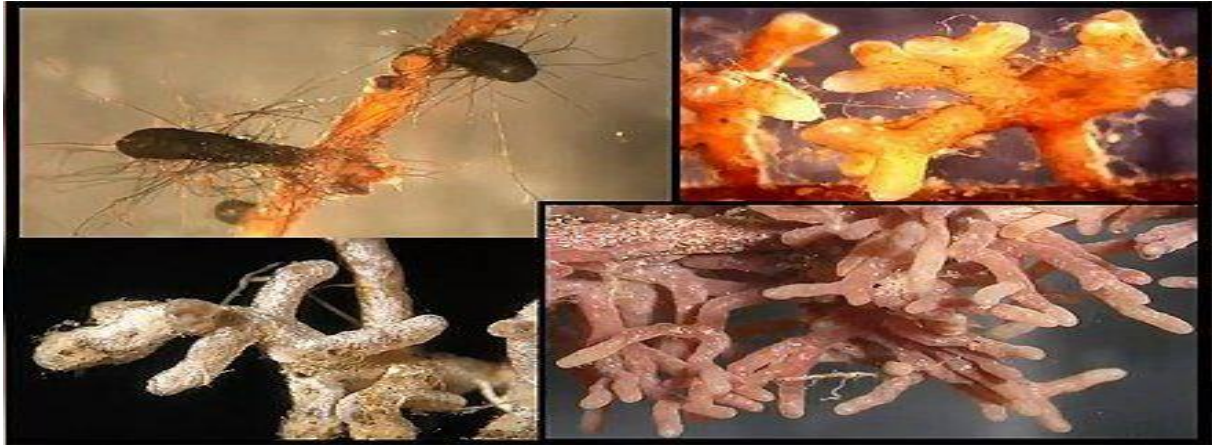


Figure 3: Ectomycorhizes en manchon sur les racines d'arbres.

(Source : Content://media/external/downloads/1000086647)

2.2.2. Endomycorhizes à vésicules et arbuscules

Les endomycorhizes se distinguent par leurs arbuscules (mycorhizes arbusculaires), tandis que certaines endomycorhizes seront à la fois arbusculaires et vésiculaires, ce qui est connu sous le nom de mycorhizes arbusculaires vésiculaires (Fig. 4). La surface des racines est améliorée par les hyphes mycorhiziens qui pénètrent dans les cellules corticales de la racine hôte et s'étendent vers l'extérieur dans les environs du sol. Ces vésicules servent à conserver les aliments, tandis que les arbuscules participent à l'échange des ions minéraux du sol (phosphore, magnésium, fer, etc.) que le mycorhize apporte à la plante hôte. Grâce à cette symbiose, les mycorhizes apportent de manière plus efficace aux plantes hôtes des minéraux, des ions et de l'eau du sol, tandis que les plantes hôtes fournissent du carbone aux champignons (glucides), car le mycorhize ne peut pas synthétiser des glucides par photosynthèse (Davies *et al.*, 2000).

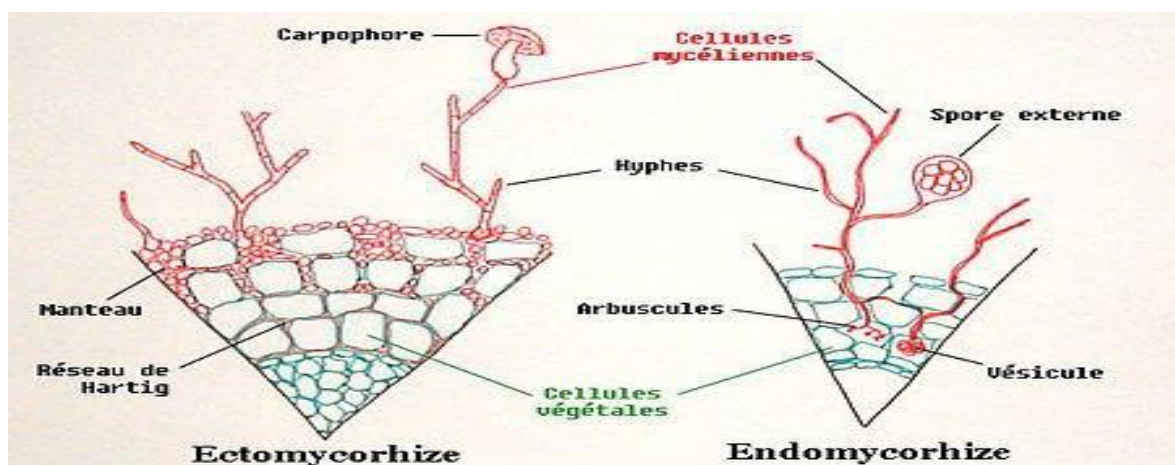


Figure 4: Endomycorhize et Ectomycorhize

(Source : <https://nhugo25.wixsite.com/tpeespecies/la-symbiose>)

2.2.3. Mycorhizes orchidoïdes

Les mycorhizes orchidoïdes sont caractérisés par la formation des pelotons d'hyphes dans les cellules corticales du tissu de la racine. De passage, le champignon pénètre dans les cellules exodermiques et les hyphes se ramifient à travers le tissu cortical par pénétration intracellulaire (Fig. 5). Les pelotons s'effondrent au fil du temps. Les cellules peuvent être colonisées par plus d'un hyphe plusieurs fois. Tous les membres de la famille des Orchidacées sont censés former ce type de mycorhizes (Boukhelifa et Mahmoudia, 2020).

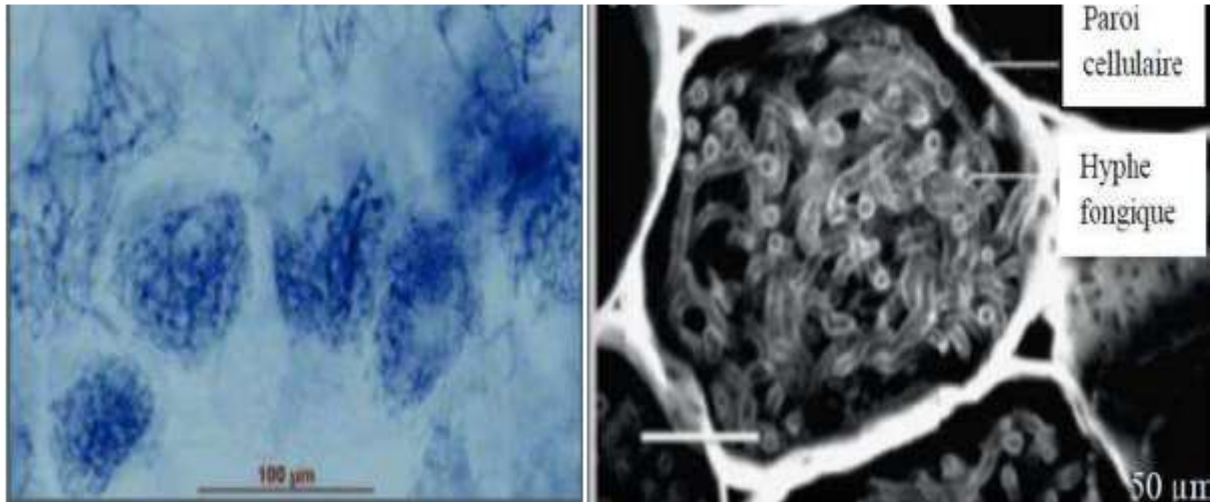


Figure 5 : Observation microscopique d'une mycorhize orchidée (Chabani et Tehache, 2021).

2.3. Symbiose mycorhizienne

Dans 80 % des espèces de plantes terrestres, la symbiose mycorhizienne est une interaction entre un champignon et la racine d'une plante. Cette relation symbiotique joue un rôle essentiel pour les deux partenaires : elle favorise les échanges de carbone, de nutriments et d'eau entre les champignons et les plantes grâce à un organe symbiotique (Henry *et al.*, 2021).

2.4. Morphologie racinaire

La colonisation mycorhizienne provoque chez certaines plantes une ramification abondante du système racinaire, une réduction des racines adventives, une augmentation des racines fines ou une modification de l'architecture racinaire en fonction des proportions respectives des catégories de racines. Il en est de même des espèces ligneuses : peuplier, platane, prunier et érable, mais aussi des herbacées comme le poireau, la tomate et le fraisier (Dalpé, 2005).

2.5. Rôle écologique de mycorhizes

Les mycorhizes jouent un rôle essentiel en mobilisant pour la plante des nutriments très peu mobiles présents dans le sol, notamment le phosphore. Cet élément est principalement retenu par le fer, l'aluminium ou le calcium sous des formes difficiles à mobiliser pour les plantes. L'exploration d'un volume supplémentaire du sol et la possibilité d'altération des minéraux primaires par les champignons mycorhiziens contribuent à améliorer la nutrition phosphatée des plantes (Duponnois *et al.*, 2012).

Les symbiotes fongiques permettent une meilleure absorption des nutriments inorganiques, ce qui concerne également d'autres nutriments macro- (N, K, Mg, Na, S) et micro- (B, Br, Cl, Cu, Cr, Cs, Co, Fe, Mo, Mn, Ni, Si, Zn) du sol. Les associations mycorhiziennes ont également été prouvées pour avoir un impact important sur la décomposition et la minéralisation des matières organiques végétales, ainsi que pour mobiliser les nutriments au profit de la plante hôte. Les mycorhizes pourraient même jouer un rôle essentiel dans la diminution de la malnutrition chez les humains en raison de la présence de nombreux nutriments dans la biomasse des plantes mycorhizées (biofortification) (Duponnois *et al.*, 2012).

En comprenant le mode de fonctionnement global des mycorhizes, l'augmentation de la croissance et de la santé globale des plantes colonisées se manifeste par une croissance plus intense qui leur permet de mieux faire face au stress environnemental, y compris ceux causés par différentes maladies. La prolifération des racines provoquée par la mycorhization se traduit par une augmentation des exsudats racinaires, ce qui pourrait entraîner des changements dans la microflore et des interactions directes avec les parasites (Dalpé., 2005).

Le rôle des champignons mycorhiziens dans l'absorption de l'eau et la régulation stomatique est également important. Aussi, ils ont un rôle crucial dans la préservation des racines contre les micro-organismes pathogènes présents dans le sol grâce à différents complexes de mécanismes. Les sols forestiers naturels et les sols de pépinières classiques ne permettent pas la croissance des arbres que s'il existe un complexe mycorhizien fonctionnel (Le Tacon *et al.*, 1986).

3. Biochar

3.1. Généralités sur le Biochar

Le terme Biochar est réservé aux matières dérivées de la biomasse végétale contenues dans le continuum du carbone noir. Cette définition comprend les chars et le charbon, et exclut les produits à base de combustibles fossiles ou le carbone géogénique. Les matières qui forment

le continuum du carbone noir sont produites par la combustion partielle (charring) de matières de source carbonacées, par exemple des tissus végétaux (Fig. 6) (Warnock *et al.*, 2007). Différentes sources, telles que l'engrais, les feuilles, les déchets d'animaux, les copeaux de bois, les résidus industriels et les débris d'animaux, sont utilisés pour produire le biochar à travers le processus de pyrolyse (Maniraj *et al.*, 2023).

La limitation de l'approvisionnement en oxygène pendant la combustion empêche la combustion complète (volatilisation du carbone et production de cendres) des biomasses (Warnock *et al.*, 2007).



Figure 6 : Biochar produit à partir de biomasse végétale (**Source :** <https://www.agrireseau.net/agroenvironnement/documents/Major.pdf>)

L'origine du biochar est liée aux anciennes populations amérindiennes de la région de l'Amazonie, connues localement sous le nom de *Terra Preta de Indio*, où la terre noire a été créée après une inondation volcanique. Le magma des volcans riche en carbone s'est mélangé avec les terres qui ont devenue noires. Après, la forêt s'est régénérée de façon plus prononcée. La recherche sur les sols Terra Preta a révélé les effets du biochar sur la fonctionnalisation des sols. Particulièrement, parce que le biochar a été connu comme une excellente modification du sol pour la fertilité et la durabilité du sol, de nombreux chercheurs et agriculteurs du monde entier prêtent attention à ses secrets cachés. Le Biochar est également reconnu comme un outil très important de la gestion de l'environnement (Ahmad *et al.*, 2014).

3.2. Classification du biochar

De nombreux types de biomasse sont utilisés pour produire et évaluer le Biochar. Ce dernier peut être classé en fonction de la nature de la matière première utilisée dans sa fabrication. Les principales classes de Biochar sont (Aller, 2016) :

- a) **Biochar riche en lignine** : Produit à partir de biomasse contenant des teneurs élevées en lignine comme n'importe quelle partie d'arbre, le bois, la sciure, etc.
- b) **Biochar riche en cellulose** : Produit à partir de biomasse où la cellulose est la principale composante structurelle, y compris les herbes, les pailles, les céréales, etc.
- c) **Biochar à base de noyaux / coquille** : Produit à partir des noyaux ou d'un matériau qui protège les graines ou les noix telles que les enveloppes et les coquillages.
- d) **Biochar de fumier ou des déchets organiques** : Dérivé de la pyrolyse des fumiers et de tous déchets organiques et / ou vert.
- e) **Biochar d'algues** : Produit à partir d'algues fraîches et d'eau de mer.
- f) **Carbone noir** : Dans cette catégorie se trouvent d'autres biochar produits à partir de biomasse non incluse dans les classes précédente et les formes de carbone noir produites naturellement.

3.3. Production de biochar

Le biochar est un produit riche en carbone, produit généralement suite à un besoin environnemental d'éliminer les déchets ou de réduire les émissions de dioxyde de C d'un système donné, et est utilisé comme moyen d'améliorer la qualité du sol, de prévenir le déversement de nutriments, d'améliorer le stockage de carbone, ou de purifier le sol des polluants. La méthode de production de biochar est la décomposition thermique de la biomasse dans une atmosphère épuisée par l'oxygène dans un large éventail de températures (300 à 1000 °C), un processus généralement connu sous le nom de pyrolyse (Novotny, *et al.*, 2015).

La production d'énergie est un aspect important associé à la production de biochar. Par conséquent, la production de biochar peut être considérée comme une stratégie triple d'avantages environnementaux intégrés, parce qu'elle est associée à la production d'énergie propre, impliquant le recyclage des déchets et permettant le stockage du carbone dans le sol (Novotny, *et al.*, 2015).

3.4. Différents types de pyrolyse

La pyrolyse peut être décrite comme la décomposition thermique directe d'une matrice organique qui donne des produits solides, liquides et gazeux. Elle peut contribuer à maximiser

le rendement des produits résultants en tenant compte de la nature de déchet comme suit (Novotny, *et al.*, 2015) :

- ✓ Le charbon de bois est produit par procédé à basse température, à faible vitesse de chauffage et à un long temps de séjour ;
- ✓ Les produits liquides sont traités à température faible ou modérée, à vitesse de chauffage élevée et à court temps de séjour du gaz ;
- ✓ Le gaz combustible est produit par procédé à haute température, à faible vitesse de chauffage et à long temps de séjour du gaz. Les principaux procédés de pyrolyse sont les suivants :

3.4.1. Pyrolyse lente

Cette méthode est la forme la plus traditionnelle de production de charbon de bois (carbonisation) partout dans le monde. C'est probablement le moyen le plus courant de produire du biochar à des vitesses de chauffage lentes, à une température relativement basse (de 300 à 600 °C) et à un long temps de séjour (heures à jours). La pyrolyse lente est recommandée pour la production de solides (20 à 40% de charbon de bois ou de biocharbon). Typiquement, un tiers de chaque fraction (solide, liquide et gaz) est produit lorsque la biomasse est lentement pyrolysée et plus la température est élevée, plus le rendement en charbon est faible (Novotny, *et al.*, 2015).

3.4.2. Pyrolyse rapide

La pyrolyse rapide est le principal procédé utilisé pour la production d'hydro-char (bio-huile, bio-carburant, etc.). Le processus implique des vitesses de chauffage plus rapides et des temps de séjour beaucoup plus courts (secondes) qu'une pyrolyse lente. Dans les bonnes conditions, le rendement en hydro-char peut augmenter jusqu'à 75 %. Une bonne homogénéisation de la biomasse, broyées à environ 2 mm et séchées à moins de 10% d'humidité, sont nécessaires pour obtenir des rendements élevés. Malgré son importance particulière pour l'hydro-char, la pyrolyse rapide produit 10 à 15% de solides, qui peuvent être utilisés comme biochar, brut ou granulé (Novotny, *et al.*, 2015).

3.4.3. Pyrolyse éclair

La pyrolyse éclair est réalisée à un temps de réaction encore plus court (seulement quelques secondes) que la pyrolyse rapide et la vitesse de chauffage est donc très élevée. Le procédé nécessite une configuration de réacteur spéciale (réacteur à vis parallèle, par exemple) et un conducteur thermique (en lit fluidisé) <https://doi.org/t> être présent pour recevoir la charge.

Les fines particules de matière première sont brûlées par des feux éclair. Ce procédé est principalement utilisé pour produire de bio-huile. Des températures allant de 400 à 950 °C favorisent une dépolymérisation rapide et un craquage de la biomasse, ce qui donne une bio-huile avec une viscosité comparable au diesel. Des exemples de ce processus sont l'hydro-pyrolyse éclair, qui implique une atmosphère d'hydrogène à des pressions allant jusqu'à 20 MPa et la pyrolyse éclair sous vide, qui se produit sous pression négative pour éliminer les produits condensables de la zone de réaction chaude (Novotny, *et al.*, 2015).

Le tableau suivant résume les différents modes de pyrolyse et leurs conditions de procédés.

Tableau 2 : Résumé des différents modes de pyrolyse avec leurs conditions de procédé et répartition des produits (Novotny *et al.*, 2015).

Conditions de processus	Pyrolyses lente	Pyrolyse rapide	Pyrolyse éclair
Température (°C)	400-900	450-850	600-1200
Vitesse de chauffage (°C /S)	0,1-10	10-200	> 1000
Temps de traitement (min)	> 5 (Peut aller jusqu'à plusieurs heures)	10-25	< 1
Temps de séjour des vapeurs (S)	≤ 550	0.5 -10	< 0,5
Rendement du biochar (%)	25-50	15 -25	5-15
Rendement en bio-huile (%)	20-40	60-75	25-40
Rendement en gaz de synthèse (%)	10-25	10-20	50-60

3.5. Propriétés du biochar

Comme toutes sortes de matériaux, le biochar présente des propriétés physiques et chimiques (Fig.7). Ces propriétés sont résumées ainsi :

3.5.1. Propriétés physiques

Le biochar est caractérisé par une taille de particule fine. La broyabilité élevée du biochar, induite par le processus de pyrolyse, génère des particules plus fines, en se frottant lors de la combustion. Ces particules très fines comme de la poussière ont une taille de 1 à 100 µm, (Maniraj *et al.*, 2023).

Le char perd régulièrement les composés volatiles tout au long du processus de pyrolyse et devient de plus en plus poreux. Sa porosité élevée (~75%) indique que la fraction du volume total du fragment n'est pas remplie par un solide. Les pores interconnectés du biochar sont

disposés dans des structures complexes et vont de <1 nm à des pores de l'ordre de 0,01 mm, reflétant l'arrangement cellulaire des matières premières pyrolysées. La surface des pores et leur réactivité contrôlent les capacités de sorption du biochar et modulent ses interactions avec les minéraux, l'eau, les microbes, les hyphes fongiques et les racines des plantes (Sorrenti *et al.*, 2016).

Les propriétés physiques du biochar dépendent de la température de pyrolyse. Le biochar entièrement carbonisé produit à une température de pyrolyse plus élevée (>500°C) a une plus grande surface, microporosité, hydrophobicité, un rapport carbone-azote (C/N) élevé, un pH élevé et une faible teneur en carbone organique soluble. En revanche, le biochar partiellement carbonisé produit à une température de pyrolyse plus basse (<500°C) contient une plus grande quantité de carbone organique soluble, une porosité et un rapport C/N relativement faibles (Oliveira *et al.*, 2017).

Les biochars contiennent une abondance de sites d'adsorption actifs, y compris C-C, C=C, OH-, métal-O/OH, CHO-, COOH, des squelettes de carbone aromatique, des phases cristallines minérales et d'autres groupes fonctionnels contenant de l'oxygène, ce qui fait des biochars des adsorbants multifonctionnels (Hassan *et al.*, 2020 ; Debjyoti *et al.*, 2023).

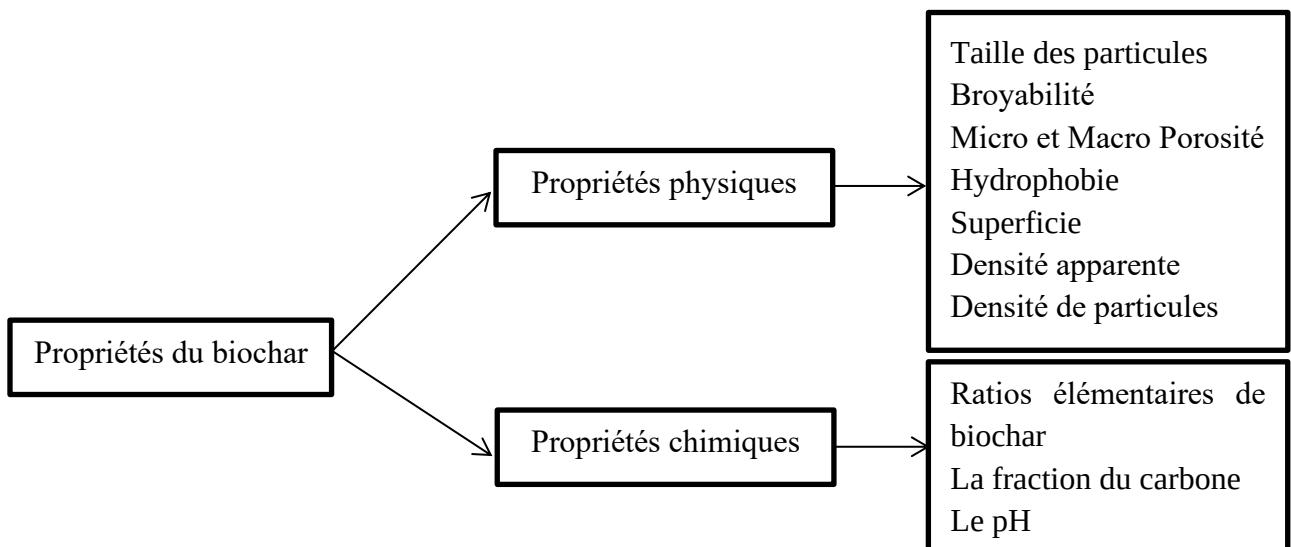


Figure 7 : Propriétés physiques et chimiques affectant l'efficacité d'un biochar typique
(Maniraj *et al.*, 2023)

3.5.2. Propriétés chimiques

La plupart du biochar généré à partir de noix et de bois présente des ratios carbone/azote et carbone/phosphore extrêmement élevés, tandis que le biochar dérivé des cultures, du fumier et des déchets alimentaires a des ratios considérablement plus faibles. Le biochar produit à partir

du fumier a une teneur en minéraux plus élevée que sa teneur en C. La faible stabilité du biochar, qui est riche en minéraux et en cendres, est liée à son caractère aromatique et à sa teneur élevée en carbone (Twagirayezu *et al.*, 2024).

Grâce à l'application de biochar, les propriétés chimiques du sol sont améliorées, telles que le pH du sol, la capacité d'échange cationique, la saturation en bases, les bases interchangeables, la teneur en carbone organique et la saturation réduite dans les sols acides, réduisant ainsi le besoin d'engrais et de chaux (Debjyoti *et al.*, 2023).

Lors du choix du bon caractère pour une application particulière, il est crucial de comprendre comment le biochar a un impact sur le pH parce que le pH du sol a un impact significatif sur une variété de caractéristiques physiques, chimiques et biologiques. Le pH du biochar varie de 4,6 à 9,3. Le biochar est souvent utilisé pour réduire la l'acidité du sol, augmentant directement le pH du sol, le rendant adapté à un usage agricole (Maniraj *et al.*, 2023).

Les biochars peuvent également contenir des structures de réseau composites très hétérogènes composées de (Odinga *et al.*, 2020) :

- Fractions **organiques** (molécules organiques labiles et récalcitrantes telles que les hydrocarbures aromatiques polycycliques, les furanes, les dioxines)
- Fractions **inorganiques**, qui contiennent des oxydes, des cations, des anions et des composés libres.

3.6. Intérêt du biochar

Le biochar a attiré une attention considérable en raison de son rôle dans la régulation du cycle naturel du carbone dans les systèmes biogéochimiques tels que les sols, en tant qu'adsorbant respectueux de l'environnement pour le CO₂. Il a été estimé que le biochar éliminait chaque année 1,0 à 1,8 Gt d'équivalent CO₂-C de gaz à effet de serre de l'atmosphère. De plus, en tant qu'amendement du sol, le biochar peut améliorer la fertilité du sol et les rendements des cultures. D'autres avantages des applications du biochar peuvent être réalisés grâce aux pratiques de gestion des nutriments (Pan *et al.* 2021).

Les biochars stockent les engrais et les nutriments bénéfiques et les libèrent au fil du temps au profit cultures agronomiques. L'agriculture bénéficie de la capacité du biochar à conserver l'eau et les nutriments essentiels dans les couches du sol pendant de longues durées, à réduire la perte de nutriments évacués de la zone racinaire des cultures, à améliorer considérablement le rendement des cultures et à réduire les besoins en engrais. En conséquence,

l'utilisation de biochars dans l'agriculture de production améliore les rendements et réduit les impacts environnementaux dégradants (Zafar *et al.*, 2023).

4. Généralités sur les plantes utilisées

4.1. Orge

4.1.1. Généralités

Les céréales continuent de constituer la culture la plus importante avec une production annuelle de 2 milliards de tonnes. Dans la production mondiale actuelle, l'orge (*Hordeum vulgare* L.) occupe la quatrième place parmi les céréales et est principalement utilisée comme céréale fourragère, comme matière première pour la production de bière et, dans une moindre mesure, comme aliment. Initialement, l'orge a été domestiquée dans le croissant fertile du Proche-Orient néolithique il y a plus de 10 000 ans (Sreenivasulu *et al.*, 2008)

En Algérie et au commencement du XIXe siècle, l'orge était considérée comme la principale culture en raison de son importance : elle était utilisée pour l'autoconsommation humaine et était utilisée comme complément fourrager pour les troupeaux entretenus pendant la majeure partie de l'année dans les régions steppiques (Rahal-Bouziane *et al.*, 2015).

4.1.2. Classification

L'orge est classée en quatre espèces, essentiellement sur la base de la fertilité des épillets latéraux. Lorsque tous les épillets sont fertiles, l'orge est dite à 6 rangs et lorsque seulement les épillets centraux sont fertiles, l'orge est dite à deux rangs (El-Hashash et El-Absy, 2019). La classification botanique de l'orge est la suivante :

Régne : Plantae

Division : Magnoliophyta

Classe : Liliopsida

Ordre : Poales

Famille : Poaceae

Genre : Hordeum

Espèce : *Hordeum vulgare* L.

4.1.3. Description morphologique

L'orge est une graminée annuelle de la famille des Poacées (Fig. 8). Son système racinaire comprend des racines séminales formées pendant l'embryogenèse et des racines post-embryonnaires, dont les racines nodales qui se développent après la germination. Le chaume

est cylindrique et creux sauf aux nœuds, avec plusieurs entre-nœuds, le premier étant appelé pédoncule. Les feuilles ont une gaine basale entourant le chaume et un limbe distal, avec une ligule et des oreillettes à leur jonction. La feuille supérieure est appelée feuille étendard. L'inflorescence de l'orge est un épi avec des épillets, chaque épillet central étant fertile, tandis que les épillets latéraux peuvent être fertiles ou stériles. Les fleurs, entourées de bractées (lemme et paléa), contiennent trois étamines mâles et un pistil femelle avec deux stigmates. Après pollinisation et fécondation, le grain appelé caryopse se développe, composé du tégument, de la couche d'aleurone, de l'endosperme amylacé et de l'embryon (Hansson *et al.*, 2024).

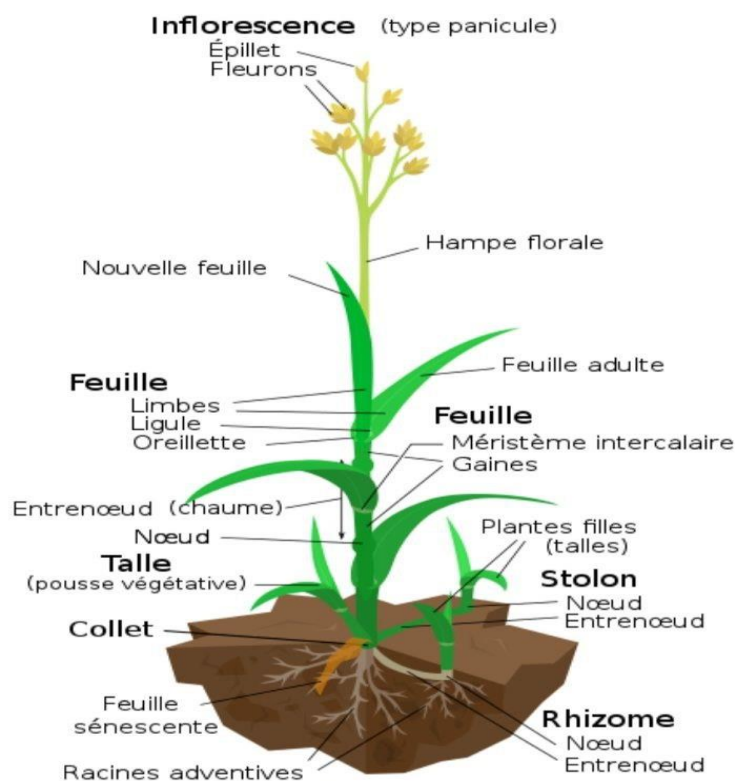


Figure 8 : Morphologie générale de l'orge.

(Source : <https://fr.m.wikipedia.org/wiki/Tallage>)

4.2.4. Exigences pédoclimatiques

Les exigences pédoclimatiques de l'orge peuvent varier en fonction de la variété d'orge spécifique et des conditions locales. L'orge peut pousser dans différents types de sols, mais elle préfère les sols bien drainés, riches en matière organique et avec un pH légèrement acide à neutre (pH 6-7). Les sols argileux ou limoneux sont généralement adaptés à la culture de l'orge qui est une culture qui préfère les températures modérées. La température optimale pour la

croissance de l'orge se situe généralement entre 15°C et 20°C. Elle a besoin d'une exposition adéquate à la lumière du soleil pour réaliser la photosynthèse et assurer une croissance optimale. Les besoins en eau de l'orge varient selon les stades de croissance, mais en général, des précipitations annuelles comprises entre 300 mm et 600 mm sont considérées comme idéales pour la culture de l'orge (El-Hashash et El-Absy, 2019).

4.2. Laitue

4.2.1. Généralités

La laitue (*Lactuca sativa* L.) est un légume à feuilles le plus consommé et le plus cultivé dans le monde et sa production continue d'augmenter chaque année. Il est estimé que la superficie totale récoltée, à l'échelle mondiale, s'élèverait à plus de 1,27 million d'hectares en 2018, avec une production totale d'environ 27,3 millions de tonnes (Medina-Lozano *et al.*, 2021).

La laitue a été domestiquée dans la région méditerranéenne à l'état sauvage (*Lactuca serriola* L.) de son centre d'origine apparemment l'Asie du sud-Ouest. La laitue est connue pour avoir été cultivée au moins 4 500 ans avant notre ère, car la laitue Costype à longues feuilles était représentée sur les murs des tombes d'Égypte (Still *et al.*, 2007).

4.2.2. Classification

La classification botanique de la laitue, selon Salem *et al.* (2023) est la suivante :

Règne : Plantae—Plants

Sous-règne : Viridiplantae

Division : Trachéophytes

Sous-division : Spermatophytina

Ordre : Asterales

Famille : Asteraceae

Genre : *Lactuca*

Espèce : *Lactuca sativa* L.

4.2.3. Description morphologique

La racine de la laitue est horizontale profondément enracinée. Les tiges sont souvent plus courtes et les feuilles sont regroupés en une épaisse rosette. Différents types et formes de laitue sont disponibles dans une gamme de couleurs, formes, surfaces, marges et feuilles de surface. La surface de la feuille peut être duveteuse, savoyarde ou recourbée. Les feuilles varient en couleur du jaune au vert foncé (Fig. 9). Généralement, une inflorescence se forme

sur la tige. Il s'agit d'une cuticule rouge dense constituée de nombreuses têtes, chacune de se compose de diverses fleurs. Le nombre de petites fleurs est généralement de 12 à 20 mais peut-être 7-35. Une fleur produit une graine nervurée. Les graines sont blanches, grises, jaunes, brunes et noires (Salem *et al.*, 2023).



Figure 9 : Morphologie de la laitue.

(Source : <https://images.app.goo.gl/D3WCLBjaDGWptcFr5>).

4.2.4. Exigences pédoclimatiques

La laitue apprécie les sols argileux, riches en matières organiques, sains et de pH compris entre 6 et 6,5. La température idéale pour le développement de la laitue est comprise entre 15 et 20°C. Elle demande une grande quantité de lumière. La laitue nécessite une humidité élevée du sol et de l'air. Elle peut résister au froid jusqu'à une température allant de -5 à -6°C. Par contre, elle est sensible à la salinité (I.T.M.C.I., 2002).

4.3. Pois chiche

4.3.1. Généralités

Le pois chiche (*Cicer arietinum* L.) est une légumineuse alimentaire autogame, diploïde annuelle et très nutritive. C'est la deuxième légumineuse alimentaire la plus importante après le haricot commun. Le pois chiche est largement cultivé sur les continents d'Asie, d'Afrique, d'Australie, d'Europe, d'Amérique du Nord et d'Amérique du Sud. Le pois chiche, membre de la famille des Fabacées, est l'une des principales légumineuses alimentaires cultivées dans plus

de 50 pays à travers le monde (Tripathi *et al.*, 2022). Le pois chiche utilisé comme une excellente culture précédent cultural pour les céréales.

Le pois chiche est largement cultivé en Algérie surtout ces dernières années qui ont connu une augmentation des superficies consacrées à sa culture (Zemouli-Benfrehia *et al.*, 2014).

4.3.2. Classification

Le pois chiche (*Cicer arietinum* L.) est une espèce de la famille des Fabacées, de la sous-famille des Papilionoideae et de la tribu des Cicéreae. Il y a 44 espèces du genre *Cicer*, dont 35 vivaces et huit sauvages annuelles, ainsi qu'un pois chiche domestiqué, *Cicer arietinum* L. (Amri-Tiliouine, 2019).

Régne : Plantae

Sous-règne : Tracheobionta

Division : Magnoliophyta

Classe : Magnoliopsida

Sous classe : Rosidae

Ordre : Fabales

Famille : Fabaceae

Genre : *Cicer*

Espèce : *Cicer arietinum* L.

4.3.3. Description morphologique

Le pois chiche (*Cicer arietinum* L.) est une plante herbacée (dressée ou rampante), annuelle, diploïde ($2n=16$) et autogame. 1%. Il a une racine pivotante. Dans les racines latérales, les bactéries symbiotiques, *Rhizobium*, créent des nodules qui permettent de fixer l'azote atmosphérique sous une forme utilisable par les plantes. Sa tige est de 30 cm à 70 cm de haut, avec une apparence velue et glanduleuse (Fig. 10). La structure est composée de 1 à 8 branches primaires, ainsi que de branches secondaires. En fonction de l'angle des branches, on peut distinguer cinq types de ports : construits, semi-dressés, semi-étalés, étalés et prosternés. Le pois chiche possède des feuilles velues, composées et imparipennées, et des folioles crénelées-dentées de 5 à 17 paires. Les fleurs sont hermaphrodites, violettes ou pourpres, blanches et parfois rose. Les fruits sont de forme ovale à réniforme, longs de 15 à 30 mm, larges de 8 à 15 mm et porteurs de 1 à 3 graines. Chez le pois chiche, les graines sont peu albumines, leurs couleurs, leurs tailles et leurs formes diffèrent selon le type de pois chiche (Bellemou, 2020).

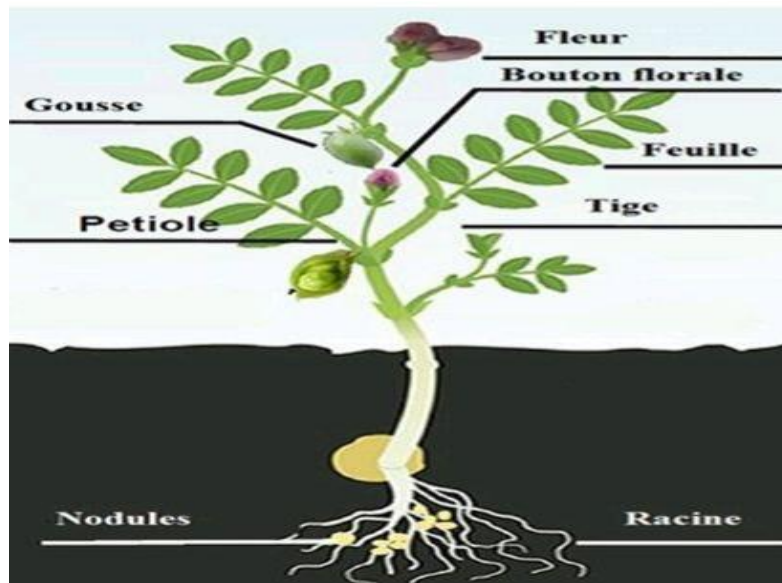


Figure 10 : Morphologie de pois chiche

(Source : <https://images.app.goo.gl/v6mVigheF7Dtrkz36>).

4.3.4. Exigences pédoclimatiques

Le pois chiche nécessite n'est pas exigent en matière sol pour être. Les premiers écotypes ont été obtenus à partir de sols marginaux, rocheux, à texture grossière et de sols profonds à texture fine, avec un pH neutre ou alcalin, allant de 7,3 à 8,2. Cependant, il convient aux sols de couleur brune et brune foncée. Une température ambiante de 20 à 30 °C pendant la journée et d'environ 20 °C pendant la nuit favorise le développement végétatif du pois chiche (Zaim, 2016).

Partie expérimentale

Chapitre 1 :
Matériel et méthodes

Chapitre 1 : Matériel et méthodes

1. Objectifs

L'objectif principal de cette étude est de tester le potentiel du biochar produit par pyrolyse en combinaison avec les mycorhizes sur la croissance des plantes en conditions de déficience en phosphore, à travers :

- ✓ La production de Biochar à partir de sciure de bois, en utilisant différentes températures et durées de pyrolyse ;
- ✓ L'évaluation de la phytotoxicité du biochar produit afin de sélectionner le meilleur ;
- ✓ Piégeage des endomycorhizes dans les racines de l'orge et leur utilisation comme inoculum.
- ✓ Et enfin, évaluation du potentiel de biochar et/ou l'inoculum mycorhizien sur les paramètres de croissance d'une culture de pois chiche en conditions de déficience en phosphore.

2. Lieu de déroulement des expérimentations

Nos travaux ont été réalisés dans les laboratoires de biotechnologie végétale, de physiologie végétale, d'écologie animale, d'écologie végétale, de protection des plantes et de microbiologie de la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie de l'Université Ibn Khaldoun de Tiaret.

3. Matériel

3.1. Matériel de laboratoire

Le matériel (équipement, verrerie, produits chimiques, et autres) utilisé lors des expériences est listé dans le tableau ci-dessous :

Tableau 3 : Matériel de laboratoire utilisé lors des expériences.

Equipment	Four à moufle ; étuve ; balance de précision ; papier filtre ; barre d'agitation magnétique ; autoclave ; plaque chauffante ; agitateur.
Verrerie	Béchers ; erlenmeyers ; flacons (50 ml, 100 ml) ; boîtes de Pétri ; entonnoirs.
Produits chimiques	Agar Agar
Autres	Sable ; Gobelets ; Eau distillée ; Pots en plastique ; ruban mètre.

3.2. Matériel biologique

Au cours de notre expérimentation, la laitue a été utilisé pour évaluer la phytotoxicité du biochar produit et le pois chiche a été utilisé pour l'évaluation du potentiel biochar-mycorhizes. Les informations sur les variétés étudiées sont représentées dans le tableau suivant :

Tableau 4 : Informations générales sur le matériel biologique utilisé.

Plantes	Variétés	Origine	Sources
Orge	Saida 183	Local (Algeria)	ITGC
Laitue	Lettuce	China	Magasin de fournitures agricoles Tiaret
Pois chiche	Garbanzo	Méxique	Magasin de fournitures agricoles Tiaret

4. Méthodes

4.1. Production de biochar

Pour produire nos biochars, nous avons suivi plusieurs étapes :

4.1.1. Collecte de la matière première (sciure de bois)

Le biochar utilisé dans cette étude est dérivé de la sciure de bois, une matière première résiduelle, est obtenue auprès d'un menuisier local de la région de Tiaret.

La sciure, est constituée de fines particules de bois générées lors de la coupe, du meulage, du perçage ou du ponçage du bois. Le choix de la sciure comme source de biomasse pour la production de biochar présente plusieurs avantages, tels que l'abondance et la disponibilité, les avantages environnementaux, l'efficacité énergétique (la sciure a une surface élevée et un faible taux d'humidité, ce qui en fait un matériau de pyrolyse efficace) et sa richesse en cellulose (source de carbone).

L'origine locale de la sciure souligne l'importance de l'utilisation des ressources régionales, minimisant ainsi les coûts de transport et les émissions de carbone associées. Cette pratique illustre un système de gestion des déchets et d'utilisation des ressources en boucle fermée, contribuant ainsi à la durabilité globale du processus de production de biochar.

4.1.2. Nettoyage

Au cours de la phase de nettoyage, la sciure de bois collectée a été soumise à un processus de nettoyage approfondi afin de garantir l'intégrité du matériau et son aptitude à la production de biochar. Cette phase implique l'élimination méticuleuse de tous les contaminants, déchets et appendices susceptibles d'affecter la qualité du biochar.

Le processus de nettoyage comprenait un premier tri pour séparer les gros débris et les corps étrangers de la sciure, un tri manuel pour éliminer les matériaux autres que le bois, tels que le plastique, les fragments de métal et autres impuretés, et un tamisage fin pour garantir l'uniformité de la taille des particules et éliminer tous les petits débris restants (Fig. 11).

4.1.3. Broyage

Au cours de cette phase, la sciure nettoyée a été traitée afin d'obtenir une taille de particule uniforme et de l'optimiser pour la pyrolyse. La sciure a été broyée à l'aide d'un broyeur mécanique (Fig. 11) conçu pour obtenir une taille de particule précise de 1 mm. Le broyage a été suivi d'un tamisage pour garantir une taille de particule uniforme.

4.1.4. Pyrolyse

Le processus de production de biochar de haute qualité a commencé par le stockage minutieux de la sciure de bois broyée dans des conteneurs métalliques (Fig. 11). Ces conteneurs ont été spécifiquement choisis pour leur capacité à être hermétiquement fermés, créant ainsi un environnement anaérobie essentiel au processus de pyrolyse. Cette étape était fondamentale pour maintenir l'intégrité du matériau et garantir des conditions optimales pour la production de biochar.

La pyrolyse a été réalisée dans des conditions contrôlées, en utilisant un four à moufle (Fig. 11), avec trois températures de carbonisation (300°C, 400°C et 500°C) et trois temps de séjour différents (3 heures, 4 heures et 5 heures). Ce plan expérimental a permis de produire neuf (09) types distincts de biochar, chacun étant produit selon une combinaison unique de paramètres de température et de temps, comme indiqué dans le tableau ci-dessous :

Tableau 5 : Températures de carbonisation et les différents temps de séjour pour la production de biochar.

	3h	4h	5h
300°C	300°C / 3h	300°C / 4h	300°C / 5h
400°C	400°C / 3h	400°C / 4h	400°C / 5h
500°C	500°C / 3h	500°C / 4h	500°C / 5h

Lorsque le four atteignait la température de carbonisation souhaitée, le temps de séjour commençait. Après le temps nécessaire (pyrolyse), les échantillons ont été retirés, refroidis et placés dans des récipients en plastique fermés (Fig. 11). Ces conditions ont été choisies pour étudier les effets de la température et du temps sur la qualité du biochar. En faisant varier la température et le temps, l'étude visait à produire divers échantillons de biochar, ce qui a permis de mieux comprendre les conditions de production optimales. Ces étapes ont permis de s'assurer que le produit final répondait aux spécificités de notre étude. Le rendement en biochar a été calculé comme suit :

$$\text{Rendement en biochar (\%)} = [(\text{poids initial} - \text{poids final}) / \text{poids initial}] * 100$$



Figure 11 : Etapes de production de biochar.

4.2. Évaluation de la phytotoxicité du biochar

Afin d'évaluer la phytotoxicité des biochars produits, des tests de germination ont été effectués, dans le macérat de biochars gélosé. Les biochars sont caractérisés par leur richesse en minéraux, leur salinité peut donc être élevée. Les plantes sélectionnées ont été choisies en fonction de leur sensibilité au sel. La laitue est connue par sa sensibilité au sel.

Le macérat de biochar a été préparé en agitant 20 g de biochar dans 250 ml d'eau distillée pendant 24 heures. La concentration totale de ce macérat était de 8 %. Après filtration, 1% de Gélose d'Agar Agar (w:v) a été préparé en ajoutant 0,8 g d'Agar Agar à 80 ml de chaque concentration du macérat (Fig. 12). Les solutions ont été bouillies, stérilisées à l'autoclave, puis coulées dans des boîtes de Pétri et conservées jusqu'à ce qu'elles deviennent solides. Chaque boîte a été répétée trois fois.



Figure 12 : Étapes de la production d'un macérat de biochar gélosé.

La surface des graines de laitue a été stérilisée en utilisant 5,25% à 6,0% d'hypochlorite de sodium (Fig. 13). Pour cela, 10% de solution d'eau de Javel ont été préparés en mélangeant une part d'eau de Javel contre neuf parts d'eau distillée.

La surface des graines a été stérilisée pendant 5 minutes, puis les graines ont été rincées 5 fois avec de l'eau distillée. Les graines ont ensuite été placées dans des boîtes de Petri contenant le macérat de biochar précédemment préparé, à raison de 21 graines par boîte. Les boîtes de Petri ont été placées dans l'incubateur à une température de 21°C (Fig. 13).

La germination des graines a été suivie quotidiennement et les paramètres de croissance ont été mesurés au troisième et au huitième jour de la germination.

Le pourcentage de germination a été déterminé après 20h, 44h et 68h à l'aide de la formule suivante :

Pourcentage de germination = (Nombre de graines germées/Nombre total de graines)*100

A 68 h de germination, la majorité des boîtes de Petri avaient un pourcentage de germination de 100%, ce qui nous a amené à arrêter le calcul du nombre de graines germées et à commencer la détermination des paramètres de croissance.



Figure 13: Etape de détermination de pourcentage de germination et des paramètres des croissance.

Les paramètres de croissance mesurés au troisième jour de germination sont la longueur des racelles et la longueur des coléoptiles. Au huitième jour de germination, les longueurs des racines et des parties aériennes ainsi que les poids frais et sec des plantules ont été mesurés.

Les longueurs ont été déterminées en mm à l'aide d'un double décimètre. Le nombre de racelles a été compté manuellement. Les poids ont été déterminés à l'aide d'une balance de précision. Les poids secs ont été obtenus après séchage des plantules dans une étuve ventilée à 80°C pendant 72 heures (Fig. 13).

4.3. Préparation de l'inoculum mycorhizien

Le sol rhizosphérique de jujubier sauvage de la région de Guartoufa (Tiaret) a servi de matière première pour le piégeage des champignons mycorhiziens arbusculaires. Cinq arbustes de jujubier sauvage, distantes d'au moins 10 mètres, ont été sélectionnées selon un échantillonnage simple et aléatoire. On a creusé au-dessous de chaque arbuste pour arriver au niveau du système racinaire. A ce niveau on a récupéré le sol rhizosphérique qui entouré les racines (Fig. 14). Chaque échantillon a été collecté à part, mis en sachet en plastique étiqueté.



Figure 14 : Collecte du sol de la rhizosphère du jujubier sauvage de la région de Guartoufa.

Le sol rhizosphérique a été tamisé à 2 mm et placé dans des pots en plastique de 8 L de volume à raison de 7 kg de sol par pot. Le nombre total des pots était de 8.

Les surface graines d'orge, servant de plante hôte pour le piégeage des mycorhizes, ont été stérilisées, puis ont été trempées dans de l'eau distillée contenant quelques gouttes de Tween 80 pendant 3 minutes et puis ont été rincées plusieurs fois avec l'eau distillée (Redon *et al.*, 2009). Les graines ont été, par la suite, placées dans des boîtes de Pétri tapissées par 5 couches de papier filtre. Elles ont été arrosées et ont été placées dans l'étuve à 21°C jusqu'à leur germination.

Les graines germées ont été transporté- dans des alvéoles contenant du terreau stérilisé à 120°C pendant 3h et ont été irriguées quotidiennement avec l'eau distillée stérile. Le développement des plantes s'est poursuivi dans le laboratoire. Après deux semaines, les plantules d'orge ont été placées dans les pots en plastique préalablement remplis du sol rhizosphérique.

Après six mois de culture et avant de procéder au sacrifice des plantes pour récupérer les racines, on devrait s'assurer de la réussite de l'inoculation mycorhizienne et la présence des formes spécifiques (hyphes, arbuscules et/ou vésicule) dans les racines de l'orge. Pour observer les structures des mycorhizes à arbuscules au niveau des racines, on a suivi le protocole de Kormanik et McGraw, (1982) où 0,5 g des racines ont été placées dans un tube perforé mis dans un bicher. Ces racines ont été couvertes avec 10% KOH et chauffées au bain marie à 90°C pendant 30 minutes. Après le chauffage, la solution du KOH a été versée, les racines ont été bien rincées avec l'eau de robinet. Par la suite, les racines ont été placées dans un bicher ont été couvertes avec la solution alcaline fraîchement préparée de H₂O₂ (ajout de 3 ml de NH₄OH à 30 ml de 10% H₂O₂ et 567 ml d'eau de robinet) en chambre de culture pendant 10 à 20 minutes ou jusqu'à ce que les racines blanchissent (la solution alcaline de H₂O₂ <https://doi.org/t> être immédiatement préparée et ne se conservent pas).

Après la décoloration, les échantillons des racines ont été lavés à plusieurs reprises avec l'eau de robinet (au moins trois reprise) pour éliminer la solution alcaline de H₂O₂ et puis ont été couverts avec la solution acide de HCl diluée (approximativement 1 à 3,5%) et ont été laissés trempés dans cette solution pendant 3 à 4 minutes et puis ont été récupérés (Fig. 15). Après cette étape de décoloration et blanchiment des racines, l'étape de coloration des racines a commencé. La coloration a été faite par le bleu de méthylène (0,35%) comme alternative à l'utilisation du bleu de Cotton (Kormanik et McGraw, 1982 ; Vierheilig *et al.*, 1998). Les racines déjà décolorées ont été plongées dans la solution de 0,35% de bleu de méthylène. L'ensemble a été placé au bain marie à 90°C pendant 15 minutes. Les racines ont été récupérées, rincées et placées entre lames et lamelles avec quelques gouttes de glycérol et ont été observées au microscope au grossissement 100.



Figure 15 : Quelques étapes de la préparation des racines à la coloration.

L'observation microscopique a permis la visualisation des formes spéciales des endomycorhizes confirmant alors la réussite de l'inoculation.

Les sols qui ont porté la culture d'orge ont aussi été prospectés pour chercher les spores des CMA. Le protocole utilisé pour récupérer les spores des CMA est le protocole du tamisage humide décrite par Gerdemann et Nicolson (1963). Le tamisage humide et la décantation sont l'une des techniques les plus populaires par rapport aux autres techniques. Cette technique est utilisée pour tamiser les particules grossières du sol et retenir les spores des CMA sur des tamis de différentes tailles (de 1 cm à 45 μ m). 10 g de sol ont été mélangés avec 100 ml d'eau dans la fiole conique de 500 ml. Le mélange de sol a été agité vigoureusement pour libérer les spores des CMA du sol et laissé reposer pendant 15 à 45 minutes et le surnageant a été décanté à travers les tamis (Fig. 16).

Les spores ont été condensées et purifiées selon le protocole de Daniel and Skipper (1982) en remettant la suspension du tamisage dans la solution de saccharose à 40 % et une centrifugation a été effectuée. La centrifugation a été effectuée à 1750 tr/min pendant 5 minutes. Le surnageant a été récupéré et versé dans les tamis (Fig. 16). Les spores retenues dans les tamis ont été soigneusement rincées à l'eau du robinet et récupérées à l'aide d'une micropipette et ont été mises sur des lames et observées à l'aide d'un microscope.



Figure 16 : Quelques étapes de la récupération des spores des champignons mycorhiziens arbusculaires.

L'observation microscopique a permis la visualisation des spores des champignons mycorhiziens arbusculaires (Fig. 7).



Figure 17 : Observation microscopique des spores des champignons mycorhiziens arbusculaires extraits à partir du sol rhizosphérique de la région de Gartoufa (x 100).

Une fois que l'inoculation des racines d'orge a été vérifiée (présence de spores des champignons mycorhiziens arbusculaires dans le sol et présences des formes spéciales (hyphes, Arbuscules et/ vésicules) au niveau des racines, ces dernières qui ont poussé sur un sol non stérilisé, ont été lavées, découpées en petits morceaux et ont servis comme inoculum (McGonigles *et al.*, 1990).

4.4. Test de l'efficacité du biochar-mycorhizes sur les paramètres de croissance du pois chiche

4.4.1. Seeds preparation

Les graines de pois ont été désinfectées et ont été, par la suite, placées dans des boîtes de Pétri tapissées par 5 couches de papier filtre. Elles ont été arrosées et ont été placées dans l'étuve à 25°C jusqu'à leur germination.

4.4.2. Installation de la culture

Le sol collecté de la région de Tiaret a été utilisée pour cette expérience. Il a été débarrassé des grosses particules et tamisé à un diamètre de 2 mm (Fig. 18). Il a été, par la suite, stérilisé à 120°C pendant 3h pour éliminer toutes formes de microorganisme dans ce sol. Il a été placé dans des pots en plastique de trois litres. Chaque pot contenait 3 kg de terre.

Pour rendre le sol déficient en phosphore, ce dernier a été irrigué par une solution de calcaire (CaCO_3) à raison de 20 g par litre. Sachant que le calcaire va réagir avec le phosphore du sol et le rend immobile. Le sol deviendra déficient en phosphore et cela amène la plante à favoriser la symbiose avec les mycorhizes pour solubiliser le phosphore (**Berruti et al., 2016**).

Pour évaluer le potentiel du biochar, un mélange sol-biochar a été préparé pour obtenir des concentrations de 0 %, 0,5 %, 1 % et 2 % comme indiqué dans le tableau (6). Le mélange, d'un poids total de 3 kg, a été placé dans les pots en plastique une semaine avant la plantation pour permettre une bonne interaction entre le biochar et le sol. Ces pots ont été irrigués avec de l'eau du robinet.

Seul le biochar produit par pyrolyse à 300°C pendant 3h a été évalué durant cette expérience et ce, parce que les résultats n'ont montré pas d'effet considérable de température ou de durée de production sur la germination et/ou les paramètres de croissance de la laitue précédemment mesurés.

Tableau 6 : Préparation des concentrations biochar sol.

Concentration	Mixture
0%	3000 g de sol seulement.
0.5%	Mélange de 15 g de biochar avec 2,985 g de sol.
1%	Mélange de 30 g de biochar avec 2,970 g de sol.
2%	Mélange de 60g de biochar avec 2,940g de sol.



Figure 18 : Quelques étapes de l'installation des cultures.

Pour évaluer la mycorhization, l'inoculum mycorhizien a été incorporé à la surface du sol dans un rapport 1/10. De ce fait, 300 g de l'inoculum a été apporté dans les pots contenant 3 kg de sol ou sol-biochar.

Pour évaluer l'effet du phosphore, 100 mg de phosphore par kg de sol a été apporté à la moitié des pots.

Dans cette expérience, il y avait plusieurs lots. Dans chaque lot il y a 3 répétitions. Et dans chaque pot, 3 plantules de pois chiche ont été installés. Les lots, répartis en randomisation totale sont les suivants :

- ✓ Un lot considéré comme témoin et ne comporte que des pots contenant du sol déficient en phosphore uniquement (Notés P- M- B-) ;
- ✓ Un lot comportant des pots contenant du sol déficient en phosphore et amendé en biochar (Notés P- M- B+) ;

- ✓ Un lot comportant des pots contenant du sol déficient en phosphore, amendé en biochar et inoculé par les mycorhizes (Notés P- M+ B+) ;
- ✓ Un lot comportant des pots contenant du sol déficient en phosphore et qui ont été amendés en phosphore (notés P+ M- B-) ;
- ✓ Un lot comportant des pots contenant du sol déficient en phosphore et qui ont été amendés en phosphore et en biochar (Notés P+ M- B+) ;
- ✓ Un lot comportant des pots contenant du sol déficient en phosphore, inoculés par les mycorhizes et amendés en phosphore et en biochar (Notés P+ M+ B+) ;

4.4.3. Paramètres mesurés

Après la mise en place des cultures, l'évolution de la croissance de la tige ainsi que le nombre de feuilles ont été mesurés chaque semaine. A la fin de l'expérimentation, ont été mesurés la longueur des racines, le volume des racines, les poids frais et secs des parties aériennes et les poids frais et secs des parties racinaires.

5. Analyses statistiques

Le traitement statistique a été réalisé à l'aide du logiciel SPSS et les données obtenues ont été soumises à une analyse de variance. Le test *t de Student* a été appliqué pour mettre en évidence la différence entre les moyennes des traitements. Les groupes homogènes ont été comparés à l'aide du test de *Tukey* au niveau de sécurité de 95%.

Chapitre 2 :

Résultats et discussions

Chapitre 2 : Résultats et discussion

1. Résultats

1.1. Rendement en biochar

Durant cette expérience, le biochar a été produit par pyrolyse de la sciure de bois en utilisant différentes températures (300°C, 400°C et 500°C) et différentes durées de séjour (3h, 4h et 5h).

Les résultats des rendements en biochar obtenus sont illustrés dans la figure (21). Les rendements en biochar ont varié de 28,95% à 58,05%. Le Test *t* de Student a permis de révéler des différences significatives ($p < 0,05$) entre les températures et entre les durées de production de biochar.

Il est évident qu'il y a une corrélation négative entre, d'une part, les températures et les durées de production de biochar, et d'autre part, le rendement en biochar. Plus la température de pyrolyse augmente, plus le rendement en biochar diminue. Aussi lorsque la durée de séjour augmente, le rendement en biochar diminue. Les meilleurs rendements en biochar ont été obtenus par la température 300°C et la durée de séjour de 3h. Les rendements les plus faibles en biochar ont été obtenus par la température 500°C et la durée de séjour de 4h.

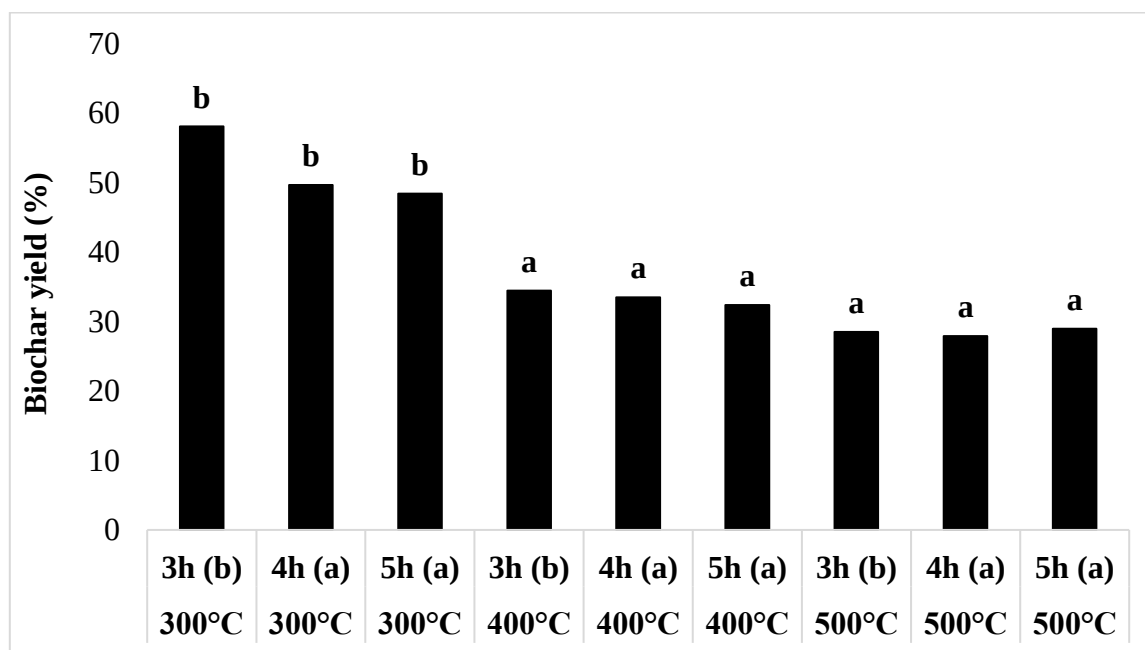


Figure 19 : Variation des rendements en biochar en fonction des températures de pyrolyse et des durées de séjour.

1.2. Résultats de l'évaluation de la phytotoxicité du biochar

1.2.1. Germination de la laitue sur le macérat gélosé de biochar

Les résultats d'analyse des variances (tableau 9) révèlent des différences très hautement significatives ($P \leq 0,001$) entre les températures de production de biochar pour la germination à 20h, indiquant que la température la germination de la laitue. Il n'y a pas d'effet significatif ($P > 0,05$) des autres facteurs sur la germination de la laitue.

Tableau 7: Résultats d'analyse des variances de la germination de la laitue semis dans le macérat gélosé du biochar.

Germination	Sources	SCE	ddl	CM	F	Sig.
Après 20h	Températures	1814,98	2	907,489	8,51	0***
	Durées	145,12	2	72,56	0,68	0,509
Après 44h	Températures	33,595	2	16,798	0,544	0,582 ns
	Durées	70,886	2	35,443	1,147	0,322 ns
Après 68h	Températures	9,407	2	4,703	0,267	0,766 ns
	Durées	41,658	2	20,829	1,185	0,31 ns

Les graphiques de la figure 20 (A, B et C) illustrent les pourcentages de la germination de la laitue dans le macérat gélosé du biochar après 20h, 44h et 68 h respectivement.

A 20h de germination, les graines poussant sur l'eau gélosée seule (témoin) avaient des pourcentages de germination de 76,19%. Les taux de germination de la laitue les plus élevés ont été obtenus par les macérats de biochar produits à 300 et 400°C. Ces traitements ont permis d'obtenir des taux supérieurs à ceux des témoins. La température de 500°C a retardé la germination (Fig. 20A). Les pourcentages de germination les plus élevés ont été obtenus chez les graines semis sur le macérat de biochar produit à 300°C pendant 4h celui produit à 400°C pendant 5h avec des moyennes respectives de 80,952% et 82,53%. Les pourcentages de germination les plus faibles ont été obtenus chez les graines semis sur le macérat de biochar produit à 500°C pendant 4 h et 5h avec des moyennes respectives de 63,49% et 69,84%.

A 44h de germination, les graines témoins avaient les pourcentages de germination les plus faibles (90,476%). Les taux de germination de la laitue les plus élevés ont été obtenus par les macérats de biochar produits à 300°C (92,80%). Les pourcentages de germination les plus élevés sont obtenus chez les graines semis sur le macérat de biochar produit à 300°C pendant 4h et celui produit à 500°C pendant 3h avec une moyenne de 96,82% (Fig. 20B). Les pourcentages de germination les plus faibles sont obtenus chez les graines semis sur le macérat de biochar produit à 500°C pendant 5h avec une moyenne de 84,13%.

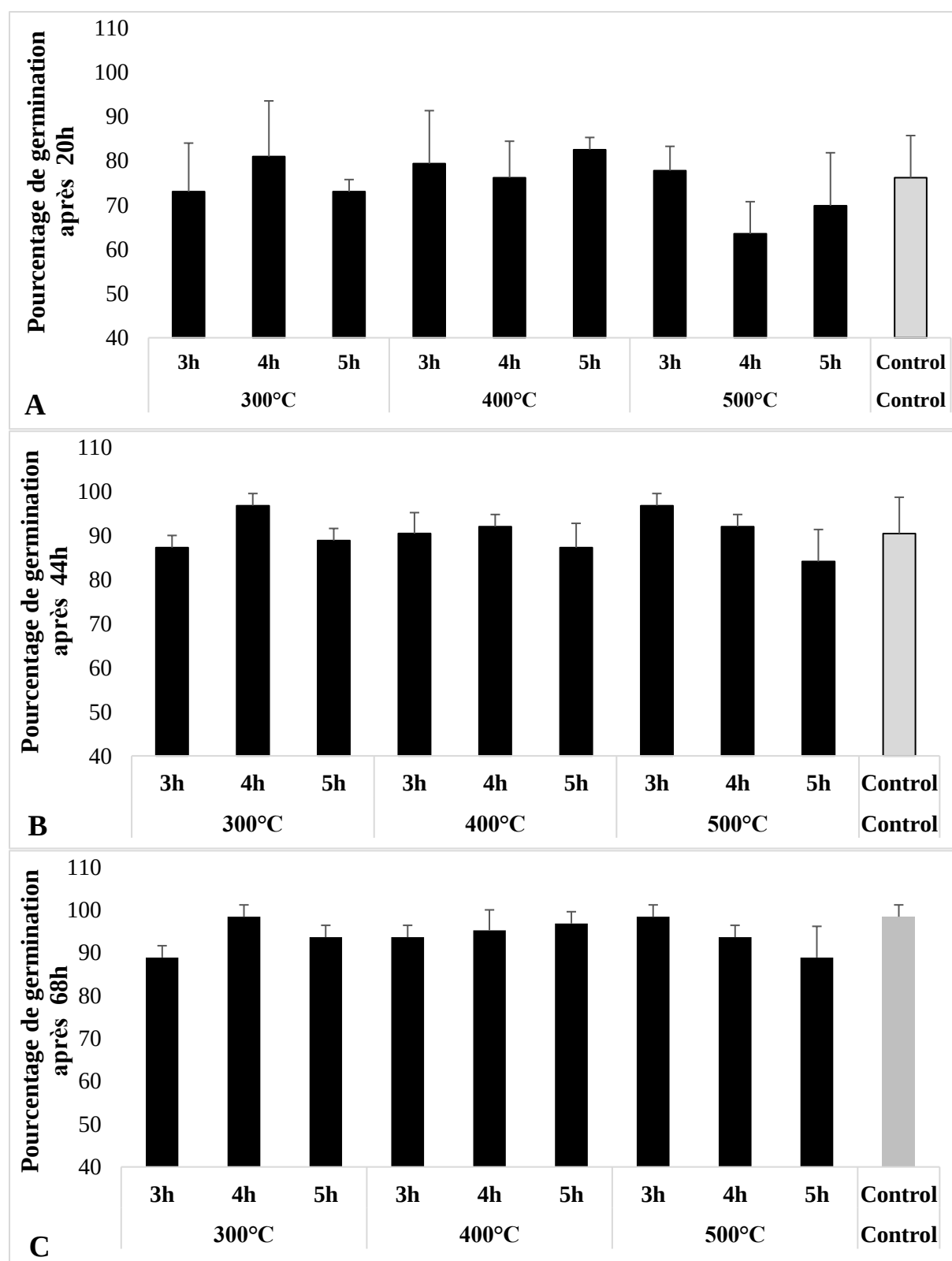


Figure 20 : Variation des pourcentages de germination de la laitue sur le macérat de biochar gélosé après 20h (A), 44h (B) et 68h (C).

A 68h de germination, les graines témoin avaient des pourcentages de germination plus élevés (98,41267%) que la plupart de ceux obtenus par les différents macérats de biochar. Les

pourcentages de germination les plus élevés ont été obtenus chez les graines semis sur le macérats de biochar produits, respectivement, à 300°C pendant 4h et à 500°C pendant 3h avec une moyenne de 98,41%. (Fig. 22C). Les pourcentages de germination les plus faibles ont été obtenus chez les graines semis sur le macérat de biochar produits, respectivement, à 300°C pendant 3h et à 500°C pendant 5h avec une moyenne de 88,88%.

1.2.2. Paramètres de croissance de la laitue poussant sur le macérat gélosé de biochar

a) Longueur des racines

Les résultats de l'analyse de variance (tableau 8) indiquent des différences très hautement significatives ($P \leq 0,001$) entre les températures de production de biochar pour la longueur des racines au 3^{ème} et 8^{ème} jours. Cela suggère que la température affecte la longueur des racines de la laitue. Aucun effet significatif n'a été enregistré pour les autres facteurs ($P > 0,05$).

Tableau 8 : Analyse des variances de la longueur des racines de la laitue poussant sur macérat de biochar.

Jours	Sources	SCE	ddl	CM	F	Sig.
3 ^{ème} jour	Températures	1065,076	2	532,538	17,923	0***
	Durées	20,72	2	10,36	0,349	0,706 ns
8 ^{ème} jour	Températures	5682,302	2	2841,151	25,351	0***
	Durées	362,729	2	181,364	1,618	0,199 ns

Les histogrammes de la figure (21) illustrent la longueur des racines de la laitue poussant sur le macérat gélosé du biochar au 3^{ème} et au 8^{ème} jours de germination.

Au troisième jour de germination, les graines considérées comme témoins ont développé des racines d'une longueur moyenne de 20,33 mm. Les températures de pyrolyse de 300 et 400°C et la durée de séjours de biochar de 4h ont permis d'obtenir les racines les plus longues contrairement à la température de 500°C et la durée de 3h qui semblent affecter négativement la longueur des racines au 3^{ème} jour de germination.

Les longueurs des racines les plus importantes ont été obtenus chez les graines poussant sur le macérat du biochar pyrolysé à 300°C pendant 5h et celui pyrolysé à 400°C pendant 4h avec une moyenne de 23,13 mm (Fig. 21A). Les longueurs des racines les plus faibles ont été obtenus chez les graines poussant sur le macérat de biochar pyrolysé à 400°C pendant 3h avec une moyenne de 15,13 mm.

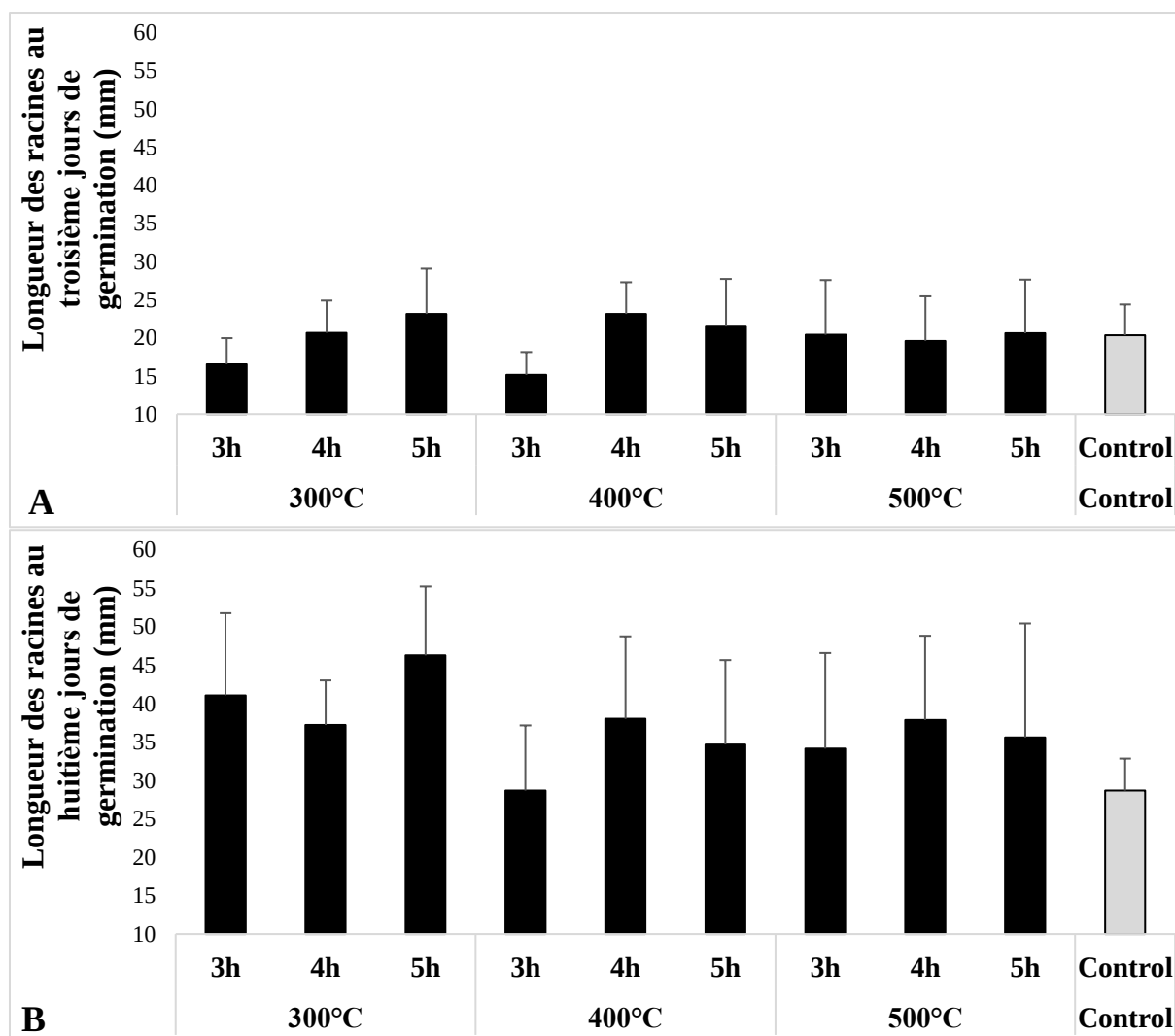


Figure 21 : Variation de la longueur des racines de la laitue poussant sur le macérat gélosé de biochar, au troisième (A) et huitième (B) jours de germination.

Au huitième jour de germination, les graines considérées comme témoins avaient les racines les plus courtes avec une moyenne de 28,66 mm. La température de pyrolyse de 300°C, et la durée de séjour de biochar de 3h ont permis d'obtenir les racines les plus longues contrairement à la température de 500°C qui semble ralentir légèrement le développement des racines.

Les longueurs des racines les plus importantes ont été obtenues chez les graines poussant sur le macérat de biochar pyrolysé à 300°C pendant 3h et pendant 5h avec des moyennes respectives de 41,06 et 46,26 mm (Fig. 24B). Les longueurs des racines les plus faibles ont été obtenues chez les graines poussant sur le macérat de biochar pyrolysé à 400°C pendant 3h avec une moyenne de 28,66 mm.

b) Longueur des coléoptiles et des parties aériennes

Les résultats de l'analyse de variance (tableau 9) indiquent des différences très hautement significatives ($P \leq 0,001$) entre les températures de production de biochar pour la longueur des coléoptiles au 3^{ème} jour et des parties aériennes au 8^{ème} jour. Cela suggère que la température affecte la longueur des racines de la laitue. Aucun effet significatif n'a été enregistré entre les durées de pyrolyse ($P > 0,05$).

Tableau 9 : Analyse des variances de la longueur des coléoptiles et des parties aériennes des plantules de la laitue poussant sur macérat de biochar.

Jours	Sources	SCE	ddl	CM	F	Sig.
3 ^{ème} jour	Températures	675,387	2	337,693	62,334	0***
	Durées	1,982	2	0,991	0,183	0,833 ns
8 ^{ème} jour	Températures	935,36	2	467,68	7,487	0,001***
	Durées	18,516	2	9,258	0,148	0,862 ns

Le graphique de la figure (22) illustre la variation de la longueur des coléoptiles et des parties aériennes de la laitue au troisième et au huitième jour de la germination.

Au troisième jour de germination, la majorité des graines poussant sur le macérat gélifié de biochar avaient des coléoptiles plus courtes que celles des plantes témoins. Les valeurs les plus élevées des longueurs des coléoptiles ont été enregistrées chez les graines poussant sur l'eau gélifiée seule avec une moyenne de 22,33 mm (Fig. 22A). Alors que les valeurs les plus faibles ont été enregistrés chez les graines de laitue poussant sur les macérats des biochars produits à 500°C surtout ceux pyrolysés pendant 5h.

Au huitième jour de germination, la grande majorité des biochars ont stimulé la croissance de la partie aérienne, du fait que les longueurs des parties aériennes des plantules témoins étaient les plus faibles (26 mm). Il est aussi remarquable que la température 500°C qui a retardé la croissance des coléoptiles au troisième jour, donne ici les meilleures longueurs des parties aériennes.

Les valeurs les plus élevées des longueurs parties aériennes ont été enregistrées chez les graines poussant sur le macérat de biochar produits à 500°C pendant 3h et 4h avec des moyennes respectives de 39,2 mm et 36,33 mm (Fig. 22B). Alors que les valeurs les plus faibles ont été enregistrés chez les graines de laitue poussant sur les macérats des biochars produit à 400°C pendant 3h (21,13 mm), celui produit à 500°C pendant 5h (23,73 mm).

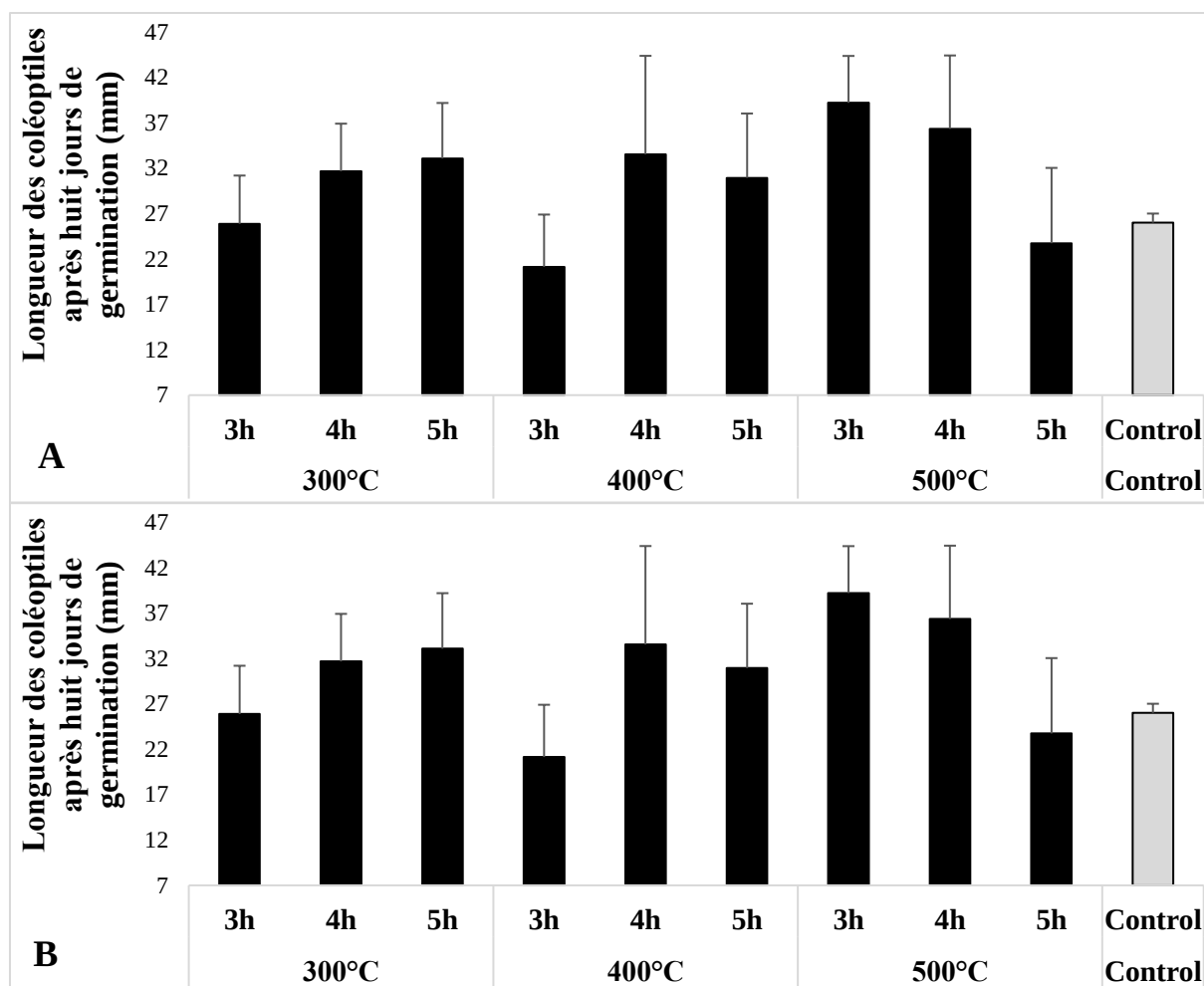


Figure 22 : Variation de la longueur des coléoptiles et des parties aériennes de la laitue poussant sur le macérat gélosé des biochars au troisième et huitième jours de germination.

c) Poids moyens frais et secs des plantules

Les résultats d'analyse des variances (tableau 10) montrent des différences très hautement significatives ($P < 0,001$) entre les températures de production de biochar pour le poids frais des plantules. Aucune différence significative n'a été enregistrée entre les durées de pyrolyse ($P > 0,05$). Cela indique que la température de production de biochar a un effet significatif sur le poids moyen frais des plantes, tandis que la durée n'a pas d'effet significatif.

Tableau 10 : Analyse des variances des poids moyens frais et secs des plantules de la laitue poussant sur le macérat gélosé du biochar

	Sources	SCE	ddl	CM	F	Sig.
Poids frais	Températures	0,011	2	0,005	9,06	0***
	Durées	3,50E-05	2	1,75E-05	0,029	0,971 ns
Poids sec	Températures	0	2	0	0,313	0,732 ns
	Durées	4,60E-05	2	2,30E-05	0,042	0,959 ns

Les histogrammes de la figure (23) illustrent les poids moyens frais et secs des plantules de la laitue poussant sur les macérats gélosés des biochars produits par différentes températures de pyrolyse et différentes durées de séjours.

Il est évident que les plantules considérées comme témoins ont les poids frais et secs les plus faibles avec des moyennes respectives de 0,018 et 0,001 g par plantules (Fig. 23A et B). Tous les biochars ont permis d'obtenir des plantules avec des poids frais et secs très élevés indiquant ainsi le rôle bénéfique des biochar pour ces deux traits. Pour les poids frais, le biochar produits à des températures de 300°C et 400°C semblent les meilleurs car il a permis d'obtenir des plantules avec des poids frais moyens respectifs de 0,081 et 0,084 g par plantule. Alors que pour le poids sec, c'est le biochar produits à la température 500°C qui a donné les meilleurs moyennes (0,052 g par plantule).

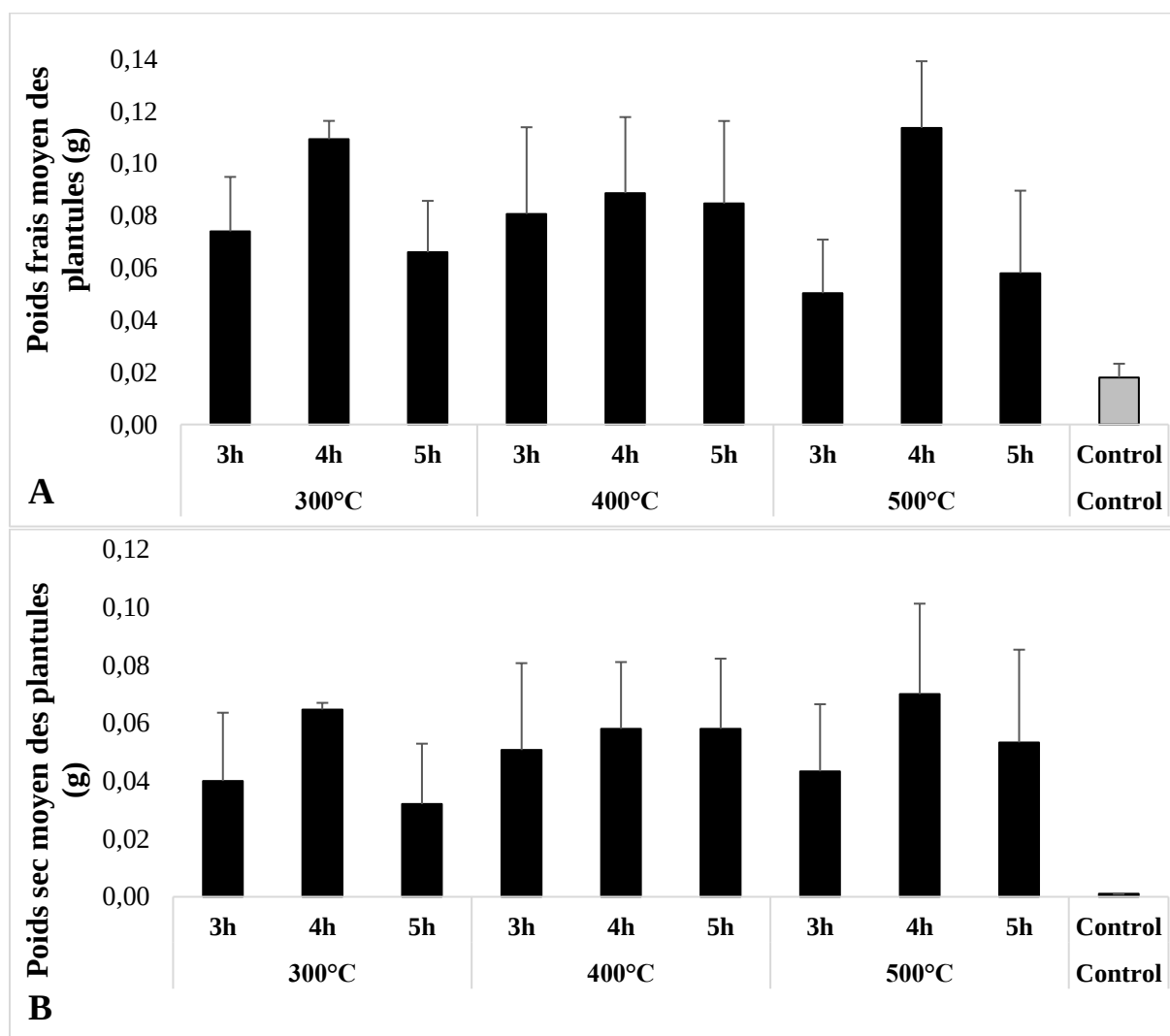


Figure 23 : Variation des poids moyens frais (A) et secs (B) des plantules de la laitue après 8 jours de germination.

Les poids frais des plantules les plus élevés ont été enregistrés par les biochars ayant produits à des températures de pyrolyse de 300°C pendant 4h et 500°C pendant 5h avec des moyennes respectives de 0,109 et 0,114 g par plantule (Fig. 38A). Les poids secs des plantules les plus élevés ont enregistrés par les produits à des températures de pyrolyse de 300°C pendant 4h et 500°C pendant 4h avec des moyennes de 0,065 et 0,070 g par plantule respectivement (Fig. 23B).

Les poids frais des plantules les plus faibles sont enregistrés par les biochars produits à une température de pyrolyse de 500°C pendant 3h et pendant 5h avec des moyennes respectives de 0,05 et 0,058 g par plantule (Fig. 23A). Les poids secs des plantules les plus faibles sont enregistrés par le biochars produits à une température de pyrolyse de 300°C pendant 3h et pendant 5h avec des moyennes respectives de 0,040 g et 0,032 g par plantule (Fig. 23B).

1.3. Evaluation de l'efficacité du biochar et de l'inoculum mycorhizien sur la culture de pois chiche

1.3.1. Hauteur de la tige

Les résultats des analyses des variances (tableau 11) révèlent des différences très hautement significatives ($P \leq 0,001$) entre les concentrations des biochars et l'inoculation mycorhizienne. Des différences hautement significatives ($P \leq 0,01$) ont aussi être révélées entre les traitements phosphoriques appliquées. Ces facteurs affectent significativement les hauteurs des tiges du pois chiche.

Tableau 11 : Analyse des variances de la hauteur des tiges du pois chiche.

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	Sig.
Concentrations de biochar	1325,589	3	441,863	7,48	0,001***
Mycorhizes	990,083	1	990,083	16,761	0***
Phosphore	690,083	1	690,083	11,682	0,002**

Les histogrammes de la figure (24) illustrent les variations des hauteurs des tiges du pois chiche en fonction des concentrations en biochar, l'inoculation phosphorique et la fertilisation phosphorique.

A partir de ces histogrammes, il est remarquable que les deux concentrations de biochar de 0,5% et 1% avaient un effet positif sur le développement des tiges du pois chiche. Aussi, l'inoculation mycorhizienne a permis d'obtenir des tiges plus hautes en comparaison avec l'absence de l'inoculation. L'apport de phosphore a lui aussi amélioré la croissance des tiges.

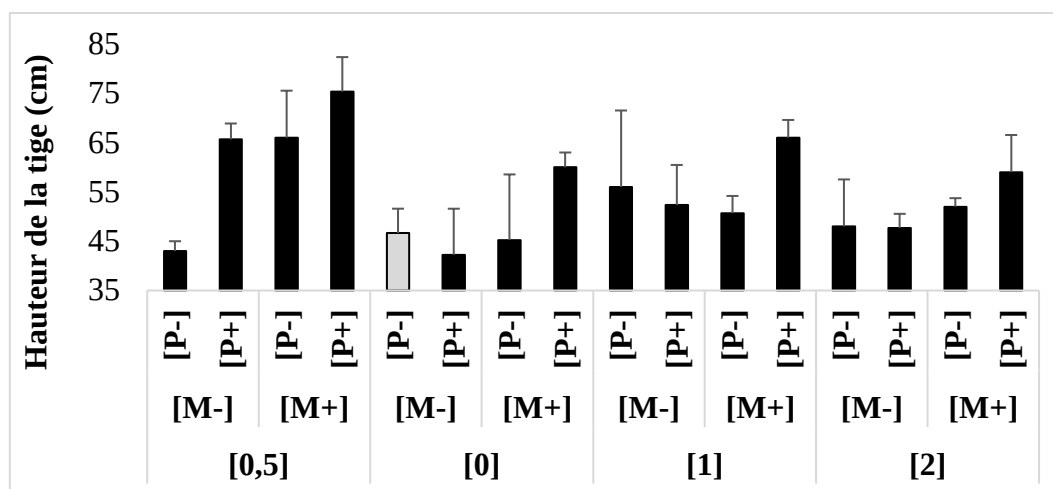


Figure 24 : Variation des hauteurs des tiges en fonction des concentrations de biochar, l'inoculation mycorhizienne et l'apport de phosphore.

Les hauteurs des tiges les plus importantes (75,33 cm) ont été enregistrées chez les plantes de pois chiche mycorhizées et amendées par le phosphore et 0,5% du biochar (Fig. 24). Aussi les plantes de pois chiche mycorhizées et non amendées par le phosphore et amendées par 0,5% du biochar et celles mycorhizées et amendées par le phosphore et 1% du biochar avaient des hauteurs des tiges importantes (66 cm).

Les hauteurs des tiges les plus faibles (46,67 cm, 43 cm et 42,23 cm) ont été enregistrées, respectivement chez les plantes de pois chiche témoin (non mycorhizées et non amendées), celles non-mycorhizées, non-amendées par le phosphore et amendées par 0,5% du biochar et les plantes non-mycorhizées et amendées par le phosphore seulement sans biochar (Fig. 24).

1.3.2. Nombre de feuilles

Les résultats des analyses des variances (tableau 12) révèlent des différences significatives ($P \leq 0,05$) entre la présence ou l'absence de l'inoculum mycorhizien. Cela indique que les mycorhizes affectent significativement le nombre de feuilles chez le pois chiche. Aucune différence significative ($P > 0,05$) n'a été observé entre les concentrations du biochar et l'apport ou non de phosphore. Ces facteurs n'affectent pas le nombre de feuilles chez le pois chiche.

Tableau 12 : Analyse des variances du nombre de feuilles du pois chiche.

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	Sig.
Concentrations de biochar	32,5	3	10,833	1,831	0,161 ns
Mycorhizes	33,333	1	33,333	5,634	0,024*
Phosphore	18,75	1	18,75	3,169	0,085 ns

Les histogrammes de la figure (25) illustrent les variations du nombre de feuilles chez le pois chiche en fonction des concentrations en biochar, l'inoculation phosphorique et la fertilisation phosphorique.

A partir de ces histogrammes, il est remarquable que les deux concentrations de biochar de 0,5% et 1% avaient un effet positif sur le nombre de feuilles chez le pois chiche. Aussi, l'inoculation mycorhizienne a permis d'obtenir un nombre de feuilles élevé en comparaison avec l'absence de l'inoculation. L'apport de phosphore a lui aussi amélioré le nombre de feuille par plante.

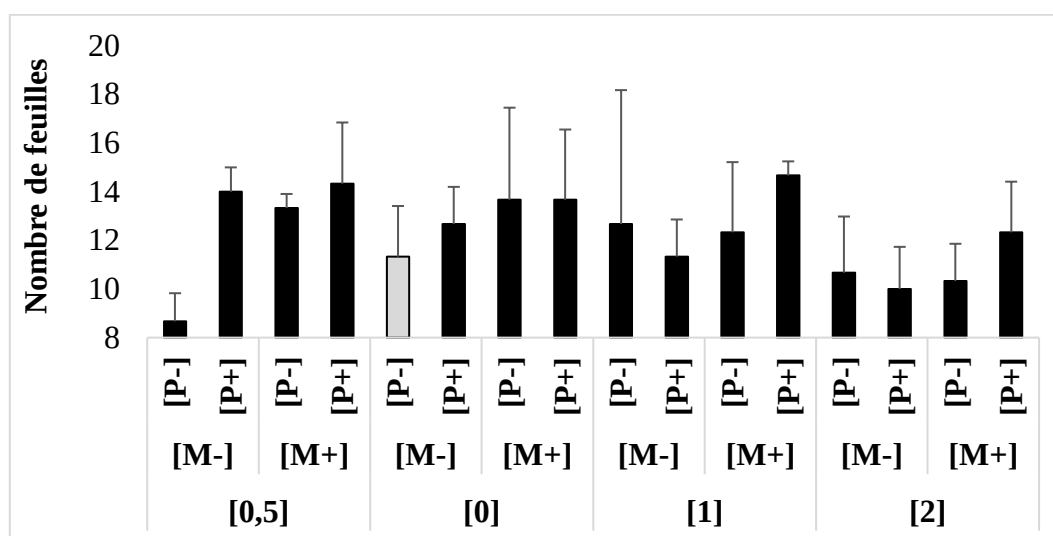


Figure 25 : Variation du nombre de feuilles en fonction des concentrations de biochar, l'inoculation mycorhizienne et l'apport de phosphore.

Les moyennes des nombres des feuilles les plus importantes (14,33 et 14,67 feuilles) ont été enregistrées, respectivement chez les plantes de pois chiche mycorhizées et amendées par le phosphore et amendées par 0,5% et 1% du biochar (Fig. 25). Les moyennes des nombres des feuilles les plus faibles (8,67 et 10 feuilles) ont été enregistrées, respectivement chez les plantes de pois chiche témoin non mycorhizées, non amendées par le phosphore et amendées par 0,5% du biochar et chez celles non-mycorhizées, amendées par le phosphore et amendées par 2% du biochar.

1.3.3. Longueur des racines

Les résultats des analyses des variances (tableau 13) révèlent des différences significatives ($P \leq 0,05$) entre les concentrations de biochar. Cela indique que le biochar affecte significativement la longueur des racines chez le pois chiche. Aucune différence significative

($P > 0,05$) n'a été observé entre les traitements mycorhizien et l'apport ou non de phosphore. Ces facteurs n'affectent pas la longueur des racines chez le pois chiche.

Tableau 13 : Analyse des variances de la longueur des racines du pois chiche.

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	Sig.
Concentrations de biochar	6413,437	3	2137,812	34,795	0***
Mycorhizes	16,667	1	16,667	0,271	0,604 ns
Phosphore	25,01	1	25,01	0,407	0,525 ns

Les histogrammes de la figure (26) illustrent les variations de la longueur des racines, chez le pois chiche, en fonction des concentrations en biochar, l'inoculation phosphorique et la fertilisation phosphorique.

A partir de ces histogrammes, il est remarquable que les deux concentrations de biochar de 0,5% et 0% avaient un effet positif sur le développement des racines de pois chiche en longueur. Ici, l'inoculation mycorhizienne et/ou l'apport de phosphore semblent avoir un effet négatif sur la croissance des racines en longueur.

Les racines les plus longues (62,25 et 62,5 cm) ont été obtenues en absence de biochar chez les plantes amendées en phosphore et inoculées et non inoculées par les champignons mycorhiziens (Fig. 43). Les racines les plus courtes (33,5 et 36,16 cm) ont été enregistrées, respectivement chez les plantes de pois chiche mycorhizées, amendées par 2% de biochar et amendées ou non par le phosphore.

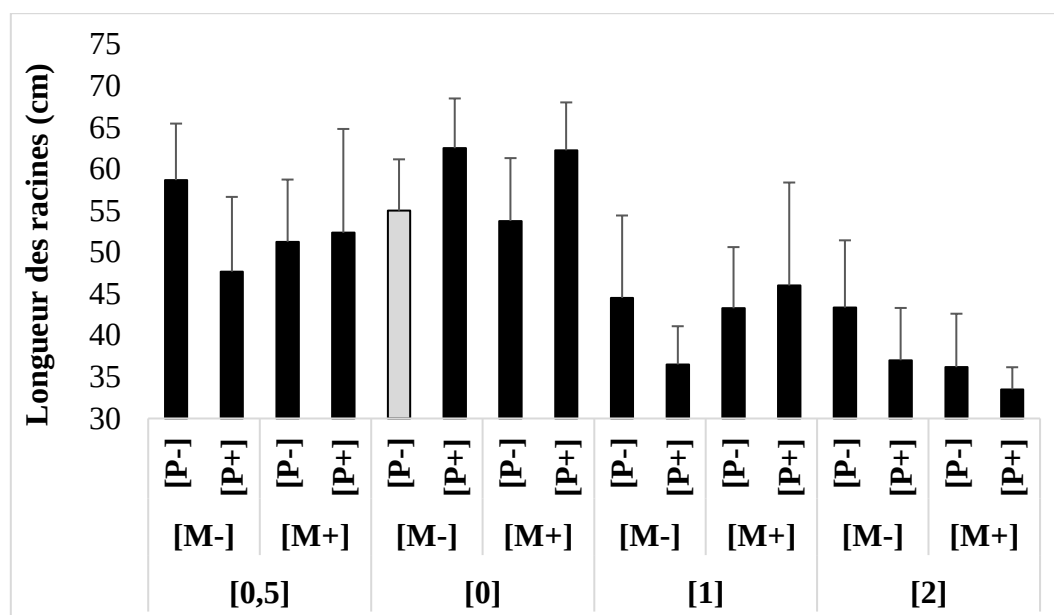


Figure 26 : Variation des longueurs des racines en fonction des concentrations de biochar, l'inoculation mycorhizienne et l'apport de phosphore.

1.3.4. Volume des racines

Les résultats des analyses des variances (tableau 14) révèlent des différences très hautement significatives ($P \leq 0,001$) entre les concentrations de biochar et entre l'inoculation mycorhizienne. Cela indique que le biochar et les mycorhizes affectent significativement le volume des racines chez le pois chiche. Aucune différence significative ($P > 0,05$) n'a été observé entre les traitements de phosphore. Ce facteur n'affecte pas le volume des racines chez le pois chiche.

Tableau 14 : Analyse des variances du volume des racines du pois chiche.

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	Sig.
Concentrations de biochar	10,25	3	3,417	7,971	0***
Mycorhizes	10,043	1	10,043	23,429	0***
Phosphore	0,369	1	0,369	0,86	0,356 ns
Phosphore	25,01	1	25,01	0,407	0,525 ns

Les histogrammes de la figure (27) illustrent les variations du volume des racines, chez le pois chiche, en fonction des concentrations en biochar, l'inoculation phosphorique et la fertilisation phosphorique.

A partir de ces histogrammes, il est remarquable que les deux concentrations de biochar de 0,5% et 1% avaient permis d'obtenir des volumes racinaires intéressants. Aussi, l'inoculation mycorhizienne a permis d'obtenir un volume racinaire élevé en comparaison avec l'absence de l'inoculation. L'apport de phosphore a lui aussi amélioré le volume des racines (Fig. 27).

Les volumes des racines les plus élevés ont été obtenus chez les plantes de pois chiche inoculées, amendées par le phosphore et ayant un apport de 0,5% de biochar avec une moyenne de 2,75 ml, suivies des plantes inoculées, non-amendées par le phosphore et ayant un apport de 1% de biochar avec une moyenne de 2,55 ml (Fig. 27). Les volumes des racines les plus faibles ont été obtenus chez les plantes de pois chiche non-inoculées, amendées par le phosphore et ayant un apport de 2% de biochar avec une moyenne de 0,67 ml, suivies des plantes non-inoculées, amendées par le phosphore et n'ayant aucun apport de biochar avec une moyenne de 0,75 ml.

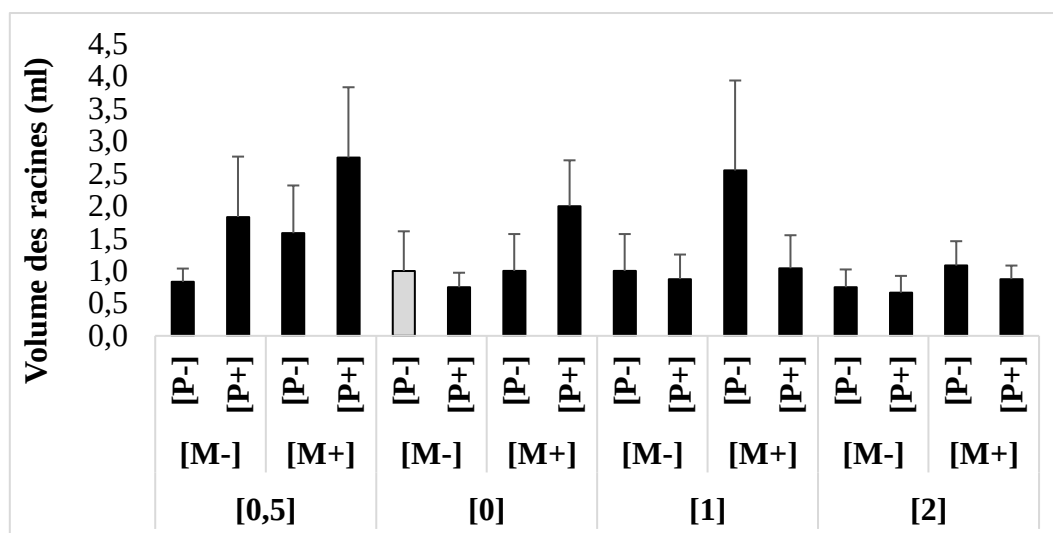


Figure 27 : Variation des volumes des racines en fonction des concentrations de biochar, l'inoculation mycorhizienne et l'apport de phosphore.

1.3.5. Poids frais et secs de la partie aérienne

Les résultats des analyses des variances (tableau 15) révèlent des différences très hautement significatives ($P \leq 0,001$) entre les concentrations de biochar pour le poids frais de la partie aérienne et entre l'inoculation mycorhizienne pour le poids frais et sec des parties aériennes des plantes de pois chiches. Aussi des effets significatifs ($P \leq 0,05$) ont été révélés entre les apports en phosphore pour le poids frais de la partie aérienne. Cela indique que le biochar, les mycorhizes et l'apport en phosphore affectent significativement les biomasses aériennes fraîches et sèches.

Les histogrammes de la figure (28) illustrent les variations des poids des biomasses aériennes fraîches et sèches, chez le pois chiche, en fonction des concentrations en biochar, l'inoculation phosphorique et la fertilisation phosphorique.

Tableau 15 : Analyse des variances des poids frais et secs des parties aériennes du pois chiche.

Paramètres	Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	Sig.
Poids frais de la partie aérienne	Concentrations de biochar	9,324	3	3,108	34,03	0***
	Mycorhizes	2,62	1	2,62	28,689	0***
	Phosphore	0,406	1	0,406	4,441	0,038*
Poids secs de la partie aérienne	Concentrations de biochar	0,021	3	0,007	1,334	0,269 ns
	Mycorhizes	0,11	1	0,11	21,342	0***
	Phosphore	0,001	1	0,001	0,121	0,729 ns

A partir de ces histogrammes, il est remarquable que la concentration de biochar de 0,5% a permis d'obtenir des poids des biomasses aériennes fraîches et sèches intéressants.

Aussi, l'inoculation mycorhizienne a permis d'obtenir des poids frais et secs élevés des parties aériennes en comparaison avec l'absence de l'inoculation. L'apport de phosphore a lui aussi amélioré ces deux paramètres (Fig. 28).

Les poids frais des parties aériennes les plus élevés ont été obtenus chez les plantes de pois chiche inoculées, amendées par le phosphore et ayant un apport de 0,5% de biochar avec une moyenne de 5,1 g par plante, suivies des plantes inoculées, non-amendées par le phosphore et ayant un apport de 0,5% de biochar avec une moyenne de 4,9 g par plante (Fig. 28).

Les poids secs des parties aériennes les plus élevés ont été obtenus chez les plantes de pois chiche inoculées, amendées par le phosphore et ayant un apport de 0,5% de biochar avec une moyenne de 3,76 g par plante, suivies des plantes inoculées, non-amendées par le phosphore et ayant, respectivement aucun apport en biochar et un apport de 0,5% de biochar avec une moyenne de 3,71 g par plante (Fig. 28).

Les poids frais des parties aériennes les plus faibles ont été obtenus chez les plantes de pois chiche non-inoculées, amendées par le phosphore et ayant un apport de 2% de biochar avec une moyenne de 3,78 g par plante, suivies des plantes non-inoculées, non-amendées par le phosphore et ayant un apport de 2% de biochar avec une moyenne de 3,82 g par plante (Fig. 28).

Les poids secs des parties aériennes les plus faibles ont été obtenus chez les plantes de pois chiche non-inoculées, non-amendées par le phosphore et ayant un apport de 0,5% de biochar avec une moyenne de 3,57 g par plante, suivies des plantes non-inoculées, amendées par le phosphore et ayant un apport de 2% de biochar avec une moyenne de 3,602 g par plante (Fig. 45).

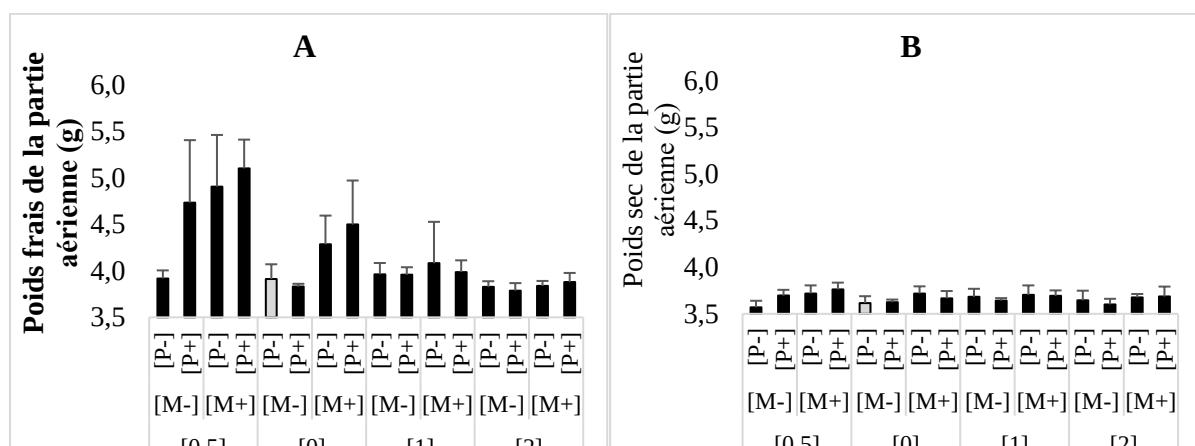


Figure 28 : Variation des poids frais (A) et sec (B) des parties aériennes en fonction des concentrations de biochar, l'inoculation mycorhizienne et l'apport de phosphore.

1.3.6. Poids frais et sec de la partie racinaire

Les résultats des analyses des variances (tableau 16) révèlent des différences très hautement significatives ($P \leq 0,001$) entre les concentrations de biochar pour le poids frais de la partie racinaire. Des différences hautement significatives ($P \leq 0,01$) ont été notées entre les traitements phosphoriques pour le poids frais de la partie racinaire. Aussi des effets significatifs ($P \leq 0,05$) ont été révélés entre les concentrations de biochar pour le poids sec de la partie racinaire. Cela indique que le biochar et l'apport en phosphore affectent significativement les biomasses racinaires fraîches et sèches.

Tableau 16 : Analyse des variances des poids frais et secs des parties racinaires du pois chiche.

Paramètres	Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	Sig.
Poids frais de la partie racinaire	Concentrations de biochar	0,623	3	0,208	14,289	0***
	Mycorhizes	0,002	1	0,002	0,142	0,707 ns
	Phosphore	0,155	1	0,155	10,651	0,002**
Poids secs de la partie racinaire	Concentrations de biochar	0,227	3	0,076	2,828	0,044*
	Mycorhizes	0,034	1	0,034	1,257	0,266 ns
	Phosphore	0,046	1	0,046	1,736	0,191 ns

Les histogrammes de la figure (29) illustrent les variations des poids des biomasses aériennes fraîches et sèches, chez le pois chiche, en fonction des concentrations en biochar, l'inoculation phosphorique et la fertilisation phosphorique.

A partir de ces histogrammes, il est remarquable que la concentration de biochar de 0,5% a permis d'obtenir des poids des biomasses racinaires fraîches et sèches intéressants. Aussi, l'apport de phosphore a lui aussi amélioré ces deux paramètres (Fig. 29). Par contre, l'inoculation mycorhizienne ne semble pas affecter les poids des parties racinaires fraîches et sèches.

Les poids frais des parties racinaires les plus élevés ont été obtenus chez les plantes de pois chiche inoculées, amendées par le phosphore et ayant un apport de 0,5% de biochar avec une moyenne de 3,91 g par plante, suivies des plantes non-inoculées, amendées par le phosphore et ayant un apport de 0,5% de biochar avec une moyenne de 3,9 g par plante (Fig. 29).

Les poids secs des parties racinaires les plus élevés ont été obtenus chez les plantes de pois chiche inoculées, amendées par le phosphore et n'ayant aucun apport de biochar avec une moyenne de 3,638 g par plante, suivies des plantes inoculées, amendées par le phosphore et ayant un apport de 0,5% de biochar avec une moyenne de 3,6 g par plante (Fig. 29).

Les poids frais des parties racinaires les plus faibles ont été obtenus chez les plantes de pois chiche inoculées, non-amendées par le phosphore et ayant un apport de 1% de biochar avec une moyenne de 3,376 g par plante, suivies des plantes non-inoculées, amendées par le phosphore et ayant un apport de 1% de biochar avec une moyenne de 3,58 g par plante (Fig. 29).

Le poids sec des parties racinaires le plus faible a été obtenu chez les plantes de pois chiche inoculées, non-amendées par le phosphore et ayant un apport de % de biochar avec une moyenne de 3,18 g par plante (Fig. 29).

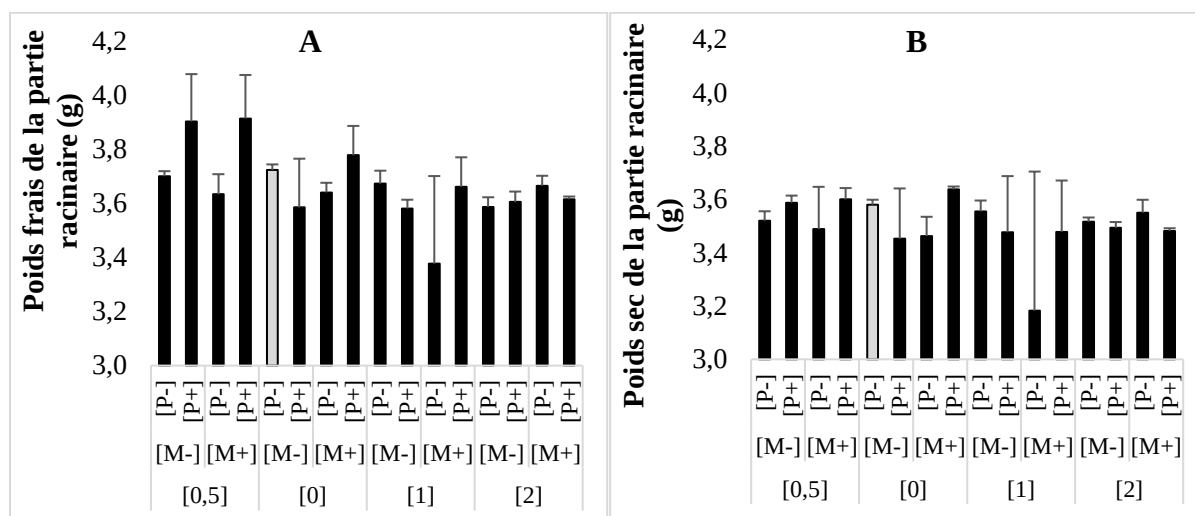


Figure 29 : Variation des poids frais (A) et sec (B) des parties racinaires en fonction des concentrations de biochar, l'inoculation mycorhizienne et l'apport de phosphore.

2. Discussions

L'objectif de notre étude était d'évaluer l'interaction biochar-mycorhize en conditions de déficience en phosphore sur les paramètres de croissance du pois chiche. Les expérimentations ont débuté par la production de biochar par pyrolyse de la sciure de bois en utilisant différentes températures de pyrolyse (300°C, 400°C et 500°C) et différentes durées de séjour (3h, 4h et 5h).

Les résultats des rendements en biochar obtenus ont montré une corrélation négative entre, d'une part, la température de pyrolyse et la durée de production, et d'autre part, le rendement en biochar du fait que l'augmentation de la température ou de la durée réduit le rendement. Ces résultats sont soutenus par plusieurs travaux tels que ceux de Titiladunayo *et al.* (2012) ; Li *et al.* (2019) et Zhang *et al.* (2020) qui expliquent le phénomène par la forte teneur en éléments volatiles qui s'évaporent lors du processus de la pyrolyse.

Afin de choisir les meilleures conditions de fabrication de biochar (température et durée de pyrolyse), une évaluation de la phytotoxicité des biochars produits a été effectuée pour la laitue qui est caractérisée par sa sensibilité surtout à la salinité. Des tests de germination dans le macérat gélosé de biochar ont été réalisés pour comparer deux formes de biochar (liquide et solide). Les résultats ont montré une meilleure germination de la laitue dans le macérat gélosé de biochar par rapport au sable.

Les résultats n'indiquent pas de différences significatives entre les températures et les durées de pyrolyse. Toutefois, des différences significatives ont été observées entre les témoins et les traitements par les différents biochars produits à différentes températures et durées de pyrolyse. Il a été remarqué, pour la germination sur le macérat gélosé de biochar que l'apport de biochar dans les milieux de culture a stimulé la germination de la laitue par rapport aux témoins au cours des 2 premiers jours. Au-delà de là, les résultats des pourcentages de germination étaient comparables à ceux des témoins..

Les résultats obtenus pour la laitue ne montrent alors aucun effet de phytotoxicité du biochar pour la laitue. Toutes les concentrations, toutes les températures de pyrolyse et toutes les durées de séjour ont permis d'obtenir des taux de germination supérieurs à 85% et une bonne croissance des plantules. C'est pour cette raison que nous avons opté, pour la suite des expérimentations, pour la production de biochar à une température de 300°C et une durée de séjours de 3h. Ces conditions sont plus rentables en matière économique.

La deuxième partie du travail a porté sur le piégeage des mycorhizes et les utilisés seuls ou en combinaison avec le biochar et/ou l'apport de phosphore afin d'évaluer leur capacité sur les paramètres de croissance du pois chiche en condition de déficience en phosphore. Quatre concentrations (0%, 0,5%, 1% et 2%) de biochar, deux régimes d'inoculation mycorhizienne (0% et 10%) et deux niveaux d'efficacité en phosphore (0 mg/kg déficient et 100 mg/kg efficace) ont été évalués.

Les résultats de ces expériences ont montré un effet positif du biochar seul et des mycorhizes seuls sur les paramètres de croissance du pois chiche indépendamment de l'apport en phosphore qui semble sans effet surtout lorsqu'il est appliqué seul, par rapport aux plantes témoins. L'apport du biochar dans le sol contenant l'inoculum mycorhizien avait un effet synergique. Les taux de croissance les plus élevées ont été enregistrés chez les plantes inoculées ayant reçu un apport de biochar.

Conclusion

Conclusion

Le biochar est un type de charbon de bois produit à partir de matière organique avec un processus de pyrolyse. Lorsqu'il est incorporé dans le sol, le biochar peut apporter de nombreux bénéfices pour l'agriculture comme l'amélioration de la fertilité des sol, l'augmentation de la rétention de l'eau, la séquestration du carbone, la stimulation de la vie microbienne, la réduction des besoins aux engrais chimiques et le traitement de polluants.

La détermination des conditions optimales de production de biochar (températures, durée et concentration) est primordiale pour prévenir tout impact négatif sur les plantes.

Ce mémoire vise, en premier lieu, à évaluer l'influence de biochar produits à partir de sciure de bois, à différentes températures (300°C, 400°C, 500°C) et durées de pyrolyse (3h, 4h et 5h) sur la germination et la croissance de la laitue pendant 8 jours. Ces tests permettent d'évaluer la phytotoxicité des biochars produits.

L'utilisation du biochar a révélé une disparité dans la réaction des graines et des plantules de laitue. Pendant les deux premiers jours, le taux de germination des graines de laitue a été plus élevé, puis il a été retardé par rapport au témoin. De plus, le biochar avait des effets variables sur la longueur des racines des coléoptiles et sur les poids frais et secs des plantules de laitue.

Les résultats n'ont montré aucun effet négatif sur la germination et la croissance de la laitue. Toutes les graines, indépendamment des conditions de productions de biochar, avaient des taux de germination dépassant les 85% indiquant ainsi que nos biochar sont des phytostimulants et ne sont pas phytotoxiques.

La seconde partie de ce mémoire a été consacrée à l'évaluation de la combinaison biochar-mycorhize, comme une alternative pour résoudre le problème de la déficience en phosphore qui est très fréquent de nos sol, généralement alcalin.

Il est connu que la présence des micro-organismes dans le sol joue un rôle crucial dans le cycle des nutriments, la préservation de la fertilité du sol, le stockage du carbone et la régulation de la végétation. Aussi, que la communauté végétale dépend des champignons mycorhizien à arbuscules, qui améliorent sa nutrition minérale végétale, surtout pour les nutriments à faible mobilité du sol comme le phosphore qui peut facilement devenir un facteur limitant.

Les expériences réalisées ont démontré que le biochar seul et les mycorhizes seuls ont un impact positif sur les paramètres de croissance du pois chiche (hauteur de tige, nombre de feuilles, nombre de branches), indépendamment de l'apport en phosphore, qui semble sans effet, en particulier lorsqu'ils sont utilisés seuls, par rapport aux plantes témoins. En introduisant du biochar dans le sol contenant l'inoculum mycorhizien, il y avait une synergie favorable. Les plantes inoculées ayant été traitées avec du biochar ont eu les taux de croissance les plus élevés.

En résumé, la combinaison du biochar et de l'induction des mycorhizes ainsi que l'apport de phosphore peut être utilisée comme une bonne alternative biologique et durable et peut contribuer efficacement dans le domaine de la sécurité alimentaire.

Les résultats de cette étude offrent des renseignements précieux. Toutefois nous recommandons de poursuivre cette étude par l'évaluation des taux de phosphore dans les différentes parties du végétale et dans le sol (phosphore assimilable), aussi d'évaluer les rapports C/N pour avoir une idée sur la contribution du biochar-mycorhizes dans la fertilité du sol et de déterminer les propriétés physicochimiques des biochars produits.

Tester d'autres matières premières résiduelles ainsi qu'une généralisation de cette pratique pourrait avoir un impact considérable sur des systèmes agricoles plus résistants et dynamiques.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

- Ahmad, M., Rajapaksha, A. U., Lim, J. E., Zhang, M., Bolan, N., Mohan, D., Vithanage, M., Lee S.S., & Ok, Y. S. (2014). Biochar as a sorbent for contaminant management in soil and water: a review. *Chemosphere*, 99: 19 - 33. <http://dx.doi.org/10.1016/j.chemosphere.2013.10.071>
- Aller, M. F. (2016). Biochar properties: Transport, fate, and impact. *Critical reviews in environmental science and technology*, 46(14-15): 1183-1296. <http://dx.doi.org/10.1080/10643389.2016.1212368>
- Alotaibi M.O., Ikram M., Alotaibi N.M., Hussain G.S., Ghoneim A.M., Younis M., Naz N., Danish S., 2023. Examining the role of AMF-Biochar in the regulation of spinach growth attributes, nutrients concentrations, and antioxidant enzymes in mitigating drought stress. *Plant Stress*, 10. <https://doi.org/10.1016/j.stress.2023.100205>
- Amri-Tiliouine, W. (2019). Induction de la variabilité génétique par radio-mutagenèse (rayons gamma) chez le pois chiche (*Cicer arietinum* L.) et évaluation agronomique et génétique (Low-Cost TILLING) de mutants en M₂. Thèse de doctorat, Ecole Nationale Supérieure Agronomique, Alger. 160 p.
- Attarzadeh, M., Balouchi, H., Rajaie, M., Movahhedi Dehnavi, M., Salehi, A. (2019). Growth and nutrient content of *Echinacea purpurea* as affected by the combination of phosphorus with arbuscular mycorrhizal fungus and *Pseudomonas fluorescens* bacterium under different irrigation regimes. *Journal of Environmental Management*, 231, 182–188. <https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2018.10.040>
- Bâ, A., Duponnois, R., Diabaté, M., & Dreyfus, B. (2011). Les champignons ectomycorhiziens des arbres forestiers en Afrique de l'Ouest: méthodes d'étude, diversité, écologie, utilisation en foresterie et comestibilité. Ed. IRD, Marseille France. 254 p.
- Bazghaleh, N., Hamel, C., Gan, Y., Tar'an, B., & Knight, J. D. (2018). Genotypic variation in the response of chickpea to arbuscular mycorrhizal fungi and non-mycorrhizal fungal endophytes. *Canadian Journal of Microbiology*, 64(4), 265–275. <https://doi.org/10.1139/cjm-2017-0521>
- Beauvais M., 2011. Jardiner bio sans se raconter de salades : 100%bio. ED. Amazon, France. Pp : 10-13.

- Bellemou, D. (2020). Diversité et structuration génétique du pois chiche (*Cicer arietinum* L.) local (Algérie). Thèse de doctorat, Ecole Nationale Supérieure Agronomique, Alger. 143 p.
- Berruti, A., Lumini, E., Balestrini, R., Bianciotto, V. (2016). Arbuscular Mycorrhizal Fungi as Natural Biofertilizers: Let's Benefit from Past Successes, a review. *Frontiers in Microbiology*, 6. 13 p.
- Blackwell, P., Joseph, S., Munroe, P., Anawar, H. M., Storer, P., Gilkes, R. J., & Solaiman, Z. M. (2015). Influences of Biochar and Biochar-Mineral Complex on Mycorrhizal Colonisation and Nutrition of Wheat and Sorghum. *Pedosphere*, 25(5), 686–695. [https://doi.org/10.1016/s1002-0160\(15\)30049-7](https://doi.org/10.1016/s1002-0160(15)30049-7)
- Bouamra, F. (2018). Déphosphatation des eaux par de nouveaux procédés (Doctoral dissertation, Thèse de Doctorat, Ecole Nationale Polytechnique d'El-Harrach, Algérie).
- Boukhelifa S., Mahmoudia K., 2020. Etude Bibliographique de l'impact de la Mycorhization de Blé Dur (*Triticum durum* Desf.) en Agriculture de Conservation. Mémoire de master, Université Mouloud Mammeri Tizi-Ouzou. 41p.
- Bouqbis, L., Daoud, S., Koyro, H. W., Kammann, C. I., Ainhout, F. Z., & Harrouni, M. C. (2017). Phytotoxic effects of argan shell biochar on salad and barley germination. *Agriculture and Natural Resources*, 51(4), 247–252. <https://doi.org/10.1016/j.anres.2017.04.001>
- Calonne, M., Fontaine, J., Tisserant, B., Dupré de Boulois, H., Grandmougin-Ferjani, A., Declerck, S., Lounès-Hadj Sahraoui, A. (2014). Polyaromatic hydrocarbons impair phosphorus transport by the arbuscular mycorrhizal fungus *Rhizophagus irregularis*. *Chemosphere*, 104, 97–104. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2013.10.070>
- Carter, S., Shackley, S., Sohi, S., Suy, T., & Haefele, S. (2013). The Impact of Biochar Application on Soil Properties and Plant Growth of Pot Grown Lettuce (*Lactuca sativa*) and Cabbage (*Brassica chinensis*). *Agronomy*, 3(2), 404–418. <https://doi.org/10.3390/agronomy3020404>
- Cely, P., Gascó, G., Paz-Ferreiro, J., & Méndez, A. (2015). Agronomic properties of biochars from different manure wastes. *Journal of Analytical and Applied Pyrolysis*, 111, 173–182. <https://doi.org/10.1016/j.jaap.2014.11.014>

- Chabani R., Tehache S., 2021. Synthèse bibliographique sur les mycorhizes techniques et applications. Mémoire de master, Université Kasdi Merbah, Ouargla. 60 p.
- Dalpé, Y. (2005). Les mycorhizes: un outil de protection des plantes mais non une panacée. *Phytoprotection*, 86(1): 53-59.
- Daniel, B.A., Skipper, H.D. (1982). Methods for the recovery and quantitative estimation of propagules from soil. In: Schneck N.C. (eds.) *Methods and principles of mycorrhizal Research. American Phytopathological Society*, St Paul, Minnesota. 244 p.
- Davies, F.T. (2000). Benefits and opportunities with mycorrhizal fungi in nursery propagation and production systems. *Combined Proceedings-International Plant Propagators Society*, 50: 482-489
- Debjyoti, M., Salil, S., Bichal, M., Suddhasuchi, D., Rahman, F.H., Akbar, H. (2023). Biochar Application for Improving the yield and Quality of Crops Under Climate Change. In. *Biochar to Improve Crop Production and Decrease Plant Stress Under a Changing Climate*. Shah, F., Subhan, D., Rahul, D., Shah, S. (Eds). *Sustainable Agriculture Reviews*, 61: Springer. Pp : 3-26. <https://doi.org/10.1007/978-3-031-26983-7>
- Ding, Z., Hu, X., Wan, Y., Wang, S., & Gao, B. (2016). Removal of lead, copper, cadmium, zinc, and nickel from aqueous solutions by alkali-modified biochar: Batch and column tests. *Journal of Industrial and Engineering Chemistry*, 33, 239–245.
- Dotaniya, M.L., Datta, S.C., Biswas, D.R., Kumar, K. (2014) Effect of organic sources on phosphorus fractions and available phosphorus in Typic Haplustept. *J. Indian Soc. Soil Sci.*, 62, 80–83.
- Duponnois, R., Bâ, A.M., Prin, Y., Bauhttps://doi.org/n, E., Galiana, A., & Dreyfus, B. (2010). Les champignons mycorhiziens: une composante majeure dans les processus biologiques régissant la stabilité et la productivité des écosystèmes forestiers tropicaux. In : *Le projet majeur africain de la Grande Muraille Verte : Concepts et mise en oeuvre*. Dia A., Duponnois R. (eds.). IRD, Marseille, France. 20 p.
- Duponnois, R., Hafidi, M., Wahbi, S., Sanon, A., Galiana, A., Bauhttps://doi.org/n, E., Bally, R. (2012). La symbiose mycorhizienne et la fertilité des sols dans les zones arides: un outil biologique sous-exploité dans la gestion des terres de la zone sahélo-saharienne.

- In : La Grande Muraille Verte: Capitalisation des recherches et valorisation des savoirs locaux. Dia A., Duponnois R. (eds.). IRD, Marseille, France. Pp : 351-369.
- El-Hashash, E.S. & El-Absy K.M. (2019). Barley (*Hordeum vulgare* L.) Breeding. In. *Advances in Plant Breeding Strategies: Cereals*. Al-Khayri, J. M., Jain, S. M., & Johnson, D. V. (Eds.). Pp: 1 – 46. https://doi.org/10.1007/978-3-030-23108-8_1.
- Eshel, G., & Martin, P. A. (2006). Diet, energy, and global warming. *Earth interactions*, 10(9), 1-17.
- Etesami, H., Jeong, B.R., Glick, B.R. (2021). Contribution of Arbuscular Mycorrhizal Fungi, Phosphate–Solubilizing Bacteria, and Silicon to P Uptake by Plant. *Sec. Plant Nutrition*, 12. <https://doi.org/10.3389/fpls.2021.699618>
- Farzaneh, M., Vierheilig, A. Lössl, H., Kaul, H.P. (2011). Arbuscular mycorrhiza enhances nutrient uptake in chickpea. *Plant Soil Environ.*, 57, 2011 (10): 465–470.
- Foley, J. A., Ramankutty, N., Brauman, K. A., Cassidy, E. S., Gerber, J. S., Johnston, M., Zaks, D. P. (2011). Solutions for a cultivated planet. *Nature*, 478(7369), 337-342.
- Gascó, G., Cely, P., Paz-Ferreiro, J., Plaza, C., Méndez, A. (2016). Relation between biochar properties and effects on seed germination and plant development. *Biological Agriculture & Horticulture*, 32(4), 237–247. <https://doi.org/10.1080/01448765.2016.1166348>
- Genre, A., Lanfranco, L., Perotto, S., & Bonfante, P. (2020). Unique and common traits in mycorrhizal symbioses. *Nature Reviews Microbiology*, 18(11), 649660. <https://doi.org/10.1038/s41579-020-0402-3>.
- Gerdemann, J.W., Nicolson, T.H. (1963). Spores of mycorrhizal endogen species extracted from soil by wet-sieving and decanting. *Transactions of the British Mycological Society*: p.235-244.
- Glaser, B., Lehmann, J., & Zech, W. (2002). *Ameliorating physical and chemical properties of highly weathered soils in the tropics with charcoal - a review. Biology and Fertility of Soils*, 35(4), 219–230. <https://doi.org/10.1007/s00374-002-0466-4>
- Gujre, N., Soni, A., Rangan, L., Tsang, D. C. W., & Mitra, S. (2020). Sustainable improvement of soil health utilizing biochar and arbuscular mycorrhizal fungi: A review.

- Environmental Pollution*, 115549.
<https://doi.org/10.1016/j.envpol.2020.115549>
- Hammer, E. C., Balogh-Brunstad, Z., Jakobsen, I., Olsson, P. A., Stipp, S. L. S., & Rillig, M. C. (2014). A mycorrhizal fungus grows on biochar and captures phosphorus from its surfaces. *Soil Biology and Biochemistry*, 77, 252–260. <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2014.06.012>
- Hammer, E. C., Forstreuter, M., Rillig, M. C., & Kohler, J. (2015). Biochar increases arbuscular mycorrhizal plant growth enhancement and ameliorates salinity stress. *Applied Soil Ecology*, 96, 114–121. <https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2015.07.014>
- Hammond, J. P., Broadley, M. R., & White, P. J. (2004). Genetic responses to phosphorus deficiency. *Annals of botany*, 94(3): 323-332.
- Hansson, M., Youssef, H. M., Zakhrebekova, S., Stuart, D., Svensson, J. T., Dockter, C., Stein N., Waugh R., Lundqvist U. & Franckowiak, J. (2024). A guide to barley mutants. *Hereditas*, 161(1), 11. <https://doi.org/10.1186/s41065-023-00304-w>
- Hassan, M., Liu, Y., Naidu, R., Parikh, S. J., Du, J., Qi, F., & Willett, I. R. (2020). Influences of feedstock sources and pyrolysis temperature on the properties of biochar and functionality as adsorbents: A meta-analysis. *Science of The Total Environment*, 140714. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2020.140714>
- Henry, C., Selosse, M. A., Richard, F., Ramanankierana, H., & Ducousso, M. (2021). Comprendre la dynamique des communautés mycorrhiziennes lors des successions végétales. Première partie: méthodes d'étude, caractérisations et fonctionnement (revue bibliographique). *Rev. For. Fr.* LXVI, 2 : 125 – 150.
- Hodge, A., Campbell, C.D., & Fitter, A.H. (2001). An arbuscular mycorrhizal fungus accelerates decomposition and acquires nitrogen directly from organic material. *Nature*, 413(6853), 297–299.
- Hoover, B. K. (2018). Herbaceous Perennial Seed Germination and Seedling Growth in Biochar-amended Propagation Substrates. *HortScience*, 53(2), 236–241. <https://doi.org/10.21273/hortsci12624-17>
- ITMCI, I. (2002). Utilisation des engrais par culture en Algérie. Ed. Institut Technique des Cultures Maraîchères. Pp : 22.

- Jabborova, D., Kadirova, D., Narimanov, A., Wirth S. (2021). Beneficial effects of biochar application on lettuce (*Lactuca sativa* L.) growth, root morphological traits and physiological properties. *Annals of Phytomedicine*, 10(2): 93-100. <http://dx.https://doi.org/.org/10.21276/ap.2021.10.2.13>
- Jyoti, R.S., pankaj, S. (2018). Towards the Mechanisms of Nutrient Solubilization and Fixation in Soil System. In. *Rôle of Rhizospheric Microbes in Soil*. Vijay, Singh, Meena. (eds). Volume 2: *Nutrient Management and Crop Improvement*. Pp: 234-243.
- Kelley, A.P. (1931). The Concept of Mycorrhiza. *Mycologia*, 23(2) : 147–151.
- Kormanik, P.P. et McGraw, A.C. (1982). Quantification of vesicular-arbuscular mycorrhizae in plant roots. In: N.C. Schenck, (ed.), *Methods and Principles of Mycorrhizal Research. The American Phytopathological Society*, St. Paul, pp: 37-45.
- Le Tacon, F., & Garbaye, J. (1986). La maîtrise des associations mycorrhiziennes en pépinière forestière. *Revue forestière française*, 38(3) : 249-257.
- Lehmann, J., Pereira da Silva Jr., J., Steiner, C., Nehls, T., Zech, W., & Glaser, B. (2003). *Plant and Soil*, 249(2), 343–357. <https://https://doi.org/.org/10.1023/a:1022833116184>
- Lehmann, J., Rillig, M. C., Thies, J., Masiello, C. A., Hockaday, W. C., & Crowley, D. (2011). Biochar effects on soil biota – A review. *Soil Biology and Biochemistry*, 43(9), 1812–1836. <https://https://doi.org/.org/10.1016/j.soilbio.2011.04.022>
- Li, S., Harris, S., Anandhi, A., Chen, G. (2019). Predicting biochar properties and functions based on feedstock and pyrolysis temperature: A review and data syntheses. *Journal of Cleaner Production*. <https://https://doi.org/.org/10.1016/j.jclepro.2019.01.106>
- Li, Y.-S., Mao, X.-T., Tian, Q.-Y., Li, L.-H., Zhang, W.-H. (2009). Phosphorus deficiency-induced reduction in root hydraulic conductivity in *Medicago falcata* is associated with ethylene production. *Environmental and Experimental Botany*, 67(1), 172–177. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2009.05.013>
- Liang, B., Lehmann, J., Solomon, D., Kinyangi, J., Grossman, J., O'Neill, B., ... Neves, E. G. (2006). *Black Carbon Increases Cation Exchange Capacity in Soils. Soil Science Society of America Journal*, 70(5), 1719. <https://https://doi.org/.org/10.2136/sssaj2005.0383>
- Liu, M., Zhao, Z., Chen, L., Wang, L., Ji, L., Xiao, Y. (2020). Influences of arbuscular mycorrhizae, phosphorus fertiliser and biochar on alfalfa growth, nutrient status and

- cadmium uptake. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 196, 110537.
<https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2020.110537>
- Mai, W., Xue, X., Feng, G., Yang, R., Tian, C. (2019). Arbuscular mycorrhizal fungi – 15-Fold enlargement of the soil volume of cotton roots for phosphorus uptake in intensive planting conditions. *European Journal of Soil Biology*, 90, 31–35.
<https://doi.org/10.1016/j.ejsobi.2018.12.002>Merlin et al., 2020).
- Maniraj J., Ramesh M., Kumar S.G. & A Sahayaraj A.F. (2023). Introduction of Biochar: Sources, Composition, and Recent Updates. In. Materials Horizons: From Nature to Nanomaterials. Kumar Thakur V. (eds.). Springer. Pp: 1 – 17.
https://www.https://doi.org/.org/10.1007/978-981-99-5239-7_1
- Manoj, S., Srivastava, P.C., Souza, S.C. (2018). Phosphate-Solubilizing Microbes: Diversity and Phosphates Solubilization Mechanism. In. Rôle of Rhizospheric Microbes in Soil. Vijay, Singh, Meena. (eds). Volume 2: *Nutrient Management and Crop Improvement*. Pp : 145-147.
- Mardamootoo, T., Du Preez, C. C., & Barnard, J. H. (2021). Phosphorus management issues for crop production: A review. *African Journal of Agricultural Research*, 17(7), 939-952.
- Mau, A.E., Utami, S.R. (2014). Effects of biochar amendment and arbuscular mycorrhizal fungi inoculation on availability of soil phosphorus and growth of maize. *JOURNAL OF Degraded and Mining Lands Management*, 1 (2):69-74
- McGonigle, T.P., Miller, M.H., Young, D. (1999). Mycorrhizae, crop growth, and crop phosphorus nutrition in maize-soybean rotations given various tillage treatments. *Plant and Soil*, 210: 33–42.
- Medina-Lozano, I., Bertolín, J. R., & Díaz, A. (2021). Nutritional value of commercial and traditional lettuce (*Lactuca sativa* L.) and wild relatives: Vitamin C and anthocyanin content. *Food Chemistry*, 359: 129864.
- Moharana, P.C., Meena, M.D., Biswas, D.R. (2018). Role of Phosphate-Solubilizing Microbes in the Enhancement of Fertilizer Value of Rock Phosphate Through Composting Technology. In. Role of Rhizospheric Microbes in Soil. Vijay, S. M. (Eds). Volume 2: *Nutrient Management and Crop Improvement* France. Springer. Pp : 174_ 175.
https://https://doi.org/.org/10.1007/978-981-13-0044-8_6.

- Novotny, E.H., Maia, C.M.B.D.F., Carvalho, M.T.D.M., & Madari, B.E. (2015). Biochar : pyrogenic carbon for agricultural use-a critical review. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, 39(2) : 321-344.
<https://www.https://doi.org/.org/10.1590/01000683rbc20140818>
- Odinga, E. S., Waigi, M. G., Gudda, F. O., Wang, J., Yang, B., Hu, X., Li S., & Gao, Y. (2020). Occurrence, formation, environmental fate and risks of environmentally persistent free radicals in biochars. *Environment International*, 134, 105172.
<https://https://doi.org/.org/10.1016/j.envint.2019.105172>
- Oh, T.K., Shinogi, Y., Chikushi, J., Lee, Y.H., Choi, B. (2012). Effect of Aqueous Extract of Biochar on Germination and Seedling Growth of Lettuce (*Lactuca sativa* L.). *Journal of the Faculty of Agriculture, Kyushu University*, 57 (1): 55–60
- Oliveira, F. R., Patel, A. K., Jaisi, D. P., Adhikari, S., Lu, H., & Khanal, S. K. (2017). Environmental application of biochar: Current status and perspectives. *Bioresource Technology*, 246, 110–122. <https://https://doi.org/.org/10.1016/j.biortech.2017.08.122>
- Pan, S.Y., Dong, C.D., Su, J.F., Wang, P.Y., Chen, C.W., Chang, J.S., Kim H., Huang, C.P., & Hung, C.M. (2021). The role of biochar in regulating the carbon, phosphorus, and nitrogen cycles exemplified by soil systems. *Sustainability*, 13(10), 5612.
<https://https://doi.org/.org/10.3390/su13105612>.
- Rahal-Bouziane, H. (2015). L’orge en Algérie: passé, présent et importance pour la sécurité alimentaire, face aux nouveaux défis. *Recherche Agronomique*, 27 : 7-9.
- Rassaei, F. (2023). Phosphorus in Soils and Plants: An Overview. 15 p.
- Redon, P.O., Béguiristain, T., Leyval, C. (2009). Differential effects of AM fungal isolates on *Medicago truncatula* growth and metal uptake in a multimetallic (Cd, Zn, Pb) contaminated agricultural soil. *Mycorrhiza*, 19: 187–195.
- Rocha, I., Duarte, I., Ma, Y. Souza-Alonso, P. Látr, A., Vosátka, M., Freitas, H., Oliveira R.S. (2019). Seed Coating with Arbuscular Mycorrhizal Fungi for Improved Field Production of Chickpea. *Agronomy*, 9(8): 471.
<https://https://doi.org/.org/10.3390/agronomy9080471>
- Salem, K.F.M., Alghuthaymi, M.A., Mahdy, M., Mekkawy, S.A., Hassan, M.N., Ibrahim A.A. & Tawfik E. (2023). Advances in Lettuce (*Lactuca spp.*) Molecular Breeding Strategies. In : Smart Plant Breeding for Vegetable Crops in Post-genomics Era. Saurabh, S.,

- Devender, S., Susheel, K. S., Rajender, S. (Eds) Biomedical and Life Sciences, France. Springer Pp : 251_ 266. https://doi.org/10.1007/978-981-19-5367-5_11
- Saletnik, B., Bajcar, M., Zagula, G., Saletnik, A., Tarapatsky, M., & Puchalski, C. (2019). Biochar as a Stimulator for Germination Capacity in Seeds of Virginia Mallow (*Sida hermaphrodita* (L.) Rusby). *Applied Sciences*, 9(16), 3213. <https://doi.org/10.3390/app9163213>
- Sg, L., Jjo, O., R, A., & St, M. (2021). The potential of biochar to enhance concentration and utilization of selected macro and micro nutrients for chickpea (*Cicer arietinum*) grown in three contrasting soils. *Rhizosphere*, 17, 100289. <https://doi.org/10.1016/j.rhisph.2020.100289>
- Sharma, V., Sharma, S., Sharma, S., Kumar, V. (2019). Synergistic effect of bio-inoculants on yield, nodulation and nutrient uptake of chickpea (*Cicer arietinum* L) under rainfed conditions. *Journal of Plant Nutrition*, 1–10. <https://doi.org/10.1080/01904167.2018.1555850>
- Solaiman, Z. M., Murphy, D. V., & Abbott, L. K. (2011). Biochars influence seed germination and early growth of seedlings. *Plant and Soil*, 353(1-2), 273–287. <https://doi.org/10.1007/s11104-011-1031-4>
- Sorrenti, G., Masiello, C. A., Dugan, B., & Toselli, M. (2016). Biochar physico-chemical properties as affected by environmental exposure. *Science of The Total Environment*, 563-564, 237–246. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2016.03.245>
- Sreenivasulu, N., Graner, A., & Wobus, U. (2008). Barley genomics: an overview. *International journal of plant genomics*, 1: 486258 <https://doi.org/10.1155/2008/486258>
- Still, D. W. (2007). Lettuce. In *Vegetables*. Ed. Springer, Berlin Heidelberg. Pp: pp. 127-140.
- Tavasolee, A., Aliasgharzad, N., SalehiJouzani, G., Mardi, M., Asgharzadeh, A. (2011). Interactive effects of Arbuscular mycorrhizal fungi and rhizobial strains on chickpea growth and nutrient content in plant. *African Journal of Biotechnology*, 10(39): 7585-7591. [HTTPS://DOI.ORG/ORG/ 10.5897/AJB10.2412](https://doi.org/10.5897/AJB10.2412)
- Thakur, D., Kaushal, R., & Shyam, V. (2014). Phosphate solubilising microorganisms: role in phosphorus nutrition of crop plants-A review. *Agricultural Reviews*, 35(3), 159.

- Titiladunayo, I.F., McDonald, A.G., Fapetu, O.P. (2012). *Effect of Temperature on Biochar Product Yield from Selected Lignocellulosic Biomass in a Pyrolysis Process. Waste and Biomass Valorization*, 3(3), 311–318. <https://doi.org/10.1007/s12649-012-9118-6>
- Tomczyk, A., Sokołowska, Z., & Boguta, P. (2020). Biochar physicochemical properties: pyrolysis temperature and feedstock kind effects. *Reviews in Environmental Science and Bio/Technology*, 19(1), 191-215.
- Tripathi, S., Singh, R.K., Parida, S.K., Chaturvedi, S.K., Gaur, P.M. (2022). Biofortification of Chickpea. In : Biofortification of Staple Crops. Kumar, S., Dikshit, H.K., Mishra, G.P., Singh, A. (Eds), *Biomedical and Life Sciences*. Springer, Singapore. Pp : 335_344. https://doi.org/10.1007/978-981-16-3280-8_13
- Twagirayezu, G., Cheng, H., Wu, Y., Lu, H., Huang, S., Fang, X., & Irumva, O. (2024). Insights into the influences of biochar on the fate and transport of pesticides in the soil environment: a critical review. *Biochar*, 6(1), 1-25. <https://doi.org/10.1007/s42773-024-00301-w>
- Uzoma, K. C., Inoue, M., Andry, H., Fujimaki, H., Zahoor, A., & Nishihara, E. (2011). *Effect of cow manure biochar on maize productivity under sandy soil condition. Soil Use and Management*, 27(2), 205–212. <https://doi.org/10.1111/j.1475-2743.2011.00340.x>
- Vierheilig, H., Coughlan, A.P., Wyss, U., Piché Y. (1998). Ink and Vinegar, a Simple Staining Technique for Arbuscular-Mycorrhizal Fungi. *Applied And Environmental Microbiology*, 64: 12, 5004–5007.
- Wali, F., Naveed, M., Bashir, M. A., Asif, M., Ahmad, Z., Alkahtani, J., Elshikh, M. S. (2020). Formulation of Biochar-Based Phosphorus Fertilizer and Its Impact on Both Soil Properties and Chickpea Growth Performance. *Sustainability*, 12(22), 9528. <https://doi.org/10.3390/su12229528>
- Warnock, D. D., Lehmann, J., Kuyper, T. W., & Rillig, M. C. (2007). Mycorrhizal responses to biochar in soil – concepts and mechanisms. *Plant and Soil*, 300(1-2), 9–20. <https://doi.org/10.1007/s11104-007-9391-5>

- Warnock, D.D., Lehmann, J., Kuyper, T.W., & Rillig, M. C. (2007). Mycorrhizal responses to biochar in soil—concepts and mechanisms. *Plant and soil*, 300: 9-20. <https://doi.org/10.1007/s11104-007-9391-5>
- Weber, K., & Quicker, P. (2018). Properties of biochar. *Fuel*, 217, 240–261. <https://doi.org/10.1016/j.fuel.2017.12.054>
- White, P.J., & Hammond, J.P. (2008). Phosphorus nutrition of terrestrial plants. In. *The Ecophysiology of Plant-Phosphorus Interactions*, White, P.J., & Hammond, J.P. (eds). Volume 7. Pp: 51–81.
- Zafar, S., Khan, I.M., Muddasar, M., Iqbal, R., Bashir, T., Shahzad, A., Bashir, S. & Shah, A.A. (2023). Biochar Application to Soil to Improve Fertility. In. *Sustainable Agriculture Reviews*. Lichtfouse, E., Ranjan, S & Dasgupta, N. (eds). Volume 61. Aix-Marseille University, CNRS, IRD, INRAE, Coll France, CEREGE, Aix-en-Provence, France. Springer. Pp: 99 – 120. https://doi.org/10.1007/978-3-031-26983-7_4.
- Zaim, S. (2016). Essai de lutte biologique contre le *Fusarium oxysporum* f. sp. *Ciceris* à l'aide des microorganismes de la rhizosphère de la culture du pois chiche. Thèse de doctorat, Université Abdelhamid Ibn Badis de Mostaganem, 129p.
- Zemouli-Benfreh, F., Djamel-Eddine, H., & Merzoug, A. (2014). Fusarium wilt of chickpea (*Cicer arietinum* L.) in North-West Algeria. *African Journal of Agricultural Research*, 9(1) : 168-175.
- Zhang, S., Dai, B., Wang, Z., Qaseem, M. F., Li, H., Wu, A.-M. (2023). The key physiological and molecular responses of *Neolamarckia cadamba* to phosphorus deficiency stress by hydroponics. *Industrial Crops and Products*, 202, 117065. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2023.117065>
- Zhang, X., Zhang, P., Yuan, X., Li, Y., Han, L. (2020). Effect of pyrolysis temperature and correlation analysis on the yield and physicochemical properties of crop residue biochar. *Bioresource technology*, 296, 122318.

Résumé

Résumé

Le biochar est une substance carbonée obtenue par pyrolyse de la biomasse dans un système clos avec une quantité restreinte d'oxygène, et il a suscité une grande curiosité dans le secteur agricole en tant qu'amendement du sol et un substrat pour héberger les microorganismes phytobénéfiques et stimuler leur activité.

Cette recherche visait à évaluer l'impact du biochar fabriqué à partir de sciure de bois à trois températures (300°C, 400°C, 500°C) et pendant trois durées (3h, 4h, 5h) sur la germination de la laitue et d'évaluer la combinaison biochar-mycorhize comme alternative pour pallier la contrainte de déficience en phosphore.

La production de biochar a été réalisée par pyrolyse de la sciure de bois. Le rendement en biochar a été déterminé. La phytotoxicité des biochars a été évaluée à travers les tests de germination de laitue sur macérat gélosé de biochar. Le piégeage de mycorhize a été fait en utilisant l'orge comme plante hôte. La combinaison biochar-mycorhize a été évaluée sur quelques paramètres de croissance du pois chiche dans des conditions de déficience en phosphore en présence et en absence d'une fertilisation par le phosphore.

Les résultats ont montré que le rendement en biochar diminue avec l'augmentation de la température et la durée de pyrolyse. La fonctionnalité des mycorhizes a été améliorée par l'ajout d'amendement de biochar car l'application combinée de biochar, de mycorhizes et de phosphore dans le sol a créé une synergie favorable, entraînant des taux de croissance les plus élevés chez les plants de pois chiche par rapport à l'utilisation individuelle de biochar, de mycorhizes ou de phosphore.

Mots clés : Biochar, Champignons mycorhiziens à arbuscules, Déficience en phosphore, Germination de la laitue (*Lactuca sativa*), Phosphore, Phytotoxicité, Pois chiche (*Cicer arietinum*), Pyrolyse, Sciure de bois.

Abstract

Biochar is a carbonaceous substance obtained by pyrolysis of biomass in a closed system with a restricted amount of oxygen, and it has aroused great interest in the agricultural sector as a soil improver and a substrate for housing phytobeneficial microorganisms and stimulating their activity.

The aim of this research was to assess the impact of biochar made from sawdust at three temperatures (300°C, 400°C, 500°C) and for three durations (3h, 4h, 5h) on lettuce germination and to evaluate the biochar-mycorrhiza combination as an alternative to overcome the phosphorus deficiency constraint.

Biochar was produced by pyrolysis of sawdust. The biochar yield was determined. The phytotoxicity of biochar was assessed by testing lettuce germination on biochar agar macerate. Mycorrhiza trapping was carried out using barley as the host plant. The biochar-mycorrhiza combination was evaluated on a number of chickpea growth parameters under phosphorus-deficient conditions in the presence and absence of phosphorus fertilization.

The results showed that biochar yield decreased with increasing pyrolysis temperature and duration. The functionality of the mycorrhizae was enhanced by the addition of the biochar amendment because the combined application of biochar, mycorrhizae and phosphorus to the soil created a favorable synergy, resulting in the highest growth rates in chickpea plants compared with the individual use of biochar, mycorrhizae or phosphorus.

Key words: Biochar, Arbuscular mycorrhizal fungi, Phosphorus deficiency, Germination of lettuce (*Lactuca sativa*), Phosphorus, Phytotoxicity, Chickpea (*Cicer arietinum*), Pyrolysis, Sawdust.

الملخص

الفحم الحيوي هو مادة كربونية يتم الحصول عليها عن طريق التحلل الحراري للكتلة الحيوية في نظام مغلق بكمية محدودة من الأكسجين، وقد أثار اهتمامًا كبيرًا في القطاع الزراعي كمحسن للتربة وركيزة لإيواء الكائنات الحية الدقيقة المفيدة للنباتات وتحفيز نشاطها.

كان الهدف من هذا البحث هو تقييم تأثير الفحم الحيوي المصنوع من نشارة الخشب عند ثلاث درجات حرارة (300 درجة مئوية، 400 درجة مئوية، 500 درجة مئوية) وثلاث فترات (3 ساعات، 4 ساعات، 5 ساعات) على إنبات الخس، وتقييم مزيج الفحم الحيوي وفطريات الميكوريزا كبديل للتغلب على مشكلة نقص الفوسفور.

تم إنتاج الفحم الحيوي عن طريق التحلل الحراري لنشارة الخشب. تم تحديد محصول الفحم الحيوي. تم تقييم السمية النباتية للفحم الحيوي عن طريق اختبار إنبات الخس على محلول الفحم الحيوي. تم إجراء محاصرة فطريات الميكوريزا باستخدام الشعير كنبات مضيف. كما تم تقييم مزيج الفحم الحيوي والفطريات الفطرية على عدد من معايير نمو الحمص في ظل ظروف نقص الفوسفور و في وجود وغياب التسميد الفوسفوري.

أظهرت النتائج أن محصول الفحم الحيوي انخفض مع زيادة درجة الحرارة ومدة التحلل الحراري.. وقد تعززت وظيفة فطريات الميكوريزا بإضافة الفحم الحيوي لأن الاستخدام المشترك للفحم الحيوي وفطريات الميكوريزا والفوسفور في التربة خلق تآزرًا مواتيًا مما أدى إلى أعلى معدلات نمو في نباتات الحمص مقارنة بالاستخدام الفردي للفحم الحيوي والفطريات الفطرية والفوسفور.

الكلمات المفتاحية: الفحم الحيوي، فطريات الميكوريزا، نقص الفوسفور، إنبات الخس، الفوسفور، السمية النباتية، الحمص ، التحلل الحراري، نشارة الخشب.