

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou
Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques
Département de Biochimie-Microbiologie



Mémoire de fin d'études
En vue de l'obtention du diplôme de Master académique
Filière : Biotechnologie
Spécialité : Biotechnologie Microbienne

Thème

Contribution à l'étude d'amélioration de la croissance du blé dur contre le stress salin, par les mycorhizes à vésicules et arbuscules (MVA)

Présenté par :

M^r Kridi Koceila

M^{elle} Zair Thiziri

Devant le jury :

Président :	Mr OUELHADJ A.	Professeur UMMTO
Examinatrice :	Mme LEKSIR Ch.	Maître de conférences B UMMTO
Promoteur :	Mme BENZAZZOUZ K	Maître de conférences B UMMTO

Année universitaire : 2022/2023



Remerciements

Nous tenons à exprimer notre profonde gratitude envers l'institution académique qui a été le berceau de notre parcours d'apprentissage, l'université **Mouloud Mammeri de Tizi Ouzou**, Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques et particulièrement, le département de biochimie-Microbiologie. Votre engagement envers l'éducation supérieure et votre dévouement à l'excellence académique ont été la toile de fond qui a permis à chaque étudiant de s'épanouir et de réussir.

Nous tenons à remercier tous nos professeurs et surtout les membres du jury :

Madame **Benazzouz K.**, notre promotrice dévouée, nous ne saurons exprimer à quel point nous sommes reconnaissants pour votre guidance constante tout au long de ce voyage. Votre expertise, vos encouragements et votre soutien inestimable ont été l'élément clé de notre réussite.

Monsieur **Ouelhadj A.**, en tant que président du jury, votre expertise et votre expérience ont apporté une dimension enrichissante à l'évaluation de notre travail. Vos commentaires et vos insights ont été d'une grande valeur.

Madame **Leksir Ch.**, en tant qu'examinatrice, nous sommes honorés d'avoir été évalués par une personne de votre calibre intellectuel et académique. Vos connaissances pointues et votre impartialité ont grandement contribué à l'intégrité du processus d'évaluation.





Dédicace

À tous ceux qui ont su percevoir en moi une lueur d'espoir, un réservoir d'amitié ou un océan d'amour, Je souhaite dédier ces mots, à vous, qui avez éclairé mon chemin de vos précieuses lumières,

À mes chers parents, piliers de ma vie, Votre amour inconditionnel me ravit. Vous m'avez guidé sur le chemin de la sagesse, Vos sacrifices ont tissé ma réussite, ma richesse.

À Mes frères, Aghiles, Amazigh et Jugurta, mes compagnons de toujours, À vos côtés, j'ai grandi, j'ai appris, j'ai vécu des moments inoubliables, je me sens toujours plus fort, plus lourd. Nos liens indéfectibles, nos rires partagés, Dans mon cœur, à jamais, vous êtes ancrés.

À Ma sœur, Tafat, étoile brillante dans mon ciel, ton soutien et ta présence sont plus réels que tout. Avec toi, chaque instant devient précieux, comme une supernova qui illumine l'obscurité de ma vie. Comme cette explosion stellaire, tu rayannes de chaleur et de force, et ton amour demeure humble dans toutes les circonstances.

Yidir, mon cher ami, Tes paroles sages sont un réconfort permanent. À travers les hauts et les bas, tu restes là, Ton amitié sincère m'enveloppe, me comble de joie.

Thiziri, travailler à tes côtés a été une expérience incroyable. Ta détermination, ta créativité et ton dévouement ont été une source d'inspiration constante. Cette réussite n'aurait pas été la même sans ton talent et ton amitié.

À ma seule meilleure amie, « l'unique ange », que j'ai perdu de vue, tu vivras à jamais dans mes souvenirs.

Je tiens également à dédier ce mémoire à mon amie Asma, à mes collègues de travaux, à ma tante Malika et mon oncle Marzouk, je vous dis merci du fond du cœur.



Koceila



Dédicace

A mes chers et précieux êtres qui ont illuminé chaque page de mon voyage académique,

Mes parents bien-aimés, Saïd et Feroudja, vous êtes les étoiles qui ont éclairé mon chemin vers la connaissance. Votre amour indéfectible et vos sacrifices inestimables m'ont permis de franchir chaque étape de cette étude avec détermination et gratitude. Vous êtes ma force et je vous aime de tout mon cœur.

Koceila, tu as été ma source inépuisable d'inspiration, mon pilier dans les moments de doute, et ta présence a rendu cette aventure tout simplement inoubliable. Ton soutien inconditionnel a été la clé de mon succès.

Mon frère Rayane, ma sœur Yasmine, vous êtes les piliers de ma vie, ma motivation quotidienne pour exceller. Votre présence chaleureuse et vos encouragements constants ont été mes bouffées d'air frais pendant ces années d'efforts inlassables.

À ma tante Yasmine, dont la sagesse et le soutien ont été un phare dans ma vie, je vous dédie ces accomplissements. Votre influence bienveillante m'a constamment guidé vers la réussite.

Mes amis proches, Kamillia, Ali, Farid, Leticia, et Asma, vous êtes la toile de fond colorée de mon parcours académique. Votre amitié sincère, votre partage de connaissances et votre présence constante m'ont apporté la joie et la force nécessaires pour persévérer.



Thiziri

Sommaire

Liste des figures

Liste des tableaux

Liste des abréviations

Introduction.....	1
I. Généralités sur le blé dur (<i>Triticum durum</i>)	4
I.1. Description et classification des céréales.....	4
I.2. Origine des céréales	4
I.3. Systématique de blé dur	5
I.4. Propriétés des céréales	6
I. 4. 1. Caractéristiques du blé dur	6
I. 4. 2. Composition nutritionnelle du blé dur.....	7
I. 4. 3. Propriétés technologiques du blé dur.....	8
I. 4. 4. Avantages pour la santé humaine	8
I. 4. 5. Diverses utilisations du blé dur	8
II. Généralités sur les mycorhizes	11
II.1. Définition	11
II.2. Symbiose.....	11
II.3. Types de mycorhizes.....	11
II. 3. 1. Mycorhizes arbusculaires (MA)	11
II. 3. 2. Mycorhizes ectomycorhiziennes (EM).....	12
II. 3. 3. Mycorhizes éricoïdes	12
II. 3. 4. Mycorhizes des orchidées.....	12
II.4. Structure des champignons mycorhiziens à arbuscules	13
II. 4. 1. Spores	13
II. 4. 2. Hyphes et appressorium.....	13
II. 4. 3. Arbuscules	13
II. 4. 4. Vésicules.....	14
II. 4. 5. Hyphes extraradiculaires	14
II.5. Physiologie des mycorhizes	14
II. 5. 1. Absorption de l'eau et des éléments minéraux.....	15
II. 5. 2. Protection contre les organismes pathogènes et les stress environnementaux	15
II. 5. 3. Agrégation des sols.....	15

II.6.	Stratégies d'adaptation des plantes aux stress biotique et abiotique.....	16
II. 6. 1.	Effets et protection des champignons MA	17
II. 6. 1. 1.	Amélioration de la croissance et de la nutrition des plantes	17
II. 6. 1. 2.	Effet sur la structure du sol	18
II. 6. 1. 3.	Effet de la salinité sur les plantes.....	19
II. 6. 1. 4.	Effet de la température sur les plantes	19
III.	Matériel et méthodes	22
III.1.	Cadre de l'étude	22
III.2.	Objectif de l'étude.....	22
III.3.	Matériel	22
III. 3. 1.	Matériel fongique	22
III. 3. 2.	Matériel végétal	22
III. 3. 3.	Matériel de laboratoire.....	22
III. 3. 3. 1.	Produits chimiques.....	22
III. 3. 3. 2.	Appareillage et outillage	23
III. 3. 4.	Solutions d'irrigation	23
III. 3. 4. 1.	Solution saline.....	23
III. 3. 4. 2.	Solution glucosée	23
III. 3. 5.	Substrats de culture.....	23
III. 3. 5. 1.	Préparation des pots	23
III.4.	Méthodes.....	24
III. 4. 1.	Méthodes de prélèvements	24
III. 4. 2.	Isolement des spores	24
III. 4. 3.	Estimation de contenu en spore dans le sol	25
III. 4. 4.	Coloration au Melzer	25
III. 4. 5.	Traitements des graines de blé dur (<i>Triticum durum</i>)	25
III. 4. 5. 1.	Désinfection des graines	25
III. 4. 5. 2.	Prégermination des graines	26
III. 4. 6.	Repiquage des plantules	26
III. 4. 7.	Analyses des paramètres physico-chimiques	26
III. 4. 7. 1.	Analyse du sol.....	26
III. 4. 7. 2.	Analyse des plantules.....	29
III.4.7.2.1.	Détermination de la taille des plantules (tiges et racines).....	29
III.4.7.2.2.	Mesure du pH	30
III.4.7.2.3.	Teneur en cendre	31

III.4.7.2.4. Analyse biochimique	31
III. 4. 8. Mise en évidence de la colonisation mycorhizienne	32
III. 4. 8. 1. Détermination du taux de mycorhization des racines	32
III. 4. 9. Analyse statistique.....	33
IV. Résultats et discussion.....	35
IV.1. Observations microscopiques des spores.....	35
IV.2. Prégermination	37
IV.3. pH.....	38
IV.4. Test de conductivité	39
IV.5. Analyse de la texture du sol	39
IV.6. Longueur des tiges et racines	40
IV.7. Poids des tiges et racines.....	40
IV.8. Teneur en cendres	41
IV.9. Observation de spores à la loupe binoculaire.....	42
IV.10. Observation de spores au microscope optique.....	42
IV.11. Taux de chlorophylles	43
IV.12. Taux de mycorhization	44
IV.13. Analyse statistique	46
Conclusion.....	50
Références bibliographiques.....	46
Annexes	

Liste des figures

Pages

Figure 1 : Grains de blé.....	4
Figure 2: Morphologie du blé dur	6
Figure 3: Anatomie du grain de blé tendre.....	7
Figure 4 : Composition d'un grain de blé pour 100g.....	8
Figure 5 : Principaux types de mycorhizes	13
Figure 6: Structure des champignons mycorhiziens arbusculaires	14
Figure 7 : Sol provenant de la région d'Ain Zaouia.....	22
Figure 8 : Sol de culture de blé (Ain Zaouia).....	23
Figure 9 : Préparation des pots avec les substrats.	24
Figure 10: Méthode de récupération de la fraction du sol de chaque tamis.....	25
Figure 11 : Mesure de la longueur d'une tige	30
Figure 12: Graines de blé germé après 48 heures	37
Figure 13: Observation de spores à la loupe binoculaire	42
Figure 14 : Observation de différentes spores au microscope optique	43
Figure 15 : Présentation des racines colorées sur lame selon les concentrations en sel	44
Figure 16 : Observation des racines colorées au Bleu de coton sous microscope optique	45

Liste des tableaux

Pages

Tableau I: Classification du blé dur.....	5
Tableau II : Echelle du pH du sol.....	27
Tableau III: Echelle de salinité du sol.....	28
Tableau IV : Echelle de la texture.....	29
Tableau V : Formes et Abondance des Spores	35
Tableau VI : Résultats de la prégermination après 24 et 48 heures.....	37
Tableau VII: pH des plantules selon la concentration.....	38
Tableau VIII : Mesure de la longueur des tiges et racines en fonction de la concentration...	40
Tableau IX : Mesure du poids des tiges et racines en fonction de la concentration	40
Tableau X: Concentration en cendres des racines traitées par les différentes concentrations de NaCl	41
Tableau XI: Taux de chlorophylles.....	43
Tableau XII : Taux de mycorhization selon la concentration de NaCl	45
Tableau XIII : Analyse statistique.....	47

Listes des abréviations

Ca: Calcium

CIRAD : Centre de Coopération Internationale en Recherche Agronomique pour le Développement

CMA : Champignons mycorhiziens arbusculaires

ETM : Éléments traces métalliques

FAO : Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture

HRGP : Composés phénoliques riches en hydroxyproline

INRAE : Institut National de Recherche pour l'Agriculture, l'Alimentation et l'Environnement

IRD : Institut de recherche pour le développement

MA : Mycorhizes arbusculaires

ONS : Office National des Statistiques

Pi: Orthophosphates

PR : Protéines liées à la pathogenèse

Introduction

Introduction

Le blé dur (*Triticum durum*) est une espèce de céréale appartenant à la famille des Graminées. Cette plante est largement cultivée pour sa semoule de haute qualité, qui est utilisée pour préparer divers plats tels que les pâtes, le couscous et le pain. Le blé dur est connu pour sa capacité à s'adapter à des conditions de culture difficiles telles que les sols pauvres en nutriments, les températures élevées et les précipitations faibles. Il est cultivé principalement dans les pays méditerranéen et tempérés, bien adapté aux régions à climat relativement sec (Bozzini, 2012).

En Algérie, le blé dur est l'une des cultures les plus importantes. L'Algérie est un pays où les conditions de culture sont adaptées à cette céréale, avec une pluviométrie annuelle moyenne comprise entre 200 et 700 mm et une température moyenne annuelle de 16 à 25 °C. En 2021, la production de blé dur en Algérie était de 2,2 millions de tonnes, faisant de ce pays l'un des principaux producteurs de blé dur au monde (ONS, 2021).

Le blé dur peut établir une relation de symbiose avec des champignons mycorhiziens, qui colonisent les racines de la plante et lui fournissent des nutriments essentiels tels que l'azote et le phosphore en échange de sucres. Cette relation de symbiose est particulièrement importante pour les cultures de blé dur dans les sols pauvres en nutriments. Cependant, la qualité de la symbiose dépend de nombreux facteurs tels que le type de champignon mycorhizien et les conditions environnementales, et peut varier considérablement d'une région à l'autre (Singh et al., 2012).

Selon Barrow (2016), plus de 75% des fertilisants phosphatés utilisés dans l'agriculture ne sont pas immédiatement disponibles pour les cultures. En effet, ces engrais subissent différentes réactions biogéochimiques qui les transforment souvent en des formes inutilisables pour les plantes, notamment dans des milieux alcalins.

Le stress salin est l'une des contraintes majeures auxquelles fait face la culture du blé. Selon l'Institut de Recherche pour le Développement (IRD, 2007-2008), le stress salin est identifié comme la principale contrainte environnementale de l'agriculture moderne, affectant environ 20% des terres cultivées et 50% des terres irriguées dans le monde. Lorsque le sol contient des niveaux élevés de sel, les plantes de blé peuvent rencontrer des difficultés pour absorber l'eau du sol, ce qui entraîne une déshydratation et un déséquilibre hydrique. De plus, la présence de sel dans le sol perturbe l'équilibre ionique des cellules végétales, entraînant une accumulation

excessive de sels dans les tissus et perturbant ainsi de nombreux processus métaboliques essentiels.

Ces conditions salines peuvent également interférer avec l'absorption des nutriments par les racines de blé, y compris les engrais phosphatés. Selon (Makarovsky, 2019), les pratiques agricoles peuvent avoir des conséquences significatives sur l'absorption et l'assimilation de l'azote par les plantes de blé. Dans les milieux alcalins, les engrais phosphatés ont tendance à se combiner avec des ions tels que le calcium, le magnésium ou le fer, formant des composés insolubles ou peu solubles. En conséquence, plus de 75% des fertilisants phosphatés utilisés dans l'agriculture peuvent devenir indisponibles pour les plantes de blé immédiatement après leur application.

Cependant, la nature cosmopolite des champignons mycorhiziens à arbuscules peut être exploitée pour une utilisation plus efficace et plus raisonnée des fertilisants chimiques de synthèse en faveur des plantes cultivées (Lovato et al. 1995 ; Bethlenfalvay et Lindermann, 1992). Ces champignons établissent une symbiose avec les racines des plantes, favorisant ainsi l'absorption du phosphore par les racines. En effet, les hyphes fongiques augmentent la surface d'absorption racinaire et produisent des enzymes qui solubilisent les phosphates organiques et minéraux dans le sol, les rendant plus facilement assimilables par les plantes.

L'objectif de ce travail est d'étudier l'effet de la biotechnologie mycorhizienne à arbuscules sur l'amélioration de la croissance de blé dur cultivé dans des conditions de stress salin.

Le manuscrit commence par une analyse bibliographique qui est divisée en deux chapitres. Le premier chapitre aborde les généralités sur le blé dur, tandis que le deuxième chapitre présente des généralités sur les mycorhizes.

La deuxième partie du manuscrit se concentre sur les manipulations et les expérimentations réalisées dans le but d'étudier l'effet des mycorhizes sur l'amélioration de la croissance du blé dur en présence du stress salin.

Enfin, la dernière partie présente les résultats obtenus ainsi que leur discussion. Le manuscrit se conclut par une conclusion.

Chapitre I
Généralités sur le blé dur
(Triticum durum)

I. Généralités sur le blé dur (*Triticum durum*)

I.1. Description et classification des céréales

Les céréales sont un groupe de graminées cultivées pour leurs grains ou leurs graines comestibles. Elles constituent une source importante de nourriture pour l'homme et le bétail dans le monde entier. Les céréales peuvent être classées en deux catégories : les vraies céréales et les pseudo-céréales. Les vraies céréales comprennent le blé, le riz, le maïs, l'orge, l'avoine et le seigle, tandis que les pseudo-céréales comprennent le quinoa, l'amarante et le sarrasin. Les vraies céréales appartiennent à la famille des poacées et se caractérisent par leur capacité à produire un grain amylicé qui peut être moulu en farine. Les pseudo-céréales, en revanche, ne font pas partie de la famille des poacées, mais leurs graines sont utilisées de la même manière que les vraies céréales (Figure 1) (Singh et *al.*, 2021).

Les céréales peuvent également être classées en fonction de leur période de végétation. Les céréales d'hiver sont plantées à l'automne et récoltées au printemps ou en été, tandis que les céréales de printemps sont plantées au printemps et récoltées en été ou en automne (le maïs, l'avoine et le riz) (Maharjan, 2020).



Figure 1 : Grains de blé (Emagneto et Pixabay, 2014)

I.2. Origine des céréales

La domestication des céréales est une étape importante dans l'histoire de la civilisation humaine. Des preuves archéologiques suggèrent que la culture des céréales a commencé il y a environ 10 000 ans dans le Croissant fertile, qui comprend des parties de l'Irak, de la Syrie, de la Turquie et de l'Iran d'aujourd'hui. Le blé a été la première céréale cultivée, suivi de l'orge, du riz et du maïs.

Cette transition vers l'agriculture a permis le développement de l'agriculture et la croissance des populations humaines. Elle a permis aux premiers hommes de s'installer dans un endroit et de compter sur une source stable de nourriture. La culture des céréales a également conduit au développement de nouvelles technologies, telles que l'irrigation et le labourage.

Au fil du temps, les céréales se sont répandues dans le monde entier et sont devenues partie intégrante du régime alimentaire de nombreuses cultures. Aujourd'hui, les céréales sont cultivées sur tous les continents, à l'exception de l'Antarctique, et elles continuent à jouer un rôle essentiel dans l'alimentation de la population mondiale (Anonyme, 2021).

I.3. Systématique de blé dur

La systématique du blé dur (*Triticum durum*) est une discipline scientifique qui vise à classer et à comprendre la diversité des espèces et des variétés de blé dur. Cette classification est basée sur des caractéristiques morphologiques, génétiques et écologiques. Dans le cadre de cette systématique, le blé dur est classé dans l'ordre des Poales, la classe des Liliopsida et la famille des Poaceae (Kress, 2010).

Le blé dur est une plante annuelle, monocotylédone, appartenant à la famille des Poaceae. La classification du blé dur, selon Brouillet et *al.*, (2006) est la suivante :

Tableau I: Classification du blé dur selon Brouillet et *al.* (2006).

Rang	Terme
Reigne	Plantae
Sous-Reigne	Tracheobionta
Super division	Spermatophyta
Division	Magnoliophyta
Classe	Liliopsida
Sous-classe	Commelinidae
Ordre	Cyperales
Famille	Poaceae
Genre	<i>Triticum</i> L.
Espèce	<i>Triticum durum</i> Desf.

La famille des Poaceae, communément appelée les graminées ou les poacées, est une famille de plantes qui compte plus de 12 000 espèces. Cette famille est caractérisée par des tiges cylindriques, des feuilles linéaires, des fleurs minuscules regroupées en inflorescences et des fruits sous forme de caryopses. Le blé dur appartient à cette famille, ce qui le place dans le

même groupe que d'autres céréales importantes telles que le riz, le maïs et l'orge (Anonyme, 2023).

I.4. Propriétés des céréales

I. 4. 1. Caractéristiques du blé dur

Le blé dur est une variété de blé à paille largement cultivée dans de nombreuses régions du monde pour sa valeur nutritionnelle et ses propriétés technologiques uniques. Il se distingue par plusieurs caractéristiques distinctives.

Le blé dur se caractérise par une tige creuse et des feuilles longues et étroites. La tige creuse lui confère une certaine légèreté et résistance aux intempéries, tandis que les feuilles longues et étroites maximisent la surface d'absorption de la lumière solaire pour favoriser la photosynthèse, processus vital pour la croissance et la production de grains (Figure 2).

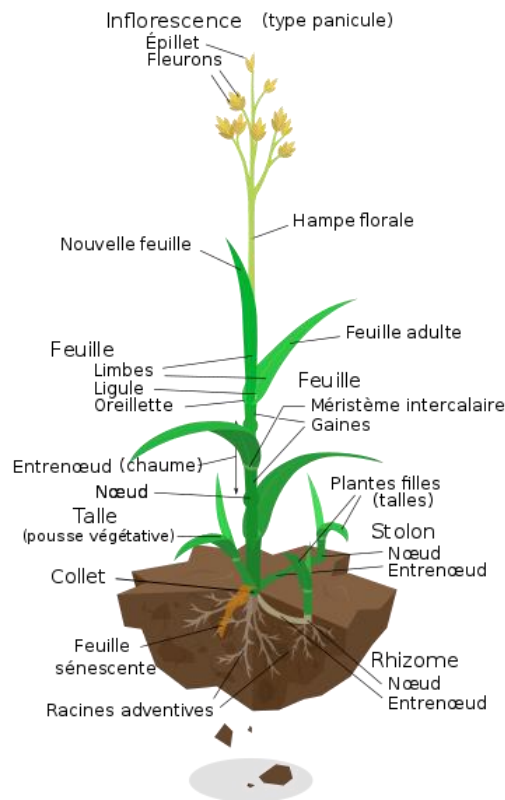


Figure 2: Morphologie du blé dur (Site Web 2)

En termes de taille, le blé dur mesure généralement entre 80 et 120 cm de hauteur, bien que cela puisse varier en fonction des conditions de culture et des variétés spécifiques. Sa hauteur relativement modérée facilite la récolte mécanisée et la gestion des cultures.

Lors de la floraison, le blé dur produit des épis de couleur beige clair. Ces épis sont composés de nombreux grains disposés de manière régulière. Les grains de blé dur sont de forme allongée,

parfois décrits comme étant fuselés. Ils se distinguent également par une enveloppe extérieure dure et résistante, connue sous le nom de péricarpe ou balle. Cette enveloppe protectrice confère une résistance supplémentaire aux facteurs environnementaux et contribue à la durabilité des grains pendant la récolte, le stockage et la transformation (Figure 03) (FAO, 1995).

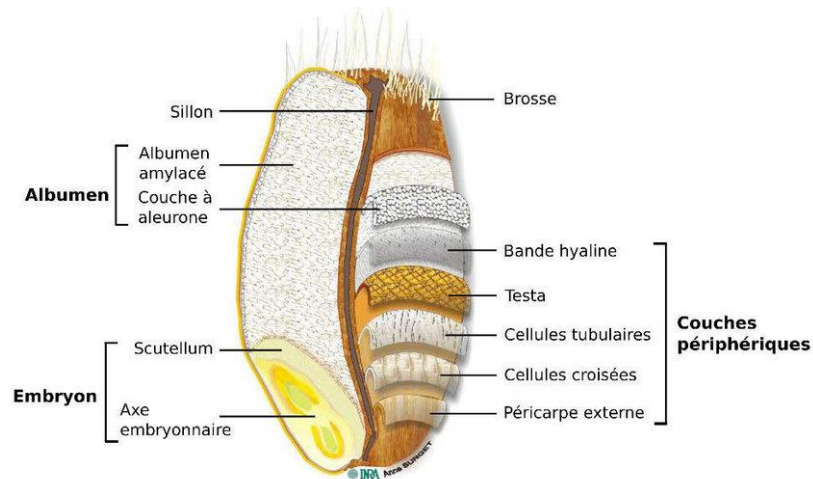


Figure 3: Anatomie du grain de blé tendre

Ces caractéristiques du blé dur ont des implications importantes sur ses propriétés technologiques et sa valeur économique.

I. 4. 2. Composition nutritionnelle du blé dur

Le blé dur, *Triticum durum*, présente une composition nutritionnelle riche et équilibrée. Il se compose principalement de glucides complexes, sous forme d'amidon, ce qui en fait une source d'énergie essentielle (Figure 04). De plus, il renferme des protéines de haute qualité, principalement constituées de gluten, qui jouent un rôle crucial dans la structure des produits de boulangerie. Le blé dur est également une source précieuse de vitamines B telles que la thiamine et la niacine, ainsi que de minéraux tels que le fer, le magnésium et le zinc (CIRAD, 2017).

Les grains de blé dur sont également riches en fibres alimentaires, qui jouent un rôle essentiel dans la digestion et contribuent à la santé générale. Outre son utilisation dans l'alimentation, le blé dur est utilisé dans l'industrie textile pour produire des fibres et des tissus. Grâce à ses propriétés physiques et chimiques uniques, le blé dur trouve également de larges applications dans la recherche scientifique et l'industrie pharmaceutique (Saini et *al.*, 2022).

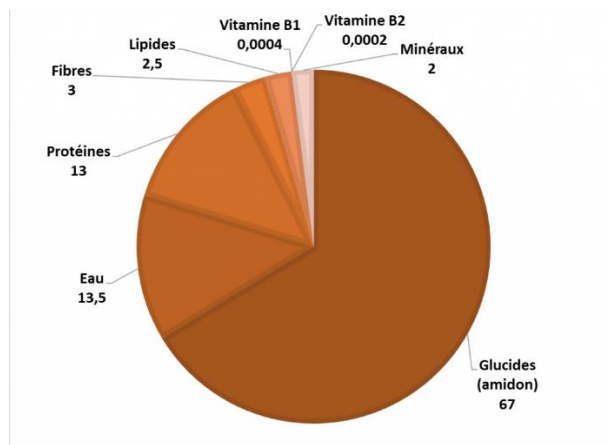


Figure 4 : Composition d'un grain de blé pour 100g (Site Web 3, 2022)

I. 4. 3. Propriétés technologiques du blé dur

Le blé dur présente des qualités technologiques remarquables qui en font un ingrédient de choix dans l'industrie alimentaire. Sa teneur élevée en gluten confère à la pâte une viscosité élevée, facilitant ainsi le pétrissage et la formation des produits de boulangerie. De plus, le gluten du blé dur confère aux produits finis une texture ferme et élastique, ce qui les rend adaptés à la fabrication de pâtes alimentaires, de couscous et de semoules. Sa capacité à absorber l'eau est également un facteur clé dans la production de produits de qualité (Simar et *al.*, 2012).

I. 4. 4. Avantages pour la santé humaine

La consommation de blé dur peut avoir des effets bénéfiques sur la santé humaine. Les fibres solubles présentes dans le blé dur contribuent à la régulation du taux de cholestérol sanguin et au maintien d'une glycémie stable. De plus, sa teneur élevée en antioxydants, tels que les composés phénoliques, offre une protection contre les maladies chroniques, notamment les maladies cardiovasculaires et certains types de cancers. Cependant, il est important de noter que le blé dur contient du gluten, ce qui peut être problématique pour les personnes atteintes de la maladie cœliaque ou d'une sensibilité au gluten non cœliaque (Taranto et *al.*, 2020).

I. 4. 5. Diverses utilisations du blé dur

Le blé dur est utilisé dans une variété de produits alimentaires. Il est couramment transformé en semoule et utilisé pour fabriquer des pâtes alimentaires telles que les spaghettis, les penne et les macaronis. De plus, le blé dur est également utilisé pour la production de couscous, une spécialité culinaire répandue dans certaines régions du monde. Sa capacité à être

transformé en farine de haute qualité en fait un ingrédient de choix pour les produits de boulangerie tels que les pains et les pâtisseries (Arvalis, 2019).

Chapitre II

Généralités sur les mycorhizes

II. Généralités sur les mycorhizes

Aux alentours de 400 millions d'années, les premières plantes quittèrent les milieux aquatiques pour coloniser les terres émergées. Cependant, cette transition ne s'opéra pas sans assistance. Au contraire, les plantes eurent besoin de partenaires pour accomplir cet exploit, et parmi eux figuraient les champignons. Grâce à leur association avec certains champignons, les plantes réussirent à survivre dans des environnements peu humides et pauvres en nutriments. Cette association, connue sous le nom de mycorhize, constitua une forme de symbiose cruciale pour leur adaptation (Fortin et *al.*, 2008).

II.1. Définition

Le concept de "mycorhize" tire son origine du grec et décrit la synergie entre un champignon (myco) et les racines (rhize) d'une plante (Site Web 1, 2021).

II.2. Symbiose

La collaboration entre les champignons et les racines des plantes constitue une symbiose naturelle essentielle. Grâce à un réseau filamentaire développé, ces associations symbiotiques permettent aux plantes d'augmenter leur surface de contact avec le sol jusqu'à mille fois, ce qui favorise une exploration approfondie du sol. Ce réseau peut s'étendre jusqu'à un kilomètre pour chaque mètre de système racinaire. Les champignons transfèrent des éléments minéraux à la plante en échange de carbone fourni par la plante (INRAE, 2020).

Parmi les groupes de champignons formant des mycorhizes, les champignons mycorhiziens à vésicules et arbuscules (CMA) sont les plus répandus. Ils établissent une symbiose avec environ 80 % des plantes, principalement des espèces agricoles et horticoles. Une souche de CMA peut s'associer à différentes plantes de la même espèce ou d'espèces différentes, ce qui permet des échanges moléculaires entre ces plantes (Site Web 1, 2021).

II.3. Types de mycorhizes

Il existe différents types de mycorhizes (Figure 05), chacun caractérisé par la nature de l'interaction entre le champignon et la plante hôte.

II. 3. 1. Mycorhizes arbusculaires (MA)

Les mycorhizes arbusculaires, également connues sous le nom de mycorhizes endomycorhiziennes, sont les plus répandues dans le règne végétal. Elles impliquent des champignons appartenant principalement à la classe des Gloméromycètes. Dans cette forme de

symbiose, le champignon pénètre à l'intérieur des cellules corticales des racines de la plante, formant des structures ramifiées appelées arbuscules, qui facilitent les échanges de nutriments entre le champignon et la plante (Dalpé, 2005).

II. 3. 2. Mycorhizes ectomycorhiziennes (EM)

Les mycorhizes ectomycorhiziennes sont courantes chez de nombreux arbres, en particulier dans les forêts tempérées et boréales. Dans ce type de symbiose, le champignon enveloppe les racines de la plante avec un réseau mycélien externe qui forme une structure en forme de manchon ou de boule autour des extrémités des racines. Les champignons ectomycorhiziens jouent un rôle essentiel dans l'absorption de nutriments tels que l'azote et le phosphore, ainsi que dans la protection des plantes contre les pathogènes du sol (Policelli et al., 2020).

II. 3. 3. Mycorhizes éricoïdes

Les mycorhizes éricoïdes se trouvent principalement chez les plantes de la famille des Éricacées, telles que les bruyères et les rhododendrons. Les champignons associés à ces plantes favorisent l'absorption de nutriments essentiels, tels que le phosphore, dans les sols acides et pauvres en éléments nutritifs (Tedersoo et al., 2020).

II. 3. 4. Mycorhizes des orchidées

Les orchidées forment une catégorie spéciale de mycorhizes, appelées mycorhizes orchidées. Dans ce cas, la germination des graines d'orchidées est dépendante de la présence de champignons spécifiques qui fournissent les nutriments nécessaires au développement initial de la plante. Les champignons mycorhiziens jouent un rôle crucial dans la croissance et la survie des orchidées (Dearnaley et al., 2011).

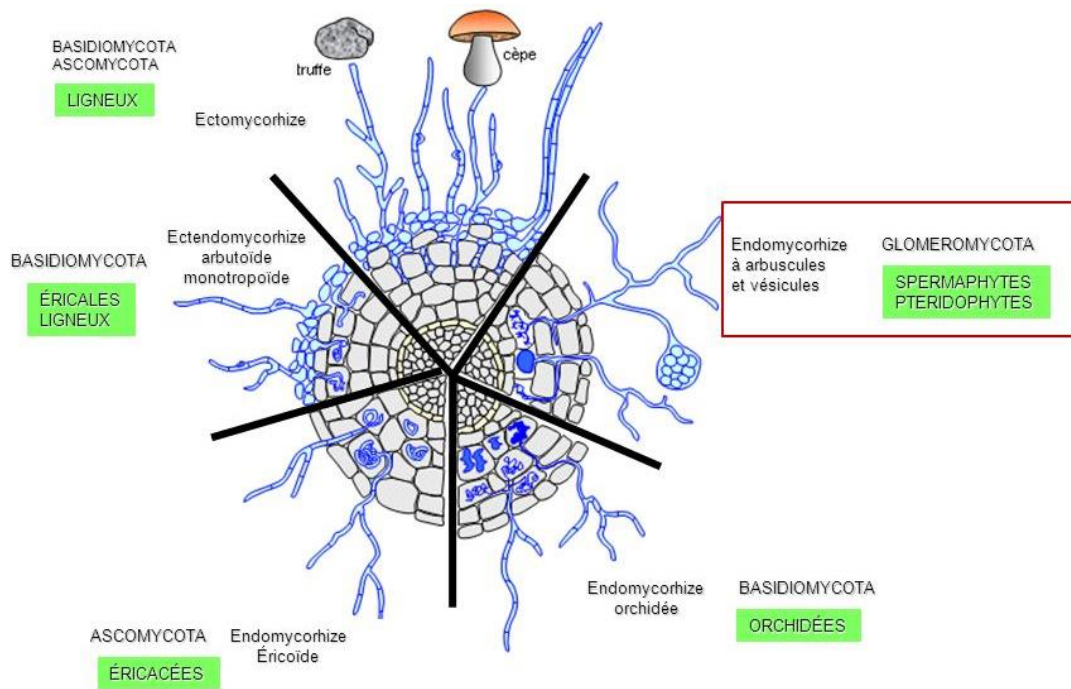


Figure 5 : Principaux types de mycorhizes (LeTacon, 1985)

II.4. Structure des champignons mycorhiziens à arbuscules

II. 4. 1. Spores

Les spores jouent un rôle essentiel dans le cycle de vie des CMA. Elles servent à la fois de réserves nutritives et de moyen de dispersion. Lorsque les conditions sont favorables, les spores germent et donnent naissance à des filaments mycéliens (Dalpé, 2005).

II. 4. 2. Hyphes et appressorium

Les hyphes se développent à partir des spores et s'étendent à la recherche des racines des plantes hôtes. Lorsqu'ils entrent en contact avec une racine, ils forment une structure spécialisée appelée appressorium qui facilite la pénétration des hyphes dans les tissus racinaires (Gianinazzi-Pearson & Gianinazzi, 1978).

II. 4. 3. Arbuscules

Les arbuscules sont les principales structures de la symbiose entre les CMA et les plantes hôtes. Ce sont des ramifications latérales des hyphes fongiques qui pénètrent dans les cellules du cortex racinaire. A l'intérieur des cellules hôtes, les hyphes se ramifient en structures arborescentes, formant ainsi les arbuscules. Les arbuscules fournissent un contact direct entre le champignon et la plante, permettant les échanges nutritifs et les interactions bénéfiques (Smith & Read, 2008) (Figure 6a).

II. 4. 4. Vésicules

Certaines espèces de CMA forment des vésicules, qui sont des structures de stockage à paroi fine contenant des lipides. Les vésicules se développent généralement à l'intérieur des cellules du cortex racinaire. Elles jouent un rôle dans le stockage des réserves nutritives et peuvent être utilisées par le champignon lorsque les conditions environnementales deviennent défavorables (Bonfante-Fasolo, 1984) (Figure 6b).

II. 4. 5. Hyphes extraradiculaires

Les hyphes extra radiculaires sont des prolongements des hyphes fongiques qui s'étendent à l'extérieur des racines des plantes hôtes. Ces hyphes extra radiculaires jouent un rôle important dans la propagation des CMA et leur capacité à coloniser d'autres plantes. Ils peuvent étendre leur réseau mycélien, formant ainsi des associations mycorhiziennes avec différentes espèces végétales (Fortin et *al.*, 2008) (Figure 6d).

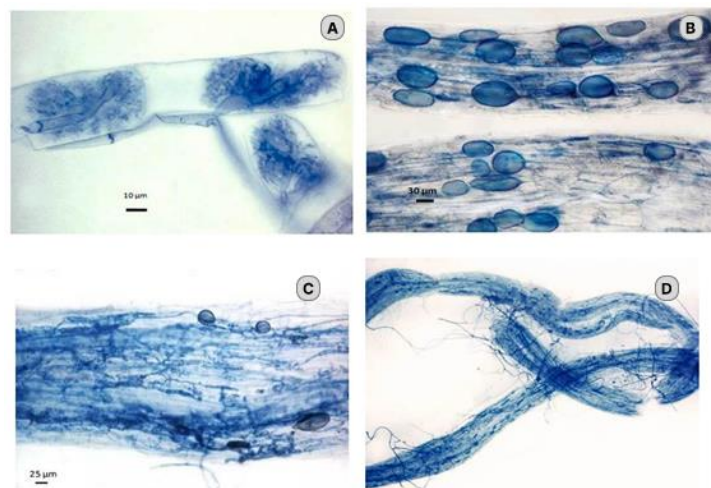


Figure 6: Structure des champignons mycorhiziens arbusculaires : (a) Arbuscules intracellulaires ; (b) Vésicules intraradiculaires ; (c) Hyphes intraradiculaires ; (d) hyphes extraradiculaires (Hadj Saharaoui, 2016)

II.5. Physiologie des mycorhizes

La recherche sur les mycorhizes a mis en évidence le rôle bénéfique des associations mycorhiziennes dans le développement des végétaux, indépendamment du type de mycorhizes. Ces champignons assurent plusieurs fonctions essentielles au sein de la plante.

II. 5. 1. Absorption de l'eau et des éléments minéraux

L'une des fonctions les plus étudiées des mycorhizes est l'absorption de l'eau et des éléments minéraux du sol. Notamment, les champignons mycorhiziens facilitent l'assimilation du phosphore, qui est peu mobile et souvent présent en faible concentration dans la solution du sol. Grâce à leur réseau mycélien qui couvre une grande surface du sol, les hyphes des champignons transportent l'eau et les nutriments vers la plante, favorisant ainsi une croissance vigoureuse et des rendements plus élevés (Bencherif, 2015 ; Hopkins, 2003).

II. 5. 2. Protection contre les organismes pathogènes et les stress environnementaux

Les plantes sont confrontées à de multiples agressions telles que les bactéries, les champignons pathogènes, les insectes, les nématodes, etc. Les champignons mycorhiziens jouent un rôle dans la protection contre ces agressions de deux manières :

- Dans la rhizosphère, les champignons mycorhiziens compétitionnent et s'opposent aux agents pathogènes, ce qui contribue à l'établissement d'une flore microbienne diversifiée et équilibrée (Davet, 1996 ; Garbaye, 2013). Cet environnement défavorable empêche la prolifération des agents pathogènes.
- Les champignons mycorhiziens modifient les activités physiologiques des racines. En réponse à une agression pathogène, les plantes mycorhizées produisent des substances antibiotiques qui inhibent la croissance des ennemis (Fortin et *al.*, 2008). Parmi ces substances figurent les phytoalexines, les enzymes de la voie phénylpropanoïde, les chitinases, les β -1,3-glucanases, les peroxydases, les protéines liées à la pathogénèse (PR), les glycoprotéines et les composés phénoliques riches en hydroxyproline (HRGP). De plus, l'acide jasmonique joue un rôle essentiel dans l'amplification de la résistance des plantes aux agents pathogènes.

En outre, l'inoculation des plantes par des champignons mycorhiziens arbusculaires renforce leur tolérance aux stress abiotiques tels que les sols salins ou riches en métaux lourds. Les champignons mycorhiziens améliorent la capacité de la plante à s'adapter et à prospérer dans des conditions environnementales difficiles (Marschner, 1995 ; Fortin et *al.*, 2008).

II. 5. 3. Agrégation des sols

La formation d'agrégats joue un rôle crucial dans la structure du sol. Le réseau d'hyphes propagé dans le sol par les champignons mycorhiziens arbusculaires ne se limite pas seulement

à l'absorption d'eau et de minéraux pour la plante, il contribue également à la stabilité structurale du sol. Les hyphes sécrètent une glycoprotéine appelée glomaline, qui agit comme une sorte de colle pour assembler les particules fines du sol en agrégats. Cela favorise l'infiltration de l'eau, la rétention des éléments minéraux et l'aération du sol. Même après la mort des hyphes, leur présence physique continue à contribuer à l'agencement des agrégats du sol (Rillig *et al.*, 2002).

II.6. Stratégies d'adaptation des plantes aux stress biotique et abiotique

Les champignons mycorhiziens arbusculaires (MA) jouent un rôle protecteur pour les plantes hôtes, en les aidant à faire face à différents types de stress. Parmi ces stress, on retrouve les stress abiotiques tels que la sécheresse et la salinité, qui sont fréquents pour les plantes. L'association avec les champignons MA permet de réduire les symptômes de ces stress, en complément des mécanismes de protection intrinsèques des plantes.

Lorsque les plantes mycorhizées sont confrontées à des conditions de sécheresse, elles présentent de meilleurs taux de transpiration et de photosynthèse, une conductance stomatique améliorée, des niveaux plus élevés de nutriments tels que l'azote et le phosphore dans les feuilles, ce qui se traduit par une croissance plus vigoureuse par rapport aux plantes non mycorhizées. Ces effets positifs sont dus à plusieurs mécanismes. D'une part, la symbiose avec les champignons MA améliore l'approvisionnement en phosphore, ce qui favorise la photosynthèse et stimule la biomasse de la plante. D'autre part, les champignons MA aident à améliorer l'accès à l'eau du sol et à maintenir l'équilibre hydrique dans la plante, ce qui est crucial en période de sécheresse (Augé, 2001).

Un autre type de stress abiotique auquel les plantes peuvent être confrontées est la contamination des sols par divers polluants, notamment les éléments traces métalliques (ETM). Les champignons MA favorisent la croissance des plantes sur des sols contaminés par ces métaux lourds (Meier *et al.*, 2015 ; Xu *et al.*, 2019). Des études ont montré que la colonisation des racines par des champignons mycorhiziens arbusculaires, tels que *Glomus mosseae*, améliore la croissance des plantes dans des milieux contaminés en cuivre (Meier *et al.*, 2015). De plus, l'inhibition de la croissance racinaire causée par le cadmium, un autre métal toxique, peut être réduite grâce à la colonisation *in vitro* de racines transformées par le champignon *Glomus intraradices* (Xu *et al.*, 2019). Cette capacité des champignons MA à atténuer les effets néfastes des métaux sur la croissance des plantes est souvent liée à une meilleure absorption du

phosphore par les racines (Garg and Manchanda, 2009), ainsi qu'à une réduction de la concentration de métaux dans les parties aériennes des plantes (Meier *et al.*, 2015; Xu *et al.*, 2019). Cela est en partie dû à l'augmentation de la biomasse végétale (effet de dilution) et à l'immobilisation des métaux dans la rhizosphère, ce qui réduit la toxicité des métaux pour les plantes (Xu *et al.*, 2019).

II. 6. 1. Effets et protection des champignons MA

La large distribution de la symbiose mycorhizienne arbusculaire (MA) dans le règne végétal s'explique par ses multiples avantages pour les plantes hôtes. Ces avantages comprennent la fourniture de nutriments, un effet fertilisant, une contribution à la stabilité du sol, ainsi qu'une protection contre les stress abiotiques et biotiques.

II. 6. 1. 1. Amélioration de la croissance et de la nutrition des plantes

La présence des champignons mycorhiziens dans les écosystèmes non perturbés a un effet majeur sur la croissance des plantes mycorhizées par rapport aux plantes non mycorhizées (Plenchette *et al.*, 1983 ; Karagiannidis et Hadjisavva-Zinoviadi, 1998). Cet effet positif sur la croissance est attribué à l'apport de nutriments limitants par les champignons. En explorant une plus grande quantité de sol que les racines seules, le réseau d'hyphes des champignons mycorhiziens permet de fournir à la plante des éléments nutritifs essentiels.

Dans certains sols acides ($\text{pH} < 5$), où des éléments tels que le calcium (Ca), le magnésium (Mg) ou le potassium (K) sont déficients, les plantes mycorhizées montrent des concentrations plus élevées de ces éléments dans leurs feuilles par rapport aux plantes non mycorhizées (Clark, 1997). Cependant, le plus souvent, ce sont les composés azotés et les phosphates qui limitent la croissance des plantes. Cooper et Tinker (1978) ; Jakobsen *et al.*, (1992b) ; Cui et Caldwell (1996), ont rapportés que les hyphes extraradiculaires des champignons mycorhiziens sont capables de prélever et de transporter ces éléments, en particulier le phosphore, vers les racines.

Le phosphore, essentiel pour les plantes, est principalement prélevé sous forme d'orthophosphates (phosphate inorganique P_i). Cependant, cette forme minérale du phosphore est souvent limitée dans le sol, et les plantes peuvent rapidement épuiser les réserves autour de leurs racines en raison d'un apport relativement lent en phosphore provenant de la phase solide du sol et d'une faible diffusion de cet élément dans le sol. La présence des champignons mycorhiziens est donc cruciale pour explorer le sol à la recherche de ces réserves peu mobiles et fournir aux plantes les quantités nécessaires pour leur développement. Les champignons

mycorhiziens à arbuscules seraient capables d'hydrolyser le phosphore organique en phosphore inorganique pour le transférer aux plantes hôtes (Koide et Kabir, 2000).

Il convient de noter que contrairement aux champignons ectomycorhiziens et éricoïdes, qui se trouvent dans des sols riches en matière organique et possèdent des capacités ligninolytiques pour minéraliser les nutriments, les champignons mycorhiziens à arbuscules n'ont pas ces propriétés. Cela indique une adaptation spécifique des différents types de champignons mycorhiziens à leurs habitats respectifs (Read et Perez-Moreno, 2003).

L'amélioration de l'absorption des éléments nutritifs limitants est associée à une augmentation de la biomasse des plantes mycorhizées. Cependant, l'efficacité de cet effet peut varier en fonction des conditions du sol (teneur en phosphore, matière organique, pH, capacité d'échange cationique, texture) ainsi que de l'association spécifique entre la plante et le champignon mycorhizien (Monzon et Azcón, 1996 ; Jakobsen et *al.*, 1992a).

II. 6. 1. 2. Effet sur la structure du sol

Les champignons mycorhiziens arbusculaires (MA) ont également un impact sur la structure du sol. Les hyphes fongiques ont la capacité d'influencer la macro-agrégation des composants du sol, ce qui a un effet sur sa stabilité (Tisdall et *al.*, 1991). La stabilité du sol revêt une grande importance dans la prévention de l'érosion, de la perte de nutriments et de matière organique par lixiviation, qui entraînent une diminution de la productivité agricole (Schreiner et Bethlenfalvay, 1995).

L'entrelacement des fines racines et du réseau d'hyphes fongiques joue un rôle physique dans la liaison des micro-agrégats (diamètre < 250 µm) pour former des macro-agrégats (> 250 µm) stables. La stabilité de ces macro-agrégats est étroitement liée à la présence et à la longueur des hyphes dans le sol (Miller et Jastrow, 1990 ; Tisdall, 1994). La liaison des micro-agrégats est attribuée à la production abondante de polysaccharides par le réseau d'hyphes extraradiculaires. Les champignons MA produisent une glycoprotéine appelée glomaline (Wright et Upadhyaya, 1998), qui influe sur la stabilité du sol. La concentration de glomaline dans les sols dépend de la plante hôte et du champignon associé (Rillig et *al.*, 2002). Cette protéine fongique a été identifiée comme étant un homologue d'une protéine de réponse au stress appelée "heat shock protein" (Gadkar et Rillig, 2006). En effet, les conditions de stress semblent influencer la production de glomaline, car elle est produite en plus grande quantité lorsque la croissance du réseau d'hyphes est limitée (Rillig et Steinberg, 2002).

La présence des champignons mycorhiziens arbusculaires (MA) a un impact significatif sur la structure du sol. Les hyphes fongiques aident à stabiliser les agrégats du sol en influençant leur macro-agrégation. Cela contribue à la stabilité du sol (Tisdall et *al.*, 1991).

II. 6. 1. 3. Effet de la salinité sur les plantes

La salinité du sol est l'une des contraintes abiotiques les plus courantes auxquelles les plantes sont confrontées, affectant leur croissance et leur développement. L'augmentation de la concentration en sels dans le sol peut entraîner une réduction de l'absorption d'eau par les racines des plantes, perturber l'équilibre osmotique et entraîner une accumulation toxique d'ions dans les tissus végétaux. Cependant, certaines plantes ont développé des mécanismes d'adaptation pour tolérer et survivre dans des environnements salins.

Plusieurs études ont démontré que la symbiose mycorhizienne arbusculaire (MA) peut jouer un rôle bénéfique dans la tolérance des plantes à la salinité. Les champignons MA peuvent améliorer l'absorption des nutriments essentiels tels que l'azote, le phosphore et le potassium, ce qui peut aider les plantes à maintenir leur croissance et leur métabolisme même en présence de niveaux élevés de salinité (Porcel et *al.*, 2012). De plus, les champignons MA peuvent améliorer la capacité des plantes à gérer le stress oxydatif induit par la salinité en augmentant l'activité des enzymes antioxydantes et en réduisant les dommages oxydatifs (Wu et *al.*, 2013).

Certaines études ont également montré que les champignons MA peuvent favoriser l'accumulation de composés osmotiques tels que les prolines, qui aident les plantes à maintenir leur équilibre osmotique et à atténuer les effets néfastes de la salinité (Ruiz-Lozano et Azcón, 1995). De plus, les hyphes fongiques peuvent agir comme une barrière physique entre les racines des plantes et les ions salins, réduisant ainsi leur absorption directe par les racines (Li et *al.*, 2011).

Cependant, il convient de noter que l'effet de la symbiose mycorhizienne arbusculaire sur la tolérance à la salinité peut varier en fonction de plusieurs facteurs, tels que le type de plante, la souche fongique spécifique et les conditions environnementales.

II. 6. 1. 4. Effet de la température sur les plantes

La température est un facteur environnemental crucial qui influence la croissance, le développement et la survie des plantes. Les variations de température, notamment les extrêmes de chaleur et de froid, peuvent avoir des effets significatifs sur le métabolisme, la physiologie et la productivité des plantes. Dans ce contexte, la symbiose mycorhizienne arbusculaire (MA)

peut jouer un rôle important dans la capacité des plantes à s'adapter aux fluctuations de température.

Des études ont démontré que les champignons MA peuvent améliorer la tolérance des plantes à la chaleur en favorisant une meilleure absorption des nutriments essentiels tels que l'azote, le phosphore et le potassium (Rivero et *al.*, 2015). En augmentant la disponibilité de ces nutriments, les champignons MA peuvent aider les plantes à maintenir leur métabolisme et leur croissance malgré des conditions de chaleur stressantes. De plus, les champignons MA peuvent stimuler la production d'enzymes antioxydantes dans les plantes, ce qui peut réduire les dommages causés par le stress thermique (Wu et *al.*, 2014).

En ce qui concerne le froid, des études ont montré que les champignons MA peuvent aider les plantes à surmonter les effets néfastes du froid en améliorant la régulation de l'équilibre hydrique et en favorisant une meilleure résistance au gel (Zhu et *al.*, 2017). De plus, les champignons MA peuvent stimuler la production de composés protecteurs tels que les protéines antigel, qui permettent aux plantes de mieux supporter le froid (Kristiansen, 2020).

Matériel et méthodes

III. Matériel et méthodes

III.1. Cadre de l'étude

Ce travail a été réalisé dans le laboratoire de microbiologie et de mycorhizes de la Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques de département de Biochimie-Microbiologie, Université de Mouloud Mammeri de Tizi Ouzou.

III.2. Objectif de l'étude

L'objectif de ce travail est l'étude de l'effet des mycorhizes arbusculaires sur l'amélioration de la croissance de blé dur cultivé dans des conditions de stress salin. Il est divisé en deux parties, la première consiste à isoler des spores du sol rhizosphérique et la deuxième partie, c'est l'étude de leurs effets sur la germination et la croissance du blé en présence des conditions du stress salin. Ce travail a duré environ 2 mois.

III.3. Matériel

III. 3. 1. Matériel fongique

Les spores des champignons mycorhiziens arbusculaires et vésiculaires sont isolées d'un sol prélevé de la rhizosphère d'une culture céréalière du blé dur « *Triticum durum* » située à la commune de Ain Zaouia, Draa El Mizan, Tizi-Ouzou (Figure 7).



Figure 7 : Sol provenant de la région d'Ain Zaouia.

III. 3. 2. Matériel végétal

L'effet du stress salin a été étudié sur le blé dur, variété vitreux américaine, fourni par un agriculteur de la région de Boghni.

III. 3. 3. Matériel de laboratoire

III. 3. 3. 1. Produits chimiques

Les produits chimiques utilisés sont cités dans l'annexe N°01.

III. 3. 3. 2. Appareillage et outillage

Les appareils utilisés, et les différents outils utilisés durant le travail expérimental sont présentés dans l'annexe N°02.

III. 3. 4. Solutions d'irrigation

III. 3. 4. 1. Solution saline

La solution de NaCl a été préparée à différentes concentrations (50 mM, 100mM et 150 mM) en utilisant la formule suivante :

Masse (g) = concentration (mM) x volume (L) x poids moléculaire (g/mol).

III. 3. 4. 2. Solution glucosée

La solution glucosée a été préparé à raison de 20%.

III. 3. 5. Substrats de culture

Les substrats de culture utilisés sont le gravier, le sable, la tourbe ainsi que le sol issu de la culture de blé. Ces substrats ont été séchés et tamisés pour éliminer tous débris végétaux et animaux, homogénéisé et recueilli dans des sacs en plastiques, puis stérilisés 2 fois à 120°C à l'autoclavage pendant 1 heure (Figure 08).



Figure 8 : Sol de culture de blé (Ain Zaouia)

III. 3. 5. 1. Préparation des pots

Les pots destinés pour la culture, ont été désinfectés au préalable par l'éthanol et sont remplis par la suite par les substrats de culture de la façon suivante :

Une première couche de gravier puis une couche de sol mélangé au sable à raison de (2v/1v), et en dernier une couche de la tourbe (Figure 9).



Figure 9 : Préparation des pots avec les substrats.

III.4. Méthodes

III. 4. 1. Méthodes de prélèvements

Au niveau du site (Ain Zaouia), 15 à 20 Kg de sol sont prélevés à une profondeur allant de 25 à 30 cm près du système racinaire à l'aide d'une pelle, on a diversifié les endroits aléatoirement afin d'obtenir différentes compositions du sol.

III. 4. 2. Isolement des spores

La technique adoptée pour l'isolement des spores est celle de Brundrett *et al.* ; (1996) qui consiste en :

- Dépôt d'une quantité de 20g du sol prélevé sur le haut d'une série de tamis superposés selon la taille croissante de l'ouverture des mailles (2mm, 250 μ m, 200 μ m, 150 μ m, 100 μ m et 50 μ m).
- Chaque fraction du sol retenue dans chaque tamis est récupérée avec l'eau distillée dans 1 à 3 tubes selon la quantité du sol tamisé (Figure 10), puis complétée avec une solution glucosée à 20% afin d'avoir un volume équilibré dans tous les tubes. L'ensemble des tubes ont été mélangés et centrifugés à 3000 rpm pendant 10min.
- Prélèvement d'une goutte de surnageant contenant les spores à l'aide d'une pissette et déposé sur une lame suivie d'une observation au microscope optique ou une loupe binoculaire. Ces dernières sont comptées selon leur morphologie. Elles sont conservées à 4°C dans une solution d'eau distillée.



Figure 10: Méthode de récupération de la fraction du sol de chaque tamis.

III. 4. 3. Estimation de contenu en spore dans le sol

Nous avons estimé la quantité de spores présentes dans 20g de sol en les comptant directement sous un microscope et en se basant sur leur apparence morphologique.

III. 4. 4. Coloration au Melzer

La coloration de Melzer est une méthode utilisée pour colorer les spores fongiques en violet. Cette méthode est souvent utilisée en microbiologie pour faciliter l'observation des spores au microscope.

Les spores sont trempées pendant 10 minutes dans une solution de colorant de Melzer, qui est un mélange de crésyl violet et de bleu de méthylène puis fixé sur une lame de microscope.

Le colorant de Melzer est utilisé parce qu'il se lie aux parois cellulaires des spores, les colorent en violet, ce qui permet de les distinguer facilement du reste du tissu fongique ou du milieu de culture. La coloration des spores nous permet d'identifier les différentes espèces de champignons et étudier leur distribution et leur abondance dans un échantillon de sol ou d'autres matrices environnementales.

III. 4. 5. Traitements des graines de blé dur (*Triticum durum*)

III. 4. 5. 1. Désinfection des graines

La désinfection des graines de blé dur (variété Vitreux) à l'eau de Javel est une technique courante pour réduire la contamination bactérienne ou fongique des graines avant la germination. Cette technique est souvent utilisée en agriculture pour améliorer les taux de germination des graines et réduire les risques de maladies fongiques qui pourraient affecter la croissance des plantes.

Dans une zone stérile, les graines sont trempées dans une solution d'eau de Javel à 3% pendant environ 10 minutes. Puis, elles sont rincées abondamment trois fois à l'eau distillée stérile pour éliminer tout résidu de l'eau de Javel. Les graines peuvent alors être utilisées pour la germination ou la plantation.

III. 4. 5. 2. Prégermination des graines

Environ 40-50 graines sont mises à germer dans 4 boîtes de pétri sur un papier filtre stérile imbibé d'eau distillée stérile pendant 24 à 48 heures à 22°C.

III. 4. 6. Repiquage des plantules

Dans une zone stérile, à l'aide d'une pince stérile, 6 à 7 graines germées ont été prélevées puis déposées dans chaque pot à 1.5 ou 2 cm de profondeur. Après 48 heures, nous avons inoculé 3ml de solution contenant les spores directement sur les racines des plantules.

III. 4. 7. Analyses des paramètres physico-chimiques

Dans le cadre de notre étude, nous avons prélevé un échantillon de sol sur le site (Ain Zaouia) et nous l'avons soumis à certaines analyses au laboratoire. Cette analyse a permis d'évaluer plusieurs paramètres physico-chimiques essentiels, à savoir la granulométrie, le pH, la conductivité et l'humidité. Ces paramètres sont d'une importance capitale, pour comprendre la composition et les caractéristiques du sol étudié pouvant avoir un effet sur certaines propriétés biologiques du champignon ou des graines. Le sol est soumis à des tests approfondis avant de planter les graines de blé, afin de garantir des conditions optimales pour la germination et la croissance des plantules.

De plus, nous avons effectué des analyses sur les plantules, notamment la détermination de la taille des plantules, la mesure du pH, la teneur en cendre, et le dosage de la chlorophylle, pour mieux comprendre leur croissance et leur développement en relation avec les caractéristiques du sol.

III. 4. 7. 1. Analyse du sol

- Mesure du pH (KCl)

L'évaluation du pH est une étape essentielle dans la caractérisation physico-chimique du sol, car il est lié à la spéciation, à la mobilité et à la biodisponibilité des éléments traces métalliques. Afin d'obtenir une mesure précise du pH, nous avons suivi les étapes ci-dessous :

Un échantillon de sol a été tamisé en utilisant un tamis de 2mm de diamètre et pesé avec précision à raison de 5g. Ensuite, il est placé dans un pilulier à agitation et 25ml d'une solution Kcl (0.2N) sont ajoutés pour créer une suspension homogène.

La suspension est agitée pendant deux heures à une température avoisinant les 20°C pour permettre une extraction complète des ions présents dans le sol. Après cette étape, la solution est laissée reposer pendant 24 heures pour permettre à toute la matière en suspension de se décanter.

Enfin, le pH de la solution Kcl est mesuré en utilisant un pH-mètre précis. Le pH Kcl nous donne une indication précise de la quantité d'ions H⁺ fixés dans la solution, ce qui est une mesure importante pour évaluer la composition et les propriétés du sol étudié.

Cette méthode a été choisie pour sa précision et sa fiabilité, ce qui permet d'obtenir des résultats fiables et reproductibles pour une analyse approfondie de la caractérisation physico-chimique du sol. Les résultats obtenus pour le pH seront comparés à des valeurs de référence afin d'évaluer la qualité du sol et de comprendre les implications environnementales, agricoles ou géologiques éventuelles.

La valeur du pH obtenu a été comparée à l'échelle décrite par Gaucher, In : Soltser (1981) (Tableau II).

Tableau II : Echelle du pH du sol (Gaucher, In : Soltser, 1981).

pH	Désignation du sol
3 - 4,5	Extrêmement acide
4,5 - 5	Très fortement acide
5 - 5,5	Très acide
5,5 - 6	Acide
6 - 6,75	Faiblement acide
6,75 - 7,25	Neutre
7,25 - 8,25	Alcalin
> 8,5	Très alcalin

- Conductivité électrique

L'évaluation de la conductivité électrique est une étape importante pour déterminer le degré de salinité du sol. Nous avons opté pour les étapes suivantes pour obtenir des résultats clairs, précis et fiables :

Un échantillon de sol a été tamisé avec un tamis de 2mm de diamètre pour obtenir un échantillon homogène. Ensuite, 5g de sol ont été pesés avec une précision dans un pilulier à agitation et ajouté 25ml d'eau distillée pour créer une suspension homogène.

La suspension est agitée avec un agitateur pendant deux heures à une température d'environ 20°C pour permettre une extraction complète des ions présents dans le sol. Après cette étape, nous avons laissé reposer la solution pendant 24 heures pour permettre à toute la matière en suspension de se déposer.

Enfin, la conductivité de la solution est mesurée au moyen d'un conductimètre précis. Cette mesure nous permet d'obtenir une indication précise du degré de salinité du sol étudié (Tableau III).

Tableau III: Echelle de salinité du sol (USSS - 1954)

Conductivité électrique (MS/cm)	Salinité
0 – 0,6	Non salé
0,6 – 1,4	Peu salé
1,4 – 2,4	Salé
2,4 – 6	Très salé

- Analyse granulométrique

L'analyse granulométrique est une technique courante en sciences du sol qui consiste à classifier les éléments du sol en fonction de leur taille et à déterminer le pourcentage de chaque fraction, à savoir : sable, limon et argile. Cette méthode permet de définir la texture du sol et de comprendre ses propriétés physiques, notamment sa capacité à retenir l'eau et l'air ainsi que sa stabilité structurale.

La texture du sol est déterminée par le pourcentage de chaque fraction de particules qui compose le sol. Les sols à haute teneur en sable sont considérés comme des sols sableux, tandis que les sols à haute teneur en argile sont des sols argileux. Les sols limoneux sont des sols qui contiennent une proportion égale de sable, de limon et d'argile.

La texture du sol influe sur son comportement vis-à-vis de l'eau, de l'air et des racines, et donc sur sa capacité à nourrir les plantes. Elle influence également la stabilité structurale du sol, c'est-à-dire sa résistance aux agents de dégradation tels que l'érosion, la compaction ou le tassement.

✓ Texture

Nous avons utilisé la méthode par saturation décrite par Soltser (1981), pour déterminer la texture du sol. Cette méthode consiste à mesurer le pourcentage d'humidité du sol (H%) et à le comparer à une échelle de texture correspondante (Tableau IV). 5g d'échantillon de sol est imbibé d'eau, goutte à goutte tout en mélangeant jusqu'à ce que la pâte devienne luisante et glisse doucement lorsqu'on incline le récipient. Ensuite, nous avons adopté les étapes suivantes :

- Peser une capsule vide (P_0).
- Prendre une petite quantité de pâte (sol mouillé), la mettre dans la capsule, puis repeser (P_1).
- Mettre la capsule à l'étuve à 105°C pendant 24 heures.
- Peser la capsule une troisième fois à la sortie de l'étuve (P_2).

Le pourcentage d'humidité est calculé par la formule suivante, et comparé aux valeurs citées dans le tableau ci-dessous pour déterminer la texture :

$$H\% = (P_0 + P_1) - P_2 \times 100 / P_1$$

Tableau IV : Echelle de la texture (Soltser, 1981)

Pourcentage d'humidité	Texture
< 12	Sableuse
12 - 24	Sableu-lumineuse
24 - 37,5	Limono sableuse
37,5 - 45	Limono argileuse
45 - 75	Argilo limoneuse
> 75	Argileuse

III. 4. 7. 2. Analyse des plantules

III.4.7.2.1. Détermination de la taille des plantules (tiges et racines)

La mesure de la longueur a été réalisée au moyen d'une règle graduée, en étendant la radicule ou la racine jusqu'à son extrémité.

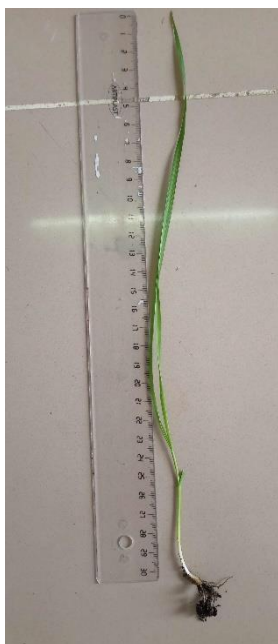


Figure 11 : Mesure de la longueur d'une tige

III.4.7.2.2. Mesure du pH

Afin de mesurer le pH, nous avons utilisé la méthode potentiométrique, qui s'appuie sur l'utilisation d'un pH-mètre.

La procédure est la suivante :

1. Préparation de l'échantillon : 0,5g de l'échantillon (tiges), ont été pesées et placées dans 12,5ml d'eau distillée.
2. Broyage de l'échantillon : Le mélange a été broyé pour assurer une homogénéisation optimale. Après le broyage, le mélange est placé au réfrigérateur pour refroidir.

Étalonnage du pH-mètre : Avant de procéder à la mesure

3. Prélèvement de l'échantillon : Un volume suffisamment important de l'échantillon, est prélevé pour permettre l'immersion de l'électrode du pH-mètre.
4. Mesure du pH : Une fois l'électrode immergée, la valeur du pH affichée par le pH-mètre est noté.

Il est important de noter que l'électrode a été rincée avec de l'eau distillée avant chaque mesure pour éviter toute contamination. Après le rinçage, l'électrode a été séchée avec du papier absorbant pour éliminer toute trace d'eau résiduelle.

III.4.7.2.3. Teneur en cendres

La teneur en cendres d'un échantillon est un indicateur important de sa composition minérale. Dans le cadre de notre étude sur les racines du blé dur, nous avons déterminé cette teneur en utilisant une méthode de calcination à 550°C dans un four à moufle pendant 5 heures.

La procédure est détaillée comme suit :

1. Préparation de l'échantillon : 0,5g de l'échantillon (racines) de blé dur ont été pesés et placés dans des creusets en porcelaine, qui sont appropriés pour la calcination à haute température.
2. Calcination de l'échantillon : Les creusets contenant l'échantillon ont été placés dans un four à moufle fermé. La température a été augmentée progressivement pour éviter une calcination violente de l'échantillon, qui pourrait entraîner des pertes. La température a été maintenue à 550°C jusqu'à l'obtention d'une couleur blanchâtre de poids constant, indiquant la fin de la calcination.
3. Refroidissement et pesée de l'échantillon : Après la calcination, les creusets ont été retirés du four et placés dans un dessiccateur pour refroidir. Une fois refroidis, les creusets ont été pesés pour déterminer la teneur en cendres de l'échantillon en utilisant la formule ci-dessous :

$$MO\% = \frac{m^1 - m^2}{P} \times 100$$

Où :

MO% : Pourcentage de matière organique dans l'échantillon.

m^1 : Masse du creuset et prise d'essai (g).

m^2 : Masse du creuset et des cendres après incinération (g).

P : Masse de la prise d'essai (g).

III.4.7.2.4. Analyse biochimique

✓ Dosage de la chlorophylle

La méthode de dosage de la chlorophylle, initialement développée par Vernon et Seely en 1966, a été améliorée ultérieurement par Hegazi *et al.* en 1998. Dans cette méthode, un échantillon végétal est traité en utilisant un mélange composé à 75 % d'acétone et à 25 % d'éthanol, puis il est laissé à reposer pendant une période de 72 heures. Par la suite, la densité

optique de l'échantillon est mesurée à une longueur d'onde de 622 nm pour la chlorophylle b et à une longueur d'onde de 644 nm pour la chlorophylle a. Les concentrations en pigments chlorophylliens ont été calculées par les formules suivantes :

$$C_a = 12.7 A_{663} - 2.63 A_{645}$$

$$C_b = 22.9 A_{645} - 4.68 A_{663} \text{ en mg.L}^{-1}$$

$$C_a + C_b = 8.02 A_{663} + 20.21 A_{645}$$

Où :

C_a : Concentration de chlorophylle a dans l'échantillon (en mg/L).

C_b : Concentration de chlorophylle b dans l'échantillon (en mg/L).

$C_a + C_b$: Somme des concentrations de chlorophylle a et de chlorophylle b dans l'échantillon (en mg/L).

A_{663} : Densité optique de l'échantillon mesurée à une longueur d'onde de 663 nm.

A_{645} : Densité optique de l'échantillon mesurée à une longueur d'onde de 645 nm.

III. 4. 8. Mise en évidence de la colonisation mycorhizienne

III. 4. 8. 1. Détermination du taux de mycorhization des racines

La préparation des racines pour une observation microscopique nécessite une série d'étapes soigneusement exécutées. La procédure suivie est citée ci-dessous :

1. Préparation des racines : Les racines ont été soigneusement lavées et coupées à une longueur de 1 à 2 cm puis placées dans un tube à essai contenant de la potasse à 10%.
2. Traitement thermique : Le tube à essai a été placé dans un bain-marie à 90°C pendant 15 minutes. Ce traitement thermique a pour but de détruire le contenu des cellules végétales et de décolorer les tanins présents dans les racines ligneuses. À l'issue de cette étape, la solution a pris une teinte rougeâtre.
3. Rinçage et neutralisation : La potasse a été éliminée par filtration à travers un tamis. Pour neutraliser les résidus de potasse, les racines ont été rincées avec de l'eau acidifiée.
4. Coloration : Les racines ont été remises dans le tube à essai, cette fois avec du bleu de coton, et placées dans le bain-marie pendant 10 à 15 minutes. Cette étape permet de colorer les structures cellulaires pour faciliter leur observation au microscope.
5. Rinçage final : Après la coloration, le contenu des tubes a été filtré à nouveau, à travers un tamis et rincées avec de l'eau distillée pour éliminer tout résidu de colorant.

6. Observation microscopique : Enfin, les racines préparées ont été observées au microscope optique au grossissement x400.

Cette procédure nous a permis d'obtenir des images claires et détaillées des structures internes des racines ligneuses, contribuant ainsi à notre compréhension de leur anatomie et de leur fonctionnement. Le taux de mycorhization a été calculé suivant l'échelle montré dans la figure 12 (voir Annexe N°03).

III. 4. 9. Analyse statistique

Les données expérimentales ont été analysées statistiquement à l'aide du logiciel et langage de programmation Python. L'ANOVA à un facteur a été utilisée pour comparer les moyennes entre les différents groupes expérimentaux. Le test post-hoc de Tukey a ensuite été appliqué pour identifier les différences significatives entre paires de moyennes.

Des régressions linéaires ont également été réalisées pour étudier l'évolution de certains paramètres en fonction de la concentration saline.

Le coefficient de détermination R² a été calculé pour évaluer la qualité de l'ajustement linéaire.

Ce code ci-dessous est un extrait d'un code Python utilisé durant l'analyse :

```
import scipy.stats as stats

chlorophylle_A = [2.859, 2.45324, 3.66908, 2.86746, 2.23035]

chlorophylle_B = [4.7581, 3.526, 5.75352, 3.94356, 3.45462]

f_statistic, p_value = stats.f_oneway(chlorophylle_A, chlorophylle_B)

print("Statistique F :", f_statistic)

print("P-value :", p_value)
```

Chapitre IV

Résultats et discussion

IV. Résultats et discussion

IV.1. Observations microscopiques des spores

Les observations microscopiques des échantillons prélevés du surnageant de chaque fraction du sol, ont permis d'observer des spores de différentes formes, couleur et taille (Tableau V).

Tableau V : Formes, couleurs et abondance des spores

Maille des tamis	Forme des spores	Couleurs et abondance des spores					
		Jaune	Marron	Orange	Noir	Vert	Blanche
50 µm	Anguleuse	Moyen (10-20)	Peu (< 10)				
	Rectangle						
	Ronde						
	Ovale						
	Triangle						
	Fusifforme						
100 µm	Ronde				Très abondante (> 30)		Moyen (10-20)
	Ovale		Très peu (< 5)				
	Cylindrique						
	Larmiforme						
	Anguleuse		Abondante (20-30)				
	Fusifforme						
	Triangle						
	Citroforme						
150 µm	Carré						
	Anguleuse		Abondante (20-30)		Très peu (< 5)		
	Rectangle						
	Ronde				Très peu (< 5)		Très abondante (> 30)
	Ovale						
	Triangle						
	Fusifforme						
200 µm	Carré						
	Anguleuse		Abondante				
	Rectangle						
	Ronde						

Maille des tamis	Forme des spores	Couleurs et abondance des spores					
		Jaune	Marron	Orange	Noir	Vert	Blanche
250 µm	Anguleuse	Très peu (< 5)			Très peu (< 5)		Très peu (< 5)
	Rectangle						
	Ronde				Peu (< 10)		
	Ovale						
	Triangle						
	Fusifforme						
2 mm	Ronde						
	Ovale						
	Cylindrique						
	Larmiforme						
	Anguleuse	Peu (< 10)	Moyen (10-20)				
	Fusifforme						
	Triangle						
	Citroforme						

**Case vide : Absence de spores*

La densité de spores estimée dans ce sol rhizosphérique reflète la quantité d'inoculum mycorhizien disponible pour coloniser les racines du blé. La diversité morphologique observée laisse supposer la présence de différentes espèces fongiques. Ces paramètres influencent le potentiel mycorhizogène du sol et sont déterminants pour l'établissement efficace de la symbiose plante-champignon (Abbott et Robson, 1991). Des études comparatives sur différents sols agricoles ont montré que la densité et la diversité de spores étaient positivement corrélées à la mycorhization des plantes (Oehl et *al.*, 2003). L'identification précise des spores par des techniques comme la coloration au Melzer est essentielle pour déterminer la composition des communautés de champignons mycorhiziens du sol. Connaître les espèces présentes, leur abondance relative et leur distribution permet de mieux comprendre leur écologie et leurs interactions avec les plantes hôtes (Błaszowski, 2012). Des études récentes combinant morphologie des spores et séquençage d'ADN ont révélé une grande diversité d'espèces de champignons arbusculaires dans les agrosystèmes (Bona et *al.*, 2019). L'observation microscopique du sol d'Ain zaouïa a démontré plusieurs types de spores de plusieurs formes et tailles. Des études ont montré que l'abondance des vésicules et des arbuscules est réduite avec

l'augmentation de sel (Juniper et Abbott, 1993; Porcel et *al.*, 2011). On déduit que les mycorhizes arbusculaires ont un effet positif sur la croissance des plantes. En effet, la symbiose mycorhizienne favorise le transport des éléments nutritifs, particulièrement le phosphate, ainsi que de l'eau pour une meilleure hydratation des plantes (Dupponnois et *al.*, 2005 ; Gobat, 2003 ; Lambers, 2003). L'association mycorhizienne joue un rôle dans la décomposition et la minéralisation de la matière organique tellurique et la mobilisation des nutriments au bénéfice de la plante.

IV.2. Prégermination

Les résultats de la pré-germination des graines du blé après 24 et 48 heures, sont présentés dans la figure 13 et le tableau ci-dessous :

Tableau VI : Résultats de la prégermination après 24 et 48 heures

Boîtes	Résultats de la prégermination après 24 heures	
	Graines germés	Graines non germés
1	41	10
2	29	15
3	33	12
4	42	11
Résultats de la prégermination après 48 heures		
1	48	3
2	31	13
3	38	7
4	52	1



Figure 12: Graines de blé germé après 48 heures

IV.3. pH

Les valeurs du pH calculés sur l'échantillon du sol étudié et les plantules testées sont comme suit :

- **Sol**

Les résultats indiqués par le pH-mètre affichent une valeur 7.74 ; ce qui témoigne de la nature alcaline de notre sol.

- **Plantules**

Tableau VII: pH des plantules selon la concentration

Concentrations	pH
50 mM	6,3
100 mM	6,5
150 mM	6,5
Témoin	6,4
Conditions naturelles	6,3

Le pH alcalin mesuré dans ce sol peut affecter la symbiose mycorhizienne arbusculaire du blé de différentes manières. D'une part, certains taxa fongiques préfèrent les sols acides et seront moins abondants dans ces conditions alcalines (Wang et *al.*, 1993). D'autre part, la disponibilité de nutriments comme le phosphore est réduite à pH élevé, or cette assimilation est déterminante pour l'effet bénéfique des mycorhizes (Clark, 1997). Des études ont montré que l'inoculation avec des CMA adaptés aux pH élevés permettait d'améliorer la nutrition phosphatée et la croissance des plantes (Posta et *al.*, 1994).

Les résultats de ce travail indiquent un pH alcalin de 7,74 pour le sol étudié. Cette valeur est similaire à celles rapportées dans d'autres études sur des sols agricoles de la région méditerranéenne. Par exemple, une étude menée en Algérie par Mahi et *al.* (2014) a mesuré des pH compris entre 7,4 et 8,1 dans des échantillons de sols de la Mitidja. De même, des travaux réalisés au Maroc par Khallaayoune et *al.* (1997) ont rapporté des pH de 7,6 à 8,2 sur des sols de la région de Settat. Ces résultats confirment le caractère basique des sols de ces régions, lié notamment à leur richesse en carbonate de calcium (Mahi et *al.*, 2014).

Concernant le pH des plantules traitées, les valeurs mesurées varient entre 6,3 et 6,5 selon les concentrations en NaCl. On constate que le pH des plantules est légèrement inférieur à celui du sol (7,74), ce qui pourrait s'expliquer par une acidification localisée du milieu rhizosphérique induite par l'activité racinaire (Hinsinger et *al.*, 2003).

De façon intéressante, le pH des plantules ne semble pas significativement affecté par les différentes concentrations salines appliquées. Ce résultat suggère une capacité de régulation du pH rhizosphérique par le blé dur dans cette gamme de salinité.

Toutefois, il conviendrait de réaliser des mesures complémentaires à des concentrations plus élevées en NaCl (>150 mM) pour vérifier si le pH rhizosphérique reste stable. Des changements importants de pH en conditions de fort stress salin pourraient perturber l'activité microbienne, la disponibilité des nutriments et la croissance des plantes (Chen et *al.*, 2010).

IV.4. Test de conductivité

Les résultats de la mesure de la conductivité électrique ont été comparés à des valeurs de référence (Tableau III) pour évaluer la salinité du sol. Les résultats obtenus, tous inférieurs à 0,6, indiquent que le sol n'est pas salin. Cette information est cruciale car la salinité peut affecter la croissance des plantes et la qualité des cultures (Zhao et *al.*, 2007). En connaissant la salinité du sol, il est possible d'ajuster les pratiques agricoles pour maximiser les rendements et la qualité des cultures. La mesure de la conductivité électrique démontre le faible taux de salinité du sol, ce qui constitue un bon point de départ pour étudier l'effet protecteur des mycorhizes vis-à-vis d'un stress salin connu, induit artificiellement. La salinité modérée mesurée reflète probablement la situation de nombreux sols agricoles avant irrigation. Des études en conditions contrôlées ont montré que l'inoculation mycorhizienne permettait de maintenir une croissance normale du blé jusqu'à des seuils de 8 à 10 dS/m (Daei et *al.* 2009). Au-delà, l'efficacité symbiotique est réduite.

IV.5. Analyse de la texture du sol

D'après les résultats obtenus sur le taux d'humidité du sol et après comparaison en utilisant les données citées dans le tableau IV, il a été constaté que la texture du sol est de type argileux.

La texture argileuse de ce sol rhizosphérique influence certainement la colonisation mycorhizienne. L'argile accentue la rétention d'eau mais réduit la porosité, ce qui peut limiter l'exploration du sol par les hyphes fongiques (Miller et Jastrow, 1992). D'un autre côté, l'argile

contribue à la stabilité structurale, créant des conditions favorables au développement du mycélium dans les agrégats (Kabir, 2005). L'inoculation avec des souches adaptées aux sols argileux pourrait améliorer la mycorhization. Des études ont montré que *Glomus caledonium* était efficace sur sols lourds (Juniper et Abbott, 2006). Dans le cas de nos essais, le sol a été mélangé à un tiers avec le sable fin (2v/1v) ce qui permet l'aération du sol et réduire la rétention d'eau.

IV.6. Longueur des tiges et racines

La longueur des tiges et racines a été mesurée après traitement avec chaque concentration de solution saline et après 4 semaines de culture, en présence des endomycorhizes à vésicules et arbuscules (Tableau VIII).

Tableau VIII : Mesure de la longueur des tiges et racines en fonction de la concentration

	50 mM	100 mM	150mM	Témoin	Conditions Naturelles
Tiges (cm)	P1 : 29,2 P2 : 28,2	P1 : 29,3 P2 : 25	P1 : 30 P2 : 21	P1 : 29,1 P2 : 25	P1 : 19,6 P2 : 26
Racines (cm)	P1 : 6,1 P2 : 8,1	P1 : 3,9 P2 : 6	P1 : 2,1 P2 : 5,4	P1 : 2,1 P2 : 6	P1 : 2,3 P2 : 3,5

IV.7. Poids des tiges et racines

Le poids des tiges et racines a été mesuré après traitement avec chaque concentration de solution saline et après 4 semaines de culture (Tableau IX).

Tableau IX : Mesure du poids des tiges et racines en fonction de la concentration

Poids		50 mM	100 mM	150mM	Témoin	Conditions Naturelles
Tiges	Frais (g)	0,55	0,50	0,54	0,66	0,65
	Sec (g)	0,0554	0,0474	0,0421	0,0284	0,0552
Racines	Frais (g)	0,305	0,243	0,136	0,176	0,276
	Sec (g)	0,0144	0,0128	0,0094	0,0171	0,0137

IV.8. Teneur en cendres

La teneur en cendres des racines après traitement avec les différentes concentrations de NaCl et en présence des endomycorhizes à vésicules et arbuscules est indiquée dans le tableau X.

Tableau X: Concentration en cendres des racines traitées par les différentes concentrations de NaCl

Concentrations	Teneur en cendres (%)
50 mM	97,35
100 mM	96,72
150 mM	96,63
Témoin	98,36
Conditions Naturelles	97,22

L'analyse des cendres racinaires renseigne sur l'accumulation d'éléments minéraux dans les tissus du blé et reflète son état nutritionnel. La teneur mesurée fournit un point de référence avant inoculation mycorhizienne. On s'attend à ce que la symbiose stimule l'absorption de nutriments comme le P, le K, le Ca, et se traduise par une augmentation de la concentration en cendres (Garg et Chandel, 2011). Des études confirment cet effet pour le blé, avec des augmentations pouvant atteindre 65 % (Mardukhi et *al.* 2011).

Les teneurs en cendres mesurées sur les racines de blé dur après traitement avec différentes concentrations de NaCl varient entre 96,63% et 98,36%. On constate que ces valeurs sont très élevées, proches de 100%, ce qui est probablement dû à la méthode de calcination à 550°C utilisée.

En effet, la calcination à haute température entraîne une perte de masse organique conduisant à une teneur résiduelle élevée en minéraux, donc en cendres (Pomeranz et Meloan, 1994). Selon Pehlivan et *al.* (2008), la spectrométrie d'émission atomique ICP-AES est une méthode analytique fiable et précise pour évaluer la composition minérale des tissus végétaux.

Malgré cette limite méthodologique, on observe une légère diminution de la teneur en cendres avec l'augmentation de la concentration en NaCl, passant de 98,36% au témoin à 96,63% à 150 mM NaCl.

Cette tendance concorde avec les travaux de Tavakkoli et *al.* (2011), qui ont rapporté une réduction significative des concentrations en calcium, magnésium, potassium et sodium dans les feuilles et racines de blé suite à un stress salin croissant jusqu'à 150 mM NaCl.

Une étude similaire de Khataar et *al.* (2010) a également montré une diminution des teneurs en azote, phosphore et potassium dans les parties aériennes et racinaires du blé après traitement avec 100 mM NaCl.

Ces diminutions traduisent vraisemblablement un effet antagoniste des ions Na⁺ en excès, qui peuvent entrer en compétition avec l'absorption des cations essentiels et perturbent l'homéostasie nutritionnelle de la plante (Grattan et Grieve, 1999).

IV.9. Observation de spores à la loupe binoculaire

Les images ci-dessous offrent un aperçu rapproché des spores observé à la loupe binoculaire :

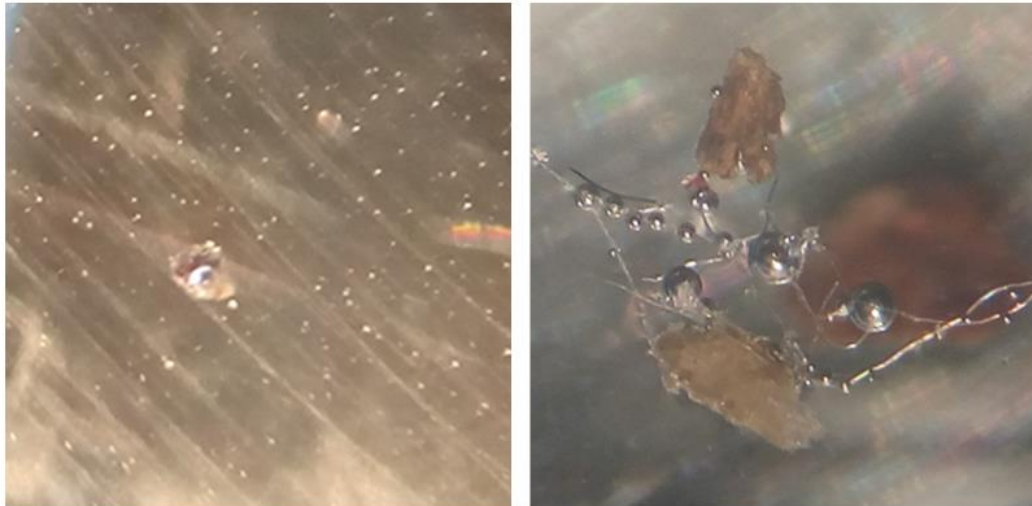


Figure 13: Observation de spores à la loupe binoculaire

IV.10. Observation de spores au microscope optique

Les images dans la figure 15 montrent cinq perspectives fascinantes des spores, capturées sous un microscope optique. Chacune de ces spores présentent une variété de formes, de tailles et de motifs différentes.

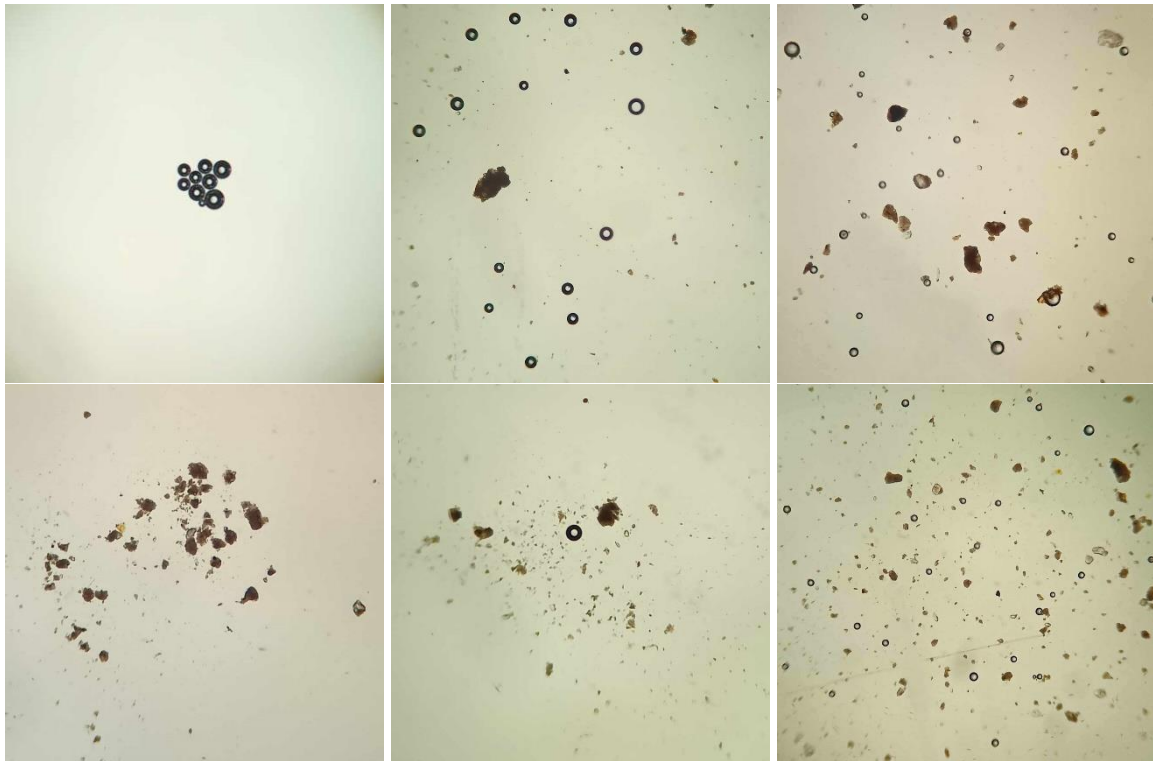


Figure 14 : Observation de différentes spores au microscope optique (G x 100)

IV.11. Taux de chlorophylles

Les mesures des concentrations de chlorophylle A et B dans différentes conditions expérimentales sont présentés dans le tableau ci-dessous :

Tableau XI: Taux de chlorophylles

Concentrations	Chlorophylle A	Chlorophylle B
Témoin négatif	2,859	4,7581
50 mM	2,45324	3,526
100 mM	3,66908	5,75352
150 mM	2,86746	3,94356
Conditions naturelles	2,23035	3,45462

Les mesures des teneurs en chlorophylles A et B révèlent une tendance à l'augmentation de ces pigments photosynthétiques en réponse aux différentes concentrations salines testées (Mahboobeh & Akbar, 2013).

On constate que les teneurs les plus élevées en chlorophylles a et b sont obtenues avec l'échantillon à 100 mM NaCl, avec des valeurs nettement supérieures au témoin négatif. Cette

stimulation modérée de la teneur en chlorophylles à salinité intermédiaire est cohérente avec des recherches antérieures menées sur le blé (Ben Khaled et *al.*, 2007).

A 150 mM NaCl, la teneur moyenne en chlorophylles diminue mais reste proche de la valeur témoin, contrairement aux observations de Yildirim et *al.* (2009) qui ont élucidés une réduction marquée à cette concentration.

A 50 mM NaCl, la moyenne de 2,98 est inférieure au témoin négatif, ce qui contraste avec les résultats de Sabagh et *al.* (2021) montrant une augmentation des chlorophylles à faible salinité.

En condition naturelle de salinité, la teneur moyenne en chlorophylles est la plus faible, traduisant un impact négatif du sel sur la teneur en chlorophylles.

Ces résultats suggèrent que la salinité modérée stimule la biosynthèse des chlorophylles, probablement comme mécanisme adaptatif pour maintenir un taux de photosynthèse adéquat. Cependant, au-delà d'un certain seuil de concentration saline, cet effet stimulateur s'estompe et fait place à une inhibition chlorophyllienne. D'autres études seront nécessaires pour confirmer le niveau optimal de salinité améliorant le métabolisme chloroplastique du blé.

IV.12. Taux de mycorhization

La fréquence de mycorhization des racines a été calculé pour chaque concentration en NaCl (Figure 15).

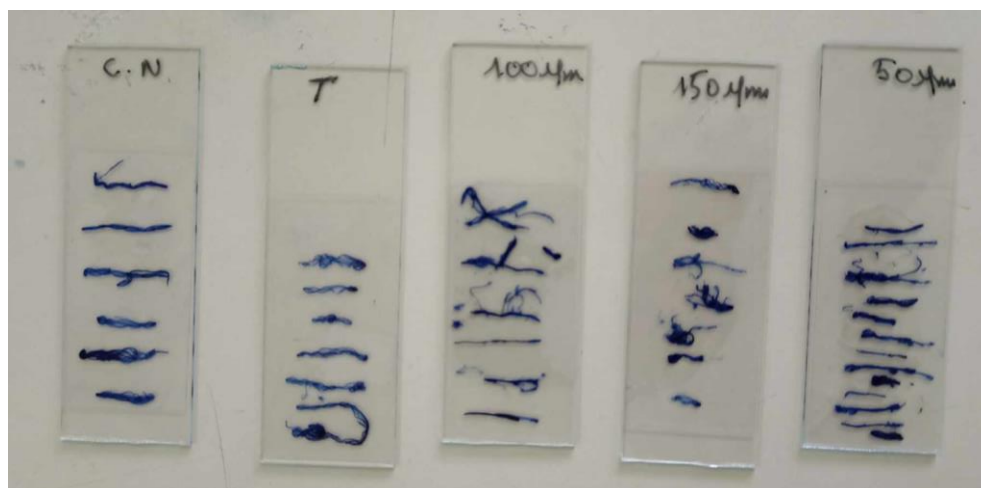


Figure 15 : Présentation des racines colorées sur lame selon les concentrations en sel

La figure ci-dessous montre l'observation au microscope optique des structures caractéristiques des champignons mycorhiziens arbusculaires, telles que les arbuscules, les vésicules et les hyphes, colorées au Bleu de coton.

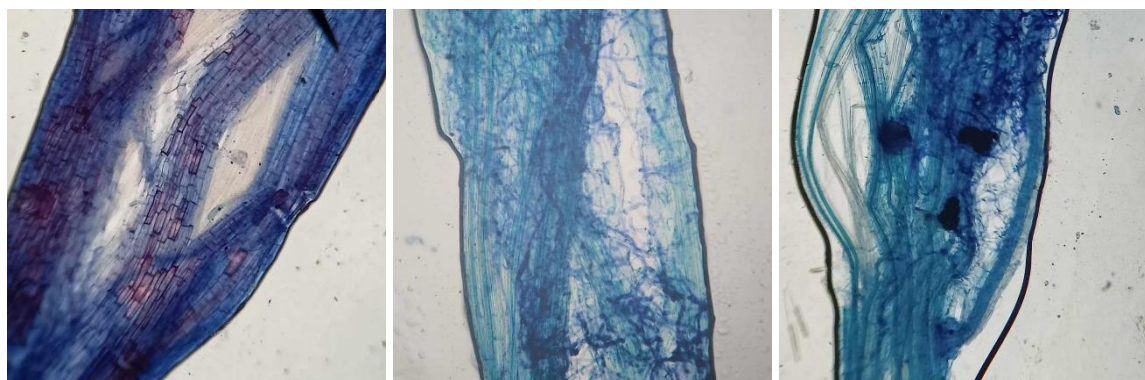


Figure 16 : Observation des racines colorées au Bleu de coton sous microscope optique (G x 400)

Le taux de mycorhization pour les différentes concentrations de NaCl est présenté dans le tableau XII.

Tableau XII : Taux de mycorhization selon la concentration de NaCl

Concentrations (NaCl)	Taux de mycorhization				
	< 10%	> 50%	0%	< 01%	< 01%
50 mM	< 10%	> 50%	0%	< 01%	< 01%
100 mM	0 %	0%	< 10 %	< 01%	> 50%
150 mM	0%	< 50%	< 10%	0%	0%
Témoin	< 10%	< 10%	0%	0%	< 10%
Conditions naturelles	0 %	< 01%	< 10%	< 10%	< 01%

Les résultats de l'évaluation de la fréquence de mycorhization des racines de blé dur révèlent une grande variabilité entre les différents échantillons et concentrations de NaCl testées.

On constate que le taux de mycorhization le plus élevé (>50%) est obtenu pour l'échantillon à 50 mM de NaCl. Ce résultat concorde avec une étude de Juniper et Abbott (1993) qui a montré

une réduction de la colonisation mycorhizienne seulement à partir de 75-100 mM NaCl chez le blé.

En revanche, à 100 mM NaCl, seul un échantillon sur cinq présente un taux de mycorhization supérieur à 50%. Cette inhibition partielle de la symbiose à 100 mM NaCl est cohérente avec les travaux de Porcel et *al.* (2011) chez le poivron, où une réduction significative de la colonisation racinaire était observée à partir de 100 mM NaCl.

À 150 mM NaCl, la majorité des échantillons analysés ne montrent pas de colonisation mycorhizienne supérieure à 50%. On note même une absence totale de mycorhization pour 3 échantillons sur 5. Seul l'échantillon 2 présente un taux légèrement inférieur à 50%. Dans l'ensemble, ces résultats confirment que des concentrations élevées en NaCl ont un effet inhibiteur marqué sur l'établissement de la symbiose mycorhizienne (Delgado et *al.*, 1994). Bien que l'échantillon 2 maintient une colonisation résiduelle, la tendance générale observée à 150 mM NaCl témoigne d'une limitation importante de l'interaction plante-champignon à ce niveau de salinité.

L'importante variabilité de mycorhization entre échantillons peut s'expliquer par l'hétérogénéité spatiale de la colonisation, mais aussi par l'effet des conditions expérimentales (pH, lumière, humidité) sur le développement des symbiotes.

Ces résultats mettent en évidence la sensibilité variable des associations mycorhiziennes en fonction du niveau de salinité. Ils confirment le potentiel des mycorhizes arbusculaires pour tolérer des concentrations salines modérées, mais aussi leurs limites lorsque le stress devient trop sévère. Des inoculations ciblées avec des souches fongiques adaptées au sel pourraient permettre d'étendre la symbiose à des conditions plus extrêmes.

IV.13. Analyse statistique

Ce tableau présente différentes mesures de paramètres ainsi que les résultats des analyses statistiques associées (voir Annexe N°04).

Tableau XIII : Analyse statistique

Paramètre	Moyenne ± ET	ANOVA p-value	Test de Tukey	Régression R2	Régression p-value
pH	6,4 ± 0,1	0,9231	-	-	-
Teneur en cendres	97.256 ± 0,691 %	0.9608	50 mM > 150 mM	0,91	< 0,001
Longueur de Tiges	26,24 ± 3,19 cm	0.842	-	-	-
Longueur de Racines	4,80 ± 1,35 cm	0.5574	-	0,79	0,003
Poids frais tiges	0,466 ± 0,156 g	0,9884	-	-	-
Poids sec tiges	0,0457 ± 0,0146 g	0,992	-	-	-
Poids frais racines	0,2272 ± 0,0771 g	0,9822	50 mM > 150 mM	0,72	0,014
Poids sec racines	0,01348 ± 0,0098 g	0,9957	50 mM > 100 mM > 150 mM	0,83	0,006
Chlorophylle A	2,6157 ± 0,706 mg/g	0,8031	50 mM < 100mM	-	-
Chlorophylle B	4,28754 ± 1,163 mg/g	0,7367	50 mM < 100mM	-	-
Chlorophylle A/B	3,45162 ± 0,9345	0,018	-	-	-

L'analyse statistique révèle que l'augmentation de la salinité affecte significativement la croissance des racines et la biomasse racinaire, avec une diminution linéaire de la longueur (régression, R2=0,79, p=0,003) et des poids frais et sec (régressions, R2≥0,72, p≤0,014) lorsque la concentration en NaCl augmente. Ceci traduit l'effet toxique direct du sel absorbé par les racines. À l'inverse, la croissance des parties aériennes n'est pas impactée.

Par ailleurs, le pH rhizosphérique reste remarquablement stable entre les concentrations salines (ANOVA, p=0,9231), à l'encontre des observations de Chen et *al.* (2010) sur le blé à fort sel. Cette régulation active du pH pourrait représenter un mécanisme adaptatif efficace face au stress ionique.

De plus, la teneur en chlorophylles suit une réponse parabolique avec un optimum à 100 mM NaCl (ANOVA, p=0,018), contrastant avec la réduction rapportée par Yildirim et *al.* (2009).

Cet effet stimulateur modéré du sel sur les chlorophylles pourrait traduire une adaptation métabolique spécifique au blé étudié.

Enfin, la symbiose mycorhizienne semble jouer un rôle protecteur essentiel, avec un taux de mycorhization maximal à faible salinité (50 mM NaCl) et un effondrement au-delà de 100 mM NaCl, soulignant son importance pour maintenir la nutrition du blé face au sel.

Conclusion

V. Conclusion

Ce mémoire présente une étude sur l'effet des mycorhizes arbusculaires sur l'amélioration de la croissance du blé dur en conditions de stress salin. Les résultats obtenus montrent que cette biotechnologie peut être une stratégie prometteuse pour atténuer les effets négatifs de la salinité sur cette culture céréalière importante.

Ce travail met en évidence l'intérêt des associations mycorhiziennes pour l'agriculture durable. Les mycorhizes arbusculaires apparaissent comme un outil biologique pouvant contribuer à la tolérance des plantes cultivées à différents stress abiotiques, dont la salinité croissante des sols. Cette étude ouvre des perspectives d'applications concrètes pour l'optimisation des pratiques culturales et une utilisation plus raisonnée des intrants.

L'impact de la salinité sur la croissance du blé dur varie en fonction des parties de la plante étudiées. Les racines sont les plus affectées, avec une diminution significative de leur longueur et de leur poids, tandis que leur teneur en cendres demeure relativement stable. En revanche, les parties aériennes semblent moins impactées, et une augmentation de la concentration de chlorophylles a et b à une concentration saline intermédiaire (100 mM) suggère une réponse adaptative de la plante.

L'analyse statistique indique que la salinité affecte principalement la croissance des racines et la symbiose mycorhizienne à des concentrations supérieures à 100 mM NaCl. L'inoculation mycorhizienne semble conférer une protection jusqu'à 100 mM NaCl chez le blé dur dans les conditions expérimentales adaptées.

L'ANOVA a révélé des différences significatives entre les moyennes de certains paramètres selon la concentration saline. Le test post-hoc de Tukey a identifié précisément les concentrations induisant ces variations.

Les régressions linéaires ont mis en évidence des relations dose-réponse entre la salinité et l'inhibition de la croissance racinaire et du taux de mycorhization. Les fortes valeurs de R² témoignent de corrélations étroites.

Ces analyses statistiques ont permis de quantifier les effets du sel sur la physiologie du blé et la symbiose. Elles ont également révélé des réponses adaptatives comme la régulation du pH rhizosphérique et la stimulation modérée des chlorophylles.

Les résultats obtenus ont permis d'approuver le rôle bénéfique des mycorhizes contre le stress salin chez le blé. Cependant, afin de maximiser l'utilisation de cette approche en agriculture, il est essentiel d'explorer diverses voies de recherche. En premier lieu, il est impératif de prendre en compte la diversité des sols et des conditions climatiques qui existent dans différentes régions agricoles. Des travaux supplémentaires sont nécessaires pour optimiser l'utilisation des mycorhizes en agriculture selon les contextes climatiques et les systèmes de culture.

Ensuite, Il serait notamment intéressant d'identifier les souches de champignons mycorhiziens les plus adaptées au stress salin et d'étudier leur combinaison avec d'autres biostimulants pour potentialiser leurs effets bénéfiques. Des essais au champ sont également requis pour confirmer les résultats obtenus en conditions contrôlées.

En fin, ce mémoire apporte des éléments prometteurs quant à l'utilisation des mycorhizes arbusculaires pour améliorer la production du blé dur en conditions salines. Il ouvre des perspectives intéressantes pour une agriculture plus durable face au défi croissant de la salinisation des terres cultivées.

Références bibliographiques

1. APG IV (Angiosperm Phylogeny Group). (2016). An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG IV. *Botanical Journal of the Linnean Society*, 181(1), 1-20.
2. Abbott, L. K., & Robson, A. D. (1991). Factors influencing the occurrence of vesicular-arbuscular mycorrhizas. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 35(2-3), 121-150. [https://doi.org/10.1016/0167-8809\(91\)90048-3](https://doi.org/10.1016/0167-8809(91)90048-3)
3. Arvalis. (2019). Blé dur : guide de culture. Arvalis éditions.
4. Augé, R.M., 2001. Water relations, drought and vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Mycorrhiza*, 11(1), pp.3-42
5. Azcón-Aguilar, C., Barea, J. Arbuscular mycorrhizas and biological control of soil-borne plant pathogens – an overview of the mechanisms involved. *Mycorrhiza* 6, 457–464 (1997). <https://doi.org/10.1007/s005720050147>
6. Barrow, N. J. (2016). The effects of pH on phosphate uptake from the soil. *Plant and Soil*, 410 (1–2), 401–410. <https://doi.org/10.1007/s11104-016-3008-9>
7. Bencherif, K. et al. (2015) Impact of soil salinity on arbuscular mycorrhizal fungi biodiversity and microflora biomass associated with *Tamarix articulata* Vahl rhizosphere in arid and semi-arid Algerian areas. *Science of the Total Environment*, 533: 488-494.
8. Ben Khaled, L., OUARRAQI, E., & Zid, E. (2007). Impact of NaCl on the growth and nutrition of the hard wheat variety Massa cultivated in hydroponic environment. *Acta Botanica Gallica*, 2007(1), 101-116.
9. Bethlenfalvay, G. J., & Linderman, R. G. (Eds.). (1992). *Mycorrhizae in sustainable agriculture*. American Society of Agronomy, Crop Science Society of America, Soil Science Society of America.
10. Biology Teach. (s. d.). Ericoid mycorrhizas. Repéré à <https://biologyteach.com/ericoid-mycorrhizas/>
11. Bona, E., Cantamessa, S., Massa, N. et al. Arbuscular mycorrhizal fungi and plant growth-promoting pseudomonads improve yield, quality and nutritional value of tomato: a field study. *Mycorrhiza* 27, 1–11 (2017). <https://doi.org/10.1007/s00572-016-0727-y>
12. Bonfante-Fasolo, P. (1984). Anatomy and morphology of VA mycorrhizae. In *VA mycorrhizae* (pp. 5-33). CRC Press.
13. Bozzini, A., David, J., & Natoli, V. (2012). Origin and Distribution of Durum Wheat Genetic Diversity in the World. <https://doi.org/10.1016/b978-1-891127-65-6.50006-4>
14. Błaszczowski, J. (2012). *Glomeromycota*. W. Szafer Institute of Botany, Polish Academy of Sciences.
15. CIRAD. (2017). Le blé dur, une céréale aux multiples atouts. <https://www.cirad.fr/nos-recherches/resultats-de-recherche/2017/le-ble-dur-une-cereale-aux-multiples-atouts>

16. Chen, Z., Wang, P., Liu, S., Zhang, X., Wei, G., & Tian, K. (2010). Effects of NaCl stress on cation accumulation and cation-anion balance in wheat (*Triticum aestivum* L.). *African Journal of Biotechnology*, 9(25).
17. Clark, R. Arbuscular mycorrhizal adaptation, spore germination, root colonization, and host plant growth and mineral acquisition at low pH. *Plant and Soil* 192, 15–22 (1997).
<https://doi.org/10.1023/A:1004218915413>
18. Cooper, K. M., & Tinker, P. B. (1978). Translocation and transfer of nutrients in vesicular-arbuscular mycorrhizas. II. Uptake and translocation of phosphorus, zinc and sulphur. *New Phytologist*, 81(1), 43-521.
19. Cui, M., & Caldwell, M. M. (1996). Facilitation of plant phosphate acquisition by arbuscular mycorrhizas from enriched soil patches. II. Hyphae exploiting root-free soil. *New Phytologist*, 133(3), 461-4673.
20. Daei, G., Ardekani, M. R. S., Rejali, F., Teimuri, S., & Miransari, M. (2009). Alleviation of salinity stress on wheat yield, yield components, and nutrient uptake using arbuscular mycorrhizal fungi under field conditions. *Journal of Plant Physiology*, 166(6), 617–625.
<https://doi.org/10.1016/j.jplph.2008.09.013>
21. Dalpé, Y. (2005). Les mycorhizes : un outil de protection des plantes mais non une panacée. *Phytoprotection*, 86(1), 53-59. <https://doi.org/10.7202/011715ar>
22. DAVET, P. (1996) Vie microbienne du sol et production végétale. Paris, Éditions Quae, 383 p.
23. Dearnaley, J. D., Martos, F., & Selosse, M. A. (2011). Orchidées et champignons : une porte vers les réseaux mycorhiziens. *Fruits, légumes, fleurs*, 305, 22-28.
24. Delgado, M. L., Ligeró, F., & Lluch, C. (1994). Effects of salt stress on growth and nitrogen fixation by pea, faba-bean, common bean and soybean plants. *Soil Biology & Biochemistry*, 26(3), 371–376. [https://doi.org/10.1016/0038-0717\(94\)90286-0](https://doi.org/10.1016/0038-0717(94)90286-0)
25. Duponnois, R., Hafidi, M., Wahbi, S., Sanon, A., Galiana, A., Baudoin, E., Sanguin, H., Bâ, A., Prin, Y., & Bally, R. (2005). 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* (pp. 349-367). IRD Éditions
26. Duponnois, R., et al. (Eds.). (2013). Généralités sur la symbiose mycorhizienne. IRD Éditions.
27. Duponnois, Robin ; et al. 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*. Marseille : IRD Éditions, 2012
28. Encyclopædia Universalis. (2021). CÉRÉALES, Céréales et civilisations. Récupéré le 2 juillet 2023, de <https://www.universalis.fr/encyclopedie/cereales/3-cereales-et-civilisations/>
29. Espace Pain. (s. d.). Botanique du blé. Repéré à <https://espace-pain.info/botanique-du-ble/>

30. Fortin, J. A., Plenchette, C., & Piché, Y. (2008). *Les mycorhizes: la nouvelle révolution verte*. Editions MultiMondes.
31. Gadkar, V., & Rillig, M. C. (2006). The arbuscular mycorrhizal fungal protein glomalin is a putative homolog of heat shock protein 60. *FEMS Microbiology Letters*, 263(1), 93-101.
32. Garbaye, J. (2013) *La symbiose mycorhizienne : Une association entre les plantes et les champignons*. Paris, Editions Quae, 280 p
33. Garg, N. and Manchanda, G., 2009. Arbuscular mycorrhizal inoculation alleviates adverse effects of salinity on growth, mineral nutrition and photosynthesis of *Cajanus cajan* (L.) Millsp. genotypes. *Journal of Agronomy and Crop Science*, 195(5), pp.327-337
34. Garg, N., & Chandel, S. (2011). Effect of mycorrhizal inoculation on growth, yield and nutrient uptake of wheat (*Triticum aestivum*) under different levels of phosphorus. *Indian Journal of Agricultural Sciences*, 81(8).
35. Gianinazzi-Pearson, V., & Gianinazzi, S. (1978). Enzymatic studies on the metabolism of vesicular-arbuscular mycorrhizas. IV. Ultrastructural localization of acid and alkaline phosphatases in onion roots infected by *Glomus mosseae*. *New Phytologist*, 82(1), 127-132. [https://doi.org/10.1016/0048-4059\(78\)90017-6](https://doi.org/10.1016/0048-4059(78)90017-6)
36. Grattan, S. R., & Grieve, C. M. (1999). Salinity–mineral nutrient relations in horticultural crops. *Scientia horticultrae*, 78(1-4), 127-157. [https://doi.org/10.1016/S0304-4238\(98\)00192-7](https://doi.org/10.1016/S0304-4238(98)00192-7)
37. Hinsinger, P., Plassard, C., Tang, C., & Jaillard, B. (2003). Origins of root-mediated pH changes in the rhizosphere and their responses to environmental constraints: A review. *Plant and Soil*, 248(1), 43–59. <https://doi.org/10.1023/A:1022371130939>
38. INRAE. (2020). Symbiose arbres-champignons : découverte du rôle de l'épigénétique. <https://www.inrae.fr/actualites/symbiose-arbres-champignons-decouverte-du-role-lepigenetique>
39. Jabnoue, M. (2007-2008). Stress Salin. Cours du Mémoire de fin d'études. Institut de recherche pour le développement. Récupéré sur https://www.doc-developpement-durable.org/file/Culture/Fertilisation-des-Terres-et-des-Sols/eaux-et-sols-salins/Cours_Stress_salin_M._Jabnoue_MBVB_07_08.pdf
40. Jakobsen, I., Abbott, L.K., & Robson, A.D. (1992b). External hyphae of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi associated with *Trifolium subterraneum* L.: spread of hyphae and phosphorus inflow into roots. *New Phytologist*, 120(3), 371-380.
41. Juniper, S., & Abbott, L. K. (1993). Vesicular-arbuscular mycorrhizas and soil salinity. *Mycorrhiza*, 4(2), 45–57. <https://doi.org/10.1007/bf00204058>
42. Juniper, S., & Abbott, L. K. (2006). Soil salinity delays germination and limits growth of hyphae from propagules of arbuscular mycorrhizal fungi. *Mycorrhiza*, 16(5), 371–379. <https://doi.org/10.1007/s00572-006-0046-9>

43. Kabir, Z. (2005). Tillage or no-tillage: Impact on mycorrhizae. *Canadian Journal of Plant Science*, 85(1), 23-29. <https://doi.org/10.4141/P03-160>
44. Khallaayoune, K., Boulal, H., Nejmeddine, A., Lakhdar, A., Laftouhi, N., & Huguet, L. (1997). Caractérisation physico-chimique des sols calcimagnésiques de la plaine du Gharb (Maroc). *Étude et Gestion des Sols*, 4(4), 215–226.
45. Khataar, M. A., Safdar, M. E., Tanveer, A., Oad, F. C., Kaka, K., & Saeed, A. (2010). Effect of saline water on seed germination and growth of two wheat cultivars. *Soil & Environment*, 29(1), 105-112.
46. Koide, R.T., & Kabir, Z. (2000). Extraradical hyphae of the mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* can hydrolyse organic phosphate. *New Phytologist*, 148(3), 511-517.
47. Kress, W. John (2010). Poales. *Encyclopedia Britannica*. <https://www.britannica.com/plant/Poales>
48. Kristiansen, E. (2020). Characteristics of Antifreeze Proteins. In: Ramløv, H., Friis, D. (eds) *Antifreeze Proteins Volume 2*. Springer, Cham. https://doi.org/10.1007/978-3-030-41948-6_2
49. La famille Poaceae. *Conservation nature*. <https://www.conservation-nature.fr/plantes/poaceae/>
50. Li, Y. L. ; McAllister, L. T. A. ; Beauchemin, K. A. ; He, M. L. ; McKinnon, J. J. ; Yang, W. Z., 2011. Substitution of wheat dried distillers grains with solubles for barley grain or barley silage in feedlot cattle diets: Intake, digestibility, and ruminal fermentation. *J. Anim. Sci.*, 89 (8): 2491-2501
51. Linderman, R. G. (1992). Vesicular-arbuscular mycorrhizae and soil microbial interactions in sustainable agriculture. In *Mycorrhizae in sustainable agriculture* (pp. 167-198). American Society of Agronomy, Crop Science Society of America, Soil Science Society of America.
52. Linderman, R. G. (1997). Vesicular-Arbuscular mycorrhizal (VAM) fungi. In Springer eBooks (pp. 117–128). https://doi.org/10.1007/978-3-642-60647-2_7
53. Maharjan, B., Das, S., and Acharya, B.S. 2020. Soil Health Gap: A concept to establish a benchmark for soil health management. *Global Ecology and Conservation*
54. Mahboobeh, R., & Akbar, A. E. (2013). Effect of salinity on growth, chlorophyll, carbohydrate and protein contents of transgenic *Nicotiana Plumbaginifolia* over expressing P5CS gene. *E3 Journal of Environmental Research and Management*, 4(1), 0163-0170.
55. Mahi, Y., Kader, M. A., Benkhaled, A., Lajmi, A., & Kacem, M. (2014). Caractérisation et classification pédologique des sols de la région de la Mitidja (Algérie). *Étude et Gestion des Sols*, 21(1), 23–37.
56. Makarovsky, M. (2019). Phénotypage de la tolérance aux stress du blé (Mémoire de fin d'études). Institut Supérieur des Sciences Agronomiques, Agroalimentaires Horticoles et du Paysage. Récupéré sur https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-02395749v1/file/2019_Makarovsky_M%C3%A9moire_PPPE-H.pdf

57. Marschner, H. (1995) *Marschner's Mineral Nutrition of Higher Plants*, 2nd edition. Cambridge, Academic Press, 889 p.
58. Mardukhi, B., Rejali, F., Daei, G., Ardakani, M. R., Malakouti, M. J., & Miransari, M. (2011). Arbuscular mycorrhizas enhance nutrient uptake in different wheat genotypes at high salinity levels under field and greenhouse conditions. *Comptes Rendus Biologies*, 334(7), 564–571. <https://doi.org/10.1016/j.crv.2011.05.001>
59. Meier, S., Cornejo, P., Cartes, P., Borie, F. and Medina, J., 2015. Interactive effect between Cu-adapted arbuscular mycorrhizal fungi and biotreated agrowaste residue to improve the nutritional status of *Oenothera picensis* growing in Cu-polluted soils. *Journal of plant nutrition and soil science*, 178(2), pp.302-312
60. Miller, R. M., & Jastrow, J. D. (1992). The role of mycorrhizal fungi in soil conservation. *Mycorrhiza: Occurrence in natural and restored environments*, 29-44.
61. Monzon A, Azcón R, 1996. Relevance of mycorrhizal fungal origin and host plant genotype to inducing growth and nutrient uptake in *Medicago* species. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 60: 9-15.
62. Mycorhize. (2021). Dans Wikipédia. <https://fr.wikipedia.org/wiki/Mycorhize>
63. Oehl, F., Sieverding, E., Mäder, P., Dubois, D., Ineichen, K., Boller, T., & Wiemken, A. (2004). Impact of long-term conventional and organic farming on the diversity of arbuscular mycorrhizal fungi. *Oecologia*, 138(4), 574–583. <https://doi.org/10.1007/s00442-003-1458-2>
64. Office National des Statistiques. 2021. Récupéré le 21 mai 2023, à partir de <https://www.ons.dz/>
65. Pehlivan, E., Arslan, G., Gode, F., Altun, T., & Musa Özcan, M. (2008). Determination of some inorganic metals in edible vegetable oils by inductively coupled plasma atomic emission spectroscopy (ICP-AES). *Grasas Y Aceites*, 59(3), 239–244. <https://doi.org/10.3989/gya.2008.v59.i3.514>
66. Policelli, N., Horton, T. R., Hudon, A. T., Patterson, T. R., & Bhatnagar, J. M. (2020). Back to Roots: The Role of Ectomycorrhizal Fungi in Boreal and Temperate Forest Restoration. *Frontiers in Forests and Global Change*, 3, 97. <https://doi.org/10.3389/ffgc.2020.00097>
67. Pomeranz, Y., & Meloan, C. E. (1994). *Food analysis: theory and practice*. Springer Science & Business Media.
68. Porcel, R., Aroca, R., & Ruiz-Lozano, J. M. (2011). Salinity stress alleviation using arbuscular mycorrhizal fungi. A review. *Agronomy for Sustainable Development*, 32(1), 181–200. <https://doi.org/10.1007/s13593-011-0029-x>
69. Posta, K., Marschner, H., & Römheld, V. (1994). Manganese reduction in the rhizosphere of mycorrhizal and nonmycorrhizal maize. *Mycorrhiza*, 5(2), 119–124. <https://doi.org/10.1007/bf00202343>
70. Read, D. J., & Perez-Moreno, J. (2003). Mycorrhizas and nutrient cycling in ecosystems—a journey towards relevance? *New Phytologist*, 157(3), 475-4921.

71. Rillig, M. C., & Steinberg, P. D. (2002). Glomalin production by an arbuscular mycorrhizal fungus: a mechanism of habitat modification? *Soil Biology and Biochemistry*, 34(9), 1371-1374.
72. Rillig, M. C., Wright, S. F., & Eviner, V. T. (2002). The role of arbuscular mycorrhizal fungi and glomalin in soil aggregation: comparing effects of five plant species. *Plant and Soil*, 238(2), 325-333.
73. Rivero, J., Lidoy, J., Llopis-Giménez, Á., Herrero, S., Flors, V., & Pozo, M. J. (2021). Mycorrhizal symbiosis primes the accumulation of antiherbivore compounds and enhances herbivore mortality in tomato. *Journal of Experimental Botany*, 72 (13), 5038–5050. <https://doi.org/10.1093/jxb/erab171>
74. Sabagh, A. E., Islam, M. S., Skalicky, M., Raza, M. A., Singh, K., Hossain, M. A., Hossain, A., Mahboob, W., Iqbal, M. A., Ratnasekera, D., Singhal, R. K., Ahmed, S., Kumari, A., Wasaya, A., Sytar, O., Brestic, M., Çiğ, F., Erman, M., Rahman, M. H. U., . . . Arshad, A. (2021). Salinity Stress in Wheat (*Triticum aestivum* L.) in the Changing Climate: Adaptation and Management Strategies. *Frontiers in Agronomy*, 3. <https://doi.org/10.3389/fagro.2021.661932>
75. Schreiner, R.P. and Bethlenfalvay, G.J. (1995) Mycorrhizal Interactions in Sustainable Agriculture. *Critical Reviews in Biotechnology*, 15, 271-285. <https://doi.org/10.3109/07388559509147413>
76. Saini, P., Kaur, H., Tyagi, V., Saini, P., Ahmed, N., Dhaliwal, H. S., & Sheikh, I. (2022). Nutritional value and end-use quality of durum wheat. *Cereal Research Communications*, 51, 283-294. <https://doi.org/10.1007/s42976-022-00305-x>
77. Simar, L., D'Egidio, M. G., Moscaritolo, S., & Dubat, A. (2012). Mixolab ® : développement d'un Profiler blé dur. Récupéré de https://www.researchgate.net/profile/Arnaud-Dubat/publication/363280822_Mixolab_R_developpement_d'un_Profiler_ble_dur/links/63160fa71ddd4470213aaaf0/Mixolab-R-developpement-dun-Profiler-ble-dur.pdf
78. Singh, A. K., Hamel, C., DePauw, R. M., & Majidi, M. M. (2012). Genetic variability in arbuscular mycorrhizal fungi compatibility supports the selection of durum wheat genotypes for enhancing soil ecological services and cropping systems in Canada. *Canadian Journal of Microbiology*, 58 (3), 293–302. <https://doi.org/10.1139/w11-140>
79. Singh, R. P., & Kent-Jones, D. W. (2021). Cereal processing. *Encyclopedia Britannica*. <https://www.britannica.com/technology/cereal-processing>
80. Smith, S. E., & Read, D. J. (2008). *Mycorrhizal symbiosis*. Academic press.
81. Stevens, P. F. (2001 onwards). *Angiosperm Phylogeny Website*. Version 14, July 2017. Récupéré sur <http://www.mobot.org/MOBOT/research/APweb/>
82. Taranto F, D'Agostino N, Catellani M, Laviano L, Ronga D, Milc J, Prandi B, Boukid F, Sforza S, Graziano S, et al. Characterization of Celiac Disease-Related Epitopes and Gluten Fractions, and Identification of Associated Loci in Durum Wheat. *Agronomy*. 2020; 10(9):1231. <https://doi.org/10.3390/agronomy10091231>

83. Tavakkoli, E., Fatehi, F., Coventry, S., Rengasamy, P., & McDonald, G. K. (2011). Additive effects of Na⁺ and Cl⁻ ions on barley growth under salinity stress. *Journal of experimental botany*, 62(6), 2189–2203. <https://doi.org/10.1093/jxb/erq422>
84. Tedersoo, L., Bahram, M., & Zobel, M. (2020). How mycorrhizal associations drive plant population and community biology. *Science*, 367(6480). <https://doi.org/10.1126/science.aba1223>
85. Tisdall, J. M. (1994). Possible role of soil microorganisms in aggregation in soils. *Plant and Soil*, 159 (1), 115–121. <http://www.jstor.org/stable/42939412>
86. Trouvelot A., Kough JL., Gianinazzi-Pearson V. (1986) Mesure du taux de mycorrhization VA d'un système racinaire. Recherche de methods d'estimation ayant une signification fonctionnelle. In: Gianinazzi-Pearson V, Gianinazzi S (eds) *Physiology and genetics aspects of mycorrhizae*. INRA, Paris, pp 217-221.
87. University of Nebraska-Lincoln. (2021). Winter Cereals vs. Spring Cereals. CropWatch. <https://cropwatch.unl.edu/winter-cereals-vs-spring-cereals>
88. Wang, G. M., Stribley, D. P., Tinker, P. B., & Walker, C. (1993). Effects of pH on arbuscular mycorrhiza I. Field observations on the long-term liming experiments at Rothamsted and Woburn. *New Phytologist*, 124(3), 465–472. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.1993.tb03837.x>
89. Wright, S. F., & Upadhyaya, A. (1998). A survey of soils for aggregate stability and glomalin, a glycoprotein produced by hyphae of arbuscular mycorrhizal fungi. *Plant and Soil*, 198(1), 97-107.
90. Wu, Qiang-Sheng & Ying-Ning, Zou. (2017). Arbuscular Mycorrhizal Fungi and Tolerance of Drought Stress in Plants. https://doi.org/10.1007/978-981-10-4115-0_2
91. Xu, X., Christie, P. and Liu, Y., 2019. Interactions between arbuscular mycorrhizal fungi and soil bacteria enhance phytoremediation by *Lolium multiflorum* Lam. in cadmium and lead contaminated soils. *Ecotoxicology and environmental safety*, 173, pp.79-86
92. Yildirim, E., Karlidag, H., & Turan, M. (2009). Mitigation of salt stress in strawberry by foliar K, Ca and Mg nutrient supply. *Plant Soil and Environment*, 55(5), 213–221. <https://doi.org/10.17221/383-pse>
93. Zhao, Y., Zhang, L., & Zhang, X. (2007). Effect of salt stress on plant growth and metabolism of bean plant *Vicia faba* (L.). *Journal of Plant Physiology*, 164(11), 1805-1813.
94. Zhu, X., Song, F., & Liu, F. (2017). Arbuscular mycorrhizal fungi and tolerance of temperature stress in plants. In *Springer eBooks* (pp. 163–194). https://doi.org/10.1007/978-981-10-4115-0_8

Sites web

Site web 01 : <https://fr.wikipedia.org/wiki/Mycorhize> , consulté le 12 juin 2023.

Site web 02 : <https://fr.m.wikipedia.org/wiki/Poaceae> , consulté le 11 juillet 2023.

Site web 03 : <http://espace-pain.info/botanique-du-ble/> , consulté le 14 juin 2023.

Annexes

Annexe 01 : Produits chimiques

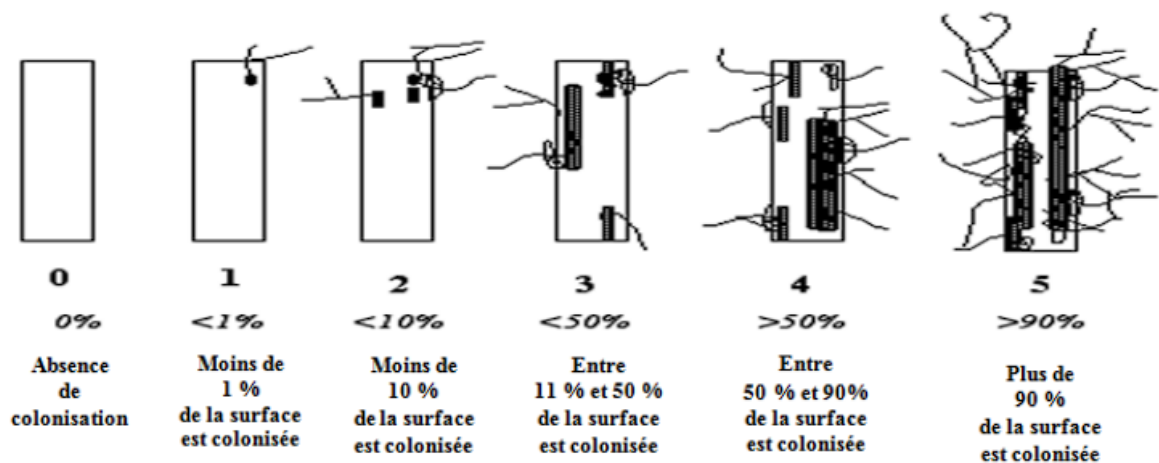
1. Acide acétique
2. Eau de Javel à 3%
3. Eau distillée
4. Éthanol 70%
5. Solution de bleu de coton
6. Solution de KCl 0,2N
7. Solution de Melzer (colorant)
8. Solution de NaCl aux concentrations 50 mM, 100 mM et 150 mM
9. Solution de potasse à 10%
10. Solution glucosée 20%

Annexe 02 : Appareillage et outillage

- Outils
 1. Agitateurs/vortex et barreaux aimantés
 2. Balance de précision
 3. Bécher
 4. Capsules de pesée
 5. Conductimètre
 6. Creusets
 7. Entonnoir
 8. Lames et lamelles
 9. Mortier
 10. Papier absorbant
 11. Papier filtre
 12. Parafilm
 13. Piluliers et tubes à essai
 14. Pinces, ciseaux et scalpels
 15. Pipette
 16. Pissette
 17. Pot de culture et terreau
 18. Récipients et flacons divers
 19. Tamis de différentes mailles

- Appareils
1. Autoclave
 2. Bain-marie
 3. Boîte de Pétri
 4. Centrifugeuse
 5. Étuve
 6. Four à moufle
 7. Loupe binoculaire
 8. Microscope optique
 9. pH-mètre
 10. Spectrophotomètre

Annexe 03 : Notation du degré de mycorhization des fragments racinaires. L'échelle s'étend de 0 (pas de mycorhization) jusqu'à 5 (au moins 90% du fragment est mycorhizé) d'après Trouvelot et *al.* (1986)



Annexe 04 : Formule statistiques

- ANOVA

La statistique F pour l'ANOVA à 1 facteur se calcule comme suit :

$$F = \frac{MS_{entre\ groupes}}{MS_{résiduelle}}$$

Où :

- $MS_{entre\ groupes} = \frac{SCE_{entre\ groupes}}{ddl_{entre\ groupes}}$
- $MS_{résiduelle} = \frac{SC_{résiduelle}}{ddl_{résiduelle}} = SC_{Totale} - SC_{résiduelle}$
- $SCE_{entre\ groupes} = SC_{Totale} - SC_{résiduelle}$

- Test de Tukey

Une différence entre les moyennes A et B est considérée significative si la condition suivante est satisfaite :

$$|\text{moyenne A} - \text{moyenne B}| > q_{\alpha,k,N-k} \times ET$$

Où :

- $q_{\alpha,k,N-k}$ est la valeur du quantile de la distribution de Studentisée.
- ET représente l'erreur type.
- N est l'effectif total.
- k est le nombre de groupes.

- Régression linéaire

La formule de la régression linéaire est la suivante : $Y = ax + b$

Où :

- $a = \frac{\text{covariance}(X,Y)}{\text{variance}(X)}$
- $b = \text{moyenne}(Y) - a \times \text{moyenne}(X)$
- $R^2 = \frac{SC_{régression}}{SC_{Totale}}$

- Ecart-type (σ)

L'équation suivante sert à calculer l'écart-type (σ), une mesure statistique importante qui quantifie la dispersion des valeurs dans un ensemble de données :

$$\sigma = \sqrt{\Sigma(x-\bar{x}) / N}$$

- Variance de la population

La variance de population offre une indication de la façon dont les valeurs se répartissent autour de la moyenne, elle se calcule ainsi :

$$\sigma^2 = \Sigma(x - \bar{x})^2 / N$$

- Variance de l'échantillon

La variance de l'échantillon offre un aperçu de la variabilité des valeurs par rapport à la moyenne de cet échantillon. L'équation est la suivante :

$$s^2 = \Sigma(x - \bar{x})^2 / (n - 1)$$

- Moyenne (\bar{x})

L'équation suivante permet de calculer la moyenne (\bar{x}), une mesure statistique fondamentale qui représente la valeur moyenne d'un ensemble de données. La moyenne est obtenue en additionnant toutes les valeurs d'un ensemble, puis en les divisant par le nombre total d'observations. L'équation est la suivante :

$$\bar{x} = \Sigma x / N$$

Résumé

Le présent travail étudie l'effet des mycorhizes arbusculaires sur la croissance du blé dur (*Triticum durum*) dans des conditions de stress salin. La partie expérimentale évalue l'impact de différentes concentrations de NaCl sur des paramètres comme le taux de mycorhization, le pH, la salinité, et la teneur en chlorophylles. Le sol étudié montre une richesse en spores de différentes formes et différentes couleurs. La concentration en chlorophylles a et b montre une augmentation à une concentration saline intermédiaire (100 mM). Tandis que, l'augmentation de la concentration de NaCl affecte négativement les racines. Concernant le pH, aucun effet n'a été décelé, tout comme aucune variation notable dans la teneur en cendres. Le taux de mycorhization le plus important a été constaté à la concentration en sel de 50 mM. Les résultats montrent que les mycorhizes arbusculaires ont un effet positif sur la tolérance du blé jusqu'à 100 mM de NaCl. Au-delà, l'efficacité symbiotique est réduite.

Mots-clés : Blé dur, mycorhizes arbusculaires, stress salin, chlorophylles, symbiose

Abstract

The present study investigates the effect of arbuscular mycorrhizal fungi on the growth of durum wheat (*Triticum durum*) under saline stress conditions. The experimental part assesses the impact of different concentrations of NaCl on parameters such as mycorrhization rate, pH, salinity, and chlorophyll content. The studied soil displays a richness of spores with various shapes and colors. The concentrations of chlorophylls a and b show an increase at an intermediate saline concentration (100 mM). Conversely, the increase in NaCl concentration positively affects the roots. As for pH, no effect was detected, nor was any significant variation observed in ash content. The highest mycorrhization rate was observed at a salt concentration of 50 mM. The results demonstrate that arbuscular mycorrhizal fungi have a positive effect on wheat tolerance up to 100 mM NaCl. Beyond that point, symbiotic efficiency is reduced.

Keywords: durum wheat, arbuscular mycorrhizae, saline stress, chlorophyll, symbiosis

Agzul

Axeddin-agi yesebganay-d lyella n yimyî n yidebdiyar n ttjur yef gemmu n yirden aquran (*Triticum durum*) n ukeddar. Deg kra n tewtilin n undaq n tisent. Aħric tarmitant d win i d-yettawin tiyariwin n waṭas n tgerrawt n NaCl yef yiyewwaren am uktamur n temceḍt uḍar, tafalucant, taweħcit akked lhakem n ikriptuminaren. Akal i nesseqdec iskan-d tabayurt s talya n talyiwin d yiniten yemgaraden. Tiqebqabin n tkilsa A et B teskanay-d mzi-s w-a s usenfali n teywalt tagemdant (100 m). Ma d timerniwt n NaCl tessinqis s waṭas izuran. Ayen yeenan pH, ulac acu i d-yesknen am netta, am ugbur n yiḡed. amsizzeldj ameqqran yettwaf deg uḍfir n tisent n 50 mM. Igemmaḍ skanayen-d belli idebdiyar n ttjur seān yiwen n wazal deg usuref n yirden armi d 100 mM n NaCl. Nniġ waya, Tamellit tazayazt tettenqas.

Awalen n tsura: yirden aquran, yidebdiyar n ttjur, andaq n tisent, Tiqebqabin n tkilsa, tadukli

ملخص

يهدف هذا البحث الحالي إلى دراسة تأثير الفطريات العفنية الشبكية على نمو القمح الصلب في ظروف الإجهاد الملحي، ومستوى الملوحة، pH. الجزء التجريبي يقوم بتقييم تأثير تراكيز مختلفة من الملح على معدل الفطريات العفنية، وقيم a و b ومحتوى الكلوروفيل. يظهر التربة المدروسة غنًا بالبيوغيات ذات أشكال وألوان متنوعة. تظهر تراكيز الكلوروفيل لم يتم، pH زيادةً عند تركيز ملحي وسط (100 ملم). بينما يؤثر زيادة تركيز الملح سلبيًا على الجذور. بالنسبة لقيمة ال اكتشاف أي تأثير، ولم يتم ملاحظة أي تغيير يذكر في محتوى الرماد. تم ملاحظة أعلى معدل للفطريات العفنية الشبكية عند تركيز ملحي قدره 50 ملم. تظهر النتائج أن للفطريات العفنية الشبكية تأثيرًا إيجابيًا على تحمل القمح حتى تركيز 100 ملم من الملح. وما بعد ذلك، يتم تقليل الكفاءة التعايشية

الكلمات الرئيسية: القمح الصلب، الفطريات العفنية الشبكية، الإجهاد الملحي، الكلوروفيل، التعايش