



République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de L'enseignement Supérieur et de La Recherche Scientifique
Université de Blida -1-
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département De Biotechnologie et Agro écologie
Mémoire de fin d'étude
En vue de l'obtention du diplôme de master Académique
en Science de la nature et de la vie
Spécialité : Biotechnologie et valorisation des plantes



Thème :

**L'impact de la mycorhization sur la culture d'ail
(*Allium sativum* L.)**

Présenté par :

Hadegue Nassima et Aribi chahrazed

Devant le jury composé de :

Mr ZOUAOUI A.	M.C.A	Président	USDB1
Mme TADJINE N.	M.A.B	Examinatrice	USDB1
Mme MOUMENE S.	M.C.A	Promotrice	USDB1
Melle SALMI L.	Doctorante	Co-promotrice	USDB1

Année universitaire 2021/2022

Résumé

L'ail (*Allium sativum* L.) est cultivé depuis des milliers d'années autant pour son utilisation culinaire que médicinale. Dans cette optique que s'insère cette présente étude qui vise l'amélioration du rendement et la qualité de ses biomolécules à intérêt industriel par l'application de six isolats de champignons mycorhiziens à arbuscules endémiques (MO1, MO2, DO, DJ, MA et BA) dans le substrat de culture en pots et sous serre en présence de témoins.

Cette étude a été basée sur l'évaluation de quelques potentialités agronomiques et l'impact bénéfique d'utilisation de ces microorganismes bénéfiques sur quelques paramètres de croissance, certains critères de qualité de cette plante, la composition biochimique ainsi que, les paramètres de colonisation mycorhizienne des isolats endémiques sur les plants d'ail cultivés. Les résultats obtenus ont révélé des potentialités phytostimulantes sur la hauteur des plants, le poids des bulbes et du système racinaire des plants d'ail cultivés.

Une augmentation a affecté les teneurs en chlorophylle a, en eau, en matière sèche et en matière minérale, en sucres totaux et, en métabolites secondaires notamment les polyphénols.

L'ensemble des paramètres enregistrés sont en étroite relation avec les paramètres de l'association mycorhizienne des plants d'ail. Il est important de confirmer la performance de l'isolat mycorhizien endémique «MO1 » sur la croissance et les teneurs en métabolites primaires et secondaires de cette plante d'intérêt ainsi que, son important pouvoir de colonisation mycorhizienne en vue de sa formulation et son utilisation à grande échelle pour une culture durable et respectueuse de l'ail.

Mots clés : *Allium sativum* L, culture, champignons mycorhiziens, critères de qualité, colonisation mycorhizienne.

Abstract

Garlic (*Allium sativum L.*) has been cultivated for thousands of years for both culinary and medicinal use. This study aims to improve the yield and quality of its biomolecules of industrial interest by applying six isolates of endemic shrub mycorrhizal fungi (MO1, MO2, DO, DJ, MA and BA). in the pot and greenhouse growing substrate in the presence of controls.

This study was based on the evaluation of some agronomic potentials and the beneficial impact of the use of these beneficial microorganisms on some growth parameters, some quality criteria of this plant, the biochemical composition as well as, mycorrhizal colonization parameters of endemic isolates on cultivated garlic plants.

The results obtained revealed phytostimulant potential on the height of the plants, the weight of the bulbs and the root system of the garlic plants cultivated.

An increase affected chlorophyll a, water, dry matter and mineral matter levels, total sugars and secondary metabolites including polyphenols.

All recorded parameters are closely related to the parameters of the mycorrhizal association of garlic plants. It is important to confirm the performance of the endemic mycorrhizal isolate "MO1" on the growth and levels of primary and secondary metabolites of this plant of interest and, its important mycorrhizal colonization power for its formulation and its large-scale use for a sustainable and respectful garlic culture.

Keywords: *Allium sativum L.*, culture, mycorrhizal fungi, quality criteria, mycorrhizal colonization.

ملخص

يُزرع الثوم منذ آلاف السنين لأغراض الطهي والاستخدام الطبي. من هذا المنظور، تهدف هذه الدراسة الحالية إلى تحسين إنتاجية وجودة الجزيئات الحيوية ذات الأهمية الصناعية من خلال تطبيق ست عزلات من الفطريات الجذرية

المستوطنة (MO1، MO2، DO، DJ، MA et BA) في التربة في أواني وفي بيت بلاستيكي مع وجود الشواهد .

استندت هذه الدراسة إلى تقييم بعض الإمكانيات الزراعية والأثر النافع لاستخدام هذه الكائنات الحية الدقيقة المفيدة على بعض معايير النمو، وبعض معايير الجودة لهذا النبات، والتركيب البيوكيميائي وكذلك معاملات العزلات المستوطنة على الثوم المزروع.

كشفت النتائج التي تم الحصول عليها عن إمكانيات التحفيز النباتي على ارتفاع النباتات ووزن البصيلات ونظام جذر نباتات الثوم المزروعة.

أثرت الزيادة في محتويات الكلوروفيل أ، والماء، والمادة الجافة، والمواد المعدنية، والسكريات الكلية، والمستقلبات الثانوية، ولا سيما البوليفينول

ترتبط جميع المعلومات المسجلة ارتباطاً وثيقاً بمعاملات رابطة الميكوريزية لنباتات الثوم.

من المهم تأكيد أداء العزلة "MO1"

على نمو ومحتويات المستقلبات الأولية والثانوية لهذا النبات المهم بالإضافة إلى قابليتها الكبيرة في الاستعمار بهدف صياغتها واستخدامها على نطاق واسع من أجل زراعة الثوم المستدامة وبطريقة محترمة.

الكلمات الدالة:

زراعة، معايير الجودة، استعمار ميكوريزي، فطريات ميكوريزية، *Allium sativum* L.

Remerciements

Au terme de ce travail, nous tenons à remercier en premier lieu, le bon dieu (Allah) qui nous a donné la force, la volonté et le courage pour terminer ce projet de fin d'étude.

*Nous remercions profondément notre promotrice **Mme MOUMENE Saida**, Maitre de conférences Classe A, à la Faculté des sciences de la nature et de la vie, Université Blida, et notre Co-promotrice, la doctorante **Melle SALMI imen** pour avoir dirigé ce mémoire et pour leurs aides, leurs soutien leurs disponibilités tout au long de ce travail.*

Nous remercions tous les membres de laboratoire de recherche des plantes médicinales et aromatiques du département biotechnologie, en particulier les doctorants Amira, Mohamed pour leurs gentilleses et aides tout au long de notre travail

*Nous remercions la directrice **Mme Hania** et tous les ouvriers qui travaillent au niveau de la station expérimentale pour leurs aides précieuses et leurs disponibilités permanente*

*Nous voudrions également exprimer nos vifs remerciements aux membres de jury, **Mme TADJINE N**, enseignante à la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Université de Blida et **Mr ZOUAOUI A**, Maitre de conférences Classe A, à la Faculté des sciences de la nature et de la vie, Université Blida pour Avoir accepté d'évaluer notre travail.*

Des remerciements particuliers à nos parents pour leur grand soutien

Enfin, nous tenons aussi à témoigner nos sincères gratitudes à tous ceux qui nous ont assistés de près ou de loin par leurs encouragements, leurs conseils, et leurs critiques



Dédicaces



Je dédie ce modeste travail à tous ceux qui me sont chères :

A mes chers parents Abdelkarim et Fatiha qui m'ont inculqués une bonne éducation, et qui m'ont donnés l'amour et le courage de continue jusqu'au bout.

A ma chère sœur Ilham et son marie Mohamed qui m'ont soutenue moralement et financièrement.

A ma nièce Dina et mon neveu Raid

A mes meilleurs amies Asma, Samia et Aya pour leur amour.

A ma chère binôme Chahrazed

A tous mes collègues et tous ceux qui me connaissent.

Nassima





Dédicaces



Tout d'abord je remercie Dieu le tout puissant de m'avoir donné la santé et la volonté pour réaliser ce mémoire.

Je dédie ce modeste travail à :

Mon père qui a sacrifié sa vie afin de me voir grandir et réussir dans le parcours de l'enseignement. Celui qui est mon exemple éternel, mon soutien moral et source de joie et de bonheur, que Dieu te garde pour nous mon papa.

A ma très chère mère, la lumière de mes jours, la source de mes efforts, ma vie et mon bonheur, qui m'a accompagné durant les moments les plus durs de ce long parcours de mon éducation, A mama que j'adore.

A mes chères Sœurs NASSIMA et MERIEM, et mes chers frères YACINE et RAMZI pour leur soutien moral et financière.

Mes nièces SOFIA et MIRAL

Mon neveu YACINE

A mes amies HANANE et AMINA

Mon amie et Binôme NASSIMA et sa famille.

A tous mes collègues et tous ceux qui me connaissent.



chahrazed



SOMMAIRE

Résumé	
Remerciements	
Dédicace	
Sommaire	
Liste des figures	
Liste des tableaux annexes	
Liste des abréviations	
Introduction.....	2
Chapitre 1 synthèse bibliographique.....	3
1.1. Généralités sur la culture d’ail	4
1.1.1. Historique	4
1.1.2. Description botanique.....	5
1.1.3. Taxonomie	6
1.1.4 Cycle biologique.....	7
1.1.5 Exigences culturelles.....	8
1.1.6 Composition biochimique de l’ail	8
1.1.7 Utilité de l’ail.....	10
1.1.8. Situation de la culture.....	13
1.1.9. Contraintes biotiques et abiotiques	16
1.1.10. Méthodes de lutte.....	17
1.2 Généralités sur les champignons mycorhiziens.....	17
1.2.1 Historique.....	17
1.2.2 Symbiose mycorhizienne	18
1.2.3 Les types de mycorhizes	18

1.2.4 Les champignons mycorhiziens à arbuscules (CMA).....	21
1.2.5 Importance ou rôle des CMA sur les plantes.....	25
Chapitre 2 : matériels et méthodes.....	28
2.1 Introduction.....	29
2.2 Matériel biologique	29
2.2.1 Matériel végétal	29
2.2.2 Matériel fongique.....	29
2.3 Mise en place de la culture.....	29
2.3.1 Préparation du substrat	29
2.3.2 Préstérilisation des gousses d'ail	30
2.3.3 Mise en germination des graines.....	30
2.3.4 Mise en place de la culture d'ail en pots et sous serre.....	31
2.4 Paramètres d'études.....	32
2.4.1 Paramètres de croissance des plants d'ail cultivés.....	32
2.5 Teneurs en pigments foliaires	32
2.6 Paramètres organoleptiques.....	33
2.6.1 Détermination de la matière sèche (MS).....	33
2.6.2 Détermination de la matière minérale (MM).....	33
2.6.3 Détermination de la matière organique (MO).....	33
2.7 Préparations d'extraits végétaux d'ail.....	33
2.8 Évaluation des Teneurs en sucres totaux.....	34
2.9 Évaluation des métabolites secondaires	35
2.9.1 Teneur en polyphénols totaux	35
2.9.2 Teneur en Flavonoïdes.....	35

2.10	Contrôle de la mycorhization.....	36
2.11	Evaluation des paramètres de la mycorhization.....	37
2.12	Analyse statistique.....	39
3.	RESULTATS.....	42
3.1	Paramètres de croissance des plants cultivés d’ail selon les isolats mycorhiziens endémiques.....	42
3.1.1	Hauteur des plants d’ail.....	42
3.1.2	Variabilité pondérale des bulbes et du chevelu racinaire des plants d’ail cultivés.....	43
3.1.3	Teneurs en pigments foliaires.....	45
3.2.	Critères de qualité des plants d’ail cultivés.....	47
3.2.1	Teneurs en eau, en matière sèche, en matière organique et en matière minérale.....	47
3.2.2	Teneurs en sucres totaux.....	51
3.2.3	Teneurs en polyphénols totaux et en flavonoïdes.....	52
3.3	Paramètres de colonisation mycorhizienne des racines de plantes d’ail cultivées selon Les isolats mycorhiziens endémiques.....	53
	Discussion.....	58
	Conclusion.....	63
	Références.....	66

Liste des figures

Figure 1 : Morphologie générale de la plante d'ail.

Figure 2 : Stades phénologiques de la culture d'ail.

Figure 3 : Production mondiale de l'ail durant les périodes 2000 à 2018.

Figure 4 : la production d'ail dans le monde par continents en 2018.

Figure 5 : Superficie, production et rendement de l'ail en Algérie durant les campagnes 1998 /2018.

Figure 6 : Principaux types mycorhiziens représentés sur une coupe transversale de racine.

Figure 7 : Structure des arbuscules fongiques du genre *Glomus*.

Figure 8 : Vésicule fongique de *Glomus intraradices* (racine colorée au bleu de Trypan).

Figure 9 : Etapes d'établissement de la symbiose endomycorhizienne à arbuscules

Figure 10 : Préparation des alvéoles (a) et mise en germination des gousses d'ail (b).

Figure 11 : Etapes de la mycorhization des jeunes plantules d'ail.

Figure 12 : Etapes de la technique de coloration des racines d'ail mettant en évidence la mycorhization par les champignons mycorhiziens à arbuscules.

Figure 13 : Echelle de notation du degré de mycorhization des fragments racinaires.

Figure 14: Variabilité de la hauteur des plants d'ail cultivés âgés de 3 mois selon les isolats mycorhiziens endémiques.

Figure 15 : Classement des isolats mycorhiziens endémiques par le test de Tukey selon la hauteur des plants d'ail cultivés.

Figure 16 : Variabilité morphologique des bulbes et du chevelu racinaire produits par les plants d'ail cultivés selon les isolats mycorhiziens endémiques.

Figure 17 : Classement des isolats mycorhiziens endémiques par le test de Tukey selon le poids frais des bulbes (a) et le poids frais du chevelu racinaire (b) produits par les plants

Figure 18 : Classement des isolats mycorhiziens endémiques par le test de Tukey selon les teneurs en pigments foliaires (Chlorophylle a et b ainsi que les caroténoïdes) synthétisés par les plants d'ail cultivés.

Figure 19 : Classement des isolats mycorhiziens endémiques par le test de Tukey selon les teneurs en matière sèche (a), teneur en matière organique (b) et teneur en matière minérale (c) et teneur en eau (d).

Figure 20 : Classement des isolats mycorhiziens endémiques par le test de Tukey selon les teneurs en sucres totaux des plants d'ail cultivés.

Figure 21 : Classement des isolats mycorhiziens endémiques par le test de Tukey selon les teneurs en polyphénols totaux (a) et en flavonoïdes (b) des extraits de plants d'ail cultivés.

Figure 22 : Variabilité de la colonisation mycorhizienne racinaire des plants d'ail cultivés selon les isolats mycorhiziens endémiques.

Figure 23 : Classement des isolats mycorhiziens endémiques par le test de Tukey selon les paramètres de colonisation mycorhizienne des racines des plants d'ail cultivés.

Liste des tableaux et annexes

Liste des tableaux :

Tableau 01 : les zones potentielles de production d'ail en Algérie 2019-2020 (Statistiques agricoles, 2020).

Tableau 02 : Comparaison morphologiques entre les ectomycorhizes et les mycorhizes vésiculaires à arbuscules.

Liste des annexes :

ANNEXE 1 : Analyse de la variance par le test ANOVA de la hauteur des plantes d'ail selon l'effet des isolats mycorhiziens.

ANNEXE 2 : Analyse de la variance par le test ANOVA de poids frais des bulbes des plantes d'ail selon l'effet des isolats mycorhiziens.

ANNEXE 3 : Analyse de la variance par le test ANOVA de poids frais des racines des plantes d'ail selon l'effet des isolats mycorhiziens.

ANNEXE 4 : Analyse de la variance par le test ANOVA de la matière minérale dans les bulbes d'ail selon l'effet des isolats mycorhiziens.

ANNEXE 5 : Analyse de la variance par le test ANOVA de la matière sèche dans les bulbes d'ail selon l'effet des isolats mycorhiziens.

ANNEXE 6 : Analyse de la variance par le test ANOVA de la matière organique dans les bulbes d'ail selon l'effet des isolats mycorhiziens.

ANNEXE 7 : Analyse de la variance par le test ANOVA de la fréquence de la colonisation mycorhizienne (F) des racines des plants d'ail selon l'effet des isolats mycorhiziens.

ANNEXE 8 : Analyse de la variance par le test ANOVA de l'intensité de la mycorhization (M) des racines des plantes d'ail selon l'effet des isolats mycorhiziens.

ANNEXE 9 : Analyse de la variance par le test ANOVA de la teneur arbusculaire de la colonisation de système racinaire entier des plantes d'ail (A) selon l'effet des isolats mycorhiziens.

ANNEXE 10 : Analyse de la variance par le test ANOVA de la teneur arbusculaire de la colonisation mycorhizienne des parties racinaires (a) des plantes d'ail selon l'effet des isolats mycorhiziens.

ANNEXE 11 : Analyse de la variance par le test ANOVA de l'intensité de la colonisation mycorhizienne des parties racinaires (m) des plantes d'ail selon l'effet des isolats mycorhiziens.

ANNEXE 12 : Analyse de la variance par le test ANOVA de dosage de la Chlorophylle A dans les feuilles des plantes d'ail selon l'effet des isolats mycorhiziens.

ANNEXE 13 : Analyse de la variance par le test ANOVA de dosage de la Chlorophylle B dans les feuilles des plantes d'ail selon l'effet des isolats mycorhiziens.

ANNEXE 14 : Analyse de la variance par le test ANOVA de dosage de la Chlorophylle C dans les feuilles des plantes d'ail selon l'effet des isolats mycorhiziens.

ANNEXE 15 : Analyse de la variance par le test ANOVA de dosage des polyphénols totaux dans les feuilles des plantes d'ail selon l'effet des isolats mycorhiziens.

ANNEXE 16 : Analyse de la variance par le test ANOVA de taux de sucre totaux dans les feuilles des plantes d'ail selon l'effet des isolats mycorhiziens.

ANNEXE 17 : Analyse de la variance par le test ANOVA de dosage des Flavonoïdes dans les feuilles des plantes d'ail selon l'effet des isolats mycorhiziens.

Liste des abréviations

AMF : Arbuscular Mycorrhizal Fungi.

A % : Teneur arbusculaire de la colonisation ramené au système racinaire entier.

a % : Teneur arbusculaire de la colonisation dans la partie mycorhizée du système racinaire.

CMA : champignon mycorhizien à arbuscule.

DAS : le Sulfure de diallyle.

DADS : Disulfure de diallyle.

DATS : le Trisulfure de diallyle.

DAS : le Sulfure de diallyle.

F % : Fréquence de la colonisation mycorhizienne.

FAO : Organisations des nations unies pour l'alimentation et l'agriculture

HDL : High Density Lipoprotein.

KOH : la potasse

LDL : Low Density Lipoprotein cholestérol.

M % : Intensité de la colonisation du cortex racinaire.

m % : Intensité de la colonisation développée dans la partie mycorhizée du système racinaire.

OMAFRA : Ministère de l'agriculture, de l'Alimentation et des affaires Rurales.

SAC : S-allyl-L-cystéine sulfoxyde.

SAMC : S-allylcystéine.

Introduction

La recherche scientifique d'aujourd'hui vise pertinemment les plantes médicinales et leur valorisation dans les différents secteurs économiques. Elles représentent donc une source inépuisable de biomolécules d'intérêt industriel.

Dans ce sens, nous jugeons opportun et nécessaire d'améliorer le rendement et la qualité de ces cultures, diminuer le niveau d'approvisionnement en engrais minéraux et en pesticides / herbicides et augmenter la résistance des plantes aux stress d'ordre biotique et abiotique.

Parmi les plantes médicinales les plus anciennes, on note l'ail (*Allium sativum* L.) comme plante herbacée, bulbeuse et vivace, cultivée depuis des milliers d'années autant pour une utilisation culinaire que médicinale. Il est important de citer les nombreux travaux rapportés par la bibliographie mettant en exergue sa richesse en principes bioactifs notamment les composés soufrés qui contribuent à son effet bénéfique pour la santé (**Medjoudj, 2007**).

Par ailleurs, les nouvelles biotechnologies sont basées sur l'utilisation des microorganismes bénéfiques, notamment les champignons et les bactéries qui jouent un rôle major dans l'amélioration de la croissance et la qualité des plantes. Parmi eux sont classés les champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA), l'un des micro-organismes du sol les plus importants.

Ces champignons micro- bénéfiques forment des relations symbiotiques avec la plus part des espèces de plantes terrestres. Leur application est devenue une pratique agricole majeure dans l'agriculture innovante pour améliorer le rendement des cultures et la qualité des produits, ainsi qu'une diminution simultanée de l'utilisation massive et non raisonnée des engrais chimiques et de pesticides néfastes pour la santé et l'environnement (**Caruso et al., 2018 ; Golubkina et al., 2018 ; Golubkina et al., 2019**)

C'est dans cette optique que s'insère notre présente étude. Elle est basée essentiellement sur l'application de six isolats mycorhizes endémiques par incorporation dans le substrat d'une culture d'ail en pots et sous serre en vue d'évaluer les potentialités agronomiques et l'impact bénéfique d'utilisation de ces microorganismes bénéfiques sur la biomasse et la qualité de ces biomolécules.

De ceci résulte une sélection judicieuse des isolats mycorhiziens endémiques les plus performants en vue de leur application à grande échelle sur cette culture d'intérêt pour une agriculture biologique durable, respectueuse de l'environnement.

CHAPITRE 1 :

SYNTHÈSE

BIBLIOGRAPHIQUE

1.1. Généralités sur la culture d'ail

1.1.1. Historique

L'ail est originaire de l'Asie centrale (**Jancic, 2002**) mais, vu sa large utilisation, il a connu une large répartition géographique. Les sumériens (2600-2100 JC) ont largement valorisé ses propriétés médicinales, puis l'ont introduit en Chine. Néanmoins, certains historiens croient encore que l'ail est originaire de ce pays (**Tucakov, 1971**) où, il a été anciennement utilisé depuis 2700 av J-C. C'est l'un des traitements les plus couramment utilisés. Il a été recommandé pour les personnes souffrant de dépression (**Vanjkevic, 2002**).

En Inde, il a été considéré comme un remède précieux pour soigner divers maux comme le manque d'appétit, la faiblesse commune, la toux, les maladies de la peau, les rhumatismes et, les hémorroïdes (**Tucakov, 1971**).

En Egypte, dès l'époque des pharaons, c'était un complément alimentaire irremplaçable, une source de nourriture et un remède pour les pauvres. Il a été quotidiennement consommé lors de la construction des pyramides pour assurer la force nécessaire à ce travail épuisant et pour diminuer le besoin de nourriture (**Vanjkevic, 2002**).

En Grèce, il était appelé « la rose puante » et semblait très utilisé par les premiers chefs de l'armée grecque avant les grandes batailles et même par les athlètes pour assurer un bon score (**Gorunovic, 2001 ; Vanjkevic, 2002**). Hippocrate, médecin grec (459-370 av J-C) l'a recommandé comme remède antiparasitaire pour la santé intestinale (**Tucakov, 1948**) et, Dioscoride (40-90 après J-C) comme traitement des coliques (**Vanjkevic, 2002**) et comme anthelminthique, régulateur du cycle menstruel et traitement du mal de mer (**Pelagic, 1970**). Il a été également utilisé contre les morsures de serpent et celles de chiens (**Tucakov, 1971**).

Quant aux Romains, l'ail était une source de nourriture pour les pauvres mais, aussi un remède et une épice. Pline l'ancien médecin scientifique romain (23-79 après JC) l'a considéré comme un remède universel au même titre que, Celsus au deuxième siècle comme traitement de la tuberculose et la fièvre (**Tucakov, 1948**) et, Galien comme traitement contre les coliques et régulateur de la digestion (**Tucakov, 1948 ; Tucakov, 1971**).

Au moyen Age, les médecines arabes ont contribué à sa large répartition vu l'importance de sa valorisation médicinale alors qu'à la même époque, l'Europe occidentale ne savait rien sur l'ail (**Tucakov, 1971**).

L'ail a été nommé « pénicilline russe » car il est utilisé depuis longtemps par les médecins russes dans le traitement des maladies respiratoires et, avec d'autres composés, comme inhalateur pour les enfants (**Gorunovic, 2001**).

1.1.2. Description botanique

L'ail (*Allium sativum* L.) est une plante herbacée vivace à bulbe, pouvant atteindre 90 cm de hauteur. Il est composé d'un bulbe, des feuilles, d'un plateau racinaire, des racines, des fleurs et, d'une tige (Figure 1).

Le bulbe se compose d'un certain nombre de gousses, Appelés aussi caïeux, ils sont enveloppés d'une tunique protectrice et possèdent en leur centre un petit bourgeon (**PROTA, 2018**), leur nombre diffère selon le type de variété d'ail, généralement entre 10 et 15 gousses forment un bulbe (**Goetz et Ghédira, 2012**). La couleur de bulbe peut être blanche, rosé à violacé (**PROTA, 2018**) Les feuilles sont longues, plates et lisses avec une lame de feuilles à forme cylindrique, creuse linéaire, plat et solide à sommet aigu (apex Acuminé) (**Morrison, 1994**). La tige mesure en moyenne 40 cm de haut, parfois atteindre 150 cm de hauteur, elle sort de la partie haute de bulbe et elle résiste aux différentes conditions climatiques. Le plateau racinaire se situe à la base du bulbe, il permet le développement des racines. Celles-ci sont des racines adventives qui prennent naissance sous le bulbe, au niveau du plateau correspondant à la tige souterraine (**Colin, 2016**).

L'inflorescence est une ombelle avec plusieurs bulbilles, elle est enveloppée d'une spathe membranaire avant la floraison puis s'ouvre sur un côté. L'ombelle apparaît à l'extrémité d'une hampe pleine (ou tige florale), d'abord enroulée en crosse, qui se redresse et devient rigide (**Colin, 2016**). Les fleurs sont actinomorphes, trimères, régulières, blanches ou rougeâtres, entourées de spathes caduques, univalves, terminées en pointes très longues, alors que le périanthe est connivent en cloche (**Goetz et Ghédira, 2012**). Elles se composent d'un périanthe à 6 tépales, 6 étamines et d'un ovaire triloculaire, supère et multi-ovulé avec une placentation axile.

Le fruit est une capsule à trois loges et contient deux graines par loge (**Goetz et Ghédira, 2012**).

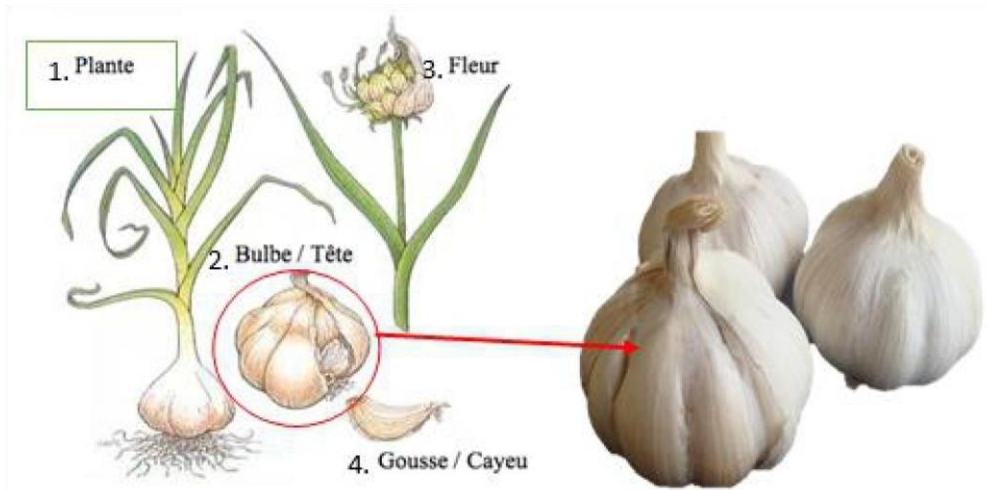


Figure 1 : Morphologie générale de la plante d’ail

https://www.researchgate.net/figure/Presentation-de-lAil-Photo-BioPhytoPharma_fig1_331540270

1.1.3. Taxonomie

L’ail est une plante Monocotylédone qui appartient à la famille des Amaryllidacée, selon la classification publiée par l’Angiosperm Phylogeny Group en 2009 (Colin, 2016).

Cette plante a été classée selon APGIII (2009) comme suit :

Ordre	Asparagales
Famille	Amaryllidaceae
Sous	Allioideae
Famille	
Genre	Allium
Espèce :	<i>Allium Sativum</i>

1.1.4. Cycle biologique

Au cours de son cycle de vie, la plante d'ail traverse cinq stades phénologiques successifs : Sénescence, dormance, levée de dormance, végétative et, bulbaison (**Figure 2**).

La période de dormance des caïeux murs est provoquée par une température de 25 à 30 °C, et la température 6-7 °C est une température idéale pour son élimination.

La croissance végétative est plus rapide à 18-20°C. Le renflement du bulbe demande une température supérieure à 20°C. À condition que la photopériode dépasse un seuil de 12–15 heures, suivant le cultivar, et qu'un "besoin de froid" après l'élimination de la dormance ait été préalablement satisfait. Du fait de toutes ces conditions, la production de bulbes sous les tropiques est plus difficile pour l'ail que pour l'oignon. Il y a heureusement une variabilité physiologique considérable parmi les cultivars d'ail. Ceux qui peuvent être cultivés en conditions tropicales ne sont pas fortement dormants, leur "besoin de froid" est peu accusé, et leur seuil photopériodique est à peine 12 heures. Le cycle complet varie de 4 mois (sous les tropiques, ou pour les cultivars fortement dormants plantés au printemps en climat tempéré) à 9 mois (pour des cultivars moins dormants plantés à l'automne sous un climat nord-méditerranéen). En conditions optimales d'altitude et de latitude, certains cultivars produisent régulièrement des inflorescences. Seuls certains cultivars d'Asie centrale et du Caucase produisent des fleurs bien développées et des graines, à condition que les bulbilles présentes parmi les boutons floraux aient été précocement éliminées. Les autres cultivars qui produisent normalement des inflorescences ont des fleurs qui restent stériles. D'autres cultivars ne produisent pas d'inflorescences en conditions normales, mais seulement sous des altitudes ou latitudes plus élevées (**Messiaen et al., 1993**).

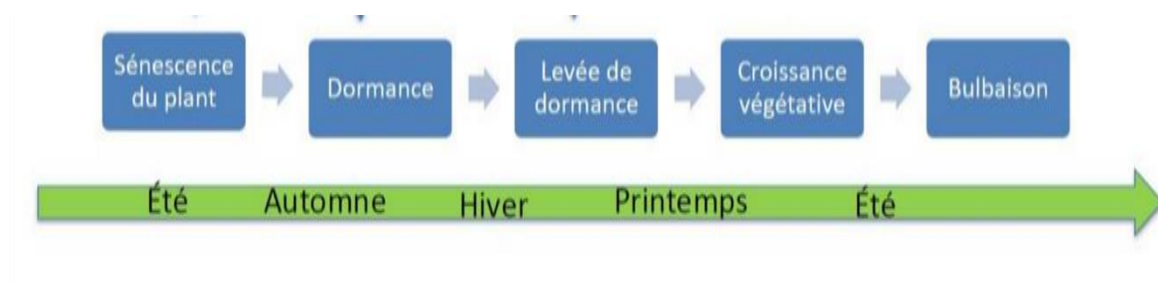


Figure 2 : Stades phénologiques de la culture d'ail (Beaudoin, 2019).

1.1.5 Exigences culturales

1.1.5.1. Choix de sol

L'Ail est cultivé dans les sols fertiles, bien drainés, capables de retenir une humidité adéquate tout au long de la saison de croissance (**Janet, 2008**). Un sol argileux sablonneux est favorable à son développement (**Fisher, 1995**).

Le pH du sol doit se situer entre 6 et 7 pour avoir une production optimale de l'ail, voire légèrement supérieurs à 7 dans certaines régions (**Bachmann, 2001 ; Maurice, 2015**). L'exposition de la parcelle est importante car l'ail a besoin de l'ensoleillement (**Maurice, 2015**).

1.1.5.2. Nutrition minérale

L'ail est une plante très exigeante en matière fertilisante. Le sol doit comporter une quantité suffisante des éléments nutritifs tout au long de la croissance. L'analyse du sol est l'un des étapes les plus importants qui permet de planifier le plan de fertilisation en fonction des ressources disponible. Le phosphore, le potassium et l'azote sont des éléments nutritifs importants pour le développement des racines, du bulbe et le stockage des hydrates de carbone (**Dufresne, Ouellet, 2009**).

1.1.5.3. Climat

Au stade précoce, l'ail a besoin d'une période froide pour déclencher sa croissance (**Allen, 2009**). Il préfère les climats relativement doux avec des températures de 20 à 22 °C, mais il demande une température élevée jusqu'à 30°C pour le développement optimal du bulbe (**Tindall, 1983**).

1.1.5.2. Alimentation hydrique

L'ail est une plante sensible au manque d'eau, car la sécheresse peut entraîner une baisse de rendement, c'est pour ça qu'il doit être suffisamment irrigué durant la période végétative et au moment de la formation des bulbes (**OMAFRA, 2002 ; Allen, 2009**).

1.1.6. Composition biochimique de l'ail

Le bulbe d'ail frais est composé de substances non soufrées et d'autres soufrées.

1.1.6.1. Les composés non soufrés

L'ail est riche en composés non soufrés notamment les éléments nutritifs, les antioxydants et d'autres substances qui contribuent à son effet bénéfique.

Le bulbe d'ail est composé en moyenne de 65% d'eau (contre plus de 85% pour la plupart des légumes frais) (Suleria et al., 2015 ; Banfitebiyi et al., 2018a). Les glucides représentent approximativement 27,5 à 30% dont, les glucides simples comme le fructose, glucose et saccharose, et des sucres complexes tels que le fructosane (Minker, 2012). Il renferme des pigments tels que, la chlorophylle, les caroténoïdes et, les anthocyanes.

Il a été rapporté une faible concentration en lipides dont, les acides gras (polyinsaturés) essentiels, l'acide linoléique (acide gras oméga 3) et, l'acide linoléique (acide gras w6) (Minker, 2012).

Les protides regroupent les protéines (2 %) et les acides aminés importants tels que la méthionine, la cystéine, le tryptophane, et l'arginine (Minker, 2012).

Les fibres alimentaires sont de l'ordre de 4,7 %. Il s'agit des fibres solubles telles que la pectine et des fibres insolubles telles que la cellulose et l'hémicellulose (Senninger, 2009).

D'autre part, il regorge des vitamines comme A, A, B1, B2, B6, C et E (Senninger, 2009).

Il contient une large quantité de minéraux et d'oligo-éléments comme, du calcium, du phosphore, du magnésium, du fer ou du sélénium (Suleria et al., 2015).

L'ail renferme différents composés antioxydants, notamment des flavonoïdes et des polyphénols dont, l'apigénine et la myricétine comme molécules majoritaires (Minker, 2012).

1.1.6.2. Les composés soufrés

L'ail contient une concentration assez importante de composés soufrés qui lui confère une odeur et saveur particulière, et surtout des effets bénéfiques pour la santé (Medjoudj, 2007).

Le composé principal de l'ail frais intact est l'alliine ou S.allyl-cystéine sulfoxyde (Bruneton, 2009). C'est une molécule inactive, non volatile, elle n'a aucune odeur ou saveur C'est le précurseur responsable de la formation de l'allicine. Il existe d'autres précurseurs comme l'isoalliine et Methiine qui sont retrouvées en très faibles quantités dans l'ail intact (Senninger, 2009).

L'allicine est un composé volatile majoritaire, considérée comme l'une des plus importantes molécules chez l'ail (Sendl, 1995). Elle lui confère une odeur et des propriétés

pharmacologiques et thérapeutiques, notamment antibactériennes (**Faik, 2018**). Cette molécule est formée par une réaction enzymatique entre l'enzyme alliinase (S-alkyl-L-cystéine sulfoxyde lyase) et la molécule l'alliine lorsque les tissus de la gousse d'ail sont coupés ou écrasés. Il existe d'autres thiosulfinate chez l'ail comme l'allyl methyl thiosulfinate, le methyl allyl thiosulfinate et le trans-1-propenyl thiosulfinate (**Sendl, 1995**).

Les ajoènes, les vinyldithiines, Les sulfides sont des molécules volatiles issues de la dégradation de l'allicine sous certaines conditions (**Sendl, 1995**).

Les gamma-glutamyl-peptides sont des molécules solubles dans l'eau (**Santhosha et al., 2013**), et non volatiles (**Sendl, 1995**).

1.1.7. Utilité de l'ail

L'ail connaît plusieurs utilisations vu sa richesse en composés biochimiques et en principes actifs.

1.1.7.1 Utilisation culinaire

L'ail est utilisé dans la cuisine du monde entier pour préparer de multiples plats. Il donne la saveur aux viandes, poissons, sauces et salades, il peut être à l'état cru ou cuit, ou encore sous forme déshydratée (**PROTA, 2018**).

1.1.7.2 Utilisation dans l'industrie alimentaire

L'ail est considéré comme un antioxydant utilisé pour conserver les huiles. la poudre d'ail est utilisée dans l'aliment de bétail, de volaille et de poisson, car elle remplace les antibiotiques (**Saleh et al., 2015**). Aussi il est utilisé dans le poisson fumé, la charcuterie et la viande fraîche conservée à 4°C, pour éviter leur altération et leur rancissement (**Nurwantoro et al., 2015**).

1.1.7.3 Utilisation dans l'agriculture

L'ail possède une forte activité inhibitrice contre une série de bactéries et champignons pathogènes des plantes. Les extraits à base d'ail ont montré leurs propriétés larvicides contre les larves d'anophèles (**benkebbli 2004**).

1.1.7.4. Activités biologiques de l'ail

L'ail est connu pour ses vertus thérapeutiques depuis des siècles et de nombreuses propriétés pharmacologiques (hypocholestérolémiante, anticoagulante, anti-oxydante, antibactérienne, antivirale et anti cancérogène) sont attribuées à cette espèce végétale (Faiza, 2016).

1.1.7.4.1 Activité antimicrobienne

Le pouvoir antimicrobien de l'ail se résume par :

➤ Pouvoir antibactérien

l'allicine et d'autres composés comme le Disulfure de diallyle(DADS), le Sulfure de diallyle (DAS), le Trisulfure de diallyle (DATS) possèdent une activité antibactérienne sur plusieurs bactéries à gram négative et à gram positive incluant certaines espèces comme *Escherichia coli*, *Salmonella*, *Staphylococcus*, *Streptococcus*, *Klebsiella*, *Proteus*, *Bacillus*, *Clostridium*, *Helicobacter pylori* et *Mycobacterium tuberculosis* (Majewski, 2014).

➤ Pouvoir antifongique

L'allicine est le principal composant responsable de l'inhibition de la croissance fongique. Son pouvoir antifongique est particulièrement marqué sur *Candida albicans* (Ankri et Mirelman, 1999). Le Disulfure de diallyle (DADS) possède une activité contre certaines espèces comme fongiques telles que, *Candida albicans*, *Candida tropicales*, *Blastoschizomyces capitatus*. L'association de l'Ajoéne à une dose inférieure à 20 µg/ml avec certains médicaments inhibent la croissance de *Candida albicans* et d'*Aspergillus niger* (Mikaili et al., 2013).

➤ Pouvoir antiviral

L'activité antivirale est présente dans les différentes préparations d'ail comme la poudre d'ail, le macérât, l'ail distillé et, l'extrait d'ail âgé (Corzomartinez et al., 2007).

L'activité antivirales de l'ail a été enregistrée contre une série de virus y compris l'herpès simplex de types 1 et 2 , la grippe A et le virus de type B , le cytomégalo virus humain, le virus de stomatite vésiculeuse, le rhinovirus , le virus de l'immunodéficiency humaine (VIH) , la pneumonie virale et le rotavirus (Goetz et Wuyts, 2008 ; Faik, 2018).

1.1.7.4.2 Activité antiparasitaire

L'allicine possède une activité contre les parasites protozoaires humains de l'intestin comme les *Entamoeba histolytica* et *Giardia lamblia* (Ankri et Mirelman, 1999).

1.1.7.4.3 Activité anti- inflammatoire

Les composés soufrés « Z et E ajoènes » sont considérés comme les principaux composés responsables de l'effet anti-inflammatoire. ils inhibent la production de l'oxyde nitrique (NO) et la prostaglandine E2 ainsi que l'expression des cytokines pro-inflammatoires du TNF α , de l'interleukine 1B, interleukine 6 et des lipopolysaccharides (LPS) activés par les macrophages (Lee et al., 2012).

1.1.7.4.4 Activité anti-oxydante et anti-cancérogène

L'ail est riche en composés antioxydants tels que, les flavonoïdes et les tocophérols, en plus des composés sulfurés (allicine, diallyl sulfide, diallyl disulfide, diallyl trisulfide,...) et vitamines E, C, qui contribuent aussi à son action anti-oxydante (Miean et al., 2001 ; Gorinstein et al., 2005 ; Leelarumgrayub et al., 2006). Il a été démontré que l'extrait d'ail anciennement conservé possède la meilleure activité anti-oxydante sur les effets néfastes de pollution (Corzomartinez et al., 2007). Sa composition S-allyl-L-cystéine sulfoxyde (SAC) et S-allylcystéine (SAMC) possèdent une activité anti- oxydante et un effet immunomodulateur (Mikaili et al., 2013). Ils jouent également un rôle dans la protection du foie et les cellules nerveuses (Goetz et Ghédira, 2012).

De nombreuses études épidémiologiques, cliniques et de laboratoire ont démontré le rôle de l'ail dans la prévention du cancer. Le disulfure de diallyle possédait une puissante activité chimio-préventive contre les cancers du côlon, du poumon et de la peau (Le Bon, 2016).

1.1.7.4.5 Pouvoir hypocholestérolémiant

L'ail agit sur la cholestérolémie. Il abaisse le taux du mauvaise cholestérol LDL (Low Density Lipoprotein cholestérol) et il augmente le bon cholestérol HDL (High Density Lipoprotein)(Steiner et al ., 1996 ; Stevinson et al., 2000 ; Alder et al., 2003 ; Séverine, 2005). Il est capable de réduire le métabolisme lipidique, l'athérogénèse aussi bien *in vitro* que *in vivo* (Goetz et Ghédira, 2012).

1.1.7.4.6 Pouvoir hypoglycémiant

Plusieurs études ont montré l'effet hypoglycémiant de l'ail. Le composé soufré S-allyl-L-cystéine sulfoxyde pourrait avoir un effet antidiabétique significatif chez les rats diabétiques (Sheela et Augusti, 1992). De plus la molécule S-allylcystéine (SAC) peut être considérée comme un agent thérapeutique efficace pour le traitement du diabète mellitus (Saravanan et al., 2009). L'action hypoglycémiant de l'extrait d'ail serait due à une augmentation de la

production d'insuline. Quant à l'allicine, elle protégerait l'insuline contre son inactivation (Goetz et Ghédira, 2012).

1.1.8. Situation de la culture

1.1.8.1. Production mondiale

Depuis les années 2000, l'ail a pris de plus en plus d'importance dans la production agricole. La Production de l'ail de 2000 à 2018 au niveau mondial, de semences et de consommation confondus a été multipliée par 2,5 passant de 11 millions à 28,5 millions de tonnes selon FAO (Figure 3) (FAOSTATS, 2020).

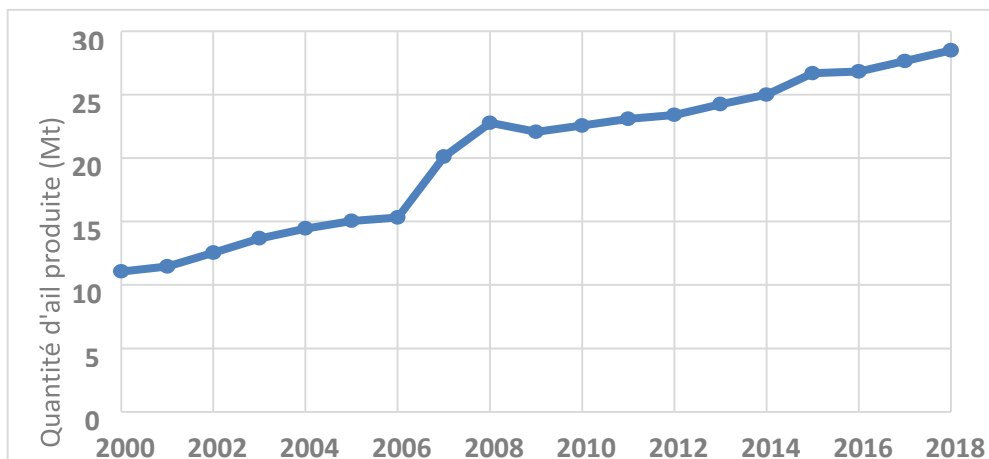


Figure 3 : Production mondiale de l'ail durant les périodes 2000 à 2018 (FAOSTATS, 2020).

La production s'avère très élevée en Asie. Ce continent arrive en première place avec 26 millions de tonnes d'ail produit en 2018 suivi par l'Europe, l'Amérique, l'Afrique et pour finir par l'Océanie (Figure 4) (FAOSTATS, 2020).

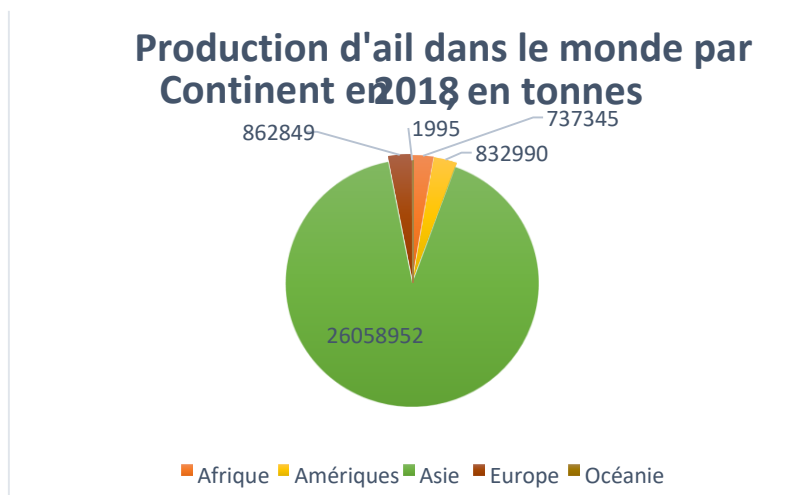


Figure 4 : la production d’ail dans le monde par continents en 2018 (FAOSTATS, 2020).

La chine est le premier producteur d’ail avec 20.7 millions de tonnes métriques, suivie de l’inde avec 2.9 millions de tonnes métriques en 2020 selon FAO. Les trois autres principaux pays producteurs d’ail comprennent, Corée du sud, Egypte et Russie (FAOSTATS, 2020).

1.1.8.2. La production de l’ail en Algérie

L’Algérie est le onzième pays producteur d’ail au monde, et le deuxième producteur au niveau africain avec 202.201 tonnes en 2018 selon FAOSTAT (2020). La production et la consommation de l’ail en Algérie reste faible par rapport aux autres légumes comme les oignons et les tomates (Figure 5) (FAOSTATS, 2020).

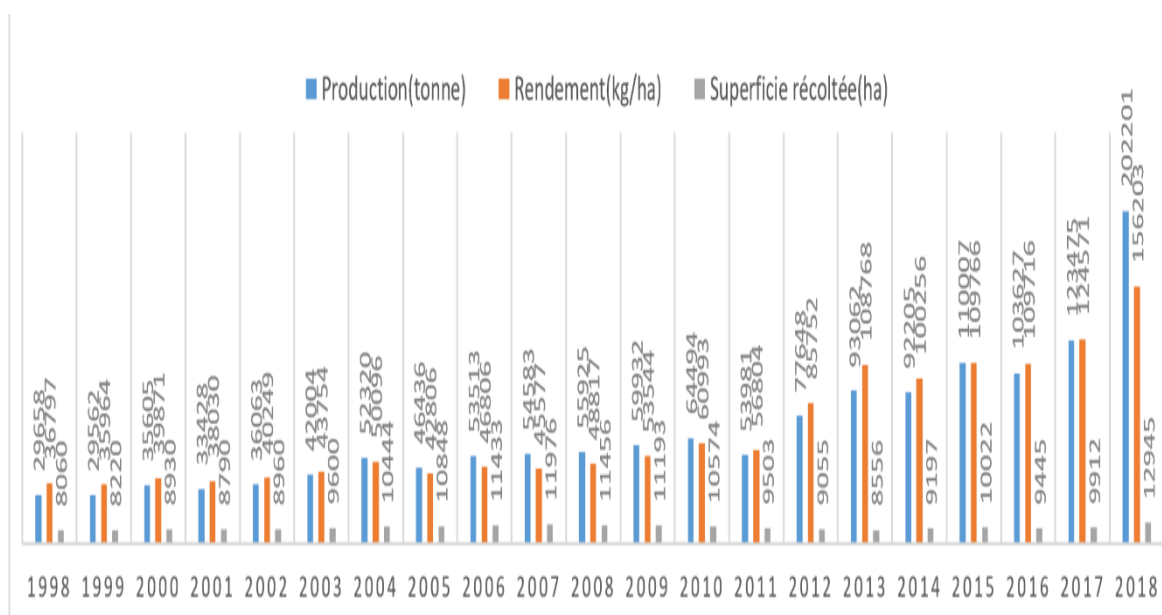


Figure 5 : Superficie, production et rendement de l’ail en Algérie durant les campagnes 1998 /2018 (FAOSTATS, 2020).

Selon les estimations des campagnes 2018/2019 des statistiques horticoles de DSA, les principaux sites producteurs d'ail de Algérie étaient : Mila (1.903 hectares), Médéa (968 ha) et Batna (788 ha), Skikda (620 ha), M’sila (495 ha), Tizi Ouzou (322 ha), Guelma (290 ha), Setif (236 ha) et Bordj Bou arreridj (132 ha) (Tableau 1).

Tableau 1 : les zones potentielles de production d’ail en Algérie 2019-2020 (Statistiques agricoles, 2020).

Etats	Superficie (ha)	Production (qx)
Mila	1903	Un (1) Million
Batna	788	125300
M’sila	595	40968
Setif	236	45870
Bordj Bou arreridj (BBA)	132	9228
Médéa	968	45870
Skikda	620	38400
KHENCHLA	88	3510
Tizi ouzou	322.25	20362

Guelma	290	17895
---------------	-----	-------

Par ailleurs, les principales variétés d'ail cultivées se divisent en deux sous- espèces en fonction de la saison où les plants sont mis en culture, l'une en automne et, l'autre au printemps. On distingue :

- **Sous-espèce d'ail à tige dure appelé « Ophioscorodon » :**
 Cette variété est résistante au froid et s'acclimate bien à une culture dans les régions plus nordiques (**Banchman, 2008**).

- **Sous-espèce d'ail à tige molle appelé « *A. sativum* » :**
 Cette variété s'adapte mieux aux régions chaudes et ne produit pas de fleurs, sauf en conditions de stress (**Banchman, 2008**).

En effet, les variétés les plus cultivées en Algérie sont la rouge locale, la rose de Kabylie, la violette de kadours (**ITCMI, 2020**).

1.1.9. Contraintes biotiques et abiotiques

La culture d'ail est sujette à l'attaque de nombreux bioagresseurs comme les insectes, les champignons, les virus, les bactéries et les nématodes. Ces attaques peuvent être également influencées par les différents composants abiotiques tels que l'eau, le sol, les éléments minéraux et le pH.

1.1.10.1 Contraintes biotiques

L'ail peut être menacé par plusieurs maladies et ravageurs tels que, la pourriture basale Fusarienne, l'anguillule, la mouche de l'oignon, la teigne du poireau, les thrips, le mildiou, la rouille, la pourriture blanche, la pourriture grise et les virus (**Allen, 2009 ; OMAFRA, 2002**). Ces attaques provoquent généralement le ralentissement de croissance, le jaunissement, le dessèchement du feuillage et la pourriture des bulbes

1.1.10.2 Contraintes abiotiques

Le pH est l'un des facteurs qui peut inhiber la croissance de l'ail quand il est au-dessous de la valeur 6,8 à 7,2 (**Janat, 2008**). L'ail est également sensible au stress hydrique durant tout son cycle car le manque d'eau entraîne une baisse rendement (**Allen, 2009**).

Par ailleurs, l'irrigation excessive peut entraîner le développement des maladies fongiques (**OMAFRA, 2002**)

1.1.11 Méthodes de lutte

La prévention est la méthode la plus recommandée pour préserver la culture d'ail contre les ravageurs nuisibles. Il est assez important de pratiquer la rotation de culture d'ail avec des plantes de familles différentes des Alliacées (**OMAFRA, 2002**).

Le sol doit être propre et l'endroit doit être bien aéré. Il faut planter des variétés résistantes aux divers champignons phytopathogènes. Le traitement chimique contre les maladies fongiques est réalisé par une préparation à base de cuivre avec élimination des parties contaminées pour éviter la propagation (Anonyme).

1.2 Généralités sur les champignons mycorhiziens

1.2.1 Historique

Au début des années 1840, le forestier allemand Theodor Hartig a observé au microscope les racines fines de différentes espèces d'arbres et en décrit la structure. Ses structures montrent un entrelacs compact de cellules qui s'immiscent entre les cellules du cortex racinaire, alors qu'il ignore la nature fongique de ce réseau cellulaire. Hartig a dévoilé une alliance fondamentale entre plantes et champignons.

D'autres biologistes ont fait des observations similaires au cours du XIXe siècle et ont révélé l'identité fongique de l'organisme colonisant ainsi les racines des arbres. En 1883, Gibelli décrit et illustre avec précision cette association fongique chez le châtaignier, le chêne, le noisetier et le charme (**Garbaye, 2013**).

C'est finalement le botaniste allemand Albert Bernhard Frank qui en 1885 synthétise ces travaux et propose le terme mycorhize (du grec myco : champignon et rhiza : racine) pour désigner l'organe mixte plante-champignon, siège de cette association récurrente. Frank va même plus loin en démontrant expérimentalement le rôle bénéfique du champignon dans la croissance du pin sylvestre (**Strack et Fester 2006**). En 1886, Robert Hartig approuve et défend la nouvelle théorie et fait définitivement adopter le nom de Réseau de Hartig en l'honneur de son père Theodor Hartig. Par la suite, tout au long du XXe siècle, plusieurs chercheurs étudièrent d'autres types de mycorhizes (**Garbaye, 2013**).

1.2.2 Symbiose mycorhizienne

Il est actuellement admis que la symbiose mycorhizienne est une association obligatoire et à bénéfice réciproque entre une racine de plante et un champignon (**Béreau et al., 2012**). Les racines de plus de 80 % des espèces de plantes vasculaires présentent ou sont susceptibles de présenter des symbioses mycorhiziennes (**Strullu, 1991 ; Norman et al., 1995**).

Dans cette association, la plante fournit au champignon du carbone (issue de la photosynthèse) et un microhabitat pour compléter son cycle de vie (**Camargo-Ricalde et al., 2012**) tandis que le champignon fournit en retour de l'azote, du phosphore et d'autres substances minérales (**Béreau et al., 2003**). De ce fait, la symbiose mycorhizienne est activement étudiée pour ses effets bénéfiques sur la croissance des plantes et son rôle potentiel en agriculture et foresterie (**Béreau et al., 2003**). La présence des mycorhizes entraîne l'apparition de nouveaux compartiments biologiques dans la rhizosphère (**Rambelli, 1973; Linderman, 1988**).

1.2.3 Les types de mycorhizes

On distingue trois grands types de mycorhizes, basés principalement sur leur morphologie et le type de plante hôte associé: les ectomycorhizes, les ectendomycorhizes et les endomycorhizes (**Figure 6**) (Tableau 2) (**Harley JL et Harley EL, 1987**).

1.2.3.1 Les ectomycorhizes

Les ectomycorhizes entourent la racine de la plante hôte avec leur mycélium et forment un manchon mycélien ou manteau. Le mycélium ne pénètre pas la paroi cellulaire mais entoure les différentes cellules du cortex racinaire de la plante ; l'ectomycorhize colonise donc l'espace intercellulaire du cortex racinaire de la plante afin de former un manchon. Ce réseau d'hyphes est appelé « réseau de Hartig », c'est le haut lieu des échanges nutritifs entre les deux partenaires. Le mycélium du champignon va également se développer dans le sol afin d'absorber les nutriments disponibles (**Smith et Read, 2008 ; Fortin et al. 2015**).

1.2.3.2 Les ectendomycorhizes

Il arrive que les ectomycorhizes et les endomycorhizes soient présents en même temps sur une racine, on parle alors d'ectendomycorhizes. C'est un manteau réduit ou absent qui possède un réseau de Hartig bien développé, des structures des ectomycorhizes et des hyphes qui pénètrent dans les cellules racinaires, des structures des endomycorhizes. Les ectendomycorhizes sont

retrouvées seulement chez certaines familles de plantes (**Smith et Read 2008 ; Fortin et al., 2015**).

1.2.3.3 Les endomycorhizes

Les endomycorhizes se caractérisent par l'absence du manteau mycélien externe et par la pénétration d'hyphes fongiques dans les cellules corticales (**Coyne, 2000**).

On distingue les endomycorhizes éricoïdes et les endomycorhizes d'orchidées, qui forment des pelotons d'hyphes intracellulaires, et les endomycorhizes à arbuscules qui colonisent l'intérieur des cellules sous forme d'arbuscules.

En outre, les champignons endomycorhiziens à arbuscules (MA) constituent le type de mycorhizes le plus répandu et le plus ancien, qui auraient coévolué avec les plantes terrestres depuis au moins 460 millions d'années (**Redecker et al., 2000**).

Ce dernier type est largement dominant. Cette symbiose est retrouvée dans les racines de pratiquement toutes les espèces végétales vasculaires terrestres. Les champignons responsables des endomycorhizes arbusculaires appartiennent tous à la classe des Gloméromycètes (**Garbaye, 2013**). Les échanges nutritifs entre les deux partenaires, sont réalisés au niveau des arbuscules. (**Garbaye, 2013, Brundrett et Tedersoo, 2018**), la plante va transmettre du sucre au champignon et des lipides pour qu'il puisse se développer et accomplir son cycle de vie (symbiose obligatoire) (**Keymer et al., 2017**). Le champignon sporule dans le sol ou dans les racines et confère à la plante une résistance aux stress biotiques et abiotiques (**Fortin et al., 2015**).

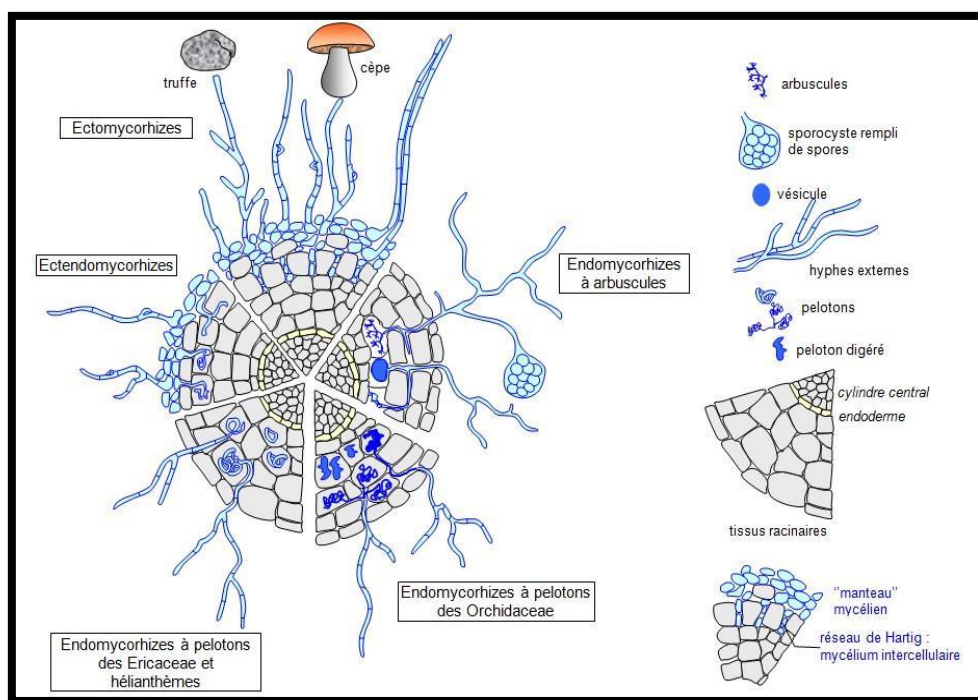


Figure 6 : Principaux types mycorhiziens représentés sur une coupe transversale de racine.

<https://totakenature.fr/tag-biologievegetale>

Tableau 2 : Comparaison morphologiques entre les ectomycorhizes et les mycorhizes vésiculaires à arbuscules

	Ectomycorhizes	Mycorhizes vésiculaires à arbuscules	Références
Plante hôte	Généralement Gymnospermes et Angiospermes	Très varié	(Coyne, 2000).
Site de culture	En dehors de la plante hôte	A l'intérieur de la plante hôte	(Coyne, 2000).
Morphologie racinaire	Implique des modifications importantes	Pas de modification après l'infection des endomycorhizes	(Smith et Read, 1997). (Sanon, 2009).
Réseau de Hartig	Présent	Absent	(Bonfante et Genre, 2010).
Partenaires fongiques	Basidiomycètes ou ascomycètes	Gloméromycètes	(Garbaye, 2013).

1.2.4 Les champignons mycorhiziens à arbuscules (CMA)

Près de 80 % des végétaux (herbacés ou ligneux) abritent des champignons endomycorhiziens, appelés Gloméromycètes (**Lecomte, 2013**).

Ces types de mycorhizes sont des biotrophes obligatoires, incapables de compléter leur cycle de vie sans symbiose et sans plante hôte (**Bonfante et Bianciotto, 1995**). Les cas les plus répandus sont les endomycorhizes à arbuscules et vésicules (ou arbusculaires). Ce nom évoque les structures hyphales qui se forment à l'intérieur des cellules, et dessinent de petits arbres.

1.2.4.1 Description morphologique

Les CMA forment plusieurs structures à l'intérieur des racines, principalement des arbuscules, des vésicules des spores, des hyphes et des peletons (**Tommerup, 1984**).

1.2.4.1.1 Les spores

Les spores fongiques mycorhiziens à arbuscules sont produites dans les hyphes extra-racinaires des CMA par reproduction asexuée (**Gandolfi et al., 2003 ; Normark et al., 2003**). Leur taille varie entre 20 à 1000 µm de diamètre (**Brundrett et al., 1996**). Elles sont généralement de forme sphérique, mais chez certaines espèces peuvent présenter une ampoule basale ou être accompagnées d'une sorte de sac annexe (**Morton, 1988 ; Garbaye, 2013**), avec une paroi chitineuse épaisse à plusieurs couches renfermant des réserves nutritives lipidiques sous forme de gouttes huileuses et un très grand nombre de noyaux, jusqu'à 2000 par spore (**Bécard et Pfeffer, 1993**).

1.2.4.1.2 Les arbuscules

Ce sont des hyphes spécialisés représentant le site principal d'échanges d'éléments entre les deux partenaires (Plante-champignon). Ces structures intracellulaires caractéristiques ont une durée de vie très limitée (1 à 4 jours) (**Strullu, 199 ; Brundrett et al., 1996**). Les arbuscules prennent facilement la coloration (bleu de méthyle, bleu trypan, noir de chlorazol et, fuchsine acide) (**Figure 7**) (**Lecomte, 2013**).

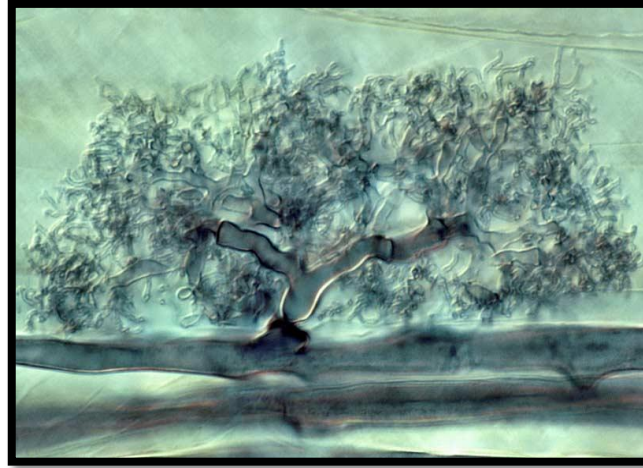


Figure 7: Structure des arbuscules fongiques du genre *Glomus* (De Mark Brundrett, 2008).

1.2.4.1.3 Les vésicules

Ces structures sont formées à l'intérieur du cortex racinaire. Ce sont des renflements des hyphes de forme largement globulaire, irrégulière ou lobées et de taille très variables (de 10 à 100 μm de diamètre) (Figure 8). Elles peuvent être intra- ou intercellulaires (**Morton, 1985 ; Morton, 1988**). Les fortes concentrations en lipides et glycolipides présents dans ces structures suggèrent qu'elles jouent un rôle de stockage des nutriments (**Mosse, 1981**).

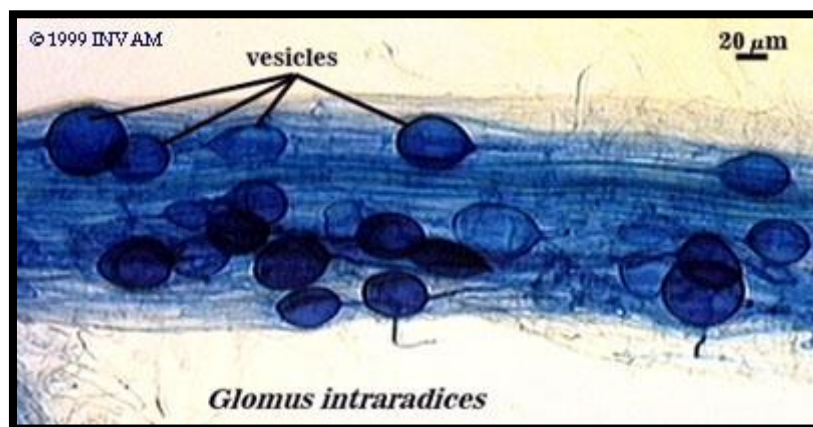


Figure 8 : Vésicule fongique de *Glomus intraradices* (racine colorée au bleu de Trypan) (<http://biology.kenyon.edu/fennessy/SrexMarx/fonland.htm>).

1.2.4.1.4 Les hyphes

L'exploration du sol par les hyphes permet au champignon d'entrer en contact avec d'autres plantes hôtes et de garantir sa survie. Les hyphes mycorhiziens se développent dans le cortex racinaire où ils forment des arbuscules intracellulaires et des vésicules. Ces derniers permettent

l'absorption des éléments nutritifs du sol nécessaire à la plante et au champignon, il peut être défini comme une extension du système racinaire (**Newman et Reddell, 1987**).

1.2.4.1.5 Les peletons

Elles se trouvent généralement dans les cellules corticales périphériques, l'hyphe s'enroule sur lui-même et forme des pelotons. Ces structures semblent être différenciées dans des cellules dégénérantes et ne sont probablement pas fonctionnelles (**Smith et Read, 2008**).

1.2.4.2 Taxonomie

La classe des Gloméromycètes est constituée par les ordres suivants : Archaeosporales, Diversisporales, Paraglomérales, Gigasporales & Glomérales. Chaque ordre compte plusieurs familles, parmi lesquelles les Acaulosporaceae (Acaulospora), Glomeraceae (Glomus), Archaeosporaceae (Archaeospora), Paraglomeraceae (Paraglomus), Gigasporaceae (Gigaspora et, Scutellospora) (**Lecomte, 2013**).

1.2.4.3 Ecologie des CMA

Les champignons mycorhiziens arbusculaires doivent évoluer dans un environnement approprié pour établir une symbiose pleinement efficace (**Heinemeyer et al., 2004**). L'identité des partenaires, et les conditions environnementales (biotiques et abiotiques) dans lesquelles s'établit l'interaction mycorhizienne (**Marx, 1979 ; Bougher et al., 1990**). Ces facteurs sont :

- **Le partenaire végétal** : Les CMA sont des biotrophes obligatoires : un partenaire végétal est nécessaire pour leur nutrition et accomplir leur cycle de développement (**Harrison et al., 2005**).
- **Le sol** : Les mycorhizes arbusculaires sont caractéristiques des sols où le phosphore est le principal nutriment limitant la croissance des plantes, comme ceux que l'on trouve dans les régions tropicales et subtropicales (**Read et Perez-Moreno, 2002**). Il a également été prouvé que le développement des mycorhizes varie inversement avec la fertilité du sol. Les mycorhizes se trouvent normalement dans les sols déficients en un ou plusieurs minéraux. (**Vergara- Altamirano, 2004**).
- **Le pH** : l'association mycorhizienne se développe de préférence dans les sols acides. Le pH optimal varie selon les différentes espèces de champignons, leur abondance dépend de l'humidité du sol (**Vergara- Altamirano, 2004**).
- **La lumière** : La plante peut fournir au champignon jusqu'à 20% du produit de sa photosynthèse sous forme de carbohydrates (**Harrison, 2005**). Une diminution de la

photosynthèse due à un manque de lumière peut indirectement affecter la colonisation mycorhizienne, la production de spores et l'élongation du réseau d'hyphes (**Heinemeyer et al., 2004**).

1.2.4.4 Biologie des CMA

Les CMA sont des biotrophes obligatoires : un partenaire végétal est nécessaire pour leur nutrition et accomplir leur cycle de développement. La germination des spores présentes dans le substrat (sol) dure 3 à 4 semaines. Les hyphes issus des spores germées arrivent à proximité d'une racine et changent de morphologie par une ramification prononcée, stimulée par des exsudats racinaires « branching factor » tels que les strigolactones (**Harrison et al., 2005**). Mais ce n'est pas le seul composé induisant cette réaction, les flavonoïdes peuvent aussi avoir des effets sur la croissance du champignon même si cet effet est variable selon le couple plante-champignon (**Scervino et al., 2005**). En réponse à cette stimulation par la plante, les CMA vont également relâcher des facteurs « Myc » dans le sol qui vont entraîner l'activation de la voie de signalisation de la symbiose chez la plante (**Delaux et al., 2013**) et provoquer une augmentation de la formation de racines latérales de la plante (**Olah et al., 2005 ; Genre et al., 2013**). Une fois en contact avec la racine, les hyphes forment des appressoria (appelé aussi Hyphopodium) qui pénétreront la paroi de la cellule épidermique des racines (rhizoderme), cette dernière réorganise son cytoplasme de manière à former une structure spécifique et indispensable à l'entrée de l'hyphe dans la racine appelé « pré-pénétration apparatus » (PPA) (**Genre et al., 2005**). Le champignon colonise alors la racine et forme des hyphes dans les espaces intercellulaires du cortex racinaire puis il colonise les cellules corticales de la racine sans toutefois pénétrer la membrane plasmique et forme différentes structures tel que les pelotons et l'organe d'échange (nutritif) permettant la symbiose : l'arbuscule (**Bécard et Fortin 1998**).

Les structures intracellulaires que sont les arbuscules constituent le lieu d'échanges de nutriments entre la plante et le champignon. Au niveau de ces structures bien ramifiées, le champignon reçoit des produits carbonés issus de la photosynthèse (sucres et lipides) lui permettant de croître et de former du mycélium à l'extérieur des racines (extra-radriculaire) à la recherche d'éléments nutritifs (phosphore, azote) qu'il transporte jusqu'à la plante (**Javot et al., 2007**). Certains CMA forment aussi des structures de réserves intra-racinaires, les vésicules. Le cycle de vie du CMA se termine par une reproduction clonale qui se traduit par la production de spores et le cycle de vie dure en général entre 4 et 8 mois (**Bécard et Fortin 1998 ; Blaszkowski, 2012**)

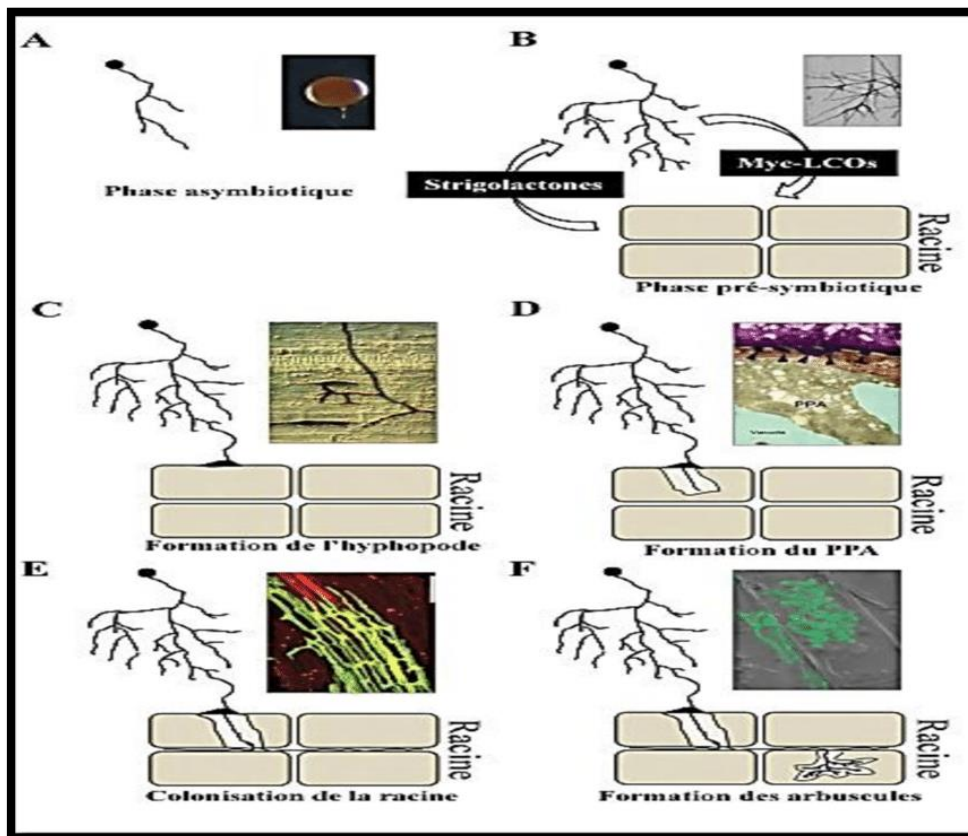


Figure 9: Etapes d'établissement de la symbiose endomycorhizienne à arbuscules
<https://www.researchgate.net>

Les étapes de la symbiose mycorhizienne présentées dans la figure 9, sont décrites comme suit :

Durant la phase asymbiotique (A), la spore germe et développe quelques hyphes primaires. La phase pré- symbiotique (B) voit les deux partenaires échanger des signaux, strigolactones et les facteurs (Myc) (Buée et al., 2000). En croissance activée le champignon entre alors en contact avec la racine de la plante et forme un hyphopode (C), puis s'immisce dans l'appareil de pré-pénétration (PPA) développé par la plante (D) (Bonfante et Genre, 2010). Enfin le champignon colonise la racine de façon intercellulaire (E) (Pumplin et al., 2009) et forme des structures intracellulaires hyper ramifiées, les arbuscules (F) (Zhang et al., 2010).

1.2.5 Importance ou rôle des CMA sur les plantes

Si la symbiose mycorhizienne arbusculaire est autant répandue dans le monde végétal, c'est parce qu'elle est bénéfique à la plante sous plusieurs aspects : en fournissant des nutriments à

la plante, les champignons MA ont un effet fertilisant, ils jouent aussi un rôle dans la stabilité du sol et enfin, ils ont un effet protecteur vis-à-vis des stress abiotiques et biotiques.

1.2.5.1. Amélioration de la croissance et de la nutrition des plantes

L'effet majeur des champignons mycorhiziens dans les écosystèmes est l'amélioration de la croissance des plantes mycorhizées (**Plenchette et al., 1983**). L'accroissement de la biomasse végétale est lié à l'apport de nutriments limitants par le champignon, le mycélium des champignons MA permet de supplémer la nutrition de la plante en éléments limitants comme Ca, Mg ou K qui sont déficients, Mais le plus souvent, ce sont les composés azotés et les phosphates qui sont les facteurs limitants pour la croissance de la plante et il a été bien montré que les hyphes extraradiculaires du champignon sont capables de prélever et de transporter ces éléments jusqu'aux racines, en particulier le phosphore (**Cooper et Tinker, 1978 ; Jakobsen et al., 1992b ; Cui et Caldwell, 1996**). La présence du champignon est donc essentielle pour explorer le sol à la recherche de cet élément peu mobile et fournir à la plante ce dont elle a besoin pour se développer (**Koide et Kabir, 2000**)

1.2.5.2 Effet sur la structure du sol

Les hyphes fongiques ont la propriété d'agir sur la macro-aggrégation des constituants du sol et donc sur la stabilité du sol (**Tisdall et al., 1991**). La stabilité des sols est très importante dans la lutte contre l'érosion, la perte des nutriments et de la matière organique par lixiviation, qui entraînent une baisse de la productivité en agriculture (**Schreiner et Bethlenfalvay, 1995**). Les mycéliums ont la propriété d'excréter une glycoprotéine, la glomaline. La glomaline agit comme une colle qui assemble les particules les plus fines du sol pour en faire des agrégats dont on connaît le rôle fondamental pour la fertilité des sols, en retenant l'eau et les éléments minéraux et en favorisant les échanges gazeux et l'aération (**Fortin et al., 2008**).

1.2.5.3 Protection contre les stress abiotique et biotique

Les plantes en association avec les champignons MA permet de réduire les symptômes du stress en complément des mécanismes protecteurs de la plante (**Ruiz-Lozano, 2003**). La réponse des plantes mycorhizées en condition de sécheresse se traduit par de meilleurs taux de transpiration et de photosynthèse donc une meilleure croissance que les plantes non mycorhizées (**Ruiz-Lozano et al., 1995**). Les mécanismes impliqués dans la protection des plantes mycorhizées face au stress hydrique seraient liés à une meilleure nutrition phosphatée qui améliore la

photosynthèse et accroît la biomasse de la plante, mais aussi à un meilleur accès à l'eau du sol et au maintien de l'équilibre hydrique dans la plante (**Augé, 2001**).

. Les mycorhizes à arbuscules favorisent en effet la croissance des plantes sur des sols contaminés par les métaux lourds (Zn et Cd) (**Leyval, 2005**). Cet effet positif du champignon est souvent lié à une augmentation du prélèvement du phosphore en même temps qu'une diminution de la concentration en métaux dans les parties aériennes des végétaux (**Heggo et al., 1990 ; Lee et George, 2005**).

Il a été prouvé expérimentalement que les plantes inoculées avec des champignons mycorhiziens à arbuscules sont plus résistantes aux attaques de champignons pathogènes et l'exposition à des toxines du sol (**Moser et Haselwandter, 1983 ; Schtiepp et al., 1987 ; Fitter, 1991**). A l'échelle de la mycorrhizosphère, les micro-organismes sont confrontés à la compétition et à l'antagonisme. Les propagules des champignons pathogènes ne parviennent pas à proliférer et leur nombre reste toujours relativement faible. Le second mécanisme permettant aux plantes mycorhizées de mieux résister aux maladies, les plantes agressées par un agent pathogène réagissent en produisant des substances antibiotiques contre ces organismes (**Fortin et al., 2008**).

CHAPITRE 2 : MATÉRIEL ET MÉTHODES

2. MATERIEL ET METHODES

2.1 Introduction

L'expérimentation a visé l'évaluation des potentialités phytostimulantes de quelques isolats mycorhiziens à arbuscules endémiques sur quelques paramètres de croissance, les critères de qualité ainsi que, les teneurs en métabolites secondaires des plants cultivés d'ail. Elle a duré environ six mois, depuis le début du mois de Novembre jusqu'au mois de Mai 2022. Elle comporte deux parties d'études. L'installation de la culture en pot et sous serre de l'ail ainsi, que l'analyse organoleptique et biochimique des parties végétatives de la plante cultivée.

La mise en culture a été réalisée dans la serre du département de Biotechnologies et Agro-Ecologie de la Faculté SNV à l'université de Blida 1 (USDB1). Quant aux analyses, elles ont été réalisées au niveau du laboratoire de Recherche des Plantes Médicinales et Aromatiques.

2.2 Matériel biologique

Cette étude a nécessité l'utilisation d'un matériel végétal et d'un matériel fongique.

2.2.1 Matériel végétal

Le matériel végétal est constitué d'un échantillon de bulbes composés de gousses d'ail issu d'une culture de variété locale « rose » livrée par un agriculteur de la wilaya de Médéa.

2.2.2 Matériel fongique

Le matériel fongique est composé de six champignons mycorhiziens à arbuscules endémiques formulés par Dr Moumene S. du laboratoire de Recherche sur les Plantes Médicinales et Aromatiques ayant fait l'objet d'un projet de Recherche de formation Universitaire (D00L05UN09012210001).

2.3 Mise en place de la culture

Notre expérimentation s'est déroulée selon les étapes suivantes :

2.3.1 Préparation du substrat

Le substrat de notre essai de culture a été préparé à partir d'un mélange selon les doses de 2/3 de sol stérile et 1/3 de tourbe commercialisée. Le sol a été prélevé d'une jachère non cultivée

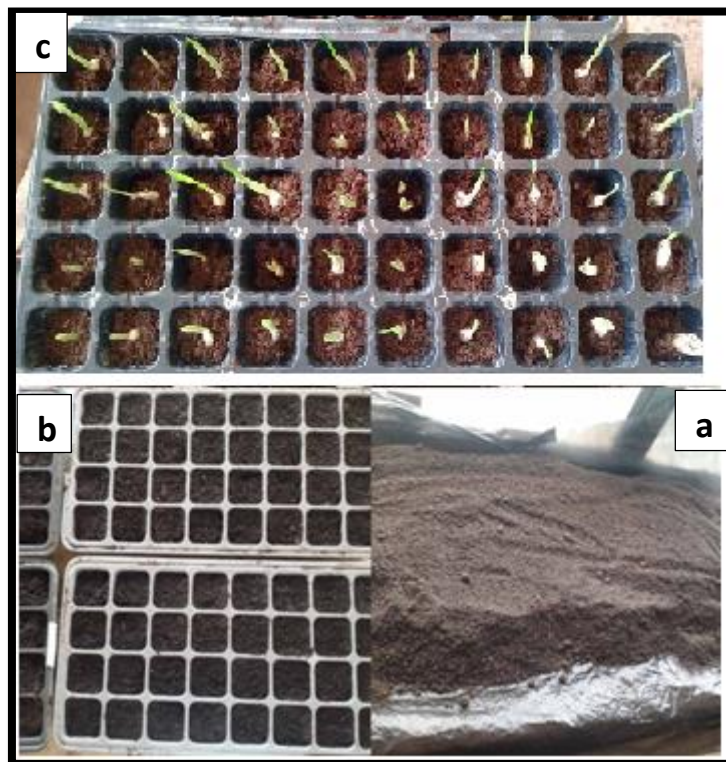
ni traitée par les pesticides, située dans le département de Biotechnologies de l'USDB1. Il a été tamisé à travers un tamis à pores de 3mm de diamètres, pour éliminer les grosses particules. Sa stérilisation a été réalisée à 100°C à la chaleur humide. Cette opération a été réalisée à trois répétitions pendant une heure de temps à 24h d'intervalle.

2.3.2 Préstérilisation des gousses d'ail

Une quantité suffisante de gousses d'ail a été épluchée puis trempées pendant 10 minutes dans une solution aqueuse d'hypochlorite de sodium de 12° préparée à la concentration de 2%, puis rincée trois fois avec de l'eau courante abondante. Les gousses ont été placées sur du papier filtre et mises à sécher pendant une nuit.

2.3.3 Mise en germination des graines

Les gousses d'ail ont été mises à germer dans les plateaux d'alvéoles préalablement remplis de tourbe stérile. Ceci consiste à planter chaque graine par alvéole. Ces dernières ont été régulièrement arrosées par de l'eau de robinet (**Figure 10**).



a : substrat stérile préparé, b : alvéoles remplies de substrat, c : Semis de gousses d'ail

Figure 10 : Préparation des alvéoles (a) et mise en germination des gousses d'ail (b).

2.3.4 Mise en place de la culture d'ail en pots et sous serre

L'installation des plantules d'ail en pots et sous serre passe par les trois étapes suivantes :

2.3.4.1 Préparation des pots

Le substrat précédemment préparé a été transféré dans des pots en plastique de capacité de 250g.

2.3.4.2 Plantation et Mycorhization des jeunes germes d'ail

Les jeunes germes des gousses d'ail ont été transférés directement dans le substrat préalablement incorporé séparément avec un 1g de chacun d'inoculum mycorhizien formulé. La mycorhization a eu lieu près des racines des très jeunes plantules (5 cm dessous et 5 cm sur le côté).

2.3.4.3 Dispositif expérimental et installation des plants d'ail sous serre

Dans ce sens, 12 répétitions ont été considérées pour chaque inoculum mycorhizien formulé. De même, 12 pots ont été considérés comme jeunes plantules témoins dont le substrat est non inoculé. L'arrosage des plantules a été maintenu quotidiennement et, à la demande (**Figure 11**).

Après 3 mois de croissance, les jeunes plants cultivés en pots ont été transplantés dans des sacs en plastique de capacité de 3 kg et arrosés régulièrement avec de l'eau de robinet.

L'essai de culture des plants mycorhizés et témoins a été suivi pendant six mois pour l'évaluation des paramètres d'études retenus.

Les pots ainsi préparés ont été placés sous serre en plastique en randomisation totale (**Figure 11**).



(a) l'inocula mycorhiziens formulés, (b) Pots refermant substrat stérilisé, (c) plantules mycorhizées et leur installation sous serre.

Figure 11 : Etapes de la mycorhization des jeunes plantules d'ail.

2.4 Paramètres d'études

De nombreux paramètres d'études ont été évalués. Nous distinguons :

2.4.1 Paramètres de croissance des plants d'ail cultivés

Les paramètres de croissance ont été évalués selon le type de traitement. Ils ont porté sur :

- **La mesure de la hauteur des plants** exprimée en cm et, effectuée chaque mois à l'aide d'une règle graduée.
- **Le poids frais des bulbes et des parties racinaires réalisés** après la récolte.

2.5 Teneurs en pigments foliaires

Les teneurs en chlorophylle a, chlorophylle b, et en Caroténoïdes ont été déterminées selon la méthode décrite par **Lichtenthale (1987)**.

Ce qui consiste à prélever et broyer séparément 0,5g de chaque échantillon de feuilles fraîches dans un mortier en porcelaine avec 10 ml d'acétone à 80 %. Le mélange d'échantillon homogénéisé a été transféré quantitativement dans une fiole jaugée portant le volume 25 ml et le mélange a été filtré à travers du papier filtre. La solution obtenue a été analysée pour la détermination de la chlorophylle a, la chlorophylle b et les caroténoïdes par spectrophotomètre à des longueurs d'ondes respectives de 470, 646 et 663 nm. Le calcul des concentrations des types a et b de chlorophylle et de caroténoïdes a été fait selon les équations décrites conformément par **Lichtenthale (1987)** :

$$\text{Chl a} = 12.25 A_{663} - 2.79 A_{646}.$$

$$\text{Chl b} = 21.5 A_{646} - 5.1 A_{663}.$$

$$C_c = (1000 A_{470} - 1.82 \text{ Ch-a} - 85.02 \text{ Ch-b}) / 198$$

Où :

A = Absorbance, Chl a = Chlorophylle a, Chl b = Chlorophylle b, Cc = caroténoïdes.

2.6 Paramètres organoleptiques

Les paramètres organoleptiques évalués concernent la teneur en eau, la matière sèche dont, la matière minérale ou taux de cendres et la matière organique (AOAC1975), pour l'ensemble des échantillons de plantes d'ail cultivées selon chacun des six isolats mycorhiziens endémiques.

2.6.1 Détermination de la matière sèche (MS)

Le récipient séché a été pesé à vide et avec l'échantillon d'ail frais à l'aide d'une balance, l'ensemble (échantillon + récipient) a été mis au four à moufle réglé à 105°C. Après 24 h il a été retiré et placé dans le dessiccateur pour refroidir puis, il a été pesé à nouveau.

La teneur en MS est calculée selon la formule suivante :

$$MS\% = Y/X * 100$$

Y : poids de l'échantillon après dessiccation,

X : poids de l'échantillon frais.

2.6.2 Détermination de la matière minérale (MM)

L'échantillon qui a servi pour la détermination de la MS a été exposé à la combustion dans un four à moufle réglé à 200 °C pendant 1 h 30 mn et à 500 °C pendant 2 h 30 mn. Le résidu obtenu a été laissé refroidir au dessiccateur, puis il a été pesé.

La teneur en MM% est calculée selon la formule suivante :

$$\text{MM}\% = \frac{A \cdot 100}{B \cdot \text{MS}}$$

Où :

-A : poids des cendres

-B : poids de l'échantillon

2.6.3 Détermination de la matière organique (MO)

La teneur en MO est déterminée par la différence entre la matière sèche (MS) et la matière minérale (MM) selon la formule suivante :

$$\text{MO}\% = 100 - \text{MM}$$

2.6.4. Détermination de la teneur en eau

La teneur en eau a été estimée par différence entre le poids frais d'échantillon et la matière sèche (MS), selon la formule suivante :

$$\text{La teneur en eau \%} = \text{Poids frais} - \text{MS}$$

2.7 Préparations d'extraits végétaux d'ail

Cette préparation consiste à prélever séparément 0.5 g de chaque échantillon de feuilles fraîches d'ail pour les macérer avec 20 ml d'éthanol à 70 %. Ce mélange est filtré pour faire objet d'analyses ultérieures telles que les sucres totaux et les métabolites secondaires.

2.8 Évaluation des Teneurs en sucres totaux

La détermination de la teneur en sucres totaux pour chacun des échantillons des plants cultivés d'ail a été effectuée selon les différents traitements considérés par la méthode de **Dubois (1956)**.

Ce qui consiste à prélever 1 ml d'extrait de plante d'ail et le placer dans un tube à essai auquel sont ajoutés rapidement 1 ml de phénol à 5 % et 5 ml d'acide sulfurique à 98% sont ajoutés

sans les faire couler le long des parois. Après 1h d'incubation l'absorbance a été mesurée à 490 nm.

Les teneurs des sucres totaux ont été déterminées en référence à une gamme de concentration de 0 à 100 µg/ml à partir d'une solution mère de glucose selon la formule suivante :

$$S T = (X . V . D) / P \times 100$$

Où :

ST : Taux de sucres totaux % ;

X : Quantité de sucres calculée à partir de la courbe d'étalonnage (mg.ml⁻¹) ;

D : Facteur de dilution ;

V : Volume de la solution analysée (ml) ;

P : Poids de la prise d'essai (mg).

2.9 Évaluation des métabolites secondaires

Les teneurs en métabolites secondaires évalués sont : les polyphénols totaux et les flavonoïdes.

2.9.1 Teneur en polyphénols totaux

L'évaluation de la teneur en polyphénols totaux consiste à prélever séparément 0,5 ml de solution d'extrait éthanolique de chaque échantillon de plant d'ail et le mélanger à 2,5 ml de réactif de Folin ciocalteu préparé à 10 % et auquel est ajouté 2,5 ml de carbonate de sodium préparé à 7,5%. Les échantillons ont été incubés pendant 30min dans une étuve réglée à 25°C.

La mesure de la densité optique a été réalisée par un spectrophotomètre à la longueur d'onde de 760 nm contre un blanc constitué de 0.5ml d'éthanol, 25 ml de réactif de Folin-ciocalteu préparé à 10%, et 2.5 ml de carbonate de sodium préparé à 7.5%. (Singleton VL et al.1999)

Les concentrations des polyphénols contenus dans les feuilles d'ail sont calculées en se référant à la courbe d'étalonnage obtenue à différentes concentrations d'acide gallique. Les résultats sont exprimés en µg équivalent en acide gallique (EAG) /g de matière fraîche (MF).

2.9.2 Teneur en Flavonoïdes

La détermination de la teneur des flavonoïdes totaux a été effectuée par la méthode adaptée par **Ismail H et al. (2010)**.

Elle consiste à prélever séparément un volume de 0.5 ml d'extrait éthanolique de chacun des échantillons de plants d'ail préparés et, le mélanger à 1 ml AlCl₃, l'incubation est faite pendant 10 min à la température ambiante. L'absorbance est mesurée à 510 nm en se référant à un

témoin dépourvu de l'extrait. Les teneurs en flavonoïdes sont calculées en utilisant une gamme d'étalon de Quercétine à des concentrations allant de 37.5 à 2.3 µg/ mL. Ces teneurs en flavonoïdes sont exprimées en µg d'équivalent en quercétine par gramme de matière fraîche (µg EQ/g MF).

2.10 Contrôle de la mycorhization

La recherche de mycorhizes a été effectuée selon la technique de coloration des racines décrite par Philips et Hayman (1970). Pour cela, les racines ont été lavées abondamment à l'eau du robinet, afin d'éliminer toutes les traces de sol (**Figure 12a**). Les plus fines ont été découpées en fragments d'environ 1 cm puis, éclaircies dans une solution de KOH à 10 % pendant une durée d'incubation de 20 minutes à 90 °C dans un bain marie pour vider les cellules de leurs inclusions cytoplasmiques (**Figure 12b, 12c**). Ces dernières ont été rincées à l'eau de robinet, et immergées dans la solution colorante à base de bleu de trypan (0,05 %) à 50 °C pendant une durée de 10 à 12 minutes dans un bain marie (**Figure 12d, 12e**) puis, de nouveau rincées à l'eau distillée et décolorer au lactoglycérol composé de 50% de glycérol et 50% d'acide lactique (**Figure 12f**). Après coloration, 10 fragments de racines ont été placés sur une lame en présence d'une goutte de glycérol qui, a été recouverte d'une lamelle (**Figure 12g et, 12h**). On termine par sécher le surplus du liquide pour l'observation microscopique à l'aide d'un microscope optique aux grossissements (**Figure 12i**) : (X125 et X500) (**Figure 12**).

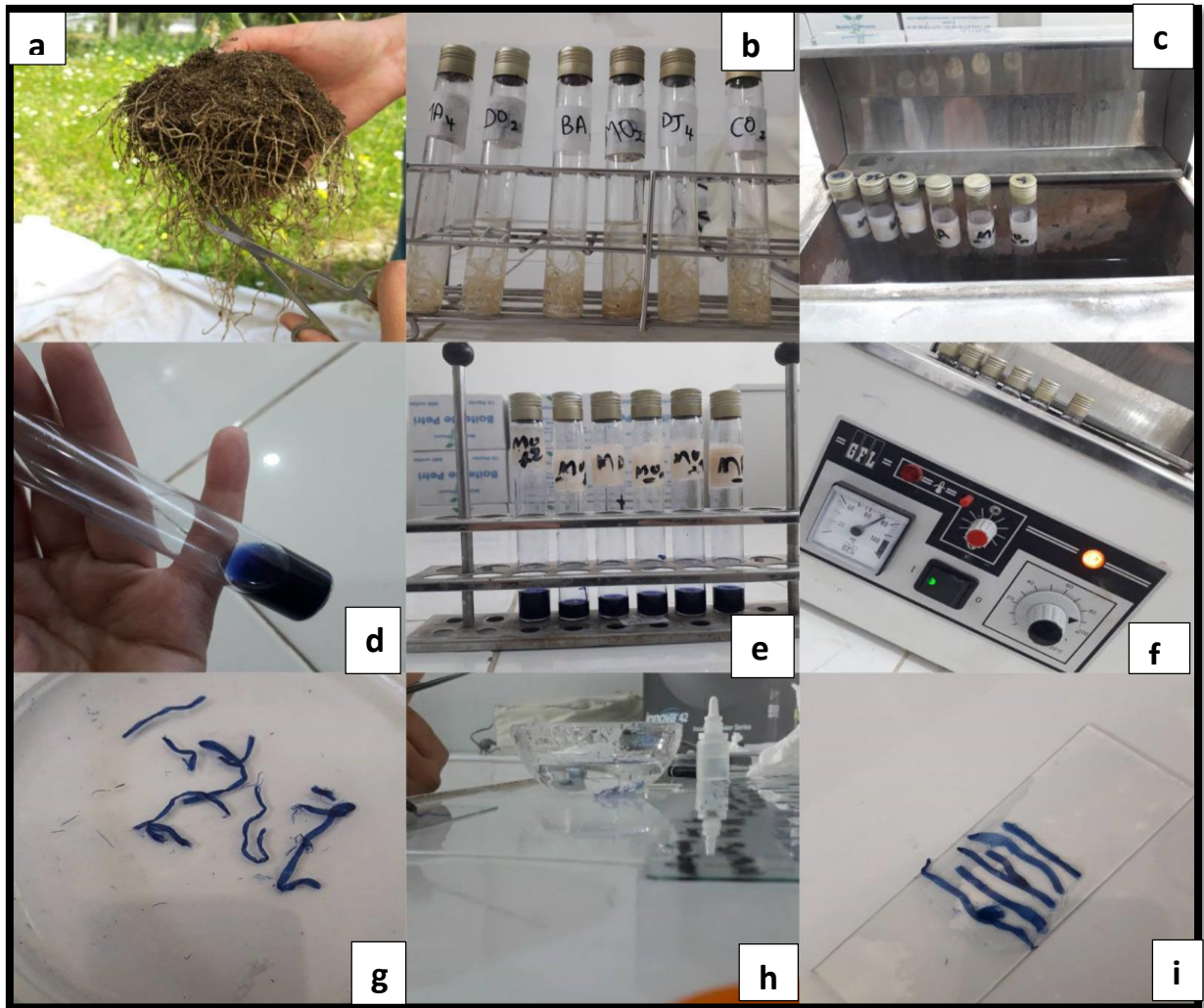


Figure 12 : Etapes de la technique de coloration des racines d'ail mettant en évidence la mycorhization par les champignons mycorhiziens à arbuscules (Originale, 2022).

2.11 Evaluation des paramètres de la mycorhization

L'évaluation de la mycorhization a été réalisée pour les racines des plants d'ail développées selon chacun des types de sol mycorhizé et pour les témoins. Elle a porté sur l'estimation de la fréquence d'infection des racines des plants et l'intensité globale de mycorhization, selon la méthode décrite par **Trouvelot et al. (1986)** (**Figure 13**).

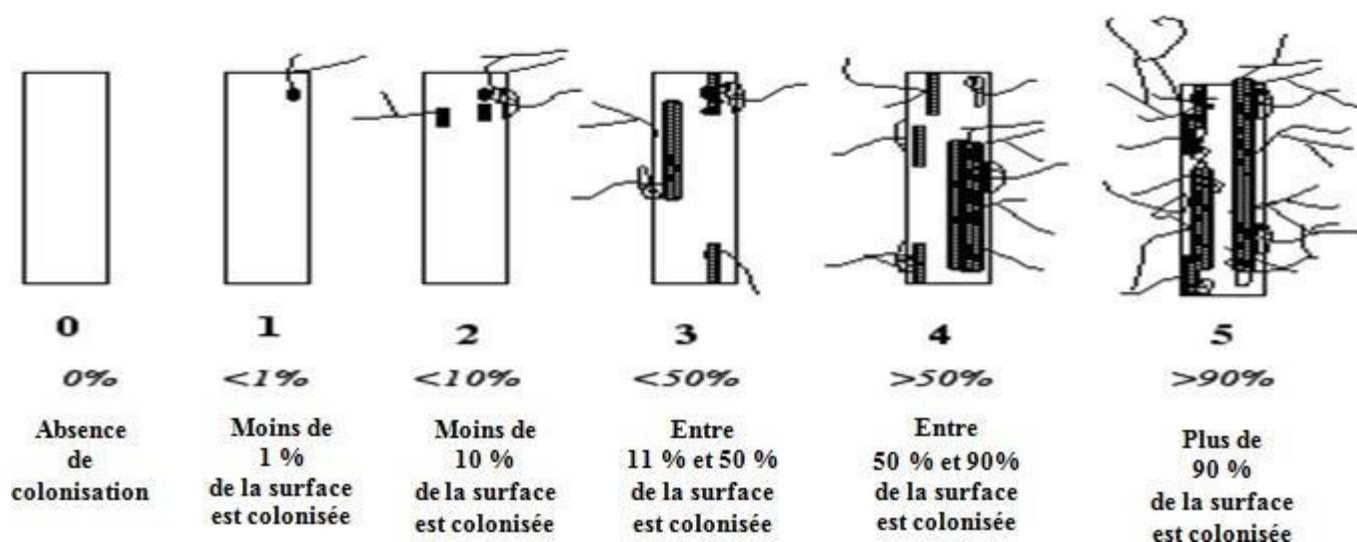


Figure 13 : Echelle de notation du degré de mycorhization des fragments racinaires (Trouvelot *et al.*, 1986)

La fréquence de mycorhization consiste à prélever 30 fragments de racines colorés, d'environ de 1 cm de longueur au hasard pour les placer entre lames et lamelles à raison de 10 fragments par lame en présence d'une goutte de glycérol puis, les observer au microscope optique au grossissement (X125).

Le degré de colonisation mychorhizienne de chaque fragment a été estimé selon un barème constitué de six classes noté de zéro (0) à cinq (5).

La fréquence de mycorhization F est définie comme le pourcentage de fragments racinaires mycorhizés par rapport au nombre total des fragments observés.

$$F (\%) = \frac{\text{Le nombre de fragments mycorhizés}}{\text{nombre de fragments total observés}}$$

L'intensité de mycorhization (M%) correspondant à la proportion de fragments racinaires observés colonisés par les CMA. Chaque fragment analysé est classé selon le barème décrit par Trouvelot *et al.* (1986) comme suit :

$$M (\%) = \frac{95n_5 + 70n_4 + 30n_3 + 5n_2}{\text{nombre total de fragments observés}}$$

Où :

- n_5 = Le nombre de fragments notés 5

- n4= Le nombre de fragments notés 4
- n3= Le nombre de fragments notés 3
- n2= Le nombre de fragments notés 2
- n1= Le nombre de fragments notés 1

L'intensité de mycorhization des fragments mycorhizés m % est l'intensité de la colonisation développée dans la partie mycorhizée du système racinaire (proportion du cortex colonisé dans la partie mycorhizée du système racinaire exprimé en %).

$$m\% = M \times (\text{nombre total de fragments observés}) / (\text{nombre de fragments mycorhizés}) = M \times 100 / F$$

L'intensité arbusculaire de la partie mycorhizée est le teneur arbusculaire de la colonisation ramené au système racinaire entier.

$$a\% = (100m_{A3} + 50m_{A2} + 10m_{A1}) / 100$$

où m_{A3} , m_{A2} , m_{A1} sont les % de m respectivement affectés des notes A3, A2, A1,

Avec $m_{A3} = ((95n_{5A3} + 70n_{4A3} + 30n_{3A3} + 5n_{2A3} + n_{1A3}) / \text{nombre de fragments mycorhizés}) \times 100 / m$,

de même pour A2 et A1.

L'intensité arbusculaire dans le système racinaire est le teneur arbusculaire de la colonisation dans la partie mycorhizée du système racinaire. Elle est calculée selon la formule suivante :

$$A\% = a \times (M/100)$$

2.12 Analyse statistique

L'analyse statistique a été réalisée pour l'ensemble des paramètres évalués à savoir les paramètres de croissance (Hauteur de plants, poids des bulbes et du chevelu racinaire), les teneurs en eau, en MS%, matière organique, matière minérale, teneurs en pigments foliaires, teneurs en sucres totaux, teneurs en composés phénoliques (polyphénols et flavonoïdes) ainsi que les paramètres de colonisation mycorhizienne au moyen du logiciel Minitab, en déterminant la variance à l'aide de l'outil ANOVA et, le modèle GLM. Les différences ont été considérées

significatives pour $P \leq 0,05$. Le test de Tukey a servi pour classer les différents types d'inoculants mycorhiziens en groupes homogènes (**Philippeau, 1989**).

CHAPITRE 3

RESULTATS ET

DISCUSSION

3. RESULTATS

3.1.1 Hauteur des plants d'ail

La hauteur des plants cultivés d'ail a montré une variabilité selon les traitements appliqués ($P=0,000$, $F=3,33$) (Annexe 1) (**Figure 14**).

Les valeurs enregistrées varient entre 42,591 et 46,887 cm (**Figure 15**).

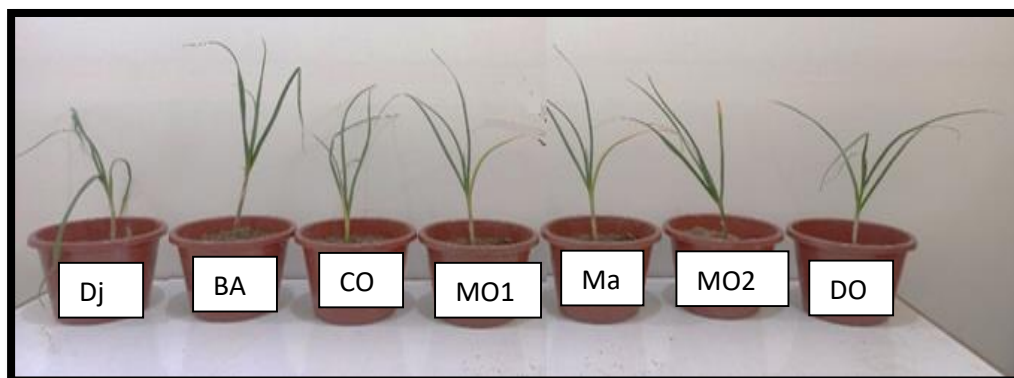


Figure 14: Variabilité de la hauteur des plants d'ail cultivés âgés de 3 mois selon les isolats mycorhiziens endémiques

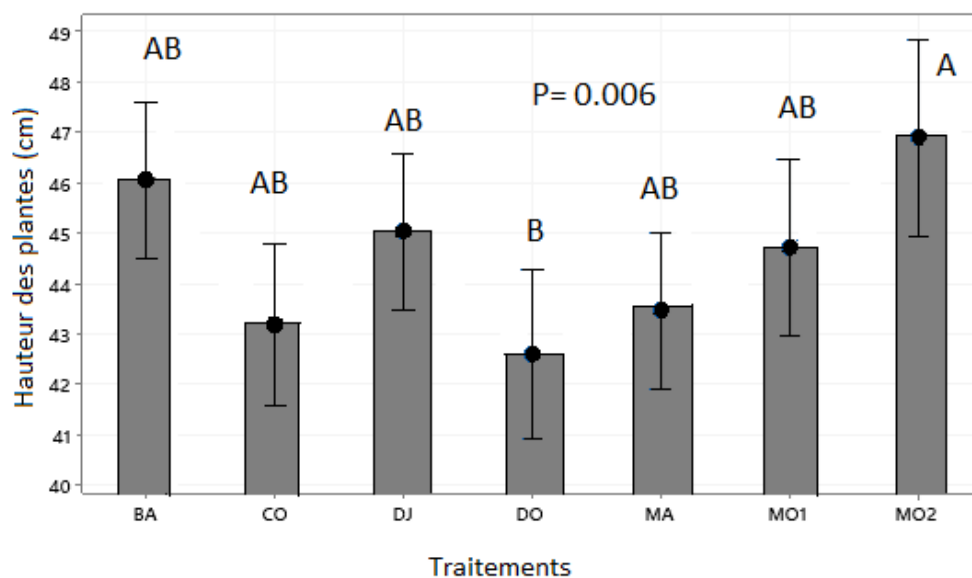


Figure 15 : Classement des isolats mycorhiziens endémiques par le test de Tukey selon la hauteur des plants d'ail cultivés.

Le classement des traitements appliqués sur la culture a été établi par le test de Tukey qui a montré les trois groupes homogènes distincts suivants (**Figure 15**) :

- Le premier groupe comprend l'isolat mycorhizien MO2, montrant la plus grande hauteur de 46,88 cm.
- Le deuxième groupe comprend les isolats mycorhiziens BA, DJ, MO1, MA et les témoin (CO), montrant une hauteur avoisinante comprise entre 43,12 et 46,05 cm.
- Le troisième groupe comprend l'isolat mycorhizien DO avec la plus faible hauteur de l'ordre de 42,59 cm.

3.1.2 Variabilité pondérale des bulbes et du chevelu racinaire des plants d'ail cultivés

Les bulbes ont enregistré des tailles variables traduisant un poids également variable selon les traitements appliqués sur la culture de l'ail (**Figure 16**).



Figure 16 : Variabilité morphologique des bulbes et du chevelu racinaire produits par les plants d'ail cultivés selon les isolats mycorhiziens endémiques.

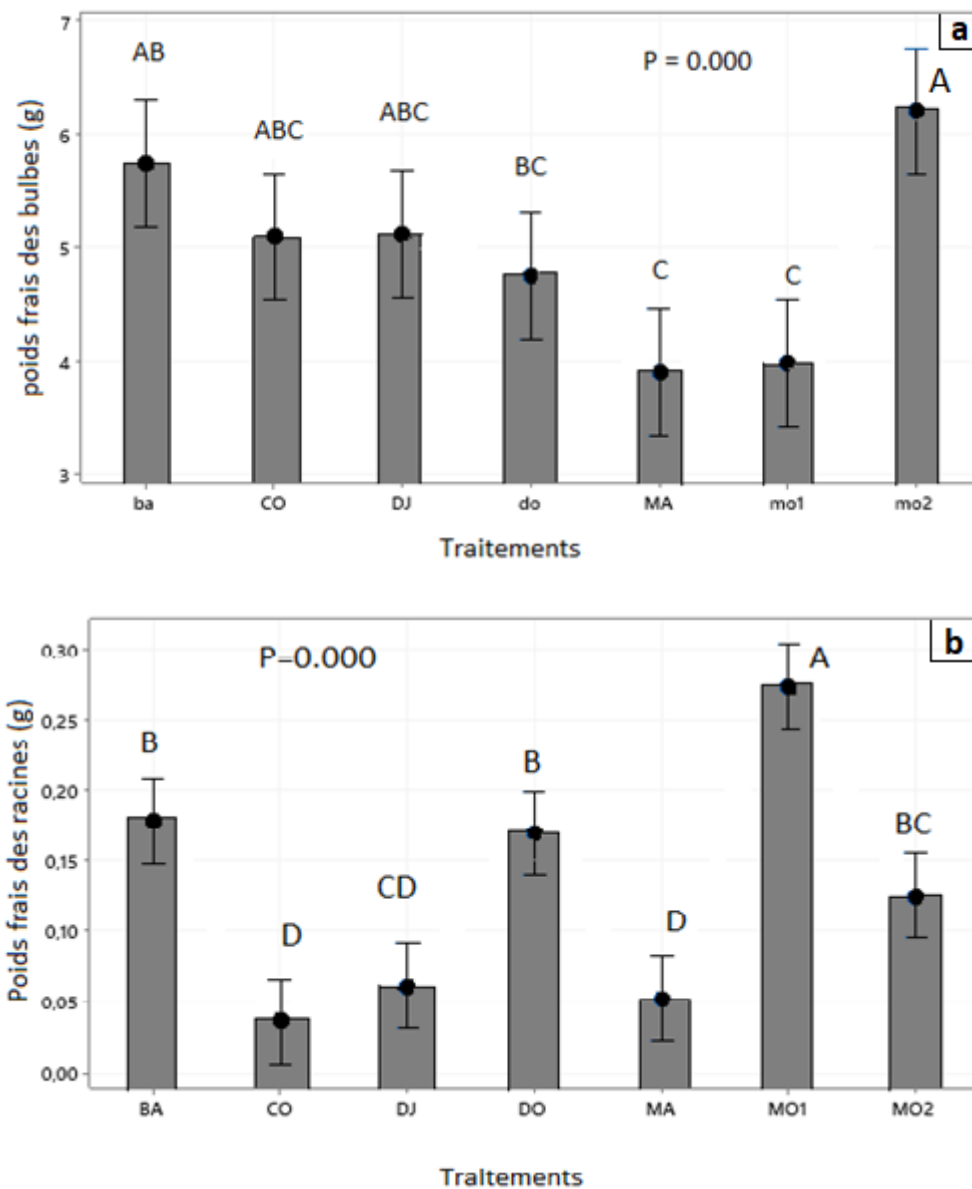


Figure 17 : Classement des isolats mycorhiziens endémiques par le test de Tukey selon le poids frais des bulbes (a) et le poids frais du chevelu racinaire (b) produits par les plants d’ail cultivés.

L’analyse de la variance du poids des bulbes produits a montré une différence très hautement significative selon les traitements appliqués sur les plants cultivés d’ail ($P=0,000$, $F=9,66$).

Il en est de même pour les poids des racines enregistré par l’ensemble des plants d’ail cultivés selon les différents traitements ($P= 0,000$, $F=38,26$) (**Annexe 2**).

Les valeurs du poids des bulbes enregistrées étaient comprises entre 3,90 et 6,19g (**Figure 17a**) alors que, celles enregistrées pour les racines étaient comprises entre 0,03 et 0,27g (**Figure 17b**).

Le test de tukey a établi le classement des traitements appliqués sur la culture en groupes homogènes distincts selon le poids des bulbes et des racines des plants cultivés respectivement comme suit :

En effet, cinq groupes homogènes ont été établis pour les isolats mycorhiziens selon le poids des bulbes (**Figure 17a**), on distingue :

- Le groupe 1 renferme l'isolat MO2 avec le poids le plus élevé de 6,19g.
- Le groupe 2 renferme l'isolat BA avec le poids de 5,73g.
- Le groupe 3 renferme l'isolat DJ et le témoin avec un poids compris entre 5,09 et 5,11g.
- Le groupe 4 renferme l'isolat DO avec un poids de 4,74g.
- Le groupe 5 renferme les isolats MO1 et MA avec un poids compris entre 3,90 et 3,98g.

Par ailleurs, cinq groupes homogènes ont été établis pour les isolats mycorhiziens selon le poids des racines des plants d'ail cultivés (**Figure 17b**), on distingue :

- Le groupe 1 renferme l'isolat MO1 avec le poids le plus élevé de 0,27g.
- Le groupe 2 renferme les isolats BA et DO avec le poids compris entre 0,16 et 0,17g.
- Le groupe 3 renferme l'isolat MO2 avec un poids de 0,12g.
- Le groupe 4 renferme l'isolat DJ avec un poids de 0,06g.
- Le groupe 5 renferme les isolats MA et les témoins avec un poids compris entre 0,03 et 0,05g.

3.1.3 Teneurs en pigments foliaires

L'analyse de la variance des teneurs en pigments foliaires a également montré une variabilité très hautement significative en ce qui concerne la chlorophylle a et la chlorophylle b avec les valeurs de ($P= 0,000$, $F=33961,9$) et ($P=0,000$, $F= 19,27$) respectivement. Cependant, une différence non significative a été enregistrée sur les teneurs selon les traitements appliqués sur les plants cultivés d'ail (**Annexe 3**).

Les teneurs enregistrées étaient comprises entre 1,74 et 3,90 mg/ml de MF ainsi que, 0,07 et 1,48 mg/ml de MF respectivement pour la chlorophylle a (**Figure 18a**) et la chlorophylle b (**Figure 18b**). Quant aux teneurs des caroténoïdes enregistrées les valeurs étaient comprises entre 1,08 et 1,41 mg/ml de MF (**Figure 18c**).

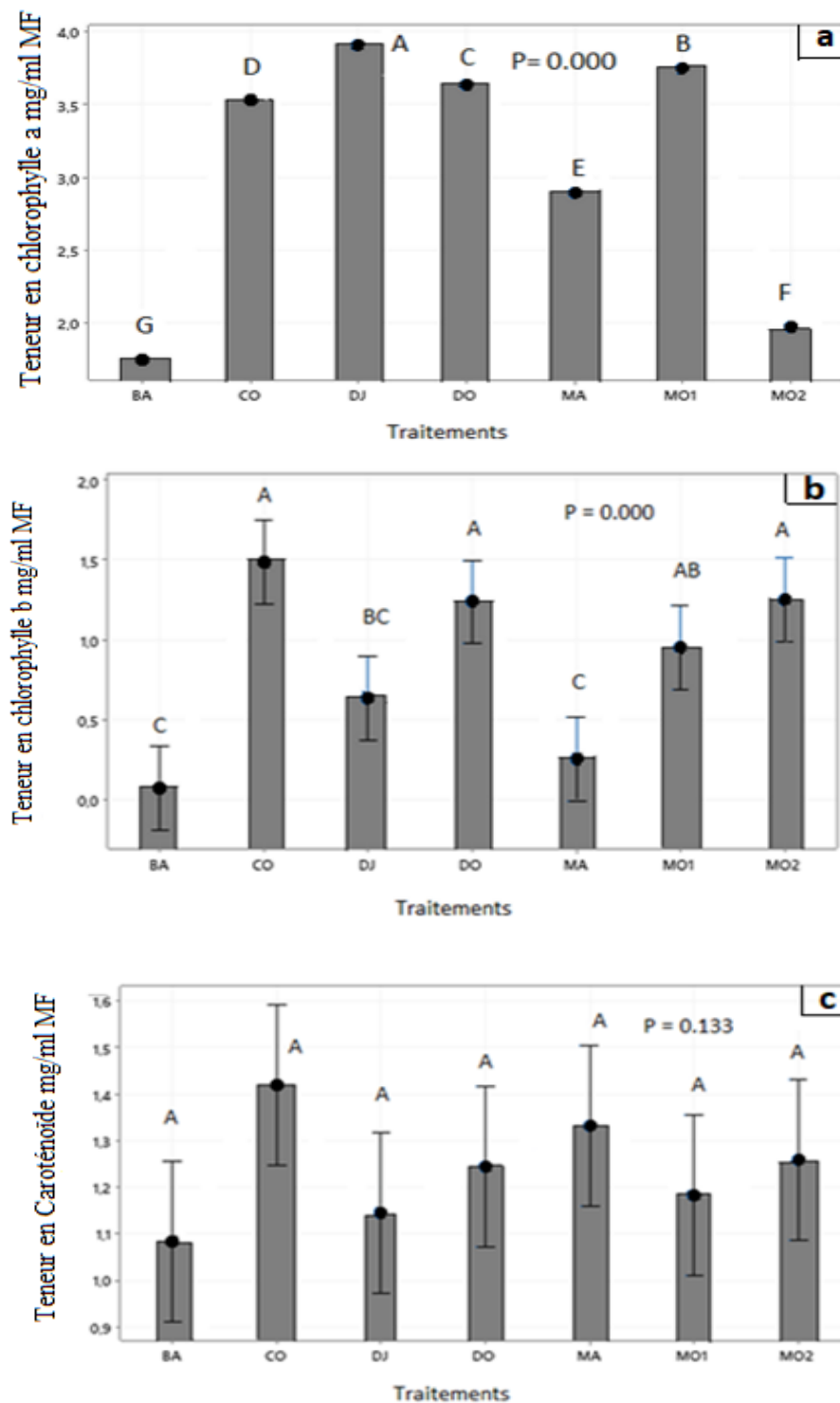


Figure 18 : Classement des isolats mycorhiziens endémiques par le test de Tukey selon les teneurs en pigments foliaires (Chlorophylle a et b ainsi que les caroténoïdes) synthétisés par les plants d’ail cultivés.

Le test de tukey a établi le classement des traitements appliqués sur la culture en groupes homogènes distincts selon les teneurs en pigments foliaires des plants cultivés respectivement comme suit :

En effet, sept groupes homogènes ont été établis pour les isolats mycorhiziens selon les teneurs enregistrées pour la chlorophylle a (**Figure 18a**), on distingue :

- Le groupe 1 renferme l'isolat DJ avec une teneur la plus élevée de 3,90 mg/ml MF.
- Le groupe 2 renferme l'isolat MO1 avec une teneur de 3,74 mg/ml MF.
- Le groupe 3 renferme l'isolat DO avec une teneur de 3,64 mg/ml MF.
- Le groupe 4 renferme les témoins avec une teneur de 3,53 mg/ml MF.
- Le groupe 5 renferme l'isolat MA avec une teneur de 2,89 mg/ml MF.
- Le groupe 6 renferme l'isolat MO2 avec une teneur de 1,96 mg/ml MF.
- Le groupe 7 renferme l'isolat BA avec une teneur de 1,74 mg/ml MF.

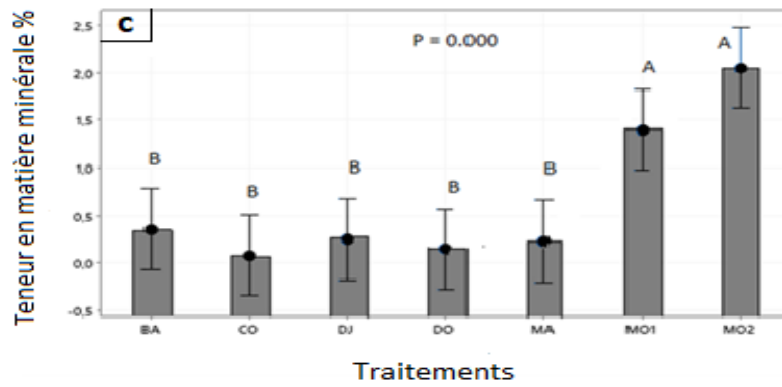
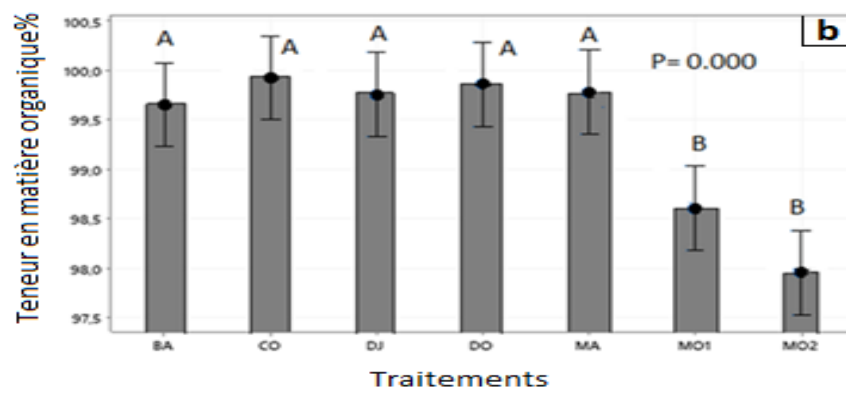
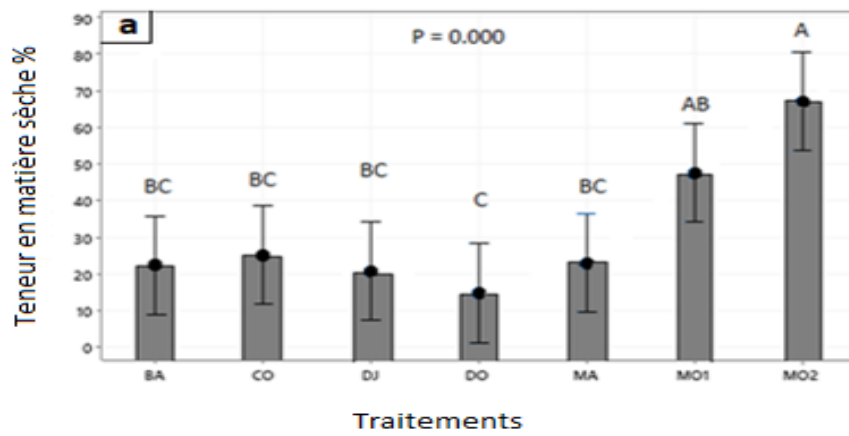
Par ailleurs, quatre groupes homogènes ont été établis pour les isolats mycorhiziens selon les teneurs enregistrées pour la chlorophylle b (**Figure 18b**), on distingue :

- Le groupe 1 renferme les isolats : témoins, MO2 et DO avec des teneurs comprises entre 1,23 et 1,48 mg/ml MF.
- Le groupe 2 renferme l'isolat MO1 avec une teneur de 0,95 mg/ml MF.
- Le groupe 3 renferme l'isolat DJ avec une teneur de 0,63 mg/ml MF.
- Le groupe 4 renferme les isolats MA et BA avec des teneurs comprises entre 0,071 et 0,25 mg/ml MF.

En outre les teneurs enregistrées pour les caroténoïdes semblent très voisines d'où leur classement dans le même groupe dont, les valeurs étaient comprises entre 1,08 et 1,42 mg/ml MF (**Figure 18c**).

3.2. Critères de qualité des plants d'ail cultivés

3.2.1 Teneurs en eau, en matière sèche, en matière organique et en matière minérale



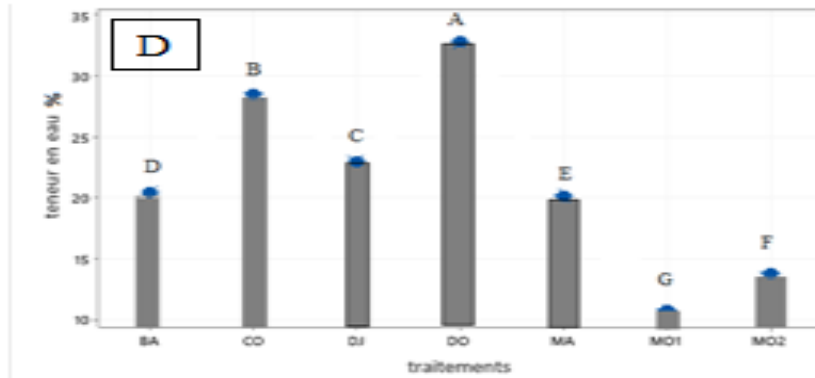


Figure 19 : Classement des isolats mycorhiziens endémiques par le test de Tukey selon les teneurs en matière sèche (a), teneur en matière organique (b) et teneur en matière minérale (c) et teneur en eau (d).

L'analyse de la variance a également montré une variabilité très hautement significative en ce qui concerne des teneurs en eau ($P= 0,000$, $F= 59410,38$), en matière sèche ($P= 0,000$, $F= 8,99$), en matière organique ($P= 0,000$, $F= 14,96$) et en matière minérale ($P= 0,000$, $F= 14,96$) (**Annexe 4**).

Les teneurs enregistrées étaient comprises entre 11 et 33% pour l'eau (**Figure 19d**), 14,70 et 66,92% pour la matière sèche (**Figure 19a**), 97,95 et 99,92% pour la matière organique (**Figure 19b**), et 0,08 et 2,05% de matière minérale (**Figure 19c**).

Le test de tukey a établi le classement des traitements appliqués sur la culture en groupes homogènes distincts selon les teneurs en eau, en matière sèche, matière organique et en matière minérale des plants cultivés respectivement comme suit :

En effet, sept groupes homogènes ont été établis pour les isolats mycorhiziens selon les teneurs enregistrées pour l'eau (**Figure 19d**), on distingue :

- Le groupe 1 renferme l'isolat DO avec une teneur la plus élevée de 33%.
- Le groupe 2 renferme les témoins avec une teneur de 28%.
- Le groupe 3 renferme l'isolat DJ avec une teneur de 23%.
- Le groupe 4 renferme l'isolat BA avec une teneur de 19%.
- Le groupe 5 renferme l'isolat MA avec une teneur de 18%.

- Le groupe 6 renferme l'isolat MO2 avec une teneur de 14%.
- Le groupe 7 renferme l'isolat MO1 avec une teneur de 11%.

Par ailleurs, quatre groupes homogènes ont été établis pour les isolats mycorhiziens selon les teneurs enregistrées pour la matière sèche (**Figure 19a**), Nous distinguons :

- Le groupe 1 renferme l'isolat MO2 avec une teneur de 66,9%.
- Le groupe 2 renferme l'isolat MO1 avec une teneur de 47,54%.
- Le groupe 3 renferme les isolats CO, MA, BA, DJ avec des teneurs comprises entre 20,64% et 25,15%.
- Le groupe 4 renferme l'isolat DO avec une teneur de 14,70%.

Un autre classement a été établi en deux groupes homogènes pour les isolats mycorhiziens selon les teneurs en matière organique (**Figure 19b**), on distingue :

- Groupe 1 renferme les témoins et, les isolats : DO, MA, DJ, et BA avec des teneurs comprises entre 99,64 et 99,92%.
- Groupe 2 renferme les isolats MO1 et MO2 avec des teneurs comprises entre 97,95 et 98,60%.

Egalement, selon les teneurs en matière minérale, les isolats mycorhiziens ont connu un classement en deux groupes homogènes (**Figure 19c**) où :

- Groupe 1 renferme les isolats MO2 et MO1 avec des teneurs comprises entre 1,40 et 2,04%.
- Groupe 2 renferme les isolats BA, DJ, MA, DO et les témoins avec des teneurs comprises entre 0,08 et 0,35%.

3.2.2 Teneurs en sucres totaux

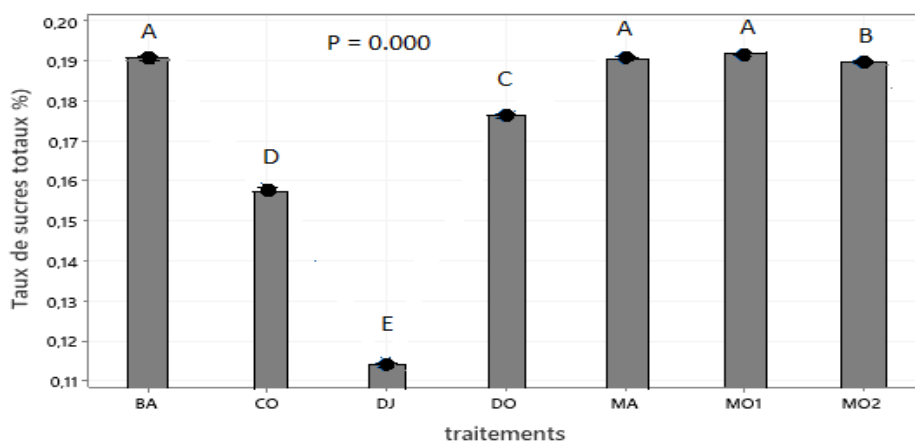


Figure 20 : Classement des isolats mycorhiziens endémiques par le test de Tukey selon les teneurs en sucres totaux des plants d'ail cultivés.

L'application des isolats mycorhiziens a également influencé sur les teneurs en sucres totaux des plants d'ail cultivés. Une différence très hautement significative a été enregistrée sur les plants d'ail cultivés ($P=0,000$, $F=18574,98$) (**Annexe 5**).

Les teneurs en sucres totaux enregistrées sur les plants d'ail cultivés selon les traitements étaient comprises entre 0,11 et 0,19% (**Figure 20**).

Selon les teneurs en sucres totaux enregistrées, le test de tukey a permis le classement des isolats mycorhiziens étudiés en cinq groupes homogènes suivants (**Figure 20**) :

- Le groupe 1 renferme les isolats BA, MA et MO1 avec de l'ordre de 0,19%.
- Le groupe 2 renferme l'isolat MO2 avec une teneur de 0,18%.
- Le groupe 3 renferme l'isolat DO avec une teneur de 0,17%.
- Le groupe 4 renferme les témoins avec une teneur de 0,16%.
- Le groupe 5 renferme l'isolat DJ avec une teneur de 0,11%.

3.2.3 Teneurs en polyphénols totaux et en flavonoïdes

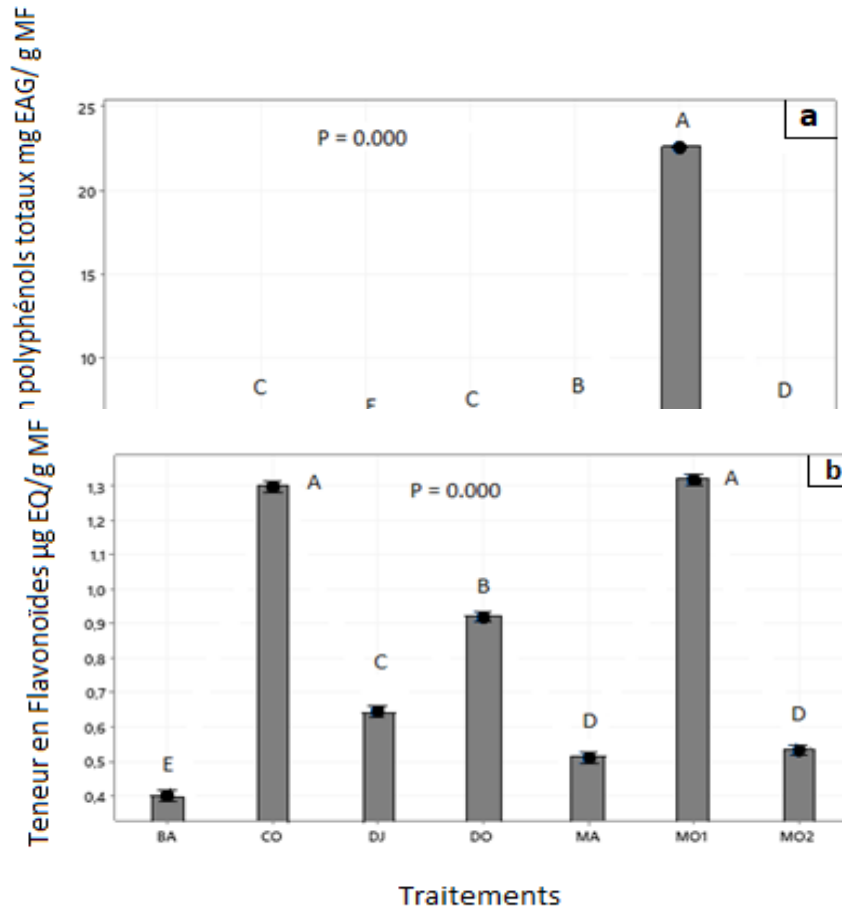


Figure 21 : Classement des isolats mycorhiziens endémiques par le test de Tukey selon les teneurs en polyphénols totaux (a) et en flavonoïdes (b) des extraits de plants d’ail cultivés.

Les traitements appliqués sur les plants d’ail cultivés ont également affecté les teneurs en métabolites secondaires notamment les polyphénols et les flavonoïdes. Dans ce sens, une différence très hautement significative a été enregistrée sur les teneurs en polyphénols ($P=0,000$, $F= 32870,33$) et celles des flavonoïdes ($P=0,000$, $F=2958,77$) (**Annexe 6**).

Les teneurs étaient comprises entre 3,64 et 22,53 µg E.A.G/g MF (**Figure 21a**) ainsi que 0,40 et 1,32 µg E.Q/g MF (**Figure 21b**) respectivement pour les polyphénols totaux et les flavonoïdes.

Selon les teneurs en polyphénols totaux enregistrées, le test de tukey a permis le classement des isolats mycorhiziens étudiés en sept groupes homogènes suivants (**Figure 21a**) :

- Le groupe 1 renferme l'isolat MO1 avec une teneur de 22,53 $\mu\text{g E.A.G/g MF}$.
- Le groupe 2 renferme l'isolat MA avec une teneur de 6,19 $\mu\text{g E.A.G/g MF}$.
- Le groupe 3 renferme l'isolat DO avec une teneur de 5,54 $\mu\text{g E.A.G/g MF}$.
- Le groupe 4 renferme les témoins avec une teneur de 5,53 $\mu\text{g E.A.G/g MF}$.
- Le groupe 5 renferme l'isolat MO2 avec une teneur de 5,18 $\mu\text{g E.A.G/g MF}$.
- Le groupe 6 renferme l'isolat DJ avec une teneur de 4,45 $\mu\text{g E.A.G/g MF}$.
- Le groupe 7 renferme l'isolat BA avec une teneur de 3,64 $\mu\text{g E.A.G/g MF}$.

Selon les teneurs en flavonoïdes enregistrées, le test de tukey a permis le classement des isolats mycorhiziens étudiés en cinq groupes homogènes suivants (**Figure 21b**) :

- Le groupe 1 renferme les isolats MO1 et les témoins avec des teneurs comprises entre 1,29 et 1,32 $\mu\text{g E.Q/g MF}$.
- Le groupe 2 renferme l'isolat DO avec une teneur de 0,91 $\mu\text{g E.Q/g MF}$.
- Le groupe 3 renferme l'isolat DJ avec une teneur de 0,64 $\mu\text{g E.Q/g MF}$.
- Le groupe 4 renferme les isolats MO2 et MA avec des teneurs comprises entre 0,50 et 0,53 $\mu\text{g E.Q/g MF}$.
- Le groupe 5 renferme l'isolat BA avec une teneur de 0,40 $\mu\text{g E.Q/g MF}$.

3.3 Paramètres de colonisation mycorhizienne des racines de plantes d'ail cultivées selon Les isolats mycorhiziens endémiques

Les isolats mycorhiziens endémiques étudiés ont montré une variabilité dans la colonisation mycorhizienne racinaire des plants d'ail cultivés (**Figure 22**).

Comparés aux témoins qui n'ont pas montré de structures mycorhiziennes, nous relevons une densité plus importante chez les racines mycorhizées respectivement par les isolats :

MO1, DO, DJ, MO2, BA, MA, Témoins (CO) (**Figure 22**).

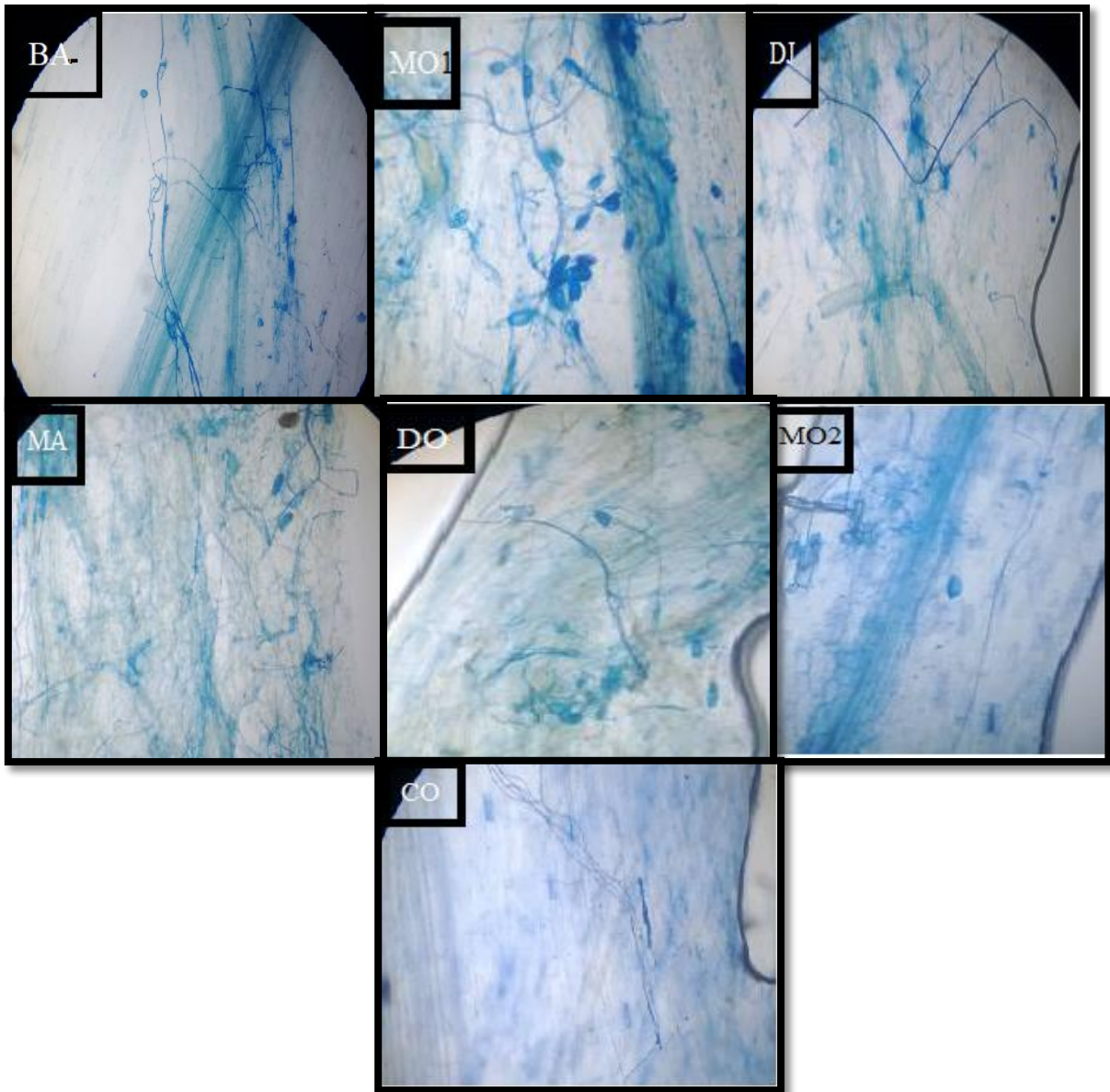
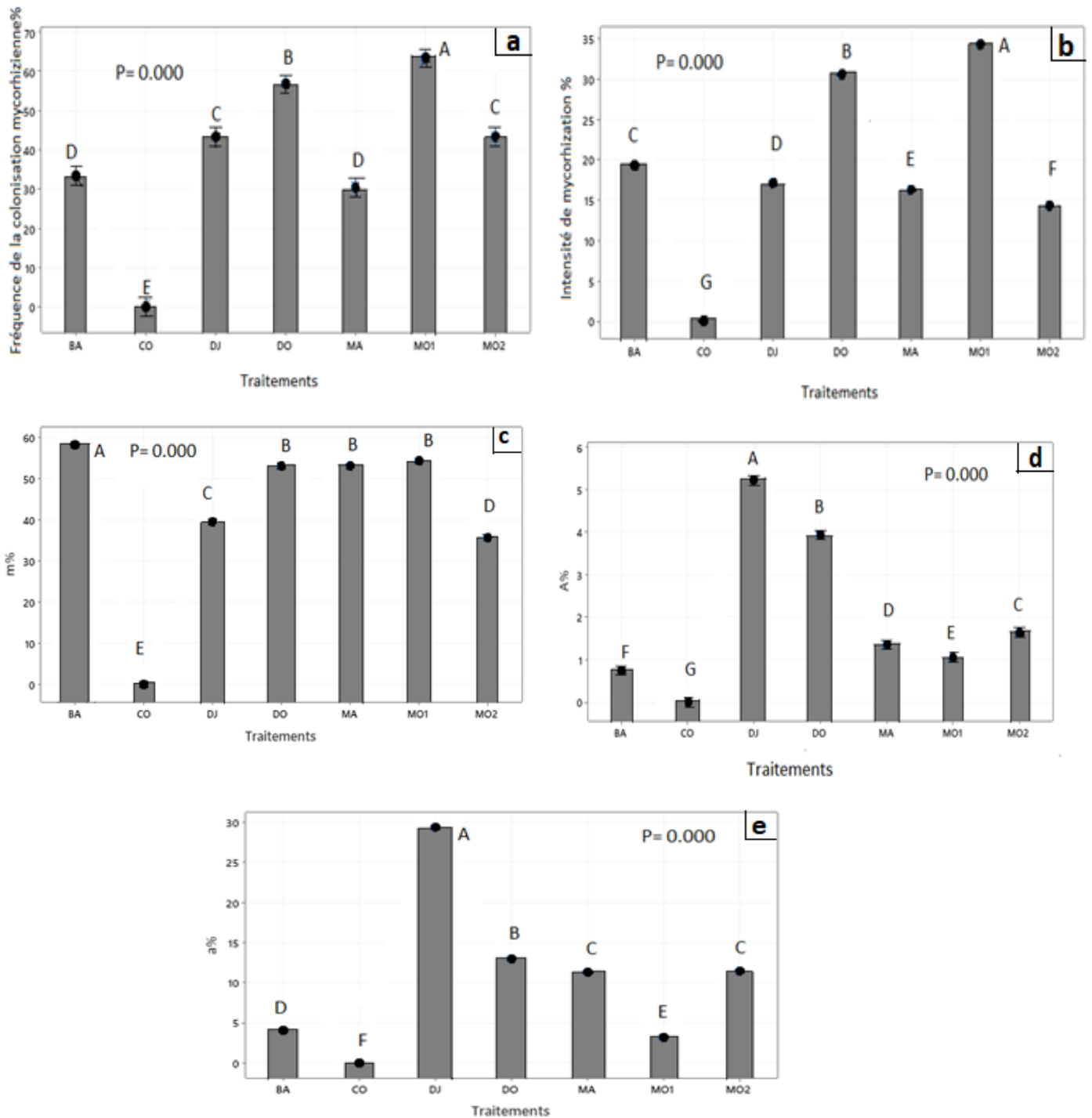


Figure 22 : Variabilité de la colonisation mycorhizienne racinaire des plants d'ail cultivés selon les isolats mycorhiziens endémiques.



F (%) Fréquence de la colonisation mycorhizienne, M (%) Intensité de la colonisation du cortex racinaire, m (%) l'intensité de la colonisation développée dans la partie mycorhizée de système racinaire ; A (%) : Teneur arbusculaire de la colonisation ramenée au système racinaire entier ; a (%) : teneur arbusculaire de la colonisation dans la partie mycorhizée de système racinaire (a%)

Figure 23 : Classement des isolats mycorhiziens endémiques par le test de Tukey selon les paramètres de colonisation mycorhizienne des racines des plants d'ail cultivés.

L'analyse de la variance de chaque paramètre de colonisation mycorhizienne à savoir la fréquence de la colonisation mycorhizienne (F%) et l'intensité de la colonisation de cortex racinaire (M%), ainsi que l'intensité de la colonisation développée dans la partie mycorhizée du système racinaire (m%), la teneur arbusculaire de la colonisation dans la partie mycorhizée du système racinaire (a%) et la teneur arbusculaire de la colonisation ramenée au système racinaire entier (A%) cités dans l'Annexe 7 a montré une différence très hautement significative selon les isolats mycorhiziens (P=0,000).

Les paramètres de colonisation mycorhizienne des racines des plants d'ail cultivés ont été évalués à des valeurs comprises entre 30,33 et 63,25% , 14,22 et 34,32%, 0,74 et 5,2%, 3,15 et 29,33% ainsi que 37,57 et 58,14% respectivement pour la fréquence de la colonisation mycorhizienne (F%) (**Figure 23a**) et l'intensité de la colonisation de cortex racinaire (M%)(**Figure 23b**), teneur arbusculaire de la colonisation ramenée au système racinaire entier (A%) (**Figure 23c**) ainsi que, la teneur arbusculaire de la colonisation dans la partie mycorhizée du système racinaire (a%) (**Figure 23d**) et l'intensité de la colonisation développée dans la partie mycorhizée du système racinaire (m%)(**Figure 23e**).

Selon la fréquence de la colonisation mycorhizienne (F%) des racines des plants d'ail, on distingue un classement d'isolats par le test de Tukey en 5 groupes homogènes (**Figure 23a**):

- Groupe 1 renferme l'isolat MO1 avec une fréquence de 63,25%.
- Groupe 2 renferme l'isolat DO avec une fréquence de 56,65%.
- Groupe 3 renferme l'isolat DJ et MO2 avec une fréquence de 43,34% et 43,33%.
- Groupe 4 renferme l'isolat BA et MA avec une fréquence de 33,31% et 30,33%
- Groupe 5 renferme les témoins avec une fréquence nulle.

Selon l'intensité de la colonisation du cortex racinaire (M%) des plants d'ail, on distingue un classement d'isolats par le test de Tukey en sept groupes homogènes (**Figure 23b**):

- Groupe 1 renferme l'isolat MO1 avec une intensité de 34,32%.
- Groupe 2 renferme l'isolat DO avec une intensité de 30,52%.
- Groupe 3 renferme l'isolat BA avec une intensité de 19,34%.
- Groupe 4 renferme l'isolat DJ avec une intensité de 17,06%.
- Groupe 5 renferme l'isolat MA avec une intensité de 16,18%.
- Groupe 6 renferme l'isolat MO2 avec une intensité de 14,22%.

- Groupe 7 renferme les témoins avec une intensité nulle.

Selon la teneur arbusculaire de la colonisation ramenée au système racinaire entier (A%) des plants d'ail, on distingue un classement d'isolats par le test de Tukey en sept groupes homogènes (**Figure 23c**) :

- Groupe 1 renferme l'isolat DJ avec une intensité de 5,2%.
- Groupe 2 renferme l'isolat DO avec une intensité de 3,9%.
- Groupe 3 renferme l'isolat MO2 une intensité de 1,63%.
- Groupe 4 renferme l'isolat MA avec une intensité de 1,34%.
- Groupe 5 renferme l'isolat MO1 avec une intensité de 1,05%.
- Groupe 6 renferme l'isolat BA avec une intensité de 0,74%.
- Groupe 7 renferme les témoins avec une intensité nulle.

Selon la teneur arbusculaire de la colonisation dans la partie mycorhizée du système racinaire (a%) des plants d'ail, on distingue un classement d'isolats par le test de Tukey en six groupes homogènes (**Figure 23d**) :

- Groupe 1 renferme l'isolat DJ avec une teneur de 29,33%.
- Groupe 2 renferme l'isolat DO avec une teneur de 12,94%.
- Groupe 3 renferme les isolats MO2 et MA avec une teneur de 11,48% et 11,246%
- Groupe 4 renferme l'isolat BA avec une teneur de 4,02%.
- Groupe 5 renferme l'isolat MO1 avec une teneur de 3,15%.
- Groupe 6 renferme les témoins avec une teneur nulle.

Selon l'intensité de la colonisation développée dans la partie mycorhizée de système racinaire (m%) des plants d'ail, on distingue un classement d'isolats par le test de Tukey en cinq groupes homogènes (**Figure 23e**) :

- Groupe 1 renferme l'isolat BA avec une intensité mycorhizienne de 58,14%.
- Groupe 2 renferme l'isolat MA, DO et MO1 avec une intensité mycorhizienne comprise entre 52,96% et 54,26%.
- Groupe 3 renferme l'isolat DJ avec une intensité mycorhizienne de 39,53%.
- Groupe 4 renferme l'isolat MO2 avec une intensité mycorhizienne de 35,57%.
- Groupe 5 renferme les témoins avec une intensité mycorhizienne nulle.

Discussion

La hauteur des plants cultivés d'ail a été remarquable et a connu une augmentation sous l'effet de l'isolat mycorhizien MO2 (46,88 cm) en comparaison avec certains isolats testés et les témoins (43,12 et 46,05 cm).

Ces résultats concordent avec ceux de **Sari et al. (2002)** qui ont montré que les niveaux de P et l'inoculation mycorhizienne n'ont pas affecté le poids des bulbes ou le nombre des gousses par bulbe.

Des résultats similaires ont été rapportés par **Jasper et al. (1989)**, qui ont montré que l'association des plantes avec les CMA améliorent la croissance précoce de certains arbres.

En revanche, **Perner et al. (2008)** ont affirmé que l'application des mycorhizes arbusculaires n'a eu aucun effet significatif sur la croissance des plantes d'oignons.

Cependant **Al-Karaki, G.N., (2002)** ont montré que l'inoculation avec AMF a augmenté le rendement frais des bulbes de plantes cultivées sans ajout de P ou en ajoutant cet élément à raison de 20 kg/ha1 par rapport aux plantes non inoculées.

L'absence d'effet de l'application de CAM dans cette expérimentation peut être attribuée à deux raisons : la sélection des espèces de mycorhizes inoculées peut être erronée pour les plantes d'ail et chaque espèce végétale réagit différemment aux différentes espèces de mycorhizes.

En effet, le poids enregistré pour les bulbes produits par les plants d'ail cultivé a connu une augmentation sous l'effet de l'isolat MO2 (6,19g) et par degré moindre sous l'effet de l'isolat BA (5,73g) comparés à celui enregistré pour les témoins et les autres isolats (5,09 et 5,11g).

Le poids racinaire a également subi une légère augmentation sous l'effet de l'isolat MO1 (0,27g) et par degré moindre celui de BA et DO (0,16 et 0,17g), MO2 (0,12g) et DJ (0,06g) en comparaison avec les témoins (0,03 et 0,05g).

Des résultats similaires coïncident à ceux obtenus dans notre étude. Nous citons les travaux de **SOW et al. (2008)** qui ont montré l'impact positif de la mycorhization sur l'amélioration significative du poids moyen des bulbes d'oignons par rapport aux témoins.

Les travaux de **(Al-Karaki, G.N., 2002)** ont également confirmé que l'inoculation avec AMF a augmenté le rendement frais des bulbes des plantes.

Contrairement, **Perner et al. (2008)** ont démontré que l'inoculation mycorhizienne n'avait aucun effet significatif sur le poids frais des bulbes d'oignons.

Les travaux de **Sari et al. (2000)** ont également montré que ni les niveaux de P ni l'inoculation mycorhizienne n'ont affecté le poids des bulbes ou le nombre des gousses par bulbe.

En ce qui concerne les pigments foliaires, comparés aux témoins (3,53 mg/ml MF), les teneurs enregistrées pour la chlorophylle a ont été plus importantes sous l'effet des isolats mycorhiziens, nous relevons dans l'ordre décroissant l'isolat DJ, MO1 et DO avec des teneurs en chlorophylle a comprises entre 3,90 et 3,64 mg/ml MF. Contrairement, aux teneurs enregistrées pour la chlorophylle b dont, les plus importantes semblent similaires à celles enregistrées par les témoins (1,23 et 1,48 mg/ml MF). Les mêmes constatations ont été faites pour les teneurs en caroténoïdes et ceci pour l'ensemble des traitements (1,08 et 1,42 mg/ml MF). L'augmentation des teneurs en chlorophylle-a concordent avec de nombreux résultats.

Il a été démontré une photosynthèse plus élevée chez les plantes mycorhizées en pot d'une variété d'espèces a été confirmée par plusieurs chercheurs **Johnson (1984) ; Allen et al. 1981 ; Brown et Bethenfalvay, 1987**). L'augmentation de la teneur en pigments chlorophylliens par la mycorhization conduit à une augmentation de la photosynthèse permettant une amélioration de la croissance globale de la plante. Les niveaux inférieurs des pigments photosynthétiques observés sous l'effet d'autres traitements peuvent indiquer une teneur plus faible en azote des feuilles car la majorité de l'azote des feuilles est contenue dans les molécules de chlorophylle (**Netto et al., 2005**). En plus, **Druge and Schonbeck (1992)** ont affirmé la preuve que les changements dans les niveaux endogènes d'hormones de croissance des plantes, en particulier les cytokinines, qui étaient responsables des changements dans les mouvements stomatiques et peut-être dans l'appareil photosynthétique lui-même.

Les teneurs en eau des plants d'ail ont connu une légère augmentation seulement sous l'effet de l'isolat mycorhizien DO (33%) comparés à celle enregistrée par les témoins (28%).

Ces teneurs en matière sèche ont connu une nette augmentation sous l'effet des isolats mycorhiziens par ordre d'importance décroissant, nous citons les isolats mycorhiziens MO2 (66,9%), MO1 (47,54%) comparés aux témoins et les autres isolats (20,64 et 25,15%).

Contrairement aux teneurs en matière organique enregistrées qui s'avéraient toutes importantes et, similaires à celles enregistrées par les témoins (99,64 à 99,92%).

Par ailleurs, les teneurs en matière minérale ont également connu une augmentation sous l'effet de certains isolats mycorhiziens tels que : MO2(1,40) et MO1 (2,04%) comparés aux teneurs enregistrées par les témoins et les autres isolats (0,08 et 0,35%).

Ces résultats peuvent être traduits par les travaux signalant l'absence de l'effet d'application de champignons mycorhiziens à arbuscules pouvant être attribuée à deux raisons :

La spécificité des espèces de mycorhizes inoculées peut être erronée pour les plantes d'ail, et la réponse de chaque espèce végétale aux différentes espèces de mycorhizes.

Ainsi, la propriété des mycorhizes à prélever différents types d'éléments nutritifs notamment azotés (**Tobar et al., 1994**) est due à leur grande capacité d'absorption d'eau (**Kucey et al., 1983**).

Par ailleurs, l'application des isolats mycorhiziens a également influencé sur les teneurs en sucres totaux des plants d'ail cultivés. Ces dernières ont connu une légère augmentation sous l'effet respectivement des isolats mycorhiziens : BA, MA, MO1 (0,19%), MO2 (0,18%) et DO (0,17%) comparés aux témoins (0,16%).

Dans ce sens, l'augmentation des sucres réducteurs dans les cultivars rouges inoculés avec le CMA peut être attribuée à des taux de photosynthèse et à une concentration de phosphore plus élevée en in symbiose avec ce champignon mycorhizien **Mollavali et al., (2016)**.

Aussi, les résultats obtenus sont en d'accord avec les travaux de **Mollavali,et al. (2015)** qui ont montré que l'inoculation par *Rhizophagus intraradices* augmente la teneur en sucres chez les plantes d'oignons.

Dans un autre volet, les traitements appliqués sur les plants d'ail cultivés ont également affecté les teneurs en métabolites secondaires notamment les polyphénols. Ces dernières semblent plus importantes sous l'effet des isolats mycorhiziens notamment MO1 (22,53 µg E.A.G/g MF) et par degré moindre ceux de MA (6,19µg E.A.G/g MF) et DO (5,54 µg E.A.G/g MF) comparées à celles enregistrées par les témoins (5,53 µg E.A.G/g MF).

Cependant, toutes les teneurs en flavonoïdes enregistrées demeurent plus faibles sous l'effet de l'ensemble des isolats mycorhiziens à l'exception de l'isolat MO1 qui a enregistré une teneur très proche en flavonoïdes que les témoins (1,29 et 1,32 µg E.Q/g MF).

Ces résultats se rapprochent de ceux obtenus par **Mollavali,et al. (2015)** où, L'isolat *Diversispora vermiformes* est la plus effective pour augmenter les polyphénols totaux chez l'oignon.

Dans le même sens, **Perner et al. (2008)** ont prouvé l'impact de l'inoculation mycorhizienne sur la culture d'oignon est en relation étroite avec le dosage avait un effet significatif sur le dosage des polyphénols totaux,

Mieux encore, **Benjellon (2006)** a révélé la corrélation de l'application des mycorhizes sur la culture de Maïs avec l'augmentation de la teneur en polyphénols totaux.

Les travaux de **Mollavali,et al. (2015)** ont confirmé nos résultats et, ils ont prouvé que la concentration en flavonol était plus élevée chez les plantes d'oignon inoculés avec les.

L'ensemble des paramètres enregistrés sont en relation avec l'association mycorhizienne.

La plus importante fréquence de colonisation mycorhizienne (F%) des racines des plants d'ail semble plus importante pour les isolats MO1 et DO (63,25% et 56,65%) mais, demeure toujours modérée.

La même constatation a été relevée avec l'isolat MO1 (34,32%) pour l'intensité de la colonisation du cortex racinaire (M%) des plants d'ail.

Les plus importantes teneurs arbusculaires de colonisation ramenée au système racinaire entier (A%) des plants d'ail ont été enregistrées pour les isolats mycorhiziens DJ (5,2%) et DO (3,9%).

L'importante teneur arbusculaire de colonisation dans la partie mycorhizée du système racinaire (a%) des plants d'ail a été révélée pour l'isolat DJ (29,33%).

L'intensité de colonisation développée dans la partie mycorhizée du système racinaire (m%) des plants d'ail était plus importante pour l'isolat BA (58,14%) et également pour MA, DO et MO1 (52,96% et 54,26%).

Ces résultats ne sont pas vraiment différents de ceux révélés par **Sow et al. (2008)** où, ils ont prouvé que l'inoculation mycorhizienne des plantes d'ail induit toujours une colonisation racinaire supérieure ou égale à 85%.

L'augmentation des paramètres de mycorhization indique que les AMF utilisés ont été efficaces et peuvent être adaptés aux conditions de l'environnement, ce qui explique leur capacité à infecter et coloniser les racines d'ail. L'augmentation de la fréquence et de l'intensité de la colonisation des racines par les AMF seuls peut être due au faible niveau de matière organique et de phosphore disponible dans le sol **Sow et al., (2008)**.

Conclusion

Conclusion

L'ail (*Allium sativum* L.) est cultivé depuis des milliers d'années autant pour son utilisation culinaire que médicinale.

Dans ce contexte, nous avons jugé nécessaire d'améliorer le rendement et la qualité de ses biomolécules à intérêt industriel par l'application de six isolats de champignons mycorhiziens à arbuscules endémiques (MO1, MO2, DO, DJ, MA et BA) dans le substrat de culture en pots et sous serre en présence de témoins dont le substrat est stérile, en vue d'évaluer les potentialités agronomiques et l'impact bénéfique d'utilisation de ces microorganismes bénéfiques sur la biomasse et la qualité de ces biomolécules.

Au terme de cette étude, il est important de mettre en exergue les principaux résultats.

La hauteur des plants cultivés d'ail a été remarquable et a connu une augmentation sous l'effet de l'isolat mycorhizien MO2 (46,88 cm).

Le poids enregistré pour les bulbes produits par les plants d'ail cultivés a connu une augmentation sous l'effet de l'isolat MO2 (6,19g) et par degré moindre sous l'effet de l'isolat BA (5,73g) parallèlement pour le poids racinaire sous l'effet de l'isolat MO1 (0,27g) et par degré moindre celui de BA et DO (0,16 et 0,17g), MO2 (0,12g) et DJ (0,06g).

Les teneurs enregistrées pour la chlorophylle a ont été aussi plus importantes sous l'effet des isolats mycorhiziens, nous relevons l'effet stimulant des isolats : DJ, MO1 et DO avec des teneurs en chlorophylle a comprises entre 3,90 et 3,64 mg/ml MF contrairement aux teneurs enregistrées pour la chlorophylle b et celles des caroténoïdes qui semblent stables et similaires à celles enregistrées pour l'ensemble des traitements.

Les teneurs en eau ont connu une légère augmentation seulement sous l'effet de l'isolat mycorhizien DO (33%) alors qu'une nette augmentation a affecté les teneurs en matière sèche sous l'effet des isolats mycorhiziens MO2 (66,9%) et MO1 (47,54%). Une élévation des teneurs en matière minérale a été également enregistrée sous l'effet des isolats mycorhiziens MO2 (1,40) et MO1 (2,04%).

Cependant, toutes les teneurs en matière organique enregistrées se sont avérées importantes et, similaires à celles enregistrées par les témoins (99,64 à 99,92%).

Par ailleurs, l'application des isolats mycorhiziens a également stimulé les teneurs en sucres totaux des plants d'ail cultivés sous l'effet respectivement des isolats mycorhiziens : BA, MA, MO1 (0,19%), MO2 (0,18%) et DO (0,17%).

Dans un autre volet, les traitements appliqués sur les plants d'ail cultivés ont également affecté les teneurs en métabolites secondaires notamment les polyphénols. Ces dernières semblent plus importantes sous l'effet des isolats mycorhiziens notamment MO1 (22,53 µg E.A.G/g MF) et par degré moindre ceux de MA (6,19µg E.A.G/g MF) et DO (5,54 µg E.A.G/g MF).

Cependant, toutes les teneurs en flavonoïdes enregistrées demeurent plus faibles sous l'effet de l'ensemble des isolats mycorhiziens à l'exception de l'isolat MO1 qui a enregistré une teneur très proche en flavonoïdes que les témoins (1,29 et 1,32 µg E.Q/g MF).

L'ensemble des paramètres enregistrés sont en relation avec l'association mycorhizienne.

La plus importante fréquence de colonisation mycorhizienne (F%) des racines des plants d'ail semble plus importante pour les isolats MO1 et DO (63,25% et 56,65%) mais, demeure toujours modérée.

La même constatation a été relevée avec l'isolat MO1 (34,32%) pour l'intensité de la colonisation du cortex racinaire (M%) des plants d'ail.

Les plus importantes teneurs arbusculaires de colonisation ramenée au système racinaire entier (A%) des plants d'ail ont été enregistrées pour les isolats mycorhiziens DJ (5,2%) et DO (3,9%).

L'importante teneur arbusculaire de colonisation dans la partie mycorhizée du système racinaire (a%) des plants d'ail a été révélée pour l'isolat DJ (29,33%).

L'intensité de colonisation développée dans la partie mycorhizée du système racinaire (m%) des plants d'ail était plus importante pour l'isolat BA (58,14%) et également pour MA, DO et MO1 (52,96% et 54,26%).

Il est important de conclure l'impact positif d'utilisation de ces champignons mycorhiziens endémiques notamment, l'utilisation de l'isolat MO1 qui a montré d'excellentes potentialités biostimulantes sur la croissance et les métabolites primaires et secondaires de cette plante d'intérêt. Il est intéressant de rappeler son important pouvoir de colonisation mycorhizienne en vue de sa formulation et son utilisation à grande échelle pour une culture durable et respectueuse de l'ail.

Ainsi, plusieurs perspectives s'ouvrent à la recherche. Il serait judicieux de compléter cette étude par :

- Application de l'isolat mycorhizien performant sur la culture des variétés locales d'ail,
- Evaluation des critères de qualité des bulbes produits sous l'effet de ces champignons mycorhiziens,
- Etablir les profils phytochimique, protéique, la composition en vitamines et en éléments minéraux des gousses cultivés sous l'effet de ces isolats mycorhiziens,

- Il serait très intéressant d'évaluer le pouvoir anti-oxydant des gousses cultivées sous l'effet de ces isolats mycorhiziens,
- Il serait très important d'appliquer ces isolats mycorhiziens sur la culture d'ail en conditions de stress pour évaluer leurs performances.

Références Bibliographiques

Références bibliographiques

A

Alder R., Lookinland S., Berry J.A., Williams M.A.2003. Systematic review of the effectiveness of garlic as an anti-hyperlipidemic agent. *J. Am. Acad. Nurse Pract.* 15 (3) : 120-129.

Al-Karaki, G.N., 2002. Field response of garlic inoculated with arbuscular mycorrhizal fungi to phosphorus fertilization.

Allen J., 2009.La culture de l'ail - Fiche technique [Internet]. Ministère de l'Agriculture, de l'Alimentation et des Affaires Rurales - Ontario. 2009 [cité 15 oct 2015]. Disponible sur :

<http://omafra.gov.on.ca/french/crops/facts/09-012w.htm>

Allen MF., Smith W., Moore TS., Christensen M .1981. Comparative water relations and photosynthesis of mycorrhizal and non-mycorrhizal *Bouteloua gracilis* H.B.K. *Lag Ex Steud.* *New Phytol* 88:683–693

Ankri. S D., Mirelman.1999. *Microbes and Infection*; February 1999, 1, 2, 125.

Annoyme., 2014.Bruxelles Environnement. Les échalotes, l'ail et les oignons [Internet].Disponible sur :

https://document.environnement.brussels/opac_css/electfile/IF_Potager_Pest_Ail_FR.pdf

AOAC., 1975. official method of analysis, 11th Edition, AOAC,Washington DC,51-52.

Augé RM., 2001. Water relations, drought and vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Mycorrhiza* 11 : 3-42

B

Bachmann., J.2008. Garlic: Organic Production | Publication Summary | ATTRA | National Sustainable Agriculture Information Service, 2008.

<https://attra.ncat.org/atrapub/summaries/summary.php?pub=29> (accessed 10.09.15)

Banfitebiyi, G., Raouf, T.M., Djeri , B., Messanh D.K., Simplicie, D.K, & Yaovi A.A. 2018. Assessment of Knowledge and Consumption Patterns of Garlic and the use of

phytotherapy/aromatherapy in treatment of diseases in Togo. World Journal of Pharmaceutical Research 7, 12.

Beaudoin.,2019.https://www.agrireseau.net/documents/100482/mieux-connaître-les-varietes-d_ail-et-en-vendre-toute-l_annee

Bécard G., Fortin JA. 1988. Early events of vesicular–arbuscular mycorrhiza formation on Ri TDNA transformed roots. New Phytologist 108 :211–218. doi: 10.1111/j.1469- 8137. 1988. tb03698.x

Bécard G., Pfeffer PE. 1993. Status of nuclear division in arbuscular mycorrhizal fungi during in vitro development. Protoplasma 174 : 62– 68.

Benkeblia., N. 2004. Antimicrobial activity of essential oil extracts of various onions (*Allium cepa*) and garlic (*Allium sativum*). LWT-food science and technology 37, 263-268.

Benjelloun S, 2006. effet des mycorhizes à arbuscules sur la tolérance du maïs (*zea mays* l.) Au déficit hydrique. Thèse de doctorat national université sidi mohamed ben abdellah faculté des sciences et techniques, fes.

Béreau, M., Louisanna, E., de Grandcourt A., Garbaye, J.2003. Symbiose Mycorrhizienne et nutrition minérale. 2003 [cité 11 nov 2016] ; Disponible sur : <http://documents.irevues.inist.fr/handle/2042/5820>

Błaszowski J., Glomeromycota.,W. (2012) . Szafer Institute of Botany. Polish Academy of Sciences, Kraków.

Bonfante P., Bianciotto V.1995. Presymbiotic versus symbiotic phase in arbuscular endomycorrhizal fungi : morphology and cytology. In : Varma, A., Hock, B. (Eds.), Mycorrhiza. Springer, Berlin, pp : 229– 247.

Bonfante P., Genre A. 2010. Mechanisms underlying beneficial plant fungus interactions in mycorrhizal symbiosis. Nature Communications 1, 48. doi : 10.1038/ncomms1046.

Bougher NL., Grove TS., Malajczuk N .1990. Growth and phosphorus acquisition of karri (*Eucalyptus diversicolor* F. Muell.) seedlings inoculated with ectomycorrhizal fungi in relation to phosphorus supply. New Phytol 114 : 77–85

Brown B., Bethlenfalvay GJ. 1987. *lycine-Glomus-Rhizobium* symbiosis. Plant Physiol 85:120–123.

Brundrett M., Bougher N., Dell B., Grove T., Malajczuk N.1996. Working with Mycorrhizas in Forestry and Agriculture. Australian Centre for International Agricultural Research, Canberra.

Brundrett MC., Tedersoo L .2018. Evolutionary history of mycorrhizal symbioses and global host plant diversity. *New Phytol* n/a-n/a. doi: 10.1111/nph.14976.

Bruneton J., 2009. Phytothérapie : les données de l'évaluation. Paris: Éditions TEC & DOC; 2002, 242p. Bruneton J. Pharmacognosie, phytochimie, plantes médicinales. 4e éd. Paris; Cachan: Éd. Tec & doc ; Éd. médicales internationales; 2009, 1269p.

Buee M., Rossignol M., Jauneau A., Ranjeva R., Bécard G. 2000. The pre-symbiotic growth of arbuscular mycorrhizal fungi is induced by a branching factor partially purified from plant root exudates. *Mol. Plant–Microbe Interact* 13 : 693–698.

C

Camargo-Ricalde S., Montañó N., De la Rosa-Mera C., Montañó S.2015. MICORRIZAS : UNA GRAN UNION DEBAJO DEL SUELO [internet]. 2012 [cité 12 Mai 2015]. Disponible sur : <http://www.revista.unam.mx/vol.13/num7/art72/art72.pdf>

Caruso G., Golubkina N., Seredin T., Sellitto B.2018. Utilization of AMF in production of *Allium* species. *Veg. Crop. Russ.* 2018 ; 3:85–90

Colin. 2016. L'AIL ET SON INTERET EN PHYTOTHERAPIE thèse de doctorat UNIVERSITÉ DE LORRAINE FACULTÉ DE PHARMACIE.

Cooper KM., Tinker PB.1978. Translocation and transfer of nutrients in vesiculararbuscular mycorrhizas. II - Uptake and translocation of phosphorus, zinc and sulphur. *New Phytologist* 81 : 43-52.

Corzomartinez, M., Corzo, N., Villamiel, M.2007. Biological properties of onions and garlic. *Trends in Food Science & Technology*, 2007, vol 18, pp 609–625.

Coyne MS.2000. Microbiología del suelo: un enfoque exploratorio. Paraninfo, Editorial S. A. ;. 416 p.

Cui M., Caldwell MM.1996. Facilitation of plant phosphate acquisition by arbuscular mycorrhizas from enriched soil patches. II – Hyphae exploiting root-free soil. *New Phytologist* 133 : 461-467.

D

Delaux P-M., Bécard G., Combiér J-P.2013. NSP1 is a component of the Myc signaling pathway. *New Phytol* 199 :59–65. doi : 10.1111/nph.12340

Drüge U., Schönbeck F.1992. Effect of vesicular-arbuscular mycorrhizal infection on transpiration, photosynthesis and growth of flax (*Linum usitatissimum* L.) in relation to cytokinin levels. *J Plant Physiol* 141-48.

Dubois, M., Gilles K.A., Hamilton J.K., Rebers P.T., Smith F.1956. Colorimetric method for determination of sugars and related substances. *Anal. Chem.* , 28, 350–356, doi : 10.1021/ac60111a017.

Dufresne., Ouellet. 2009. Filière des plantes médicinales biologiques du québec (2009). L’ail, Guide de production sous régie biologique, Québec, 29 p. [internet]. Disponible sur:

<https://www.agrireseau.net/agriculturebiologique/documents/guide-ail.pdf>

F

Faik, G.2018. The inhibition effect of garlic-derived compounds on human immunodeficiency virus type 1 and saquinavir. *Journal of biochemical and molecular toxicology*, e22215.

Faiza, M.2016. Valorisation des plantes condimentaires cultivées et spontanées dans l’ouest algérien cas du genre *Allium*

FAOSTATS. 2020. Food and Agricultural Organization (FAO). 2020. Global review of area and production of garlic.

Fischer, G.1995. *Allium sativum* and *Allium ursinum* : Part 1 Chemistry, analysis, history, botany. *Phytomedecine*, 1995, vol 4, pp 323-339.

Fitter AH, 1991. Implication for functioning under natural conditions. *Experientia* 47(1991) 350-355.

Fortin JA., Plenchette C., Piche Y.2008. les mycorhizes la nouvelle révolution verte, édition Multi Mondes.

Fortin JA., Plenchette C., Piché Y. 2015. L'essor de la nouvelle révolution verte. Quae.com. <http://www.quae.com/fr/r4798-les-mycorhizes.html>.

G

Gandolfi A., Sanders IR., Rossi V., Menozzi P.2003.Evidence of recombination in putative ancient asexuals. *Mol Biol Evol* 20 :754–761.doi : 10.1093/molbev/msg081

Garbaye J, 2013. La symbiose mycorhizienne, une association entre les plantes et les champignons. (Eds) Quae p 280.

Genre A., Chabaud M., Balzergue C., Puech Pagès V., Novero M., Thomas Rey., Fournier J., Rochange S., Bécard G., Bonfante P., Barker D .2013. Short-chain chitin oligomers from arbuscular mycorrhizal fungi trigger nuclear Ca²⁺ spiking in *Medicago truncatula* roots and their production is enhanced by strigolactone. *New Phytol* 198 :190–202. doi: 10.1111/nph.12146

Genre A., Chabaud M., Timmers T., Bonfante P., Barker DG.2005. Arbuscular mycorrhizal fungi elicit a novel intracellular apparatus in *Medicago truncatula* root epidermal cells before infection. *Plant Cell* 17 : 3489–3499.

Goetz, P., Wuyts, D. (2008). Phytothérapie et nutrithérapie de l'hypertension artérielle. *Phytothérapie* 6, 247-252.

Golubkina N.A., Caruso G., Vidican R., Sellitto V.M., Pietrantonio L.D., Martorana M.E., Lumini E.F., Balestrini R.2018. Effetto dei funghi micorrizici su fisiologia, produttività e qualità di cipolla, aglio e porro. *Agriscilia*. 2018 ; 4:41–44.

Golubkina N., Zamana S., Seredin T., Poluboyarinov P.A., Sokolov S., Baranova H., Krivenkov L., Pietrantonio L., Caruso G.2019. Effect of Selenium Biofortification and Beneficial Microorganism Inoculation on Yield, Quality and Antioxidant Properties of Shallot Bulbs. *Plants*. 2019 ; 8:102. doi : 10.3390/plants8040102

Gorinstein S., Drzeviecki .2005. Comparaison of the bioactive compound and antioxidant potentials of fresh and cooked Polish ukrainian and is raelien garlic .J Agri Food chem 53(7):2726-2732.

Gorunovic M, 2001. Farmakognozija. Beograd: Gorunovic; 2001. p. 672-80.

H

Harrison MJ., Dewbre GR., Liu J .2005.A Phosphate Transporter from *Medicago truncatula* Involved in the Acquisition of Phosphate Released by Arbuscular Mycorrhizal Fungi. Plant Cell 14 :2413–2429.doi : 10.1105/tpc.004861.

Harley JL., Harley EL.1987. A check-list of mycorrhiza in the British flora. The New Phytologist (supplement) 105 : 1-102.

Heggo A., Angle JS., Chaney RL.1990. Effects of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi on heavy metal uptake by soybeans. Soil Biology and Biochemistry 22 : 865-869.

HEINEMEYER, A., Ridgway K., Edwards E., Benham D., Young J., Fitter A .2004.Impact of soil warming and shading on colonization and community structure of arbuscular mycorrhizal fungi in roots of a native grassland community. Global Change Biology, 10 : 52-64

I

Ismail H., Chanab K., Mariodb A., Ismail M.2010. Phenolic content and antioxydant activity of cantaloupe (*cucumis melo*) methanolic extracts.Food Chemistry 119 :643-647.

ITCMI., 2020. <https://itcmi-dz.org/>

J

Jakobsen I., Abbott LK., Robson AD.1992. External hyphae of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi associated with *Trifolium subterraneum* L. 2. Hyphal transport of ³²P over defined distances. New Phytologist 120 : 509-516.

Jancic R, 2002. Botanika farmaceutika. Beograd: Sluzbeni list SRJ; 2002. p. 247.

Janet B.2008. Garlic: Organic Production. www.attra.ncat.org.

Jasper, D.A., L.K., Abbott, A.D. Robson. 1989. Soil disturbance reduces the infectivity of external hyphae of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytol.* 112:93–99

Javot H., Pumplin N., Harrison MJ.2007. Phosphate in the arbuscular mycorrhizal symbiosis: transport properties and regulatory roles. *Plant, Cell and Environment* 30 : 310-

Johnson CR, 1984. Effects of phosphorus nutrition on mycorrhizal colonization, photosynthesis, growth and nutrient composition of *Citrus aurantium*. *Plant Soil* 80 : 35–42

K

Keymer A., Pimprikar P., Wewer V., Huber C., Mathias M., Simone L., Bucerius, Delaux P., Klingl V., Edda von Röpenack-Lahaye., Trevor L Wang., Wolfgang Eisenreich., Peter Dormann., Martin Parniske., Caroline Gutjahr.2017.Lipid transfer from plants to arbuscular mycorrhiza fungi. *Life Sciences* 6 : e29107. doi: 10.7554/eLife.29107

Koide RT., Kabir Z. 2000. Extraradical hyphae of the mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* can hydrolyse organic phosphate. *New Phytologist* 148 : 511-517.

Kucey R.M.N., Paul E.A.1983. Vesicular-arbuscular mycorrhizal spore populations in various Saskatchewan soils and the effect of inoculation with *Glomus mossaea* on faba bean growth in greenhouse and field trials.*Can. J. Soil Sci.*, 63: 87–95.

L

Le Bon, A.,M. 2016. Alliacées et prévention des cancers. *Phytothérapie* 14, 159-164

Lecomte M.2013. Plantes et gloméromycètes :les endomycorhizes ; 2013

Lee DY., li H., Lim HJ., Lee HJ.,Jeon R.2012. Anti-Inflammatory Activity of Sulfur-Containing Compounds from Garlic. *Journal of Medical Food*, 2012, vol 15, pp 992–999.

Leelarungrayub N., Rattanapanone V., et al .2006. Quantitative evaluation of the antioxidant properties of garlic and shallot preparations. *J. Nutrition* ; 22(3):266-74

Lee YJ., George E.2005. Contribution of mycorrhizal hyphae to the uptake of metal cations by cucumber plants at two levels of phosphorus supply. *Plant and Soil* 278 : 361-370.

Leyval C.2005. Effect of arbuscular mycorrhizal (AM) fungi on heavy metal and radionuclide transfer to plants. In : PM Huang & GR Gobran (Eds) *Biogeochemistry of trace elements in the rhizosphere*. Elsevier, Amsterdam, pp. 419-429.

Lichtenthaler., H.K.1987. Chlorophylls and carotenoids: pigments of photosynthetic biomembranes. *Methods Enzymol.* 148, 350–382. Manzi, F., Flood, V., Webb, K., Mitchell, P., 2002. The intake of carotenoids in an older Australian population: the Blue Mountains eye study. *Public Health Nutr.* 5 (2), 347–352.

Linderman RG.1988. Mycorrhizal interactions with the rhizospheremicroflora:the mycorrhizosphere effect. *Phytopathology* 78 : 366-371.

M

Majewski, M .2014. Allium sativum: facts and myths regarding human health. *Roczniki Panstwowego Zakladu Higieny Journal Impact Factor*, 2014, vol 65, pp 1–8.

Mark Brundrett, 2008. <http://mycorrhizas.info/resource.html>).

Marx DH, 1979. Synthesis of ectomycorrhizae by different fungi on northern red oak seedlings, USDA, SE 282. Forest Service Research Note, USDA, SE 282.

Maurice S., 2015. Cultivez votre ail [Internet]. Ail Québec - Association des producteurs. 2015 [cité 13 oct 2015]. Disponible sur: <http://ail.quebec/decouvrez-ail-du-quebec/cultiver-votreail>

Medjoudj H, 2007. Etude du comportement au dechage de six legumes: Carotte,courgette , cardon, pomme de terre, ail et oignon, Univ Const, These Magister en Nutrition et Agro.Alimentaire, 2007, 34.

MESSIAEN CM., Cohat J Pichon M., Leroux JP., Beyries A .1993. Variétés d'ail et modes de culture. In : « Les allium alimentaires reproduits par voie végétative », Éditions IN RA: 165-192.

Miean KH., Mohamed S. 2001. Flavoinoid (myricetin quercetin kaempferol) content of edible tropical plant *J Agri Food chem* 49(6) : 3106-3112

Mikaili, P., Maadirad S., Moloudizargari M., Aghajanshakeri S., Sarahroodi S.,2013. Therapeutic uses and pharmacological properties of garlic, shallot, and their biologically active compounds. *Iranian Journal of Basic Medical Sciences*, 2013, vol 16, pp 1031.

Minker C, 2012. Ail et autres alliées : un concentré de bienfaits pour votre santé, votre beauté et votre jardin. Eyrolles. Paris: Eyrolles; 2012, 157p

Mollavali, M., Bolandnazar, S.A., Schwarz, D., Rohn, S., Riehle, P. and Zaare Nahandi, F. 2016. Flavonol glucoside and antioxidant enzyme biosynthesis affected by mycorrhizal

fungi in various cultivars of onion (*Allium cepa* L.). *Journal of agricultural and food chemistry*, 64(1), pp.71-77.

Morrison, B.H. 1994. The useful plants of west tropical Africa. Volume 2: Families EI. Royal Botanic Gardens.

Morton JB, 1985. Variation in mycorrhizal and spore morphology of *Glomusocultum* and *Glomusdiaphanum* as influenced by plant host and soil environment. *Mycologia*. 77 : 192-204.

Morton JB, 1988. Taxonomy of VA mycorrhizal fungi : classification, nomenclature, and identification. *Mycotaxon* 32 :267–324

Moser M., Haselwandter K.1983. Ecophysiology of mycorrhizal symbiosis, in : Encyclopedia of Plant Physiology, New Series, vol. 12, pp. 392-421. Eds O. L. Lange. P. S. Nobel, C. B. Osmond and H. Ziegler. Springer, Berlin-Heidelberg-New-York.

Mosse B, 1981. VAM research for tropical agriculture. Res. Bull. Hawaii Inst. Trop. Agric. Human Res 94 :5-82.

N

Nebahat Sari., İbrahim Ortas., Halit Yetisir .2002.Effect of mycorrhizae inoculation on plant growth, yield, and phosphorus uptake in garlic under field conditions, *Communications in Soil Science and Plant Analysis*, 33:13-14, 2189-2201

Netto A.T., Campostrini E., Oliveira J.G., Bressan-Smith R.E., 2005. Photosynthetic pigments, nitrogen, chlorophyll a fluorescence and SPAD-502 readings in coffee leaves. *ScientiaHorticulturae*, 104: 199-209

Newman EI, Reddell P .1987.The Distribution of Mycorrhizas Among Families of Vascular Plants. *New Phytologist* 106 :745–751. doi: 10.1111/j.1469-8137. 1987.tb0017

Norman MJT., Pearson CJ., Searle PGE.1995. The Ecology of Tropical Food Crops. Cambridge University Press, Cambridge : 436.

Normark BB., Judson OP., Moran NA .2011. Genomic signatures of ancient asexual lineages. *Biol J Linn Soc* 79 :69–84. doi: 10.1046/j.1095-8312.2003. 00182.x

Nurwantoro., Bintoro V.P., Legowo A.M., Purnomoadi A. et Setiani B.E.2015. Garlic Antioxidant (*Allium sativum* L.) to Prevent Meat Rancidity. *Procedia Food Science*, 3, 137 – 141.

O

Oláh B., Brière C., Bécard G., et al .2005. Nod factors and a diffusible factor from arbuscular mycorrhizal fungi stimulate lateral root formation in *Medicago truncatula* via the DMI1/DMI2 signalling pathway. *The Plant Journal* 44 :195–207. doi: 10.1111/j.1365-313X.2005.02522.x

OMAFRA, 2002. MINISTÈRE DE L'AGRICULTURE, DE L'ALIMENTATION ET DES AFFAIRES RURALES (OMAFRA) (2002). Fiche technique : La culture de l'ail. [En ligne] <http://www.omafra.gov.on.ca/french/crops/facts/97-008.htm>

P

Pelagic V, 1970. *Pelagicev narodni ucitelj*. Beograd: Sloboda; 1970. p. 500-2

Perner, H., Rohn, S., Driemel, G., Batt, N., Schwarz, D., Kroh, L.W. and George, E.2008. Effect of nitrogen species supply and mycorrhizal colonization on organosulfur and phenolic compounds in onions. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 56(10), pp.3538-3545.

Philippeau, G.1989. *Théorie des plans d'expérience : application à l'agronomie*

Phillips JM, Hayman DS .1970. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 55:158–160.

Plenchette C., Fortin JA., Furlan V.1983. Growth responses of several plant species to mycorrhizae in a soil of moderate P-fertility. I – Mycorrhizal dependency under field conditions. *Plant and Soil* 70 : 199-209.

PROTA, 2018. *Allium sativum* (PROTA) — PlantUse Français [internet]. [cité 29 avril 2018] disponible sur :

[https://uses.plantnetproject.org/fr/Allium_sativum_\(PROTA\)](https://uses.plantnetproject.org/fr/Allium_sativum_(PROTA)).

Pumplin N, Harrison MJ. 2009. Live-cell imaging reveals periarbuscular membrane domains and organelle location in *Medicago truncatula* roots during arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Plant Physiology* 151 : 809-819.

R

Rambelli A, 1973. The Rhizosphere of Mycorrhizae. In : Marks GL, Koslowski TT (eds): *Ectomycorrhizae, their ecology and physiology*. Academic Press, New York. pp : 299-343.

Read DJ, Perez-Moreno J.2002 Mycorrhizas and nutrient cycling in ecosystems a journey towards relevance ? *New Phytol.* 2002 ; 157(3) :475-92.

Redecker D., Morton JB., Bruns TD. 2000. Ancestral lineages of arbuscular mycorrhizal fungi (Glomales). *Mol. Phylogen. Evol.* 14 : 276-284.

Ruiz-Lozano JM., Azcon R., Gomez M .1995. Effects of arbuscular-mycorrhizal *Glomus* species on drought tolerance : physiological and nutritional plant responses. *Applied and Environmental Microbiology* 61 : 456-460.

Ruiz-Lozano JM, 2003. Arbuscular mycorrhizal symbiosis and alleviation of osmotic stress. New perspectives for molecular studies. *Mycorrhiza* 13 : 309-317.

S

Saleh N.E., Michael F.R., Toutou M.M. 2015. Evaluation of garlic and onion powder as phyto-additives in the diet of sea bass (*Dicentrarchus labrax*). *Egyptian Journal of Aquatic Research*, 41, 211–217.

Santhosha SG., Jamuna P., Prabhavathi SN.2013. Bioactive components of garlic and their physiological role in health maintenance: A review. *Food Biosci.* 2013;3:59-74.

Saravanan. G.P., Ponmuruga. G.P., Senthil Kumar, R., Thatchinamoorthi.2009. *Journal of Applied Biomedicine*; 2009, 9, 7, 3, 151

Schreiner RP., Bethlenfalvay GJ. 1995. Mycorrhizal interactions in sustainable agriculture. *Critical Reviews in Biotechnology* 15 : 271-285.

Schtiapp H., Dehn B., Sticher H .1987. Interaktionen zwis-chen VA-Mykorrhiza und Schwermetallbelastungen. *Angew. Bot.* 61 85-96.

Senninger F, 2009. L'ail et ses bienfaits. Saint-Julien-en-Genevois; Genève-Bernex: Editions Jouvence; 2009, 94p.

Sendl A, 1995. Allium sativum and Allium ursinum: Part 1 Chemistry, analysis, history, botany. *Phytomedicine*. 1995;1(4):323-39.

Sheela.C.G.K.T.1992 Augusti, *Indian Journal of Experimental Biology*; 1992, 30 (6), 523.

Site: (A) Les différentes étapes de l'établissement de la symbiose... | Download Scientific Diagram (researchgate.net)

Site :(<http://biology.kenyon.edu/fennessy/SrexMarx/fonland.htm>).

Site :<https://totakenature.fr/tag-biologievegetale.html> La circulation de l'eau dans la plante : un continuum sol-plante-atmosphère - To Take Nature - La Nature sous toutes ses formes

Smith SE, Read DJ.1997. Mycorrhizal Symbiosis. 2nd edition. San Diego : Academic Press; 1997. 605 p.

Smith SE, Read DJ. 2008. Mycorrhizal Symbiosis, Third Edition. Academic Press.

Singleton VL., Orthofer R., Lamuela-Raventos. RM.1999. Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by means of folin-Ciocalteu reagent. *Methods Enzymol* 1999 ;299 :152_-

Sow, H.A., Diop, T.A., Ndiaye, F., Manga, A.G.B. and Diallo, A., 2008. Influence de la mycorhization arbusculaire sur la culture intensive de l'oignon (*Allium cepa* L) au Sénégal. *J Sci*, 8, pp.1-6.

Steiner M., Khan A.H., Holbert D.et Lin R.I.A. 1996. double-blind crossover study in moderately hypercholesterolemic men that compared the effect of aged garlic extract and placebo administration on blood lipids. *Am J Clin Nutr* . 64 (6) : 866-870

Stevinson C., Pittler M.H. et Ernst E. 2000. Garlic for treating hypercholesterolemia. A meta-analysis of randomized clinical trials. *Ann Intern Med*. 133 (6) : 420-429.

Strack D, Fester T .2006. Isoprenoid metabolism and plastid reorganization in arbuscular mycorrhizal roots. *New Phytol* 172 :22–34. doi: 10.1111/j.1469-8137.2006.01837.x

Strullu DG, 1991. Les mycorhizes des arbres et des plantes cultivées. Techniques et DocumentationLavoisier. Paris. pp : 242

Suleria, H. A. R., Butt, M. S., Khalid, N., Sultan, S., Raza, A., Aleem, M., & Abbas, M. 2015. Garlic (*Allium sativum*L.): diet based therapy of 21st century–areview. *Asian Pacific Journal of Tropical Disease*, 5(4),pp 271-278.

T

Tindall H.D, 1983. Vegetables in the tropics. The Macmillan press Ltd, Hong Kong. pp.533

Tisdall JM, 1991. Fungal hyphae and structural stability of soil. *Australian Journal of Soil Research* 29 : 729-743.

Tobar R., Azcón R., Barea J.M.1994. Improved nitrogen uptake and transport from ¹⁵N-labelled nitrate by external hyphae of arbuscular mycorrhizae under water-stressed conditions. *New Phytol.*, 126: 119–122.

Tommerup IC, 1984. Persistence of infectivity by germinated spores of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in soil. *Trans Br Mycol Soc* 82 :275–282.

Trouvelot A., Kough JL., Gianinazzi-Pearson V.1986. Mesure du taux de mycorhization VA d'un système racinaire. Recherche de méthodes d'estimation ayant une signification fonctionnelle. In: physiology and genetics aspects of mycorrhizae. Gianinazzi-Pearson V et Gianinazzi S (Eds), 1st ESM, INRA Press, Paris, 217-221 p

Tucakov J, 1948. Farmakognozija. Beograd: Naucna knjiga; 1948. p. 278-80. 7.

Tucakov J, 1971. Lecenje biljem - fi toterapija. Beograd: Kultura 1971. p. 180-90.

V

Vanjkevic SK, 2002. Lecenje belim lukom. Beograd: S.K.Vanjkevic 2002. p. 10-7.

Vergara Altamirano KE, 2004. Respuesta del inóculo micorrizal del hongo *Scleroderma verrucosum* en la producción de plántulas de *Pinus radiata* D. Don en Jauja [Junín]. [Internet]. 2004.[cité 3 févr 2017]. Disponible sur <http://repositorio.lamolina.edu.pe/handle/UNALM/1741>

Z

Zhang Q., Blaylock LA., Harrison MJ.2010. Two *Medicago truncatula* half-ABC transporters are essential for arbuscule development in arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Plant Cell* 22 : 1483-1497.

Annexes

Annexe 1: Analyse de la variance par le test ANOVA de la hauteur des plants d'ail selon les isolats mycorhiziens endémiques.

Source	Ddl	Somme des carrés	Carré moyen	Rapport F	Proba
Traitements	6	155,9	25,976	3,33	0,006
Erreur	73	570	7,808		
Total	79	725,8			

Annexe 2: Analyse de la variance par le test ANOVA de poids frais des bulbes et du chevelu racinaire des plantes d'ail selon l'effet des isolats mycorhiziens.

Source	Ddl	Somme des carrés	Carré moyen	Rapport F	P
P.F bulbes	6	21,35	3,5586	9,66	0,000
P.F racines	6	0,132071	0,022012	38,26	0,000

Annexe 3: Analyse de la variance par le test ANOVA des teneurs en pigments foliaires synthétisées par les plants d'ail selon les isolats mycorhiziens endémiques.

Source	Ddl	Somme des carrés	Carré moyen	Rapport F	Proba
Chl a	6	14,0604	2,34341	33961,9	0,000
Chl b	6	0,2329	0,03882	2,01	0,000
Caroténoïdes	6	5,1723	0,86205	19,27	0,133

Annexe 4: Analyse de la variance par le test ANOVA de la matière sèche, matière organique et la matière minérale des bulbes d'ail selon l'effet des isolats mycorhiziens.

Source	Ddl	Somme des carrés	Carré moyen	Rapport F	P
M.S%	6	6326	1054,3	8,99	0,000
M.O%	6	10,566	1,7609	14,96	0,000
M.M%	6	10,566	1,7609	14,96	0,000

T.E%	6	1066,67	177.778	59410,38	0,000
------	---	---------	---------	----------	-------

Annexe 5: Analyse de la variance par le test ANOVA des teneurs en sucres des bulbes d'ail selon l'effet des isolats mycorhiziens.

Source	Ddl	Somme des carrés	Carré moyen	Rapport F	P
traitements	6	0,014889	0,002482	18574,98	0,000

Annexe 6: Analyse de la variance par le test ANOVA des teneurs en polyphénols totaux et en flavonoïdes foliaires des plantes cultivés d'ail selon les isolats mycorhiziens endémiques.

Source	Ddl	Somme des carrés	Carré moyen	Rapport F	Proba
T.P.P.T	6	794,732	132,455	32870,33	0,000
T.Flav	6	2,61131	0,435218	2958,77	0,000

T.P.P.T : Teneur en polyphénols totaux.

T.Flav : Teneur en flavonoïdes.

Annexe 7 : Analyse de la variance par le test ANOVA des paramètres de colonisation mycorhizienne des racines des plants d'ail cultivés selon l'effet des isolats mycorhiziens.

Source	Ddl	Somme des carrés	Carré moyen	Rapport F	P
F %	6	7694,82	1282,47	363,69	0,000
M %	6	2289,3	381,55	539166,87	0,000
A%	6	63,0115	10,5019	1366,42	0,000
a%	6	1704,6	284,1	36445,37	0,000
m%	6	7394,39	1232,4	3522,05	0,000

F % : Fréquence de la colonisation mycorhizienne .

M % : Intensité de la colonisation du cortex racinaire .

A % : Teneur arbusculaire de la colonisation ramené au système racinaire entier .

a % : Teneur arbusculaire de la colonisation dans la partie mycorhizée du système racinaire

m % : Intensité de la colonisation développée dans la partie mycorhizée du système racinaire .