

جمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République algérienne démocratique et populaire

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

Ministère de l'enseignement supérieur et de la recherche scientifique

جامعة سعد دحلب البليدة (1)

Université SAAD DAHLEB -Blida 1



Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

Département de Biologie

Mémoire de fin d'études

En vue de l'obtention du Diplôme de Master dans le domaine SNV

Filière : Sciences Biologiques

Option : Biodiversité et Physiologie Végétale

Thème

**Analyse de la diversité sporale des mycorhizes à arbuscules
associés au safran (*Crocus sativus* L.) dans deux zones de
production en Algérie**

Présenté par :

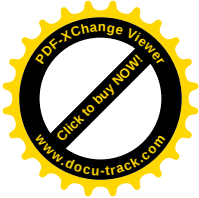
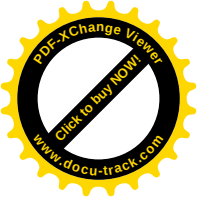
Soutenu le :08 /07/2025

- Slini Lamia

Devant le jury :

Nom	Grade / Lieu	Qualité
Mme Benassel N.	MAA / USDB1	Présidente
Mme Cherif H.	Professeur / USDB1	Examinatrice
Mme Gaba Chahboub H.	Maitre de recherche A	Promotrice
Mme Mouas A.	MAA / USDB1	Co Promotrice

Année universitaire : 2024/2025



REMERCIEMENTS

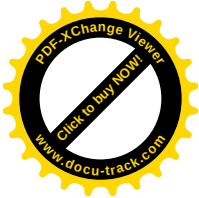
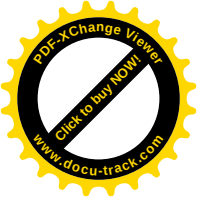
Je tiens tous d'abord à remercier **ALLAH** le tout puissant et miséricordieux qui m'a aidé et qui m'a donné la force ; le courage et la patience pour accomplir ce travail.

Je souhaite remercier très sincèrement **ma promotrice M^{me} Gaba Chahboub**. H pour sa disponibilité, et le temps qu'elle m'a consacré afin d'y apporter les outils méthodologiques indispensables à la conduite de cette recherche dans un cadre très agréable.

Je remercie également ma **co promotrice M^{me} Mouas**. A pour son aide précieuse notamment dans la correction du mémoire.

Je remercie aussi les membres du jury qui ont accepté d'évaluer et de juger mon travail.

Un grand merci à tout le personnel de l'**INRF**, notamment **Mr Gadiri** et **Mr Hamani** pour leur contribution dans la partie expérimentale du mémoire. Ainsi que l'équipe pédagogique de Faculté des Science et de la vie de **l'Université de SAAD DAHLEB Blida 1** en particulier **M^{me} Zerkaoui El Ferran** la responsable de l'option Biologie pour ses efforts et ses conseils durant toute ma carrière universitaire.



DEDICACE

Dieu merci ; grâce auquel de bonne actions sont faites.

Ce travail est dédié à ceux qui ont éclairé mon chemin et m'ont soutenu tout au long de mon parcours.

A **mes parents ; Djamel et Naima hafi** ; merci d'avoir toujours cru en moi ; même lorsque je doutais de moi – même. Vous m'avez inculqué la valeur du travail ; de la persévérance et de la poursuite de mes rêves. Je suis infiniment reconnaissant pour votre amour et votre soutien indéfectibles.

Qu'Allah vous protège et prenne soin de vous et prolonge votre vie.

A **mon cher oncle Mohamed** ; aucune dédicace ne saurait exprimer l'estime et le respect que j'ai toujours pour vous. Ce travail est le fruit de tes sacrifices que tu as consentis pour mon éducation ; ma formation ; et mon bien être. Puisse Dieu vous protège et vous accorde une bonne santé et une longue vie.

A **ma chère tante Habiba** ; le bonheur de ma vie qui apporté son appui durant toutes mes années d'étude, pour son sacrifice et soutien qui m'ont donné courage et sécurité. Que Dieu vous protège et vous garde toujours comme mes soutiens les plus précieux

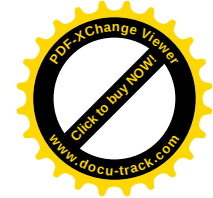
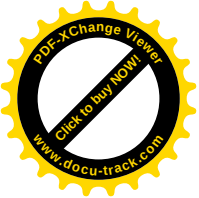
A **ma chère sœur Nesrine** et **mes très chers frères Aymen et abdou** que je souhaite un avenir radieux.

A **toute** ma famille maternelle et paternelle.

A **mes professeurs** pour leur enseignement précieux et leur conseils avisés.

A **tous mes collègues** de la promotion 2025 de **Biodiversité et Physiologie Végétale**

Je tiens à remercier également **toutes les personnes** qui ont contribué de près ou de loin à ce travail. Votre soutien et votre encouragement m'ont aidé beaucoup. Je suis reconnaissante pour la chance d'avoir été entouré de tant de personnes merveilleuses tout au long de mon parcours.



Résumé

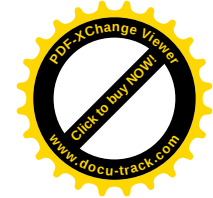
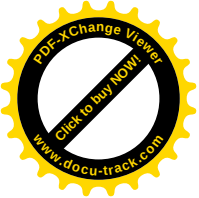
Le safran (*Crocus sativus L.*) appelé encore « **or rouge** » est un produit très précieux à forte valeur ajoutée et fait partie des produits les plus prisés à l'échelle mondiale. Les champignons mycorhiziens arbusculaires colonisent intensivement le système racinaire du safran et ont généralement un impact positif sur la production florale ainsi que sur la croissance et la masse des cormes.

L'objectif de cette étude est l'exploration des champignons endomycoriziens vivant en symbiose avec le safran, cette recherche repose sur l'isolement et l'identification des espèces fongiques endomycorhiziennes associées naturellement aux sols rhizosphériques de deux safranières algériennes (khenchla et Zeralda). La technique d'isolement des spores endomycorhiziennes est basée sur la méthode de tamisage humide de Gerdman et Nicolson (1963). L'extraction des spores est répétée trois fois pour chaque échantillon de sol avant l'observation à la loupe binoculaire et au microscope optique. Ainsi ; nous avons procédé à l'examen de la densité moyenne des spores endomycorhiziennes dans les deux sols étudiés, après avoir analysé quelques paramètres physicochimiques ; à savoir : la texture ; le pH, la conductivité électrique ; l'humidité.

Les résultats obtenus ont montré que les deux sols étudiés sont alcalins et non salés ; et que la densité moyenne des spores endomycorhiziennes semble être plus élevée au niveau du sol de la safranière de Khenchla (309.33 spores/ 100g sol) qui présente une texture argilolimoneuse et une humidité beaucoup plus importante comparativement à la texture du sol de la safranière de Zeralda qui est sablolimoneuse ayant une humidité plus faible et une densité moyenne moins élevée (138.66 spores /100g sol). Il en ressort avoir une étroite relation entre les propriétés physicochimiques du sol et la densité moyenne des spores.

Par ailleurs, la caractérisation morpho anatomique a permis de révéler une grande diversité des spores endomycorhiziennes. Ainsi nous avons enregistré un total de vingt-six morphotypes appartenant à trois genres : *Glomus*, *Acaulospora*, *Scutellospora* qui ont été isolés et identifiés au niveau des deux sols rhizosphériques étudiés ; cette variabilité des espèces fongiques endomycorhiziennes indique une diversité taxonomique des *Glomérormycètes* dans les safranières de Khenchla et Zeralda.

Mots clés : *Crocus sativus L.* ; spores endomycorhiziennes ; paramètres physicochimiques ; caractérisation morpho anatomique ; *Glomérormycètes* ; safranières.



Abstract

Saffron (*Crocus sativus* L.), also known as "red gold," is a very valuable product with high added value and is among the most sought-after products worldwide. Arbuscular mycorrhizal fungi colonize the saffron root system extensively and generally have a positive impact on flower production, as well as on corm growth and mass.

The objective of this study is to explore the endomycorrhizal fungi that live in symbiosis with saffron. This research is based on the isolation and identification of endomycorrhizal fungal species naturally associated with the rhizosphere soils of two saffron plantations in Algeria (Khenchla and Zeralda). The method for isolating endomycorrhizal spores is based on the wet sieving method of Gerdman and Nicolson (1963). Spore extraction was repeated three times for each soil sample before observation under a binocular microscope and a light microscope. We then examined the average density of endomycorrhizal spores in the two studied soils, after analyzing some physicochemical parameters, namely: texture, pH, electrical conductivity, and moisture content.

The results showed that both soils are alkaline and not saline, and that the average density of endomycorrhizal spores appears to be higher in the soil of the Khenchla saffron plantation (309.33 spores/100g soil). This soil has a silty loam texture and a much higher moisture content compared to the soil of the Zeralda saffron plantation, which has a sandy loam texture, lower moisture content, and a lower average spore density (138.66 spores/100g soil). This suggests a close relationship between soil physicochemical properties and the average spore density. Furthermore, morpho-anatomical characterization revealed a great diversity of endomycorrhizal spores. Thus, we recorded a total of twenty-six morphotypes belonging to three genera: *Glomus*, *Acaulospora*, and *Scutellospora*, which were isolated and identified from the rhizosphere soils of the two studied saffron fields. This diversity of endomycorrhizal fungal species indicates a significant taxonomic diversity of *Glomeromycota* in the saffron plantations of Khenchela and Zeralda.

Keywords: *Crocus sativus* L.; endomycorrhizal spores; physicochemical parameters; morpho-anatomical characterization; *Glomeromycota*; saffron plantations.

ملخص

الزعفران (*Crocus sativus L.*) المعروف أيضاً باسم "الذهب الأحمر" هو منتج ثمين للغاية ذو قيمة مضافة عالية ويعد من أكثر المنتجات رواجاً على مستوى العالم. تستوطن الفطريات الميكوريزية الشجرية بشكل مكثف في نظام جذر الزعفران وتؤثر بشكل إيجابي على إنتاج الأزهار ونمو وكتلة البصيلات.

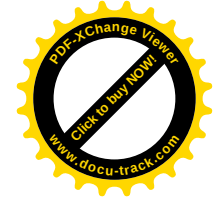
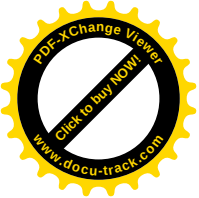
الهدف من هذه الدراسة هو استكشاف الفطريات الجذرية التي تعيش في تكافل مع الزعفران وتستند هذه الدراسة إلى عزل وتحديد الأنواع الفطرية الجذرية المرتبطة بشكل طبيعي بالتربة الجذرية لمزروعات الزعفران في الجزائر (خنشلة وزرادة). تعتمد تقنية عزل الجراثيم الفطرية على طريقة الغرلة الرطبة التي ابتكرها جيردمان ونيكولسون (1963). يتم تكرار استخراج الجراثيم ثلاث مرات لكل عينة تربة قبل فحصها بالمنظار الثنائي العينين والمجهر الضوئي. وبالتالي، قمنا بفحص الكثافة المتوسطة للجراثيم الفطرية في الترتين المدروستين، بعد تحليل بعض الخصائص الفيزيائية والكيميائية، وهي: الملمس، ودرجة الحموضة، والموصلية الكهربائية، والرطوبة.

أظهرت النتائج التي تم الحصول عليها أن الترتين المدروستين قاعدتان وغير مالحتان؛ وأن الكثافة المتوسطة لابواغ الاندوميكوريزية تبدو أعلى في تربة حقل الزعفران في خنشلة (309.33 بوغ/100 غرام من التربة) التي تتميز بنسج طيني.

ورطوبة أعلى بكثير مقارنة بنسج تربة حقل الزعفران في زرادة، الذي يتسم بكونه رملي-طيني مع رطوبة أقل وكثافة متوسطة أقل (138.66 بوغ/100 غرام من التربة). ويتبين ذلك في وجود علاقة وثيقة بين الخصائص الفيزيائية والكيميائية للتربة والكثافة المتوسطة للابواغ.

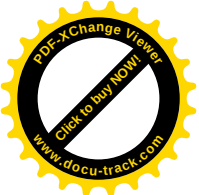
من ناحية أخرى، كشفت الخصائص المورفولوجية والتشريحية عن تنوع كبير في ابواغ الاندوميكوريزية وهكذا سجلنا مجموعة الستة وعشرين نمطاً مورفولوجياً ينتمي إلى ثلاثة أجناس: *Glomus* و *Acaulospora* و *Scutellospora*، والتي تم عزلها وتحديدها في الترتين الجذريتين المدروستين؛ وتشير هذه التباينات في أنواع الفطريات الاندوميكوريزية إلى تنوع تصنيفي للفطريات الغلوميروميسيت في حقول الزعفران في خنشلة و زرادة.

الكلمات المفتاحية: *Crocus sativus L.* ؛ الخصائص الفيزيائية والكيميائية ؛ الخصائص المورفولوجية والتشريحية ؛ ابواغ الاندوميكوريزية ؛ الفطريات الغلوميروميسيت ؛ حقول الزعفران.



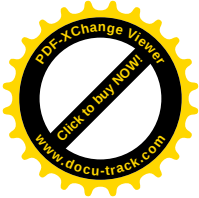
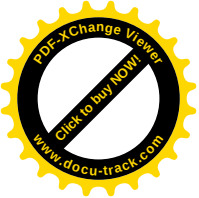
Liste des figures

Figure 1: Organes aérien du <i>Crocus sativus</i> L. A : Fleurs ; B : Stigmates	5
Figure 2: Description de l'appareil végétatif et de l'appareil reproducteur de safran	6
Figure 3: Cycle de développement annuel de <i>crocus sativus</i>)	9
Figure 4: Les différents types d'associations mycorhiziennes	13
Figure 5: Structures intracellulaires typiques (A : arbuscules et V : vésicules) des mycorhizes arbusculaires produites par <i>Glomus mosseae</i>	14
Figure 6: Classification des champignons mycorhiziens à arbuscules	16
Figure 7: Schéma des différentes étapes de la colonisation des champignons mycorhiziens à arbuscules.....	18
Figure 8: Méthode de tamisage humide.....	27
Figure 9: Densité moyenne des spores au niveau de la safranière de Khenchla et Zeralda	30
Figure 10: Diversité morphotypique du genre <i>Glomus</i> isolé des sols rhizosphériques des deux safranières. Observation au microscope photonique (G400X).....	31
Figure 11: Diversité morphotypique du genre <i>Acaulospora</i> isolé des sols rhizosphériques des deux safranières. Observation au microscope photonique (G400X)	32
Figure 12: Diversité morphotypique du genre <i>Scutellospora</i> isolé des sols rhizosphériques des deux safranières. Observation au microscope photonique (G 400X)	32
Figure 13: Morphotypes de spores indéterminées isolées des sols rhizosphériques des deux safranières. Observation au microscope photonique (G 400X)	33
Figure 14: Spores groupées en deux (1) ou plusieurs formant des hyphes mycéliens interconnectées (2-3-4). Observées au microscope photonique (G100X).....	33
Figure 15: Spores en germination formant un réseau d'hyphes mycélien autour des fragments racinaires du <i>Crocus sativus</i> observées au microscope optique au niveau des deux safranières (khenchla et Zeralda).(GX100).....	34
Figure 16 : Résultat de conductivité électrique	(Annexe B)
Figure 17 : Résultat de ph mètre.....	(Annexe B)
Figure 18 : é sultat de l'humidité.....	(Annexe B)
Figure 19 : Résultat de la granulométrie	(Annexe B)



Liste des tableaux

Tableau I: Les principaux pays producteurs du safran dans le monde.....	8
Tableau II: Composition biochimique du safran.....	10
Tableau III: Principales structures et fonctions de mycorhizes à Arbuscules	15
Tableau IV: Caractérisation bioclimatique des safranières de Khenchla et Zeralda.....	24
Tableau V: Propriétés physico-chimiques des sols rhizosphériques des deux safranières étudiées.	35
Tableau VI : Matériel utilisé.....	(Annexe A)



Liste des abréviations

CMA : Champignon Mychoriziene Arbusculaire

APG: Angiosperms Phylogeny Group

AFM: Mycorhizes Formatrices d'Arbuscules

MA : Mycorhizes à Arbuscules

µm : Micromètre

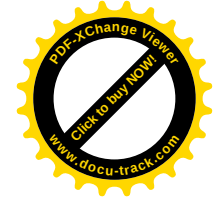
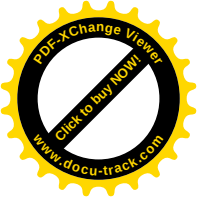


TABLE DES MATIERES

REMERCIEMENTS

DEDICACE

Résumé

Abstract

ملخص

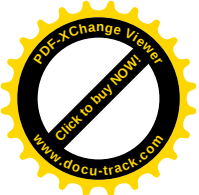
Liste des figures

Liste des tableaux

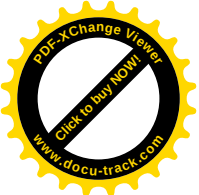
Liste des abréviations

TABLE DES MATIERES

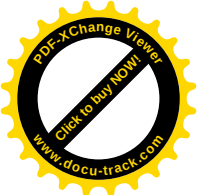
INTRODUCTION	1
CHAPITRE I : Synthèse bibliographique	4
I.1. Présentation de l'espèce <i>Crocus sativus</i> L.	5
I.2. Le safran (<i>crocus sativus</i> L.) :	5
I.2.1. Nomenclature	5
I.2.2. Classification de genre <i>Crocus</i>	5
I.2.3. Description botanique de <i>Crocus sativus</i> L.	6
I.2.4. Distribution géographique	7
I.2.4.1 Production du safran en Algérie	7
I.2.4.2. Production du safran dans le monde	7
I.2.5. Aperçu historique sur le safran	8
I.2.6. Cycle de vie de <i>Corcus sativus</i> L.	8
I.2.7. Composition biochimique du safran	9
I.3. La symbiose mycorhizienne	10
I.3.1. Généralités sur les mycorhizes	10
I.3.2. Différents types de mycorhizes	11



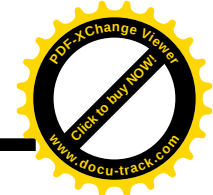
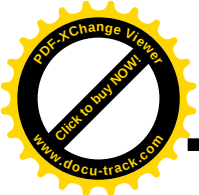
I.3.2.1. Ectomycorhizes.....	11
I.3.2.2. Endomycorhizes	12
I.3.2.2.1. Endomycorhizes à pelotons.....	12
I.3.2.2.2 Mycorhizes arbusculaires.....	12
I.3.2.3. Ectoendomycorhizes.....	12
I.3.3. Mycorhizes arbusculaires	13
I.3.3.1. Généralités.....	13
I.3.3.2. Différentes structures des mycorhizes arbusculaires	14
I.3.3.3. Taxonomie des champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA).....	16
I.3.3.4. Le cycle de développement des champignons mycorhiziens	17
I.3.3.5. Bénéfices de la symbiose mycorhizienne	19
I.3.3.5.1. Pour le champignon	19
I.3.3.5.2. Pour la plante hôte.....	19
CHAPITRE II: Matériel et Méthodes	22
II.1. Lieu d'expérimentation.....	23
II.2. Objectifs.....	23
II.3. Description des zones d'études	23
II.4. Méthodes :	24
II.4.1. Méthode de prélèvement des échantillons de sols.....	24
II.4.2. Analyse des paramètres physico-chimiques des sols.....	24
II.4.3. Extraction et isolement des spores endomycorhiziennes.....	25
II.4.4 . Observations microscopiques et identification des spores.....	26
II.4.5. Analyse de la diversité des spores et identifications des champignons mycorhiziens	26
II.4.6. Détermination de la densité des spores.....	28



II.4.7. Traitement statistique.....	28
CHAPITRE III: Résultats et discussion	29
III.1. Résultat de la densité moyenne des spores :.....	30
III.2. Résultat des morphotypes isolés à partir des sols étudiés	30
III.2.1. Le Genre <i>Glomus</i>	30
III.2.2 Le Genre <i>Acaulospora</i>	31
III.2.3. Le Genre <i>Scutellospora</i>	32
III.2.4. Spores indéterminés.....	33
III.2.5. Développement des hyphes extra-racinaires ou hyphes externes.....	33
III.3. Résultat des paramètres physico-chimiques des sols.....	34
Conclusion et Perspectives.....	38
Références bibliographiques	
Annexes	



INTRODUCTION

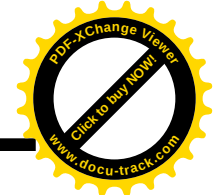
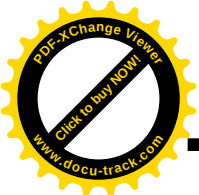


Le safran *Crocus sativus* appartient à la famille des Iridacées est une plante vivace qui se propage uniquement par voie végétative à travers la multiplication des cormes, ce qui en fait une culture pérenne (**Arslan et al., 2013**). La période de croissance annuelle est de l'automne jusqu'au début du printemps. En fin de croissance, les cormes produites entrent en phase de dormance. Ensuite, et avec la baisse des températures en automne et l'application de l'irrigation, la floraison commence. Le poids de la corme représente un facteur déterminant de la capacité de la floraison (**Kumar et al., 2009**) et a un effet significatif sur le développement végétatif et la production des cormes de remplacement (**Douglass et al., 2014**). De même, la croissance et le grossissement de ces cormes de remplacement dépendent de l'accumulation de réserves photosynthétiques pendant la phase végétative de croissance en hiver et au début du printemps (**Renau-Morata et al., 2012**).

Pendant la courte floraison automnale, un travail manuel intense et pénible est nécessaire pour récolter les fleurs périssables et séparer et déshydrater délicatement les stigmates rouges afin de produire la précieuse épice. Ses excellentes propriétés organoleptiques et sa production difficile expliquent son prix élevé et son surnom d'« **or rouge** » (**Bagur et al., 2018**). Ainsi. La production du safran est confrontée à des défis tels que la pénurie de main-d'œuvre, le changement climatique, la faible fertilité des sols, les maladies du sol, l'infestation de rongeurs et les maladies virales et fongiques (**Gresta et al., 2008a**).

Les endomycorhizes sont les symbioses mutualistes les plus importantes sur terre. En tant que symbionte obligatoire, les champignons endomycorhiziens colonisent les racines de 80 à 90% des espèces végétales. On note environ 250 espèces de CMA décrites (**Gadkar et al., 2001**). Environ 6000 espèces de Glomeromycètes, Ascomycètes et Basidiomycètes ont été enregistrées comme mycorhiziennes, et l'avènement des techniques moléculaires augmente ce nombre (**Bonfante et al., 2009**). Les types les plus répandus sont les mycorhizes arbusculaires (MA) qui se développent entre les racines de la plupart des plantes terrestres et les espèces fongiques des Zygomycètes (**Strack et al., 2003**).

Les échanges entre la plante hôte et les champignons MA se produisent au sein des cellules corticales végétales par l'intermédiaire d'hyphes très ramifiés appelés arbuscules (**Lanfranco et al., 1999**). Les endomycorhizes sont considérés comme des biostimulants végétaux, répondent à la nécessité d'une agriculture durable. En effet, ils améliorent la biomasse et la qualité des plantes en agissant comme biofertilisants et biopesticides, limitant ainsi l'application de produits phytosanitaires (**Rouphael et al., 2020**). Ils offrent également des



avantages non nutritionnels, notamment la résistance aux stress biotiques et abiotiques, tels que les températures extrêmes, la sécheresse et la salinité (**Rouphael et al., 2020**), qui sont des conséquences prévisibles du changement climatique et peuvent avoir un impact négatif sur la production de safran (**Cardone et al., 2020**)

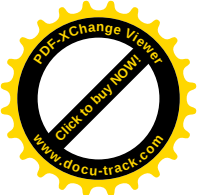
A notre connaissance les études sur la diversité des endomycorhizes du safran sont peu nombreuses voire rares. Les premières études sur l'association champignons MA-safran ont concerné la variation saisonnière de la densité des spores dans la rhizosphère du safran en Iran (**Kianmehr, 1981**). D'autres études récentes ont rapporté l'effet bénéfique des applications d'inocula mycorhiziens sur le rendement du safran (**Mohebi Anabat et al., 2015 ; Lone et al., 2016a**).

L'objectif principal de cette étude est d'isoler puis analyser la diversité des morphotypes de champignons endomycorhiziens (MA), à partir des sols rhizosphériques prélevés dans deux safranières algériennes (khenchla et Zeralda). L'identification de ces spores endomycorhiziennes est basée sur les critères morpho-anatomiques à savoir : la couleur ; la forme ; la structure de la paroi sporale.

Ce mémoire se divise en trois chapitres bien distinctes :

- ❖ Le premier chapitre concerne la synthèse bibliographique sur le safran, sa description botanique, taxonomie, répartition géographique et sa composition biochimique ; aussi une recherche bibliographique détaillée sur les différents types de mycorhizes, en particulier les mycorhizes à arbuscules.
- ❖ Le deuxième chapitre porte sur le matériel et méthodes utilisées, il englobe :
 - La technique du tamisage humide des sols constitués de spores endomycorhiziennes
 - L'analyse physicochimique des échantillons de sols utilisés.
 - L'analyse de la diversité des spores et identification des champignons mycorhiziens .
- ❖ Le troisième chapitre présente les résultats et la discussion sur la densité des spores endomycorhiziennes, la description et l'identification des morphotypes isolés à partir des sols de Khenchla et Zeralda .

Ce travail est clôturé par une conclusion suivie de quelques perspectives de cette recherche.



CHAPITRE I :

Synthèse bibliographique

I.1. Présentation de l'espèce *Crocus sativus* L.

Crocus sativus L., communément appelé safran, est une plante herbacée vivace appartenant à la famille des Iridacées. Elle est surtout reconnue pour ses stigmates rouges, récoltés manuellement, qui servent d'épice et de colorant précieux (**Figure 1**). Originaires probablement de la région méditerranéenne, cette plante se reproduit uniquement par multiplication végétative grâce à ses bulbes appelés cormes. Elle fleurit à l'automne, produisant des fleurs violettes. Elle nécessite un sol bien drainé et un climat tempéré pour bien se développer. Sa culture est principalement concentrée dans des pays comme l'Iran, l'Inde et l'Espagne, où elle représente une importante ressource économique (**Bendahmane, M et al., 2018**).

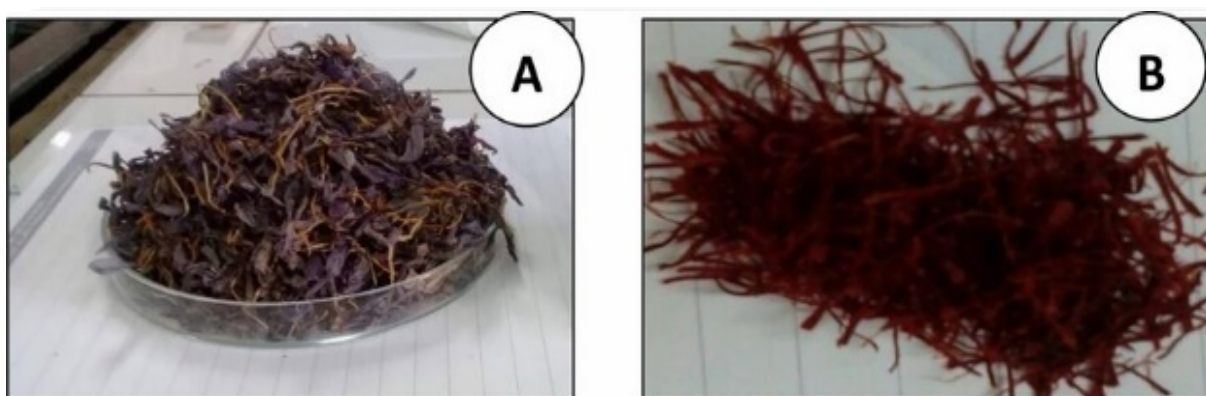


Figure 1: Organes aériens du *Crocus sativus* L. A : Fleurs ; B : Stigmates (Belyagoubi et al., 2021)

I.2. Le safran (*Crocus sativus* L.) :

I.2.1. Nomenclature

- **En latin :** *Crocus sativus* L
- **En arabe :** زعفران (Za'faran)
- **En français :** Safran cultivé (**Fernández, 2004**)
- **En anglais :** Saffron crocus (**Fernández, 2004**)

I.2.2. Classification de genre *Crocus*

Selon la classification phylogénétique (**APG III., 2009**) le safran appartient à :

- Embranchement : Spermatophytes (plantes à graines)
- Sous-embranchement : Angiospermes (plantes à fleurs)
- Classe : Monocotylédones
- Sous-classe : *Liliidae*
- Ordre : Asparagales
- Famille : *Iridaceae*
- Genre : *Crocus*
- Espèce : *Crocus sativus L.*

I.2.3. Description botanique de *Crocus sativus L.*

Le safran est une plante herbacée vivace, atteignant une hauteur de 10 à 25 cm (Mzabri et al., 2019) ; elle présente les caractères suivants (Figure 2):

- Les feuilles sont étroites, linéaires à bords ciliés réunies dans une gaine (Arvy et al., 2015)
- Les fleurs sont constituées de tépales ; de styles, et d'étamines qui font partie intégrante des matières résiduelles du safran.
- Les stigmates quant à eux , produisent l'épice du safran (Belyagoubi et al., 2021)
- Son bulbe qui est « subovoïde » et de forme variable .

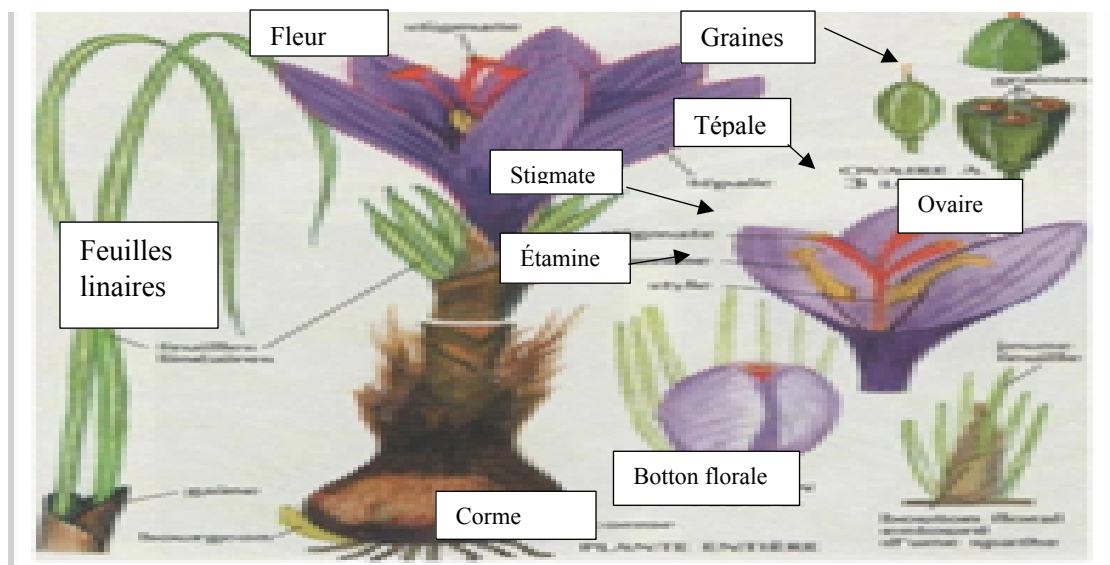
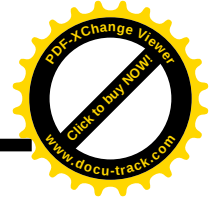
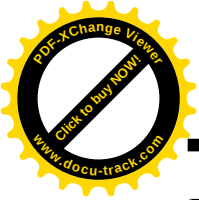


Figure 2: Description de l'appareil végétatif et de l'appareil reproducteur de safran.
(Arvy et al., 2015)



I.2.4. Distribution géographique

I.2.4.1 Production du safran en Algérie

Aujourd'hui, la production du safran se développe de manière significative sur le marché international en raison du prix négocié en milliers d'euros. Cette précieuse culture est apparue en Algérie il y a des dizaines d'années dans plusieurs wilayas dont : Tlemcen, Khenchla, Constantine.... Compte tenu de l'importance économique de cette dernière et des conditions climatiques compatibles de nos régions, une association nationale a été créée après plusieurs efforts avec des objectifs bien définis : la création de la Maison du Safran en Algérie, un label local, régulation du marché intérieur et enfin l'exportation. Composée de 100 membres fondateurs dirigés par le pionnier de la culture du safran en Algérie, Mr. Rouibi Abdullah de Khenchela, cette association cherche à augmenter et réglementer la production nationale, qui était estimée de 10 à 15 kg en 2018 avec un prix de 450 millions de centimes pour 1kg. Elle cherche ainsi à travers les grands producteurs à intensifier les efforts pour lutter contre le faux safran qui inonde le marché local et ainsi promouvoir le vrai safran puisque de nombreux producteurs ont obtenu des certificats des laboratoires français pour assurer la qualité du premier choix du safran produit en Algérie ; et enfin un objectif très spécifique à atteindre dans le futur proche « un label national" pour le safran algérien (Loukil , 2018)

I.2.4.2. Production du safran dans le monde

La production mondiale est estimée à 180 tonnes par an dont près de 80% de la production provient de l'Iran, où la culture de *Crocus* couvre une superficie de 65 000 hectares située dans le Nord-Est de la région de Khorasan, dont le climat sec et frais et le sol sablo argileux offrent les conditions idéales pour cette culture, et avec le savoir-faire ancestral des safraniers iraniens, le safran iranien est le meilleur dans le monde. Alors que seulement 4% de la production mondiale est produite par les pays de l'Union Européenne (UE) ce qui correspond à 7 tonnes de stigmates déshydratés. Au sein même de l'UE la Grèce est le plus grand producteur européen avec 6 tonnes vient l'Espagne avec 0,6 tonnes puis l'Italie avec 0,4 tonnes. Le Maroc produit 2 à 3 tonnes de safran naturel par an dont il est à présent le 4^{ème} producteur mondial, après l'Inde avec ses 9 tonnes produites en moyenne par an au Cachemire (Alain, 2008) (Tableau 1)

Tableau I: Les principaux pays producteurs du safran dans le monde (Alain, 2008)

Le pays producteur	La production en kg
Iran	160000
Inde	9000
Grèce	6000
Maroc	2000
Espagne	600
Italie	400

I.2.5. Aperçu historique sur le safran

En Algérie ; l'histoire du safran a commencé pendant la période coloniale française par les Tests du Sergent, Directeur de Milah, par Mr. Rivière, ancien Directeur du Jardin du Hamma, et enfin par Mr Trabut, chef du service botanique d'Algérie. Sous la conduite des familles indigènes, les cultures de ces expériences ont réussi. Chaque famille peut planter 1000 m² rapportant 10 francs qui pourrait aller jusqu'au 3000 à 4000 francs avant la guerre (Chevalier, 1926)

A l'échelle mondiale ; la culture du safran et son utilisation par les civilisations anciennes remonte à 3500 ans, selon les recherches botaniques récentes le safran serait originaire de la Crète d'après les fresques trouvées sur le site Akrokiri dans l'île grecque de Santorin qui indique les premières représentations botaniques du Safran. Elles ont été protégées parfaitement par les cendres volcaniques issues de l'éruption de l'île datée de 1650-1500 (Bagur, M., et *al.*, 2018)

I.2.6. Cycle de vie de *Corcus sativus* L.

Le cycle de vie du safran suit une saisonnalité spécifique (**Figure 3**). La floraison a lieu à l'automne, généralement entre fin octobre et début novembre, et se distingue par l'émergence des fleurs avant celle des feuilles, un trait unique parmi les *Crocus*.

Après la floraison, les feuilles poursuivent leur croissance durant l'hiver et le printemps, assurant la photosynthèse et le stockage des nutriments dans les cormes.

En été, la plante entre en période de dormance, au cours de laquelle les cormes sont récoltés, divisés, puis replantés en vue de la prochaine saison de floraison (Fernández, 2004)

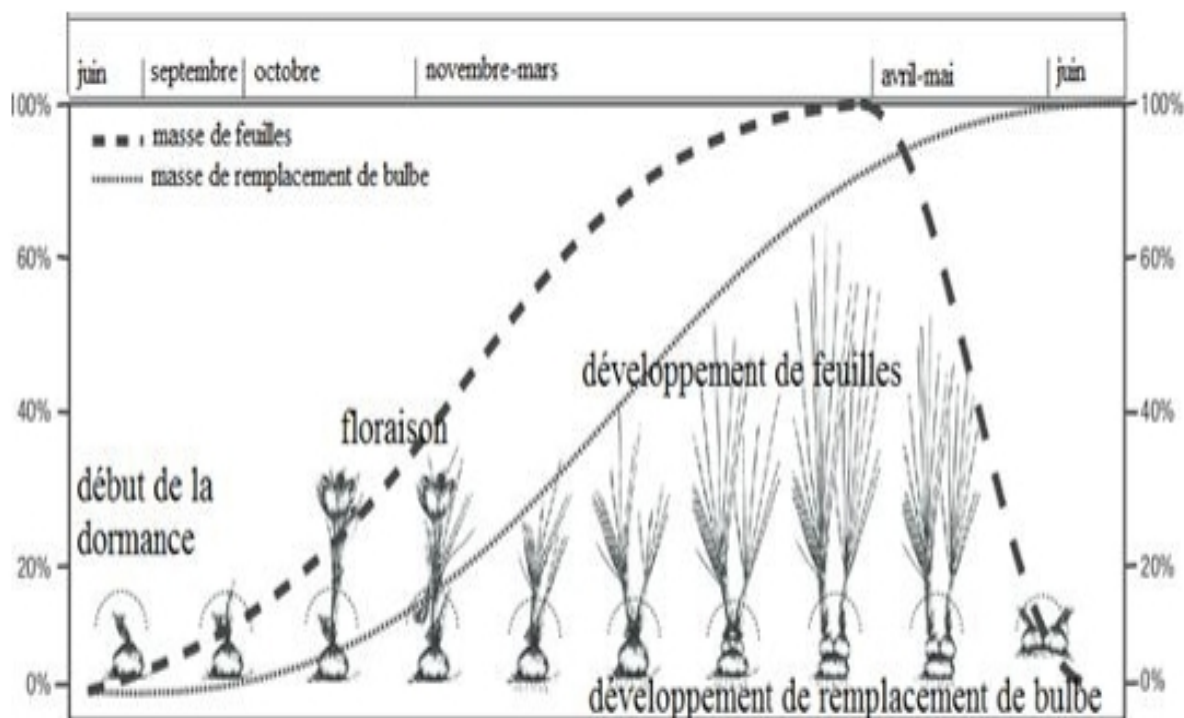


Figure 3: Cycle de développement annuel de *crocus sativus* (Lopez et al., 2015)

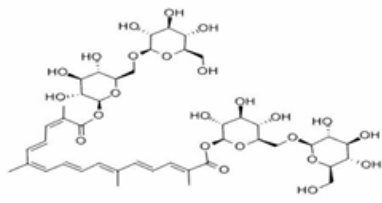
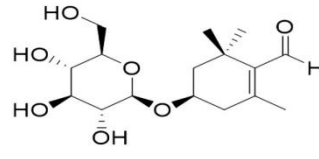
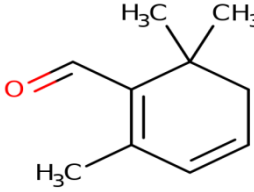
I.2.7. Composition biochimique du safran

Les principaux composants du safran sont à la fois volatils et non volatils:

- **Composants non volatils:** Ils influencent la couleur et le goût du safran, incluant la crocine (responsable de la couleur jaune), l' α -crocine, la picrocrocine (qui donne un goût légèrement amer et terreux), la zéaxanthine, et les caroténoïdes comme le lycopène, l'alpha et bêta-carotène, et la crocétine. (Carmona et al., 2019)
- **Composants volatils :** Ces composés influencent l'arôme du safran, et sont principalement des terpènes, alcools terpéniques, et esters terpéniques. Le safranale, issu de la picrocrocine lors du séchage, est l'élément clé responsable du parfum riche, rappelant le miel et le foin. (Carmona et al., 2019) (Tableau II).

Le safran contient également des glucides (12-15%), de l'eau (9-14%), des polypeptides (11-13%), de la cellulose (4-7%), des lipides (3-8%) comme le campesterol, des minéraux (1-1,5%), des vitamines B1 et B2, ainsi que des acides gras : palmitique, stéarique, oléique, linoléique

Tableau II: Composition biochimique du safran (Carmona et al., 2019)

Composants	Constituant	Rôle	Structure
Crocine	10% du safran frais	donne un goût amer et terreux	
Pricrocine	Précurseur du safranal	donne un goût amer et terreux	
Safranal	60% des huiles essentielles.	Responsable du parfum	

I.3. La symbiose mycorhizienne

I.3.1. Généralités sur les mycorhizes

Une symbiose désigne une association d'organismes vivants dont chacun des partenaires bénéficie de l'autre afin de mieux survivre, se nourrir et se reproduire.

Les mycorhizes sont des unions durables basées sur des échanges réciproques de métabolites entre les racines des végétaux et certains champignons présents dans le sol. Le nouvel organe mixte est formé de tissus de la plante hôte et du champignon mycorhizien (ou symbiote fongique) et chaque partenaire optimise son développement grâce à cette symbiose (Harley et al., 1983).

CHAPITRE I : Synthèse bibliographique

Ces champignons sont présents dans la majorité des écosystèmes terrestres (on les qualifie d'ubiquistes) et les racines de plus de 80 % des espèces de plantes vasculaires présentent (ou sont susceptibles de présenter) des symbioses mycorhiziennes.

Le potentiel mycorhizien des sols est constitué par un ensemble de propagules fongiques qui sont soit des spores, soit des hyphes, soit des fragments de racines mycorhizées. Les CMA, champignons microscopiques du sol, colonisent simultanément les racines et leur rhizosphère en se propageant sur plusieurs centimètres sous forme de filaments ramifiés.

Ce réseau filamenteux, greffé aux racines permet à la plante d'accéder à une plus grande quantité d'eau et de minéraux du sol nécessaires à sa nutrition. En échange, la plante fournit au champignon les sucres, les acides aminés et les vitamines essentiels à sa croissance (**Harley et al., 1983**). De ce fait ; la plante mycorhisée pourra avoir une meilleure croissance et surtout une meilleure résistance aux stress environnementaux tels que la sécheresse, le froid et les pathogènes racinaires (**Sylvia et al., 1992**).

I.3.2. Différents types de mycorhizes

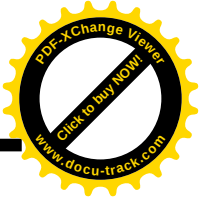
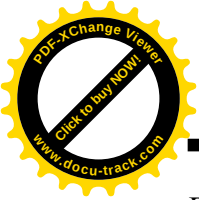
Selon la morphologie de l'organe résultant de l'association plante - symbiote fongique, différents types de mycorhizes sont distingués. Les mycorhizes à arbuscules, les mycorhizes orchidoïdes et les ectomycorhizes sont les plus fréquentes et les plus étudiées (**Figure 4**).

Les mycorhizes à arbuscules sont les plus primitives et les plus répandues dans les écosystèmes naturels et cultivés (**Tedersoo et al., 2010**). Elles seraient à l'origine des autres types de symbiose mycorhizienne et coïncideraient avec celle des végétaux terrestres il y a 450 millions d'années (**Wang et al., 2006**).

I.3.2.1. Ectomycorhizes

Elles sont caractérisées par la formation d'un manteau fongique et un réseau d'hyphes intercellulaires appelé réseau de Hartig dans les racines de la plupart des espèces ligneuses. Ce réseau constitue le siège des échanges nutritifs bidirectionnels entre le champignon et la plante. Du manteau fongique partent des éléments qui rayonnent dans le sol formant la phase extra matricielle de la mycorhize. (**Selosse et al., 1998**)

Plus de 5000 espèces de champignons appartiennent principalement aux basidiomycètes, mais aussi aux ascomycètes forment des ectomycorhizes avec les plantes de la famille des : Pinaceae, Fagaceae, Betulaceae Salicaceae, et Tiliaceae ainsi que des espèces des



Rosaceae, Leguminosae, Ericaceae, Juglandaceae, et autres familles végétales. (Brundrett, 2002)

I.3.2.2. Endomycorhizes

Les hyphes des endomycorhizes (du grec endon : à l'intérieur) pénètrent à l'intérieur des cellules du cortex racinaire où leur prolifération conduit à la formation d'arbuscules ou de pelotons d'hyphes (**Figure 4**). Le réseau de Hartig et le manteau fongique sont absents. On distingue les endomycorhizes à pelotons et les endomycorhizes à arbuscules (**Garbaye, 2013**)

I.3.2.2.1. Endomycorhizes à pelotons

L'hyphe pénètre dans une cellule corticale et va s'enrouler sur lui-même, sans former de réseau intercellulaire (**Figure 4**). On distingue les mycorhizes éricoïdes et les mycorhizes des orchidoïdes.

- **Mycorhizes éricoïdes** : l'hôte végétal appartient généralement à la famille des Ericacées, le partenaire fongique est un Ascomycète (**Peterson et al., 2004**) l'association mycorhizienne reste active pendant une courte période de temps, après les cellules corticales dégénèrent et le champignon colonise en saprophyte les cellules mortes de la plante (**Fortin et al., 2008**)
- **Mycorhizes des orchidées** : Elles sont limitées à la grande famille des Orchidacées, et sont uniques car les associations fongiques se font avec les racines des jeunes plants et des plantes adultes. Les espèces fongiques impliquées sont des Basidiomycètes (**Peterson et al., 2004**)

I.3.2.2.2 Mycorhizes arbusculaires

Elles sont formées par des champignons inférieurs et concernent environ 80 % des espèces végétales. Ces associations doivent leur nom aux structures fongiques résultant des hyphes intracellulaires qui se ramifient intensément à l'intérieur des cellules du cortex racinaire pour former des structures appelées arbuscules. Ces hyphes peuvent former des vésicules (**Figure 4**) (**Bonfante, 1984**)

I.3.2.3. Ectoendomycorhizes

Les ectendomycorhizes sont des formes intermédiaires qui possèdent à la fois les caractéristiques des ectomycorhizes, c'est-à-dire, un réseau de Hartig bien développé et un

manteau fongique plus ou moins épais, ou absent dans quelques cas, et les caractéristiques des endomycorhizes soit, la pénétration à l'intérieur des cellules corticales par les hyphes (**Figure 4**) (Yu et *al.*, 2001).

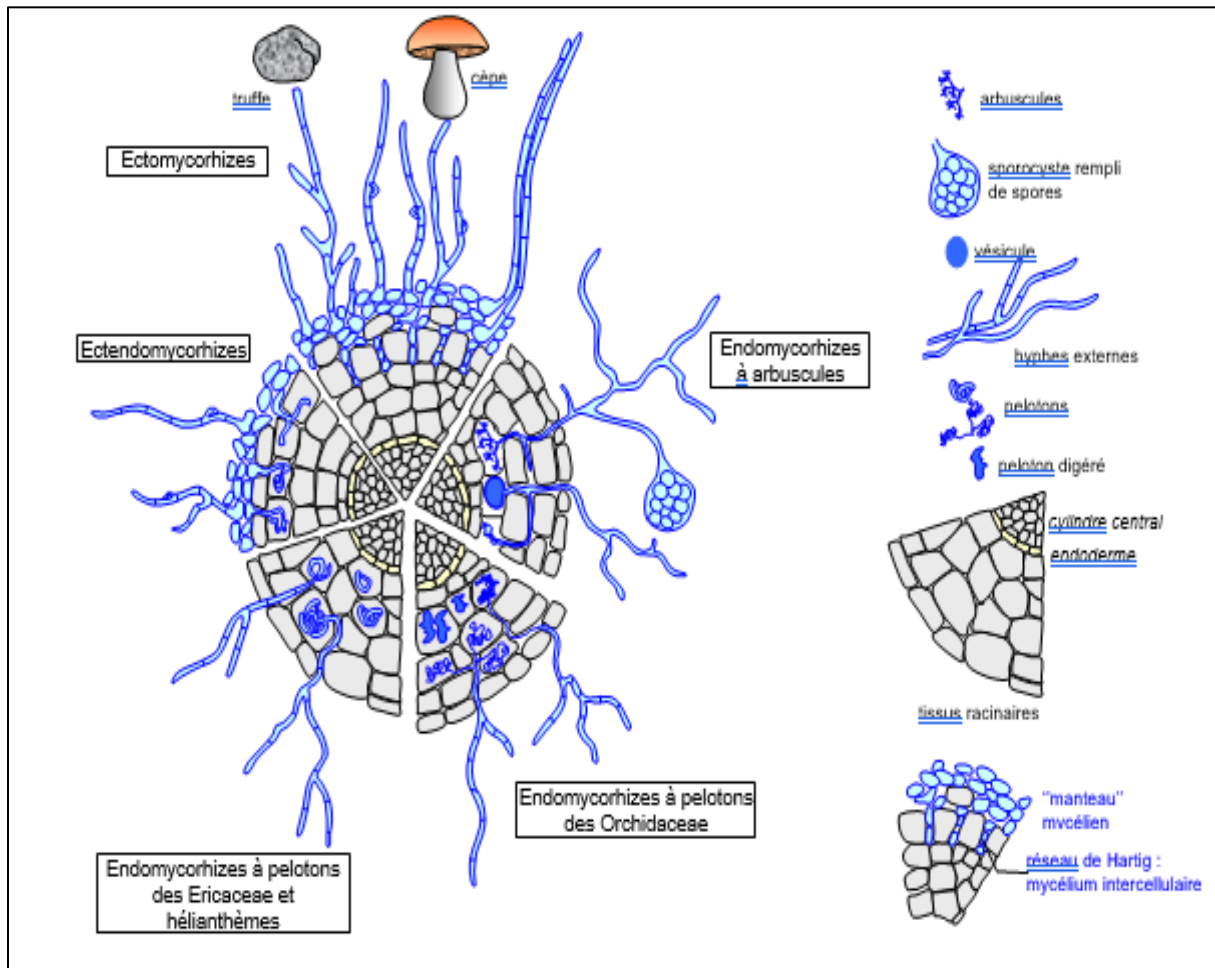


Figure 4: Les différents types d'associations mycorhiziennes (Selosse et al, 1998)

I.3.3. Mycorhizes arbusculaires

I.3.3.1. Généralités

Les mycorhizes à arbuscules (MA) représentent le type mycorhizien le plus répandu dans la flore actuelle (Smith et *al.*, 1997). Elles ont d'abord été reconnues et décrites en tant que mycorhizes endotrophiques ou mycorhizes vésiculaires-arbusculaires. Le terme vésiculaire a finalement été abandonné car certains taxa ne forment pas de vésicules. Le terme arbusculaire, retenu réfère aux structures situées à l'intérieur des cellules corticales des racines appelées arbuscules (arbres nains) (Brundrett, 2009).

I.3.3.2. Différentes structures des mycorhizes arbusculaires

Le champignon mycorhizien à arbuscule forme plusieurs structures à l'intérieur des racines principalement des arbuscules, des vésicules, des spores et des hyphes. Le terme propagule est utilisé pour les désigner puisque toutes ces structures servent à propager l'espèce fongique (**Figure 5**) (Fortin et al., 2008)

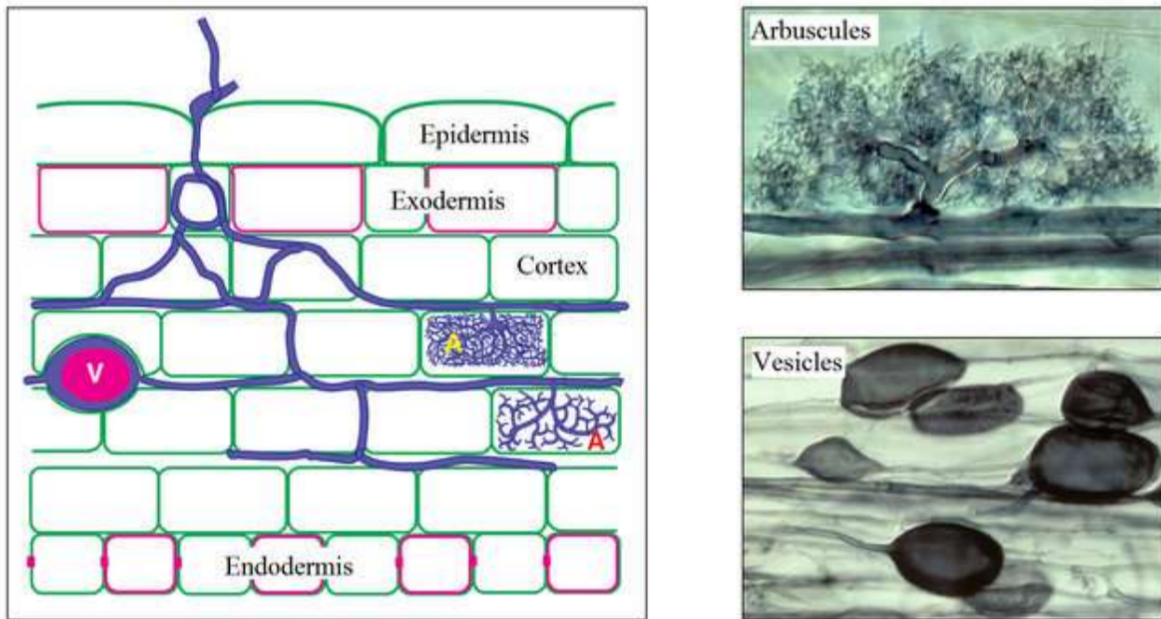


Figure 5: Structures intracellulaires typiques (A : arbuscules et V : vésicules) des mycorhizes arbusculaires produites par *Glomus mosseae* (Brundrett et al., 1984)

Le tableau ci-dessus montre les différentes structures et fonctions des champignons mycorhiziens arbusculaires :

CHAPITRE I : Synthèse bibliographique

Tableau III: Principales structures et fonctions de mycorhizes à Arbuscules (Souza.,2015)

Structure	Fonction
Arbuscules (intracellulaires)	(1) Interaction avec la plante hôte
	(2) Régulation biochimique et échanges de carbone, d'énergie et de nutriments.
	(3) Les structures varient en fonction des ordres existants (Archaeosporales, Diversisporales, Glomerales et Paraglomerales)
Vésicules (intraradiculaires) a	(1) Stockage de composés lipidiques riches en énergie pendant le développement des mycorhizes.
	(2) Responsable du maintien et de la croissance du champignon après l'arrêt de la fonction métabolique des racines.
Cellules auxiliaires (extraradiculaires) b	(1) Cellules fragiles responsables du stockage des lipides.
	(2) Les macromolécules fournissent le carbone nécessaire à la formation des spores lors de la sporulation.
Hyphe (intraradiculaire)	Établir les "unités d'infection" dans les racines de la plante hôte.
Hyphe (extraradiculaire)	(1) Responsable de l'absorption des nutriments et de l'eau de la rhizosphère.
	(2) Fournit de nouveaux points d'entrée le long de la racine de la plante hôte.
	(3) Responsable de la production de nouvelles spores.
Spores	(1) Structures de survie et de résistance.
	(2) Responsable de la dispersion et de l'établissement des AMF.
	(3) Valeur taxonomique pour l'identification des espèces d'AMF.
Parois de spores	(1) Importantes pour la croissance, la survie et la dispersion des spores dans le sol.
	(2) Les couches extérieures sont responsables des interactions avec d'autres microorganismes.
Murs germinatifs	Directement impliqués dans les événements de germination.
Structures germinatives	Fournit la base structurale permettant au tube germinatif de se développer et de traverser les parois des spores.

I.3.3.3. Taxonomie des champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA)

Les CMA étaient autrefois classés dans l'ordre des *Glomales* parmi les Zygomycètes. Les études phylogénétiques récentes ont conduit à la création d'un phylum bien individualisé, celui des *Glomeromycota* (Schüßler et al., 2001). Le phylum compte, à ce jour 250 espèces décrites regroupées en 4 ordres : les *Glomerales*, les *Diversisporales*, les *Paraglomerales* et les *Archeosporales* (Figure 6). (Redecker et al., 2014)

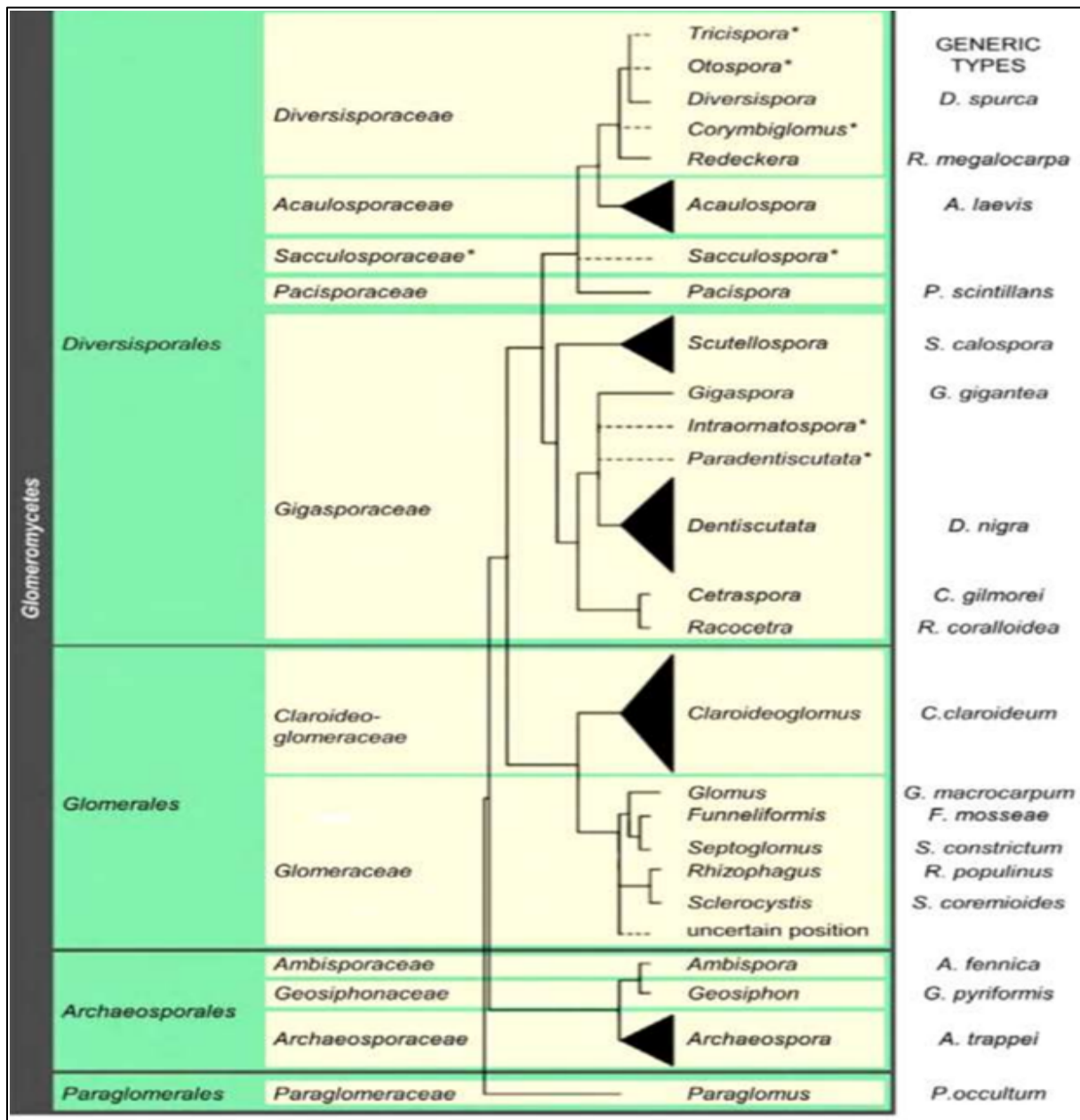
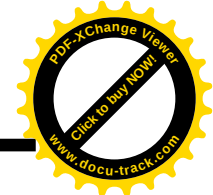
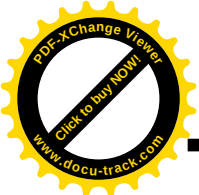


Figure 6: Classification des champignons mycorhiziens à arbuscules (Redecker et al., 2014)



I.3.3.4. Le cycle de développement des champignons mycorhiziens

Ce cycle peut être divisé en 3 grandes phases : phase a-symbiotique ; phase pré-symbiotique ; phase symbiotique (**Figure 7**)

- **Phase asymbiotique**

Dans des conditions favorables, les spores peuvent germer spontanément et produire un hyphe germinatif et quelques ramifications primaires sans stimulus exogène. Lorsqu'aucun partenaire végétal est à proximité, les hyphes germinatifs se cloisonnent et le cytoplasme se rétracte dans la spore (**Requena et al., 2007**). Les spores des CMA sont capables de germer et d'entrer à nouveau en dormance plusieurs fois si des signaux racinaires ne sont pas perçus (**Koske, 1981**).

- **Phase présymbiotique**

Avant le premier contact physique, les deux partenaires de la symbiose émettent des signaux dans le sol qui leur permettent d'être informés de leur présence respective. (**Bonfante et al., 2010**)

- **Signaux émis par la plante :**

Les plantes produisent des exsudats racinaires capables de stimuler la germination, d'induire une ramification des hyphes et de modifier l'activité métabolique du CMA. Dénommées « branching factors », ces molécules ont été identifiées comme étant des strigolactones (**Buée et al., 2000**)

- **Signaux émis par le CMA :**

Les CMA produisent des molécules diffuses qui leur permettent d'être reconnus par les plantes. Ces molécules appelées « Myocastors » induisent l'activation de gènes chez la plante hôte relatifs à l'établissement de la symbiose (**Bonfante et al., 2011**)

- **Phase symbiotique**

Le champignon forme une structure renflée au contact de l'épiderme appelée hyphopode ou appressorium. Les cellules végétales réorganisent leur cytosquelette et forment un système membranaire de pré-pénétration (PPA), qui va permettre au champignon d'entrer dans la racine et d'atteindre la zone corticale de la racine pour y développer des structures hyper-ramifiées appelées arbuscules. Ces derniers sont entourés d'une membrane plasmique péri-arbusculaire séparant le champignon du cytoplasme végétal et assurant les échanges entre le champignon et la plante grâce à des transporteurs spécifiques. Un grand nombre d'espèces de CMA produisent

également des vésicules qui sont des structures de réserves localisées à l'intérieur ou entre les cellules corticales (Smith et *al.*, 2008).

Le champignon va se développer dans le sol. Le mycélium extra-racinaire s'organise en un réseau très dense d'hyphes, qui peut former jusqu'à plusieurs mètres d'hyphes par cm³ de sol. Ces structures vont puiser l'eau et les sels minéraux puis les transporter vers la racine. C'est aussi à ce moment-là que le champignon va former de nouvelles spores, structures de reproduction et de dissémination des CMA, complétant ainsi son cycle de vie (Javot et *al.*, 2007) (Figure7)

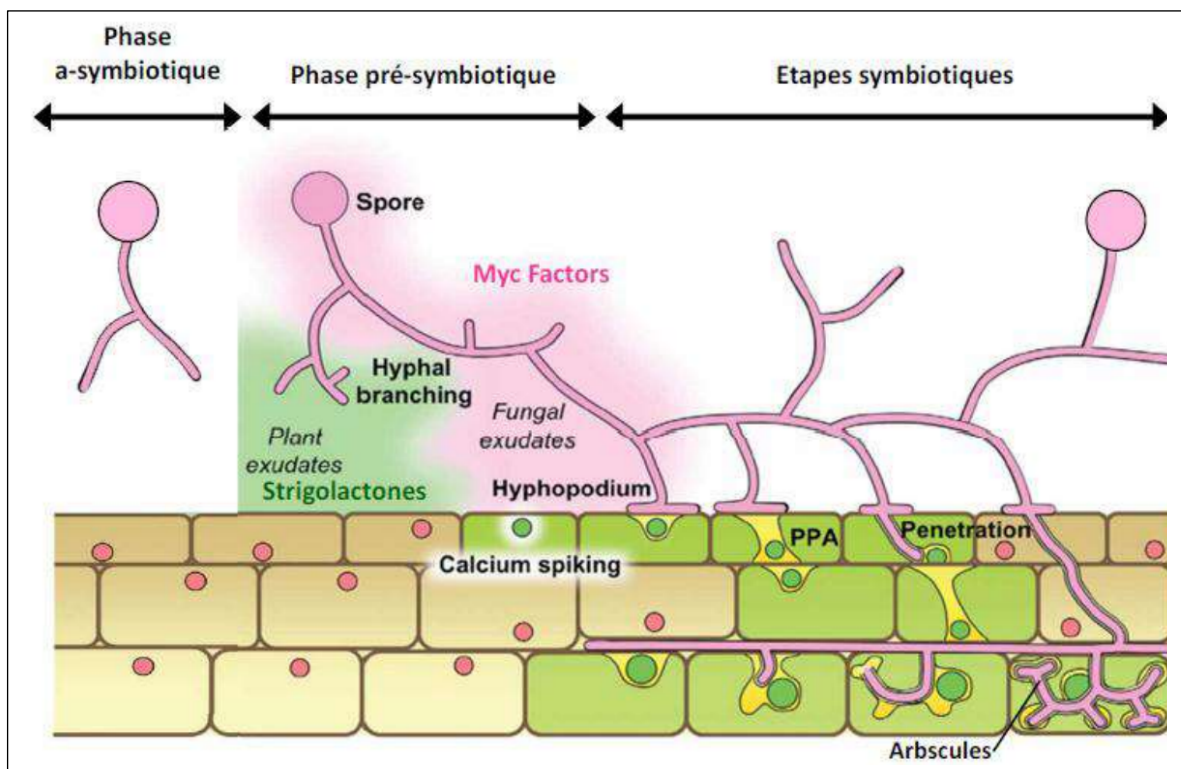
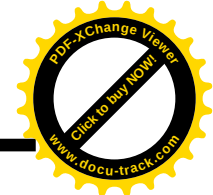
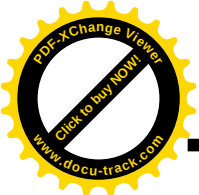


Figure 7: Schéma des différentes étapes de la colonisation des champignons mycorhiziens à arbuscules (Bonfante et al.,2010)



I.3.3.5. Bénéfices de la symbiose mycorhizienne

I.3.3.5.1. Pour le champignon

Les CMA sont caractérisés par un transfert bi-directionnel de nutriments. Le champignon mycorhizien (hétérotrophe) reçoit de la plante (autotrophe) des molécules carbonées issues de la photosynthèse. En échange, celui-ci lui procure les éléments minéraux (dont le phosphore et l'azote) et l'eau ainsi que d'autres nutriments puisés dans le sol (ammonium, certains oligoéléments tels le cuivre, le zinc).

Les CMA dépendent entièrement de leurs partenaires pour le carbone et sont incapables de compléter leur cycle de vie en dehors de la symbiose.

Le carbone alloué au partenaire fongique sous forme d'hexoses est utilisé dans la croissance intra et extra racinaire du mycélium et dans la respiration. Ce transfert bidirectionnel implique donc des processus complexes au niveau de l'interface symbiotique.

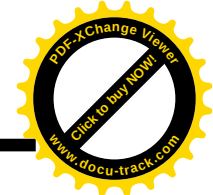
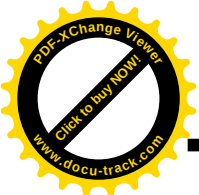
L'établissement de la symbiose mycorhizienne à arbuscules présente un coût énergétique pour l'hôte : il a été estimé que près de 20 % du carbone fixé par la plante durant la photosynthèse est alloué au partenaire fongique sous forme de divers hexoses (glucose, mannose, galactose, fructose, xylose, saccharose) (Doidy et al., 2012)

I.3.3.5.2. Pour la plante hôte

Le rôle de la symbiose mycorhizienne dans la croissance et la nutrition des plantes a été bien démontré (Strullu et al., 1991)

Dans la plupart des cas, l'effet bénéfique des mycorhizes est dû à une amélioration de la nutrition minérale de la plante-hôte. L'efficacité de systèmes racinaires mycorhizés est due principalement à une extension de la surface d'absorption et du volume de sol prospecté grâce aux hyphes fongiques.

Sylvia 1986 a mesuré une moyenne de 12 mètres d'hyphes de champignons MA par gramme de sol dans une d'une sub-tropicale et a estimé que la longueur d'hyphes qui se développent autour de la racine peut atteindre 200 à 1000 mètres pour un centimètre de racine.



- **Amélioration de la nutrition minérale**

Le rôle majeur des mycorhizes se situe au niveau de la mobilisation pour la plante d'éléments nutritifs très peu mobiles dans le sol tels que le phosphore, le zinc et le cuivre mais principalement le phosphore (**Lambert et al., 2008**).

L'amélioration de l'absorption des éléments nutritifs chez les plantes mycorhizées conduit, dans la plupart des cas, à une amélioration de la croissance végétative.

Le réseau hyphale externe des CMA joue un rôle important dans l'absorption des éléments nutritifs, Il agit comme une extension des racines de la plante hôte, améliorant son efficacité d'explorer le sol (**Gilroy et al., 2000**)

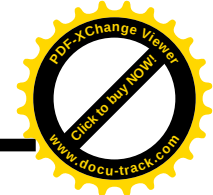
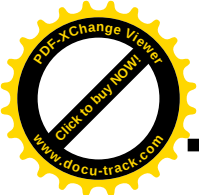
La longueur des hyphes peut atteindre 111 m /cm³ de sol (**Miller et al., 1995**) augmentant ainsi la surface d'échange entre la plante et son environnement. Les hyphes des CMA peuvent absorber jusqu'à 10, 25 et 80 % des besoins de la plante en potassium, azote et phosphore, respectivement (**Marschner et al., 1994**)

***Phosphore :** Compte tenu de la concentration très faible du phosphore dans la solution du sol, les plantes ont souvent recours aux CMA pour améliorer son absorption (**Smith et al., 2000**). Les hyphes mycorhiziens extra-racinaires absorbent le phosphore et le transportent rapidement aux structures mycorhiziennes dans les racines où il sera libéré dans l'espace périarbusculaire adjacent aux cellules corticales racinaires (**Smith et al., 1990 ; Fortin et al., 2008**)

***Azote :** C'est un élément indispensable à la vie de la plante. Il entre dans la synthèse de nombreuses molécules telles que les phospholipides, les coenzymes, les nucléotides et les acides aminés. Les CMA prélèvent l'azote sous sa forme ammonium (**Lopez et al., 2006**) et acides aminés (**Cappellazzo et al., 2008**) en utilisant des transporteurs spécifiques localisés au niveau des hyphes extraracinaires. Il peut également accélérer la dégradation de la matière organique afin d'en augmenter la biodisponibilité pour les plantes (**Hodge et al., 2001**). Une fois prélevé, l'azote est transporté jusqu'à dans les hyphes intra-racinaires sous forme d'Arginine (**Jin et al., 2005**)

- **Biostabilisation du sol**

Les hyphes des CMA étant présents en quantité importante dans les sols, ils peuvent atteindre 111 m/cm³ de sol (**Miller et al., 1995**) Ils possèdent la propriété d'agir sur la macroagrégation des constituants du sol et donc sur sa stabilité (**Tisdall, 1991**). En effet, ces hyphes excrètent une glycoprotéine, la glomaline, permettant l'agglomération des micro



agrégats d'un diamètre inférieur à 250 μm pour former des macro-agrégats stables supérieurs à 250 μm (Wright et *al.*, 1998).

La stabilité du sol ainsi produite permet de lutter contre l'érosion, la perte de nutriments et de matière organique par lixiviation, qui sont à l'origine d'une baisse de productivité en agriculture (Schreiner et *al.*, 1995)

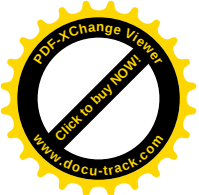
- **Protection contre les agents pathogènes**

Les CMA sont une composante majeure de la rhizosphère des plantes et peuvent influencer sur l'incidence et la gravité des maladies racinaires. Ils influencent la qualité et l'abondance de la microflore au voisinage des racines et modifient l'activité microbienne de la rhizosphère globale. Ils provoquent des changements dans la structure de l'exsudation racinaire de l'hôte suite à la colonisation de l'hôte qui modifie l'équilibre microbien dans la rhizosphère. La colonisation par les CMA induit une résistance ou une tolérance des plantes face à divers agents pathogènes (Akhtar et *al.*, 2008).

- **Bioremediation**

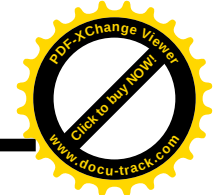
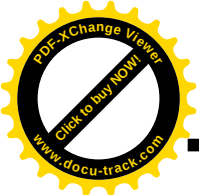
Les associations de plantes avec des CMA sont proposées comme une solution biologique potentielle pour améliorer la résistance des plantes à la toxicité des métaux et restaurer la fertilité des sols pollués par les métaux lourds (Vivas et *al.*, 2005).

Les CMA interviennent dans les interactions entre la plante et les métaux toxiques du sol, en réduisant la toxicité de ces métaux (Meharg, 2003) Par conséquent, les CMA jouent un rôle écologique important dans la phyto-stabilisation des sols pollués par les éléments traces et potentiellement toxiques (Garg et *al.*, 2010)



CHAPITRE II:

Matériel et Méthodes



II.1. Lieu d'expérimentation

Il s'agit d'une étude prospective ; analytique ; effectuée sur une période de 4 mois ; allant de mois de Mars 2025 jusqu' au mois de Juin 2025 au niveau du laboratoire d'interactions plantes microorganismes de l'Institut National de Recherche Forestière (**INRF Bainem**).

II.2. Objectifs

Ce travail de recherche vise à :

- Extraire et identifier les champignons endomycorhiziens dans les sols rhizosphériques du safran (*Crocus sativus* L.)
- Comparer la densité sporale des champignons mycorhiziens arbusculaires des deux sols étudiés.

Le présent travail était réalisé selon les étapes suivantes :

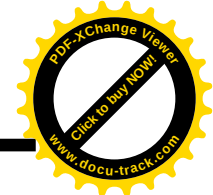
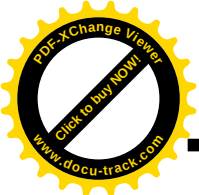
- Extraction et isolement des spores endomycorhiziennes .
- Détermination de la densité des spores dans chaque échantillon de sol.
- Description morpho-anatomique des spores mycorhiziennes arbusculaires .
- Analyse des paramètres physico-chimiques des sols au laboratoire d'analyse des sol et eaux au niveau du Bureau National d'Etudes pour le Développement Rural et de la pêche (**BNEDER- Bouchaoui**).

II.3. Description des zones d'études

Notre étude a été effectuée au niveau de deux safranières (Khenchla et Zeralda) . Il s'agit de :

- 1- La safranière Rouibi Abdallah et fils, elle est située à la wilaya de Khenchla, Daira de Bouhmama, Commune de M'sara , elle s'étale sur une superficie de 1 Hectar installée en 2010.
- 2- La safranière du domaine agricole Azzouz ; commune de Zeralda. Elle s'étend sur une superficie de 1 Hectar. situé à 30 km à l'ouest d'Alger installée en 2022 .

La caractérisation bioclimatique des safranières de Khenchla et Zeralda étudiées est représentée dans le **Tableau IV**



CHAPITRE II: Matériel et Méthodes

Tableau IV: Caractérisation bioclimatique des safranières de Khenchla et Zeralda (Bagnouls et al.,1953)

Nom de la Safranière	Bioclimat	Pluviométrie annuelle moyenne (mm/ an)	Température annuelle moyenne (°C)	Coordonnées lombaire
Khenchla	Semi aride froid	672.3	19.7	35°14' 12.9" N 6° 34' 51.6" E
Zeralda	climat méditerranéen caractérisé par deux saisons sèche et humide	605	18.2	36°43'22.4"N 2°50'25.8"E

II.4. Méthodes :

Pour une meilleure étude des facteurs influençant la diversité et la densité des spores mycorhyziennes ; des analyses du sol étaient nécessaires.

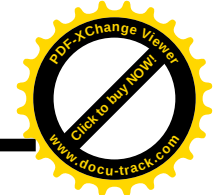
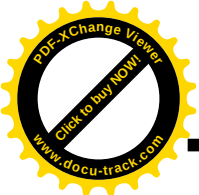
II.4.1. Méthode de prélèvement des échantillons de sols

L'échantillonnage du sol a été effectuée au mois de janvier 2025. Au niveau de chaque safranière nous avons prélevé 4 Kg de sol au milieu de la parcelle ; sur une superficie de 1 m², sur une profondeur de 10 à 20 cm autour de la rhizosphère du safran.

Les échantillons de sols ont été transportés au laboratoire d'interaction plantes microorganismes de l'Institut National de Recherche Forestière (**INRF Bainem**) ; ils ont été tamisés (maille 2 mm), homogénéisés, séchés à l'air et à l'ombre et ont été mis dans des sacs en plastiques, conservés au réfrigérateur à 4°C jusqu'à utilisation pour l'analyse des paramètres physico-chimiques ainsi que pour l'isolement et identification des spores endomycorhiziennes MA.

II.4.2. Analyse des paramètres physico-chimiques des sols

Trois échantillons de 300 g de chaque type de sol (Khenchla et Zeralda) ont été analysés au laboratoire d'analyse des sol et eaux au niveau du Bureau National d'Etudes pour le



Développement Rural et de la pêche (BNEDER- Bouchaoui). Les paramètres physico-chimiques évalués sont :

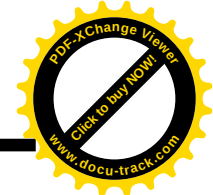
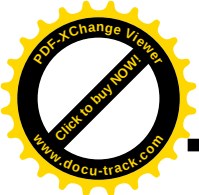
- La granulométrie, déterminée par tamisage humide selon la méthode de la pipette de Robinson (AFNOR NF: X31-107)
- Le pH a été mesuré suivant la méthode ISO 10390:2004 spécifique à la mesure du pH à l'aide d'une électrode en verre dans une suspension de sol dilué à 1:5 (fraction volumique) dans de l'eau (pH de H₂O) (Norme NF ISO10390(X31-107))
- La conductivité électrique CE (AFNOR NF X31-106)
- L'humidité du sol (NF ISO 11467)

II.4.3. Extraction et isolement des spores endomycorhiziennes

La technique d'isolement des spores MA est basée sur la méthode de tamisage humide de **Gerdemann et Nicolson (1963)**, selon laquelle un échantillon de 100g du sol est mis en suspension dans 1 litre d'eau du robinet afin de séparer les propagules fongiques des particules du sol. La suspension de sol a été versée sur une série de tamis disposés l'un au-dessus de l'autre dans l'ordre décroissant des diamètres de mailles de 500, 200, 90 et 45µm. À l'issue de cette étape, les débris végétaux, les cailloux et les fragments de racines sont retenus dans le tamis de 500 µm.

Les fractions retenues dans les tamis de 200, 90 et 45µm de diamètre de mailles ont été par la suite transférées séparément dans des tubes de centrifugation. Pour chaque fraction, une solution de saccharose à 50 % a été ajoutée dans chaque tube. Le mélange a été centrifugé à 2000 rpm pendant 10 min. Le surnageant, qui contient les spores et les fines particules du sol a été récupéré. Ce surnageant a été reversé sur la colonne de tamis de 200, 90 et 45µm de diamètre de mailles et le culot a été rejeté. Les spores contenues dans chaque tamis ont été rincées à l'eau de robinet pour éliminer le saccharose. Elles ont été ensuite récupérées dans une boîte de Pétri de 90 mm de diamètre munie d'une grille en verre quadrillée pour faciliter comptage des spores ; puis elles ont été extraites manuellement à l'aide d'une micropipette, sous une loupe binoculaire (**OPTIKA/ AXIOM 102 LCD**).

L'extraction des spores est répétée trois fois pour chaque échantillon de sol (Khenchla et Zeralda) avant l'observation vitale à la loupe et au microscope photonique. (**Figure 8**)



II.4.4 . Observations microscopiques et identification des spores

Elle a été réalisée à l'aide d'un microscope photonique (SMCLAB/QUIMICA) et les spores de chaque morphotype ont été montées entre lames et lamelles en utilisant le glycérol comme liquide de montage ; puis elles sont observées au grossissement (**G 400×**) et photographiées à l'aide d'un appareil photo numérique intégrée au microscope.

II.4.5. Analyse de la diversité des spores et identifications des champignons mycorhiziens

Les spores ont été considérés comme viables si elles avaient un contenu clair au microscope photonique avec une paroi intacte. L'analyse de la diversité des spores et la classification des morphotypes au niveau du genre et si possible au niveau de l'espèce ont été réalisées en considérant l'apparence générale (taille ; couleur) et les structures pariétales des spores (nombre de couches cellulaires ; épaisseur de la paroi). Car les caractéristiques d'un genre peuvent être identifiées chez différents morphotypes et un morphotype peut correspondre à plusieurs genres (**Dickson, 2004**). Les spores observées ont été quantifiées ; décrites et comparées aux spécimens de la collection Internationale de Cultures de Champignons Mycorhiziens à Vésicules et à Arbuscules (International Culture Collection of Vesicular – Arbuscular Mycorrhizal Fungi) (**Sturmer et al., 2021**)

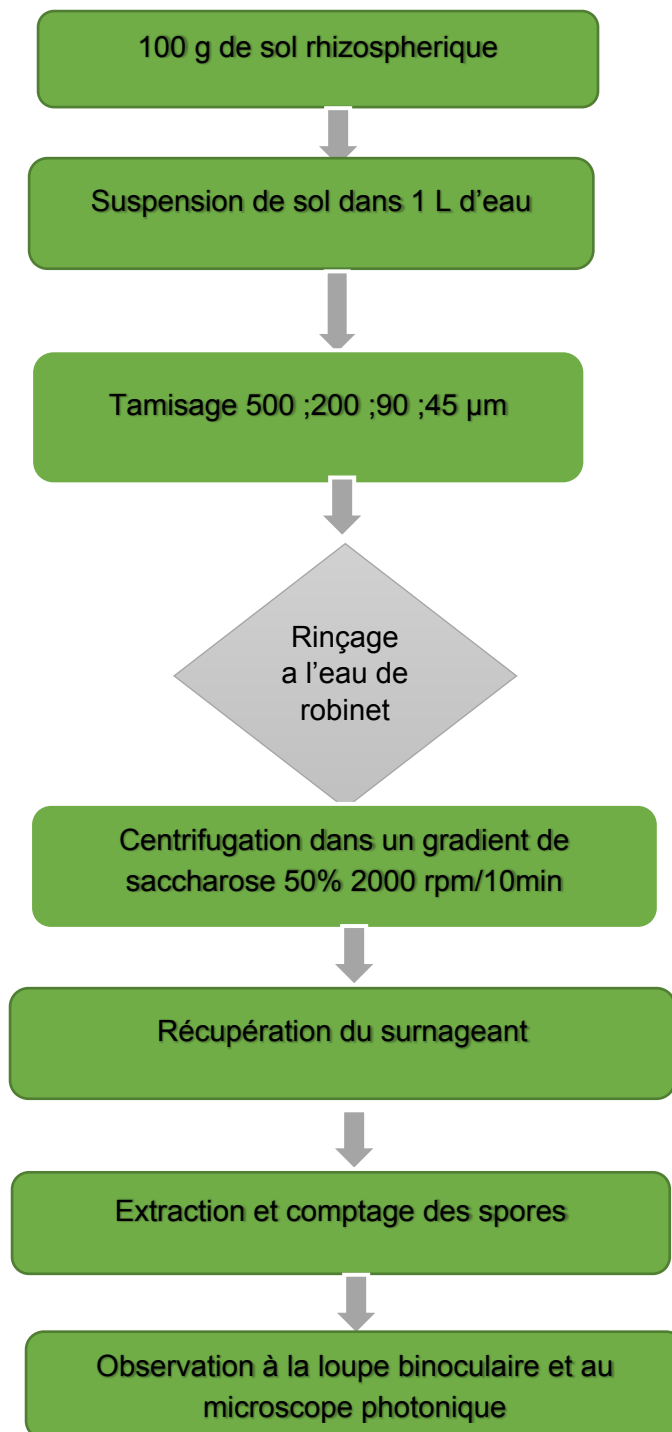
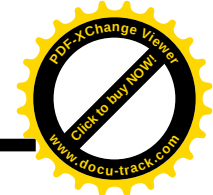
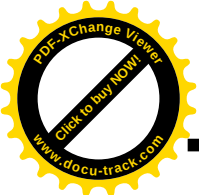


Figure 8: Méthode de tamisage humide (Gerdemann Nicolson et.,1963)

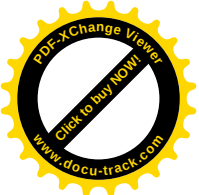


II.4.6. Détermination de la densité des spores

Pour chaque sol échantillonné, la densité des spores a été déterminée. Elle se définit comme étant le nombre total de spores dans 100g de sol sec (spores/100g de sol).

II.4.7. Traitement statistique

L'analyse statistique de la densité moyenne des spores a été réalisée avec Microsoft EXCEL 2007. Cette moyenne est le résultat de trois répétitions ceci en vue de déterminer la diversité sporale pour chaque échantillon de sol.



CHAPITRE III:

Résultats et discussion

III.1. Résultat de la densité moyenne des spores :

Le sol de la safranière de Khenchla affiche une densité sporale moyenne plus importante (309.33 spores/100 g de sol) par rapport à celle enregistrée dans le sol de Zeralda (138.66 spores/100 g de sol) (**figure 9**).

Le nombre élevé des spores dans le sol de Khenchla est probablement dû à l'âge de la safranière, car depuis 2010 cette parcelle n'a été utilisée que pour la culture du safran, et comme les endomycorhizes sont des endotrophes obligatoires le sol s'est enrichi en spores MA pendant toutes les années de culture. Contrairement à la safranière de Zeralda qui n'a été utilisée qu'à partir de l'année 2024 pour la culture du safran.

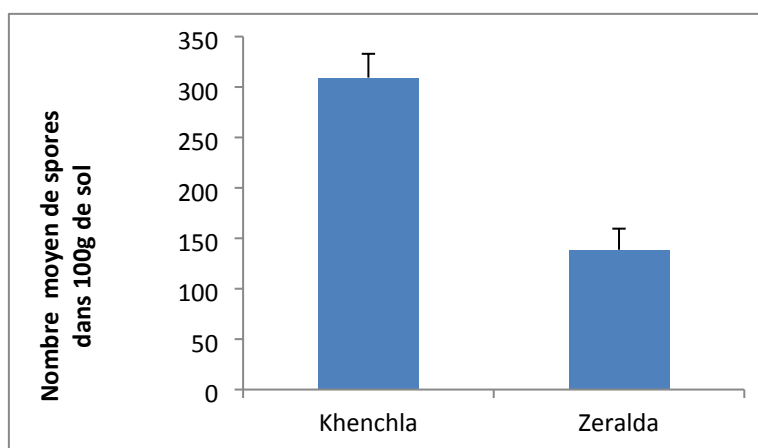


Figure 9: Densité moyenne des spores au niveau de la safranière de Khenchla et Zeralda.

III.2. Résultat des morphotypes isolés à partir des sols étudiés

L'observation microscopique des spores a révélé la présence de plusieurs morphotypes endomycorhiziens et nous a permis d'identifier trois genres avec un certain nombre de spores indéterminés. Voici les résultats des spores obtenu :

III.2.1. Le Genre *Glomus*

Les résultats de cette étude ont révélé la présence du genre *Glomus* dans les deux échantillons de sol ; il est représenté par huit morphotypes. Le diamètre des spores varie de 100 à 200µm.

Ce genre renferme des spores solitaires dans le sol, elles sont globuleuses à sub-globuleuses, circulaires et parfois irrégulières, de couleur blanches à jaunes foncées ; marron foncé, marron orangé, crème pale, hyalines, ayant un diamètre qui varie de 20 à 200 µm et la

paroi est constituée de deux couches ; L'hyphe suspenseur est soit droit, soit courbé. (Droh et al., 2023).

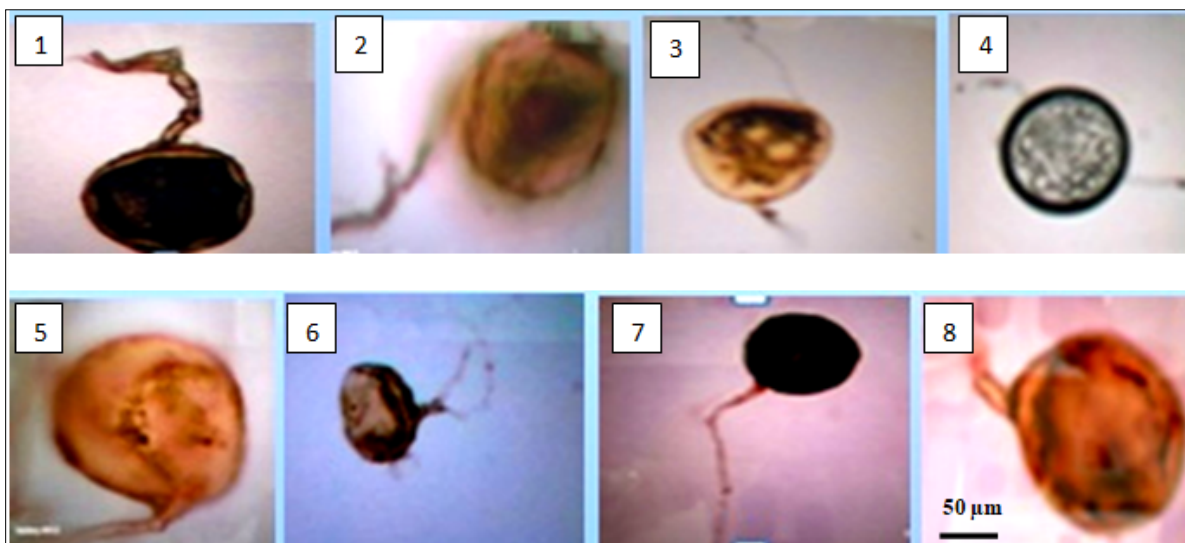


Figure 10: Diversité morphotypique du genre *Glomus* isolé des sols rhizosphériques des deux safranières. Observation au microscope photonique (G400X).

(1-2-3-4 : Safranière de Khenchla / 5-6-7-8 : Safranière de Zeralda).

III.2.2 Le Genre *Acaulospora*

L'observation microscopique des spores a montré la présence de neuf morphotypes du genre *Acaulospora* ; dont la forme est sphérique, ovoïde ; globuleuse. Ainsi le diamètre varie de 150 à 350 µm. Les spores de ce genre ne présentent pas d'hyphe suspenseur. Elles sont sessiles dès leur formation, d'où le nom du genre *Acaulospora* (Acaulo: sans queue, et spora: spore). Les spores sont portées latéralement par le col d'un « saccule sporifère » prédifférencié.

Les spores sont globuleuses à ellipsoïdes, parfois irrégulières elles sont de couleur marron foncée, orange-claires à orange foncées mesurant entre 40 et 400 µm de diamètre. La paroi de la spore est épaisse et peut être ornée de piqures, de projections, d'épines ou de réticulations (Schenck et al., 1990)

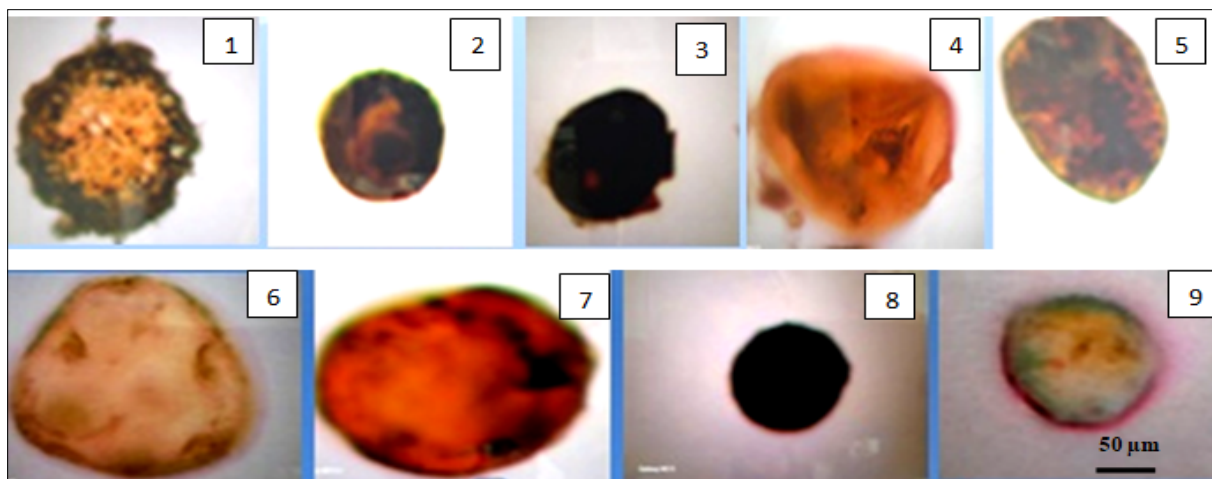


Figure 11: Diversité morphotypique du genre *Acaulospora* isolé des sols rhizosphériques des deux safranières. Observation au microscope photonique (G400X)
(1-2-3-4-5 : Safranière de Khenchla / 6-7-8-9 : Safranière de Zeralda).

III.2.3. Le Genre *Scutellospora*

Dans cette étude ; le genre *Scutellospora* est représenté par neuf morphotypes différents. Dont les parois sont colorées en oranges et en plusieurs tons du brun. Le diamètre varie du 350 à 550 µM. Le nom *Scutellospora* dérive de *scutellum*, ou petit bouclier. Ce bouclier germinatif se différencie sur une paroi germinative flexible à deux couches.

Ce genre regroupe des champignons MA appartenant à l'ordre des *Glomales* inclus dans les diversisporales et à la famille des *Gigasporaceae*. Les spores sont solitaires dans le sol (pas de sporocarpes), elles sont sphériques à globeuses et ellipsoïdes, de couleur blanches, hyalines, et brunes, le diamètre varie de 340 à 640 µM .

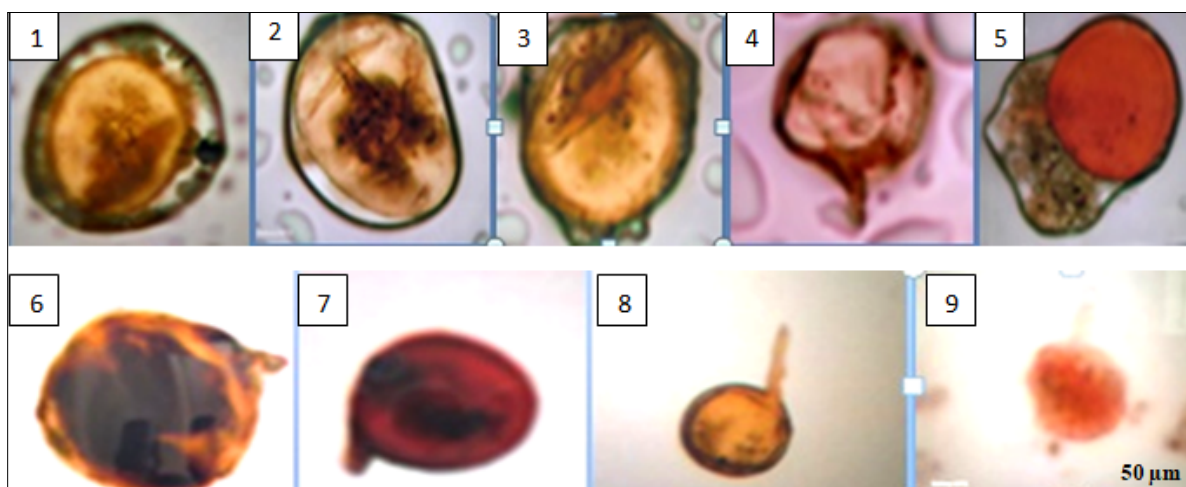


Figure 12: Diversité morphotypique du genre *Scutellospora* isolé des sols rhizosphériques des deux safranières. Observation au microscope photonique (G 400X)
(1-2-3-4-5 : Safranière de Khenchla / 6-7-8-9 : Safranière de Zeralda).

III.2.4. Spores indéterminés

Elles comptent 4 morphotypes de forme, de couleurs et de tailles différentes (Figure13).

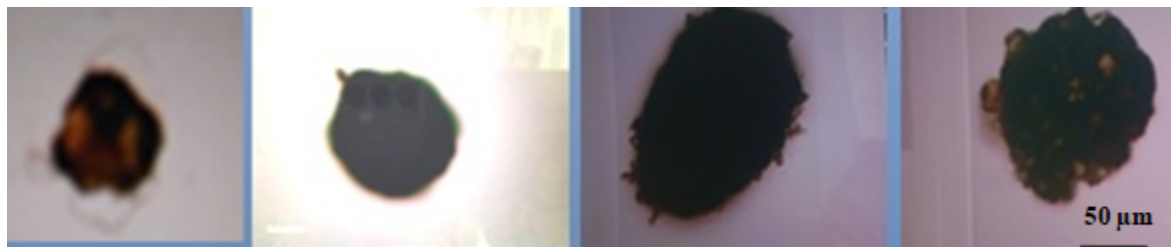


Figure 13: Morphotypes de spores indéterminées isolées des sols rhizosphériques des deux safranières. Observation au microscope photonique (G 400X) .

III.2.5. Développement des hyphes extra-racinaires ou hyphes externes

Le tamisage humide des sols étudiés a révélé également la prolifération d'hyphes extra racinaires, caractérisées par des structures ramifiées de filament qui sont généralement plus étroites et impliqués dans la nutrition minérale fongique. Ces derniers filaments sont également impliqués dans l'édification d'un grand nombre de propagules.



Figure 14: Spores groupées en deux (1) ou plusieurs formant des hyphes mycéliens interconnectées (2-3-4). Observées au microscope photonique (G100X).

Les hyphes peuvent croître hors de la racine depuis la plante jusqu'au sol et explorent un volume de sol inaccessible aux racines : la plante-hôte augmente alors considérablement sa superficie d'absorption, de 100 à 1000 fois plus, et donc sa capacité de captation des nutriments et de l'eau. Les MA produisent ensuite des spores à partir du mycélium externe, ou parfois à l'intérieur de la racine, complétant ainsi le cycle de vie des AMF. Les spores de résistance peuvent rester viables dans le sol très longtemps, alors que les hyphes collapseront après 2 à 4 semaines dans le sol si elles ne rencontrent pas de racines-hôte (Laure, 2013).

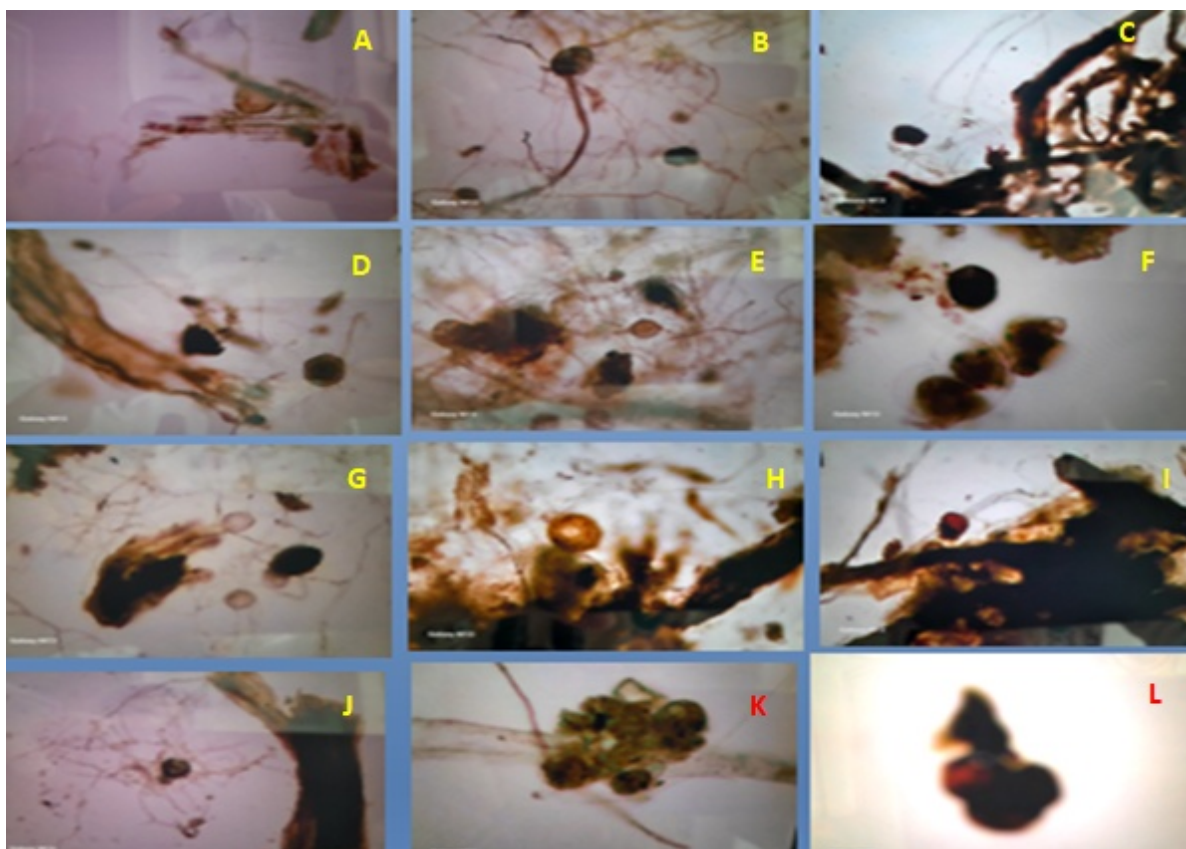


Figure 15: Spores en germination formant un réseau d'hyphes mycélien autour des fragments racinaires du *Crocus sativus* observées au microscope optique au niveau des deux safranières (khenchla et Zeralda).(GX100).

(les photos de A à J montrent des spores MA solitaires), (la photo K montre des spores MA groupées en grappes et la photo I montre des spores groupées en sporocarpe constitué de trois spores.

III.3. Résultat des paramètres physico-chimiques des sols

La texture du sol de la parcelle de Khenchla est argilo limoneuse, tandis que la texture du sol de Zeralda est sablo limoneuse.

Par ailleurs, les valeurs du pH varient entre 8.28 et 8.38 respectivement pour les sols de Zeralda et Khenchla. Il s'agit donc d'un pH alcalin.

Les résultats montrent également que les valeurs de la C.E sont égaux (0.17 mmhos/cm) pour les deux sols (khenchla et Zeralda), ces deux valeurs sont conformes aux normes Algériennes d'irrigation ($0 < \text{Conductivité électrique} < 0,6$).

Les valeurs moyennes de l'humidité des deux sols utilisés sont différentes ; ils varient entre 0.93% pour le sol de Zeralda et 4.93 % pour le sol de Khenchla.(Tableau V)

Tableau V: Propriétés physico-chimiques des sols rhizosphériques des deux safranières étudiées.

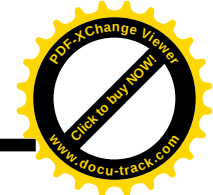
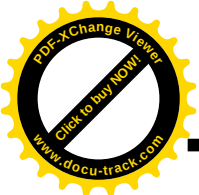
Site	Khenchla	Zeralda
Paramètres		
pH eau	8.38	8.28
Conductivité électrique (C.E) mmhos/cm. (1/5)	0.17	0.17
Humidité	4.93	0.93
Argile	43.53	11.55
Limon fin	22.20	7.18
Limon grossier	20.48	9.67
Sable fin	8.82	13.23
Sable grossier	4.97	58.36
Texture	Argilo- limoneux	Sablo limoneux

Discussion

La présente étude a été consacrée à l'isolement et l'analyse de la diversité morpho-anatomique des champignons endomycorhiziens associées naturellement à deux safraneraies algériennes situées à Khenchla et Zeralda.

Les résultats obtenus ont montré que les deux sols étudiés sont alcalins (pH moyen de 8.28 et 8.38). La conductivité électrique est en moyenne de 0, 17 ms/cm pour les deux sols. Il s'agit donc de sols non salés.

(Klironomos , 2003) suggèrent que le pH et l'humidité du sol sont des régulateurs de la sporulation des champignons MA. Ceci expliquerait en partie les différences du nombre de morphotypes isolés entre les deux sols étudiés. Mais la dominance du genre *Glomus* reste commune dans les deux sites. Ceci a été déjà observé par Mosse (1973)qui a remarqué que les spores du genre *Glomus* des champignons mycorhiziens apparaissaient généralement dans les sols à pH neutre ou alcalin..



Par ailleurs, les spores MA sont en nombre plus élevé au niveau du sol de la safranière de Khenchla qui présente une texture argilolimoneuse comparativement à la texture du sol de la safranière de Zeralda qui est sablolimoneuse.

L'influence des caractéristiques physiques du sol sur la richesse en spores fongiques MA a été étudiée. Il en ressort avoir une étroite relation entre les propriétés physicochimiques du sol et la densité moyenne des spores.

Selon **Brundrett (1991)**, les sols riches en colloïdes seraient favorables à la formation des mycorhizes. Aussi, les études réalisées par (**Rangaswami et al., 1998**) affirment que la diversité fongique tellurique dépend d'un grand nombre de facteurs du sol, tels que le pH, et l'humidité.

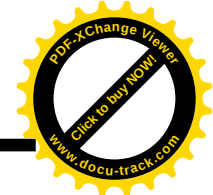
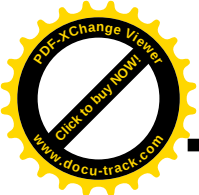
Selon certains auteurs, la densité des spores de CMA augmente dans les climats secs (**Uhlmann et al., 2006**). Elle est liée à leur adaptation aux écosystèmes chauds, secs et arides.

De plus, les facteurs climatiques, tels que les précipitations, la température, peuvent influencer directement sur l'habitat disponible pour l'espèce végétale, ce qui affecte la capacité du champignon à coloniser et à exister dans un lieu donné (**Chaudhary et al., 2008**).

La diversité morphotypique des CMA dépend de la qualité du sol et la capacité des spores à s'adapter. Leur activité symbiotique est variable en fonction de la spécificité fonctionnelle de chaque souche qui peut être spécialisée à une fonction donnée ou être généraliste (**Ngonkeu et al., 2003**).

L'analyse des caractéristiques morpho-anatomiques de la communauté de spores isolée dans notre étude a révélé une variabilité de l'abondance et du nombre de morphotypes observés appartenant à trois genres différents : *Glomus*, *Acaulospora*, *Scutellospora*. la variabilité observée indique qu'il pourrait exister une diversité taxonomique des *Gloméromycètes* dans les safranières de Khenchla et Zeralda car les types de spores observés ne sont pas identiques.

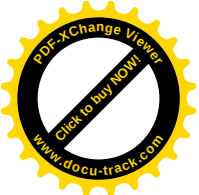
Dans cette étude, nous nous sommes limités à l'identification des genres car l'identification des espèces exige une caractérisation moléculaire des champignons MA basée sur l'amplification de la grande Sous-Unité ribosomale de l'ADNr des spores, et puisque les caractères morphologiques sont peu stables et sont sujets aux interprétations personnelles. Les aspects moléculaires sont fondamentaux pour comprendre véritablement la biodiversité des CMA.



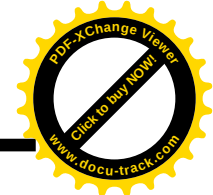
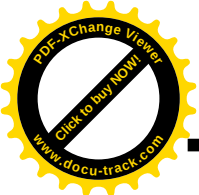
Les espèces du genre *Glomus* sont les champignons MA les plus répandus dans le monde et les auteurs suggèrent que cela pourrait être dû à leur adaptabilité à diverses conditions du sol telles que l'acidité ou l'alcalinité du sol et aux conditions climatiques (**Pande et al., 2004**). Ces champignons appartiennent au groupe monophylétique des *Glomeromycètes* constitué de quatre ordres et huit familles (**Schüßler et al., 2010**) et renferme 150 espèces (**Selosse et al., 1998**).

Leur large distribution géographique se caractérise par une importante variabilité décelable au sein de la biologie de leur population, de la spécificité écologique et de l'activité symbiotique (**Giovannetti et al., 1993a**). Malgré leur importance, ces associations symbiotiques sont non exploitées et presque ignorées par les agriculteurs.

Cependant, l'agriculture moderne est fortement reliée aux techniques de la biologie moléculaire basées sur l'isolement des souches mycorhiziennes les plus performantes et efficaces utilisées pour améliorer les rendements agricoles. Ainsi (**Ghanbari et al., 2019**) ont relevé des taux des rendements du safran au champs autour de 40% sans inoculation et des augmentations des taux variant entre 60 et 80% dans les parcelles inoculées avec des spores de *Glomus mossae*. Ainsi, la présence des champignons mycorhiziens a permis d'augmenter le diamètre (**Aimo et al., 2010**) ou la masse des cormes durant la première année (**Kianmehr, 1981**) et la production florale durant la deuxième année de croissance (**Jami et al., 2020**).



Conclusion et Perspectives



Conclusion et Perspectives

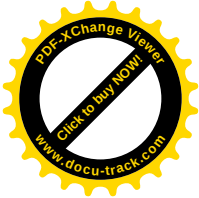
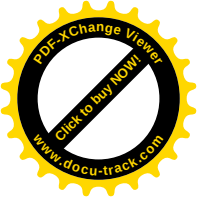
L'étude morpho-anatomique de la richesse spécifique en spores de champignons endomycorhiziens a montré que les sols des safranières prospectées abritent des communautés de mycorhizes à arbuscules variées dominées par les genres : *Glomus*, *Acaulospora*, *Scutellospora*.

Par ailleurs ; l'analyse physico-chimiques des deux sols rhizosphériques de Khenchla et Zeralda a révélé l'influence des paramètres : pH, humidité et la texture du sol sur la densité moyenne des spores de champignons MA. En effet, le sol de la safranière de Khenchla qui est moins anthropisé, ayant une grande diversité endomycorhizienne suggérant une adaptation naturelle plus prononcée par rapport au sol de la safranière de Zeralda où les conditions culturales sont potentiellement plus intensives, la communauté fongique présente une abondance sporale moins importante, qui est probablement due aux réponses aux amendements du sol ou à la gestion agricole. Ces différences soulignent l'importance des symbioses endomycorhiziennes dans la gestion des cultures de safran qui doit être optimisée en tenant compte des exigences climatiques et édaphiques.

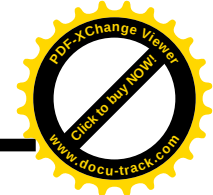
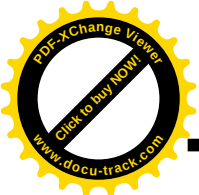
De ce fait, l'utilisation des techniques moléculaires d'identification des espèces endomycorhiziennes MA s'avère plus que nécessaire afin de procéder à l'isolement des souches fongiques les plus performantes dans le but de leur utilisation dans la mycorhization du safran à une plus grande échelle.

En somme, ce travail de recherche pourra se déboucher sur plusieurs perspectives dans le cadre du développement de la culture du safran en Algérie notamment sur :

- ❖ L'exploitation d'autres safranières pour l'extraction et l'identification d'autres souches fongiques MA.
- ❖ Inoculation des plants de safran avec les champignons MA en conditions contrôlées.
- ❖ Isolement des espèces endomycorhiziennes les plus efficaces qui ont un impact direct sur la floraison et le rendement des cormes du safran.

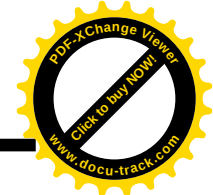
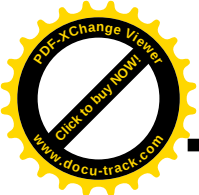


Références bibliographiques



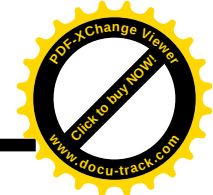
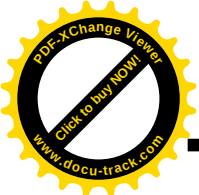
Références bibliographiques

1. **Aimo, S., Gosetti, F., D'Agostino, G., Gamalero, E., Gianotti, V., Bottaro, M., Gennaro, M.C., Berta, G., (2010).** Use of arbuscular mycorrhizal fungi and beneficial soil bacteria to improve yield and quality of saffron (*Crocus sativus L.*). *Acta Horticulturae* 850, 159-164.
2. **Akhtar M.S., Siddiqui Z.A. (2008).** *Glomus intraradices*, *Pseudomonas alcaligenes*, and *Bacillus pumilus*: Effective agents for the control of root-rot disease complex of chickpea (*Cicer arietinum L.*). *J Gen Plant Pathol* 74:53–60.
3. **Alain V.,(2008).** Rapport de mission consultant en commerce international. Renforcement des capacités locales pour développer les produits de qualité de montagne - Cas du safran. Projet FAOTCP/MOR/3201.
4. **Angiosperm Phylogeny Group. (2009).** An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG III. *Botanical Journal of the Linnean Society*, 161(2), 105–121.
5. **Arslan, N., Ipek, A., Rahimi, A., Ipek, G. (2013).** The effects of placement position and corm size of saffron (*Crocus sativus L.*) on stigma and corm yields in Ankara conditions. *Journal of Herbal Drugs* 4: 1–6.
6. **Arvy M. P., & Gallouin F. (2015).** Épices, aromates et condiments. Belin.
7. **Bagnouls, F. & Gaussen, H. (1953).** Saison sèche et indice xérothermique. *Bulletin de la Société d'Histoire Naturelle de Toulouse*, 88, 193-240.
8. **Bagur, M.J., Salinas, G.L.A., Jimenez-Monreal, A.M., Chaouqi, S., Llorens, S., Martinez-Tome, M., Alonso, G.L., (2018).** Saffron: An old medicinal plant and a potential novel functional food. *Molecules* 23, 21.
9. **Belyagoubi L., Loukidi B., Belyagoubi-Benhammou N., Gismondi A., Di Marco G., D'Agostino A., Canini A., Benmahieddine A., Rouigueb K., Ben Menni D., & Atik-Bekkara F. (2021).** valorization of algerian safran: stigmats and flowers as source of bioactive compounds: *Waste and Biomass Valorization*. 12649 (1454). 13.
10. **Bendahmane, M., & Raynaud, C. (2018).** Le Safran (*Crocus sativus L.*) : botanique, culture et usages. INRAE.
11. **Bonfante P, Anca I-A (2009)** Plants, mycorrhizal fungi, and bacteria: a network of interactions. *Annu Rev Microbiol* 63:363–383.
12. **Bonfante P., Genre A. (2010).** Mechanisms underlying beneficial plant–fungus interactions in mycorrhizal symbiosis. *Nat. Commun.* 1, 48.
13. **Bonfante P., Requena N. (2011).** Dating in the dark: how roots respond to fungal signals to establish arbuscularmycorrhizal symbiosis. *Curr. Opin. Plant Biol.* 14, 451–457.

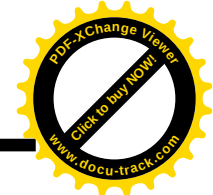
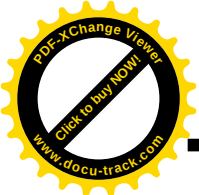


Références bibliographiques

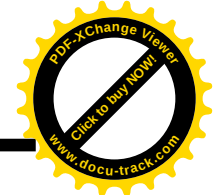
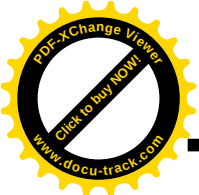
14. **Bonfante-Fasolo P. (1984).** Anatomy and morphology of VA mycorrhizae. In: Bagyaraj DJ (ed) VA mycorrhizas. CRC Press, Boca Raton, Fla, pp 5–33.
15. **Brundrett M.C. (2009).** Mycorrhizal associations and other means of nutrition of vascular plants: understanding the global diversity of host plants by resolving conflicting information and developing reliable means of diagnosis. *Plant and Soil* 320:37–77.
16. **Brundrett M.C., Piché Y., Peterson R.L. (1984).** A new method for observing the morphology of vesicular-arbuscularmycorrhizae. *Can J Bot* 62: 2128–2134.
17. **Brundrett M.C., (2002).** Coevolution of roots and mycorrhizas of land plants, *New Phytologist* (volume 154), issue 2, 275-304 p.
18. **Brundrett, M. C. (1991).** Mycorrhizas in natural ecosystems. Dans A. Macfadyen, M. Begon & A. H. Fitter (Éds.), *Advances in Ecological Research* (Vol. 21, pp. 171-313). London : Academic Press.
19. **Buee M., Rossignol M., Jauneau A., Ranjeva R., Bécard G. (2000).** The pre-symbiotic growth of arbuscularmycorrhizal fungi is induced by a branching factor partially purified from plant root exudates. *Mol. Plant Microbe Interact. MPMI* 13 693–698.
20. **Cappellazzo G., Lanfranco L., Fitz M., Wipf D., Bonfante P. (2008).** Characterization of an amino acid permease from the endomycorrhizal fungus *Glomus mosseae*. *Plant Physiol.* 147, 429–437.
21. **Cardone L, Castronuovo D, Perniola M, Cicco N, Candido V. (2020).** Saffron (*Crocus sativus L.*), the king of spices. *Scientia Horticulturae*. 272. 109560.
22. **Carmona C.P., et al. (2019).** Bioactivity and Bioavailability of the Major Metabolites of *Crocus sativus L.* Flower. *Molecules*.
23. **Chaudhary VB, Lau MK, Johnson NC (2008).** Macroecology of Microbes- Biogeography of the *Glomeromycota*. Varma A. (ed.). *Mycorrhiza*: 529-561.
24. **Chevalier A. (1926).** La culture du Safran (Suite et fin). In: *Revue de botanique appliquée et d'agriculture coloniale*, 6^e année, bulletin n°60, pp. 490-501.
25. **Dickson, S. (2004).** The Arum–Paris continuum of mycorrhizal symbioses. *New Phytol.* 163: 187-200.
26. **Doidy, J., van Tuinen, D., Lamotte, O., Corneillat, M., Alcaraz, G., Wipf, D. (2012).** The *Medicago truncatula* sucrose transporter family: characterization and implication of key members in carbon partitioning towards arbuscularmycorrhizal fungi. *Mol. Plant* 5, 1346–1358.



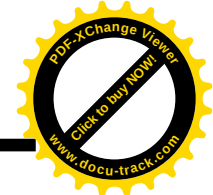
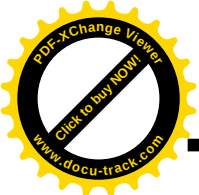
27. **Douglass, M.H., Smallfield, B.M., Wallace, A.R., Mc Gimpsey, J.A. (2014).** Saffron (*Crocus sativus L.*): The effect of mother corm size on progeny multiplication, flower and stigma production. *Scientia Horticulturae* 166: 50-58.
28. **Droh G, Meliton Djezou K, Tuo S, Touré M, Kouassi A. (2023).** Morphometric Characterization of Endomycorrhizal Fungi (*Glomeraceae* and *Acaulosporaceae*) from the Bouaflé and Niellé Areas in Côte d'Ivoire. *American Journal of BioScience*. 11 (1): 1-10.
29. **Fernández, J. A. (2004).** Biology, biotechnology and biomedicine of saffron. *Recent Research Developments in Plant Science*, 2, 127-159.
30. **Fortin, J.A., Plenchette, C., et Piché, Y. (2008).** Les mycorhizes. *La nouvelle révolution verte. MultiMonde Quae. (Eds.), Québec*, 131 pp.
31. **Gadkar V, David-Schwartz R, Kunik T, Kapulnik Y (2001).** Arbuscular mycorrhizal fungal colonization. Factors involved in host recognition. *Plant Physiol* 127:1493–1499.
32. **Garbaye J. (2013).** La symbiose mycorrhizienne, une association entre les plantes et les champignons. Versailles, France, Éditions Quae, 251 p.
33. **Garg N., Chandel S. (2010).** Arbuscular mycorrhizal networks: process and functions. A review. *Agron. Sustain. Dev.* 30, 581–599.
34. **Gerdemann, J.W. and T.H. Nicolson. (1963).** Spores of mycorrhizal Endogone species extracted from soil by wet sieving and decanting. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 46: 235-246.
35. **Ghanbari, J., Khajoei-Nejad, G., van Ruth, S.M., Aghighi, S., (2019).** The possibility of improvement of flowering, corm properties, bioactive compounds, and antioxidant activity in saffron (*Crocus sativus L.*) by different nutritional regimes. *Industrial Crops and Products* 135, 301-310.
36. **Gilroy S, Jones DL. (2000).** Through form to function: root hair development and nutrient uptake. *Trends in Plant Science* 5: 56 – 60.
37. **Giovannetti M, Avio L, Sbrana C, Citeresi A (1993a)** .Factors affecting appressoria development in the vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus mosseae* (Nicol. & Gerd.) Gerd. and Trappe. *New Phytol* 123: 114–122.
38. **Gresta, F., Lombardo, G.M., Siracusa, L., Ruberto, G.,(2008a).** Effect of mother corm dimension and sowing time on stigma yield, daughter corms and qualitative.
39. **Harley, J. L., & Smith, S. E. (1983).** *Mycorrhizal Symbiosis*. Academic Press. ISBN: 0-12-325560-0.



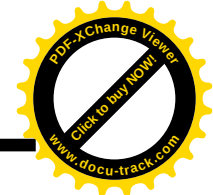
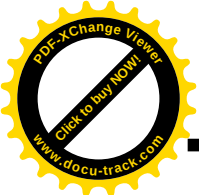
40. **Hodge A., Campbell C.D., Fitter A.H. (2001).** An arbuscular mycorrhizal fungus accelerates decomposition and acquires nitrogen directly from organic material. *Nature* 413: 297– 299.
41. **Jami, N., Rahimi, A., Naghizadeh, M., Sedaghati, E., (2020).** Investigating the use of different levels of Mycorrhiza and Vermicompost on quantitative and qualitative yield of saffron (*Crocus sativus L.*). *Scientia Horticulturae* 262, 109027.
42. **Javot H., Pumplin N., Harrison M.J. (2007).** Phosphate in the arbuscular mycorrhizal symbiosis: transport properties and regulatory roles. *Plant Cell and Environment*, v.30, p.310-322.
43. **Jin Z., Homola E.M., Goldbach P., Choi Y.H., Brill J.A., Campbell S.D. (2005).** *rosophila Myt1* is a Cdk1 inhibitory kinase that regulates multiple aspects of cell cycle behavior during gametogenesis. *Development* 132(18): 4075--4085.
44. **Kianmehr, H., (1981).** Vesicular-arbuscular mycorrhizal spore population and infectivity of saffron (*Crocus sativus*) in Iran. *New Phytologist* 88, 79-82.
45. **Klironomos, J.N. (2003).** Variation in plant response to native and exotic arbuscular mycorrhizal fungi. *Ecology*, 84:2292-2301.
46. **Koske R.E. (1981).** A preliminary study of interactions between species of vesicular-arbuscular fungi in a sand culture. *Trans. Br. mycol. Soc.* 76:411-416.
47. **Kumar, R., Singh, V., Devi, K., Sharma, M., Singh, M.K., Ahuja, P.S. (2009).** State of art of saffron (*Crocus sativus L.*) agronomy: a comprehensive review. *Food Rev. Int.*, 25: 44–85.
48. **Lambers H., Raven J.A., Shaver G.R., Smith S.E. (2008).** Plant nutrient-acquisition strategies change with soil age. *Trends in Ecology & Evolution* 23: 95– 103.
49. **Lanfranco L, Delpero M, Bonfante P (1999).** Intrasporal variability of ribosomal sequences in the endomycorrhizal fungus *Gigaspora margarita*. *Mol Ecol* 8: 37–45.
50. **Laure P. (2013).** Multiplication des mycorhizes arbusculaires en milieu liquide et solide afin d'améliorer la formulation de biofertilisants. *Sciences agricoles*.
51. **Lone, R., Shuab, R., Koul, K.K., (2016a).** AMF association and their effect on metabolite mobilization, mineral nutrition and nitrogen assimilating enzymes in saffron (*Crocus sativus*) plant. *Journal of Plant Nutrition* 39, 1852-1862.
52. **Lopez-Corcoles, H., Brasa-Ramos, A., Montero-García, F., Romero-Valverde, M., & Montero-Riquelme, F. (2015).** Phenological Growth stages of saffron Plant (*Crocus sativus L.*) according to the BBCH Scale. *Spanish Journal of Agricultural Research*, 13(3).



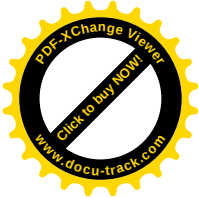
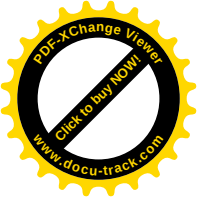
53. **López-Pedrosa A., González-Guerrero M., Valderas A., Azcón-Aguilar C., Ferrol N. (2006).** GintAMT1 encodes a functional high-affinity ammonium transporter that is expressed in the extraradical mycelium of *Glomus intraradices*. *Fungal Genet. Biol.* 43 102–110.
54. **Loukil, D. (2018).** Vers un label algérien pour “l’or rouge”. Vitamine dz.
55. **Marschner H., Dell B. (1994).** Nutrient uptake in mycorrhizal symbiosis. *Plant and Soil*, v.159, p.89-102.
56. **Meharg A.A.(2003)** .Variation in arsenic accumulation: hyperaccumulation in ferns and their allies. *New Phytol*157: 25–31.
57. **Miller R.M, Reinhardt D.R. and Jastrow J.D. (1995).** External hyphal production of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in pasture and tallgrass prairie communities. *Oecologia* 103, 17–23.
58. **Mohebi-Anabat M, Riahi H, Zanganeh S, Sadeghnezhad E (2015)** .Effects of arbuscular mycorrhizal inoculation on the growth, photosynthetic pigments and soluble sugar of *Crocus sativus* (saffron) in autoclaved soil.
59. **Mosse B. (1973).** Plant growth responses to vesicular-arbuscular mycorrhiza. *New Phytologist* 72: 127–136.
60. **Mzabri, I., Addi, M., & Berrichi, A. (2019).** Traditional and Modern Uses of Saffron (*Crocus sativus*). *Cosmetics*, 6(4), 63.
61. **Ngonkeu, M.E.L. (2003).** Biodiversité et potentiel des mycorhizes à arbuscules de certaines zones agro-écologiques du Cameroun. Thèse de Doctorat 3ème cycle. Université de Yaoundé I Cameroun.
62. **Pande M, Tarafdar JC (2004)** .Arbuscular mycorrhizal fungal diversity in neem-based agroforestry systems in Rajasthan. *Appl Soil Ecol* 26:233–241.
63. **Peterson R.L., Massicotte HB.(2004).** Exploring structural definitions of mycorrhizas, with emphasis on nutrient-exchange interfaces. *Can. J. Bot.* 82: 1074-1088.
64. **Rangaswami G. & D. J. Bagyaraj, 1998.** *Agricultural Microbiology* II edition published by Prentice Hall of India Pvt. Ltd. N. Delhi.
65. **Redecker D, Schüßler A, (2014).** Glomeromycota. In: McLaughlin D, Spatafora J (Eds), *The Mycota*, Vol. VII, Systematics and Evolution 2nd ed. Springer, Heidelberg.
66. **Renau-Morata, B., Nebauer, S.G., Sanchez, M., Molina, R.V. (2012).** Effect of corm size, water stress and cultivation conditions on photosynthesis and biomass partitioning during the vegetative growth of saffron. *Industrial Crops and Products*, 39: 40-46.



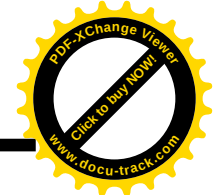
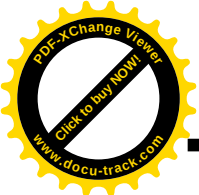
67. **Requena N., Serrano E., Ocón A., Breuninger M. (2007).** Plant signals and fungal perception during arbuscularmycorrhizal establishment, *Phytochemistry* 68, 33–40.
68. **Rouphael, Y., Colla, G., (2020).** Editorial: Biostimulants in agriculture. *Frontiers in Plant Science* 11.
69. **Schreiner R.P., Bethlenfalvay G.J. (1995).** Mycorrhizal interactions in sustainable agriculture. *Crit Rev Biotechnol* 15 :271–285).
70. **Schüßler, A.; Walker, C.(2010).** The Glomeromycota: A Species List with New Families and Genera; CreateSpace Independent Publishing Platform: North Charleston, SC, USA.
71. **Schüßler A., Schwarzott D., Walker C. (2001).** A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. *Mycological Research* 105: 1413–1421.
72. **Selosse, M.-A., & Le Tacon, F. (1998).** The land flora: a phototroph-fungus partnership *Trends in Ecology & Evolution*, 13(1), 15-20.
73. **Selosse, M.-A., & Le Tacon, F. (1998).** The land flora: a phototroph-fungus partnership? *Trends in Ecology & Evolution*, 13(1), 15-20.
74. **Smith F.A., Jakobsen I., Smith S.E. (2000).** Spatial differences in acquisition of soil phosphate between two arbuscularmycorrhizal fungi in symbiosis with *Medicago truncatula*. *New Phytol* 147: 357–366.
75. **Smith S.E., Smith F.A.(1990).** Structure and function of the interfaces in biotrophic symbioses as they relate to nutrient transport. *New Phytol* 114:1–38.
76. **Smith, S. E., & Read, D. J. (1997).** *Mycorrhizal Symbiosis* (2nd edition). Academic Press, London.
77. **Souza, T. (2015).** *Handbook of arbuscular mycorrhizal fungi*. Cham: Springer, 153P.
78. **Strack D, Fester T, Hause B, et al (2003).** Review Paper: Arbuscular Mycorrhiza: Biological, Chemical, and Molecular Aspects. *J Chem Ecol* 29:1955–1979.
79. **Strullu D. G. (1991).** Mycorrhizes et développement des plantes. In : Strullu DG., Garbaye J., Perrin P., Plenchette C. eds. *Les mycorrhizes des arbres et plantes cultivées*. Paris: Lavoisier, 51-91.
80. **Sturmer, S. L., Bever, J. D., Schultz, P. A., & Bentivenga, S. P. (2021).** Celebrating INVAM: 35 years of the largest living culture collection of arbuscular mycorrhizal fungi. *Mycorrhiza*, 31(1), 1–10.



81. **Sylvia, D. M., & Williams, S. E. (1992).** Vesicular-arbuscular mycorrhizae and environmental stress. In: Bethlenfalvay, G. J., & Linderman, R. G. (Eds.), *Mycorrhizae in Sustainable Agriculture* (ASA Special Publication No. 54), pp. 101-124.
82. **Tedersoo, L., Nilsson, R. H., Abarenkov, K., Jairus, T., Sadam, A., Saar, I., et al. (2010).** 454 Pyrosequencing and Sanger sequencing of tropical mycorrhizal fungi provide similar results but reveal substantial methodological biases. *New Phytologist*, 188(1), 291-301.
83. **Tisdall J. M. (1991).** Fungal hyphae and structural stability of soil. *Australian Journal of Soil Research*, 29, 729–743.
84. **Uhlmann E, Görke C, Petersen A., Oberwinkler F. (2006).** Arbuscular mycorrhizae from arid parts of Namibia. *J. Arid Environ*;64(2):221–237.
85. **Vivas A., Barea J.M., Azcon R. (2005).** Interactive effect of *Brevibacillusbrevis* and *Glomusmosseae*, both isolated from Cd-contaminated soil, on plant growth, physiological mycorrhizal.
86. **Wang, B., & Qiu, Y.-L. (2006).** Phylogenetic distribution and evolution of mycorrhizas in land plants. *Mycorrhiza*, 16(5), 299-363.
87. **Wright S.F., Upadhyaya A. (1998).** A survey of soils for aggregates stability and glomalin, a glycoprotein produced by hyphae of arbuscularmycorrhizal fungi. *Plant and Soil* 198: 97-107.
88. **Yu T., Egger K.N., Peterson R.L. (2001).** Ectendomycorrhizal associations characteristics and functions. *Mycorrhiza* 11:167–177.



Annexes



Annexe A

Instruments, Appareillages et réactifs utilisés

Tableau VI : Matériel utilisé

Appareillage	Verrerie	Produit chimique	Autre matériel
- Balance - Plaque chauffante - Agitateur magnétique - Réfrigérateur - Bain de sable - Centrifugeuse - Balance de précision - Pipette robinson - Distillateur - Microscope photonique - Loupe binoculaire - Tamis - PH mètre - Conductimètre	-Bécher -Allonge -Entonnoir - capsule -Erlenmeyers -Fiole jaugée -Flacon	-Hexamétaphosphate de sodium(NaPO_3)₆ -L'eau distillée -L'eau de robinet -Eau déminéralisée H₂O₂ -Saccharose C₁₂H₂₂O₁₁	-Boîte de pétri -Barreau magnétique -Lames / lamelles -Spatule métallique -Micropipettes -Embouts

Annexe B

Résultat de l'étude physico-chimique du sol



Figure 16 : Résultat de conductivité électrique



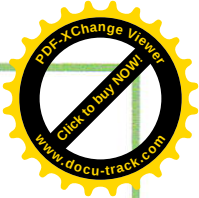
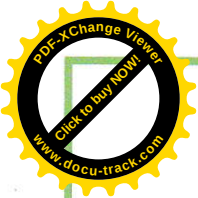
Figure 17 : Résultat de ph mètre



Figure 18 : érsultat de l'humidité



Figure 19 : Résultat de la granulométrie



جمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République algérienne démocratique et populaire

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

Ministère de l'enseignement supérieur et de la recherche scientifique

جامعة سعد دحلب البليدة (1)

Université SAAD DAHLEB -Blida 1



Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

Département de Biologie

Mémoire de fin d'études

En vue de l'obtention du Diplôme de Master dans le domaine SNV

Filière : Sciences Biologiques

Option : Biodiversité et Physiologie Végétale

Thème

**Analyse de la diversité sporale des mycorhizes à arbuscules
associés au safran (*Crocus sativus* L.) dans deux zones de
production en Algérie**

Présenté par :

Soutenu le :08 /07/2025

- Slini Lamia

Devant le jury :

Nom

Grade / Lieu

Qualité

Mme Benassel N.

MAA / USDB1

Présidente

Mme Cherif H.

Professeur / USDB1

Examinatrice

Mme Gaba Chahboub H.

Maitre de recherche A

Promotrice

Mme Mouas A.

MAA / USDB1

Co Promotrice

Année universitaire : 2024/2025