



République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et la Recherche Scientifique

جامعة باجي مختار - عنابة

Université Badji Mokhtar - Annaba



Faculté des Sciences

Département de Biologie

Thèse de Doctorat en Sciences Biologiques

Option : Biologie Végétale

**Potentiel de bioprotection et biofertilisation des mycorhizes à arbuscules
dans quelques écosystèmes agricoles de l'est Algérien**

Présentée par
Mme : HAMZA Nabila

Devant le Jury:

Présidente	BOUTABIA-TREA Saliha	Maître de conférences A, U. Badji Mokhtar Annaba
Directrice de thèse	MEDDAD-HAMZA Amel	Maître de conférences A, U. Badji Mokhtar Annaba
Examinatrice	BELAHCENE Nabiha	Maître de conférences A, U. M ^{ed} Cherif Messaidia Souk-Ahras
Examinatrice	BELHADJ Ghania	Professeur, U. Chadli Bendjedid El Tarf
Examinateur	HAMEL Tarek	Maître de conférences A, U. Badji Mokhtar Annaba
Examinatrice	NEFFAR Soued	Maître de conférences A, U. Larbi Tebessi Tebessa

Année universitaire : 2019-2020

Dédicace

À la mémoire de ma belle sœur Ibtissem SEGMANE

Que Dieu, le Tout Puissant t'accorde son infinie miséricorde et
t'accueille dans son éternel paradis

REMERCIEMENT

Mon père me disait toujours : « parle peu et travaille beaucoup ».

Cette thèse fut une belle aventure pleine de défis et de moments heureux. J'ai énormément appris et je tiens à remercier tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à l'aboutissement et au bon déroulement de ce travail.

Mes remerciements et ma profonde reconnaissance vont tout d'abord à Madame MEDDAD-HAMZA Amel, Maître de conférences A à l'université de Badji Mokhtar Annaba, ma directrice de thèse et sœur, pour avoir bien voulu me diriger dans ce travail. Ses remarques pertinentes et ses précieux conseils m'ont été d'une grande aide. Elle a su par ses directives me transmettre rigueur et amour du travail bien fait, bien souvent, elle m'a poussé au delà de mes limites et surtout, elle m'a appris que rien n'est impossible et qu'il y a toujours un moyen de le faire.

J'adresse mes vifs remerciements également aux membres du jury pour l'intérêt qu'ils ont porté à cette recherche en acceptant de l'examiner et de l'enrichir par leurs propositions. À Madame BOUTABIA-TREA Saliha, pour m'avoir fait l'honneur de présider ce jury, à Monsieur HAMEL Trak et Mesdames BELAHCENE Nabih, BELHADJ Ghania et NEFFAR Souad d'avoir eu la courtoisie d'accepter d'examiner ce travail.

Je remercie également Dr. Guido Lingua, Professeur de botanique à l'Université de Piémont Orientale, Alexandrie, Italie, pour m'avoir fait confiance et m'avoir accueilli au sein du laboratoire de biologie végétale, département de science et innovation technologique.

Je remercie Dr. Patrizia Cesaro, de l'Université de Piémont Orientale, de m'avoir dirigé lors de mon stage et initié aux techniques de la biologie moléculaire et de m'avoir fait bénéficier de ses connaissances et de ses compétences avec beaucoup de patience et de bienveillance.

Je remercie les responsables au département de biologie de l'université de Skikda, qui m'ont permis d'utiliser la serre. Je remercie également les responsables et le personnel de la pépinière de Chihani- El Tarf, particulièrement Mr Ahmed, qui m'ont ouvert les portes et n'ont ménagé aucun effort pour m'aider dans la réalisation de ce travail.

Je tiens à remercier tout spécialement Mme ALLIOUI Nora, Maître de conférences B à l'université 8 mai 1945 Guelma, pour ses précieux conseils techniques.

Mes remerciements vont aussi à mes collègues et amis (Tarek, Amir, Hana Ziane, Hana Ksantini et Abdelmalek).

Je tiens à remercier tout particulièrement mon mari TABTI Zine Eddine, pour sa patience, sa compréhension et son soutien moral.

Enfin, je ne pourrais finir ces remerciements sans penser à mes parents et toute ma famille dont l'affection, l'amour, le soutien et l'encouragement constant m'ont été d'un grand réconfort et ont contribué à l'aboutissement de ce travail.

Résumé

L'agriculture en Algérie est confrontée à bien des défis, d'une part le changement climatique qui accentue les problèmes de salinité et de sécheresse, responsables de la baisse de production agricole et d'autre part la dépendance aux intrants chimiques qui ont un impact sur l'environnement et la santé humaine. L'objectif de ce travail consiste à tester le potentiel bio-protecteur des champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA), sous serre, sur des plants de pastèque soumis aux stress hydrique et salin, ainsi que de tester en plein champ sur la même culture, le potentiel biofertilisant des champignons mycorhiziens à arbuscules combinés à des doses réduites, d'engrais minéraux (NPK) et/ou de matière organique (fumier) par rapport aux doses recommandées pour cette culture. Une dernière partie a été consacrée à la prospection de la diversité des CMA, suivie d'une caractérisation moléculaire des espèces les plus résistantes présentes dans quelques sols agricoles du Nord-est Algérien susceptible de servir à l'élaboration d'un inoculum local adapté à nos conditions environnementales.

Les résultats sur le stress hydrique et salin ont démontré le rôle des CMA dans l'amélioration de la tolérance des plants à ces stress. Ainsi, quelles que soient les contraintes hydrique et saline appliquées, l'inoculation a diminué la perte de biomasse des plants de pastèque de 50% dans le cas du stress hydrique et a diminué la perte en croissance aux concentrations NaCl 50mM et 100mM dans le cas du stress salin, les concentrations 150mM et 200mM étaient des doses létales.

L'essai en plein champ sur cette culture traitée à des doses réduites de fertilisant chimique ou organique a enregistré des rendements dans les parcelles mycorhizées significativement supérieurs à ceux obtenus dans les parcelles témoins de (+17%) et ceux quelque soit la fertilisation appliquée. Toutefois, dans les parcelles mycorhizées, l'amendement en matière organique (MO) à 50% donne un gain en rendement de (+10.35%), l'apport d'engrais minéral NPK à 25% de la dose recommandée donne une hausse de (+19.75%). La combinaison des deux fertilisants 25% NPK et 50% MO a donné un gain de (+56.16%). Le gain le plus important a été enregistré pour l'apport de l'engrais NPK à 50% de la dose recommandée avec une hausse de (+129.37%). Les parcelles non mycorhizées ont donné des gains de rendement à (50% MO), (25% NPK), (25% NPK+50% MO) et de (50% NPK) de respectivement : (+8.26%), (+10.59%), (+29.23%) et (+85.06%).

La prospection sur l'état mycorhizien de quelques sols agricoles du Nord-est Algérien se sont montré particulièrement pauvre en CMA ; 7 morphotypes ont été observés. La caractérisation moléculaire des espèces les plus abondantes a permis d'identifier les espèces (*Funneliformis geosporum*, *Pacispora scintillans* et *Septoglomus jasnowskae/xanthium*).

Mots clés : Champignons mycorhiziens arbusculaires, stress hydrique, stress salin, fertilisant chimique, fertilisation organique, inoculum commercial, diversité mycorhizienne, pastèque.

Abstract

Agriculture in Algeria faces many challenges, on the one hand climate change which accentuates the problems of salinity and drought, responsible for the decline in agricultural production and on the other hand the dependence on chemical inputs which have an impact on the environment and human health. The objective of this work is to test the bio-protective potential of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF), in a greenhouse, on watermelon plants subjected to water and salt stress, as well as to test on the same crop, in open field, the biofertilizing potential of arbuscular mycorrhizal fungi combined with reduced doses of mineral fertilizers (NPK) and / or organic matter (manure) compared to the doses recommended for this crop. A final part has concerned the prospecting of the diversity of AMF, followed by a molecular characterization of the most resistant species present in some agricultural soils in northeast Algeria that could be used to develop a local inoculum more adapted for our environmental conditions.

The results of water and salt stress demonstrated the role of AMF to enhance the tolerance of plants to those stresses. Thus, whatever the water and saline constraints applied, inoculation reduced the loss of biomass of watermelon plants by 50% in the case of water stress and decreased the loss of growth at NaCl concentrations 50 mM and 100 mM in the case of salt stress, the 150mM and 200mM concentrations were lethal doses.

Field experimentation on a watermelon crop treated with reduced rates of chemical or organic fertilizer, recorded yields in mycorrhized plots significantly higher than those obtained in control plots by (+ 17%) whatever the applied fertilization. However, in mycorrhized plots, the organic matter amendment (OM) at 50% gives a yield gain of (+ 10.35%), the addition of NPK mineral fertilizer at 25% of the recommended dose gives an increase of (+ 19.75%). The combination of the two fertilizers 25% NPK and 50% OM gave a gain of (+ 56.16%). The largest gain was recorded for the supply of NPK fertilizer at 50% of the recommended dose with an increase of (+ 129.37%). The non-mycorrhized plots gave yield gains to (50% OM), (25% NPK), (25% NPK + 50% OM) and (50% NPK) by respectively: (+ 8.26%), (+ 10.59%), (+ 29.23%) and (+ 85.06%).

Prospecting on the mycorrhizal state of some agricultural soils in northeast Algeria has highlighted the poverty of those soils, 7 morphotypes have been observed. Molecular characterization of the most abundant morphotypes allowed to identify species (*Funneliformis geosporum*, *Pacispora scintillans* and *Septoglomus jasnowskae / xanthium*).

Key words: Arbuscular mycorrhizal fungi, water stress, saline stress, chemical fertilizer, organic fertilizer, commercial inoculum, mycorrhizal diversity, watermelon.

ملخص

تواجه الزراعة في الجزائر العديد من التحديات ، من ناحية ، تغير المناخ الذي يفاقم مشاكل الملوحة والجفاف المسؤولة عن تناقص المردود الزراعي ، ومن ناحية أخرى الاعتماد على الاسمدة الكيميائية التي تؤثر على البيئة و صحة الإنسان. كان الهدف من هذا العمل هو اختبار قدرة فطريات (CMA) على حماية نبات البطيخ الاحمر ،مزروع في بيت بلاستيكي، في ظروف الجفاف والملوحة ، بالإضافة إلى الاختبار في الحقل على نفس نوع المحصول ، إمكانات التسميد الحيوي بفطريات (CMA) مع جرعات مخفضة للأسمدة الكيميائية (NPK) و / أو المواد العضوية (السماد) مقارنة بالجرعات الموصى بها لهذه الزراعة. تم تخصيص جزء أخير للبحث في تحديد أنواع CMA الأكثر مقاومة الموجودة في بعض الحقول الزراعية في شمال شرق الجزائر، عن طريق البيولوجيا الجزيئية ، والتي يمكن استخدامها لتطوير لقاح محلي مناسب.

وقد أثبتت التجارب حول الجفاف والملوحة دور CMA في تحسين تحمل نباتات البطيخ الاحمر لهذه الضغوط مهما كانت قيود المياه والملوحة المطبقة ، فإن التلقيح ب(CMA) يقلل من فقدان الكتلة الحيوية لنباتات البطيخ الاحمر بنسبة 50٪ في حالة الإجهاد المائي ويقلل من فقدان النيتروجين بتركيزات كلوريد الصوديوم 50 mM و 100 mM في حالة الإجهاد بالملوحة ، كانت تركيزات 150 mM و 200 mM جرعات قاتلة.

في التجربة الميدانية على محصول بطيخ احمر تم علاجه بجرعات مخفضة من الأسمدة الكيماوية أو العضوية ، تم تسجيل مردود أعلى بكثير في القطع الارضية المعالجة بفطريات CMA من تلك التي لم تعالج ب(+ 17 ٪) وذلك مهما كانت كمية الاسمدة المستعملة. ومع ذلك ، في القطع الارضية المعالجة بفطريات mycorrhizae ، اضافة المادة العضوية (MO) بنسبة 50 ٪ ادى الى زيادة في المردود بنسبة (10.35 ٪+) ، و الأسمدة الكيماوية NPK بنسبة 25 ٪ من الجرعات الموصى بها تعطي زيادة في المردود بنسبة (19.75 ٪+). أعطى مزيج من الأسمدة الكيماوية NPK 25 ٪ و العضوية 50 ٪ زيادة ب(56.16 ٪+). تم تسجيل أكبر مردود في القطع المعالجة بالأسمدة الكيماوية NPK بنسبة 50 ٪ بزيادة قدرها (129.37 ٪+). أعطت القطع الغيرمعالجة بفطريات (CMA) زيادات أقل بكثير من تلك التي أعطتها القطع المعالجة بالفطريات ، مع زيادة في المردود عند (50 ٪ MO) ، (25 ٪ NPK) ، (25 ٪ NPK + 50 ٪ MO) و (50 ٪ NPK) ب(8.26 ٪+) ، (10.59 ٪+) ، (29.23 ٪+) و (85.06 ٪+) على التوالي.

استكشاف فطريات CMA في بعض الحقول الزراعية في شمال شرق الجزائر سلط الضوء على فقر التربة من حيث التنوع و العدد. أتاحت البيولوجيا الجزيئية للنماذج الأكثر وفرة تحديد الأنواع (*Funneliformis geosporum* و *Pacispora scintillans* و *Septoglo mus jasnowskiae / xanthium*).

الكلمات المفتاحية: فطريات CMA ، الإجهاد المائي ، الإجهاد الملحي ، الأسمدة الكيماوية ، الأسمدة العضوية ، اللقاح الفطري التجاري ،تنوع فطريات CMA، البطيخ الاحمر.

Sommaire

Résumé.....	I
Abstract	III
ملخص	V
Sommaire	VI
Liste des figures :.....	X
Liste des photos :	XII
Liste des tableaux.....	XIII
Liste des acronymes.....	XIV
INTRODUCTION.....	1
CHAPITRE I : ÉTAT DE L'ART.....	4
1- Les mycorhizes :.....	4
2- Les différents types de mycorhizes :.....	4
2.1- Les ectomycorhizes :.....	4
2.2- Les endomycorhizes :.....	5
2.2.1- Les champignons endomycorhiziens à arbuscules:.....	5
2.3-La symbiose ectendomycorhizienne:.....	6
3. Taxonomie des espèces de champignons mycorhiziens à arbuscules (CMA) :.....	7
4. Les structures des champignons mycorhiziens à arbuscules :	9
4.1- Spores :	9
4.2- Vésicules:.....	9
4.3- Arbuscules:	10
4.4- Hyphes :	10
5. Développement et cycle de vie des champignons mycorhiziens à arbuscules :.....	10
5.1-Stade présymbiotique :.....	11
5.2-Stade symbiotique :.....	12
6- Rôle des CMA dans les écosystèmes:	14
6.1 Amélioration de la nutrition hydrique et minérale des plantes :.....	14
6.2-Protection contre les stress environnementaux :.....	15
6.3-Protection contre les pathogènes :.....	16
6.4-Agrégation des sols :	16
7- Agriculture conventionnelle entre évolution et défis :.....	16
7.1-Dépendance aux intrants chimiques et pollution environnementale :.....	17
7.2- Stress environnementaux et changements climatiques :	18
8. Les mycorhizes un atout pour l'agriculture :.....	18

8.1-Impact des pratiques culturales sur les mycorhizes :	19
8.2 Production des inocula mycorhiziens :	20
8.3-Place des CMA dans l'agriculture en Algérie :	21
9. La pastèque :	21
9.1 Caractéristiques botaniques et origine :	21
9.2-Taxonomie :	23
9.3-Caractéristiques agronomiques et rendement :	24
9.4-Caractéristiques nutritives et médicinales :	25
CHAPITRE II : MATÉRIELS ET MÉTHODES	28
1. Effet d'inoculation mycorhizienne de plants de pastèque soumis au stress hydrique et salin cultivés sous serre :	28
1.1-Site d'étude et données climatiques:	28
1.2- Plants de pastèque et inoculum de champignons mycorhiziens à arbuscules :	29
1.3-Substrat de culture:	29
1.4-Protocole expérimental :	29
1.4.1- Expérimentation stress hydrique :	29
1.4.2-Expérimentation stress salin :	30
1.5-Paramètres mesurés :	31
1.5.1-Mise en évidence de la colonisation mycorhizienne arbusculaire et calcul de la dépendance mycorhizienne :	31
1.5.2-Paramètres de croissance :	33
1.6-Analyses statistiques :	34
2- Interaction mycorhizes fertilisation chimique et organique raisonnée testé sur une culture de pastèque	35
2.1-Présentation du site d'expérimentation et caractéristique climatique :	35
2.2- Matériel végétal et inoculum mycorhizien à arbuscule :	35
2.3-Fertilisation appliquée:	36
2.4-Protocole expérimental :	36
2.5-Paramètres mesurés :	37
2.5.1- Taux de colonisation mycorhizienne :	37
2.5.2- Mise en évidence du potentiel mycorhizogène des sols étudiés :	37
2.6-Analyses statistiques :	39
3-Abondance et diversité sporale des communautés mycorhiziennes dans quelques sols agricoles au Nord-est algérien et identification moléculaire:	40
3.1-Présentation des sites d'études :	40
3.2- Echantillonnage et extraction des spores :	41
4-Diversité et abondance des CMA :	42

4.1- Identification morphologique :	42
4.2- Identification moléculaire des spores de champignons MA les plus abondantes dans les sites étudiés :	42
4.2.1-Principe de l'identification moléculaire des CMA :	43
4.2.2-L'extraction de l'ADN génomique à partir des spores :	43
4.2.3-Amplification de l'ADN par une polymérase Chain réaction PCR gigogne :	44
4.2.4-Purification des produits PCR :	48
4.2.5-Clonage pour séquençage de l'ADN:	50
4.2.6-PCR screening pour le control de la présence de l'insert :	53
4.2.7- Purification des plasmides recombinés :	54
4.2.8-Séquençage :	56
CHAPITRE III : RÉSULTATS ET DISCUSSIONS	58
1. Mycorhizes et tolérance au stress hydrique chez la pastèque:	58
1.1-La colonisation et dépendance mycorhizienne :	58
1.2-Croissance des plants de pastèque :	60
1.2.1- Corrélation des paramètres de croissance avec le stress hydrique et mycorhization:	60
1.2.2- Biomasse fraîche et sèche :	61
1.2.3- Perte de croissance des biomasses aériennes et racinaires :	61
1.2.4-Longueur de tige et nombre de fleurs et de feuilles :	64
1.2.4- Ratio racine tige :	65
1.3-Teneur en eau :	66
2. Mycorhizes et tolérance au stress salin chez la pastèque :	66
2.1-Taux de mycorhization et dépendance mycorhizienne :	67
2.2- Paramètres de croissance des plants de pastèque :	68
2.2.1- Corrélation des paramètres de croissance avec le stress salin et la mycorhization :	68
2.2.2- Biomasse fraîche et sèche :	69
2.4-Amélioration de la tolérance au stress salin par diminution de perte de croissance:	72
2.2.3-Nombre de fleurs et de feuilles et longueur de tige:	72
2.2.4- Le ratio MSR/MSA et la teneur en eau:	73
3. Réponse d'une culture de pastèque en plein champ à une inoculation aux champignons mycorhiziens à arbuscules combinée à une fertilisation chimique et organique raisonnée:	74
3.1-Potentiel mycorhizogène et colonisation mycorhizienne :	74
3.2-Croissance des plants :	76
3.3-Rendement et nombre de fruits :	78
4. Diversité des champignons mycorhiziens dans quelques sols agricoles du Nord-est Algérien :	79
4.1-abondance diversité et identification morphologique :	79
4.2-Identification moléculaire des morphotypes les plus abondants :	82

Conclusion et perspectives.....	86
RÉFÉRENCES.....	89
Résumé.....	136

Liste des figures :

Figure 1. Principales formes de mycorhizes associées aux racines des plantes supérieures (Hallé, 2008, figure modifiée d'après Le Tacon, 1985).	6
Figure 2. Arbre phylogénétique des Gloméromycètes (Redecker et <i>al.</i> , 2013)	8
Figure 3. Vésicules structures caractéristiques des CMA (site :1)	9
Figure 4. Arbuscules structures caractéristiques des CMA (site :1)	10
Figure 5. Hyphes extra-radiculaires structures caractéristiques des CMA (site :1)	10
Figure 6. Cycle de vie des champignons MA.....	13
Figure 7. La pastèque (<i>Citrullus lanatus</i>)	22
Figure 8. De 3000 an av. J-C à nos jours : l'odyssée de la pastèque infographie de James Kennedy 2014 (site 3)	23
Figure 9. Les plus importants producteurs de pastèque dans le monde (FAO 2017).	25
Figure 10. Localisation géographique de la serre à l'Université 20 Août 1955 Skikda, Wilaya de Skikda source Google Earth (2020).	28
Figure 11. Schéma des différentes étapes de coloration des échantillons racinaires	32
Figure 12. Echelle d'intensité de colonisation mycorhizienne du cortex racinaire	33
Figure 13. Echelle d'évaluation de la présence des arbuscules dans les cellules racinaires.....	33
Figure 14. Localisation géographique de la pépinière de Chihani Wilaya d'El Tarf, source Google Earth(2020).....	35
Figure 15. Représentation schématique du dispositif expérimental en bloc aléatoire complet	37
Figure 16. Schéma représentatif du dispositif du test MPN	39
Figure 17. Localisation géographique des sites d'études au Nord-est Algérien source Google Earth (2020).....	41
Figure 18. Représentation schématique de l'ARN ribosomal nucléaire et sites d'amorçage des primers LR1 / FLR2 (amorce universel pour les Eucaryotes et les champignons) et FLR4 spécifique aux CMA utilisés en PCR gigogne.	45
Figure 19. Dispositif PCR, électrophorèse et visualisation des produits de la PCR dans le bloc de gel au transilluminateur.	47
Figure 20. Vecteur plasmique : (pCR 4-TOPO 3956 paires de bases).	50
Figure 21. Schéma du dispositif de la technique de clonage à l'aide d'un Kit de clonage «bactéries chimio compétentes <i>Escherichia coli</i> : Top-10-celle.....	52
Figure 22. Effet des différents niveaux de stress hydrique (5%CC, 25%CC, 50%CC et 100%CC) sur la relation entre la fréquence et la dépendance mycorhizienne.....	59

Figure 23. Corrélation entre les paramètres de croissance et les facteurs mycorhization et stress hydrique.	61
Figure 24. Biomasse aérienne et racinaire sèche des plants mycorhizés (M) et non-mycorrhizés (NM) à divers niveaux de stress hydrique (5% CC, 25% CC, 50% CC et 100% CC).	65
Figure 25. Effet des différents niveaux de stress salin (0mM, 50mM et 100mM) sur la relation entre la fréquence et la dépendance mycorhizienne.	68
Figure 26. Corrélation entre les paramètres de croissance et les facteurs mycorhization et stress salin.	69
Figure 27. Biomasse aérienne fraîche des plants mycorhizés (M) et non-mycorrhizés(NM) à divers niveaux de stress salin (0mM, 50mM et 100mM).	70
Figure 28. Biomasse racinaire fraîche des plants mycorhizés (M) et non-mycorrhizés(NM) à divers niveaux de stress salin (0mM, 50mM et 100mM).	71
Figure 29. Fréquence mycorhizienne des plants inoculés et les plants témoins soumis à divers doses de fertilisants (0%NPK, 50%MO, 25%NPK, 25%NPK+50%MO et 50%NPK).	76
Figure 30. Biomasse aérienne et racinaire sèche des plants inoculés et les plants témoins soumis à divers doses de fertilisants (0%NPK, 50%MO, 25%NPK, 25%NPK+50%MO et 50%NPK).	77
Figure 31. Rendement en t/ha des parcelles inoculées et témoins soumises à diverses doses de fertilisants (0%NPK, 50%MO, 25%NPK, 25%NPK+50%MO et 50%NPK).	79
Figure 32. Proportion des espèces de spores CMA dans les six champs agricoles échantillonnés du Nord-est Algérien.	82
Figure 33. Proportion des espèces de spores CMA dans chaque site des sols agricoles échantillonnés.	82

Liste des photos :

Photo 1. Spores structures caractéristiques des CMA. Photo prise par MEDDAD-HAMZA Amel (25/11/2012).....	9
Photo 2. Plants mycorhizés (M) et non-mycorrhizés (NM) à divers niveaux de stress hydrique. Photo prise par HAMZA Nabila (01/06/2016).....	62
Photo 3. Plants mycorhizés (M) et non-mycorrhizés (NM) à divers niveaux de stress salin (0mM, 50mM et 100mM).Photo prise par HAMZA Nabila (01/06/2016).....	72
Photo 4. <i>Funneliformis geosporum</i> .Photo prise par HAMZA Nabila (19/11/2018).....	83
Photo 5. <i>Pacispora scintillans</i> . Photo prise par HAMZA Nabila (19/11/2018).....	83
Photo 6. <i>Septoglomus jasnowskiae/xanthium</i> . Photo prise par HAMZA Nabila (19/11/2018).....	84

Liste des tableaux

Tableau 1. Les paramètres de la colonisation racinaire.....	32
Tableau 2. Etapes d'extraction d'ADN à partir de spore.....	44
Tableau 3. Les amorces utilisées dans la PCR gigogne.....	47
Tableau 4. Protocole de purification des produits PCR (NucleoSpin extract kit).....	48
Tableau 5. Purification des plasmides avec un Kit plasmide DNA Purification NucleoSpin.	54
Tableau 6. Biomasse sèche (BS), nombre(Nb) de feuilles/plant, nombre (Nb)de fleurs/plant, Ratio de biomasse sèche racinaire sur la biomasse sèche aérienne (BSR/BSA) des plants de pastèque mycorhizés ou non et soumis à divers niveau de stress hydrique (5%CC, 25%CC, 50%CC et 100%CC).	63

Liste des acronymes

μ : Micron

μl : Microlitre

ADN : Acide désoxyribonucléique

ADP : Adénosine triphosphate

Amp : Ampicilline

AMP : Adénosine monophosphate

ATP : Adénosine triphosphate

Ca : Calcium

CC : Capacité au champ

cm : Centimètre

CMA : Champignon mycorhizien arbusculaire

Cu : Cuivre

dNTP : Deoxynucleosides triphosphate

$\text{ds}\cdot\text{m}^{-1}$: Disiemens/mètre

E : Est

EDTA : Éthylènediaminetétraacétique

F : Fer

FAO : Food and Agriculture Organization

g : Gramme

ha : Hectar

HCL : Acide chloridrique

HSD : Honestly significant difference

IPTG : Isopropyl β -D-1 thiogalactopyranoside

K : Potassium

K_2O : Oxyde de potassium

Kcl : Chlorure de potassium

kg : Kilogramme

KOH : Potasse

LB : Luria Bertani

m : Mètre

M : Molaire

m^2 : Mètre carré

MA : Mycorhizie arbusculaire

mg : Milligramme

Mg : Magnesium

MgCl_2 : Chlorure de magnésium

MgSO_4 : Sulfate de magnesium

min : Minute

ml : *Millilitre*
mm : *Millimètre*
mM : *Millimole, : Millimolaire*
MO : *Matière organique*
MPN : *Most Probable Number*
N : *Nord*
N : *Azote*
NaCl : *Chlorure de sodium*
NAD : *Nicotinamide Adénine Dinucléotide*
NADP : *Nicotinamide Adénine Dinucléotide Phosphate*
NaOH : *Hydroxyde de sodium*
NCBI : *National Center for Biotechnology Information*
NH₄⁺ : *Ammonium*
nm : *Nanomètre*
NO₃⁻ : *Nitrate*
P : *Phosphore*
P₂O₅ : *Pentoxyde de phosphore*
PCR : *Polymerase chain reaction*
PO₄⁻³ : *Orthophosphate*
PVLG : *Polyvinyl alcool-acide lactique-glycerol*
SAU : *Surface agricole utile*
SDS : *Sodium dodecyl sulfate*
SLR : *Simple linear regression*
t : *Tonne*
TAE : *Tri Acetate EDTA*
UV : *Ultra violet*
V : *Volt*
X-gal : *5-bromo-4-chloro-3-indolyl-beta-D-galactopyranoside*
Zn : *Zinc*
µm : *micromètre*

INTRODUCTION

La première révolution verte a transformé l'agriculture dans le monde et a permis à la production alimentaire d'augmenter fortement grâce à l'emploi massif des engrais et des pesticides. Cependant, ces procédés ont créé une dépendance aux intrants responsables de graves problèmes affectant l'environnement et la santé humaine (Song et *al.*, 2017).

La nécessité de réduire la dépendance aux engrais issus de l'industrie chimique tout en assurant une production alimentaire suffisante ne sont pas les seuls problèmes auxquels doit faire face l'agriculture moderne. La sécheresse et la salinité des sols, accentuées par la raréfaction des ressources hydriques et les changements climatiques, constituent un stress abiotique responsable d'importantes pertes de production agricole à travers le monde (Jakab et *al.*, 2005). Concilier productivité agricole et intégrité environnementale, autrement dit le développement d'une agriculture durable représente un défi majeur pour l'agriculture et les futurs agriculteurs (Robertson et Swinton, 2005).

La fertilité des sols est principalement liée à une faune et flore actives et diversifiées, notamment par ses micro-organismes (Zornoza et *al.*, 2015). Ces derniers ont un rôle très important dans le cycle de la matière organique et dans la génération d'éléments nutritifs pour les plantes par des processus enzymatiques (Nannipieri et *al.*, 1990). Pourtant la grande majorité des procédés en agriculture ont été mis au point sans prendre en compte l'existence et les bénéfices de ces microorganismes en général et aux champignons mycorhiziens arbusculaires en particulier.

Les champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) sont largement distribués dans presque tous les écosystèmes terrestres et forment des relations symbiotiques avec les racines de près de 80% de toutes les espèces végétales (Yang et *al.*, 2014). Leur rôle majeur est l'amélioration de la nutrition hydrique et minérale des plantes. Plusieurs études ont démontré que sans l'association avec un champignon symbiotique, la plante croît plus lentement. Les CMA pourraient donc avoir un potentiel bio-fertilisant (Hijri et *al.*, 2006 ; Gianinazzi et *al.*, 2010 ; Ziane et *al.*, 2017) par la stimulation de la croissance des plantes et un potentiel de bioprotection en atténuant les dommages causés par les stress environnementaux et en particulier les stress hydrique et salin. Bien que des résultats spectaculaires aient été obtenus sur des cultures maraîchères en plein champ (Furlan, 1993 ; Sow et *al.*, 2008 ; Hamza, 2014 ;

Ziane et *al.*, 2017 ; Aouissi, 2018) l'utilisation des champignons MA reste limitée à l'arboriculture fruitière ou à la foresterie.

L'agriculture peut tirer avantage des nombreux services de biofertilisation, bioprotection et stabilisation des sols, offerts par cette ressource naturelle. Néanmoins, actuellement, les cultures bénéficient peu des mycorhizes en raison des impacts négatifs qu'ont les pratiques agricoles intensives sur elles. De plus, ces micro-organismes du sol ont bénéficié de peu d'intérêt en présence de solution plus rapide et efficace que sont les intrants minéraux issus de l'industrie chimique.

Les effets bénéfiques des champignons MA sur la performance des plantes et la santé des sols, sont indispensable à la gestion durable des ressources et écosystèmes agricoles. Ainsi, des inocula mycorhiziens de commerce ont été développés et appliqués comme solution pour renforcer les communautés de CMA déjà présentes dans les sols et pallier à leur carence. L'usage de ces inocula dans plusieurs pays développés et certains pays en voie de développement a montré le potentiel de cette biotechnologie à augmenter le rendement des cultures et à réduire les effets des stress environnementaux et la pollution engendrée par les engrais (Jochems-Tanguay, 2014).

Le présent travail traite le rôle bénéfique des mycorhizes sur une importante culture maraîchère estivale, la pastèque (*Citrullus lanatus*). Selon la FAO, l'Algérie est le sixième producteur mondial de pastèque avec 1 895 074,00 t/ha en 2017. La pastèque est une culture sensible à la salinité des sols en plus d'être une culture très exigeante en eau, en particulier au stade du développement des fruits (Kaya et *al.*, 2003). L'Algérie, comme tous les pays du bassin méditerranéen est touchée par les changements climatiques, la rareté des ressources hydriques et l'augmentation des teneurs en sel dans les sols. A cela s'ajoute l'épandage non étudié de fertilisants chimiques qui entraînent la dégradation des sols.

Les travaux de recherches effectués dans cette thèse s'articulaient autour de trois axes : (i) le potentiel bioprotecteur des inocula mycorhiziens arbusculaires vis-à-vis des principaux stress abiotiques de sécheresse et de salinité qui affectent les rendements. (ii) le potentiel de biofertilisation qui consiste à mettre en place une stratégie de fertilisation performante et efficace via des inocula mycorhiziens, et enfin (iii) la prospection de la biodiversité et abondance des CMA dans les champs cultivés et la caractérisation morphologique et moléculaire de certaines d'entre elles.

Au total trois expérimentation ont été menées, les deux premières expériences réalisées dans les conditions contrôlées de serre à l'université du 20 Août 1955 à Skikda, consistaient en l'application de différents niveaux de stress hydrique et salin sur des plants de pastèque avec ou sans apport d'inoculum mycorhizien.

La troisième expérimentation réalisée dans des conditions réelles de plein champ, a été menée au niveau de la pépinière de Chihani wilaya d'El Tarf. Divers niveaux de fertilisation chimique réduite combinée aux inocula mycorhiziens et à la matière organique ont été appliqués sur des plants de pastèques. Le but est d'établir la possibilité de réduction d'intrants chimiques et de compenser cette réduction par les mycorhizes et la matière organique tout en assurant une bonne productivité et en préservant les terres agricoles.

La dernière partie de cette étude a été consacrée à la prospection de la diversité et l'estimation de l'abondance des champignons MA dans quelques sols agricoles du Nord-est Algérien (El Roknia-Guelma, El Hadjar-Annaba, Sidi kassi-El Tarf, El Chatt-El Tarf, Guerbez-Skikda, Oued Z'hour-Skikda). Les espèces les plus abondantes trouvées dans les champs ont fait l'objet d'une caractérisation moléculaire. Le but est d'identifier les espèces les plus résistantes à l'érosion microbiennes causée par les pratiques culturales. Ces dernières sont susceptibles d'être utilisées pour la conception d'un inoculum à partir de nos souches indigènes plus adaptées à nos conditions environnementales.

CHAPITRE I : ÉTAT DE L'ART

1- Les mycorhizes :

Il y a de cela environ 400 millions d'années, les premières plantes quittaient les milieux aquatiques pour venir coloniser la terre ferme. Les plantes pour survivre dans des milieux offrant peu d'humidité et de nutriments, ont eu besoin d'alliés tels que les champignons. Cette association symbiotique entre certains champignons du sol et les racines des plantes se nomme mycorhize.

Le principal fondement physiologique de cette symbiose est un partage bidirectionnel d'éléments nutritifs. La plante fournit au champignon des composés carbonés produits par la photosynthèse et en retour, le champignon approvisionne la plante en éléments minéraux et en eau provenant du substrat (Hopkins, 2003; Smith et Read, 2008 ; Hodge *et al.*, 2010).

2- Les différents types de mycorhizes :

La symbiose mycorhizienne est une association mutualiste entre un champignon mycorhizogène et une racine de plante hôte, qui génère un organe mixte : la mycorhize (du grec *myco* : champignon, et *rhiza* : racine). On distingue différents types de mycorhizes selon les partenaires symbiotiques impliqués, qu'ils soient végétaux ou fongiques et par les structures typiques formées lorsque la symbiose est fonctionnelle (Peyret-Guzzon, 2014). La symbiose mycorhizienne compte sept types de mycorhizes dont les trois principaux sont : les ectomycorhizes (association entre des espèces ligneuses et des champignons carpophores ou truffes), les endomycorhizes (qui englobent les endomycorhizes à arbuscules, arbutoïdes, et orchidoïdes) et les ectendomycorhizes qui sont des formes intermédiaires, qui possèdent à la fois les caractéristiques des ectomycorhizes et des endomycorhizes (Smith et Read, 1998 ; Brundrett , 2002) (Figure 1).

2.1- Les ectomycorhizes :

Les ectomycorhizes (du grec « ecto », extérieur) comme leur nom l'indique est un type de mycorhize où les hyphes ne pénètrent pas dans les cellules racinaires de la plante hôte, mais s'établissent dans les espaces intercellulaires et forment un manchon feutré plus ou moins dense appelé « manteau fongique » qui recouvre la surface de la racine. Les hyphes qui s'insèrent entre

les cellules corticales périphériques ne franchissent pas les parois des cellules et forment un réseau appelé le « réseau de Hartig »: une structure où a lieu tous les échanges entre les deux partenaires. Les caractéristiques morphologiques des ectomycorhizes, qui sont bien développées à l'extérieur de la racine, les rendent visibles à l'œil nu ou à la loupe (Garbaye, 1990) (Figure1).

Les ectomycorhizes sont formés par plus de 6000 espèces de champignons appartenant principalement aux Basidiomycètes, mais aussi aux Ascomycètes et Zygomycètes, des champignons supérieurs qui génèrent des sporocarpes (fructifications portant les spores), et les plantes des familles Pinacées, Fagacées, Bétulacées, Salicacées, et Tiliacées ainsi que des espèces des Rosacées, Fabacées, Ericacées, Juglandacées et autres familles (Brundrett, 2002).

2.2- Les endomycorhizes :

Les endomycorhizes (du grec « endo », intérieur) contrairement aux ectomycorhizes ont des hyphes qui pénètrent à l'intérieur des cellules où leur développement conduit à la formation d'arbuscules ou de pelotons. Le réseau de Hartig et le manteau fongique sont absents, seul un lâche réseau d'hyphes extraracinaires entoure les racines (Figure 1). Il existe plusieurs types d'endomycorhizes qui diffèrent en de nombreux points. Certaines endomycorhizes sont très spécifiques et ne se développent qu'avec quelques espèces végétales comme celles de la famille des Ericacées, alors que d'autres sont plus généralistes et sont largement distribuées dans les divers écosystèmes du globe (Fortin et *al.*, 2008). Les plus connues sont, les endomycorhizes à arbuscules, les endomycorhizes éricoïdes et les endomycorhizes orchidoïdes.

2.2.1- Les champignons endomycorhiziens à arbuscules:

Les mycorhizes à arbuscules sont parmi les associations endomycorhiziennes les plus communes et répandues entre les champignons du sol et les racines des plantes. Ils peuvent former des associations mutualistes avec les racines fines d'environ 80 % de toutes les plantes terrestres (Smith et Read, 2008 ; Spatafora et *al.*, 2016) ligneuses, herbacées, mousses, fougères, gymnospermes et angiospermes, plusieurs conifères et la majorité des plantes à fleurs. Cette association est aussi considérée comme la plus ancienne, depuis qu'elle est apparue avec les toutes premières plantes qui ont commencé à coloniser la terre ferme il y a 400 à 500 millions d'années (Garbaye, 2013).

Le terme arbuscule, qui désigne ce type de mycorhize, est dû aux structures formées par la ramification des hyphes à l'intérieur des cellules prenant la forme d'un petit arbre d'où le

nom d'arbuscule (arbres nains). Les caractéristiques morphologiques de ce symbiote fongique rendent le recours au microscope nécessaire pour leur observation. Leur croissance est essentiellement souterraine, et leur reproduction est asexuée, assurée par les spores (Driai, 2016). Cependant, quelques groupes se reproduisent par les hyphes ou les fragments racinaires colonisés. On utilise le terme propagule pour désigner ces structures puisqu'elles servent toutes à la propagation de l'espèce (Fortin et *al.*, 2008).

2.3-La symbiose ectendomycorhizienne:

Il arrive que les ectomycorhizes et les endomycorhizes soient présents en même temps sur une racine, chez les ectendomycorhizes. Ainsi, le champignon colonise la surface des racines et forme un manteau fongique (un manteau qui diffère de celui retrouvé chez les ectomycorhizes car il est lâche et peu différencié et parfois il ne se forme pas) et il pénètre entre les cellules corticales et constitue un réseau d'Hartig. Cependant et contrairement aux ectomycorhizes et pareil que les endomycorhizes, les hyphes du réseau d'Hartig pénètrent à l'intérieure des cellules racinaires, se ramifient et se contournent occupant toute la cellule, offrant ainsi une grande surface d'échange symbiotique (Garbaye, 2013) (Figure 1).

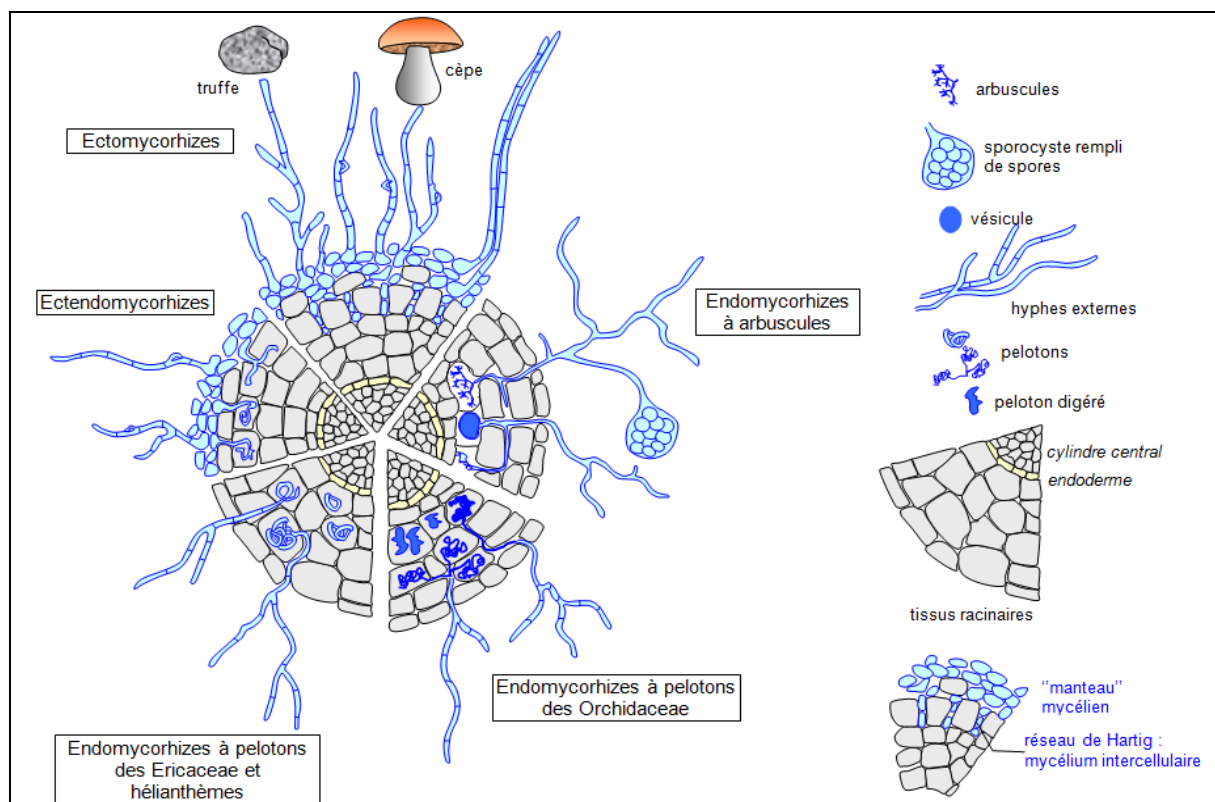


Figure 1. Principales formes de mycorhizes associées aux racines des plantes supérieures (Hallé, 2008, figure modifiée d'après Le Tacon, 1985).

3. Taxonomie des espèces de champignons mycorhiziens à arbuscules (CMA) :

Les premières descriptions de la diversité des champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) étaient basées sur les caractères morphologiques de couleur, forme, taille et ornementation des spores. Les spores sont des organes microscopiques dispersés dans le sol, leur structure étant très peu diversifiée, elle offre peu de prise à l'analyse de la diversité. La taxonomie des CMA a donc d'abord été construite en tenant compte à la fois des similitudes structurales entre les spores mais aussi des caractères ayant une importance phylogénétique (Morton et Benny, 1990). La classification comportait un seul ordre, celui des Glomales (Morton et Benny 1990, Morton et Redecker, 2001) affilié aux Zygomycètes. Il s'est avéré par la suite que les champignons de ce phylum sont plus proches des phyla Ascomycètes et Basidiomycètes qu'à celui du phylum Zygomycètes (Meddad-Hamza, 2010).

Les études moléculaires ont permis de déplacer les CMA dans un nouvel embranchement créé spécialement pour eux, les Gloméromycètes (Schüßler et Walker, 2010). L'arbre phylogénétique des Gloméromycètes a été constitué à partir d'analyse moléculaire de la structure de l'ADN nucléaire, mais la majorité des approches actuelles ciblent les gènes d'ARNr nucléaire (Helgason et al., 1998; Wubet et al., 2006; Lee et al., 2008; Krüger et al., 2009). Cet embranchement compte à ce jour plus de 250 espèces décrites regroupées en 4 ordres (Figure 2): les *Glomerales*, les *Diversisporales* et deux lignées plus anciennes : les *Paraglomerales* et les *Archeosporales* (Redecker et Schüßler, 2014).

Il existe une famille : *Entrophosporaceae*, dont la position dans la taxonomie des CMA n'est pas encore totalement définie. Elle est décrite comme étant une famille de position incertaine (*familia incertae sedis*) et n'appartenant à aucun des 4 ordres précédemment cités (Redecker et Schüßler, 2014).

Cependant, on sait que la biodiversité mondiale des CMA est probablement sous-estimée (Wang et Li, 2013). En effet, la taxonomie actuelle est basée sur des espèces isolées à partir de spores, alors que des techniques émergentes permettent d'obtenir des séquences à partir de racines ou de sol, donnant accès à d'autres espèces non sporogènes ou difficilement détectables (Öpik et al., 2013). Ainsi, 204 groupes phylogénétiques de CMA ont été trouvés, augmentant le nombre de taxons virtuels des Gloméromycètes à 341 (Öpik et al., 2013).

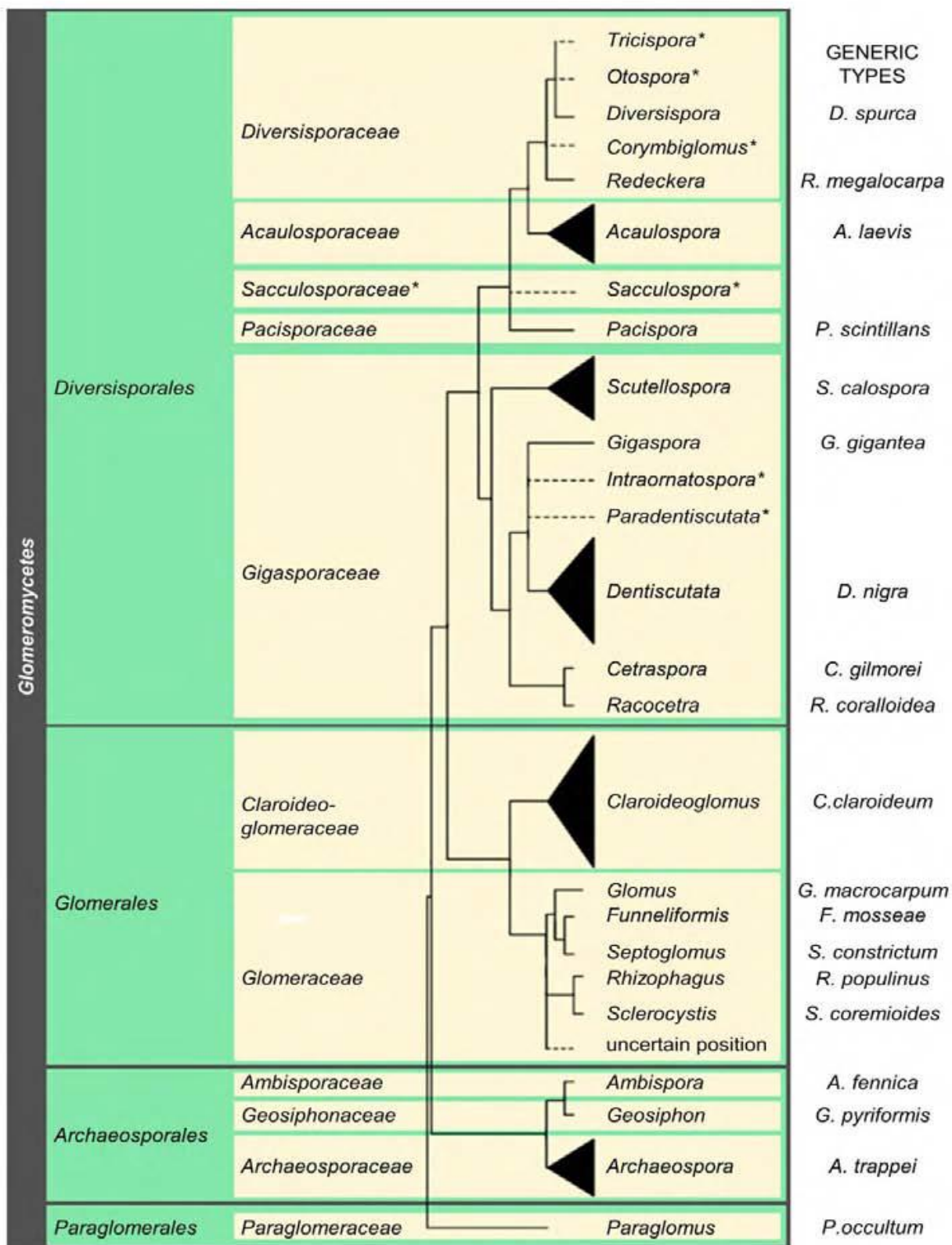


Figure 2. Arbre phylogénétique des Gloméromycètes (Redecker et al., 2013) divisé en quatre Ordres : les *Diversisporales*, dont l'espèce *Gigaspora rosea* en fait partie, les *Glomerales*, dont l'espèce modèle *Rhizophagus irregularis* en fait partie, les *Archeosporales* et les *Paraglomerales*

4. Les structures des champignons mycorhiziens à arbuscules :

4.1- Spores :

Les spores sont utilisées comme structure de référence pour l'identification morpho-anatomique des espèces. Ce sont des structures unicellulaires, de forme généralement globoïde, à paroi épaisse formée de plusieurs couches de différentes textures, reliées au réseau filamenteux par un hyphe suspenseur (Dia et Duponnois, 2012) (Photo 1).

La spore est une structure de réserve et de propagation. Elle germe et génère des filaments mycéliens, qui au contact d'une racine forme un *appressorium*, lui permettant de pénétrer, de se ramifier et de se différencier à l'intérieur des cellules en arbuscules et dans

certain cas en vésicules. Les spores sont formées soit à la surface du sol, soit au sein des racines des plantes, comme c'est le cas pour la plupart des espèces du genre *Rhizophagus*. De plus, certaines espèces de CMA produisent des sporocarpes (Redecker et al., 2007).

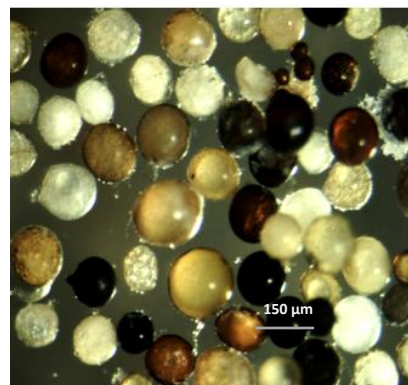


Photo 1. Spores structures caractéristiques des CMA. Photo prise par MEDDAD-HAMZA Amel (25/11/2012)

4.2- Vésicules:

Ce sont des structures de stockage à paroi épaisse et à contenu lipidique et de formes diverses. Les vésicules sont observées aussi bien entre les cellules racinaires des plantes qu'au sein de ces dernières (Figure 3). Elles ne sont pas présentes chez tous les CMA, c'est le cas notamment des Paraglomeracées et des Gigasporacées (Peyret-Guzzon, 2014).

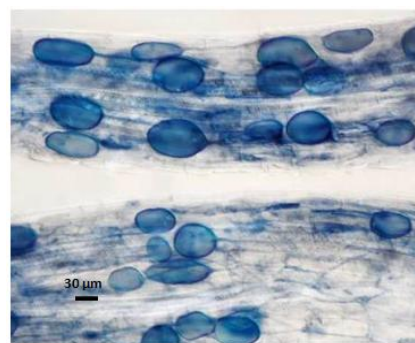


Figure 3. Vésicules structures caractéristiques des CMA (site :1)

4.3- Arbuscules:

L'arbuscule est nommé ainsi en raison de la forme en petit arbre que prend cette structure dans l'espace intracellulaire (Figure 4). Il est une structure fongique très ramifiée qui se forme dans les cellules corticales de la racine hôte. Le champignon pénètre et croît à l'intérieur entre la membrane plasmique et la paroi de la cellule végétale. Il est le lieu de l'échange symbiotique des nutriments (Luginbuehl et *al.*, 2017).



Figure 4. Arbuscules structures caractéristiques des CMA (site :1)

4.4- Hyphes :

Les hyphes des CMA sont coenocytiques, formés de plusieurs cellules fusionnées non cloisonnées dans lesquelles les noyaux et les nutriments circulent librement. Les hyphes formant les arbuscules se prolongent de façon extraradiculaire dans le sol et forme un réseau mycélien (Figure 5). Ce réseau peut atteindre des longueurs importantes allant jusqu'à plusieurs dizaines de mètres par gramme de sol (Leake et *al.*, 2004). Ce réseau mycélien agit comme une extension du système racinaire et absorbe les éléments nutritifs du sol et peut coloniser une plante autre que la plante dont il est issu (Peyret-Guzzon, 2014).

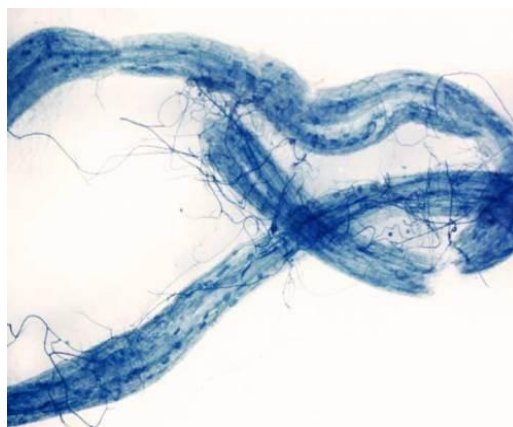


Figure 5. Hyphes extra-radiculaires structures caractéristiques des CMA (site :1)

5. Développement et cycle de vie des champignons mycorhiziens à arbuscules :

Les champignons mycorhiziens arbusculaires sont des symbiotes obligatoires et leur cycle de vie dépend entièrement de leur partenaire et de ses produits de photosynthèse. Mais l'établissement de la symbiose et l'ampleur de la colonisation sont fortement modulés par les conditions extérieures et en particulier les quantités d'éléments nutritifs disponibles dans le sol. Les concentrations élevées en phosphore ou en azote limitent la mycorhization (Garbaye, 2013).

L'établissement de la symbiose mycorhizienne arbusculaire se passe en deux phases : La première phase dans la formation des mycorhizes est la phase présymbiotique amorcée par un signal émis en permanence par la racine sous forme de molécule spécifique. Ce signal est perçu par le champignon permettant la reconnaissance et la rencontre entre le champignon et la racine compatible susceptible de contracter une association. Le champignon réagit par la germination des spores, la croissance de l'hyphe en direction de la racine, suivie par une ramification et l'adhésion de ces hyphes aux parois externes des cellules racinaires (Garbye, 2013). La deuxième phase est la phase symbiotique comprenant la colonisation des tissus racinaires (croissance des hyphes du champignon dans les espaces inter et intracellulaires de la racine) et leur expansion en dehors des racines qui est accompagnée par la formation des spores.

En dehors des phases présymbiotique et symbiotique, il subsiste une phase dite phase a-symbiotique. Cette phase se produit parce que les spores de CMA (généralement produites dans le sol à partir du mycélium extraracinaire) sont capables de germer en l'absence de l'hôte. Néanmoins, elles sont incapables de produire des mycéliums extensifs et à compléter leur cycle de vie, sans établir une symbiose fonctionnelle avec une plante hôte (Giovannetti et al., 2002). Après germination des spores, si l'hyphe ne rencontre pas de racines, après 2 à 4 semaines de croissance, le champignon présente un faible développement et ne peut pas compléter son cycle de vie (Redon, 2009).

5.1-Stade présymbiotique :

L'établissement de la symbiose nécessite une communication moléculaire entre le champignon MA et la plante (Bucher, 2007), initié dans la rhizosphère par un dialogue chimique entre les symbiotes. La perception des signaux diffusés par les deux partenaires leur permet de détecter leur présence respective avant tout contact physique et conduit au développement des structures fongiques (Bonfante et Genre, 2010).

La plante sécrète des exsudats comme les strigolactones, des hormones végétales et leurs précurseurs, des betaïnes ou encore des flavonoïdes, perçus par le champignon, induisant sa ramification et son activité métabolique (Akiyama et al., 2005 ; Garbaye, 2013). Le champignon produit lui aussi des signaux perçus par les cellules racinaires, appelés *Myc factors* (Genre et al., 2013). Les *Myc factors* stimulent la reconnaissance et l'établissement de la symbiose mycorhizienne à arbuscules (Maillet et al., 2011) et induisent des variations des

teneurs en calcium dans le cytoplasme et les noyaux, ainsi que l'activation de gènes végétaux et la ramification des racines (Parniske, 2008).

5.2-Stade symbiotique :

Après la germination de la spore à proximité d'une racine-hôte, induite par l'échange des signaux moléculaires des deux partenaires (Gianinazzi-Pearson et *al.*, 1989) le tube germinatif se développe intensément par ramifications successives. Les hyphes adhèrent ensuite à la racine et différencient au contact du rhizoderme une structure spécialisée appelée *appressorium* ou *hyphopode* (Giovannetti et *al.*, 1993). L'*appressorium* constitue un renflement elliptique de 15 à 80 μm du filament (Glenn et *al.*, 1985). A ce stade d'autres signaux fongiques doivent intervenir qui entraînent un réarrangement cytoplasmique des cellules épidermiques et la formation d'un appareil de pré-pénétration (APP) grâce auquel le champignon pourra traverser la cellule végétale (Genre et *al.*, 2005). Les hyphes du champignon vont ensuite progresser de manière intercellulaire jusqu'aux cellules du cortex racinaire, où ils formeront des structures intracellulaires très ramifiées appelées arbuscules. L'arbuscule n'est pas en contact direct avec le cytoplasme de la cellule végétale, comme mentionnée précédemment, la membrane plasmique de la cellule végétale augmente considérablement sa surface et s'invagine tout autour. C'est à cette interface cellulaire que les échanges de nutriments entre les partenaires ont principalement lieu (Reinhardt, 2007). Certaines espèces de champignons MA forment aussi les vésicules. Mais une caractéristique que partagent toutes les espèces de champignons MA est la formation simultanée d'un important réseau d'hyphes extraracinaires dont les fonctions sont multiples : l'acquisition des nutriments dans les petits interstices du sol, la formation de nouvelles mycorhizes avec les racines de plantes voisines (infections secondaires), enfin, chez la plupart des espèces, la production de nouvelles spores (Balestrini et Lanfranco, 2006; Paszkowski, 2006a; Requena et *al.*, 2006) (Figure 6).

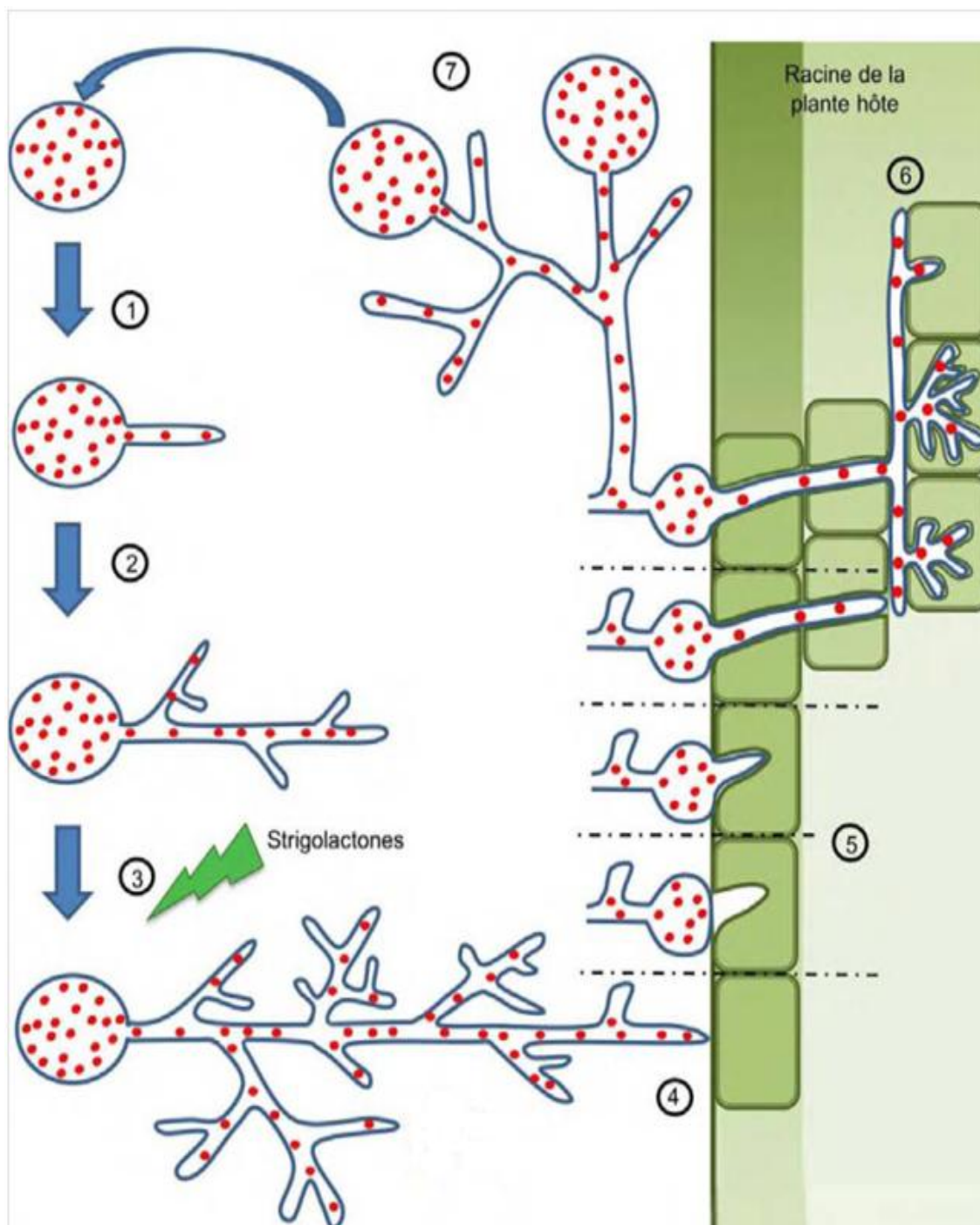


Figure 6. Cycle de vie des champignons MA. 1) Les spores germent de manière autonome, formant des hyphes. 2) En absence d'hôte à proximité, la croissance est faible. 3) La perception de strigolactones émises par les racines active la croissance fongique. 4) l'hyphes atteint la racine et forme un hyphopode. 5) les cellules végétales forment une invagination de pré-pénétration que suit le champignon pour pénétrer dans les tissus racinaires. 6) Dans les cellules corticales, les hyphes forment des structures très ramifiées, les arbuscules, sites des échanges symbiotiques entre les deux partenaires. 7) les hyphes extra-racinaire se développent dans le sol, puisent les éléments hydriques et minéraux et les transfèrent à la plante, et forment de nouvelles spores.

6- Rôle des CMA dans les écosystèmes:

La symbiose mycorhizienne est un phénomène universel (Smith et Read, 2008). Elle est présente dans tous les types de sol et sous tous les climats (Plenchette et *al.*, 2005). La quasi-totalité des plantes vasculaires de la planète, incluant les plantes agricoles, vivent en symbiose mycorhizienne. Seules quelques espèces des familles des Chénopodiacées et des Crucifères sont dépourvues de ces associations (Plenchette et *al.*, 2005 ; Fortin et *al.*, 2008).

Les CMA jouent un rôle important dans les écosystèmes, que ces derniers soient naturels ou cultivés. Un grand nombre de services rendus aux écosystèmes leur sont attribués (Gianinazzi et *al.*, 2010). La nutrition minérale et l'augmentation de l'absorption en eau par la plante sont certainement les bénéfiques les plus connus des mycorhizes (Jochems-Tanguay, 2014). Le réseau d'hyphes extraracinaire formé par le champignon permet l'exploration d'un plus grand volume de sol et le transport du phosphate et des autres nutriments vers l'intérieur des racines (Bucher, 2007). Les mycorhizes confèrent aussi plusieurs autres avantages aux plantes et aux écosystèmes, notamment l'agrégation du sol, une meilleure résistance à divers stress environnementaux: hydrique, salin, métaux lourds et la protection contre des agents pathogènes (Li et Christie, 2001 ; Al-Karaki et *al.*, 2004; Zhang et *al.*, 2006 ; Vincente-Sánchez et *al.*, 2014, Ruiz-Lozano et *al.*, 2016).

6.1 Amélioration de la nutrition hydrique et minérale des plantes :

Les hyphes mycorhiziens extraracinaires explorent efficacement le sol et acquièrent les nutriments du sol inorganiques, y compris la majeure partie de macro- nutriments, azote (N), phosphore (P) et potassium (K) et certains micro-nutriments, cuivre (Cu), fer (F) et zinc (Zn). Le mycélium des champignons permet à la plante de puiser l'eau de petits interstices qui ne sont habituellement pas accessibles aux racines des plantes (Fortin et *al.*, 2008).

Le phosphore est l'un des principaux facteurs qui limite la distribution et la croissance des plantes. C'est un élément central de fonctionnement de toute cellule vivante : stockage, multiplication et transfert de l'information génétique dans les nucléotides, structures des membranes, métabolisme énergétique, etc. (Garbaye, 2013). Cet élément fait partie donc des composantes de la plante comme les acides nucléiques (ADN, ARN), les phosphates d'adénosine (AMP, ADP et ATP) et les nucléotides à pyridine (NAD et NADP). Les plantes comme les champignons ne peuvent cependant absorber le phosphore que sous la forme inorganique orthophosphate (PO_4^{-3}). L'orthophosphate est présent en très faible

concentration dans la solution du sol, et la plus part du temps, les plantes sont carencés en phosphore. Cet ion est fortement retenu par les argiles ou fixé sous forme combinée dans des oxydes de fer et d'aluminium, ce qui le rend insoluble (Garbaye, 2013). Les plantes ont souvent recours aux CMA pour améliorer leur absorption (Smith et *al.*, 2000), car les champignons symbiotiques secrètent une grande variété d'enzymes appelées phosphatases qui libèrent et absorbent l'orthophosphates et le transfèrent ensuite aux plantes (Garbaye, 2013). Les mycorhizes permettent aussi d'améliorer la solubilisation du phosphore dans le sol, en favorisent le développement de bactéries qui secrètent des acides organiques chargés de le solubiliser (Barea et *al.*, 2002).

L'azote 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 augmentent l'établissement de la nodulation et la capacité de fixation d'azote atmosphérique chez les légumineuses (Turk et *al.*, 2008). Ils peuvent également accélérer la dégradation de la matière organique afin d'en augmenter la biodisponibilité pour les plantes (Hodge et *al.*, 2001).

Le potassium est impliqué dans l'activation des enzymes et le transfert d'eau et des solutés dans les tissus conducteurs (xylème et phloème) des plantes ainsi que dans la régulation de l'ouverture des stomates (Mahouachi et *al.*, 2006). Le potassium est mieux assimilé par la plante grâce au champignon (Smith et Read, 2008) qui peut atteindre dix pourcent des apports (Li et *al.*, 1991).

6.2-Protection contre les stress environnementaux :

Les mycorhizes confèrent aux plantes une meilleure résistance aux stress environnementaux, par l'augmentation des défenses des plantes ou par l'augmentation de leurs tolérances face à divers stress (Peyret-Guzzon, 2014). Plusieurs études ont montré le rôle joué par les CMA dans la protection des plantes sous les stress abiotiques tels que la salinité (Giri et *al.*, 2008 ; Khalfaoui, 2018) et la sécheresse (Auge, 2001; Aroca et *al.*, 2007). Des études ont montré l'augmentation de production des strigolactones, par les plantes, pour promouvoir l'établissement de la symbiose mycorhizienne à arbuscules sous le stress salin (Aroca et *al.*, 2013) et la sécheresse (Ruiz-Sánchez et *al.*, 2010).

6.3-Protection contre les pathogènes :

La colonisation par les CMA induit également une résistance des plantes face à divers agents pathogènes (Trotta et *al.*, 1996; Lingua et *al.*, 2002; Harrier et Watson, 2004; Akhtar et Siddiqui, 2008) et prédispose les plantes à réagir rapidement aux attaques des parasites (Dugassa et *al.*, 1996; Singh et *al.*, 2000). Cette protection se traduit au niveau cellulaire par des réactions anatomiques, métaboliques et physiologiques ou par une compétition directe ou indirecte entre les CMA et les organismes phytopathogènes pour la disponibilité des nutriments et les sites d'infection sur la racine.

6.4-Agrégation des sols :

Les CMA contribuent à la stabilisation des agrégats des sols par le mycelium extra racinaire qui colonise le sol (Wright et Upadhyaya, 1998). Les mycéliums ont la propriété d'excréter une glycoprotéine, la glomaline. Plusieurs études ont montré le rôle de la glomaline dans la stabilité structurale du sol. La glomaline agit comme une colle qui assemble les particules les plus fines du sol pour en faire des agrégats dont on connaît le rôle fondamental pour la fertilité des sols, en retenant l'eau et les éléments minéraux et en favorisant les échanges gazeux et l'aération (Fortin et *al.*, 2008).

7- Agriculture conventionnelle entre évolution et défis :

La population mondiale en constante croissance a eu besoin pour son alimentation d'augmenter les rendements par l'intensification et l'évolution des procédés agricoles, comme la mécanisation du travail agricole, l'utilisation d'intrants chimiques (fertilisants ou pesticides) et la sélection variétale. Mais après des décennies de certaines pratiques agricoles, les premiers constats écologiques alarmants commencent à être relevés. Une contamination des sols et des eaux souterraines par les fertilisants et les pesticides ainsi qu'une perte de diversité des communautés animales et végétales dans les agroécosystèmes ont été constatées (Gibbs et *al.*, 2009).

La réduction de fertilisant chimique qui impacte l'environnement tout en assurant l'accroissement des productions agricoles pour répondre à la demande alimentaire accrue, qui devra augmenter de 60% d'ici 2050 (Alexandratos et Bruinsma, 2012), n'est pas le seul défi auquel est confrontée l'agriculture moderne. Les stress environnementaux qui se

reflètent dans l'augmentation des températures, la sécheresse et la salinité des sols affectent déjà les productions agricoles, des stress accentués par les changements climatiques. On estime que le changement climatique a déjà réduit le niveau mondial des rendements de maïs et de blé de respectivement 3,8% et 5,5% (Lobell et *al.*, 2011).

7.1-Dépendance aux intrants chimiques et pollution environnementale :

Les engrais de synthèse sont constitués généralement des éléments minéraux essentiels à la nutrition et la croissance des plantes, sous une forme soluble et directement assimilable par les plantes. Ces éléments sont l'azote (N), le phosphore (P) et le potassium (K). La production des engrais azotés se fait grâce à un procédé de fixation industrielle du diazote atmosphérique et les engrais P et K sont obtenus par des traitements chimiques pour les rendre plus solubles à partir de gisements naturels. L'utilisation massive des engrais de synthèses a débuté au 20^{ème} siècle. Actuellement on estime que près de la moitié de la population mondiale dépendrait des engrais de synthèse pour son alimentation (Erisman et *al.*, 2008 ; Sutton, 2013).

Bien que les engrais de synthèse permettent une augmentation des rendements agricoles, leur production et leur utilisation massive impactent l'environnement. Cet impact se reflète, en premier lieu, lors de leur production par l'énergie considérable consommée, l'émission de gaz à effet de serre et les ressources non renouvelables utilisées et particulièrement le phosphore, issu de gisements minéraux limités (Nowak, 2013). En second lieu, lors de l'épandage des fertilisants chimiques où on estime que seulement 15 à 30 % des apports en fertilisants sont absorbés par les plantes (Cordell et *al.*, 2009). Une grande partie des engrais est donc perdue est s'accumule par lessivage dans les sols, les rivières et les nappes phréatiques et les pollue.

Étant donné que la demande en aliments sera en constante croissance pendant les prochaines décennies et que l'extension des terres arables est limitée, une augmentation du rendement des surfaces cultivées devient primordiale (Le Cacheux, 2011). Toutefois, l'intensification de l'agriculture moderne devra se faire par le biais de pratiques plus durables (Bonny, 2010).

7.2- Stress environnementaux et changements climatiques :

La sécheresse et la salinité sont les plus importants stress environnementaux qui impactent fortement les rendements agricoles. Ces stress abiotiques sont accentués par les changements climatiques. La sécheresse se caractérise par une pluviométrie déficitaire et irrégulièrement répartie. L'Algérie figure parmi les pays à fort risque de changement climatique et de sécheresse, les zones arides et semi-arides représentent 85 % de la superficie totale des terres et seul 30 % de la surface agricole utile (SAU) reçoit plus de 400 mm de pluie par an. Les bilans établis soulignent les risques d'une pression croissante sur les volumes d'eau disponibles (rabattement des nappes, recours aux eaux fossiles) et sur leur qualité (salinité, pollution) (Bessaoud et *al.*, 2019).

La salinité touche dans le monde environ un milliard d'hectares de la surface terrestre. La salinité excessive des sols est un problème écologique et agronomique majeur en raison de ses effets sur la croissance et le développement des plantes, en particulier dans les zones arides et semi-arides et dans les écosystèmes méditerranéens (Evelin et *al.*, 2009). Les sels sont une composante commune et nécessaire dans les sols et certains sont des nutriments essentiels pour les plantes. Mais l'augmentation de la salinité par l'érosion minérale, les engrais chimiques et les eaux d'irrigation, affecte la croissance des plants et rend l'eau et les nutriments moins accessibles à la plante avec une accumulation de toxines.

Les estimations indiquent que la salinisation des terres arables entrainera une perte de terres de 30% dans les 25 prochaines années et jusqu'à 50% dans les 40 prochaines années (Porcel et *al.*, 2012). L'Algérie se situe parmi les pays touchés, presque 3.2 millions d'hectares de sa surface sont considérés comme salins (Hamdy, 1999).

8. Les mycorhizes un atout pour l'agriculture :

Les mycorhizes interagissent symbiotiquement avec près de 80% des plantes terrestres. Leur capacité à améliorer la nutrition des plantes, ainsi que leur rôle protecteur contre les stress biotiques et abiotiques, leur donnent des propriétés d'engrais naturels, plus sûrs pour l'environnement, avec des gains de rendements comparables à ceux obtenus par les traitements aux fertilisants chimiques et aux pesticides.

En agriculture, l'inoculation aux champignons mycorhizogènes pourrait être une alternative aux amendements chimiques polluants et une barrière protectrice contre les stress

environnementaux, garantissant une agriculture biologique et durable, plus respectueuse de la santé humaine et de l'environnement.

8.1-Impact des pratiques culturales sur les mycorhizes :

Les pratiques culturales intensives ont souvent altérées les communautés microbiennes des sols, ne permettant plus aux plantes cultivées de profiter pleinement des propriétés de ces micro-organismes (Fortin et *al.*, 2008). Les mycorhizes à arbuscules sont omniprésents dans les sols naturels et leur interaction avec les plantes leur donne un rôle crucial dans les écosystèmes, mais dans les sols agricoles soumis au labour et traitement chimiques cette interaction peut être modifiée.

Le travail du sol par le labour afin d'éliminer les mauvaises herbes et aérer le sol, peut altérer mécaniquement les réseaux mycéliens des CMA (Jasper et *al.*, 1989; Evans et Miller, 1990; McGonigle et *al.*, 1990). Les propagules et principalement les spores, peuvent se retrouver enfouies profondément dans le sol (Abbott et Robson, 1991). Le travail du sol peut aussi entraîner des changements dans les communautés de CMA (Jansa et *al.*, 2002a; Jansa et *al.*, 2003) et la présence de certains groupes taxonomiques peut augmenter ou au contraire complètement disparaître (Abbott et *al.*, 1992; Klironomos et Hert, 2002). Les Glomeracées sont connues comme prévalents dans les systèmes perturbés par retournement du sol (Boddington et Dodd, 2000) tandis que les Acaulosporacées ou les Gigasporacées ont été reportées comme plus abondantes dans les communautés non perturbées (Daniell et *al.*, 2001).

Depuis l'introduction de pratiques agricoles dépendantes des fertilisants et les produits phytosanitaires, la vie du sol a été mise en danger et le rôle joué par les bactéries et les champignons dans les sols a été remplacée par une fertilisation minérale. La fertilisation par des engrais minéraux phosphatés réduit l'abondance et la diversité des communautés des CMA (Fortin et *al.*, 2008; Willis et *al.*, 2013). Par contre les engrais qui libèrent très lentement les nutriments, comme les engrais de ferme (fumier, compost, résidus de culture, bois rameaux fragmentés) ne semblent pas avoir d'effets négatifs sur les champignons MA, et peuvent même les stimuler (Jochems-Tanguay, 2014). Dans les sols fortement concentrés en phosphore, la colonisation des racines des plantes est réduite, voire inhibée (Grant et *al.*, 2005; Hijri et *al.*, 2006). L'augmentation de la concentration en azote et en phosphore dans la solution du sol accroît la synthèse protéique et la synthèse des composés phosphorylés par

les plantes, ce qui entraîne une diminution de la teneur en sucres solubles dans les racines. Or, cette teneur détermine les possibilités de nutrition de l'association et le taux de colonisation mycorhizienne (Le Tacon et *al.*, 1999). L'usage des pesticides et notamment les fongicides, peuvent avoir un impact direct sur la colonisation et la sporulation des CMA et même aboutir à leur disparition (Fortin et *al.*, 2008).

La pratique de la monoculture conduit à la sélection d'un nombre réduit d'espèces de CMA (Burrows et Pflieger, 2002). La monoculture ne sélectionne que des espèces peu ou pas avantageuses pour la culture. Cela expliquerait en partie la chute des niveaux de production agricole dans ce type de culture (Johnson et *al.*, 1992). La rotation des cultures permet de préserver la biodiversité des communautés des CMA, et notamment une rotation des cultures très dépendante des mycorhizes. Par exemple le potentiel mycorhizien du sol sera augmenté par l'introduction d'une espèce à forte dépendance mycorhizienne comme la carotte (Gosling et *al.*, 2006; Plenchette et *al.*, 2005).

8.2 Production des inocula mycorhiziens :

Le potentiel bénéfique des mycorhizes sur les cultures et les rendements, démontré par les recherches et les expérimentations dans le domaine de l'agriculture ont initié le développement d'une biotechnologie pour la conception d'un inoculum à base de champignons mycorhiziens commercialisables, assurant production agricole et restauration de la fertilité des sols. Les espèces de CMA les plus performantes sur les rendements des cultures et les souches à croissance rapide et sporulation abondante sont sélectionnées pour la conception des inocula, sous forme liquide ou solide, ainsi les CMA introduites entre en symbiose rapidement avec les plantes hôtes (Jochems-Tanguay, 2014). Les espèces couramment utilisées dans les inocula sont les espèces du genre *Glomus*. Ces espèces sont très répandues dans les écosystèmes et peuvent coloniser une grande variété de plantes hôtes (Dalpé et Monreal., 2004; Fortin et *al.*, 2008).

Certains pays en voie de développement, tel que Cuba, se sont tournés vers la biotechnologie des inocula pour augmenter la fertilité des terres et compenser les engrais importés désormais non disponibles (Febles-González et *al.*, 2011). Les chercheurs ont donc principalement testé l'efficacité de différentes souches mycorhiziennes selon les types de sol et les cultures (Hamel et Plenchette, 2007), Pour développer des inocula mycorhiziens mieux

adaptés aux conditions culturelles. Un autre pays est reconnu mondialement pour ces progrès en termes de développement des inocula mycorhiziens, l'Inde. Les principales raisons qui ont poussé l'Inde à développer cette biotechnologie sont l'augmentation constante de la demande alimentaire, les sécheresses, ainsi que l'augmentation de la stérilité des sols (Jochems-Tanguay, 2014). Dans les pays développés, le principal producteur d'inocula mycorhiziens se trouve au Canada, ses produits sont principalement commercialisés en Amérique du Nord et un peu en Europe.

8.3-Place des CMA dans l'agriculture en Algérie :

En Algérie, l'agriculture couvre 8,5 millions d'hectares avec principalement des productions céréalière, arboricole et maraîchère. Afin de répondre à la demande croissante en produit alimentaire et d'assurer l'autosuffisance, l'agriculture a connu une intensification et grâce à la modernisation des techniques et outils agricoles, une augmentation de production a été enregistrée entre 2016 et 2018 (Site 2). Mais l'agriculture en Algérie reste exposée au problème de sécheresse et de salinité accentué par le changement climatique et une très forte dépendance aux engrais chimiques et produits phytosanitaires. De plus, les préoccupations écologiques et sanitaires que connaît l'agriculture ne sont pas du tout tenues en compte, au moment où l'agriculture biologique gagne du terrain dans les pays développés et l'application d'inoculum mycorhizien est de plus en plus répandue. Les champignons mycorhiziens sont peu connus en Algérie et leur utilisation s'est limitée aux expérimentations dans le cadre de la recherche, avec des résultats très probants sur l'olivier (Meddad-Hamza et al., 2010 ; Sidhoum et Fortas, 2013), la tomate (Ziane et al., 2017) et la pomme de terre (Ksantini communication personnelle ; Aouisi, 2018).

9. La pastèque :

9.1 Caractéristiques botaniques et origine :

La pastèque (*Citrullus lanatus*) est une plante herbacée annuelle rampante de la famille des Cucurbitacées, atteignant jusqu'à 4 m de long et qui s'accroche par des vrilles, aux tiges côtelées, aux feuilles profondément lobées et aux fleurs jaunes monoïques (fleurs mâles et femelles distinctes sur le même pied) à l'aisselle des feuilles. La pastèque est cultivée pour son fruit qui se récolte en été et compte parmi les plus gros de la famille des Cucurbitacées.

De forme ronde ou ovale, de 5 à 70 cm de long et d'un poids de 2 à 30 kg, elle a une écorce dure et lisse, d'un vert uniforme ou bien marbré, tacheté ou strié. La chair intérieure douce du fruit de la pastèque est généralement rouge foncé ou rose et parfois orange ou jaune (Bang et *al.*, 2007) (Figure 7).



Figure 7. La pastèque (*Citrullus lanatus*) : a) Fleur, b) Fruit, c) fruit et graine et d) tige

La pastèque est originaire de la région occidentale du Kalahari, en Namibie et au Botswana (Afrique australe), où il peut encore être trouvé à l'état sauvage sous diverses formes, ainsi que d'autres espèces de *Citrullus*. À la suite de la première domestication de *Citrullus lanatus* en Afrique australe à la préhistoire, sa culture s'est généralisée en Afrique méditerranéenne. Certains des hiéroglyphes trouvés dans les pyramides d'Égypte montrent la pastèque comme un fruit. Elle a été introduite au Moyen-Orient et en Asie occidentale il y a plus de 3000 ans. L'introduction en Inde doit également avoir eu lieu dans l'Antiquité et a atteint la Chine autour du 10ème siècle et le Japon au 16ème siècle. Elle a été introduite en Europe et en Amérique à la fin de 1500 (Erhirhie et Ekene, 2013).

La pastèque avant d'être le fruit sucré, très désaltérant et sous la forme qu'on connaît aujourd'hui, était à environ 3000 an av. J-C, un fruit sauvage de très petite taille très dur et extrêmement amer. À force de sélection, l'agriculture l'a transformé en fruit géant et rafraîchissant (site 3) (Figure 8).

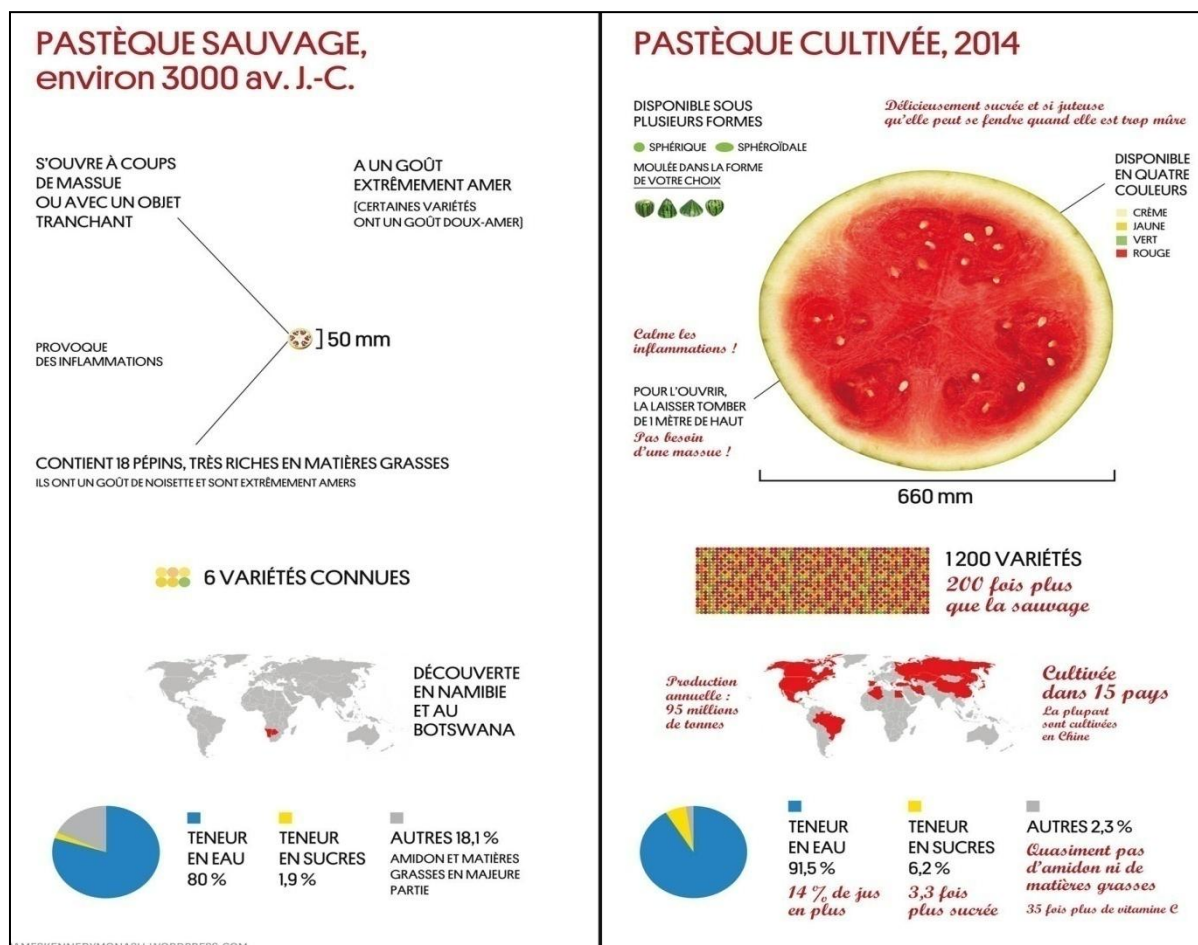


Figure 8. De 3000 an av. J-C à nos jours : l'odyssée de la pastèque infographie de James Kennedy 2014 (site 3)

9.2-Taxonomie :

Le nom scientifique de la pastèque est dérivé des racines grecques et latines. La partie *Citrullus* vient d'un mot grec *Citrus* qui fait référence au fruit. La partie *lanatus* est latine et a la signification d'être laineuse, en référence aux petits poils sur les tiges et les feuilles de la plante.

Classification botanique de la pastèque :

- ✓ Règne : *Plantae*
- ✓ Division : *Magnoliophyta*
- ✓ Classe : *Magneliopsida*
- ✓ Ordre: *Cucurbitales*
- ✓ Famille: *Cucurbitaceae*
- ✓ Genre: *Citrullus*
- ✓ Espèce *C. lanatus*
- ✓ Nom scientifique : *Citrullus lanatus* (Thunb.) Matsum.& Nakai, 1916

9.3-Caractéristiques agronomiques et rendement :

La plante de la pastèque est une rampante qui se développe annuellement et qui prospère dans les sols aérés riches en matières organiques. Après la mise en culture, la plantule émerge en 5 à 7 jours et les cotylédons se dévoilent au bout de 10 à 12 jours et les premières vraies feuilles apparaissent une semaine plus tard. La floraison culmine de 50 à 80 jours après la germination. Les fleurs s'ouvrent peu après le lever du soleil et la pollinisation est effectuée par les insectes, principalement les abeilles. Un dépôt important de pollen sur les trois stigmates est nécessaire au développement régulier des fruits. Dans les 24 heures qui suivent la pollinisation, le pédicelle commence à s'allonger et se penche vers le bas avec l'ovaire gonflé. Les fruits de la pastèque sont mûrs de 30 à 50 jours après la pollinisation. À maturité, la tige verte du fruit devient brune (Site : 4).

La pastèque est très exigeante en chaleur en lumière et en eau. Elle répond bien aux engrais, spécialement à la matière organique. La quantité nécessaire dépend de la richesse des sols en nutriments. En général, une application de 20 à 30 t/ha de fumier organique, de 50 à 60 kg (N), de 10 à 15 kg (P) et de 20 à 30 kg (K) par hectare permet d'obtenir de bons résultats (Site : 4).

Les fruits de la pastèque sont plutôt fragiles et susceptibles de se briser. Ils peuvent être conservés pendant 2 à 3 semaines à 10-15 °C et 85% d'humidité relative. La pastèque est une importante culture estivale mais sa culture est fortement dépendante de l'irrigation en raison

de sa grande surface foliaire et de la forte teneur en eau de ces fruits (Kaya et al., 2003). La pastèque est modérément sensible à la salinité, qui peut altérer les rendements. Les pertes économiques commencent au-dessus d'une conductivité électrique de $2,0 \text{ ds}\cdot\text{m}^{-1}$. Une baisse de rendement d'environ 10% à $2,5 \text{ ds}\cdot\text{m}^{-1}$, de 25% à $3,5 \text{ ds}\cdot\text{m}^{-1}$ et 50% à $4,5 \text{ ds}\cdot\text{m}^{-1}$ (Amacher et al., 2000).

Selon la FAO, l'Algérie est le sixième producteur mondiale de pastèque avec 1,895,074.00 t/ha en 2017. Après la Chine avec 79 276 300 t/ha, l'Iran avec 4 059 786 t/ha, la Turquie avec 4 011 313 t/ha, le Brésil avec 2 314 700 t/ha et l'Ouzbékistan avec 2 030 992 t/ha (Figure 9).

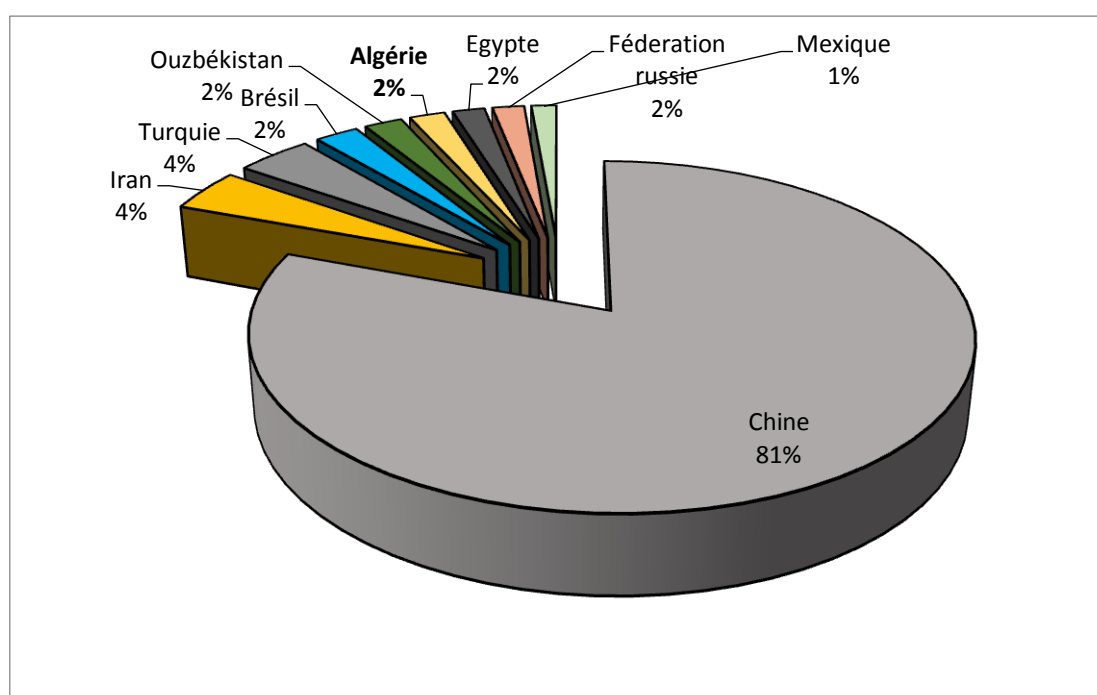


Figure 9. Les plus importants producteurs de pastèque dans le monde (FAO 2017).

9.4- Caractéristiques nutritives et médicinales :

La pastèque est un fruit qui contient des nutriments et des composés phytochimiques bénéfiques pour la santé humaine. Des études épidémiologiques ont démontré qu'elle possède des propriétés anti-oxydantes, anti-inflammatoires et anti-hypertensives (Choudhary et al., 2015 ; Ijah et al., 2015). C'est une bonne source de vitamines B, C et E ainsi que de minéraux tels que le phosphore, le magnésium, le calcium et le fer (Romdhane et al., 2017).

Les fruits de la pastèque sont composés de chair à 68%, de graines à 2% et d'écorce à environ 30% de la masse totale du fruit. La pastèque contient un niveau élevé d'eau (plus de 90%) et peu de sucre environ 6%. La douceur de la pastèque est principalement due à une combinaison de saccharose, glucose et fructose. Le saccharose et le glucose représentent 20 à 40% et le fructose 30 à 50% des sucres totaux dans une pastèque mûre (Bianchi et *al.*, 2018). Le fruit contient également des hydrates de carbone, des protéines, des lipides et des fibres brutes. La composition de la pastèque pour 100 g comestibles comprend: 91,5 g eau, 0,6 g protéines, 0,4 g lipides, 7,2 g glucides, 8 mg calcium, 9 mg phosphore, 0,17 mg fer, 0,08 mg thiamine, 0,02 mg riboflavine, 0,2 mg niacine, 2 mg acide folique et 9,6 mg acide ascorbique (USDA, 2002). La pastèque tient ses propriétés anti-oxydantes des caroténoïdes, tels que le lycopène et le β -carotène, dont les teneurs (dépendant de l'origine et du climat) donnent les différentes couleurs à la pulpe de pastèque : rouge, jaune, saumon ou orange (Bang et *al.*, 2007). Un autre antioxydant puissant caractérise la pastèque, la citrulline, un acide aminé non essentiel. La pastèque est la source la plus importante de lycopène et de citrulline (Mandel et *al.*, 2005 ; Soteriou et *al.*, 2014 ; Maoto et *al.*, 2019).

Les fruits de la pastèque possèdent un large éventail de propriétés médicinales utiles. Les effets bénéfiques du fruit de la pastèque peuvent être dus à sa teneur en composés bioactifs ayant des propriétés anti-oxydantes ou anti-inflammatoires (Fursa, 1981). La consommation de pastèque a été associée à divers avantages pour la santé tels que la réduction du risque de développement de maladies cardiovasculaires, des pathologies dégénératives liée à l'âge et certains types de cancer (Choudhary et *al.*, 2015 ; Romdhane, 2017) .

La pulpe de la pastèque n'est pas la seule partie consommée du fruit et n'est pas destinée qu'à la consommation humaine. Le *Citrullus lanatus* comprend des groupes de cultivars produisant des graines comestibles. D'autres formes primitives sont utilisées comme fourrage et source d'eau pour le bétail (Grubben, 2004)

Les cultivars les plus importants en Afrique sont ceux dont les seules parties comestibles sont les graines. La pulpe de ces cultivars est trop amère pour la consommation humaine. Les graines brunes plates ont une valeur nutritive plus élevée que la chair. Les graines de pastèque se composent de 25 à 37% de protéine et de 37,8 à 45,4% d'huile. Elles contiennent des quantités importantes de vitamine C, de minéraux, de lipides, amidon et riboflavine et un large profil vitaminique (Sultana et Ashraf, 2019).

En plus de leur grande valeur nutritive les graines sont aussi utilisées à des fins médicinales, pour traiter les infections des voies urinaires et les calculs rénaux. Aussi une huile végétale très prisée est extraite de la graine. Cette huile est utilisée pour la cuisine et à des fins cosmétiques et présente un intérêt pour l'industrie pharmaceutique (Sultana et Ashraf, 2019).

CHAPITRE II : MATÉRIELS ET MÉTHODES

1. Effet d'inoculation mycorhizienne de plants de pastèque soumis au stress hydrique et salin cultivés sous serre :

1.1-Site d'étude et données climatiques:

Deux expérimentation sur le potentiel protecteur des mycorhizes arbusculaires apportées sous forme d'inoculum commercial, appliquées à des plants de pastèque, soumis à différents niveaux de stress hydrique et salin ont été conduites en serre durant l'année 2016. La serre est située à l'université 20 Août 1955 à Skikda ($36^{\circ} 51'01''$ N, $6^{\circ} 53'33''$ E), au Nord-est de l'Algérie (Figure 10).

Le site de l'expérience situé à la sortie de la ville de Skikda, se caractérise par un climat chaud et tempéré. En moyenne la température est de 17.2°C sur l'année et les précipitations moyennes sont de 767 mm. Le mois d'Août est le mois le plus chaud de l'année et janvier est le mois le plus froid avec des températures moyennes de respectivement 24.8°C et 10.5°C (site : 5).

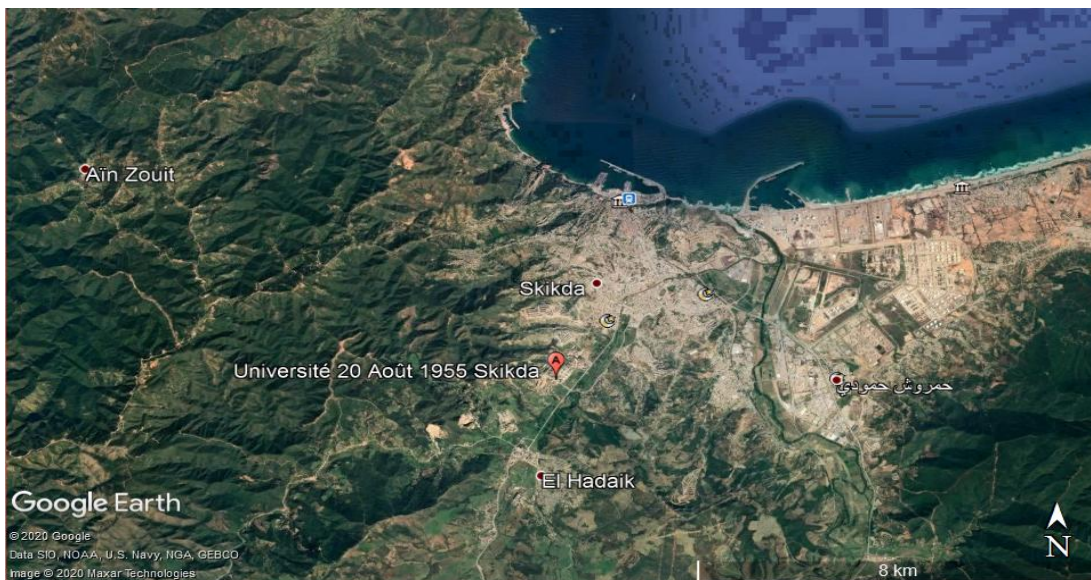


Figure 10. Localisation géographique de la serre à l'Université 20 Août 1955 Skikda, Wilaya de Skikda source Google Earth (2020).

1.2- Plants de pastèque et inoculum de champignons mycorhiziens à arbuscules :

Des graines de pastèque variété Meziane ont été mises à germer dans des plaques alvéolées de semis remplies de tourbe. La moitié des plants a été inoculée avec 10 g/plant de Symbivit®, un inoculum sous forme granulaire composé de 6 espèces de champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) (*Claroideoglossum etunicatum*, *C. claroideum*, *Glomus microaggregatum*, *Rhizophagus intraradices*, *Funneliformis mosseae*, *F. geosporum*).

Une fois germés, les jeunes plants âgés d'un mois ont été transplantés dans des plaques alvéolées de tailles plus grandes et l'inoculum a été appliqué sur les racines, puis recouvert par une fine couche de tourbe. Après trois semaines, les plants obtenus ont été transplantés dans des sacs de plantation contenant 2 000 g de sol stérilisé. Les plants ont été placés dans une serre sous conditions de lumière normale du jour, une température moyenne quotidienne de 18 à 25 °C et une humidité relative de 60 à 70 %. Ils ont été arrosés quotidiennement selon les traitements appliqués.

1.3-Substrat de culture:

La mise en place du dispositif expérimental a nécessité la préparation d'un substrat de culture stérile à partir d'un sol sablo-argileux collecté au niveau de la commune de Larbi ben m'hidi, wilaya de Skikda (36° 50'53"N, 6° 58'06"E), un sol adapté à la culture de pastèque. La stérilisation du sol a été effectuée à l'autoclave à 120 °C trois fois pendant une heure de temps, à 24 h d'intervalle.

1.4-Protocole expérimental :

1.4.1- Expérimentation stress hydrique :

Les traitements appliqués comportaient deux facteurs (Apport hydrique et l'inoculation mycorhizienne). Les traitements consistaient en : quatre niveaux de régime d'irrigation, 100% de la capacité au champ (CC), 50%, 25% et 5% CC et deux conditions de mycorhization, inoculé et non inoculé (témoin). Les traitements appliqués sur les plants de pastèques d'une manière complètement randomisée étaient : (I) irrigation à 100 % CC sans inoculation, (II) irrigation limitée à 50% CC sans inoculation, (III) irrigation limitée à 25% CC sans inoculation; (IV) stress sévère à seulement 5% CC sans inoculation; (V) irrigation optimale à 100 % CC avec inoculation ; (VI) irrigation limitée à 50% CC avec inoculation; (VII) irrigation limitée à 25% CC

avec inoculation et (VIII) stress sévère à 5% CC avec inoculation. Ce dispositif totalise huit traitements avec huit répétitions pour chaque traitement, soit un nombre total de 64 plants. La durée des traitements a été de 30 jours, sous des conditions, précédemment décrites de lumière naturelle du jour, de température et d'humidité relative. Les plants ont été arrosés quotidiennement à l'eau distillée, en fonction de la capacité au champ.

Le calcul du volume d'eau retenu par un kg de ce sol a permis de déterminer sa capacité au champ. Pour 1 kg de sol la capacité au champ : (I) 100 % est de 106 ml, (II) 50 % CC est de 53 ml, (III) 25 % CC est de 26.5 ml, (IV) 5 %CC est de 5.3 ml.

1.4.2-Expérimentation stress salin :

En parallèle à l'expérimentation du stress hydrique, un dispositif expérimental sur le stress salin appliqué sur les plants de pastèque a été mis en place sous serre. Des plants de pastèque obtenus après germination, ont été transplantés dans des sacs de plantation, après que la moitié de ces plants aient été inoculés au symbivit, et placés en serre dans les mêmes conditions de lumière, température et humidité que l'expérimentation du stress hydrique précédemment décrite. Les traitements appliqués comportaient deux facteurs : le facteur stress salin au NaCl avec 4 niveaux de concentration de solution saline et un témoin: 50mM, 100mM, 150mM, 200mM et 0 mM et le facteur mycorhization comportait 2 niveaux : mycorhizé et non mycorhizé. Les traitements appliqués de manière complètement randomisée, totalisant 10 traitements répétés 8 fois soit 80 plants : (I) irrigation 0 mM NaCl sans inoculation, (II) irrigation 50 mM NaCl sans inoculation, (III) irrigation avec 100 mM NaCl sans inoculation; (IV) irrigation avec 150 mM NaCl sans inoculation; (V) irrigation avec 200 mM NaCl sans inoculation; (VI) irrigation 0 mM NaCl avec inoculation ; (VII) irrigation 50 mM NaCl avec inoculation; (VIII) irrigation 100 mM NaCl avec inoculation; (IX) irrigation 150 mM NaCl avec inoculation et (X) irrigation 200 mM NaCl avec inoculation.

L'application des traitements aux NaCl se fait sous forme de solution saline concentrée en Millimole (mM). Le NaCl à une masse molaire de 58.44 g/mole soit : 1 mole (1000 mM) correspond à 58.44 g de NaCl. La préparation d'une solution à 100 mM de NaCl se calcule par une simple règle trois :

$$1000\text{mM} \longrightarrow 58.44\text{g}$$

$$100 \text{ mM} \longrightarrow X$$

$$X = \frac{100\text{mM} * 58.44 \text{ g}}{1000 \text{ mM}}$$

La préparation d'une solution saline à la concentration 100 mM nécessite 5.84 g compléter à 1 litre d'eau distillée. De même pour la préparation de solution saline de 50 mM, 150 mM et 200 mM qui nécessite respectivement : 2.92 g/l, 8.77 g/l et enfin 11.68 g/l. Les plants ont été arrosés quotidiennement à la capacité au champ, selon les traitements à appliqués avec les solutions salines préalablement préparées.

1.5-Paramètres mesurés :

Après 30 jours de culture en serre, la colonisation mycorhizienne, les paramètres de croissance et la teneur en eau ont été évalués.

1.5.1-Mise en évidence de la colonisation mycorhizienne arbusculaire et calcul de la dépendance mycorhizienne :

La colonisation mycorhizienne s'observe dans les racines, ainsi des échantillons de racines de plants de pastèque de chaque traitement à raison de trois répétitions (aussi bien pour l'expérimentation du stress hydrique que salin) ont été collectés et colorés selon la technique de Phillips et Hayman (1970). Les racines lavées sont traitées à la potasse (KOH) à 10 % au bain-marie à 90°C pendant 30 minutes, pour vider les cellules de leur contenu, puis colorées au bleu de Trypan (0,03 %) au bain marie à 90°C pendant une demi-heure de temps (Figure 11). Une trentaine de fragment racinaire de 1cm de chaque échantillon ont été disposés entre lame et lamelle dans une goutte de glycérol. La mycorhization s'observe à l'examen au microscope (X40) par une coloration bleue des structures fongiques. Une annotation selon un barème de classe permet d'estimer le degré de la colonisation mycorhizienne de chaque fragment au moyen de six classes notées de 0 à 5(Figure 12) et la richesse arbusculaires par quatre classes notées A0, A1, A2 et A3 (Figure 13).

Les données récoltées permettent d'estimer le taux de la colonisation mycorhizienne selon la méthode de Trouvelot et *al*, (1986) en utilisant le logiciel MYCOCALC (<http://www.dijon.inra.fr/mychintec/Mycocalc-prg/download.html>). Cette méthode calcule cinq paramètres de la colonisation (Tableau1).

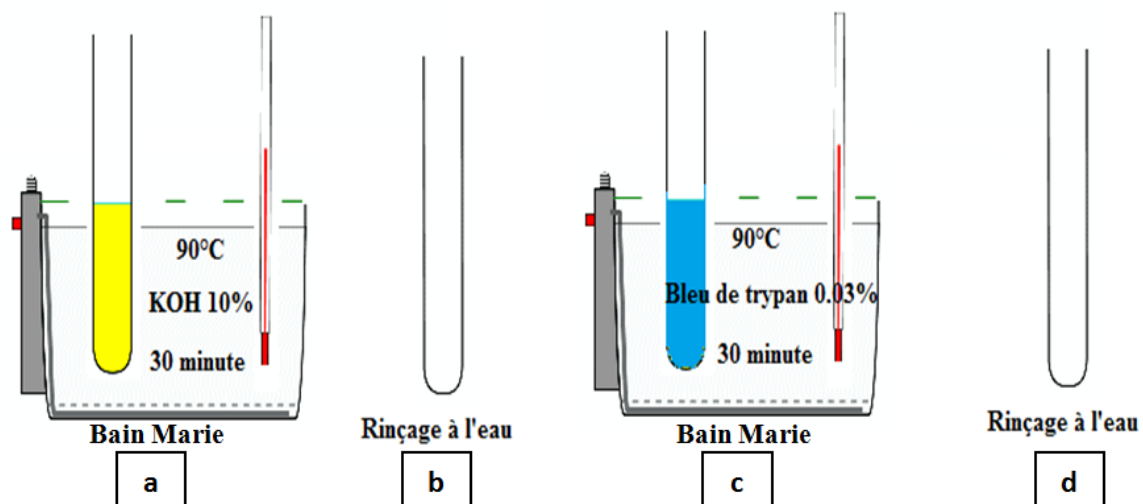


Figure 11. Schéma des différentes étapes de coloration des échantillons racinaires : a) Cellules racinaires vidées à la KOH, b) Rinçage à l'eau, c) coloration des structures fongique au bleu de trypan et d) Rinçage à l'eau

La dépendance mycorhizienne (DM) a été estimée selon la formule de Plenchette (1983), qui reflète le degré de dépendance des plants aux mycorhizes comme suit :

$$DM = 100X \frac{(\text{Masse sèche des plants mycorhizés} - \text{masse sèche des plants témoins})}{\text{masse sèche des plantes mycorhizés}}$$

Tableau 1. Les paramètres de la colonisation racinaire

F %	Fréquence de la colonisation mycorhizienne (% du nombre de fragments racinaires mycorhizés), elle reflète l'importance des points de pénétration de la colonisation du système racinaire.
M %	Intensité de la colonisation du cortex racinaire (proportion du cortex colonisé estimée par rapport au système racinaire entier et exprimée en %), elle reflète l'importance de la colonisation du système racinaire.
m %	Intensité de la colonisation développée dans la partie mycorhizée du système racinaire (proportion du cortex colonisé dans la partie mycorhizée du système racinaire exprimé en %).
A %	Teneur arbusculaire de la colonisation ramené au système racinaire entier (proportion du système racinaire renfermant des arbuscules, exprimée en %).
a %	Teneur arbusculaire de la colonisation dans la partie mycorhizée du système racinaire (proportion colonisée renfermant des arbuscules, %).

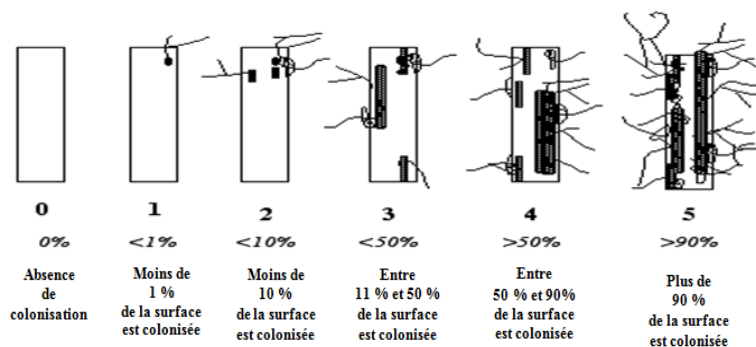


Figure 12. Echelle d'intensité de colonisation mycorhizienne du cortex racinaire

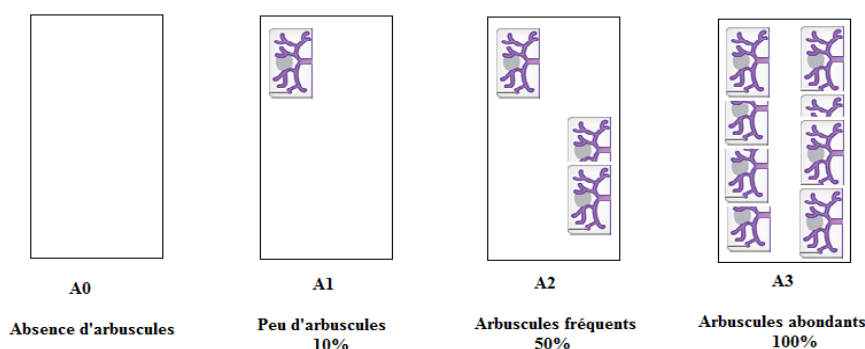


Figure 13. Echelle d'évaluation de la présence des arbuscules dans les cellules racinaires

1.5.2-Paramètres de croissance :

Les paramètres de croissance relevés aussi bien dans l'expérimentation du stress hydrique que salin, concernaient le poids frais et sec des tiges et des racines. Les biomasses sèches des parties aériennes et racinaires ont été pesées après séchage à 72 ° C pendant 70 heures.

Les feuilles et les fleurs ont été dénombrées, la longueur de la partie aérienne de la plante (cm) a été mesurée et le rapport racine sur tige a été calculé. La teneur en eau a été déterminée par la différence entre la biomasse fraîche (BF) et la biomasse sèche (BS) et exprimée en grammes d'eau par gramme de biomasse sèche (g / g de BS).

La perte de biomasse a été calculée par la différence entre la biomasse sèche des plants soumis à aucun stress et les plants stressés aux différents niveaux de stress hydrique, aussi bien pour les plants mycorhizés que les plants non mycorhizés.

La comparaison entre les pertes en biomasse des plants mycorhizés et les plants non mycorhizés sous différents niveaux de stress hydrique, donne un paramètre supplémentaire

pour démontrer l'effet de la mycorhization sur une éventuelle diminution de perte de croissance.

La perte de biomasse sèche des plants mycorhizés(%) = [(BS des plants mycorhizés arrosés à 100% CC - BS de plants mycorhizés stressés à 50%CC, 25%CC et 5%CC)/BS de plants mycorhizés arrosés à 100% CC] × 100 et la perte de biomasse sèche pour les plants non mycorhizés(%) =[(BS de plants non mycorhizés arrosés à 100% FC - BS de plants non mycorhizés stressés à 50% CC, 25% CC et 5% CC) / BS de plants non mycorhizés arrosés à 100% CC] × 100.

Le même principe de calcul a été appliqué aux plants de l'expérience du stress salin. Une comparaison entre les pertes en biomasse sèche enregistrées chez les plants mycorhizés et chez les plants non mycorhizés ont servit à calculer la diminution de la perte de biomasse donnée par la mycorhization.

La perte en biomasse sèche des plants mycorhizés (%) = [(BS de plants mycorhizés arrosés à 0mM - BS plants mycorhizés stressés à 50 mM, 100mM, 150mM et 200mM) /BS de plants mycorhizés arrosés à 0mM] × 100. La perte de biomasse sèche des plants non mycorhizés (%) = [(BS de plants non mycorhizés arrosés à 0mM - BS de plants non mycorhizés stressés à 50Mm, 100 mM, 150mM et 200mM) / BS de plants non mycorhizés arrosés à 0mM] × 100.

1.6-Analyses statistiques :

Les différences entre les moyennes des paramètres mesurés par traitement ont été analysées par une ANOVA à deux facteurs réalisée avec le logiciel R, avec un modèle linéaire général (GLM). Les effets du traitement ont été jugés significatifs à $p < 0,05$. Des comparaisons entre les moyennes ont été effectuées avec le test de Tukey, différence honnêtement significative (HSD) au seuil de signification $P < 0,05$. Une matrice de corrélation a été réalisée afin de bien mettre en évidence l'effet des facteurs appliqués. Une régression linéaire simple (SLR) a été appliquée pour évaluer la relation entre la fréquence mycorhizienne (F%) et la dépendance mycorhizienne.

2- Interaction mycorhizes fertilisation chimique et organique raisonnée testée sur une culture de pastèque

2.1-Présentation du site d'expérimentation et caractéristique climatique :

Une évaluation des effets séparés et combinés des inocula mycorhiziens avec divers niveaux de fertilisants chimiques et organiques à été conduite en condition réelle de culture en plein champs. L'essai a été effectué au sein de la pépinière de production de chêne liège située à Chihani wilaya de El Tarf aux coordonnées 36°39'20" N 7°47'42"E et d'une superficie de 52.97 ha (Figure 14).

La région d'El Tarf est soumise à un climat chaud et tempéré avec des précipitations plus importantes en hiver qu'en été. La température moyenne annuelle de 18.3 °C et les précipitations annuelles atteignent une moyenne de 694 mm. Le mois d'Août est considéré comme le plus chaud de l'année avec une moyenne de 26.5 °C et celui de janvier comme le plus froid avec une température moyenne de 11.3 °C (site : 6).

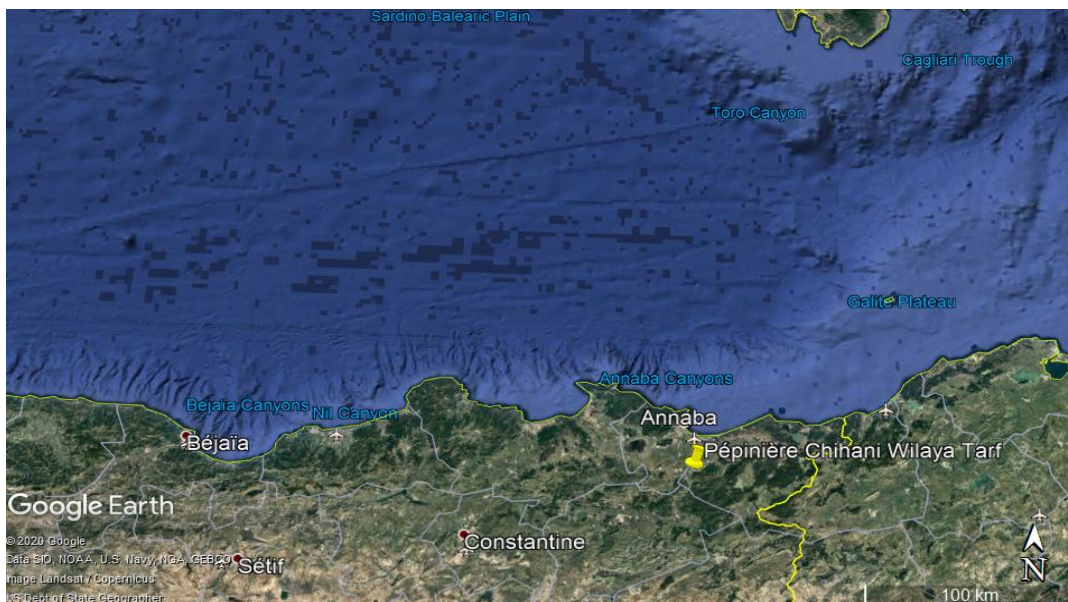


Figure 14. Localisation géographique de la pépinière de Chihani Wilaya d'El Tarf, source Google Earth(2020).

2.2- Matériel végétal et inoculum mycorhizien à arbuscule :

La variété de pastèque Meziane a été utilisée dans cet essai. Cette variété donne des fruits à chair rouge et écorce striée. Les plants francs de pastèque préalablement obtenus par germination des graines dans de la tourbe sur des plaques alvéolées pendant trois semaines

dans la serre de Chihani, ont servit à l'expérience. L'inoculum commercial symbivit précédemment décrit a été ajouté à la moitié des plants au moment de la transplantation sur le champ, à raison de 10g/plant.

2.3-Fertilisation appliquée:

Un mélange de fertilisants chimiques et organiques en présence ou en absence de mycorhizes a été effectué. Le fertilisant chimique a été utilisé sous forme d'NPK (15 15 15), la fertilisant organique (MO) sous forme de fumier et de l'inoculum mycorhizien de commerce le Symbivit. L'engrais NPK, comprenait trois niveau : (i) aucune fertilisation chimique 0%NPK, (ii) 25% NPK des doses recommandées pour cette culture correspondant à 15g/plant et (iii) 50% des doses recommandées d'NPK, correspondant à 30g/plant. Le Fertilisant organique à été ajouté seul (iv) à 50% des doses habituellement utilisée par les agriculteurs, soit 500 g, ou combinée (v) à 25% d'NPK.

Le fertilisant organique est un mélange composté de fumier de vache et de la paille et autres déchets végétaux. Le fumier contient de l'azote sous forme minérale, principalement sous forme ammoniacale (NH_4^+) et nitrate (NO_3^-) et de l'azote organique, du phosphore sous forme organique et du potassium sous forme minérale immédiatement disponible pour la plante. Le fumier bovin composté contient a titre indicatif : de l'azote(N) à 5.7 kg/t, du pentoxyde de phosphore (P_2O_5) à 3.6 kg/t et de l'oxyde de potassium (K_2O) à 5.3 kg/t (site : 7).

2.4-Protocol expérimental :

Un dispositif expérimental en bloc aléatoire complet a été mis en place. La parcelle a été divisée en trois blocs constituant les répétitions et chaque bloc a reçu tous les traitements. La répartition des traitements au sein d'un même bloc s'est faite d'une manière complètement randomisée. L'étendue de chaque parcelle était de 4.5 m², comportant six plants, la distance de plantation était de 1m entre les plants et de 1.50 m entre les sillons. Une bordure de 2 m entourant chaque parcelle à été prévue pour palier à toute interférence.

Au total, dix traitements ont été appliqués sur des parcelles associées en paire :

(I) aucun apport de fertilisant chimique avec inoculation (0%NPK + I) ; (II) aucun apport de fertilisant chimique sans inoculation (0%NPK + T) ; (III) 25% NPK avec inoculation (25%NPK + I) ;(IV) 25% NPK sans inoculation (25%+T) ; (V)50% NPK avec inoculation (50%NPK + I) ; (VI)

50% NPK sans inoculation (50%+T); (VII)50% fertilisant organique avec inoculation (50%MO+I) ; (VIII) 50% fertilisant organique sans inoculation (50%MO+T) ; (XI) 25% fertilisant NPK et 50% fertilisant organique avec inoculation (25%NPK+50%MO + I) ; (X) 25% fertilisant NPK et 50% fertilisant organique avec inoculation (25%NPK+50%MO + I) (Figure 15).

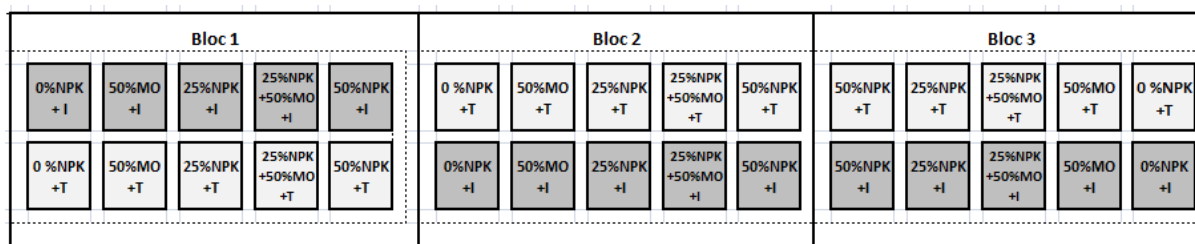


Figure 15.Représentation schématique du dispositif expérimental en bloc aléatoire complet

2.5-Paramètres mesurés :

Après trois mois de culture, Les taux de colonisation mycorhizienne des racines (méthode précédemment décrite), le pouvoir mycorhizogène (MPN) des parcelles traitées, les poids frais et sec des parties aérienne et racinaire des plants de pastèque ont été mesurés. La récolte de la production totale des fruits a permis d'établir le nombre moyen des fruits.plant⁻¹ et le rendement total en (t/ha) pour chaque traitement.

2.5.1- Taux de colonisation mycorhizienne :

Aux moments de la récolte, des échantillons de racines ont été prélevés sur les plants de chaque parcelle à raison de trois répétitions et ceux pour servir à une estimation du taux de colonisation mycorhizienne pour tous les traitements. Le taux de la colonisation mycorhizienne a été estimé selon la méthode de Trouvelot et *al*, (1986), précédemment décrite (paragraphe 1.5.1).

2.5.2- Mise en évidence du potentiel mycorhizogène des sols étudiés :

Le potentiel mycorhizogène traduit la richesse du sol en propagules que sont : les spores, mycélium, fragments de racines colonisés, aptes à générer une mycorhization. Des prélèvements de sols rhizosphériques ont été effectués dans les 10 à 30 premiers centimètres du sol de chaque parcelle. Tous les prélèvements de sols des parcelles qui ont subit le même traitement ont été mélangés convenablement pour ne former qu'un seul échantillon représentatif. Ces échantillons de sol ont servi à la détermination du potentiel

mycorhizogène, en utilisant la technique du nombre le plus probable (Most Probable Number : MPN) (Alexander, 1965). Cette technique adaptée aux CMA est basée sur l'utilisation d'une série de dilutions successives de sol au $10^{\text{ème}}$ en épuisant progressivement le milieu et cerner la dilution limite dans laquelle il n'y aura plus de propagules.

-Préparation du dispositif :

Les dilutions ont été réalisées au nombre de cinq en homogénéisant du sol non stérilisé (contenant des propagules des CMA autochtone et exogène apportée par l'inoculum de commerce) de chaque échantillon de sol étudié mélangé avec le même sol stérilisé. Les dilutions ont été préparées comme suit :

- Dilution 10^{-1} : 30 g de sol non stérile + 270 g de sol stérile = 300 g (1).

A partir de ces 300 g de mélange, 250 g seront répartis en cinq répétitions à raison de 50 g par pot. Des 50 g restants, on prélève 30 g qui serviront d'inoculum pour la dilution qui suit qui est la dilution 10^{-2} .

- Dilution 10^{-2} : 30 g (1) + 270 g de sol stérile = 300 g (2)

- Dilution 10^{-3} : 30 g (2) + 270 g de sol stérile = 300 g (3)

- Dilution 10^{-4} : 30 g (3) + 270 g de sol stérile = 300 g (4)

- Dilution 10^{-5} : 30 g (4) + 270 g de sol stérile = 300 g (5)

Les dilutions ont été mises dans des pots à raison de cinq répétitions par niveau de dilution, des témoins de sols stériles ont été prévus. Des plants de trèfles ont servi comme plante hôte pour la mycorhization. Les graines de trèfle ont été mises à germer dans des boîtes de Petri sur papier filtre imbibé d'eau stérile et placées à l'obscurité à l'étuve à 25 °C, et ce après avoir été désinfectées trois minutes à l'eau de javel (3 %) et rincées abondamment à l'eau distillée stérile. Les graines pré germées obtenues, ont été repiquées dans des pots, à raison d'une plantule par pot (Figure 16).

Les pots sont ensuite transférés en serre à une température moyenne de 18-22 °C, humidité relative 60-70 % et lumière normale du jour. L'arrosage a été effectué quotidiennement à l'eau distillée pendant six semaines.

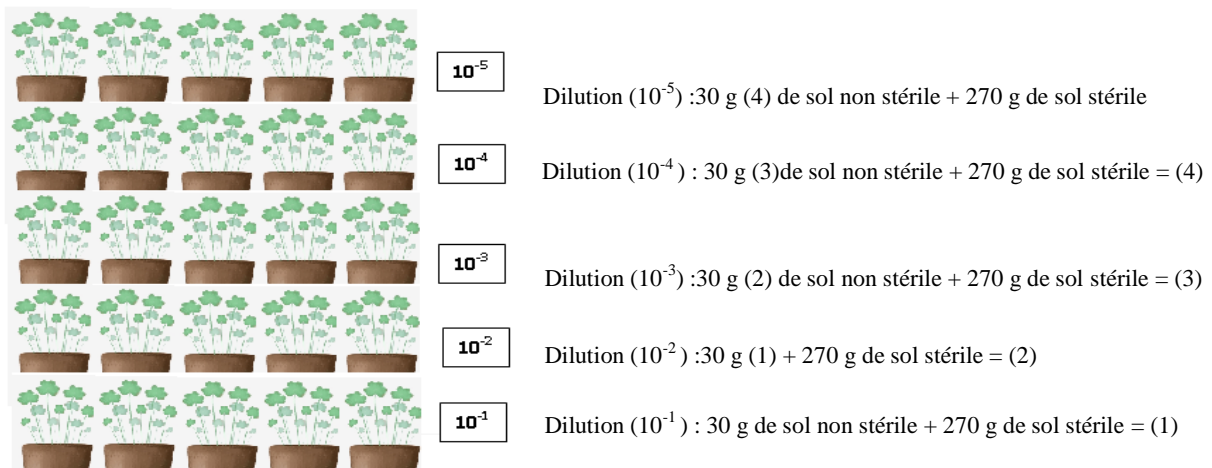


Figure 16. Schéma représentatif du dispositif du test MPN

-Calcul du pouvoir mycorhizogène :

Cette estimation se fait par l'intermédiaire de la table d'Alexander (1965) à partir des racines mycorhizées ou non mycorhizées obtenues pour chacun des niveaux de dilution et pour les 5 répétitions. La lecture de la table se fait en définissant la dilution la moins concentrée (P1) pour laquelle la mycorhization est observée dans les cinq répétitions et si ce cas ne se présente pas, on prend celle où se trouve le maximum de plants mycorhizés. Le nombre de plants colonisés dans les deux dilutions successives représente donc P2 et P3. Les trois valeurs P1, P2 et P3 seront reportées sur la table d'Alexander (1965) pour en déduire un nombre qui servira à la détermination du MPN pour 50 g de sol initial, en multipliant ce nombre par le facteur de dilution P2, le nombre de propagules par kilogramme de sol est alors calculé.

2.6-Analyses statistiques :

Les résultats obtenus ont été traités statistiquement par l'analyse de la variance à trois facteurs (fertilisation chimique x fertilisation organique x inoculation mycorhizienne) et les comparaisons des moyennes des paramètres mesurés entre les différents traitements ont été effectuées au seuil de 5 % par le test de Tukey (HSD) avec le logiciel R.

3-Abondance et diversité sporale des communautés mycorhiziennes dans quelques sols agricoles au Nord-est algérien et identification moléculaire:

L'identification et la quantification des champignons MA, permet de comprendre leur dynamique dans le sol et l'impact des pratiques agricoles sur leur diversité, pour optimiser leur utilisation en agriculture (Berthiaume, 2015). Une prospection de la diversité des communautés CMA et l'évaluation de leur abondance dans quelques champs cultivés du Nord-est Algérien, ainsi que l'identification moléculaire des espèces les plus abondantes et par conséquent les plus résistantes à l'impact des pratiques culturales ont été réalisées dans cette étude.

3.1-Présentation des sites d'études :

La prospection de la diversité des CMA et leur abondance a été effectuée dans six champs agricoles à vocation maraichère situés au Nord-est de l'Algérie, une région dotée d'un climat méditerranéen (Figure 17).

-Site Roknia (Guelma): Le site est localisé à 36°32'21''N 7°14'04''E, dans la commune d'El Roknia, wilaya de Guelma. Cette région se caractérise par un climat chaud et tempéré avec une température annuelle moyenne de 17.2°C et des précipitations moyennes annuelles de 557mm.

-Site El Hadjar (Annaba): Ce site se localise dans la commune d'El Hadjar, wilaya d'Annaba à 36°47'55''N 7°45'52''E. Dans cette région le climat est chaud et tempéré. El Hadjar affiche 18.1 °C de température en moyenne sur toute l'année. La moyenne des précipitations annuelles atteints 701 mm.

-Site Sidi Kassi (El Tarf) : Ce site de la commune de Sidi Kassi dans la wilaya d'El Tarf se localise à 36°45'48''N7°54'46''E, se caractérise par un climat tempéré chaud. La température moyenne annuelle à El Tarf est de 18.3 °C. La moyenne des précipitations annuelles atteints 694 mm.

-Site Echatt (El Tarf) : Ce site est localisé à 36°47'37''N7°48'15''E, dans la commune d'Echatt, wilaya d'El Tarf. Les caractéristiques climatiques ont été précédemment citées (la description du site de Sidi Kassi).

-Site Guerbez (Skikda) : Ce site est localisé à 36°53'02''N7°12'20''E, dans la commune de Guerbez dans la wilaya de Skikda. Les caractéristiques climatiques de cette région chaude et

tempérée, sont une température moyenne annuelle de 17.2 °C et des précipitations moyennes de 767 mm.

-Site Oued Z'hor (Skikda) : Ce site se trouve dans la commune de Oued Z'hor, wilaya de Skikda à 36°55'42''N6°18'50''E, il est doté d'un climat dont les caractéristique ont été citées pour la région de Skikda.

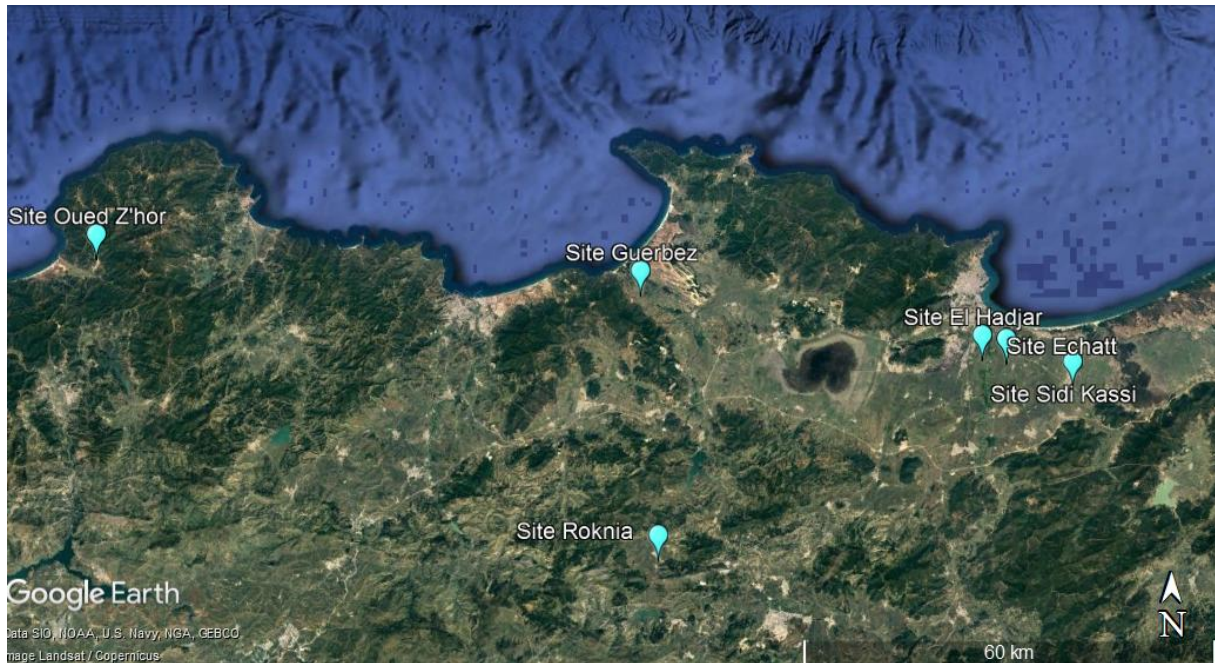


Figure 17. Localisation géographique des sites d'études au Nord-est Algérien source Google Earth (2020)

3.2- Echantillonnage et extraction des spores :

Les échantillons de sol rhizosphériques ont été prélevés dans six champs cultivés, à une profondeur de 10 à 30 cm. Chaque échantillon de sol est composé de 5 sous-échantillons prélevés de manière aléatoire, ils ont été mélangés pour fournir un échantillon représentatif du champ considéré. Ces échantillons ont servi à l'extraction des spores des champignons mycorhiziens, qui se trouvent souvent libres dans le sol. La séparation des spores des fines particules du sol se fait par tamisage humide selon la méthode de Gerdemann et Nicolson (1963). Cette méthode consiste en un tamisage humide, en déposant 100g de sol, en haut d'une série de tamis superposés de bas en haut selon la valeur grandissante de leur ouverture de mailles (100 μ , 150 μ , 250 μ , 300 μ , et 400 μ). Le sol est alors abondamment arrosé d'un jet d'eau et lavé jusqu'à ce que l'eau s'écoulant devienne claire. Chaque fraction de sol retenue dans chaque tamis est récupérée dans une boîte de Pétri, puis observée à la loupe binoculaire

(G20x). Ainsi les spores détectées ont été récoltées au moyen d'une micropipette, dénombrés et préparés pour l'observation microscopique.

4-Diversité et abondance des CMA :

4.1- Identification morphologique :

Les spores récoltées ont fait l'objet d'une description morphologique par observation microscopique. Les spores de chaque morphotype ont été montées entre lames et lamelles dans une goutte des réactifs biochimiques: le polyvinyl alcool-acide lactique-glycérol (PVLG) ou un mélange de PVLG et du réactif de Melzer (1:1 V/V), une petite pression est appliquée sur la lamelle afin d'écraser délicatement les spores et faire rompre leur paroi, ce qui permet de mettre en évidence au mieux leur structure.

L'identification des spores, basée sur leur taille, leur pigmentation, l'ornementation et les caractéristiques de leur paroi et de leur hyphes suspenseur, a été réalisée à l'aide de comparaison avec les spécimens-types sur INVAM (site : <http://fungi.invam.wvu.edu/the-fungi/species-descriptions.html>).

L'abondance a été estimée par un dénombrement exhaustive de chaque morphotype récupéré de tout les tamisa, dans 100 g de sol.

4.2- Identification moléculaire des spores de champignons MA les plus abondantes dans les sites étudiés :

L'identification morphologique des champignons mycorhiziens à arbuscules, basée sur la morphologie de leurs spores et leurs mycélium reste une identification difficile et peu précise. L'identification moléculaire des CMA est une identification plus fiable. La première partie de ce travail de prospection de diversité et d'abondance des spores de champignons MA a mis en évidence les morphotypes les plus abondants et communs trouvés dans les champs agricoles échantillonnés. Ces morphotypes ont fait l'objet d'une identification moléculaire au niveau du laboratoire de biologie végétal (Département de science et innovation technologique) université Piémont orientale-Alexandrie-Italie.

4.2.1-Principe de l'identification moléculaire des CMA :

L'identification moléculaire est basée sur l'amplification et le séquençage de l'ADN des champignons à partir de spores ou de racines colonisées. Cette technique permet une identification directe des espèces de champignons MA (Simon et *al.*, 1992; Sanders et *al.*, 1995; Redecker et *al.*, 1997). Presque tous les systèmes d'identification des CMA sont basés sur le séquençage de l'ADN ribosomal, car ces séquences sont suffisamment bien conservées. Elles sont présentes en multiples copies et sont polymorphes d'une espèce à l'autre. Elles sont donc utilisables pour obtenir des phylogénies de bonne résolution (Simon et *al.*, 1992).

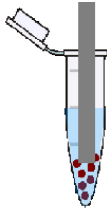

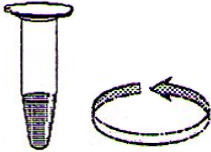
Les gènes ribosomaux codant pour les trois sous unités (18S [PSU : petite sous unité], 5,8 S et 28S [GSU : grande sous unité]) sont séparés les uns des autres par une région interne transcrite (ITS : Internal Transcribed Spacer, variables d'une espèce à l'autre mais très rarement au sein d'une même espèce). Les gènes eux-mêmes sont séparés les uns des autres par un espaceur inter génique (IGS : inter Genic Spacer, peu conservés à l'échelle de l'espèce).

La région des petites sous-unités (PSU) et des grandes sous-unités (GSU) sont hautement conservées au sein des genres et des espèces. Cependant, L'extrémité 5' de la grande sous-unité ribosomale héberge deux domaines polymorphes informatifs D1 et D2. Le polymorphisme observé dans ces domaines, permet d'identifier des séquences nucléotidiques spécifiques qui peuvent être utilisées pour concevoir des amorces avec différents niveaux de spécificité (Van Tuinen, 1998b). Les régions ITS présentent également des polymorphismes de séquences permettant de détecter les variabilités génétiques entre les différentes espèces de champignons MA et même entre les différentes populations d'une même espèce (Gardes et *al.* 1991).

4.2.2-L'extraction de l'ADN génomique à partir des spores :

Le matériel génétique nécessaire à l'identification moléculaire a été extrait à partir des spores de CMA collectées. L'extraction de l'ADN génomique a été effectuée à partir d'une vingtaine de spores de chaque morphotypes précédemment isolées et mise dans des tubes eppendorf de 1.5 ml dans 10 µl d'eau ultrapure, selon les étapes décrites dans le Tableau2.

Tableau 2. Etapes d'extraction d'ADN à partir de spore.

1. Homogénéisation des échantillons	 <p>20 spores de chaque morphotype sont mises dans 10 µl d'eau ultra-pure</p>	<p>Les spores sont écrasées à l'aide d'un petit piston en plastique, pour libérer le contenu cellulaire.</p> <p>Les pistons ont été préalablement traités à (NaOH 0.1 M) et lavé (pour éliminer tout résidu d'acide nucléique).</p>
2. Lyse des cellules	 <p>30 µl Tri-HCL concentré à 100mM à pH 8.0 + 95°C pendant 5min</p>	<p>Addition du tri-HCL aux spores écrasées. Les mélanges sont agités au vortex et incubés à 95°C pendant 5 minute et refroidi ensuite dans de la glace.</p>
3. Précipitation des constituants cellulaires et récupération de l'ADN	 <p>4°C 1 minute 4000 × g</p>	<p>La centrifugation des tubes à 4°C pendant 1 minute à 4000Xg permet de récupérer l'ADN à partir du surnageant. Cet ADN est conservé à (-20C°) jusqu'à son utilisation.</p>

4.2.3-Amplification de l'ADN par une polymérase Chain réaction PCR gigogne :

La polymérase chain reaction (PCR) est une technique *in vitro*, permettant une amplification chimique de l'ADN. Elle consiste en une réplication à la chaîne d'une séquence ADN grâce à des enzymes, les ADN polymérases. L'ADN polymérase utilisée est une enzyme thermostable (Taq DNA) isolée à partir d'une bactérie thermophile : *Thermus aquaticus*. La PCR s'effectue en trois cycles comprenant une dénaturation, hybridation et élongation. Chacune de ces étapes est pilotée par une température différente. Dans cette étude une PCR gigogne a été

appliquée. Une PCR gigogne consiste à effectuer deux amplifications de PCR l'une après l'autre, afin d'augmenter la spécificité de la réaction d'amplification.

La PCR gigogne a été réalisée en utilisant l'amorce universelle Eucaryote LR1 (van Tuinen et *al.*, 1998a), l'amorce spécifique au champignon FLR2 (Trouvelot et *al.*, 1999) et l'amorce pour la détection de l'ensemble des champignons MA FLR4 (Gollotte et *al.*, 2004) pour obtenir des fragments d'ADN d'une longueur d'environ 700–760 paires de base (pb) (Figure 18). Les amorces d'identification spécifiques aux différents genres et espèces de champignons MA utilisées sont donnés dans le tableau 3.

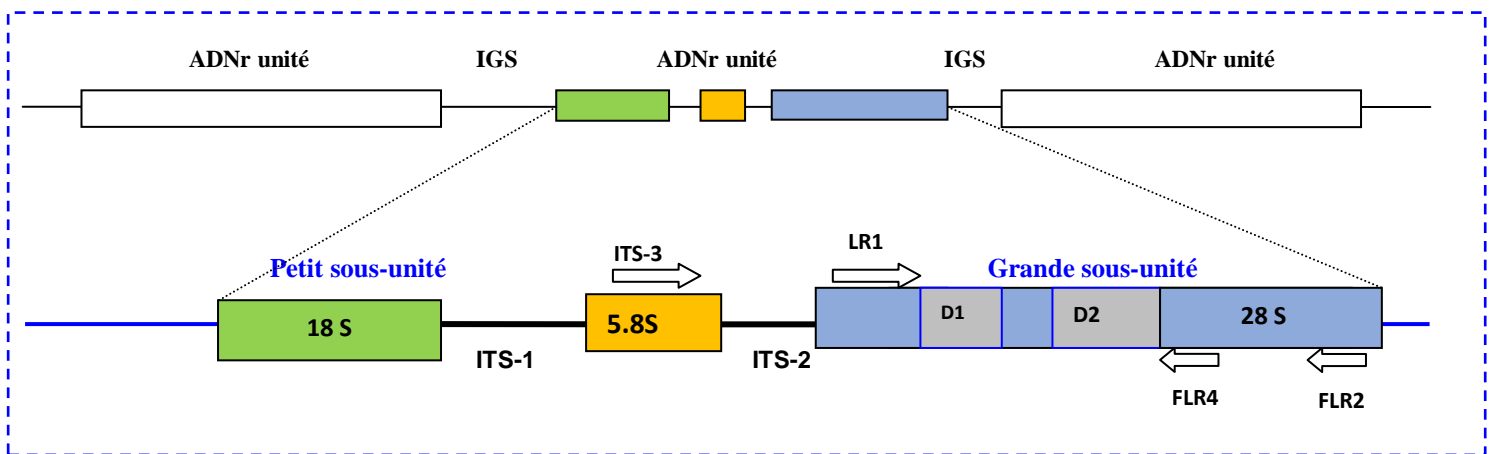


Figure 18. Représentation schématique de l'ARN ribosomal nucléaire et sites d'amorçage des primers LR1 / FLR2 (amorce universel pour les Eucaryotes et les champignons) et FLR4 spécifique aux CMA utilisés en PCR gigogne.

-Préparation de réaction PCR gigogne :

1^{ère} PCR :

La réaction de PCR nécessite la préparation de trois niveaux de dilution : 1/10, 1/50 et 1/100 à partir de l'ADN extrait des spores de chaque morphotype:

-1 /10 (1µl d'extrait d'ADN + 9µl de H₂O ultra pure).

-1 /50 (1µl d'extrait d'ADN + 49µl H₂O ultra pure).

-1 /100 (1µl d'extrait d'ADN + 99µl H₂O ultra pure).

Les dilutions sont ensuite agitées au vortex.

Chaque réaction de PCR est effectuée dans un volume final de 20µl contenant 5µl de dilution mise avec 15µl de master mixe (tampon réaction PCR).

Ce tampon réaction PCR contient : 2µl dix fois concentré (15 mM MgCl₂, 1 µl dNTP [deoxynucleosides triphosphate], stock solution 1mM, 1µl primer LR1, 1 µl primer FRL2, 0.2 U Taq ADN polymérase, 10 µl d'eau distillée). Un témoin à base d'eau ultra pure sans ADN est prévu.

Les tubes sont agités au vortex et mis dans le thermocycleur (Figure 19) et la PCR est lancée selon un programme effectuant 25 à 35 cycles comme suit :

- Dénaturation : à 95°C pendant 3 minutes pour la dénaturation initiale, 93°C et 45 secondes pour les cycles restants.
- Hybridation : à 62°C pendant 45 secondes.
- Elongation : à 72°C pendant 45 secondes.
- Une élongation finale de 5 minutes est effectuée à la fin du cycle.

2^{ème} PCR :

Les produits d'amplification obtenus au cours des premiers cycles d'amplification sont dilués à 1/100 (99µl d'eau ultra pure + 1µl du produit de la 1^{ère} PCR) et 1/500 (499µl d'eau ultra pure + 1µl du produit de la 1^{ère} PCR).

Un master mix est préparé avec les mêmes composants du master mix de la 1^{ère} PCR, avec un changement dans le primer utilisé qui est primer FLR4. La réaction de la 2^{ème} PCR est préparée avec 15µl du master mix + 5µl de chaque dilution. Les tubes sont placés dans le thermocycleur après qu'ils soient agités au vortex avant d'entamer la réaction.

-Contrôle des amplimères de la PCR par une électrophorèse sur gel :

Les amplimères de la PCR sont contrôlés par électrophorèse sur un gel d'agarose à 1.2%. Le gel 1.2% est préparé avec 150 ml de TAE (40mM Tris-acétate pH 8.0; 1mM EDTA) mélangé à 1.8 g d'agarose et 2 µl de bromure d'éthidium (dont le rôle est de rendre l'ADN visible sous UV).

Les produits de la PCR sont préalablement agités et prélevés à raison de 5µl de chaque dilution et mélangés à 5µl de colorant de charge déposé en gouttelette sur un film de paraffine, afin de précipiter l'ADN. Un pipetage est nécessaire afin de bien mélanger les deux fractions avant de les déposer dans les puits parallèlement disposés dans le bloc de gel d'agarose, un puits va recevoir un témoin composé d'H₂O ultra pure et un autre puits est prévu pour le colorant de charge. Le courant électrique est mis en marche et l'ADN migrent sous l'effet de ce courant à 60 V pendant 30 minutes. Le bloc de gel est visualisé sous un

transilluminateur à UV (Appareil : BioRad laboratoire de biologie végétal université Piémont orientale Italie). L'ADN apparait sous forme de bandes fluorescentes et des photographies sont réalisées grâce à une caméra reliée au transilluminateur (Figure 19).

Tableau 3. Les amorces utilisées dans la PCR gigogne

Amorces	Séquence	Région	Spécificité
ITS3	5'-GCA TCG ATG AAG AAC	ITS1/5,8 S	Eucaryotes
FLR2	5'-GTC GTT TAA AGC	GSU	Champignons
FLR4	5'-TAC GTC AAC ATCCTTAACGAA-3'	GSU	Glomeromycota

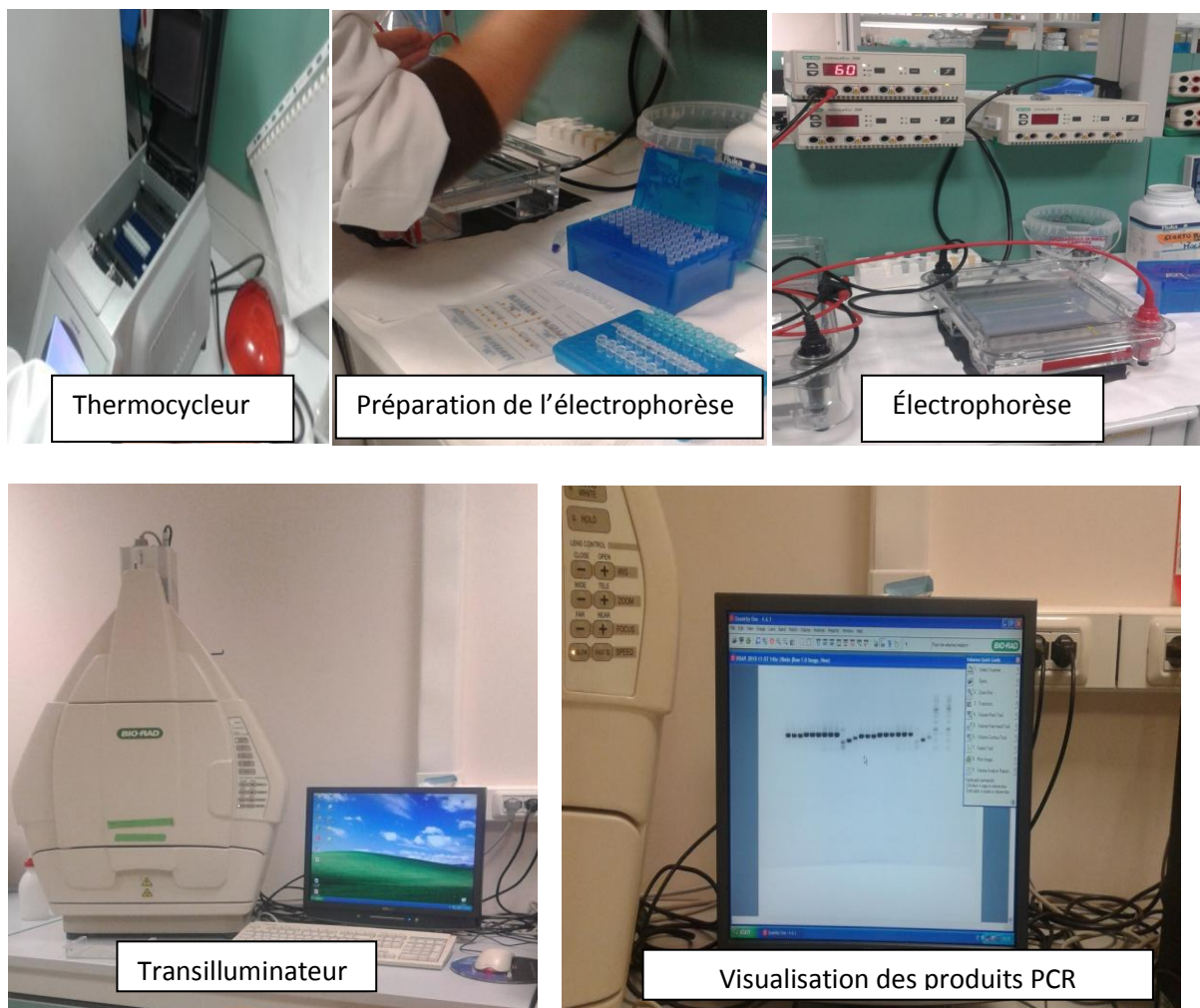








Figure 19. Dispositif PCR, électrophorèse et visualisation des produits de la PCR dans le bloc de gel au transilluminateur.

4.2.4-Purification des produits PCR :

La purification des produit de PCR permet d'éliminer les amorces, dNTP, les nucléotides marqués non incorporés, les enzymes de PCR et autres mélanges de réaction. La purification est réalisée grâce à un kit de purification NucleoSpin détaillée dans le tableau 4.

Tableau 4.Protocole de purification des produits PCR (NucleoSpin extract kit)

1. Ajustement de la condition de liaison à l'ADN		80µl produit PCR+ 160 µl de tampon NT (Les échantillons <50 µl sont ajustés au volume de réaction de 50 µl en ajoutant un tampon TE pH=7.5)	Un tampon NT est ajouté à raison de deux volume de NT pour un volume de produit PCR
2. Liaison ADN		Centrifugé à 11000 x g pendant 1 minute à 4 °C	Les produits sont transférés sur des colonnes d'extraction du kit placées dans des tubes de récupération de 2 ml et centrifugés à 11000xg pendant 1 minute à 4°C. Cette opération permet à l'ADN d'être séparé du reste des composants (flux) car elle va être liée à la résine des colonnes par des liaisons chimiques. Le flux récupéré dans les tubes est jeté.
3. lavage de la membrane de silice		600µl tampon NT3 et centrifugé à 11000xg pendant 1 minute	Un tampon NT3 auquel on ajoute de l'éthanol est appliqué à raison de 600 µl par tube au dessus des colonnes pour éliminer les impuretés et/ou les protéines. Cette étape est dite lavage de la membrane de silice. Une première centrifugation à 11 000xg pendant une minute est effectuée et le flux est jeté.

4. séchage de la membrane de silice		Centrifugation à 11000x g pendant 2 minutes	<p>Une seconde centrifugation est nécessaire à 11000xg pendant 2 minutes afin de débarrasser la membrane de l'éthanol et du tampon NT3 résiduel qui peut fausser les réactions. Cette étape est dite séchage de la membrane.</p> <p>Les colonnes (nucléo spin column II) sont transmises dans de nouveaux tubes collecteurs de 5ml.</p>
5. Elution de l'ADN		<p>30µl Tampon NE préchauffé à 70°C</p> <p>+</p> <p>Incubation 5 minutes à température ambiante</p> <p>+</p> <p>2 min</p> <p>11,000 × g</p> 	<p>Cette étape permet de mettre en solution l'ADN. Un tampon NE préchauffé à 70°C est appliqué à raison 30 µl sur les membranes (tout en s'assurant de bien cibler la membrane et que le produit ne se déverse pas sur les parois pour avoir une réaction optimale). Incuber à température ambiante 5 minutes et ensuite centrifuger à 11000xg pendant 2 minutes. Le produit récupéré est conservé dans la glace. Une deuxième élution est nécessaire.</p>

4.2.5-Clonage pour séquençage de l'ADN:

Le clonage est particulièrement utile en génie génétique pour le séquençage d'ADN se trouvant en faible quantité. Le clonage consiste à intégrer l'ADN à séquençer à un ADN plasmique ou vecteur plasmique avec une enzyme de restriction, dans des conditions spécifiques. Les nouveaux plasmides contenant les fragments d'ADN à séquençer sont transférées dans des bactéries d'*Escherichia coli*. Une fois mise en culture, la bactérie va répliquer l'ADN plasmique et donc le fragment à séquençer et en produire une grande quantité.

- Technique de clonage :

Le clonage est réalisé à l'aide d'un Kit de clonage «bactéries chimio compétentes *Escherichia coli* : Top-10-celle» fournis avec des vecteurs plasmiques : (pCR 4-TOPO 3956 paires de bases)(Figure 20). Le clonage se fait en deux étapes la ligature de l'ADN à séquençer au vecteur plasmique et la transformation qui consiste à introduire les nouveaux plasmides dans des cellules bactériennes d'*Escherichia coli*.

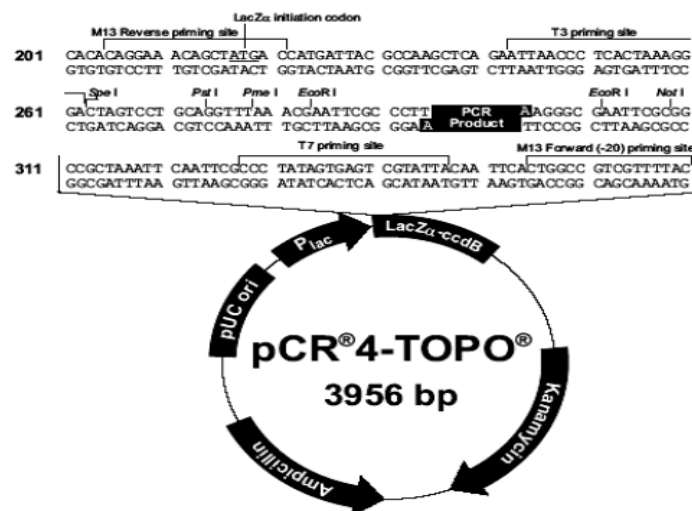


Figure 20. Vecteur plasmique : (pCR 4-TOPO 3956 paires de bases).

1. La ligature :

La ligature qui consiste à lier l'ADN à séquençer au vecteur plasmique, se fait par l'addition à 2µl de produit PCR (ADN à séquençer) 0.5µl de solution salée, 0.5µl de vecteur TOPO et 3µl

d'eau ultra pure stérile, après agitation une incubation de 15 minutes à température ambiante est nécessaire avant de mettre les tubes dans de la glace pendant 1 à 2 minutes.

2. Transformation :

La transformation qui consiste à introduire les plasmides recombinés dans les cellules bactériennes d'*Escherichia coli*, se fait par l'addition à 2 μ l du produit de la réaction de ligature à un aliquote de bactérie *Escherichia coli*, avec une agitation délicate sans pipetage. Après une incubation de 15 minutes sur la glace, les tubes sont ensuite incubés à 42°C pendant une minute. Ce choc thermique provoque des ouvertures dans la paroi des cellules bactériennes et facilite leurs transformations. Une incubation dans de la glace pendant 2 minutes stoppe cette réaction.

Les bactéries transformées sont incubées une heure de temps à 37°C et sous agitation dans 300 μ l de milieu de culture liquide le S.O.C. (2% Tryptone, 0.5% d'extrait de levure, 10 mM NaCl, 2.5 mM KCl, 10 mM MgCl₂, 10 mM MgSO₄ et 20 mM Glucose). Cette étape permet l'expression du gène de résistance aux antibiotiques, présent dans les vecteurs.

- Culture des bactéries :

La mise en culture des bactéries transformées *Escherichia coli*, nécessite la préparation d'un milieu de culture, coulé dans des boîtes de Pétri, le : LB- AMP (Luria Bertani), ce milieu est composé de:

- Un substrat lactose X-gal

-Un antibiotique (Ampicilline).

-Un indicateur IPTG (isopropyl β -D-1 thiogalactopyranoside) un métabolite du lactose qui active la transcription de l'opéron lactose .

L'ensemencement se fait à l'aide d'une anse en verre stérile à partir d'un aliquote de 50 μ l, 100 μ l et le reste du tube, sur le milieu de culture. Les boîtes de pétri sont incubées toute une nuit à 37 °C (Figure 21).

-Observation des colonies :

Seules les bactéries qui ont intégré le plasmide possédant le gène qui code la β lactamase, responsable de la résistance à l'antibiotique se développent sur ce milieu contenant de l'Ampicilline.

Les boîtes de Pétri sont d'abord laissées 10 minutes à la température ambiante avant d'être placées à 4°C pour bien faire apparaître les couleurs des colonies. Les colonies observées sont soit de couleur blanche pour les colonies positives ou de couleur bleue pour les colonies négatives.

Les colonies bleues sont dites négatives car constituées de bactéries capables de synthétiser la β galactosidase. Ces dernières catalysent l'hydrolyse du substrat X-gal et libèrent un produit bleuté. Ce qui signifie que ces bactéries ont intégré le plasmide, mais ce plasmide n'est pas un plasmide recombiné (ne contient pas le fragment d'ADN à séquencer).

Les colonies blanches sont constituées de bactéries qui ne synthétisent pas la β galactosidase. Ils ne peuvent hydrolyser X-gal. Ces bactéries contiennent les plasmides ayant intégré un ADN exogène, car la présence de l'insert (ADN à séquencer) est responsable de l'absence d'expression du gène qui code la β galactosidase.

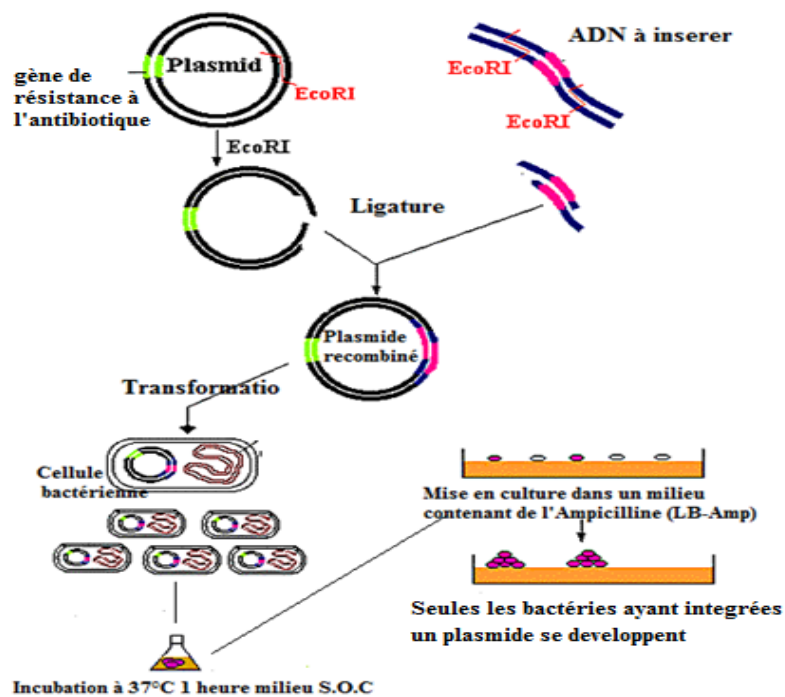


Figure 21. Schéma du dispositif de la technique de clonage à l'aide d'un Kit de clonage «bactéries chimio compétentes *Escherichia coli* : Top-10-celle.

-Repiquage des colonies positives (blanches):

Le repiquage se fait à partir des colonies blanches (positives) sur des boîtes de Pétri contenant du milieu de culture, préalablement quadrillées et numérotées. Chaque colonie est repiquée dans un carré, à l'aide de cure-dent préalablement stérilisés. Les colonies sont prélevées et légèrement introduites dans le milieu de culture avec un petit mouvement rotatif pour bien déposer les bactéries. Les boîtes sont incubées pendant 24 heures à 37 °C.

4.2.6-PCR screening pour le control de la présence de l'insert :

Afin de contrôler la présence d'un insert dans le vecteur de clonage, une PCR a été réalisée pour toutes les colonies en utilisant un couple d'amorce T3 et T7.

-Préparation de la technique :

Une partie des colonies positives est prélevée grâce à une anse en verre stérile. Les colonies sont ensuite ressuspendues par dissolution dans 300 µl d'eau ultra pure stérile dans des tubes eppendorf de 1.5 ml.

Un choc thermique est appliqué aux bactéries dans les tubes plongés dans un bain marie à environ 250°C pendant 5 minutes, fermés avec des clips pour éviter que les tubes ne s'ouvrent dans le bain marie. Les tubes sont ensuite conservés dans la glace.

Les tubes ont été centrifugés 1 minute à 11000xg cela permet de précipiter les constituants cellulaires des bactéries, et récupérer les plasmides dans le surnageant.

Le surnageant de chaque tube est prélevé à raison de 5 µl au quel nous ajoutons 15µl de master mix. Pour une trentaine d'échantillons 600 µl du master mix est préparé (30 µl de primer T3, 30 µl de primer T7, 30 µl dNTP, 6 U Taq et 300µL H₂O).


La PCR Screening est lancée pour une durée de 2H30 suivie d'une électrophorèse. L'électrophorèse permet de visualiser et de s'assurer de la présence des fragments d'ADN à séquencer.





4.2.7- Purification des plasmides recombinés :



Sous une hotte à flux lumineuse, un milieu de culture liquide S.O.C, précédemment décrit, est préparé et coulé dans des tubes à raison de 5 ml de milieu liquide et 5µl d'antibiotique par tube. Avec une anse stérile, un tiers de chaque colonie est dilué dans le milieu liquide. Les tubes sont mis en incubation à 37°C avec agitation 24 heures.

La purification des plasmides est effectuée par le Kit Plasmide DNA Purification NucleoSpin. L'ADN des clones bactériens cultivés sur milieu liquide est extrait par la méthode alcaline, le principe repose sur le fait que l'ADN plasmidique, protégé par sa forme super enroulée, est plus résistante à la dénaturation par un pH alcalin que l'ADN génomique bactérien. Les bactéries vont être suspendues dans un tampon A1 puis elles vont libérer les plasmides dans un tampon alcalin à base SDS (sodium dodecyl sulfate). Un deuxième tampon a été ajouté pour la lyse des bactéries et un troisième tampon neutralise la lyse et crée des conditions optimales pour l'accrochage de l'ADN du plasmide sur une colonne et pouvoir ainsi éliminer par précipitation le SDS et les débris cellulaires par centrifugation. Les sels, métabolites, nucléases et les macromolécules cellulaires solubles ont été éliminés par l'étape de lavage par un tampon à base d'éthanol (Tableau 5).

Tableau 5. Purification des plasmides avec un Kit plasmide DNA Purification NucleoSpin.

1. Précipitation des cellules bactériennes		<p>5 min 300 × g</p>	<p>Les colonies bactériennes sont suspendues dans le milieu liquide dans lequel elles étaient incubées 24 heures à 37°C.</p> <p>Un volume de 1.8 ml de chaque tube est prélevé dans des tubes eppendorf. Une centrifugation 300 × g 5 minutes, va entraîner la précipitation des cellules bactériennes. Le milieu de culture liquide (surnageant) est jeté et les tubes sont renversés sur un papier absorbant en tapotant légèrement pour une élimination au maximum du liquide.</p>
--	---	--------------------------	---

2. lyse des cellules		<p>250 µl de Tampon A1 + 250µl tampon A2</p> <p>Incuber à une température ambiante 5 min</p> <p>+ 300 µl tampon A3</p>	<p>Re-suspendre les cellules bactériennes par l'addition de 250µl de tampon A1 et homogénéiser le mélange par agitation au vortex.</p> <p>La lyse se fait par l'addition de 250µl de tampon A2 avec une agitation délicate en renversant le tube 6 à 8 fois. Addition de 300 µl de tampon A3 avec une agitation délicate de la même manière que le tampon A2.</p>
3. Clarification des lysats		<p>5 min 11000 × g</p>	<p>Les tubes sont mis à centrifuger 5 minutes à 11000 × g</p>
4. Accrochage de l'ADN sur la membrane en silice		<p>1 min (11000 × g)</p>	<p>Le surnageant récupéré dans l'étape 3 est mis dans les colonnes du kit de purification qui sont mis au dessus de tube collecteur. Centrifugé pendant 1 minute à 11000 × g et le flux récolté dans les tubes collecteurs est jeté.</p>
5. Lavage de la membrane de silice		<p>500 µl Aw + 1min 11000 × g</p> <p>600 µl A4 + 1min 11000 × g</p>	<p>500 µl/ tube du tampon AW (préalablement chauffé à 50°C) sont ajoutés et les tubes centrifugés 1 minute à 11000 × g pour se débarrasser du flux dans les tubes collecteurs. 600 µl du tampon A4 et de l'éthanol sont ajoutés avant une centrifugation 1 minute à 11000 × g. le flux récolté dans les tubes collecteurs est jeté.</p>

6. Séchage de la membrane de silice		<p>2 min 11000 × g</p>	<p>Une centrifugation à 11000 × g pendant 2 minutes permet d'éliminer complètement l'éthanol résiduel des tampons qui pourrait inhiber les réactions enzymatiques.</p>
7. Éluer l'ADN		<p>50 µl AE Incubation 1 minute température ambiante + 1 min 11,000 × g</p>	<p>L'élution de l'ADN se fait en transférant les colonnes sur de nouveaux tubes collecteurs, mettre sur la membrane des colonnes 50µl du tampon AE incubé 1 minute à température ambiante et centrifuger 1 minute à 11,000 × g. Le flux collecté contient l'ADN purifié.</p>

-Contrôle de l'ADN du plasmide :

L'ADN du plasmide qui a intégré l'ADN d'intérêt a été vérifié par la migration sur gel d'agarose à (1 %).

4.2.8-Séquençage :

La préparation des échantillons pour le séquençage nécessite la quantification de l'ADN par spectrophotométrie pour s'assurer d'avoir la quantité adéquate pour le séquençage. Pour réaliser la spectrophotométrie on réalise des dilutions de 1/50 à partir de l'ADN purifié. La spectrophotométrie se fait avec une cuvette en quartz noir à une longueur d'onde de 260-280 nm. Les échantillons préparés avec les quantités suffisantes nécessitent une dernière étape de préparation avant d'être envoyés pour le séquençage. Un primer T3 en plus de 4µl d'eau ultra pure sont ajoutés dans chaque tube. Un programme de dénaturation initiale à 65°C est lancé dans le thermocycleur avec le couvercle ouvert pendant environ 1 heure, jusqu'au séchage complet des échantillons.

Le séquençage a été réalisé par la société BMR Genomic srl-Italie. Les séquences obtenues ont été analysées par comparaison avec les séquences connues dans les bases de données du

Centre National de l'Information de la Biotechnologie (NCBI) sur le site : <http://www.ncbi.nlm.nih.gov>) et MaarjAM database (<https://maarjam.botany.ut.ee/>) afin de comparer les séquences homologues.

CHAPITRE III : RÉSULTATS ET DISCUSSIONS

1. Mycorhizes et tolérance au stress hydrique chez la pastèque:

Cette étude visait à tester les champignons MA comme une alternative pour gérer le déficit en eau et améliorer la tolérance à la sécheresse des plants de pastèque. L'expérimentation consistait à soumettre des plants mycorhizés et non mycorhizés de pastèque, sous serre, à des gradients de régime d'arrosage de 100%, 50%, 25% et 5% de la capacité au champ du sol. Des paramètres de colonisation mycorhizienne du système racinaire et la dépendance mycorhizienne ont été estimés ainsi que des paramètres de croissance en biomasse fraîche et sèche, perte de croissance, hauteur des tiges, nombre de fleurs et de feuilles, rapport racine/tige ont été mesurés et la teneur en eau déterminée.

1.1-La colonisation et dépendance mycorhizienne :

Le stress hydrique a significativement diminué la fréquence mycorhizienne (F%) dans les racines inoculées des plants de pastèque. Cette baisse de fréquence était proportionnelle à la disponibilité de l'eau, passant d'une fréquence de 46.67% à une irrigation normale de 100%CC à 36.33% et 33.33% à une irrigation réduite de respectivement 50% et 25%, jusqu'à atteindre 23.33% au stress hydrique sévère de 5% CC.

La plus importante dépendance mycorhizienne a été enregistrée au stress 5%CC suivie par les plants stressés à 50% CC et 25%CC avec des dépendances mycorhiziennes de respectivement: 48.38%, 35.54% et 27.29%. Le taux le plus bas était enregistré pour les plants irrigués à 100%CC avec 6.39% de dépendance mycorhizienne.

Une régression linéaire entre la fréquence et la dépendance mycorhizienne (%), selon les différents niveaux d'irrigation appliqués, a démontré l'influence du stress hydrique sur ces paramètres. À une irrigation optimale 100%CC, les racines étaient relativement bien mycorhizées. Cependant, leur dépendance à cette colonisation était basse. À des irrigations plus restreintes, plus la disponibilité en eau diminue plus la fréquence baisse et plus la dépendance aux mycorhizes augmente jusqu'au stress sévère de 5%CC où la dépendance mycorhizienne était la plus importante (Figure 22).

Le stress hydrique induit un ralentissement et une chute significative des paramètres de colonisation mycorhizienne, jusqu'à 50% lorsque l'irrigation est limitée à 5%CC. Ce résultat est

cohérent avec les résultats obtenus avec l'agrume tangerine (Wu *et al.*, 2007), robinier faux acacia (Yang *et al.*, 2014) et le soja (Pavithra et Yapa, 2018).

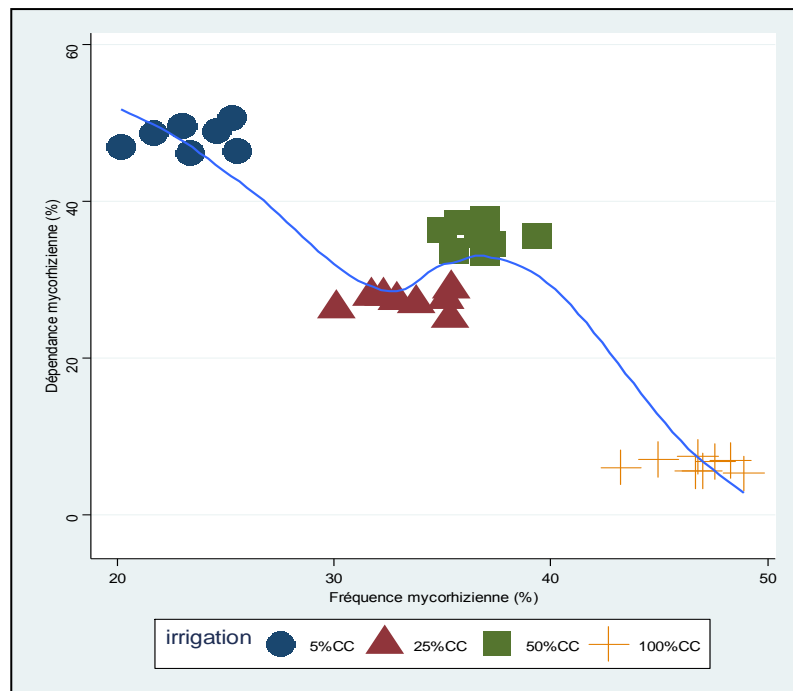


Figure 22. Effet des différents niveaux de stress hydrique (5%CC, 25%CC, 50%CC et 100%CC) sur la relation entre la fréquence et la dépendance mycorhizienne.

La réduction des paramètres de colonisation des champignons MA dans des conditions de stress hydrique peut s'expliquer par les changements physiologiques de la plante hôte (Juniper et Abbott, 1993). L'énergie utilisée pour le développement et la ramification des hyphes fongiques provient de la photosynthèse. Ainsi, le stress hydrique induit dans les racines, la synthèse de l'acide abscissique, responsable de la fermeture des stomates et la réduction du rendement de la photosynthèse. Cela se traduit par une diminution du taux de mycorhization, par manque des composés carbonés issus de la photosynthèse (Adib *et al.*, 2015). De plus, les diminutions significatives de la colonisation des champignons MA dans les racines à différents niveaux de déficit en eau, peuvent probablement être causées par un stress dû à la sécheresse qui a inhibé la germination des spores et la croissance des hyphes (Huang *et al.*, 2011 ; Gong *et al.*, 2013). Cependant, les champignons MA sont restés capables d'améliorer la croissance des semis de pastèque, même en cas de stress hydrique important.

Les mêmes résultats ont été obtenus par (Fakhech et *al.*, 2019) sur *Retama monosperma* et *Acacia gummifera*.

Il est bien évident qu'il y a une relation entre la dépendance mycorhizienne et la tolérance à la sécheresse. Cette corrélation suggère que dans des conditions de stress hydrique, la pastèque devient plus dépendante de la symbiose MA, même si les arrosages limités réduisent leur fréquence dans les racines. Le même résultat a été observé par Boyer et *al.*, (2015) sur des fraisières et la rose de Damas (Abdel-salam et *al.*, 2018).

1.2-Croissance des plants de pastèque :

1.2.1- Corrélation des paramètres de croissance avec le stress hydrique et mycorhization:

La biomasse fraîche et sèche aérienne, la longueur de la tige, le nombre de feuilles/plant et la teneur en eau sont positivement corrélés au taux de la colonisation mycorhizienne, indiquant l'effet positif de la mycorhization sur ces paramètres. La corrélation négative observée avec le nombre de fleurs/plant s'explique par l'absence de floraison à partir du stress hydrique de 25%CC. Les paramètres de croissance sont positivement corrélés avec l'irrigation, ce qui indique la dépendance de la croissance des plants de pastèque à l'irrigation et reflète l'effet négatif que peut avoir un stress hydrique sur le développement des plants. (Figure 23). Ces résultats s'accordent avec ceux trouvés par Sochacki et *al.* (2013), qui avaient constaté la corrélation entre la colonisation aux CMA et la performance des morphotypes de *Piriqueta* en période de sécheresse.

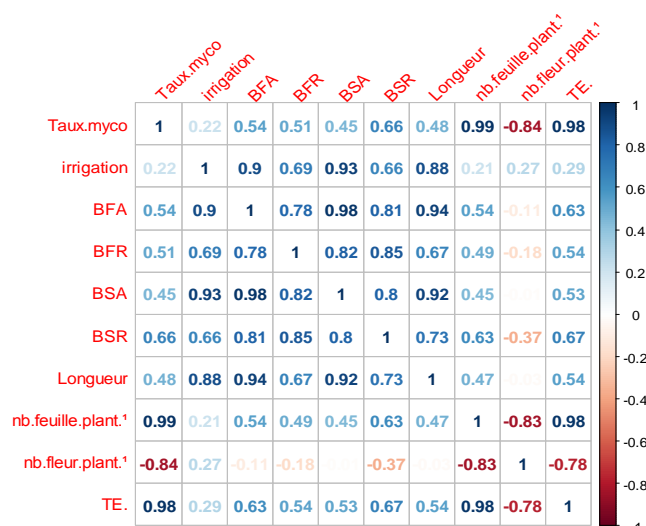


Figure 23. Corrélations entre les paramètres de croissance : BFA (Biomasse fraîche aérienne(g)), BFR (Biomasse fraîche racinaire (g)), BSA (Biomasse sèche aérienne (g)), BSR (Biomasse sèche racinaire (g)), L (longueur de tige (cm)), nb feuille.plant⁻¹ (nombre de feuilles/plant), nb Fleur. plant⁻¹ (nombre de fleurs/plant), TE (Teneur en eau) et les facteurs mycorhization et stress hydrique.

1.2.2- Biomasse fraîche et sèche :

Le stress hydrique réduit significativement les paramètres de croissance. Néanmoins, indépendamment du niveau du stress imposé, les champignons MA avaient augmenté significativement la biomasse fraîche et sèche des plants de pastèque, la longueur des parties aériennes ainsi que le nombre de feuilles, de fleurs par plants et la teneur en eau qui étaient plus importants en comparaison avec les plants non mycorhizés. L'interaction "stress hydrique x inoculation" était significative pour la biomasse sèche, le nombre de feuilles et de fleurs/plant ainsi que le ratio biomasse racinaire sèche/biomasse aérienne sèche (Tableau 6).

1.2.3- Perte de croissance des biomasses aériennes et racinaires :

Indépendamment de la contrainte hydrique appliquée, la perte de croissance enregistrée était plus importante pour les plants non mycorhizés (-104.56%) que les plants mycorhizés (-40.42%). Concernant les plants sévèrement stressés à 5%CC, la perte était de (-338.25%) pour les plants non mycorrhizés et (-144.30%) pour les plants mycorrhizés (Photo 2).

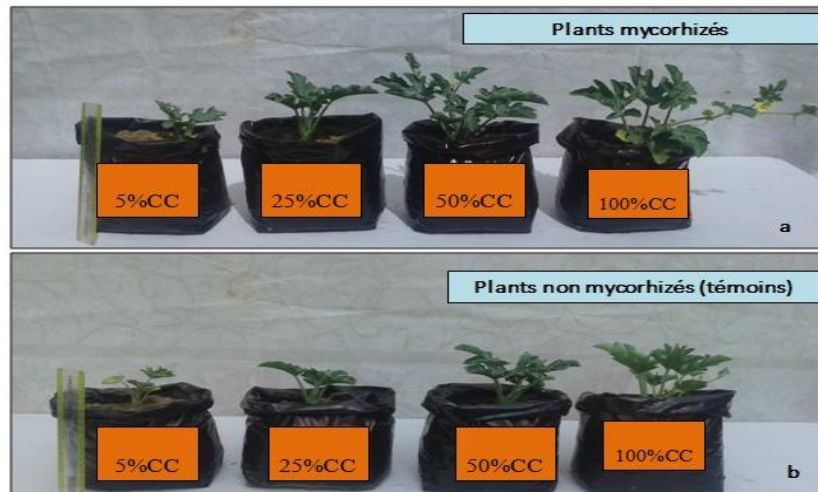


Photo 2. Plants mycorrhizés (M) et non-mycorrhizés (NM) à divers niveaux de stress hydrique (5% CC, 25% CC, 50% CC et 100% CC). Photo prise par HAMZA Nabila (01/06/2016).

L'irrigation optimale à 100%CC, a donné la biomasse aérienne et racinaire la plus élevée. Cependant, aucune différence significative n'a été enregistrée à ce niveau d'irrigation entre les plants mycorrhizés et non mycorrhizés.

Les plants non mycorrhizés et sévèrement stressés (5%CC) ont donné les rendements les plus bas en biomasse aérienne fraîche ($4.51\text{g} \pm 0.50\text{g}$) et sèche ($0.66 \pm 0.06\text{g}$). D'autre part, les plants mycorrhizés soumis au même niveau de stress hydrique (5%CC) ont donné une biomasse aérienne fraîche et sèche de respectivement de ($7.53\text{g} \pm 0.74\text{g}$) et ($1.26 \pm 0.13\text{g}$). Des résultats significativement similaires, soit ($7.36 \pm 0.61\text{g}$) en biomasse fraîche et ($1.42 \pm 0.12\text{g}$) en biomasse sèche ont été obtenues pour à un arrosage (50% CC) pour les plantes non mycorrhizés. Cependant, des valeurs plus faibles, soit ($5.56 \pm 0.54\text{g}$) en biomasse fraîche et ($1.15 \pm 0.04\text{g}$) pour la biomasse sèche ont été obtenus avec les plants non mycorrhizés irrigués à 25%CC.

Les biomasses racinaires fraîches des plants mycorrhizés soumis au stress hydrique 50% CC et 25% CC étaient respectivement de ($2.40 \pm 0.31\text{g}$) et ($2.22 \pm 0.22\text{g}$). Ces biomasses racinaires étaient significativement similaires à ceux obtenus avec les plants non mycorrhizés et normalement irrigués à 100% CC ($2.40 \pm 0.28\text{g}$). Les plants mycorrhizés cultivés à 50% CC et 25% CC ont donné respectivement ($0.23 \pm 0.04\text{g}$) et ($0.23 \pm 0.03\text{g}$) de biomasses racinaires sèches, statistiquement similaires aux plants non mycorrhizés irrigués à 100% CC. La mycorhization a permis aux plants sévèrement stressés à 5%CC d'atteindre une biomasse

racinaire fraîche ($1.59 \pm 0.24\text{g}$) et sèche ($0.16\text{g} \pm 0.04$), plus importante que ceux donnés par les plants non mycorhizés et mieux irrigués à 25%CC avec ($1,56 \pm 0,25$) et ($0,09 \pm 0,01$) et égale à ceux obtenus avec une irrigation de 50%CC chez les plants non mycorhizés avec ($1.87 \pm 0.21 \text{ g}$) et ($0.13 \pm 0.02 \text{ g}$). Les plants non-mycorhizés traités avec 5% CC, 25% CC et 50% CC n'avaient pas donné les mêmes performances (Figure 24).

Tableau 6. Biomasse sèche (BS), nombre(Nb) de feuilles/plant, nombre (Nb)de fleurs/plant, Ratio de biomasse sèche racinaire sur la biomasse sèche aérienne (BSR/BSA) des plants de pastèque mycorhizés ou non et soumis à divers niveaux de stress hydrique (5%CC, 25%CC, 50%CC et 100%CC).

Paramètres de croissance	irrigation				Signification	Inoculation			interaction stress hydrique inoculation
	5%CC	25%CC	50%CC	100%CC		I	NI	Signification	
BS (g plant ⁻¹)	1.07 A	1,49 B	1,99 C	3,30 D	***	2,25 A	1,68 B	***	***
Nb feuilles/plant ⁻¹	5,62 A	6,37 A	7,94 B	9,25 C	***	8,09 A	6,50 B	***	**
Nb fleurs/plant ⁻¹	0,00 A	0,00 A	0,31 A	1,18 B	***	0,60 A	0,16 B	*	***
BSR/BSA	0,11 B	0,11 B	0,10 AB	0,08 A	**	0,11 A	0,08 B	***	***

Les moyennes suivies par des lettres différentes sont significativement différentes. * P <0.05, ** p <0.01, *** p <0.001.

La comparaison des paramètres mesurés entre les plants de pastèque mycorhizés et non mycorhizés a permis la mise en évidence de la capacité des champignons MA à atténuer les effets négatifs du stress hydrique, même lorsque ce stress augmentait, comme cela a été observé dans le cas des cacahuètes de montagne (Tian et al., 2013), cyprès (Zarik et al., 2016) et le soja (Pavithra et Yapa, 2018). En outre, l'inoculation avec les champignons MA des plants soumis à une irrigation très réduite, améliore la croissance des plants à des valeurs égales ou supérieures à celles des plants non mycorhizés, modérément stressés ou arrosés de manière optimale, comme observé chez la laitue (Baslam et Goicoechea, 2012) et la fraise (Boyer et al., 2015). La croissance améliorée des plants mycorhizés est souvent liée à l'amélioration de l'acquisition du phosphore et d'autres nutriments (N, K, Ca et Mg) (Auge, 2001). Les champignons MA peuvent fournir aux plantes hôtes des canaux de transport supplémentaires pour améliorer l'absorption d'eau limitée et des éléments nutritifs du sol, par le biais des hyphes externes (Gong et al., 2013; Yang Y. et al., 2014). La colonisation par les CMA peut, sous différents niveaux de stress dû à la sécheresse, améliorer les relations plantes-eau et le statut photosynthétique (Abdel-salem et al., 2018). La photosynthèse qui est l'un des

processus physico-chimiques les plus importants directement liés à la production de biomasse végétale, cependant, très sensible au stress dû à la sécheresse (Yang et al., 2014).

1.2.4-Longueur de tige et nombre de fleurs et de feuilles :

La longueur moyenne des tiges des plants mycorhizés était supérieurs (16.43 cm.plant⁻¹) aux plants non mycorhizés (13.82 cm.plant⁻¹), soit un gain de 18.88% et ceux quelque soit le stress hydrique imposé.

A une irrigation de 100%CC et 50% CC, le nombre de feuilles/plant des plants mycorhizés était respectivement (10.75 ± 0.70) et (8.75 ± 0.88). Ces valeurs étaient significativement supérieures par rapport à ceux des plants non mycorhizés, qui étaient de (7.75 ± 0.88) pour les plants irrigués à 100% CC et (7.12 ± 0.99) pour les plants irrigués à 50% CC. Aux niveaux d'irrigations 25% CC et 5% CC, aucune différence significative n'a été relevée dans le nombre de feuilles/plant entre les plants mycorhizés et non mycorhizés. La floraison était significativement améliorée uniquement pour les plants mycorhizés et normalement irrigués à 100%CC. Aucune floraison n'a été enregistré à partir du stress hydrique 25%CC que les plants soit mycorhizés ou non.

Le manque d'eau provoque un retard d'élongation de la tige et la formation des feuilles et des fleurs. Néanmoins, la mycorhization a amélioré la tolérance des plants de pastèque au déficit en eau avec une nette amélioration de ces paramètres. Des résultats comparables ont été observés chez des palmiers mycorhizés présentant une formation foliaire importante, variable selon le régime hydrique (Meddich et al., 2015) et une augmentation de l'élongation des parties aériennes par rapport aux plants non mycorhizés. Une amélioration de la hauteur des plants mycorhizés de *Lycium barbarum* soumis à un déficit en eau a été observée par Hu et al. (2017). Abdel-salem et al. (2018) ont noté sous stress hydrique, une augmentation du nombre de fleurs de Damas inoculées par rapport aux fleurs non inoculées.

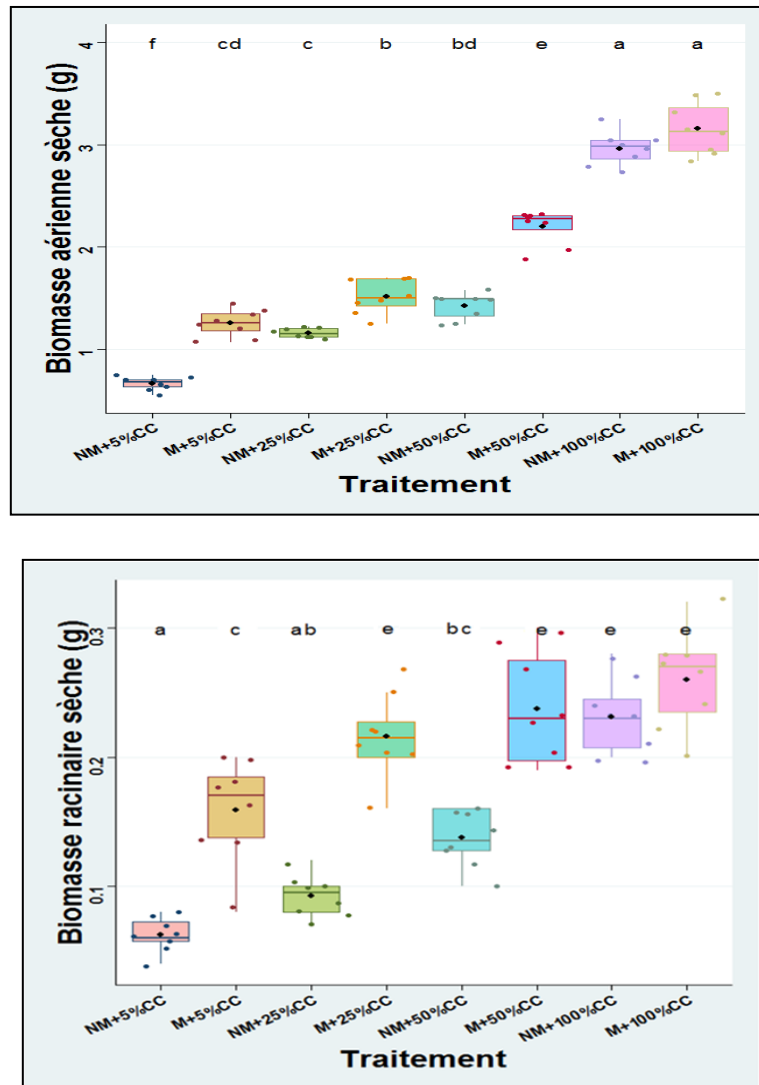


Figure 24. Biomasse aérienne et racinaire sèche des plants mycorhizés (M) et non-mycorrhizés (NM) à divers niveaux de stress hydrique (5% CC, 25% CC, 50% CC et 100% CC). Les moyennes suivies par des lettres différentes sont significativement différentes au seuil de 5%.

1.2.4- Ratio racine tige :

Le rapport entre la biomasse racinaire et aérienne était influencé par les conditions hydriques. Ce rapport augmentait lorsque la disponibilité en eau baissait. Toutefois, le ratio racine/tige des plants mycorhizés ($0,11 \pm 0,03$) était significativement plus important à celui des plants non mycorhizés ($0,08 \pm 0,02$).

Ce rapport racine / tige donne une idée de l'état du stress de la plante et de la disponibilité des ressources hydriques (Harris, 1992). Les racines sont directement affectées par les conditions du sol où le manque d'eau et / ou de nutriments qui entraînent un plus grand

rapport racines / tiges (Munns et *al.*, 2010). La mycorhization a favorisé la croissance de la biomasse racinaire par rapport à la biomasse des tiges, ceci est confirmé par les valeurs du rapport des parties racinaires sur les parties aériennes qui ont augmenté avec l'augmentation du stress hydrique, bien que cette augmentation ne soit pas significative dans la présente étude. D'après Mo et *al.* (2016), les champignons AM semblent jouer un rôle dans l'allocation de la biomasse à la croissance des racines par rapport à la croissance des parties aériennes de la pastèque. Il a été suggéré que l'augmentation du flux des photo-assimilés aux racines conduit à un développement plus important du système racinaire par rapport à la partie aérienne du plant (Toscano et *al.*, 2014) et pourrait permettre une augmentation du volume de sol exploré.

1.3-Teneur en eau :

En ce qui concerne la teneur en eau exprimée en g d'eau/g de matière sèche, les plants mycorhizés ont une moyenne de teneur en eau de (10.94 ± 3.47) , significativement plus importante que les teneurs enregistrées chez les plants non mycorhizés avec (7.94 ± 2.45) . Ce qui signifie que les champignons AM ont augmenté l'absorption de l'eau. La colonisation par les CMA augmente non seulement l'absorption d'eau, mais également aide la plante à utiliser plus efficacement l'eau disponible (Kaya et *al.*, 2003; Omirou et *al.*, 2013). Les champignons MA ont amélioré les paramètres d'eau des plants mycorhizés par rapport aux plants non mycorhizés, quel que soit le régime hydrique appliqué. L'amélioration de l'état hydrologique résultant de la formation d'une symbiose mycorhizienne peut aider les plantes hôtes à maintenir leurs fonctions physiologiques normales en période de sécheresse (Mo et *al.*, 2016).

2. Mycorhizes et tolérance au stress salin chez la pastèque :

Dans cette étude la réponse des plants de pastèque inoculés et non inoculés aux CMA à une application de stress salin (NaCl) aux concentrations de 0mM, 50mM, 100mM, 150mM et 200mM a été testée. La pastèque est connue pour être une culture modérément sensible à la salinité et la toxicité au NaCl se manifestent particulièrement sur les paramètres de croissance. Les plants de pastèque ont toléré le stress salin jusqu'à 100mM, au delà de cette concentration, les doses deviennent létales à 150mM et 200mM, causant la mort des plants au bout du 15^{ème} jour. Seuls les plants soumis aux traitements de 0mM, 50mM et 100mM ont survécu.

2.1-Taux de mycorhization et dépendance mycorhizienne :

Le stress salin a diminué considérablement la colonisation mycorhizienne. En l'absence de stress salin (0mM), la fréquence mycorhizienne enregistrée était de 44,34%. L'application de NaCl a fait diminuer ce taux de (-28.59%) à la concentration de 50mM et (-48.89%) à 100mM de NaCl.

Des résultats similaires de diminution de la colonisation racinaire sous stress salin ont été constatés chez l'arachide (Al-Khaliel, 2010), la tomate (Hajiboland et *al.*, 2010) et le palmier dattier (Ait-El-Mokhtar et *al.*, 2019). La diminution de la colonisation sous stress pourrait être liée à l'inhibition de la germination des spores et la croissance des hyphes dans le sol (Juniper et Abbott, 2006).

La dépendance mycorhizienne était corrélée avec le taux de NaCl. Plus le stress augmentait plus la dépendance mycorhizienne augmentait. Ainsi, les plants traités à trois niveaux de stress salin ont donné des valeurs de dépendances mycorhiziennes de (21.69 %) à 0mM, (28.96 %) à 50mM et (32.64%) à 100 mM. Giri (2017) avait constaté également, que la dépendance de *Gliricidia sepium* aux CMA augmentait avec l'augmentation des niveaux de salinité. Les mêmes constatations ont été relevées par Tian et *al.* (2004) sur une culture de coton. Tavares et *al.* (2012) ont également constaté que l'intensification des conditions du stress salin causait un accroissement de la dépendance mycorhizien des plants de muguet.

La régression linéaire entre la fréquence et la dépendance mycorhizienne (%), selon les différents niveaux de stress salin, a démontré que plus les concentrations en NaCl augmentaient plus la fréquence mycorhizienne baissait et plus la dépendance des plants de pastèques aux mycorhizes augmentait. (Figure 25). Diagne et *al.* (2008) avait conclu qu'il n'est pas nécessaire que le niveau de colonisation par les CMA soit très élevé pour être bénéfique à la plante.

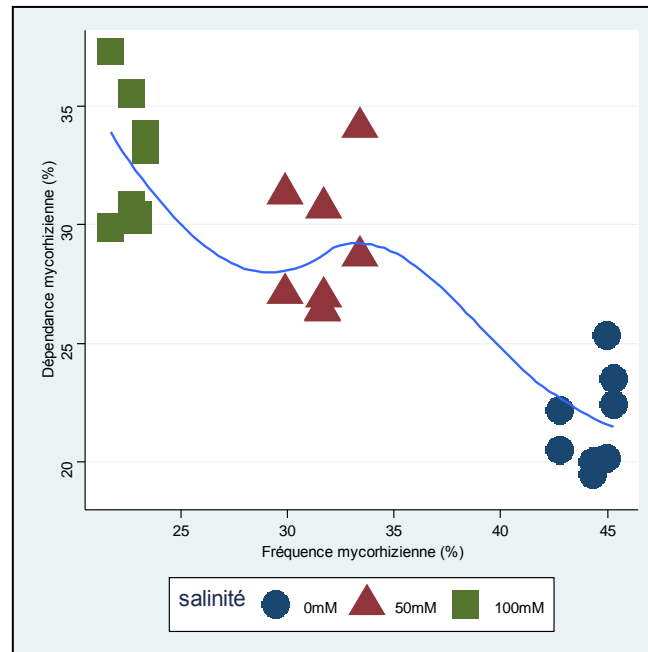


Figure 25. Effet des différents niveaux de stress salin (0mM, 50mM et 100mM) sur la relation entre la fréquence et la dépendance mycorhizienne.

2.2- Paramètres de croissance des plants de pastèque :

2.2.1- Corrélation des paramètres de croissance avec le stress salin et la mycorhization :

Les paramètres de croissance, longueur de tige, biomasse fraîche et sèche aérienne et racinaire, nombre de fleurs/plant et nombre de feuilles/plant étaient positivement corrélés aux taux de la fréquence mycorhizienne. Ce qui indique que l'amélioration des paramètres de croissance est attribuée à l'inoculation mycorhizienne des plants. Jangde (2013) a rapporté qu'une augmentation significative de paramètres de croissance du riz a été observée lorsqu'il est en association avec les CMA. Destinoble (2017) avait fait la même constatation sur l'augmentation de la biomasse des plants de poireaux mycorhizés. Toutefois, une corrélation négative de la teneur en eau, a été constatée. Cette corrélation négative s'explique par le fait que sous stress salin, la plante réagit par la diminution de l'absorption de l'eau et des nutriments pour limiter l'effet toxique de ce stress. Une corrélation négative est observée entre les paramètres de croissance et le paramètre de salinité qui a eu une action délétère sur les paramètres de croissance (Figure 26).

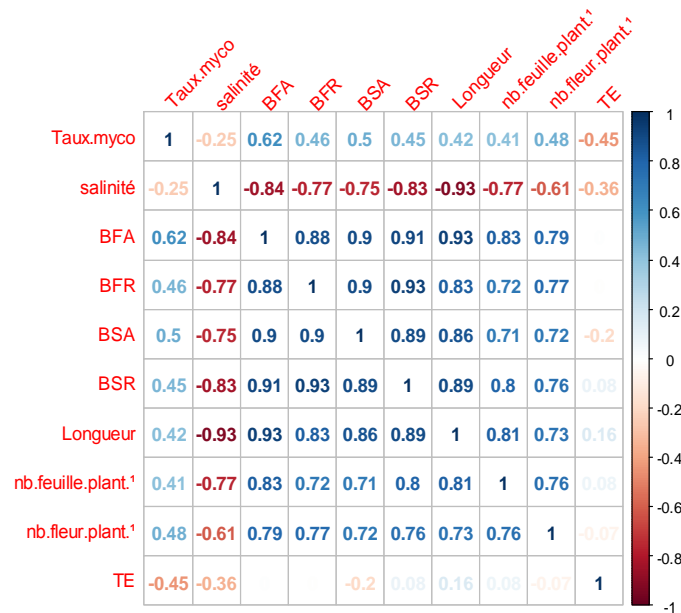


Figure 26. Corrélation entre les paramètres de croissance : BFA (Biomasse fraîche aérienne(g)), BFR (Biomasse fraîche racinaire (g)), BSA (Biomasse sèche aérienne (g)), BSR (Biomasse sèche racinaire (g)), L (longueur de tige (cm)), nb feuille.plant⁻¹ (nombre de feuilles/plant), nb Fleur. plant⁻¹ (nombre de fleurs/plant), TE (Teneur en eau) et les facteurs mycorhization et stress salin.

2.2.2- Biomasse fraîche et sèche :

L'inoculation mycorhizienne des plants de pastèque a eu un effet significativement positif sur les biomasses aériennes fraîches des plants non traités au NaCl (0mM) avec une moyenne de (16,39±1,21) par rapport aux plants non mycorhizés qui ont enregistré une moyenne de biomasse aérienne fraîche de (10,83±0,97). L'effet significatif des mycorhizes sur la biomasse aérienne fraîche a aussi été relevé pour les plants stressés au sel à 50 mM avec une biomasse aérienne fraîche de (9,34±0,88), pour les plants non mycorhizés cette biomasse était moins importante avec (6,12±0,88). À 100mM la mycorhization n'a pas eu d'impact significatif sur la biomasse aérienne fraîche (Figure 27).

En l'absence de traitement salin (0mM), une amélioration de la biomasse fraîche racinaire sous l'effet des mycorhizes a été observée pour les plants mycorhizés avec (2,46±0,70) par rapport à la biomasse fraîche racinaire des plants témoins avec (1,82±0,37). L'apport de NaCl a nuit significativement à la croissance racinaire, à 50 et 100 mM et bien que les mycorhizes ont amélioré la biomasse fraîche racinaire des plants mycorhizés par rapport aux plants témoins, cette amélioration n'était pas significative (Figure 28).

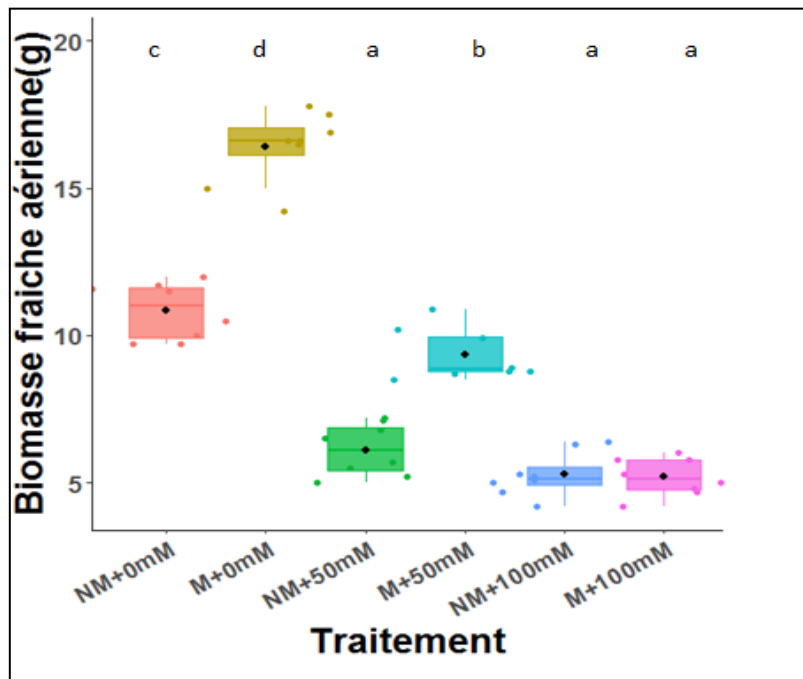


Figure 27. Biomasse aérienne fraîche des plants mycorhizés (M) et non-mycorhizés (NM) à divers niveaux de stress salin (0mM, 50mM et 100mM). Les moyennes suivies par des lettres différentes sont significativement différentes au seuil de 5%.

Les biomasses aériennes et racinaires sèches ont été significativement améliorées par la mycorhization en l'absence de sel, qui étaient de respectivement $(2,52 \pm 0,31)$ et $(0,18 \pm 0,06)$. Le traitement au NaCl à 50 et 100 mM a significativement diminué les biomasses sèches et ceux même avec l'application de mycorhizes. L'apport de mycorhizes sur les plants de pastèque semble ne plus avoir d'effet à un certain niveau de stress. Soleimanian et *al.* (2016) avaient constaté le ralentissement de la croissance des plants de pistaches exposés à la salinité. Toutefois, les plants inoculés avaient montré une croissance plus importante et une biomasse plus élevée que les plants témoins. Bien que, Da Silveira Lúcio et *al.* (2013) avait observé qu'aux niveaux les plus élevés de salinité appliqués sur une culture de melon, le stress osmotique et la toxicité ionique sont devenus plus limitant que la rareté des nutriments dans le sol.

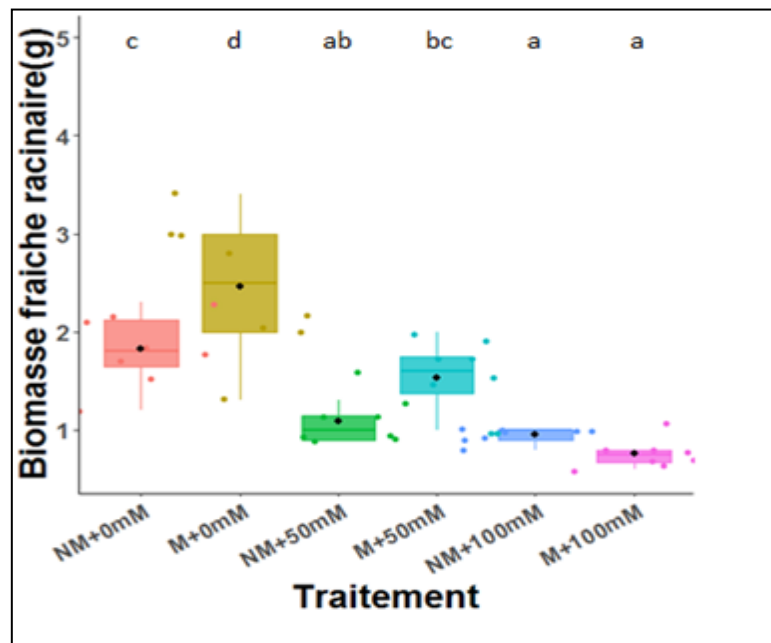


Figure 28. Biomasse racinaire fraîche des plants mycorhizés (M) et non-mycorhizés (NM) à divers niveaux de stress salin (0mM, 50mM et 100mM). Les moyennes suivies par des lettres différentes sont significativement différentes au seuil de 5%.

Les champignons MA sont omniprésents dans les sols y compris dans un environnement salin (Giri et *al.*, 2003; Yamato et *al.*, 2008; Estrada et *al.*, 2013). Étant tolérant au stress salin ces champignons peuvent offrir de multiples avantages à leurs hôtes dans des conditions salines. Grâce à leur réseau d'hyphe les mycorhizes améliorent l'absorption du phosphore qui sous contrainte saline précipite avec les ions de calcium et devient inaccessible et augmentent aussi considérablement l'assimilation de l'azote par la plante hôte (Evelin et *al.*, 2009). La colonisation mycorhizienne peut protéger les racines de l'hôte contre l'absorption des niveaux toxiques des ions de sodium (Na^+) et de chlore (Cl^-) (Ruiz Lozano et *al.*, 2012) en améliorant l'absorption de potassium (K) (Abbaspour et *al.*, 2012). Le potassium (K) étant un compétiteur du sodium (Na), les plantes mycorhizées maintiennent un rapport K/Na plus élevé, prévenant la perturbation des processus enzymatiques cellulaires et l'inhibition de la synthèse des protéines. Le maintien d'un rapport K/Na plus élevé est un élément clé de la tolérance des plantes au sel (Wu et Zou, 2009).

2.4-Amélioration de la tolérance au stress salin par diminution de perte de croissance:

L'addition de NaCl à diverses concentrations a eu un effet néfaste sur la croissance. Néanmoins, la mycorhization a amélioré la tolérance des plants au stress salin en diminuant cette perte. À la concentration de 50mM et 100mM de NaCl, les plants mycorhizés ont enregistré une perte de biomasse de respectivement (-54.65 %) et (-59.15 %) et les plants témoins ont enregistré une perte de respectivement (-60.29%) et (-63.60). La mycorhization a donc pallié à la perte en croissance causée par le stress salin (Photo 3).

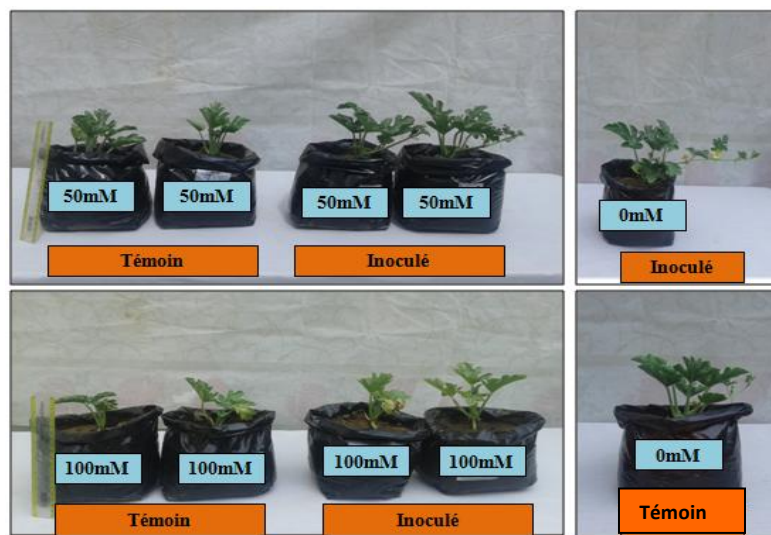


Photo 3. Plants mycorrhizés (M) et non-mycorrhizés (NM) à divers niveaux de stress salin (0mM, 50mM et 100mM). Photo prise par HAMZA Nabila (01/06/2016)

2.2.3-Nombre de fleurs et de feuilles et longueur de tige:

La mycorhization a eu un effet significative sur le nombre de feuilles et de fleurs et ce quelque soit le stress salin appliqué. En absence de NaCl, la mycorhization a eu un effet significatif sur le nombre de feuilles formés avec (+43.33%) et le nombre de fleurs formées avec (+180 %). Les premières constatations sur la floraison est une baisse importante au stress salin 50mM du nombre de fleurs formées. Toutefois les plants mycorhizés ont donné (+50%) de fleurs que les plants témoins. A 100mM une absence totale de floraison a été constaté chez les plants mycorhizés et témoins. La formation de feuilles a été considérablement impactée par le stress salin qui s'est traduit par un jaunissement des feuilles et un flétrissement et plus le stress augmentait plus la formation de feuilles diminuait,

mais les plants mycorhizés avaient un nombre de feuilles plus important que les plants témoins aussi bien à 50mM qu'à 100mM. Des résultats similaires avaient été constatés par Khalloufi, (2018) sur des plants de tomate soumis au stress salin qui avaient diminué le nombre de feuilles mais la mycorhization avait remédié à cet impact. Balkaya et *al.* (2016) avaient signalé un jaunissement des bords des feuilles du porte-greffe des Cucurbitacées avec un ralentissement de croissance, une chlorose des feuilles qui s'est étendu au système vasculaire et a évolué en nécrose. Asrar et *al.*, (2014) avait constaté que les feuilles des plants de kalanchoe non mycorhizés étaient plus sénescentes que celles des plants mycorhizés. Le stress salin altère la synthèse de la chlorophylle d'avantage chez les plants non-mycorhizés que chez les plants mycorhizés et le nombre de fleurs de plants mycorhizés était significativement plus élevé que celui des plants non mycorhizés à tous les niveaux de stress aux NaCl.

En l'absence de traitement salin (0mM) NaCl, la différence de croissance des plants dépendait principalement du traitement mycorhizien. Les plants inoculés avaient une croissance en longueur avec ($23,50 \pm 0,93$) significativement plus élevée que les plants non inoculés avec ($20,25 \pm 1,67$). Le traitement salin à 50 mM et 100 mM a induit une perte en croissance en longueur significative. La mycorhization a amorti la perte en longueur des plants mycorhizés par rapport aux plants témoins, bien que cet amortissement ne soit pas significatif. El Amir et *al.* (2013) avaient constaté l'effet bénéfique des CMA sur la longueur de tige des plants de blé et avaient conclu à la présence de l'influence du génotype à cet effet ainsi que le fait que les CMA isolées à partir d'un sol salin étaient plus efficace.

2.2.4- Le ratio MSR/MSA et la teneur en eau:

Le stress salin entraîne une absorption insuffisante d'eau, créant des conditions de stress hydrique. La plante s'adapte à cette baisse de disponibilité hydrique par une baisse du ratio racine/tige. Ce ratio a baissé au stress salin de 50mM et au traitement à 100mM reflétant une adaptation des plantes aux conditions de stress. La mycorhization n'a pas donné d'effet significatif sur ce ratio. Une étude sur l'influence de l'inoculation mycorhizienne sur la tolérance au stress salin de semi hybrides d'artichaut, a démontré que l'inoculation aux champignons mycorhiziens a stimulé la croissance des racines et des parties aériennes, mais a favorisé le développement des parties aériennes plus que les racines, conduisant à une

diminution significative du rapport racine / tiges de l'hôte des plants en condition de stress salin (Campanelli et *al.*,2012).

Les teneurs en eau des plants mycorhizés étaient inférieures par rapport aux plants témoins. Les teneurs en eau les plus basses ont été enregistrées pour les plants mycorhizés et stressés à 100mM avec $(3,10 \pm 0,15)$. Dans le cas d'un stress salin, le végétal fait face à l'absorption de sel dans les tissus qui menace le bon fonctionnement physiologique des cellules en abaissant le potentiel hydrique au niveau des racines au détriment de l'approvisionnement en eau. Cet abaissement à était d'avantage plus important chez les plants mycorhizés que les plants témoins. Ce fait a été bien établi chez le coton et le haricot par Hoffman et Phene (1971) et la *Jatropha curcas* L. où le stress salin a induit la diminution de la teneur en eau probablement par l'ajustement osmotique et la diminution de la transpiration (Leye et *al.*, 2012).

3. Réponse d'une culture de pastèque en plein champ à une inoculation aux champignons mycorhiziens à arbuscules combinée à une fertilisation chimique et organique raisonnée:

Dans une expérimentation antérieure sur une culture de pastèque en plein champ (Hamza, 2014), l'apport d'un inoculum mycorhizien a permis la réduction de fertilisant chimique NPK à 50% de la dose moyenne recommandée pour cette culture qui est de 60g/plant, tout en maintenant le même rendement que dans les parcelles ayant reçu 100% NPK. Les résultats obtenus ont servi à la mise en place d'une nouvelle expérimentation dont l'objectif est de tester la réduction du fertilisant chimique en dessous de la dose de 50% et l'addition d'un inoculum mycorhizien et d'un fertilisant organique. L'expérience lancée en plein champ sur une culture de pastèque consistait en l'application d'un inoculum mycorhizien combiné à trois niveaux de fertilisants chimiques NPK (0%, 25% et 50%) et/ou combiné à un fertilisant organique (MO) à raison de 50% (500g/plant) des doses habituellement utilisées par les agriculteurs. Des témoins sans apport d'inoculum ont été prévus.

3.1-Potentiel mycorhizogène et colonisation mycorhizienne :

Le calcul du nombre le plus probable de propagules apte à générer une mycorhization (MPN) a reflété un pouvoir mycorhizogène variable dans les parcelles avant et après application des différents traitements.

Le sol du site Chihani était assez riche en propagule avec 1220 propagules/Kg. A la fin de l'expérience ce nombre a marqué une augmentation plus au moins varié selon les traitements appliqués. Une augmentation maximale a été enregistrée, sur les parcelles inoculées, au traitement 0%NPK avec 2800 propagule/Kg et au traitement 50% NPK avec 2600 propagules/kg de sol. Pour le reste des traitements la variation en propagule/Kg était assez variable.

La richesse en propagule du sol de Chihani peut s'expliquer par le fait que le champ sur lequel l'expérimentation a été conduite n'avait pas été cultivé depuis quatre années et n'avait pas été traité aux fertilisants, permettant ainsi son enrichissement en propagules de CMA. L'introduction de plants inoculés a permis d'augmenter d'avantage le pouvoir mycorhizogène du sol. La fertilisation conventionnelle pratiquée sur plusieurs années peut réduire la diversité et la colonisation racinaire par les CMA (Lin et *al.*, 2012) et diminuer ainsi le pouvoir mycorhizogène des sols. Ren et *al.* (2019) avaient conclu que l'inoculation des plants de pastèque en pépinière a permis de maintenir des niveaux élevés de colonisation et d'améliorer la densité des spores de CMA dans le sol rhizosphérique une fois plantés dans la terre.

La colonisation mycorhizienne a été estimée chez les plants de pastèque soumis aux différents traitements. La colonisation mycorhizienne s'est produite chez tous les plants quelque soit le traitement appliqué. Néanmoins, la colonisation mycorhizienne a été significativement plus élevée chez les plants inoculés avec une moyenne de 50.01% par rapport aux plants non inoculés (43.02%). Le taux le plus élevé a été enregistré chez les plants inoculés n'ayant reçu aucun amendement chimique ou organique (0% NPK) et (0% MO) avec une fréquence mycorhizienne de 63.33%. Les colonisations les plus faibles ont été enregistrées chez les plants témoins ayant reçu la plus haute dose de fertilisant chimique (50% NPK) utilisée dans cette expérimentation avec 32.22% (Figure 29).

La concentration en phosphore et la nature de la plante hôte sont les principaux facteurs déterminant les niveaux de colonisation aux CMA. Il s'avère que les fertilisants chimiques et plus spécialement le phosphore induisent la diminution de la colonisation mycorhizienne. Des résultats similaires ont été constatés sur des racines de tomate (Ziane et *al.*, 2017) et de la pomme de terre (Aouissi, 2018). Ryan et *al.* (2000) avait aussi constaté un effet négatif de l'apport de phosphore sur la colonisation mycorhizienne chez le trèfle et l'herbe.

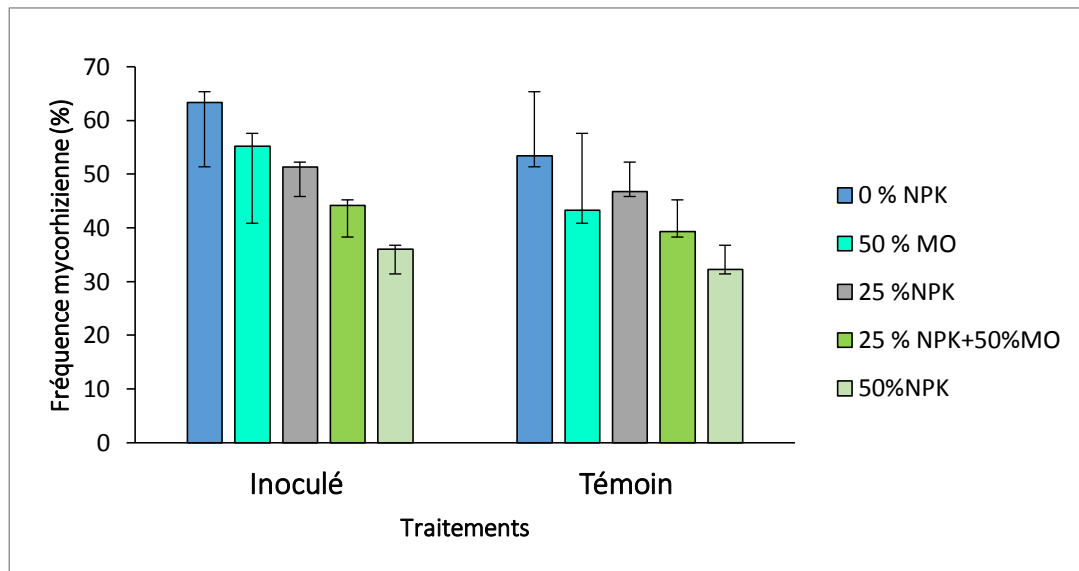


Figure 29. Fréquence mycorhizienne des plants inoculés et les plants témoins soumis à divers doses de fertilisants (0%NPK, 50%MO, 25%NPK, 25%NPK+50%MO et 50%NPK).

3.2-Croissance des plants :

Les divers traitements à l'inoculum mycorhizogène, fertilisant chimique et fertilisant organique et leurs combinaisons ont eu des effets variables sur la biomasse des plants de pastèque.

Indépendamment des amendements appliqués, l'addition d'inoculum mycorhizogène aux plants de pastèque a eu pour effet d'augmenter les rendements en biomasses aérienne sèches par plant avec une moyenne de 154.06 g. La moyenne de biomasse sèche des plants témoins était de 133.03 g. La combinaison de fertilisant chimique et/ou organique à l'inoculum mycorhizien a donnée des gains de biomasses aériennes sèches dont les plus importantes ont été enregistrées avec les fertilisants (50%NPK) et (25%NPK+50%MO) avec respectivement (62.39%) et (40.14%) contre (31.19%) et (25.07%) chez les plants témoins. le gain le moins important a été donné par 50% MO (matière organique) (Figure 30). Les mêmes constatations ont été relevés pour les biomasses sèches racinaires ou l'apport d'inoculum mycorhizien a augmenté les biomasses racinaires sèches de 27 % et ceux quelque soit la fertilisation appliquée.

C'est résultats s'explique par la pauvreté du sol en élément nutritifs. L'effet des mycorhizes seul n'a pas donné de gain significatif, toutefois combiné aux engrais chimique et organique, il a amélioré la production en biomasse sèche particulièrement à la plus haute dose d'NPK de

50%. L'inoculation aux CMA améliore l'absorption des nutriments et la photosynthèse (Chen et *al.*, 2017) et améliore ainsi l'accumulation de biomasse. Sultan et *al.* (2019) avait constaté que la colonisation mycorhizienne des plants de melon a donné une augmentation de la croissance des plantes même à des niveaux nutritifs réduits.

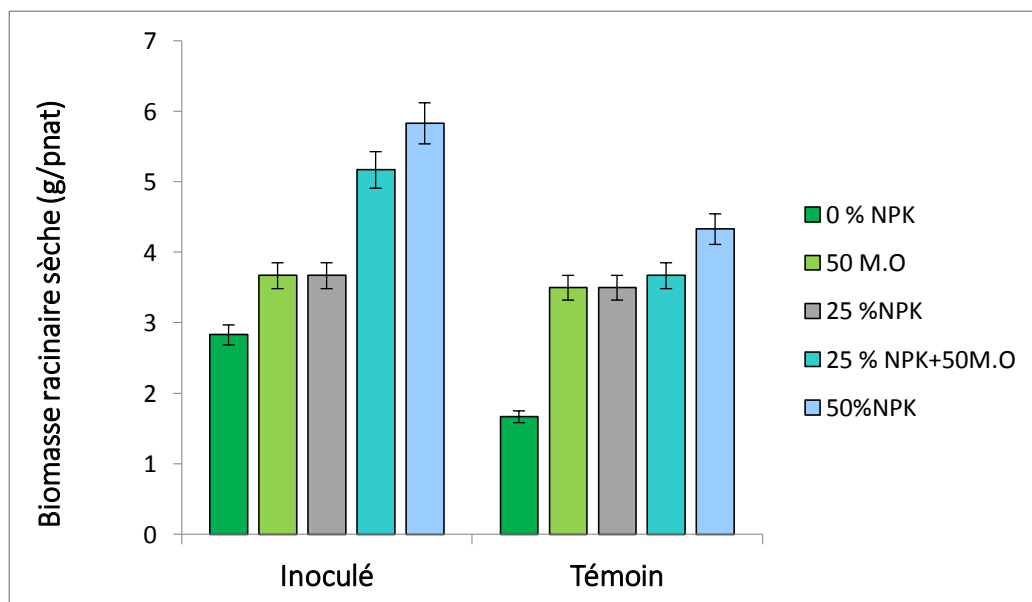
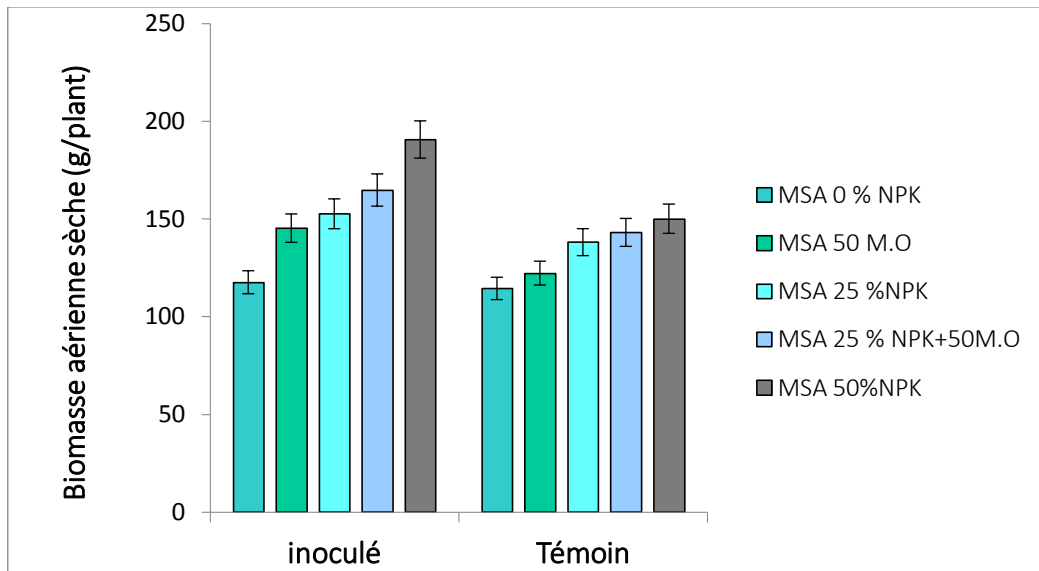


Figure 30. Biomasse aérienne et racinaire sèche des plants inoculés et les plants témoins soumis à divers doses de fertilisants (0%NPK, 50%MO, 25%NPK, 25%NPK+50%MO et 50%NPK).

3.3-Rendement et nombre de fruits :

Après trois mois de culture, la production en fruit a été pesée, le rendement (t/ha) par traitement a été calculé et les fruits dénombrés.

Les rendements donnés par les parcelles mycorhizées avec ($434.25 \text{ t}\cdot\text{ha}^{-1}$) étaient significativement supérieurs à ceux obtenus dans les parcelles témoins ($369.58 \text{ t}\cdot\text{ha}^{-1}$) et ceux quelques soit la fertilisation appliquée (organique ou chimique). Toutefois, l'addition de fertilisant chimique ou/et organique a optimisé l'effet de la mycorhization. Ainsi, dans les parcelles mycorhizées, l'amendement en matière organique (MO) à 50% a donné un gain en rendement de (+10.35 %), l'apport d'engrais chimique NPK à 25% des doses recommandées a donné une hausse de rendement plus importante soit (+19.75%). La combinaison des deux fertilisants 25% NPK et 50%MO a donné un gain de (+56.16 %). Le gain le plus important a été enregistré pour l'apport d'engrais chimique à 50%NPK avec une hausse de (+129.37%). Les parcelles non mycorhizées ont donné des hausses beaucoup moins importantes que celles données par les parcelles mycorhizées à l'addition des amendements, avec un gain en rendement à 50% MO, 25% NPK, 25% NPK+50% MO et de 50% NPK de respectivement (+8.26%), (+10.59%) , (+29.23%) et (+85.06%) (Figure 31).

Une augmentation en nombre de fruits a été constatée dans les parcelles inoculées avec un nombre total de fruits récoltés de 115 contre 91 pour les parcelles non inoculées. L'augmentation la plus importante en nombre de fruits a été enregistrée pour les plants inoculés et fertilisés à 50%NPK suivi des plants inoculés fertilisés aux 25%NPK+50%MO. L'inoculation avec les champignons MA combinée aux fertilisants chimique et/ou organique a augmenté les rendements et le nombre de fruits. Des résultats similaires avaient été obtenus par Sultan et al (2019) qui avaient conclu que l'inoculation aux CMA des plants de melon avait amélioré le rendement total en fruits dans une réduction des nutriments minéraux.

Dans cette étude l'augmentation en production de biomasse, rendement en (t/ha) et en nombre de fruits n'a pas été très importante au vue de la quantité très réduites des fertilisants apportés. L'augmentation la plus importante était constatée au traitement (inoculation+ 50%NPK). La réduction du fertilisant chimique à 25% avec l'addition de matière organique et un apport d'inoculum n'avait pas atteint les mêmes résultats, qui nous laisse penser que le sol cultivé dans cet essai était pauvre en nutriments.

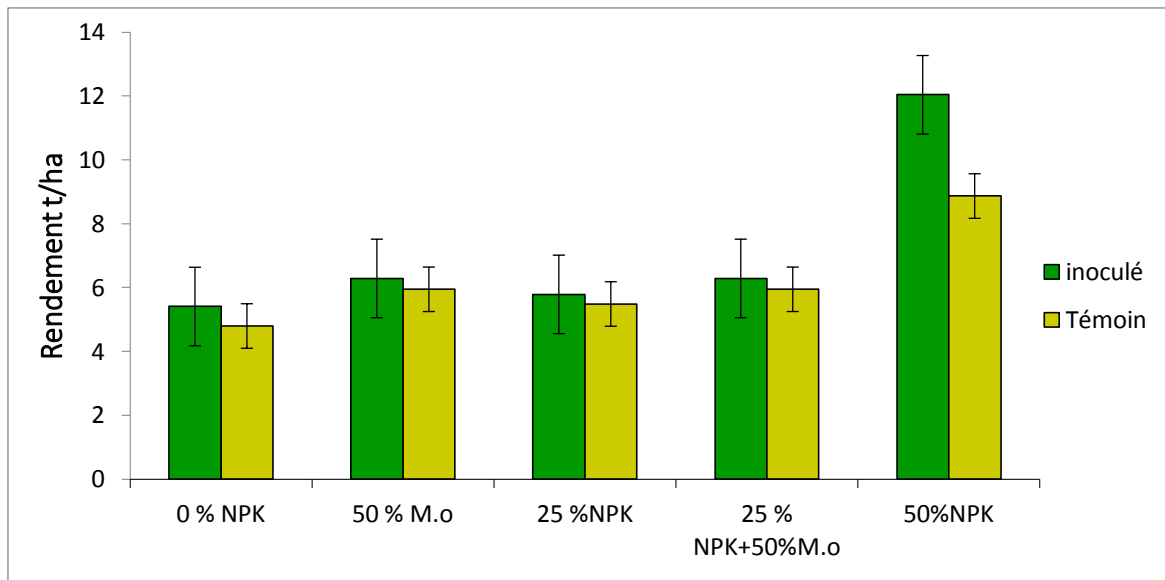


Figure 31. Rendement en t/ha des parcelles inoculées et témoins soumises à diverses doses de fertilisants (0%NPK, 50%MO, 25%NPK, 25%NPK+50%MO et 50%NPK).

4. Diversité des champignons mycorhiziens dans quelques sols agricoles du Nord-est Algérien :

Les champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) sont présents dans la plupart des écosystèmes et constituent une composante importante de la microflore des sols (Cardoso et Kuyper, 2006 ; Tchabi et *al.*, 2008). En général, ces champignons mycorhiziens ne sont guère spécifiques d'une plante hôte donnée (Trappe, 1962). Cependant, la connaissance de la diversité et l'abondance des communautés CMA sont une condition nécessaire pour la détermination de leurs effets bénéfiques spécifiques, en particulier dans les agro-écosystèmes. Mais, quelles influences ont les pratiques agricoles habituellement utilisées pour corriger la baisse de fertilité sur l'abondance et la diversité des CMA. A ce titre, certaines espèces fongiques pourraient être adaptées à l'environnement en milieu agricoles et pourraient être utilisées pour l'élaboration d'un inoculum mycorhizien à partir de ces souches indigènes.

4.1-abondance diversité et identification morphologique :

La prospection dans six champs agricoles a révélé une communauté mycorhizienne très peu diversifiée et très peu abondante. La biodiversité ne dépassait pas la moyenne de 6 à 7 morphotypes appartenant au genre : *Funilliformis*, *Pacispora*, *Septoglosum*, *rhizophagus* et *Diversispora*, appartenant aux familles des *Glomeraceae*, des *Pacisporaceae* et des *Diversisporaceae*.

L'observation des critères morphologiques des spores, de pigmentation, de forme, de taille, d'ornementation et caractéristiques de leurs paroi et leur comparaison aux spécimens-types décrites sur INVAM (site : <http://fungi.invam.wvu.edu/the-fungi/species-descriptions.html>) a permis l'identification de ces spores comme étant : *Funilliformis geosporum*, *Diversispora globifera*, *Rhizophagus intraradices*, *Pacispora scantillans*, *Funilliformis mosseae*, *Septoglomus constrictum sp* et *Septoglomus sp*.

1. *Funilliformis geosporum* :

Les spores de cette espèce sont le plus fréquemment de couleur: brun-jaune à brun-orange foncé. Leur forme est globuleuse à sub-globuleuse, ou encore de forme irrégulières. Leur taille varie de 120 à 240 µm. Ces spores sont dotés de paroi formés de trois couches (L1, L2 et L3). L1: Une couche hyaline, <1 µm d'épaisseur; L2: Couche rigide constituée de sous-couches (ou lamelles) adhérentes, de couleur jaune-brun à brun-orange, de 6 à 14 µm d'épaisseur. L3: Une couche semi-rigide à rigide de 1 à 2,5 µm d'épaisseur, souvent adhérente à L2, mais généralement résolue par une couleur légèrement plus foncée (jaune à brun orangé).

2- *Diversispora globifera* : les spores sont de couleur brun orange et parfois un brun orange foncé, leur forme est globuleuse à sub-globuleuse, parfois irrégulière, d'une taille moyenne de 249µm. La paroi se compose de trois couches qui ont tendance à être étroitement adhérentes la plupart du temps.

3- *Rhizophagus intraradices*: Les spores sont de couleur blanche à brun jaune, de forme globuleuse et parfois irrégulière de petite taille en moyen 94 µm. la paroi se compose de trois couches dont la première ne persiste que chez les spores juvéniles.

4- *Pacispora scantillans* : Les spores de *Pacispora scantillans* sont de forme globuleuse, sub-globuleuse ou elliptique, leur taille est de (180-230 µm) leur paroi se compose généralement de trois couches. L'attachement de l'hyphe est cylindrique ou souvent légèrement resserré à la base de la spore. Leur couleur varie du sub-hyalin à blanc.

5- *Funilliformis mosseae*: les spores sont d'une couleur qui varie de la couleur paille à jaune brun, leur forme est globuleuse à sub-globuleuse, avec une taille moyenne de 195 µm. la paroi se différencie en trois couches, dont la première est hyaline (translucide) prenant une couleur rouge rosâtre dans le réactif de Melzer et se dégradant souvent et forme une couche desquamé.

- 6- *Septoglo mus constrictum* : les spores de cette espèce de couleur brun rouge à presque noire de forme globuleuse à sub-globuleuse. La paroi se forme de deux couches avec la couche externe adhérente jusqu'à ce qu'elle se dégrade et se détache.
- 7- *Septoglo mus sp* : ces spores ont des caractéristiques morphologiques qui s'apparentent au genre *septoglo mus*. Les spores sont de couleur jaune pâle à jaune brunâtre, se sont des spores avec une paroi à deux couches.

Leur distribution et leur abondance exprimé au nombre de spore dans 100 g de sol a révélé une abondance peu importante avec une domination des *Glomeraceae* à 73% suivie par les *Pacisporaceae* à 25% et les *Diversisporaceae* à 2%. Les espèces les plus dominantes étaient *Septoglo mus sp*, suivi par *Funilliformis geosporum* et *Pacispora sciantillans* (Figure 32).

La distribution selon les sites était (Figure 33):

-Site d'El Hadjar : Dans ce site le nombre de spores au 100 g était de 43 spores réparties entre : *Pacispora sciantillans*, *Funilliformis geosporum*, *Septoglo mus sp*, *Diversispora globifer*, *Rhizophagus intraradices*.

-Site Sidi Kassi : L'abondance était de (67spores/100g) entre : *Pacispora scintillant*, *Funilliformis geosporum*, *Funilliformis mosseae* et *Septoglo mus sp*.

-Site El Chatt : L'abondance était de (13 spores/100g). Les espèces trouvées sont : *Pacispora scintillans*, *Funilliformis geosporum*, *septoglo mus sp* et *Funilliformis mosseae*.

-Site Guerbez : L'abondance était de (44spores/100g) composée de : *Septoglo mus constrictum*, *Pacispora scintillans*, *Septoglo mus sp* et *Funilliformis geosporum*

-Site el Roknia : un site avec (31 spores/100g), nous notons la présence de *Septoglo mus constrictum* et *Pacispora scintillans* et *diversispora globifera*, *Funilliformis geosporum*, *Rhizophagus intraradices* et *Septoglo mus sp*.

-Site Oued z'hour : Dans ce site les espèces les plus abondantes sont : *Septoglo mus sp*, *Septoglo mus constrictum* et *Pacispora scintillans* à raison de (41 spore/100g).

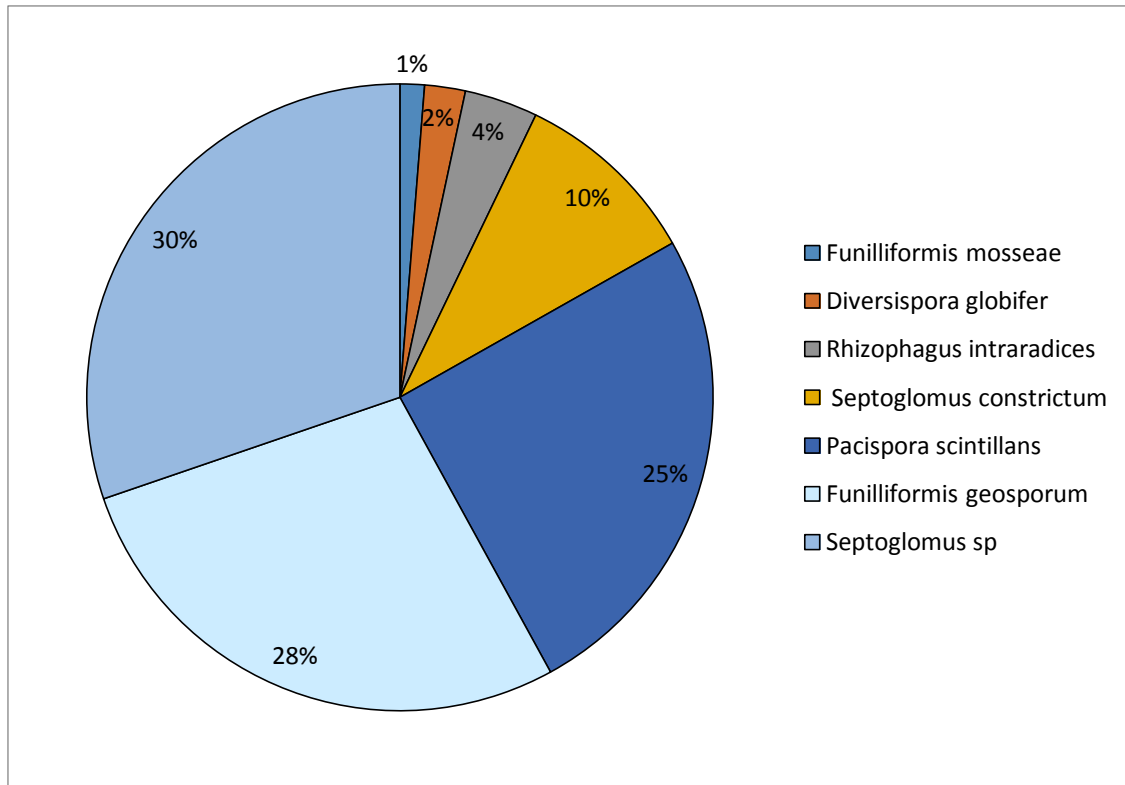


Figure 32. Proportion des espèces de spores CMA dans les six champs agricoles échantillonnés du Nord-est Algérien.

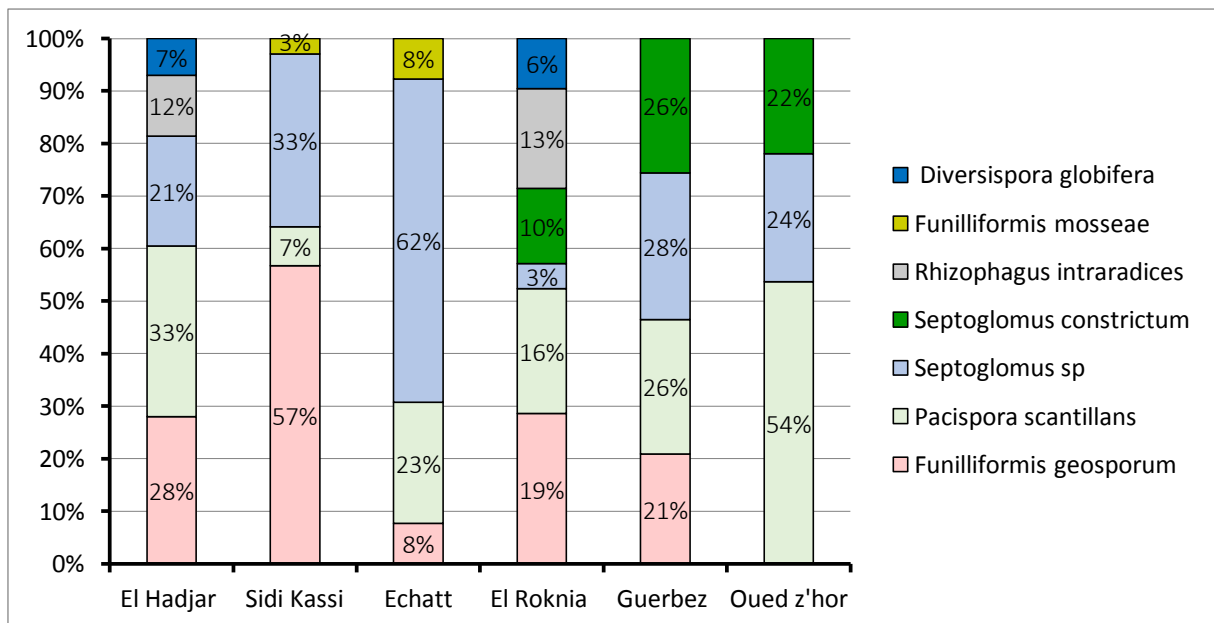


Figure 33. Proportion des espèces de spores CMA dans chaque site des sols agricoles échantillonnés.

4.2-Identification moléculaire des morphotypes les plus abondants :

Trois morphotypes les plus abondants présents dans les sols rizosphériques des sites étudiés ont fait l'objet d'une identification moléculaire. Les extraits d'ADN des spores ont été utilisés

comme matrice dans les réactions en chaîne de la polymérase (PCR) gigogne, puis séquencer par la société BMR Genomic srl-Italie. Les séquences obtenues ont été analysées par comparaison avec les séquences connues, dans les bases de données du Centre National de l'Information de la Biotechnologie (NCBI).

Les espèces identifiées avec la biologie moléculaire étaient : *Funneliformis geosporum* (Photo 4), *Pacispora scintillans* (Photo 5), précédemment décrites et l'espèce de *Septoglosum sp* a été identifiée comme *Septoglosum jasnowskiae/xanthium* (Photo 6).

-*Septoglosum jasnowskiae/xanthium* : Cette espèce se distingue par sa couleur, jaune pâle à jaune brunâtre, petite spore, pourvue d'une paroi à deux couches, dont la couche externe est incolore et s'est révélée plus sombre dans le réactif de Melzer et la deuxième est stratifiée. Les spores apparaissent généralement en grappes lâches. (Błaszowski et al., 2014).

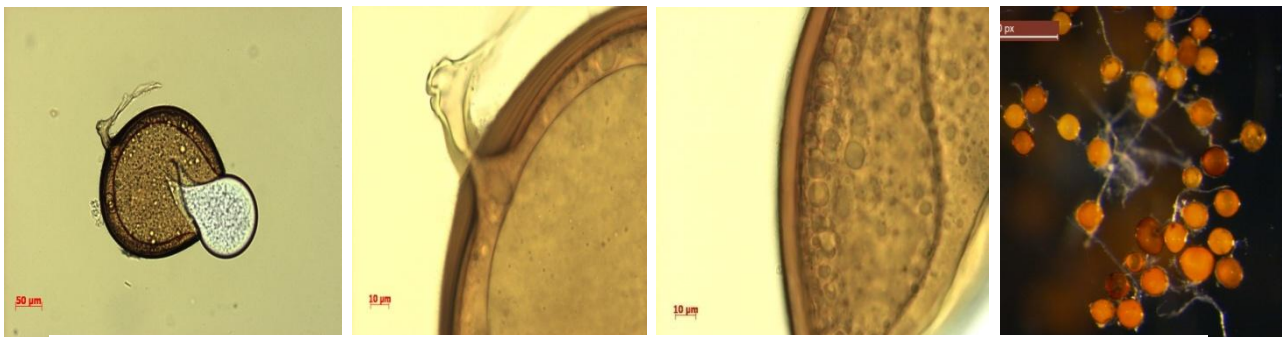


Photo 4. *Funneliformis geosporum*. Photo prise par HAMZA Nabila (19/11/2018).

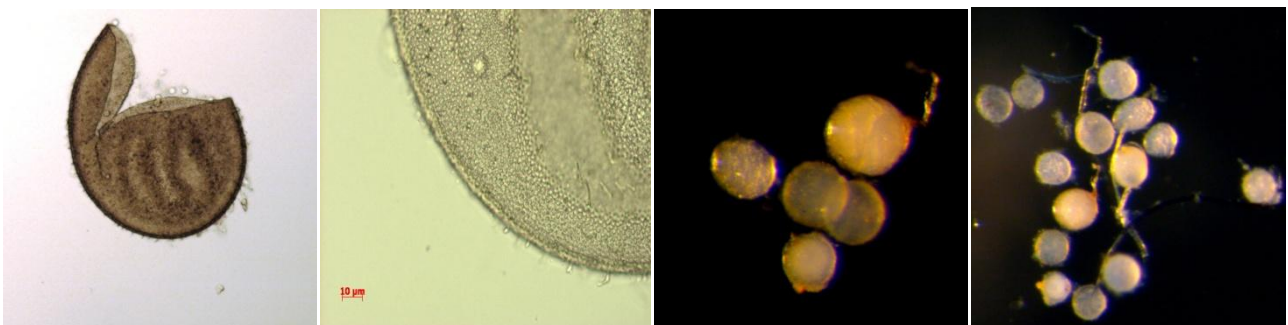


Photo 5. *Pacispora scintillans*. Photo prise par HAMZA Nabila (19/11/2018).

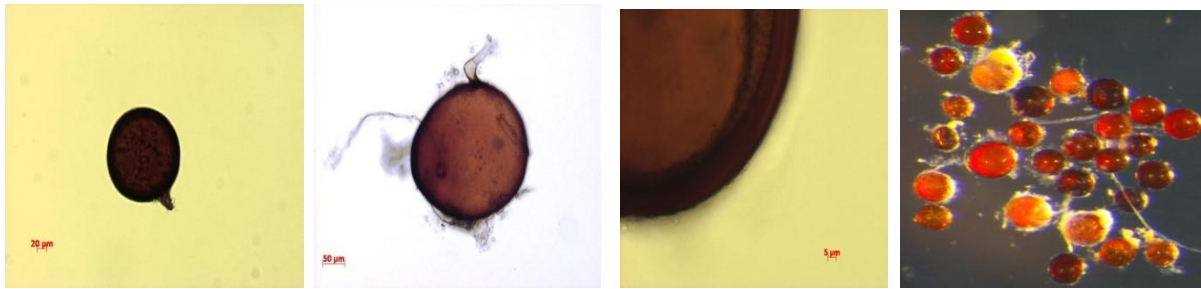


Photo 6. *Septoglomus jasnowskae/xanthium*. Photo prise par HAMZA Nabila (19/11/2018).

Cette étude visée à explorer la diversité et l'abondance des spores de champignon mycorhizien arbusculaire dans des agroécosystèmes des cultures maraîchères, où divers cultures y sont produites. La caractérisation morphologique des spores a révélé une faible diversité spécifique et abondance avec une domination des *Glomeraceae*. Nadj et al (2017) avaient constaté une abondance très réduite des spores de CMA dans les champs de blé dans l'Est algérien avec une domination des *Glomeroceae*. Toutefois, quelques morphotypes ont été présents dans pratiquement tous les sites échantillonnés et ont été identifiés par la technique moléculaire comme étant : *Funneliformis geosporum*, *Pacispora scintillans* et *Septoglomus jasnowskae/xanthium*. Il semblerait que ces morphotypes soient abondants dans les champs agricoles échantillonnés par leur adaptation et résistance aux pratiques culturales qui d'habitude nuisent aux communautés mycorhiziennes. La rotation des cultures sur plusieurs années a conduit à la sélection des espèces capables de coloniser plusieurs espèces de plantes comme cela a été suggéré par Vandenkoornhuyse et al. (2003). Selon Helgason et al. (2002) et Öpik et al (2006) peu d'espèces sont capables de s'adapter aux perturbations et à la fertilisation accrue des sols. Toutefois, selon plusieurs études les pratiques agricoles ne sont pas les seuls facteurs influençant la distribution et l'abondance des communautés des CMA dans le sol. les variations observées dans la population de la rhizosphère peuvent être liées au propriétés physico-chimiques et microbiologiques du sol (Anderson et al., 1984 ; Johnson et al., 1991 ; Houngnandan et al., 2009), à la fluctuation du microclimat (Koske et Tews, 1987 ; Dalpe, 1989), ainsi qu'à la saison d'échantillonnage (Gemma et al., 1989 ; Bouamri et al., 2006). Dans leur étude sur les variations spatiotemporelles des CMA dans les racines d'olivier, Meddad-Hamza et al. (2017) avaient

conclu à une dynamique saisonnière de la densité des spores qui augmentait avec l'augmentation des précipitations saisonnières et diminuait avec l'augmentation de la température. D'autres études ont conclu que la composition de la communauté de CMA dans les terres arables n'est pas forcément pauvre en CMA et dépend de plusieurs facteurs autres que l'utilisation du sol, tels que les traitements appliqués (Sieverding, 1990 ; Del Val et al., 1999 ; Hijri et al., 2006 ; Wang et al., 2011) et les variables abiotiques comme les précipitations, la fertilité, le type et le pH du sol (Hazard et al., 2012 ; Thonar et al., 2014) . La faible diversité végétale peut aussi influencer les communautés des CMA (Peyret-Guzzon et al., 2014). D'autres s'accordent à dire que la composition des espèces végétales (naturelles ou plantées) n'a aucune influence sur la communauté des CMA (Oehl et al., 2010).

Les résultats obtenus sur la diversité et les morphotypes les plus abondants dans quelques champs agricoles au Nord-est Algérien, ont montré que certaines espèces ont émergé comme les plus abondantes et les plus résistantes aux perturbations agricoles avec une domination des espèces de la famille *Glomeraceae* suivi des *Pacisporaceae*. Ces espèces pourraient servir dans l'élaboration d'un inoculum mycorhizien.

Conclusion et perspectives

L'agriculture dans le monde est confrontée à bien des défis. Le défi de nourrir une population en constante augmentation et garantir une sécurité alimentaire en assurant l'accroissement des rendements agricoles. Le défi de réduire la dépendance aux fertilisants chimiques et leur impact sur l'environnement en développant une agriculture durable. Et enfin, le défi d'atténuer les pressions exercées sur les ressources naturelles accentuées par les changements climatiques.

L'agriculture conventionnelle pratiquée est une agriculture très dépendante des fertilisants chimiques. Bien que ces fertilisants assurent la disponibilité rapide des éléments minéraux nécessaires à une croissance et un rendement optimale, leur impact polluant sur les eaux, les sols et particulièrement les micro-organismes tellurique sont préoccupants. Un autre aspect inquiétant est la raréfaction des ressources hydrique et la salinisation des sols qui touche près de 3.2 millions d'hectares des terres en Algérie. L'Algérie figurant parmi les pays à fort risque de changement climatique. Elle connaît aujourd'hui une pression sur les ressources naturelles avec des risques sur la fertilité naturelle des terres, sur les volumes d'eau disponibles (sécheresse) et sur la qualité des eaux (salinité et pollution). Ce qui rend impératif l'adoption de procédés et modes de production plus durable. L'objectif visé par cette thèse est l'expérimentation d'une alternative encore peu connue dans le secteur agricole, qu'offre la symbiose mycorhizienne.

Les essais menés concernaient le potentiel bioprotecteur des inocula mycorhiziens contre les stress abiotiques hydrique et salin et le potentiel biofertilisant combiné à une fertilisation chimique raisonnée, appliquée à une culture de pastèque.

Les résultats obtenus ont démontré l'efficacité des mycorhizes dans l'amélioration de la tolérance à la sécheresse et à la salinité des plants de pastèque cultivés sous serre et l'effet compensateur de l'inoculum mycorhizien sur les rendements de pastèque cultivés dans des conditions de fertilisation minérale réduite. Ainsi sous stress hydrique, les mycorhizes ont augmenté la tolérance des plants de pastèque à la sécheresse. La comparaison des paramètres mesurés entre les plants mycorhizés et non mycorhizés a montré la capacité de CMA à réduire de moitié les pertes de biomasse induite par ce stress. De plus, l'inoculation

des plants soumis à une irrigation réduite a amélioré la croissance des plants à des valeurs égales ou supérieures à celles des plants non mycorhizés, plus arrosés ou arrosés de manière optimale. La salinité appliquée aux plants de pastèque a eu des effets néfastes sur les paramètres de croissance. La mycorhization a induit une amélioration de la tolérance des plants de pastèque au stress salin et une diminution de perte en croissance. Néanmoins, dans cette expérience le seuil de tolérance des plants de pastèque au stress salin se limitait à 100mM de concentration de NaCl, au delà de cette concentration les plants n'ont pas survécus.

L'expérimentation réalisée en condition réel sur une culture de pastèque où des doses réduites de fertilisant chimique et/ou de fertilisant organique ont été appliquées seules ou combinées à un apport d'inoculum mycorhizien, a révélé que quel que soit la fertilisation appliquée (organique ou chimique) l'apport additionnel de mycorhize sous forme d'inoculum a amélioré significativement les rendements. Les parcelles non mycorhizées ont donné des gains en croissance des plants et de rendement beaucoup moins importants que ceux donnés par les parcelles mycorhizées. La mycorhization a donc optimisé la fertilisation chimique et/ou organique. Les combinaisons les plus performantes reste l'apport mycorhizien avec la plus forte dose d'engrais chimique suivie par la combinaison de fertilisant chimique à une dose réduite additionnée au fertilisant organique et l'apport mycorhizien. Le gain le moins important a été enregistré pour la combinaison de fertilisant organique avec l'apport de mycorhizes. Nous pouvons déduire que l'apport de champignon mycorhizien optimise l'efficacité des fertilisants chimiques qu'on pourrait ainsi les réduire et les utiliser de manière plus raisonnée. Cependant, la combinaison de fertilisant organique et chimique en présence de mycorhizes peut assurer un bon rendement dans une perspective de réduire davantage l'impact des fertilisants chimiques sur l'environnement et la santé humaine.

Une collecte de spore de CMA provenant de six champs agricoles situés au Nord-est Algérien a été effectuée pour déterminer l'incidence des pratiques culturales sur l'état des mycorhizes (diversité et abondance) et de mettre en évidence les morphotype les plus abondants et les plus résistants aux perturbations culturales. Les résultats ont révélé une communauté mycorhizienne peu abondante et diversifiée ne dépassant pas les 7 morphotypes. Néanmoins trois morphotype présent dans tous les sites d'étude en abondance ont été identifiés par l'outil moléculaire comme étant : (*Funneliformis geosporum*, *Pacispora scintillans* et *Septoglomus jasnowskae/xanthium*).

Ces résultats indiquent le caractère perturbateur des pratiques culturales, surtout l'utilisation d'intrants chimiques sur les communautés mycorhiziennes. L'identification des morphotypes les plus résistants à ces conditions peuvent être considérés pour concevoir un inoculum à partir des souches indigènes plus adaptées à notre agroécosystèmes.

Les résultats obtenus dans cette étude ont démontré le potentiel bio-protecteur des mycorhizes arbusculaires contre les stress salin et hydrique et leur potentiel de biofertilisation sur une culture maraichère pour l'amélioration du rendement et l'utilisation plus rationnelle des fertilisants de synthèses. La prospection de quelques sols agricoles dans la région Nord-est de l'Algérie a révélé la présence de morphotypes résistants aux pratiques agricoles et qui pourront servir dans l'élaboration d'un inoculum mycorhizien adapté aux conditions de nos agroécosystèmes.

Des travaux complémentaires devraient être envisagés

- Une prospection plus exhaustive sur les espèces CMA indigènes les plus résistantes aux conditions culturales dans d'autres régions soumises à des conditions environnementales différentes devraient être envisagées.
- Elaboration d'un inoculum mycorhizien à partir de souches indigènes les plus performantes en matière de gain de rendement, puis les tester dans les conditions réelles, en plein champ.
- Elargir nos sites d'expérimentations et explorer d'autres cultures.
- Sensibiliser les agriculteurs à la nécessité de s'orienter vers une agriculture durable moins dépendante des intrants chimiques. Il faut cependant redoubler d'efforts pour encourager l'utilisation d'un fertilisant combiné d'engrais chimique, de matière organique et de fertilisant biologique à base de mycorhizes arbusculaires conçu en tenant compte des conditions, nature du sol, type de culture et nutriments déjà présents dans le sol.

RÉFÉRENCES

A

- Abbaspour H, Saeidi-Sar S, Afshari H, Abdel-Wahhab MA (2012). Tolerance of Mycorrhiza infected Pistachio (*Pistacia vera* L.) Seedling to Drought Stress under Glasshouse Conditions. *Journal of Plant Physiology*. 169, 704– 709.
- Abbott LK et Robson AD (1991). Factors influencing the occurrence of vesicular arbuscular mycorrhizas. *Agriculture Ecosystems and Environment* 35: 121-150. DOI:10.1016/0167-8809(91)90048-3
- Abbott LK, Robson AD, Gazey C (1992). Selection of inoculant vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *Methods Microbiology* 24: 1-21.
- Abdel-Salam, E., Alatar, A., & El-Sheikh, M. A (2018). Inoculation with arbuscular mycorrhizal fungi alleviates harmful effects of drought stress on damask Rose. *Saudi journal of biological sciences*, 25(8), 1772- 1780.
- Adib, S.E., Slim, S., Jeddi, F.B (2015). Etude de la dynamique de la colonisation mycorrhizienne de deux variétés d'arganier en Tunisie. *J. New Sci.* 17.
- Ait-El-Mokhtar, M., Laouane, R. B., Anli, M., Boutasknit, A., Wahbi, S., & Meddich, A (2019). Use of mycorrhizal fungi in improving tolerance of the date palm (*Phoenix dactylifera* L.) seedlings to salt stress. *Scientia Horticulturae*, 253, 429-438.
- Akhtar MS, Siddiqui ZA (2008). Arbuscular mycorrhizal fungi as potential bioprotectants against plant pathogens. *In: Siddiqui ZA, Akhtar MS et Futai K. (eds) Mycorrhizae: Sustainable agriculture and forestry.* Springer Netherlands, pp: 61–97.
- Akiyama, K., Matsuzaki, K., and Hayashi, H (2005). Plant sesquiterpenes induce hyphal branching in arbuscular mycorrhizal fungi. *Nature* 435,824–827.
- Alexander M (1965). Most Probable Number method for microbial populations. *In : Black CA, (Eds), Methods of soil analysis, part 2, chemical and microbiological properties.* American soc. Argon. Madison, wis. 1467 - 1472.
- Alexandratos, N. et Bruinsma, J (2012). World Agriculture Towards 2030/2050: The 2012 Revision ESA Working paper No. 12–03 (FAO, 2012).
- Al-Karaki, G., McMichael, B. and Zak, J. (2004). Field response of wheat to arbuscular mycorrhizal fungi and drought stress. *Mycorrhiza*, 14, 263-269.

Al-Khaliel A.S (2010). Effect of Salinity Stress on Mycorrhizal Association and Growth Response of Peanut Infected by *Glomus mosseae*, *Plant Soil Environment*, Vol. 56, N°7, pp. 318 – 324.

Amacher, J.K., Koing, R. and Kitchen, B (2000). Salinity and Plant Tolerance. Utah State University Extension, No. AG-S0-03.

<https://extension.usu.edu/files/publications/publication/AG-S0-03>).

Anderson RC, Liberta AE, Dickman LA (1984). Interaction of vascular plants and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi across a soil moisture-nutrient gradient. *Oecologia*.64:111-117.

Aouissi Nora, (2018). Biotechnologie de l'inoculation mycorhizienne: Production et application en cultures maraîchères. Cas de la pomme de terre. 2018. Thèse de doctorat. Université Badji Mokhtar, Annaba.

Aroca R, Porcel R, Ruiz-Lozano JM (2007). How does arbuscular mycorrhizal symbiosis regulate root hydraulic properties and plasma membrane aquaporins in *Phaseolus vulgaris* under drought, cold or salinity stresses? *New Phytologist* 173: 808-816. DOI: 10.1111/j.1469-8137.2006.01961.x

Aroca, R., Ruiz-Lozano, J.M., Zamarreño, A.M., Paz, J.A., García-Mina, J.M., Pozo, M.J., & López-Ráez, J.A (2013). Arbuscular mycorrhizal symbiosis influences strigolactone production under salinity and alleviates salt stress in lettuce plants. *Journal of Plant Physiology*. 170, 47–55.

Asrar, A. A., Abdel-Fattah, G. M., Elhindi, K. M., & Abdel-Salam, E. M (2014). The impact of arbuscular mycorrhizal fungi in improving growth, flower yield and tolerance of kalanchoe (*Kalanchoe blossfeldiana* Poelin) plants grown in NaCl-stress conditions. *Journal of Food, Agriculture & Environment*, 12(1), 105-112.

Auge RM (2001). Water relations, drought and vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Mycorrhiza* 11: 3-42. DOI:10.1007/s005720100097

B

Balestrini, R. et Lanfranco, L (2006). Fungal and plant gene expression in arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Mycorrhiza*, 16, 509-524.

Balkaya, A., Yıldız, S., Horuz, A., Doğru, S.M (2016). Effects of Salt Stress on Vegetative Growth Parameters and Ion Accumulations in Cucurbit Rootstock Genotypes. *Journal of Crop Breeding and Genetics*2(2):11-24, 2016

Bang, H., Kim, S., Leskovar, D., & King, S (2007). Development of a codominant CAPS marker for allelic selection between canary yellow and red watermelon based on SNP in lycopene β -cyclase (LCYB) gene. *Molecular Breeding*, 20, 63–72

- Barea, J-M., Azcón, R. and Azcón-Aguilar, C (2002). Mycorrhizosphere interactions to improve plant fitness and soil quality. *Antonie van Leeuwenhoek*, vol. 81, p. 343-351.
- Baslam, M., & Goicoechea, N (2012). Water deficit improved the capacity of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) for inducing the accumulation of antioxidant compounds in lettuce leaves. *Mycorrhiza*, 22(5), 347-359.
- Berthiaume, S. (2015). Développement des marqueurs moléculaires spécifiques pour l'identification et la quantification de deux espèces de champignons mycorrhiziens arbusculaires en utilisant la PCR en temps réel.
- Bessaoud, O., Pellissier, J. P., Rolland, J. P., & Khechimi, W (2019). Rapport de synthèse sur l'agriculture en Algérie.
- Bianchi, G., Rizzolo, A., Grassi, M., Provenzi, L., & Scalzo, R. L (2018). External maturity indicators, carotenoid and sugar compositions and volatile patterns in 'Cuoredolce®' and 'Rugby' mini-watermelon (*Citrullus lanatus* (Thunb) Matsumura & Nakai) varieties in relation of ripening degree at harvest. *Postharvest biology and technology*, 136, 1-11.
- Błaszowski, J., Chwat, G., Górska, A., Ryszka, P., & Orfanoudakis, M. (2014). *Septoglomus jasnowskae* and *Septoglomus turnauae*, two new species of arbuscular mycorrhizal fungi (Glomeromycota). *Mycological progress*, 13(4), 985.
- Boddington CL et Dodd JC (2000). The effect of agricultural practices on the development of indigenous arbuscular mycorrhizal fungi. II. Studies in experimental microcosms. *Plant and Soil* 218: 145-157. DOI: 10.1023/A:1014966801446
- Bonfante, P., & Genre, A (2010). Mechanisms underlying beneficial plant–fungus interactions in mycorrhizal symbiosis. *Nature Communications*. 1, 48.
- Bonny, S (2010). L'intensification écologique de l'agriculture: Voies et défis. *In Innovation and Sustainable Development in Agriculture and Food (ISDA)*. http://hal.archives-ouvertes.fr/docs/00/52/61/54/PDF/Bonny_L_intensification.pdf.
- Bouamri B, Dalpé Y, Serrhini MN, Bennani A (2006). Arbuscular mycorrhizal fungi species associated with rhizosphere of *Phoenix dactylifera* L. in Morocco. *African Journal of Biotechnology*. 2006;5(6):510-516.
- Boyer, L. R., Brain, P., Xu, X. M., & Jeffries, P (2015). Inoculation of drought-stressed strawberry with a mixed inoculum of two arbuscular mycorrhizal fungi: effects on population dynamics of fungal species in roots and consequential plant tolerance to water deficiency. *Mycorrhiza*, 25(3), 215-227.
- Brundrett, M.C (2002). Coevolution of roots and mycorrhizas of land plants. *New Phytologist*. 154, 275–304.

Bucher M (2007). Functional biology of plant phosphate uptake at root and mycorrhiza interfaces, *New Phytol* 173: 11–26.

Burrows, A. L. and Pflieger, F. L (2002). Arbuscular mycorrhizal fungi respond to increasing plant diversity. *Canadian Journal of Botany*, vol. 80, p. 120-130.

C

Campanelli, A., Ruta, C., Morone-Fortunato, I., & De Mastro, G (2012). Influence of mycorrhizal inoculation on the salt tolerance of artichoke hybrid seedlings. *Journal of Agricultural Science and Technology. A*, 2(9A), 1071.

Cardoso, I. M., et Kuyper, T. W (2006). Mycorrhizas and tropical soil fertility. *Agriculture, ecosystems & environment*, 116(1-2), 72-84.

Chen S, Zhao H, Zou C, Li Y, Chen Y, Wang Z, ... Ahammed GJ (2017). Combined inoculation with multiple arbuscular mycorrhizal fungi improves growth, nutrient uptake and photosynthesis in cucumber seedlings. *Frontiers in Microbiology* 8:2516.

Choudhary, B. R.; Haldhar, S. M.; Maheshwari, S. K.; Bhargava, R.; Sharma, S. K (2015). Phytochemicals and Antioxidants in Watermelon (*Citrullus Lanatus*) Genotypes under Hot Arid Region. *Indian J. Agric. Sci.* 2015, 85, 414–417

Cordell D, Drangert J-O, White S (2009). The story of phosphorus: Global food security and food for thought. *Global Environmental Change* 19: 292–305.

D

Daniell TJ, Husband R, Fitter AH, Young JPW (2001). Molecular diversity of arbuscular mycorrhizal fungi colonising arable crops. *FEMS Microbiology Ecology* 36: 203-209. DOI: 10.1111/j.1574-6941.2001.tb00841.

Dalpe Y (1989). Ericoid mycorrhizal fungi in the Myxotrichaceae and Gymnoascaceae. *New Phytologist*. 1989;113:523–527.

Dalpe, Y. et Monreal, M (2004). Arbuscular mycorrhiza inoculum to support sustainable cropping systems. *In Plant Management Network. Crop Management*.

Da Silveira Lúcio, W., de Lacerda, C. F., Mendes Filho, P. F., Hernandez, F. F. F., Neves, A. L. R., & Gomes-Filho, E (2013). Growth and physiological responses of melon plants inoculated with mycorrhizal fungi under salt stress. *Semina: Ciências Agrárias*, 34(4), 1587-1602.

Del Val, C., Barea, J. M. & Azcón-Aguilar, C (1999). Diversity of Arbuscular Mycorrhizal Fungus Populations in Heavy-Metal-Contaminated Soils. *Applied and environmental microbiology* 65, 718-723 (1999).

Dia, A., et Duponnois, R. (Eds.) (2012). Le projet majeur africain de la Grande Muraille Verte: concepts et mise en œuvre. IRD Editions.

Diagne O. et Ingleby K (2008). Ecologie des Champignons Mycorhiziens Arbusculaires Infectant *Acacia raddiana*, In: Un arbre au Désert. Paris, IRD Editions, pp. 205 – 228.

Destinoble, A (2017). Effet de la symbiose mycorhizienne arbusculaire sur la composition minérale du poireau cultivé en présence de carbonate de calcium.

Driai, S. (2016). Impact des polluants d'origine industrielle sur le développement des champignons mycorhiziens à arbuscules, sur leur diversité et sur la viabilité microbienne des sols des agro-écosystèmes du Nord-est algérien. *Université BADJI MOKHTAR-ANNABA*.

Dugassa, G.D., H. Vonalten et F. Schönbeck (1996). Effects of arbuscular mycorrhiza (AM) on health of *Linum usitatissimum* L. infected by fungal pathogens. *Plant Soil* 185 : 173-182.

E

El-Amri, S. M., Al-Wahaibi, M. H., Abdel-Fattah, G. M., & Siddiqui, M. H. (2013). Role of mycorrhizal fungi in tolerance of wheat genotypes to salt stress. *African Journal of Microbiology Research*, 7(14), 1286-1295.

Erhirhie, E., & Ekene, N (2013). Medicinal values on *Citrullus lanatus* (watermelon): Pharmacological review. *International Journal of Research in Pharmaceutical and Biomedical Sciences*, 4, 1305–1312.

Erisman, J. W., Sutton, M. A., Galloway, J., Klimont, Z., & Winiwarter, W (2008). How a century of ammonia synthesis changed the world. *Nature Geoscience*, 1(10), 636.

Estrada B, Aroca R, Barea JM, Ruiz-Lozano JM (2013). Native arbuscular mycorrhizal fungi isolated from a saline habitat improved maize antioxidant systems and plant tolerance to salinity. *Plant Sci* 201:42–51

Evans DG et Miller MH (1990). The role of the external mycelial network in the effect of soil disturbance upon vesicular arbuscular mycorrhizal colonization of maize. *New Phytologist* 114: 65-71. DOI: 10.1111/j.1469- 8137.1990.tb00374.x

Evelin H, Kapoor R, Giri B (2009). Arbuscular Mycorrhizal Fungi in Alleviation of Salt Stress. *Annals of Botany*. 104, 1263-1280.

F

Fakhech, A., Manaut, N., Ouahmane, L., & Hafidi, M (2019). Contributions of indigenous arbuscular mycorrhizal fungi to growth of retama monosperma and acacia gummifera under water stress (case study: essaouira sand dunes forest). *Journal of Sustainable Forestry*, 1-11.

FAO, 2017 . FAOSTAT. Website (<http://www.fao.org/faostat/fr/#data/QC/visualize>)

Febles-González, J. M., Tolón-Becerra, A., Lastra-Bravo, X. and Acosta-Valdés, X (2011). Cuban agricultural policy in the last 25 years. From conventional to organic agriculture. *Land Use Policy*, p. 1-13.

Fortin, J. A., Plenchette, C. et Piché, Y (2008). *Les mycorhizes : La nouvelle révolution verte*. Québec, Éditions MultiMondes, 138 p.

Furlan, R., Piazza, S., Dell'Orto, S., Gentile, E., Cerutti, S., Pagani, M., & Malliani, A (1993). Early and late effects of exercise and athletic training on neural mechanisms controlling heart rate. *Cardiovascular research*, 27(3), 482-488.

Fursa TB (1981). Intraspecific classification of watermelon under cultivation. *Kulturpflanze*. 29:297-300.

G

Garbaye, J. (1990). Pourquoi et comment observer l'état mycorhizien des plants forestiers. *Revue Forestière Française*.

Garbaye, J. (2013). *La symbiose mycorhizienne: une association entre les plantes et les champignons*. Editions Quae.

Gardes M, White TJ, Fortin JA, Bruns TD, Taylor J W (1991). Identification of indigenous and introduced symbiotic in ectomycorrhizae by amplification of the nuclear and mitochondrial ribosomal DNA. *Can. J. Bot.* 69: 180–190.

Gemma JN, Koske RE, Carreiro M (1989). Seasonal dynamics of selected species of VA mycorrhizal fungi in a sand dune. *Mycol. Res.* 1989;92:317-321.

Genre, A., Chabaud, M., Timmers, T., Bonfante, P. and Barker, D.G. (2005). Arbuscular mycorrhizal fungi elicit a novel intracellular apparatus in *Medicago truncatula* root epidermal cells before infection. *Plant Cell*, 17, 3489-3499.

Genre, A., Chabaud, M., Balzergue, C., Puech-Pagès, V., Novero, M., Rey, T., Fournier, J., Rochange, S., Bécard, G., & Bonfante, P. (2013). Short-chain chitin oligomers from arbuscular mycorrhizal fungi trigger nuclear Ca²⁺ spiking in *Medicago truncatula* roots and their production is enhanced by strigolactone. *New Phytologist*. 198, 190–202.

Gerdemann JW, Nicholson TH (1963). Spores of mycorrhizal endogone species extracted from soil by wet sieving and decanting. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 46: 235-244

Gianinazzi-Pearson V, Branzanti B, Gianinazzi S (1989). In vitro enhancement of spore germination and early hyphal growth of a vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus by host root exudates and plant flavonoids. *Symbiosis*. 7 : 243–255

Gianinazzi S, Gollotte A, Binet MN, van Tuinen D, Redecker D, Wipf D (2010). Agroecology: the key role of arbuscular mycorrhizas in ecosystem services. *Mycorrhiza* 20: 519-530. DOI: 10.1007/s00572-010-0333-3

- Gibbs KE, et al (2009). Human land use, agriculture, pesticides and losses of imperiled species, *Diversity and Distributions* 15(2): 242-253, 2009. <http://www3.interscience.wiley.com/journal/121528934/abstract>
- Giovannetti M, Sbrana C, Avio L, Citernes AS, Logi C (1993). Differential hyphal morphogenesis in arbuscular mycorrhizal fungi during pre-infection stages. *New Phytol.* 125: 587-594.
- Giovannetti M, Sbrana CL, Avi L (2002). Arbuscular mycorrhizal fungal mycelium: from germlingsto hyphal networks. *Mycorrhizal Technology In: Agriculture* ed. by Gianinazzi S, SchOepp H, Barea JM, Haselwandter K. pp: 49-58.
- Giri B, Kapoor R, Mukerji KG (2003). Influence of arbuscular mycorrhizal fungi and salinity on growth, biomass and mineral nutrition of *Acacia auriculiformis*. *Biol Fertil Soils* 38:170–175
- Giri, C., Zhu, Z., Tieszen, L.L., Singh, A., Gillette, S., & Kelmelis, J.A (2008). Mangrove forest distributions and dynamics (1975–2005) of the tsunami-affected region of Asia. *Journal of Biogeography.* 35, 519–528.
- Giri B (2017). Mycorrhizal dependency and growth response of *Gliricidia sepium* (Jacq.) Kunth ex Walp. under saline condition. *Plant Sci Today* 4(4):154–160
- Glenn MG, Chew FS, Williams PH (1985). Hyphal penetration of *Brassica* (Cruciferae) roots by a vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus. *New Phytol.* 99 : 463-472.
- Grant, C., Bittman, S., Montreal, M., Plenchette, C. and Morel, C (2005). Soil and fertilizer phosphorus: Effects on plant P supply and mycorrhizal development. *Canadian Journal of Plant Science*, vol. 85, p. 3-14.
- Golotte A, van Tuinen D (2004). Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi colonizing roots of the grass species *Agrostis capillaris* and *Lolium perenne* in a field experiment. *Mycorrhiza.* 14: 111-117.
- Gong, M., Tang, M., Chen, H., Zhang, Q., & Feng, X (2013). Effects of two *Glomus* species on the growth and physiological performance of *Sophora davidii* seedlings under water stress. *New Forests*, 44(3), 399-408.
- Gosling, P., Hodge, A. Goodlass, G. and Bending, G. D (2006). Review: Arbuscular mycorrhizal fungi and organic farming. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, vol. 113, p. 17-35.
- Grubben G.J.H.2004a *Amaranthus cruentus* L. p. 67–72. In: G.J.H. Grubben and O.A. Denton (eds.). *Plant resources of tropical Africa (PROTA) 2. Vegetables*. Backhuys Wageningen The Netherlands

H

Hajiboland, R., Aliasgharzadeh, N., Laiegh, S. F., Poschenrieder, C (2010). Colonization with arbuscular mycorrhizal fungi improves salinity tolerance of tomato (*Solanum lycopersicum* L.) plants. *Plant Soil* 331, 313-327.

Hallé, F (2008). *Aux origines des plantes*, tome 1, Francis Hallé | Fayard (Paris).

Hamel, D et Plenchette, C (2007). *Mycorrhizae in Crop Production*. Street, Binghamton, NY, Haworth Food & Agricultural Products Press, New York, 326 p.

Hamdy, A (1999). Saline irrigation and management for a sustainable use. *In: advanced short course on saline irrigation proceeding*. Agadir. 152-227.

Hamza, N. (2014). *Application des mycorhizes arbusculaires en culture maraîchère cas de la pastèque (Citrullus lanatus)*. Thèse de doctorat. Université Badji Mokhtar, Annaba

Harrier LA, Watson CA (2004). The potential role of arbuscular mycorrhizal (AM) fungi in the bioprotection of plants against soil-borne pathogens in organic and/or other sustainable farming systems. *Pest Manag. Sci* 60: 149–157.

Harris, R. W. (1992). Root-shoot ratios. In Annual conference of the international society of arboriculture, Philadelphia, USA, August 1991 (Vol. 18, pp. 39–42).

Hazard C, Gosling P, van der Gast CJ, Mitchell DT, Doohan FM, Bending GD (2012). The role of local environment and geographical distance in determining community composition of arbuscular mycorrhizal fungi at the landscape scale. *The ISME Journal* 7: 498-508. DOI: 10.1038/ismej.2012.127

Helgason T, Daniell TJ, Husband R, Fitter AH, Young JPW (1998). Ploughing up the wood-wide web. *Nature* 394:431.

Helgason T, Merryweather JW, Denison J, Wilson P, Young JPW, Fitter AH (2002). Selectivity and functional diversity in arbuscular mycorrhizas of co-occurring fungi and plants from a temperate deciduous woodland. *Journal of Ecology* 90: 371-384. DOI: 10.1046/j.1365-2745.2001.00674.x

Hijri, I., Z. Sykorova, F. Oehl, K. Ineichen, P. Mader, A. Wiemken and D. Redecker (2006). Communities of arbuscular mycorrhizal fungi in arable soils are not necessarily low in diversity. *Molecular Ecology* 15:2277-2289.

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.

Hodge, A., Helgason, T. and Fitter, A. H (2010). Mini-review: Nutritional ecology of arbuscular mycorrhizal fungi. *Fungal Ecology*, vol. 3, p. 267-273.

Hoffman GJ, Phene CJ (1971). Effect of constant salinity levels on water use efficiency of bean and cotton. *Trans. ASAE*, 14: 1103-1106.

Hopkins, W.G (2003). Physiologie végétale. Deuxième édition, Bruxelles, De Boeck Université, 352 p.

Houngnandan P, Yemadje RG, Kane A, Boeckx P, Van Cleemput O (2009). Les Glomales indigènes de la forêt Claire à *Isoperlinia doka* (Craib et Stapf) à Wari-Marou au centre du Bénin. *Tropicultura*. 27(2): 83-87.

Hu, W., Zhang, H., Chen, H., & Tang, M (2017). Arbuscular mycorrhizas influence *Lycium barbarum* tolerance of water stress in a hot environment. *Mycorrhiza*, 27(5), 451-463.

Huang, Z., Zou, Z., He, C., He, Z., Zhang, Z., & Li, J (2011). Physiological and photosynthetic responses of melon (*Cucumis melo* L.) seedlings to three *Glomus* species under water deficit. *Plant and soil*, 339(1-2), 391- 399.

I

Ijah, U. J. J.; Ayodele, H. S.; Aransiola, S. A (2015). Microbiological and Some Sensory Attributes of Watermelon Juice and Watermelon-Orange Juice Mix. *J. Food Resour. Sci.* 2015, 4, 49–61. DOI: 10.3923/jfrs.2015.49.61.

J

Jakab, G., ton, J., flors, V., Zimerli, L., Metraux, J.-P. et Mauch-mani, B (2005). Enhancing *Arabidopsis* salt and drought stress tolerance by chemical priming for its Abscisic Acid responses. *Plant Physiol.*, 139: 267-274.

Jangde, N (2013). Mycorrhizal Study in Selected Cultivars of Rice. Master thesis, The Rajendra Agricultural University, Bihar, Pusa. 111p.

Jansa J, Mozafar A, Anken T, Ruh R, Sanders IR, Frossard E (2002a). Diversity and structure of AMF communities as affected by tillage in a temperate soil. *Mycorrhiza* 12: 225-234. DOI: 10.1007/s00572-002-0163-z.

Jansa J, Mozafar A, Kuhn G, Anken T, Ruh R, Sanders IR, Frossard E (2003). Soil tillage affects the community structure of mycorrhizal fungi in maize roots. *Ecological Applications* 13: 1164-1176.

Jasper DA, Abbott LK, Robson AD (1989). Hyphae of a vesicular arbuscular mycorrhizal fungus maintain infectivity in dry soil, except when the soil is disturbed. *New Phytologist* 112: 101-107. DOI: <http://www.jstor.org/stable/2556761>

Jochems-Tanguay, L. (2014). Les inoculants mycorrhiziens pour une agriculture québécoise plus productive et moins dépendante aux engrais minéraux phosphatés .

Johnson NC, Zak DR, Tilman D, Pfleger FL.(1991). Dynamics of vesicular-arbuscular mycorrhizae during old-field succession. *Oecologia*. 1991;86:349-358.

Johnson , N.C., Copeland, P.J., Crookston, R.K. and Pfleger, F.L. (1992). Mycorrhizae- possible explanation for yield decline with continuous corn. *Agronomy Journal*, vol. 84, p. 387-390.

Juniper, S., & Abbott, L. (1993). Vesicular-arbuscular mycorrhizas and soil salinity. *Mycorrhiza*, 4(2), 45-57.

Juniper S, Abbott LK (2006). Soil Salinity Delays Germination and Limits Growth of Hyphae from Propagules of Arbuscular Mycorrhizal Fungi. *Mycorrhiza*. 15, 371–379.

K

Kaya, C., Higgs, D., Kirnak, H., & Tas, I. (2003). Mycorrhizal colonisation improves fruit yield and water use efficiency in watermelon (*Citrullus lanatus* Thunb.) grown under well-watered and water-stressed conditions. *Plant and soil*, 253(2), 287-292.

Khalloufi, M. (2018). L'etude des effets combinés des phytohormones et du sel sur des plantes de tomate (*Solanum lycopersicum* L.) inoculées ou non par des mycorrhizes á arbuscules (AMF). *Proyecto de investigación*.

Klironomos JN et Hart MM (2002). Colonization of roots by arbuscular mycorrhizal fungi using different sources of inoculum. *Mycorrhiza* 12: 181-184. DOI: 10.1007/s00572-002-0169-6

Koske RE, Tews LL (1987) . Vesicular arbuscular mycorrhizal fungi in Wisconsin sandy soils. *Mycologia*. 79:901-904.

Krüger M, Stockinger H, Krüger C, Schüßler A (2009). DNA-based species level detection of Glomeromycota: one PCR primer set for all arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytol* 183:212–223

L

Leake JR, Johnson D, Donnelly DP, Muckle GE, Boddy L, Read DJ (2004). Networks of power and influence: the role of mycorrhizal mycelium in controlling plant communities and

agroecosystem functioning. *Canadian Journal of Botany* 82: 1016-1045. DOI: 10.1139/b04-060

Le Cacheux, J.(2011). Agriculture mondiale et européenne, défis du XXI^e siècle. Revue de l'Observatoire français des conjonctures économiques, vol. 120, p. 198-234.

Lee J, Lee S, Young JPW (2008). Improved PCR primers for the detection and identification of arbuscular mycorrhizal fungi. *FEMS Microbiol Ecol* 65:339–349

Le Tacon, F. (1985). Les mycorhizes : une coopération entre plantes et champignons. *La Recherche*. 16, 624–632.

Le Tacon, F., T. Le Tacon, V. Mauron, Y. Rousseau, M. Backer and D. Bouchard (1999). Fertilisation raisonnée et mycorhize. 4^{ème} rencontre de la fertilisation raisonnée. Blois, novembre-décembre 1999, pp 211-222.

Leye, M. E., Macoumba, D., Ndiaye, F., Bassirou, D. I. A. L. L. O., Maiguizo, D. H., & Tahir, D. I. O. P. (2012). Effet de la mycorhization et de la salinité sur la croissance, les réponses biochimiques et la productivité de *Jatropha curcas* L., cultivée sous serre. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 6(4), 1741-1760.

Lingua G, D'Agostino G, Massa N, Antosiano M, Berta G (2002). Mycorrhiza-induced differential response to a yellows disease in tomato. *Mycorrhiza* 12; 191–198.

Li XL, Marschner H, George E (1991). Acquisition of phosphorus and copper by VA-mycorrhizal hyphae and root-to-shoot transport in white clover. *Plant and Soil* 136: 49-57. DOI: 10.1007/BF02465219

Lin, X., Feng, Y., Zhang, H., Chen, R., Wang, J., Zhang, J., & Chu, H. (2012). Long-term balanced fertilization decreases arbuscular mycorrhizal fungal diversity in an arable soil in North China revealed by 454 pyrosequencing. *Environmental Science and Technology*, 46(11), 5764–5771.

Li, X., Christie, P. (2001). Changes in soil solution Zn and pH and uptake of Zn by arbuscular mycorrhizal red clover in Zn-contaminated soil. *Chemosphere*, 42, 20–207.

Lobell, D. B., Schlenker, W. & Costa-Roberts, J (2011). Climate trends and global crop production since 1980. *Science* 333, 616–620 .

Luginbuehl, L. H., & Oldroyd, G. E. (2017). Understanding the arbuscule at the heart of endomycorrhizal symbioses in plants. *Current Biology*, 27(17), R952-R963.

M

Mahouachi, J., Socorro, A.R., & Talon, M. (2006). Responses of papaya seedlings (*Carica papaya* L.) to water stress and re-hydration: growth, photosynthesis and mineral nutrient imbalance. *Plant and Soil*. 281, 137–146.

Maillet, F., Poinot, V., André, O., Puech-Pagès, V., Haouy, A., Gueunier, M., Cromer, L., Giraudet, D., Formey, D., & Niebel, A. (2011). Fungal lipochitooligosaccharide symbiotic signals in arbuscular mycorrhiza. *Nature*, *469*, 58–63.

Mandel, H., Levy, N., Izkovitch, S. And Korman, S.H. (2005). "Elevated plasma citrulline and arginine due to consumption of *Citrullus vulgaris* (watermelon)". *Berichte der deutschen chemischen Gesellschaft* 28 (4): 467–472.

Maoto, M. M., Beswa, D., & Jideani, A. I. (2019). Watermelon as a potential fruit snack. *International Journal of Food Properties*, *22*(1), 355-370. [https://uses.plantnetproject.org/en/Citrullus lanatus \(PROTA\)](https://uses.plantnetproject.org/en/Citrullus_lanatus_(PROTA))

McGonigle TP, Evans DG, Miller MH (1990). Effect of degree of soil disturbance on mycorrhizal colonization and phosphorus absorption by maize in growth chamber and field experiments. *New Phytologist* 116: 629-636. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S0100-204X1999000700018>

Meddich, A., Oihabi, A., Jaiti, F., Bourzik, W., & Hafidi, M. (2015). Rôle des champignons mycorrhiziens arbusculaires dans la tolérance du palmier dattier (*Phoenix dactylifera*) à la fusariose vasculaire et au déficit hydrique. *Botany*, *93*(6), 369-377.

Meddad-Hamza A (2010). Les mycorhizes de l'olivier (*Olea europaea* L.) Aspects écologiques, effet sur la croissance et exploitation en pépinière. Thèse de doctorat. Université Badji Mokhtar, Annaba.

Meddad-Hamza, A., Beddiar, A., Gollotte, A., Lemoine, M. C., Kuszala, C., & Gianinazzi, S. (2010). Arbuscular mycorrhizal fungi improve the growth of olive trees and their resistance to transplantation stress. *African Journal of Biotechnology*, *9*(8).

Meddad-Hamza, A., Hamza, N., Neffar, S., Beddiar, A., Gianinazzi, S., & Chenchouni, H. (2017). Spatiotemporal variation of arbuscular mycorrhizal fungal colonization in olive (*Olea europaea* L.) roots across a broad mesic-xeric climatic gradient in North Africa. *Science of the Total Environment*, *583*, 176-189.

Morton JB and Benny GL (1990). Revised classification of arbuscular mycorrhizal fungi (Zygomycetes): A new order *Glomales* and *Gigasporineae* and two new families *Acaulosporaceae* and *Gigasporaceae* with an emendation of *Glomaceae*. *Mycotaxon* 37: 471-491.

Morton JB, Redecker D (2001). Two new families of Glomales, *Archaespora* and *Paraglomaceae*, with two new genera *Archaespora* and *Paraglomus*, based on concordant molecular and morphological characters, *Mycologia*. 93: 118-195.

Mo, Y., Wang, Y., Yang, R., Zheng, J., Liu, C., Li, H., et Zhang, X. (2016). Regulation of plant growth, photosynthesis, antioxidation and osmosis by an arbuscular mycorrhizal fungus.

Munns, R., Schmidt, S., & Beveridge, C. (2010). *Plants in Action A resource for teachers and students of plant science (II)*. Australian and New Zealand societies of plant sciences.

N

Nadji, W., Belbekri, N., Ykhlef, N., & Djekoun, A. (2017). Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi of durum Wheat (*Triticum durum* Desf.) fields of the East of Algeria. *J. Agric. Sci*, 9, 117.

Nannipieri, P., Grego, S., and Ceccanti, B. (1990). Ecological significance of the biological activity in soils. In *Soil Biochemistry*, J.M. Bollag, and G. Stotzky, eds. (New York: Marcel Dekker), p.293–355.

Nowak, B. (2013). Diminuer la dépendance aux engrais de synthèse par le recyclage local des éléments minéraux: analyse des stratégies d'approvisionnement en éléments minéraux des exploitations agricoles biologiques.

O

Oehl, F., Laczko, E., Bogenrieder, A., Stahr, K., Bösch, R., van der Heijden, M., & Sieverding, E. (2010). Soil type and land use intensity determine the composition of arbuscular mycorrhizal fungal communities. *Soil Biology and Biochemistry*, 42(5), 724-738.

Oehl, F., & Sieverding, E. (2004). *Pacispora*, a new vesicular arbuscular mycorrhizal fungal genus in the Glomeromycetes.

Omirou, M., Ioannides, I. M., & Ehaliotis, C. (2013). Mycorrhizal inoculation affects arbuscular mycorrhizal diversity in watermelon roots, but leads to improved colonization and plant response under water stress only. *Applied soil ecology*, 63, 112- 119.

Öpik M, Moora M, Liira J, Zobel M (2006). Composition of root-colonizing arbuscular mycorrhizal fungal communities in different ecosystems around the globe. *Journal of Ecology* 94: 778-790. DOI: 10.1111/j.1365-2745.2006.01136

Öpik M, Zobel M, Cantero JJ, Davison J, Facelli JM, Hiiesalu I, Jairus T, Kalwij JM, Koorem K, Leal ME, et al. (2013). Global sampling of plant roots expands the described molecular diversity of arbuscular mycorrhizal fungi. *Mycorrhiza* 23: 411–430

P

Parniske M (2008). Arbuscular mycorrhiza: the mother of plant root endosymbioses. *Nature reviews. Microbiology* 6: 763–75.

Paszkowski, U. (2006a). A journey through signaling in arbuscular mycorrhizal symbioses 2006. *New Phytol*, 172, 35-46.

Pavithra, D., & Yapa, N. (2018). Arbuscular mycorrhizal fungi inoculation enhances drought stress tolerance of plants. *Groundwater for Sustainable Development*, 7, 490-494.

Peyret-Guzzon, M. (2014). Etudes moléculaires de la diversité des communautés et populations de champignons mycorrhiziens à arbuscules (Glomeromycota) (Doctoral dissertation, Dijon).

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

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

Plenchette, C. and Clermont-Dauphin, C., Meynard, J. M., Fortin J. A. (2005). Managing arbuscular mycorrhizal fungi in cropping systems. *Canadian Journal of Plant Science*, vol. 65, p. 31-40.

Porcel R, Aroca R, Ruiz-Lozano JM (2012). Salinity Stress Alleviation using Arbuscular Mycorrhizal Fungi. *Review Agronomy for Sustainable Development*. 32, 181-200.

R

Ryan, M. H., Small, D. R., & Ash, J. E. (2000). Phosphorus controls the level of colonisation by arbuscular mycorrhizal fungi in conventional and biodynamic irrigated dairy pastures. *Australian Journal of Experimental Agriculture*, 40(5), 663-670.

Redecker, D., H. Thierfelder, C. Walker and D. Werner (1997). Restriction analysis of PCR-amplified internal transcribed spacers of ribosomal DNA as a tool for species identification in different genera of the order Glomales. *Applied and Environmental Microbiology*, 63:1756-1761

Redecker D, Raab P, Oehl F, Camacho FJ, Courtecuisse R (2007). A novel clade of sporocarp-forming species of glomeromycotan fungi in the *Diversisporales* lineage. *Mycological Progress* 6: 35-44.

Redecker, D., & Schüßler, A. (2014). 9 Glomeromycota. In *Systematics and Evolution*, D.J. McLaughlin, & J.W. Spatafora, eds. (Springer Berlin Heidelberg), pp. 251–269.

Reinhardt, D. (2007). Programming good relations development arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Curr Opin Plant Biol*, 10, 1–8.

Ren, L., Wang, B., Yue, C., Zhou, S., Zhang, S., Huo, H., & Xu, G. (2019). Mechanism of application nursery cultivation arbuscular mycorrhizal seedling in watermelon in the field. *Annals of applied biology*, 174(1), 51-60.

Redon, P. O. (2009). Rôle de champignons mycorhiziens à arbuscules dans le transfert du cadmium (Cd) du sol à la luzerne (*Medicago truncatula*) .

Requena, N., Serrano, E., Ocon, A. and Breuninger, M. (2006) Plant signals and fungal perception during arbuscular mycorrhiza establishment. *Phytochemistry*, 68, 33-40.

Robertson GP, Swinton SM (2005). Reconciling agricultural productivity and environmental integrity is a grand challenge for agriculture. *The Ecological Society of America* 3:39–46

Romdhane, M. B.; Haddar, A.; Ghazala, I.; Jeddou, K. B.; Helbert, C. B.; Ellouz-Chaabouni, S (2017). Optimization of Polysaccharides Extraction from Watermelon Rinds: Structure, Functional and Biological Activities. *Food Chem.* 216, 355–364. DOI: 10.1016/j.foodchem.2016.08.056

Ruiz-Lozano JM, Porcel R, Azcn C, Areca R (2012). Regulation by arbuscular mycorrhizae of the integrated physiological response to salinity in plants: new challenges in physiological and molecular studies. *J Exp Bot* 63:4033–4044

Ruiz-Lozano, J.M., Aroca, R., Zamarreño, Á.M., Molina, S., Andreo-Jiménez, B., Porcel, R., García-Mina, J.M., Ruyter-Spira, C., López-Ráez, J.A. (2016). Arbuscular mycorrhizal symbiosis induces strigolactone biosynthesis under drought and improves drought tolerance in lettuce and tomato. *Plant Cell Environ.*, 39(2), 441–452.

Ruiz-Sánchez, M., Aroca, R., Muñoz, Y., Polón, R., & Ruiz-Lozano, J. M. (2010). The arbuscular mycorrhizal symbiosis enhances the photosynthetic efficiency and the antioxidative response of rice plants subjected to drought stress. *Journal of plant physiology*, 167(11), 862-869.

S

Sanders, I.R., M. Alt, K. Groppe, T. Boller and A. Wiemken (1995). Identification of ribosomal DNA polymorphisms among and within spores of the Glomales: application to studies on the genetic diversity of arbuscular mycorrhizal fungal communities. *New Phytologist* 130:419-427

Schüßler A et Walker C (2010). The Glomeromycota. A species list with new families and new genera. The Royal Botanic Garden Edinburgh, The Royal Botanic Garden Kew, Botanische Staatssammlung Munich, and Oregon State University. DOI: <http://www.lrz.de/~schuessler/amphylo/>

Sidhoum, W., & Fortas, Z. (2013). Effect of arbuscular mycorrhizal fungi on growth of semi-woody olive cuttings of the variety “Sigoise” in Algeria. *Am J Res Commun*, 1, 244-57.

Sieverding E (1990). Ecology of VAM fungi in tropical agrosystems. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 29: 369-390. DOI: 10.1016/0167-8809(90)90303-U

- Simon, L., M. Lalonde and T.H. Bruns (1992). Specific amplification of 18S fungal ribosomal genes from vesicular arbuscular Endomycorrhizal fungi colonizing roots. *Applied and Environmental Microbiology* 58: 291-295
- Singh, R., A. Adholeya et K.G. Mukerji (2000). Mycorrhiza in control of soil-borne pathogens. Pages 173-196 in K.G. Mukerji, B.P. Chamola et J. Singh (éds.), *Mycorrhizal biology*. Kluwer Academic/Plenum Publishers, New York.
- Smith FA, Jakobsen I, Smith SE (2000). Spatial differences in acquisition of soil phosphate between two arbuscular mycorrhizal fungi in symbiosis with *Medicago truncatula*. *New Phytologist* 147: 357–366
- Smith S.E. et Read D (1998). *Mycorrhizal symbiosis*. Edition Elsevier, Third Edition, Great Britain. 787p. Smith, S. E. and Read, D. J. (2008). *Mycorrhizal Symbiosis*. Troisième édition, New York, Academic Press, 800 p.
- Smith, S. E. and Read, D. J. (2008). *Mycorrhizal Symbiosis*. Troisième édition, New York, Academic Press, 800 p.
- Sochacki, P., Ward, J. R., & Cruzan, M. B. (2013). Consequences of mycorrhizal colonization for *Piriqueta* morphotypes under drought stress. *International Journal of Plant Sciences*, 174(1), 65-73.
- Soleimani S., H. Abbaspour, A.R. Mohammadi Nafchi (2016). Contributions of Arbuscular Mycorrhizal Fungi to Growth, Biomass and Nutrient Status of Pistachio Seedlings under Saline Conditions. *Journal of Nuts* 7(1):67-74, 2016.
- Song, Y., Guo, L., Li, C., Muminov, A. M., & Jiang, G. (2017). Green revolution calls for high efficiency eco-agriculture. *Transylvanian Review*, 1(8).
- Soteriou, G. A., Kyriacou, M. C., Siomos, A. S., & Gerasopoulos, D. (2014). Evolution of watermelon fruit physicochemical and phytochemical composition during ripening as affected by grafting. *Food chemistry*, 165, 282-289.
- Sow, H. A., Diop, T. A., Ndiaye, F., Manga, A. G. B., & Diallo, A. (2008). Influence de la mycorrhization arbusculaire sur la culture intensive de l'oignon (*Allium cepa* L) au Sénégal. *J Sci*, 8, 1-6.
- Spatafora, J.W., Chang, Y., Benny, G.L., Lazarus, K., Smith, M.E., Berbee, M.L., Bonito, G., Corradi, N., Grigoriev, I., Gryganskyi, A., et al. (2016). A phylum-level phylogenetic classification of zygomycete fungi based on genome-scale data. *Mycologia* 108, 1028–1046.
- Sultan, D. E. R. E., COBAN, A., AKHOUNDNEJAD, Y., OZSOY, S., & DASGAN, H. Y. (2019). Use of Mycorrhiza to Reduce Mineral Fertilizers in Soilless Melon (*Cucumis melo* L.) Cultivation. *Notulae Botanicae Horti Agrobotanici Cluj-Napoca*, 47(4).
- Sultana, B., & Ashraf, R. (2019). Watermelon (*Citrullus lanatus*) Oil. In *Fruit Oils Chemistry and Functionality* (pp. 741-756). Springer, Cham.

Sutton M A and Centre for Ecology and Hydrology (Great Britain) (2013). Our nutrient world: the challenge to produce more food and energy with less pollution Online: http://www.gpa.unep.org/component/docman/doc_download/255-our-nutrientworld.html?Itemid=139

T

Tchabi, A., Coyne, D., Hountondji, F., Lawouin, L., Wiemken, A., & Oehl, F. (2008). Arbuscular mycorrhizal fungal communities in sub-Saharan Savannas of Benin, West Africa, as affected by agricultural land use intensity and ecological zone. *Mycorrhiza*, 18(4), 181-195.

Tian, C. Y.; Feng, G.; Li, X. L.; Zhang, F. S. (2004). Different effects of arbuscular mycorrhizal fungal isolates from saline or non-saline soil on salinity tolerance of plants. *Applied Soil Ecology*, Amsterdam, v. 26, n. 2, p. 143-148.

Tian, Y. H., Lei, Y. B., Zheng, Y. L., & Cai, Z. Q. (2013). Synergistic effect of colonization with arbuscular mycorrhizal fungi improves growth and drought tolerance of *Plukenetia volubilis* seedlings. *Acta Physiologiae Plantarum*, 35(3), 687-696.

Tavares, R. C.; Mendes Filho, P. F.; Lacerda, C. F.; Silva, J (2012). Colonização micorrízica e nodulação radicular em mudas de sabiá (*Mimosa caesalpiniaefolia* Benth.) sob diferentes níveis de salinidade. *Revista Ciência Agronômica*, Fortaleza, v. 43, n. 4, p. 409-416, 2012.

Thonar C, Frossard E, Smilauer P, Jansa J (2014). Competition and facilitation in synthetic communities of arbuscular mycorrhizal fungi. *Molecular Ecology* 23: 733-746. DOI: 10.1111/mec.12625

Trappe, J. M. (1962). Fungus associates of ectotrophic mycorrhizae. *The Botanical Review*, 28(4), 538-606.

Trotta A, Varese G.C, Gnani E, Fusconi A, Sampo S, Berta G (1996). Interactions between the soilborne root pathogen *Phytophthora nicotianae* var. *parasitica* and the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus mosseae* in tomato plants. *Plant Soil* 185: 199–209.

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

Trouvelot S, van Tuinen D, Hijri M, Gianinazzi-Pearson V (1999). Visualization of ribosomal DNA loci in spore interphasic nuclei of glomalean fungi by fluorescence in situ hybridization. *Mycorrhiza* 8: 203-206.

Toscano, S., Scuderi, D., Giuffrida, F., & Romano, D. (2014). Responses of Mediterranean ornamental shrubs to drought stress and recovery. *Scientia Horticulturae*, 178, 145- 153.

Turk MA, Assaf TA, Hammed KM, Al-Tawaha AM (2008). Significance of mycorrhizae. *World J.*

Agric. Sci 2: 16–20.

U

USDA, (2002). USDA nutrient database for standard reference, release 15. [Internet] U.S. Department of Agriculture, Beltsville Human Nutrition Research Center, Beltsville Md, United States. <http://www.nal.usda.gov/fnic/foodco> mp.

V

Vandenkoornhuyse, P., Ridgway, K. P., Watson, I. J., Fitter, A. H. & Young, J. P. W. (2003). Coexisting grass species have distinctive arbuscular mycorrhizal communities. *Molecular ecology* 12, 3085-3095, doi:10.1046/j.1365-294X.2003.01967.x (2003).

Van Tuinen D, Zhao B, Gianinazzi-Pearson V (1998a). PCR in studies of AM fungi: from primers to application. In: Varma AK (Eds), *Mycorrhiza Manual*. Springer-Verlag, Heidelberg. 387-400.

Vincente-Sánchez, J., Nicolás, E., Pedrero, F., Alarcón, J.J., Maestre-Valero, J.F., Fernández, F. (2014). Arbuscular mycorrhizal symbiosis alleviates detrimental effects of saline reclaimed water in lettuce plants. *Mycorrhiza*, 24, 339–348.

W

Wang FY, Hu JL, Lin XG, Qin SW, Wang JH (2011). Arbuscular mycorrhizal fungal community structure and diversity in response to long-term fertilization: a field case from China. *World Journal of Microbiology and Biotechnology* 27: 67-74. DOI: 10.1007/s11274-010-0427-2

Wang X, Li X (2013). An overview of the updated classification system and species diversity of arbuscular mycorrhizal fungi. *Acta Ecologica Sinica Volume* 33: 834–843.

Willis, A., Rodrigues, B. F., Harris, P. J. C. (2013). The Ecology of Arbuscular Mycorrhizal Fungi. *Critical Reviews in Plant Sciences*, vol. 32, p. 1-20.

Wright, S., and A. Upadhyaya (1998). A survey of soils for aggregate stability and glomalin, a glycoprotein produced by hyphae of arbuscular micorrhizal fungi. *Plant and Soil* 198:97–107.

Wubet T, Weiß M, Kottke I, Teketay D, Oberwinkler F (2006). Phylogenetic analysis of nuclear small subunit rDNA sequences suggests that the endangered African Pencil Cedar, *Juniperus procera*, is associated with distinct members of Glomeraceae. *Mycol Res* 110:1059–1069

Wu, Q. S., Zou, Y. N., Xia, R. X., & Wang, M. Y. (2007). Five *Glomus* species affect water relations of Citrus tangerine during drought stress. *Bot Stud*, 48(2), 147-154.

Wu QS, Zou YN (2009). Adaptive Responses of Birch Leaved Pear (*Pyrus Betulaefolia*) Seedlings to Salinity Stress. *Notulae Botanicae Horti Agrobotanici Cluj-Napoca*. 37, 133–138.

Y

Yamato M, Ikeda S, Iwase K (2008). Community of arbuscular mycorrhizal fungi in coastal vegetation on Okinawa Island and effect of the isolated fungi on growth of *sorghum* under salt-treated conditions. *Mycorrhiza* 18:241–249

Yang, Y., Tang, M., Sulpice, R., Chen, H., Tian, S., and Ban, Y. (2014). Arbuscular mycorrhizal fungi alter fractal dimension characteristics of *Robinia pseudoacacia* L. Seedlings through regulating plant growth, leaf water status, photosynthesis, and nutrient concentration under drought stress. *J. Plant Growth Regul.* 33, 612–625.

Z

Zarik, L., Meddich, A., Hijri, M., Hafidi, M., Ouhammou, A., Ouahmane, L., Duponnois, R., Boumezzough, A. (2016). Use of arbuscular mycorrhizal fungi to improve the drought tolerance of *Cupressus atlantica* G. C. R. Biol. 339, 185–196.

Ziane, H., Meddad-Hamza, A., Beddiar, A., & Gianinazzi, S. (2017). Effects of arbuscular mycorrhizal fungi and fertilization levels on industrial tomato growth and production. *International Journal of Agriculture and Biology*, 19(2).

Zhang, X.H., Lin, A.J., Chen, B.D., Wang, Y.S., Smith, S.E. and Smith, F.A. (2006). Effects of *Glomus mosseae* on the toxicity of heavy metals to *Vicia faba*. *J Environ Sci (China)*, 18, 721-726.

Zornoza, R., Acosta, J.A., Bastida, F., Domínguez, S.G., Toledo, D.M., and Faz, A. (2015). Identification of sensitive indicators to assess the interrelationship between soil quality, management practices and human health. *Soil (Gottingen)* 1 (1), 173–185 <https://doi.org/10.5194/soil-1-173-2015>.

Site 1 : <http://fungi.invam.wvu.edu/the-fungi/classification/glomaceae.html>

Site 2 : https://fr.wikipedia.org/wiki/Agriculture_en_Algerie

Site 3 : <https://www.courrierinternational.com/article/2014/11/13/l-odysee-de-la-pasteque>

Site 4 : [https://uses.plantnet-project.org/fr/Citrullus_lanatus_\(PROTA\)](https://uses.plantnet-project.org/fr/Citrullus_lanatus_(PROTA))

Site 5 : <https://fr.climate-data.org/afrique/algerie/skikda-1152/>

Site 6 : <https://fr.climate-data.org/afrique/algerie/el-tarf/el-tarf-321275/>

Site 7 : Les amendements organiques:fumiers et composts module 7-chapitre 12 disponible sur http://www.agrireseau.qc.ca/agriculturebiologique/documents/MARAI_Chapitre_12Amendements.pdf.

Annexe 1

Table d'ALEXENDER (1965) pour déterminer le nombre le plus probable de propagules de champignons mycorhizogène dans un sol.

P ₁	P ₂	Most probable number for indicated values of P ₃					
		0	1	2	3	4	5
0	0	-	0.019	0.036	0.054	0.072	0.090
0	1	0.019	0.036	0.055	0.073	0.091	0.11
0	2	0.037	0.055	0.074	0.092	0.11	0.10
0	3	0.056	0.074	0.093	0.11	0.13	0.15
0	4	0.075	0.094	0.11	0.13	0.15	0.17
0	5	0.094	0.11	0.13	0.15	0.17	0.19
1	0	0.020	0.040	0.060	0.090	0.10	0.12
1	1	0.040	0.061	0.081	0.10	0.12	0.14
1	2	0.061	0.082	0.10	0.12	0.15	0.17
1	3	0.093	0.10	0.13	0.15	0.17	0.19
1	4	0.11	0.13	0.15	0.17	0.19	0.22
1	5	0.13	0.15	0.17	0.19	0.22	0.24
2	0	0.045	0.068	0.091	0.12	0.14	0.16
2	1	0.068	0.092	0.12	0.14	0.17	0.19
2	2	0.093	0.12	0.14	0.17	0.19	0.22
2	3	0.12	0.14	0.17	0.20	0.22	0.25
2	4	0.15	0.17	0.20	0.23	0.25	0.29
2	5	0.17	0.20	0.23	0.26	0.29	0.32
3	0	0.078	0.11	0.13	0.16	0.20	0.23
3	1	0.11	0.14	0.17	0.20	0.23	0.27
3	2	0.14	0.17	0.20	0.24	0.27	0.31
3	3	0.17	0.21	0.24	0.28	0.31	0.35
3	4	0.21	0.24	0.28	0.32	0.36	0.40
3	5	0.25	0.29	0.32	0.37	0.41	0.45
4	0	0.13	0.17	0.21	0.25	0.30	0.36
4	1	0.17	0.21	0.26	0.31	0.36	0.42
4	2	0.22	0.26	0.32	0.38	0.44	0.50
4	3	0.27	0.33	0.39	0.45	0.52	0.59
4	4	0.34	0.40	0.47	0.54	0.62	0.69
4	5	0.41	0.48	0.56	0.64	0.72	0.81
5	0	0.23	0.31	0.43	0.58	0.76	0.95
5	1	0.33	0.46	0.64	0.84	1.1	1.3
5	2	0.49	0.70	0.95	1.2	1.5	1.8
5	3	0.79	1.1	1.4	1.8	2.1	2.5
5	4	1.3	1.7	2.2	2.8	3.5	4.3
5	5	2.4	3.5	5.4	9.2	16	-

Annexe 2

Grilles d'évaluation de la colonisation mycorhizienne des racines.

	0	1				2				3				4				5							
		A1	A2	A1	A0	A1	A2	A1	A0	A1	A2	A1	A0	A1	A2	A1	A0	A1	A2	A1	A0				
1																									
2																									
3																									
4																									
5																									
6																									
7																									
8																									
9																									
10																									
11																									
12																									
13																									
14																									
15																									
16																									
17																									
18																									
19																									
20																									
21																									
22																									
23																									
24																									
25																									
26																									
27																									
28																									
29																									
30																									
Tot																									

Annexe 3

Solution colorante « Bleu Trypan »

300 ml de glycérol

300 ml d'acide lactique

300 ml d'eau ultrapure

0,3 g bleu de Trypan ou 3g de Fushine acide.

Annexe 4

PVLG est composé de :

Eau ultrapure (100 ml)

Acide lactique (100 ml)

Glycérol (10ml)

Alcool de polyvinyle PVA (16,6 g).

Réactif de Melzer est composé de :

Eau ultrapure (100ml)

Hydrate de chloral (100g)

Iode (1,5g),Iodure de potassium (50g).

Annexe 5

Milieu LB (Luria Bertani)

1% Bacto-Tryptone

1% NaCl

Ajuster à Ph 7,0 avec du NaOH

Autoclaver (20 minutes).

Résumé

L'agriculture en Algérie est confrontée à bien des défis, d'une part le changement climatique qui accentue les problèmes de salinité et de sécheresse, responsables de la baisse de production agricole et d'autre part la dépendance aux intrants chimiques qui ont un impact sur l'environnement et la santé humaine. L'objectif de ce travail consiste à tester le potentiel bio-protecteur des champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA), sous serre, sur des plants de pastèque soumis aux stress hydrique et salin, ainsi que de tester en plein champ sur la même culture, le potentiel biofertilisant des champignons mycorhiziens à arbuscules combinés à des doses réduites, d'engrais minéraux (NPK) et/ou de matière organique (fumier) par rapport aux doses recommandées pour cette culture. Une dernière partie a été consacrée à la prospection de la diversité des CMA, suivie d'une caractérisation moléculaire des espèces les plus résistantes présentes dans quelques sols agricoles du Nord-est Algérien susceptible de servir à l'élaboration d'un inoculum local adapté à nos conditions environnementales.

Les résultats sur le stress hydrique et salin ont démontré le rôle des CMA dans l'amélioration de la tolérance des plants à ces stress. Ainsi, quelles que soient les contraintes hydrique et saline appliquées, l'inoculation a diminué la perte de biomasse des plants de pastèque de 50% dans le cas du stress hydrique et a diminué la perte en croissance aux concentrations NaCl 50mM et 100mM dans le cas du stress salin, les concentrations 150mM et 200mM étaient des doses létales.

L'essai en plein champ sur cette culture traitée à des doses réduites de fertilisant chimique ou organique a enregistré des rendements dans les parcelles mycorhizées significativement supérieurs à ceux obtenus dans les parcelles témoins de (+17%) et ceux quelque soit la fertilisation appliquée. Toutefois, dans les parcelles mycorhizées, l'amendement en matière organique (MO) à 50% donne un gain en rendement de (+10.35%), l'apport d'engrais minéral NPK à 25% de la dose recommandée donne une hausse de (+19.75%). La combinaison des deux fertilisants 25% NPK et 50% MO a donné un gain de (+56.16%). Le gain le plus important a été enregistré pour l'apport de l'engrais NPK à 50% de la dose recommandée avec une hausse de (+129.37%). Les parcelles non mycorhizées ont donné des gains de rendement à (50% MO), (25% NPK), (25% NPK+50% MO) et de (50% NPK) de respectivement : (+8.26%), (+10.59%), (+29.23%) et (+85.06%).

La prospection sur l'état mycorhizien de quelques sols agricoles du Nord-est Algérien se sont montrés particulièrement pauvres en CMA ; 7 morphotypes ont été observés. La caractérisation moléculaire des espèces les plus abondantes a permis d'identifier les espèces (*Funneliformis geosporum*, *Pacispora scintillans* et *Septoglomus jasnowskae/xanthium*).

Mots clés : Champignons mycorhiziens arbusculaires, stress hydrique, stress salin, fertilisant chimique, fertilisation organique, inoculum commercial, diversité mycorhizienne, pastèque.