

**UNIVERSITE SAAD DAHLAB DE BLIDA**

**Faculté des sciences agronomiques et vétérinaires  
Département d'agronomie**

## **MEMOIRE DE MAGISTER**

**En Agronomie**

**Option " amélioration des productions végétales "**

**ETUDE DE LA MYCORHIZATION de *Tamarix articulata* Vahl.**

Présenté par :

**M<sup>me</sup> Trodi Née Ben cherif Karima.**

**Devant le jury composé de :**

Président du jury :	<b>M<sup>r</sup>. Benmoussa Mabrouk</b>	<b>Prof.</b>	<b>USDB.</b>
Membres :	<b>M<sup>me</sup>. Hargas Rosa</b>	<b>Prof.</b>	<b>Univ.Tiziouzou.</b>
	<b>M<sup>r</sup>. Ben Chaâbane Messoud</b>	<b>M.C</b>	<b>USDB.</b>
	<b>M<sup>me</sup> Chaouch Fatima Zohra</b>	<b>M.C.</b>	<b>USDB.</b>
	<b>M<sup>me</sup> Brague Nadia</b>	<b>Chargée de recherche</b>	<b>INRF.</b>
Promoteur :	<b>M<sup>r</sup>. Boutekrabt Ammar</b>	<b>Prof.</b>	<b>USDB.</b>

Blida Février 2007

## RESUME

La zone de Zahrez (W. Djelfa) se caractérise par un climat semi-aride à hiver frais et une couverture végétale variée où *Tamarix articulata* Vall occupe de larges surfaces. C'est dans cette zone que nous avons délimité trois stations d'étude sur la base de différence d'âge du peuplement du *Tamarix* et la texture du sol. Ces stations font l'objet d'étude de mycorhizes durant une période de huit mois. Nous avons déterminé une seule souche endomycorhizienne de type *Glomus sp*, suite à la mise en culture des fragments sur milieux synthétiques.

Le bouturage du tamarix en association à la mycorhization et à la fertilisation, donne de bons résultats au niveau de la croissance. Toute fois, au niveau des boutures ferti-irriguées, la mycorhization est absente confirmant la nécessité d'utilité de la carence pour la réussite de la mycorhization.

La mycorhization contrôlée révèle un effet plutôt satisfaisant sur les plants testés. L'analyse statistique confirme ce rapport de croissance et démontre la corrélation positive entre la matière organique, la capacité d'échange et le taux d'infection des racines au niveau des stations.

**Mots clés :** *Tamarix articulata*, infection endomycorhizienne, *Glomus sp*, région semi-aride, climat méditerranéen, lutte contre la désertification.

## الملخص

منطقة زهرز (ولاية الجلفة) تتميز بمناخ شبه جاف و شتاء دافئ بالإضافة إلى غطاء نباتي متنوع الذي تحتل الطرفة فيه مساحات معتبرة. في هذه المنطقة اخترنا ثلاث محطات متميزة بعمر أشجارها المختلف و نوعية متغيرة في تربتها هذه المحطات استعملت لانتقاء جذور فطرية و هذا لمدة ثمانية أشهر. تحصلنا على نوع واحد من الجذور الفطرية. و هذا تبعا لدراسة نمو الجذور في محاليل مخبرية.

غراسة أغصان الطرفة في تربة تحتوي على ابواغ و جذور بلاضافة إلى سقي بعض الأفراد بمحاليل سمادية. تحصلنا على نمو لا باس به مع غياب للجذور الفطرية في وجود الأسمدة.

غرس شتلات مع إضافة الميكوريز في التراب اظهر نتائج حسنة أكدت بواسطة التحاليل الإحصائية. هذه الأخيرة أظهرت أيضا وجود علاقة ايجابية بين المادة العضوية للتربة وناقليه الكهرباء مع درجة استيطان الجذور الفطرية في نبات الطرفة بالمحطات الثلاثة.

**المصطلحات** الطرفة- التهاب ميكوريزي-منطقة شبه جافة-مناخ متوسط-مكافحة التصحر.

## **ABSTRACT :**

The Zahrez region (W.Djelfa) are characterized by a semiarid climate at fresh winter and variable vegetable cover, when *Tamarix articulata* Vahl take a large possession of area. In this region we delimited stations with variants age of tamarix and different texture of soil, who are the subject of stating mycorrhizza samples during height months. We canted on stump of VAM "*Glomus sp*", following playing a fragment of roots in synthetic sphere.

The propagation by cutting of Tamarix coupled with mycorrhization and fertilisation give a satisfactory results, except for the fertirrigated seed plant.

The mycorrhization of seed plants of *Tamarix articulata* Vahl, reveal a good result. Statistic analysis confirms the relation ship between mycorrhization and growth of seed plants. And throw positif correlation between organic mather, electric conductivity with colonisation rate of roots in the three stations.

**Key words :** *Tamarix articulata*- endomycorrhizien infection- *Glomus sp*- semi arid region-Mediterranean climate.

## REMERCIEMENTS

C'est avec un très agréable devoir d'adresser mes remerciements à tous ceux qui, à des titres divers m'ont conseillé et m'ont apporté leur aide pour mener à bien ce travail.

En premier lieu, je tiens à exprimer ma gratitude et ma reconnaissance à Monsieur le professeur A. Boutekrabt pour m'avoir encadré et fournir de précieux conseils.

Au Pr. Benmoussa pour avoir accepté de présider le membre de jury.

M<sup>me</sup> Brague Bouragba Nadia, attachée de recherche, INRF- Djelfa, pour toute l'aide qu'elle m'a apporté avant, durant et après la période de mon travail, et pour avoir accepté de juger ce travail en dépit de toutes ces occupations.

Je remercie également M<sup>me</sup> Hargas Professeur Université de TiziOuzou, pour avoir accepté de corriger et de juger mon travail.

Ainsi qu'aux D<sup>r</sup>. Benchaabâne et M<sup>me</sup> Chaouch, pour les connaissances qu'ils m'ont apporté aux cours de l'année théorique et pour avoir accepté de faire partis des membres du jury.

Je remercie aussi toute l'équipe de l'INRF de Djelfa, et plus spécialement M<sup>r</sup> Brague Directeur de la station et M<sup>r</sup> Nemla chauffeur de la station.

Je tient à remercie également M<sup>r</sup> Choukri, directeur du Centre Universitaire Ziane Achour-Djelfa, ainsi que l'équipe du laboratoire de biologie végétale.

Je me dois d'associer également M<sup>r</sup> et M<sup>me</sup> Guacem, qui sans leur aide je n'aurais jamais réussi à passer le concours de magistère.

Je présente une sincère gratitude et je dédie ce travail à mon rayon de soleil, mon porte bonheur et ma source d'énergie ; mon fils Mohamed Fakher Eddine, qui a beaucoup souffère durant mes études de magistère, 'merci mon trésor'.

A ma mère qui m'a toujours poussé à avancer dans mes études et qui a toujours cru en moi.

A mon mari, qui malgré ses sauts d'humeurs, ma soutenu et épaulé tout au long de ces deux années d'études, voir même au cours de la période de préparation du concours de magistère.

Je n'oublierais pas tous les membres de ma famille : mon cher père que j'espère sera toujours fière de moi, ma chère belle mère que j'estime beaucoup, mes chères frères et sœurs et plus spécialement Lina Nawel.

Je remercie également M<sup>me</sup> Yolande Dalpé et M<sup>r</sup> Tharcisse Barasubiye, Ph.D. au Service national d'identification des champignons d'Ottawa (Canada), pour leurs aides et conseils.

J'exprime une très amicale pensée à mes amis (es) ainsi qu'à ma promotion de magistère en leur souhaitant une bonne continuation.

Sans oublier M<sup>me</sup> Boulehia Nacira, gouvernante de crèche (Blida), qui c'est bien occupé de mon fils durant l'année théorique.

Enfin, ma famille, mes amis, mes enseignants d'ici et d'ailleurs, chacun à sa manière m'a enrichi, qu'ils trouvent ici l'expression de ma profonde reconnaissance.

## TABLE DES MATIERES

RESUME	1
REMERCIEMENTS	2
TABLE DES MATIERES	7
LISTES DES ILLUSTRATIONS, GRAPHIQUES ET TABLEAUX	9
INTRODUCTION	13
1. GENERALITES SUR LES MYCORHIZES	16
1.1. aperçu historique sur la mycorhization.	16
1.2. Monographie des mycorhizes.	19
1.3. Pourquoi la mycorhization est importante ?	31
1.4. Classification et phylogénie des mycorhizes.	36
1.5. Processus d'infection	44
1.6. La mycorhization contrôlée	46
1.7. Ecologie de la symbiose mycorhizienne	48
2. GENERALITES SUR LE TAMARIX	53
2.1. Présentation du genre <i>Tamarix</i> L	53
2.2. Le Tamarix en Algérie	59
2.3. Micro propagation du Tamarix	65
3. DESCRIPTION DE LA ZONE D'ETUDE	69
3.1. Aperçu sur la wilaya de Djelfa	69
3.2. Description de la zone d'étude	71
4. PARTIE EXPERIMENTALE	81
4.1. Choix des stations	82
4.2. Culture des mycorhizes	85
4.3. Micro propagation du tamarix.	91
4.4. La mycorhization contrôlée du <i>Tamarix articulata</i> VAHL	95
4.6. Etude du sol	98
5. RESULTATS	102
5.1. Résultats de l'analyse pédologique	102
5.2. Résultat du bouturage	103
5.3. Résultats de la mycorhization contrôlée	106
5.4. Résultats du semis direct	110
5.5. Les résultats des mises en cultures sur milieu synthétique	111
5.6. Analyse statistique des résultats	126
6. DISCUSSION	134
6.1. Le bouturage	134

6.2. La mycorhization contrôlée	139
6.3. Expérience du semis direct	145
6.4. La mise en culture sur milieu synthétique	146
6.5. Le taux d'infection des racines	157
CONCLUSION	160
APPENDICE	163
A. Annexes	163
B. Liste des symboles et abréviations	167
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUE	168

## LISTE DES ILLUSTRATIONS, GRAPHIQUES ET TABLEAUX

### Liste des figures

<b>Figure N° 1.1</b> : Présentation générale des Ectomycorhizes	12
<b>Figure N°1.2</b> : Racine mycorhizée	13
<b>Figure N°1.3</b> : Filaments de champignons en surface d'une racine mycorhizée	13
<b>Figure N°1.4</b> : Aspect des ectomycorhizes	14
<b>Figure N° 1.5</b> : Illustration schématique d'une Ectomycorhize en vue éclatée	15
<b>Figure N° 1.6</b> : Proportion des endomycorhizes dans les Angiospermes	16
<b>Figure N° 1.7</b> : <b>A</b> : Pénétration d'une endomycorhoize dans une radicelle de Trèfle <b>B</b> : Morphologie des racines d' <i>Acer carolinianum</i> .	17 17
<b>Figure N°1.8</b> : Fragments de coupe longitudinale pratiquée dans des endomycorhizes	19
<b>Figure N° 1.9</b> : Les vésicules chez les endomycorhizes des orchidées	19
<b>Figure N°1.10</b> : Schéma rassemblant les principales formes de mycorhizes associées aux racines des plantes	21
<b>Figure N° 1.11</b> : Les composants de la symbiose mycorhizienne	27
<b>Figure N°1.12</b> : Echanges nutritifs entre l'hôte et le champignon	27
<b>Figure N° 1.13</b> : Schéma représentatif de la reproduction des mycètes	29
<b>Figure N°1.14</b> : La reproduction sexuée chez les Ascomycètes	31
<b>Figure N° 1.15</b> : La reproduction chez les Basidiomycètes	32
<b>Figure N°1.16</b> : La reproduction sexuée chez les endomycorhizes	33
<b>Figure N°2.1</b> : Partie aérienne du Tamarix	46
<b>Figure N°2.2</b> : Les fleurs et les graines de <i>Tamarix articulat</i> VAHL	47
<b>Figure N°2.3</b> : Le Tamarix fixateur de sol autour de la voie ferroviaire dans la région d'El-Mesrane (W. Djelfa).	53
<b>Figure N° 2.4</b> : Réussite du projet de fixation des dunes d'El-Mesrane.	56
<b>Figure N°3.1</b> : Limites administratives de la wilaya de Djelfa	62
<b>Figure N° 3.2</b> : Situation géographique des deux zones d'études	64
<b>Figure N°3.3</b> : Précipitations moyennes mensuelles corrigées de la zone d'étude (1975-2006)	69
<b>Figure N° 3.4</b> Températures mensuelles maximales et minimales (1975-2006) pour la région d'étude..	70
<b>Figure N° 3.5</b> : Climagramme d'Emberger pour les zones d'études	71
<b>Figure N° 3.6</b> : Diagramme ombrothermique pour la zone d'étude	72
<b>Figure N° 4.1</b> : Vue générale de la première station : cordon dunaire (El-Mesrane)	74
<b>Figure N° 4.2</b> : Vue générale de la deuxième station : El-Mesrane	75
<b>Figure N°4.3</b> : Vue générale de la troisième station : Zâafrane	76

<b>Figure N° 4.4</b> : Densité du Tamarix dans la station de Zâafrane	76
<b>Figure N°4.5</b> : Organigramme méthodologique de travail	77
<b>Figure N° 4.6</b> : Etapes d'échantillonnages	79
<b>Figure N° 4.7</b> : préservation des échantillons	79
<b>Figure N°4.8</b> : Etapes de la mise en culture des échantillons jusqu'à la préservation	80
<b>Figure N°4.9</b> : Le repiquage de désinfection	82
<b>Figure N° 4.10</b> : mise en incubation dans une étuve à 25°c.	82
<b>Figure N° 4.11</b> : Champignon mycorhizien en milieu de culture Malt-Agar (mycélium pur)	83
<b>Figure N°4.12</b> : Organigramme représentatif de la mycorhization contrôlée	89
<b>Figure N°4.12</b> : La méthode internationale du dosage de la granulométrie	93
<b>Figure N° 5.1</b> : Triangles de texture pour les trois stations	95
<b>Figure N° 5.2</b> : Nombre de feuilles obtenues chez les boutures du premier essai.	96
<b>Figure N°5.3</b> : L'angle de divergence en fonction des individus observés dans le premier essai	96
<b>Figure N°5.4</b> : Nombre de feuilles obtenues dans le troisième essai.	97
<b>Figure N°5.5</b> : L'effet de la mycorhization sur la divergence	98
<b>Figure N°5.6</b> : Effet de la mycorhization sur la croissance	101
<b>Figure N°5.7</b> : Effet de la mycorhization sur la hauteur des plants.	101
<b>Figure N°5.8</b> : Influence de la mycorhization sur le taux de croissance des plants	101
<b>Figure N°5.9</b> : Effet de la mycorhization sur le diamètre des plants	101
<b>Figure N°5.10</b> : Comparaison entre l'évolution du plant 2 avec le témoin	102
<b>Figure N°5.11</b> : Echantillon de mycélium de sub-culture obtenue	107
<b>Figure N°5.12</b> : Croissance du mycélium endomycorhizien étudié en fonction du temps	108
<b>Figure N° 5.13</b> : Les spores prélevées du sol, observées sous microscopie optique	109
<b>Figure N° 5.14</b> : Effet des milieux de culture sur la croissance des mycorhizes	114
<b>Figure N° : 5.15</b> : Courbes de l'UCH en fonction des trois milieux de cultures	115
<b>Figure N°5.16</b> : différents taux de colonisation dans les trois stations d'études	116
<b>Figure N° 5.17</b> : Comparaison entre le taux d'infection dans les trois stations	117
<b>Figure N°5.18</b> : Corrélation entre le nombre de feuilles obtenues et les boutures réussies dans le deuxième essai.	120
<b>Figure N°5.21</b> : Valeur prévue pour la hauteur	122
<b>Figure N°5.22</b> : valeur prévue brut pour le poids	122
<b>Figure N°5.23</b> : Corrélation entre le taux d'infection et le pH dans les trois stations d'études	123
<b>Figure N°5.24</b> : Corrélation entre le taux d'infection et la CE dans les trois stations d'études	124
<b>Figure N°5.25</b> : Corrélation entre MO et le taux d'Infection par station	124
<b>Figure N°5.26</b> : Corrélation entre le taux d'infection et l'humidité du sol dans les trois stations	125
<b>Figure N° 6.1</b> : Relation qui survient lors de l'introduction du mycorhize dans la plante	133
<b>Figure N°6.2</b> : Evolution de la mycorhization au cours de l'expérience	134

<b>Figure N°6.3</b> : Différentes phases de croissance des mycètes	138
<b>Figure N° 6.4</b> : Aspect de croissance du mycète	139
<b>Figure N° 6.5</b> : Spore de <i>Glomus sp</i>	145
<b>Figure N°6.6</b> : Phylogénie des Glomeromycota	146
<b>Figure N° 6.7</b> : Spore de <i>Glomus moeseae</i>	148
<b>Figure N° 6.8</b> : Spores de <i>Glomus intraradices</i>	148
<b>Figure N°6.9</b> : Emergence du tube germinatif chez les <i>Glomus sp</i>	148
<b>Figure N°6.10</b> : succession fongique en fonction du vieillissement du peuplement forestier	149

### Liste des planches

<b>Planche N°5.1</b> : Racines mycorhizées sous microscopie optique	105
<b>Planche N° 5.2</b> : spores et mycélium sous microscopes binoculaire	110
<b>Planche N°6.1</b> : Les boutures montrant des ébauches foliaires dans l'essai n°3	128
<b>Planche N°6.2</b> : Les boutures montrant des ébauches foliaires dans l'essai n°1	129
<b>Planche N° 6.3</b> : Plant de l'essai de mycorhization contrôlée	135
<b>Planche N° 6.4</b> : Partie aérienne et souterraines des plants réussis	136
<b>Planche N°6.5</b> : mycélium sur les trois milieux de cultures	141
<b>Planche N°6.6</b> : Mycélium et mycorhizes sur milieu M-A.	143

### Liste des tableaux

<b>Tableau N°1.1</b> : Les principales dates de l'histoire de la mycorhization	10
<b>Tableau N° 1.2</b> : Caractéristiques sommaires des principaux types mycorhiziens	22
<b>Tableau N° 1.3</b> : Caractéristiques des principaux groupes de mycètes	28
<b>Tableau N°1.4</b> : Tableau résumant les différences entre les types d'associations mycorhiziennes	36
<b>Tableau N° 1.5</b> : Répartition des VAM en fonction des types de sols	43
<b>Tableau N° 1.6</b> : les types d'associations et circonstances	44
<b>Tableau N°2.1</b> : Tolérance de <i>Tamarix spp</i> aux divers types de sols.	48
<b>Tableau N°2.2</b> : la contribution spécifique des familles recensées dans une station de <i>Tamarix spp.</i> A Zâafrane (w. Djelfa).	49
<b>Tableau N°2.3</b> : Existence du <i>Tamarix</i> dans la fixation biologique, cas du projet de fixation des dunes d'EL-Mesranne (W. Djelfa).	54
<b>Tableau N°2.4</b> : Résultat du développement du <i>Tamarix</i> dans le projet d'El- Mesrane	55
<b>Tableau N° 2.5</b> : Zone de plantation du <i>Tamarix L.</i> en Algérie et son adaptation dans les	56

différents types de sol:

<b>Tableau N° 3.1</b> : Les principales occupations du sol de la wilaya de Djelfa.	63
<b>Tableau N°3.2</b> : Répartition des troupeaux dans les zones d'études (El- Mesrane et zâafrane)	66
<b>Tableau N°3.3</b> : Précipitations pour la décennie : 1975 – 2006.	68
<b>Tableau N°3.4</b> : Moyenne des températures mensuelles maximales et minimales de la période 1975-2006 pour la région d'étude.	69
<b>Tableau N° 4.1</b> : Les essais de micro propagation par bouturage	85
<b>Tableau N°4.2</b> : Les essais de micro propagation du <i>Tamarix articulata</i> VAHLL par semis	86
<b>Tableau N° 4.3</b> : Premier essai de mycorhization contrôlée	88
<b>Tableau N° 4.4</b> : Deuxième essai de mycorhization contrôlée	90
<b>Tableau N° 4.5</b> : Méthodes d'analyse du sol	92
<b>Tableau N° 5.1</b> : Résultats de l'analyse pédologique	94
<b>Tableau N° 5.2</b> : Résultats des trois essais de micropropagation par bouturage	96
<b>Tableau N°5.3</b> : Taille des Plants, Type de sol et type d'inoculation (deuxième essai)	100
<b>Tableau N°5.4</b> : résultats des mises en cultures sur milieu synthétiques	103
<b>Tableau N° 5.5</b> : phases de croissance de la souche mycorhizienne dans les trois milieux de culture étudiés	113
<b>Tableau N° 5.6</b> : comparaison entre les paramètres de croissance en fonction du milieu	114
<b>Tableau N°5.7</b> : Taux de colonisation par station et en fonction du temps	116
<b>Tableau N° 5.8</b> : Nombres de colonies mycéliennes pures obtenues par station et par mois	117
<b>Tableau N°5.9</b> : analyse de la variance pour le premier essai	119
<b>Tableau N° 5.10</b> : analyse de la variance pour le troisième essai	119
<b>Tableau N°5.11</b> : Test de student pour les essais de bouturage	119
<b>Tableau N°5.12</b> : analyse de la variance pour le deuxième essai de la mycorhization contrôlé	121

## INTRODUCTION

Durant les dernières décennies, l'évolution du spectre de la désertification est devenue un problème environnemental majeur, non seulement dans le sud de la planète mais aussi à l'échelle mondiale. Les retombées de ce problème ne sont guère à démontrer, elle menace les agglomérations et les moyens de communications dans différentes régions.

Chaque année, le désert gagne 7 000 000 d'hectares sur le domaine aride [1]. En 1997, la superficie des terres arides et semi arides était de 12.8 Millions de km<sup>2</sup>, ce qui équivaut à 89% de la superficie totale des continents [2].

Cette situation interpelle les pays concernés à s'organiser et de concentrer leurs efforts sur cette problématique afin de mettre en place un plan d'action fiable, pour pouvoir y faire face.

L'Algérie, suite à ce problème de désertification, connaît aussi une destruction considérable du couvert végétal, en plus d'une diminution de la fertilité des terres et de la productivité écologique des écosystèmes.

De plus, l'érosion du sol réduit considérablement le nombre et l'activité des propagules mycorhiziens.

La lutte contre la désertification est devenu un enjeu primordial relatif à la survie des populations steppiques. Plusieurs études correspondantes à cette problématique ont été menées grâce aux différents plans nationaux de développement. Cependant, la majorité de ces derniers ont réservé une place importante à la plantation d'arbres et d'arbustes forestiers, para-forestier dans des conditions plus ou moins désastreuses.

L'une des espèces qui répond à ces exigences par excellence, est le *Tamarix articulata* Vahl. Espèce qui a prouvé à plusieurs reprises son efficacité en matière de fixation du sol.

Les recherches antérieurement menées sur le Tamarix prouvent que c'est une plante adaptée aux conditions écologiques les plus tenaces, dans les régions arides et semi-arides (steppiques). Par conséquent, le Tamarix présente toujours une richesse à exploiter.

Dans notre présente recherche, nous tenterons, une mycorhization du *Tamarix articulata* Vahl, afin d'identifier la mycorhize qui s'adapte le mieux à cette espèce. Chose qui va permettre de lutter contre la désertification, ceux pour une amélioration qui donnera de meilleurs résultats. Dès le départ, la mycorhization n'est rien d'autre qu'une forme d'amélioration des plantes à des fins précises (des intérêts économiques, écologiques, agronomiques...etc.).

Par ailleurs, la découverte d'un potentiel mycorhizien nouveau pourrait être un facteur clé pour l'augmentation du pourcentage de rétablissement de l'écosystème.

Toute-fois, il serait intéressant de voir quels seraient les champignons susceptibles de vivre en symbiose avec le Tamarix. Nous commencerons cette recherche par le fait que les progrès scientifiques ont justifié l'importance de l'opération de mycorhization et ses apports positifs. À partir de cela, nous exploiterons cette technique pour essayer d'améliorer le *Tamarix articulata* Vahl.

Afin d'arriver à cette finalité, nous poserons deux questions :

- Quels seront les champignons mycorhiziens compatibles avec *Tamarix articulata* Vahl?
- Quel serait le champignon qui donnerait le résultat le plus satisfaisant en matière d'amélioration (au laboratoire)?

Les recherches scientifiques étudiant le tamarix dans le monde sont très rares, l'Algérie ne fait pas l'exception. Surtout l'aspect mycotrophe de cette plante qui n'a guère été traité au-paravent, ce qui suggère dans notre travail, à supposer que le Tamarix soit une espèce mycotrophique, ou bien, qu'il appartient aux rares plantes, représentant les espèces non mycorhiziennes.

Dans le cas d'une existence de symbiose mycorhizienne, nous procéderons à l'isolement des souches, faire leurs identifications, tout en vérifiant l'effet de la mycorhization sur les méthodes de propagation du Tamarix.

Les objectifs à atteindre au cours de notre étude sont en premier lieu d'ajouter un plus à la collection de cultures mycorhiziennes connues en Algérie et en deuxième lieu une évaluation du potentiel mycorhizien des souches rencontrées, ceci après une caractérisation et une identification de ces derniers. Et en dernier lieu, essayer de tenter une technique de cryopréservation pour une conservation à long terme des souches rencontrées.

# **CHAPITRE 1**

## **GENERALITES SUR LES MYCORHIZES**

### **Introduction :**

Les mycorhizes ne sont qu'un cas particulier des champignons de la rhizosphère, qui appartiennent au règne des mycètes. A la différence des plantes, les mycètes sont hétéro-trophique ils obtiennent les nutriments par l'absorption des substances solubles organiques et inorganiques [3]. Ils sont définis comme étant des organismes eucaryotes, dont l'absence de chloroplaste les rend des organismes hétérotrophes [4].

Ces organismes se trouvent en étroite relation avec le milieu qui les entoure, ainsi leur vie est fortement tributaire de ses conditions [5]. Suite à leur caractère hétérotrophe, les mycètes ont développé trois systèmes de nutrition : le saprophytisme, le parasitisme et la symbiose [6].

L'aspect qui nous intéresse dans cette présente recherche, est la symbiose qui est un facteur présentant un caractère obligatoire pour les organismes qui le pratiquent, se traduisant par un bénéfice réciproque [7, 8]. Cette symbiose s'exprime clairement par le phénomène de mycorhization.

### **1.1. Aperçu historique sur la mycorhization :**

Il y a 400 millions d'années, alors que les continents étaient pratiquement déserts, végétaux et champignons s'associaient, l'un capable d'utiliser l'énergie solaire pour se développer, l'autre passé maître dans l'art d'absorber des composantes du sol. Cette liaison plante/ champignon fut remarquée pour la première fois il y a plus de 2000 ans par Théophraste<sup>1</sup>.

D'après les fossiles provenant de la période Dévonienne, ce fut les mycorhizes à arbuscules les premiers existants sur terre [9].

---

<sup>1</sup> Théophraste philosophe grec, né dans l'île de Lesbos (v. 372 – v. 287 B. C), il constata la présence de champignons autour des arbres forestiers, sans pour autant en savoir l'explication scientifique.

Ce fut GIBELLI (1879 ; 1882 ; 1883) in MOETTO (1996), le premier qui démontra l'étroite relation qu'ont beaucoup de champignons avec certaines plantes supérieures; notamment le complexe structurel hyphes/racines. Et c'était FRANK en 1885 qui proposa pour la première fois le mot Mycorhize et KELLY lui adopta son orthographe [11].

Ce n'est qu'en 1917 que fut obtenue la notoriété internationale pour les études des mycorhizes par PEYRONEL [10]. Et suite aux travaux de MELIN (1921 in BOUTEKRABT 1991), de nombreux chercheurs se sont efforcés de reconstituer des mycorhizes à partir de cultures pures des symbiotes présumés. Et ce n'est qu'en 1959, que DOMINIK développa des clés analytiques qui permettront d'identifier les champignons mycorhiziens, dès lors les recherches n'ont cessé d'évoluer (tableau n° 1.1) [10].

Actuellement la science s'intéresse aux gènes des mycorhizes, ces derniers que BOULARD (1968) qualifia «d'évocatrice d'un monde captivant et bien imparfaitement connu quoi que l'on ne pense ! ».

**Tableau N°1.1 : Les principales dates de l'histoire de la mycorhization**

Dates	Auteurs	Evénement
372-287 A.J	Théophraste	Premières observations de champignons à côté de racines.
1831	Fries	Premières observations d'hyphes à la surface des racines sur <i>Monotorpa</i> .
1844	Les Frères Tulsanes	Description du genre <i>Glomus</i> .
1879-1883	Giuseppe Gibelli	Démonstration de la relation entre les mycètes et les plantes supérieures.
1885	Frank	Apparition du terme <b>Mycorhize</b> .
1894	Dangeard	Description de <i>Tuber melanosporum</i> avec <i>Q. pubescens</i> .
1917	Peyronel	Obtention de la notoriété internationale pour les études des mycorhizes.
1932	Gibelli	Démonstration des relations Tubercées/plantes supérieures avec des anatomiques et biologiques.
1936/1937	Hatch	Affirmation de meilleurs croissance et richesse en NPK pour les plants mycorhizés / plants non mycorhizés
1942	Hatch et Preston	Plus le sol est pauvre plus il est mycorhizé.
1949	Bjorkman	La mycorhization favorise l'absorption des éléments minéraux par les racines.
1959	Dominik	Première clé analytique pour l'identification des mycorhizes.
1978	Le Tacon	première maîtrise de la mycorhization des plantations forestières hors sol.
1990	Morton et Benny	Apparition de l'ordre des Glomales qui englobe les VAM (CMA).
1995	Bentivenga et al.,	Création de la famille des Gigasporaceae.
1996/1997	Stumer et Morton	Apparition de la famille des Glomaceae
1998	Stumer et Morton	Création de la famille des Caolosporaceae
2000	Morton et Redecker	Apparition de la famille des Archaesporaceae.
2004	Harrier et al	Recherches sur l'organisation du génome des Gloméromycètes.

## 1.2. Monographie des mycorhizes :

Il y a seulement quelques décennies que les botanistes et mycologues ont réalisé que la majorité des plantes terrestres vivaient en symbiose avec des champignons du sol [14], et c'est de là que leur curiosité scientifique a fait pousser les recherches en avant.

**1.2.1. Définition des mycorhizes :** Afin de définir clairement les mycorhizes nous avons choisi de combiner les définitions de BOULARD (1974) et celle de DALPE (1997).

« Le terme mycorhize, nous vient de la combinaison de deux mots, l'un grec *mikès* (champignon) et l'autre latin *rhiza* (racines), il désigne des ensembles sous terrains qui résultent de l'association intime entre organismes vivants. De ce fait elles ne représentent qu'un aspect des multiples interrelations des plantes entre elles : un aspect symbiotique ».

### 1.2.2. Morphologie des mycorhizes :

Les mycorhizes sont des organismes eucaryotes filamenteux hétérotrophes. Leur unité cellulaire de base est appelée Hyphe ; ils contiennent tous les constituants d'une cellule type, ils se multiplient au niveau de leurs extrémités formant ainsi une masse emmêlée appelée mycélium. Les parties anciennes des hyphes contiennent de nombreuses vacuoles et peuvent être séparées des régions jeunes par des cloisons transversales appelées septum [15].

### 1.2.3. Les différents types d'associations mycorhiziennes :

Il est important de noter que le vocable de mycorhizes n'est pas limité à un seul type, bien au contraire, ils sont nombreux et variés, les plus connus sont :

- 1- Les mycorhizes **Ectotrophes**,
- 2- les **Ectendomycorhizes**,
- 3- les mycorhizes Arbutoides,
- 4- les Monotropoides,
- 5- les mycorhizes Ericoides,
- 6- les mycorhizes des Orchidées.,
- 7-les mycorhizes à arbuscules et vésicules.

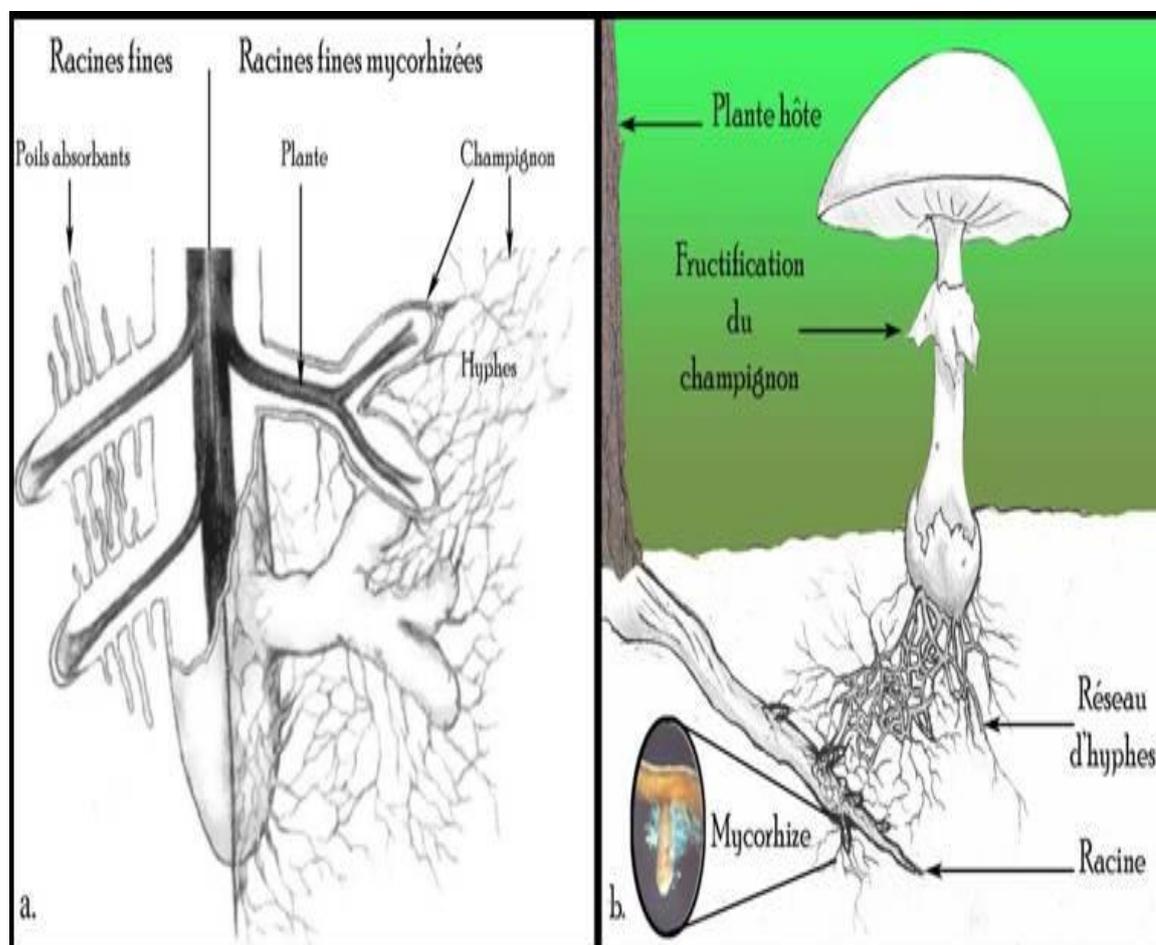
Les cinq derniers sont connus sous le nom des **Endomycorhizes** [16].

### 1.2.3.1 Les Ectomycorhizes ou mycorhizes Ectotrophes :

Ces mycorhizes montrent une assez grande homogénéité, elles sont apparues au cours du Crétacé<sup>2</sup> [16, 17], elles appartiennent en majorité aux groupes des Basidiomycètes et des Ascomycètes [17].

Elles sont essentiellement associées aux arbres forestiers des zones à climat tempéré ou froid tels que : Abiétacées, les Fagacées, les Bétulacées, les Salicacées, les Pinacées, les Tiliacées et quelques familles tropicales, spécialement les membres des Myrtacées et les Dipterocarpaceés [3, 18].

Il existerait entre 5000 et 6000 espèces de champignons capables de former des ectomycorhizes. Malgré cette grande diversité, la structure d'une ectomycorhize est généralement conservée (figure n°1.1) [16].



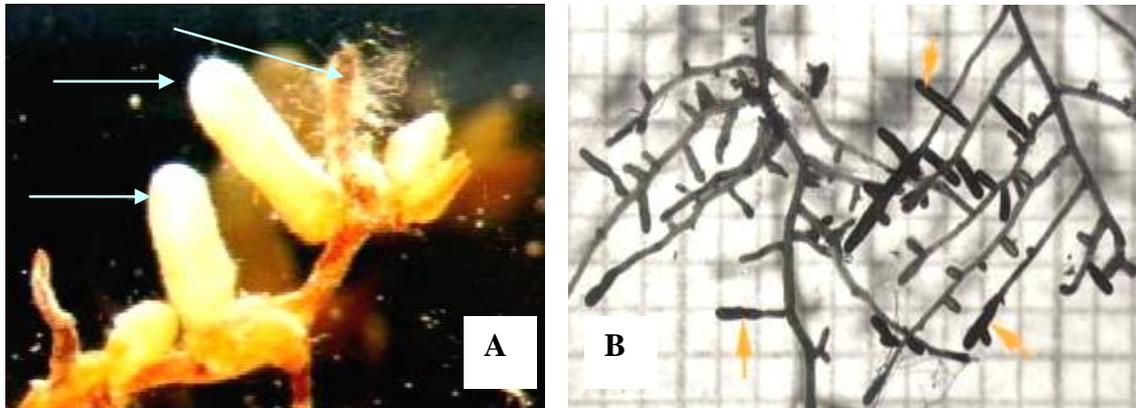
**Figure N° 1.1** : présentation générale des Ectomycorhizes (Gagné. A, 2005).

**a** : aspect d'une racine mycorhizée ; **b** : association entre l'ectomycorhize et l'hôte.

<sup>2</sup>Crétacé : Période géologique qui survient grâce à la baisse de température juste après le début du tertiaire.

STRULLU (1973), étudia l'aspect d'une mycorhize ectotrophe de Douglas (*Pseudotsuga menziesii* var. *menziesii* Mirb. Franco), en microscopie électronique à balayage.

Une première observation à l'œil nu et à la loupe, de racines mycorhizées, révèle, des racines courtes très ramifiées, en arbuscules. Ces racines sont de couleur brune ; leurs extrémités sont renflées et plus claires, blanchâtres et jaunâtres [20] (figure 1.2, A et B).

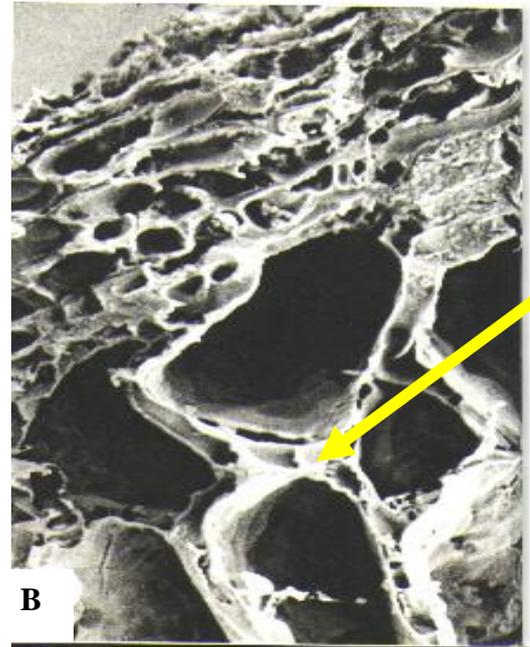


**Figure N°1.2 :** Aspect des ectomycorhizes, **A :** aspect des ectomycorhizes (GARDES et al., 2005) ;  
**B :** Taille des ectomycorhizes (ACIAR, 2005).

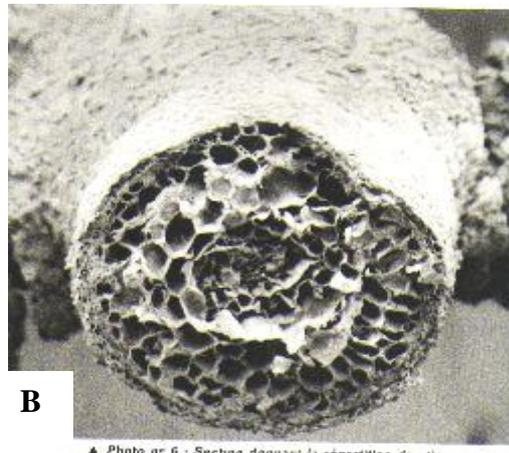
Une simple section transversale permet de caractériser à la loupe binoculaire une zone périphérique : ‘le **manteau fongique** du champignon’, différente d’une zone centrale (racine) [19, 20].

STRULLU (1973) a obtenues les premières images de racines micorhhizées en microscopie optique à balayage (figures n° 1.3 et 1.4). Ces observations permettent de distinguer trois éléments structuraux caractéristiques de l’ectomycorhize.

En plus du manteau, les ectomycorhizes contiennent également : les **hyphes extra-matriciels** qui établissent un lien entre le manteau et la rhizosphère [16]. Avec des **filaments mycéliens** partant du manteau qui s’insèrent entre les cellules corticales racinaires sans toutefois les pénétrer. Ce **réseau de Hartig** qui est d’une épaisseur variable et va être le site des échanges bidirectionnels entre les deux partenaires [16, 20].



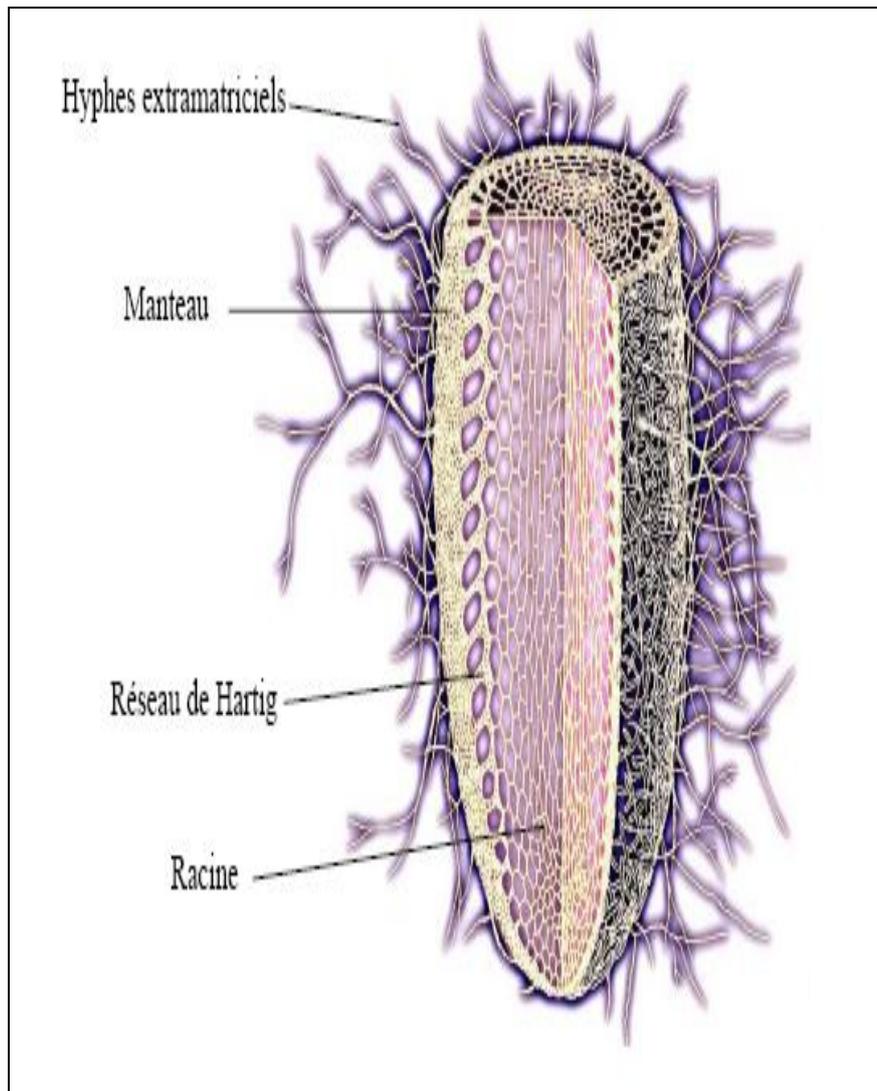
**Figure N°1.3 :** Racine mycorhizée (noter l'aspect pyramidal), (Gx50). (A) Détail du manteau fongique et (B) du réseau de Hartig, (G x 5000) (STRULLU, 1973).



**Figure N°1.4 :** (A) Filaments de champignons en surface d'une racine mycorhizée (Gx1500). (B) Section donnant la répartition des tissus mycéliens et racinaires (Gx150) (STRULLU, 1973).

On trouve également des **cellules corticales** dont la progression des hyphes les sépare, elles s'allongent radialement et légèrement en oblique dans le sens longitudinal, donnant à la racine son aspect épaissi [13].

Il existe également des interfaces qui jouent des rôles essentiels dans les échanges entre la racine et le champignon [12]. Une coupe transversale d'une racine ectomycorhizée, montre clairement l'épaisseur du manteau fongique, l'émergence des hyphes et l'existence du réseau de Hartig (figure n°1.5).



**Figure N° 1.5:** Illustration schématique d'une Ectomycorhize en vue éclatée (Gagné, 2005).

**1.2.3.2. Les Endomycorhizes :** Connu également sous le nom de mycorhizes endotrophes.

Elles sont apparues bien avant les autres types de mycorhizes, plus précisément au Silurien<sup>3</sup>

Contrairement aux Ectomycorhizes, l'examen externe d'une mycorhize endotrophe est souvent déroutant pour les débutants [13]. Tout simplement parce qu'aux premiers abords, la racine paraît tout à fait normale, sauf que l'œil averti suspecte certaines racines en se basant sur des caractères tels que :

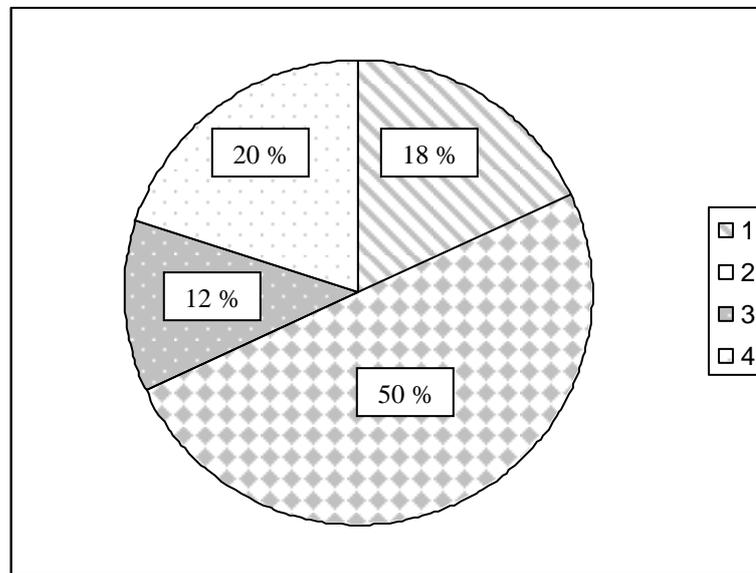
- la rareté des poiles absorbants,
- l'existence de zones opaques sur des racines claires...etc.

---

<sup>3</sup>Silurien : se dit de la troisième période de l'ère primaire, située entre l'ordovicien et le dévonien.

- un renflement des racines dont parfois elles se présentent comme des nodosités bactériennes [24] (figure 1.7.B).

Ce type de mycorhizes s'observe chez les essences qui vivent plutôt isolées qu'en massif forestier compact tel que : les Erables, les Ormes, les Frênes, les Cyprès le Thuyas ... [18]. La figure N° 5 représente les proportions d'existence d'endomycorhizes chez les Angiospermes.



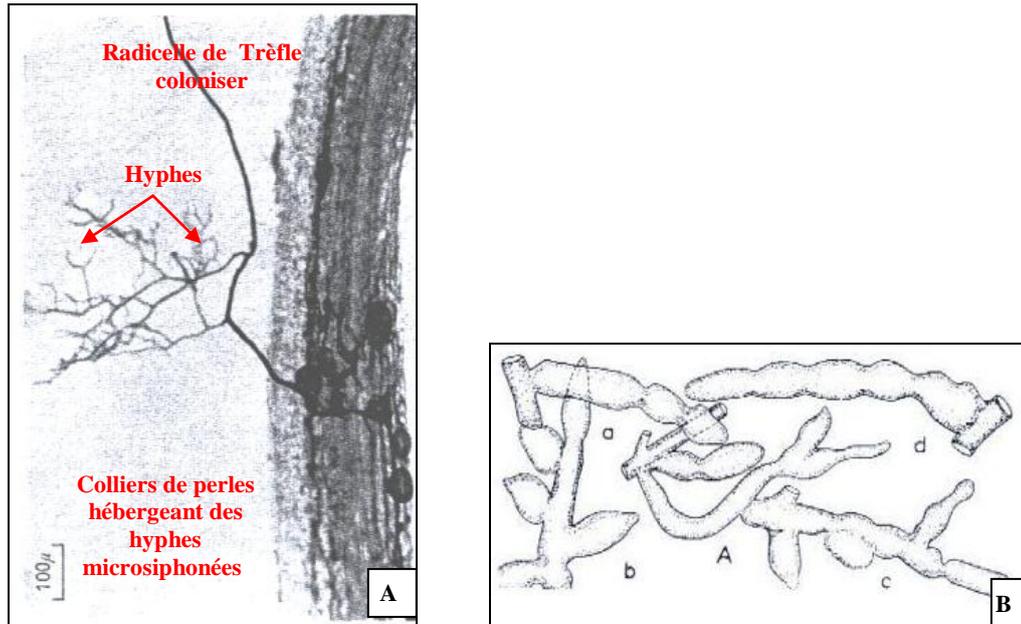
**Figure N° 1.6:** Proportions des endomycorhizes dans les Angiospermes, établie par TRAPPE (1987 in BRUNDRETTE, 2002).

- 1 : 18% n'ont pas de mycorhizes.
- 2 : 50% associés avec des mycorhizes à vésicules et arbuscules (VAM).
- 3 : 12% VAM dans certaines variétés et non dans les autres de la même espèce.
- 4 : 20% autre type d'association endomycorhizienne.

On constate sur la figure N° 1.6, le large spectre d'association endomycorhizienne. Elles forment des associations symbiotiques avec 50% des Angiospermes, en plus de 12% avec des variétés précises d'espèces données. Ajouté à cela 20% de plantes qui s'associent avec des endomycorhizes variées. En tous nous avons 82% d'Angiospermes présentant des associations endomycorhizienne.

Les endomycorhizes sont des symbiotes obligatoires sans spécificité «absolue» pour l'hôte. La capacité étonnante pour une espèce de champignon de coloniser la grande majorité des espèces végétales accentue son potentiel de commercialisation et témoigne d'une longue co-évolution [25].

A l'inverse des mycorhizes ectotrophes, les mycorhizes endotrophes ne se composent pas de zones distinctes, la seule chose que l'on peut décrire est le mycélium.



**Figure N° 1.7 :** A : Pénétration d'une endomycorhoïze dans une radicelle de Trèfle (MOSSE, 1963 in BOULARD, 1968).

**B :** Morphologie des racines d'*Acer carolinianum* (a et b) et d'*Acer rubrum* (c et d) (HOOD, 1964 in BOULARD, 1968).

- **Le mycélium :** Il représente la partie la plus volumineuse de l'endophyte, son calibre varie avec les espèces, il va de 1.5 microns et peut atteindre 25 microns. Les hyphes sont de plus en plus fines au fur et à mesure qu'elles se ramifient en pénétrant dans les tissus de l'hôte [13].

Dans les cellules elles-mêmes, le mycélien pourra émettre encore des prolongements aux aspects variés, sans pour autant atteindre l'endoderme [18].

DURRIEU (1993), divise les endomycorhizes en:

- Les endomycorhizes à septomycètes, possédant des filaments mycéliens cloisonnés, formant des pelotons intracellulaires, ce groupe de son côté contient deux types :
  - Le type des Ericoïdes.
  - Le type des Orchidées.
- Les endomycorhizes à vésicules et arbuscules, généralement les filaments fongiques ne sont pas cloisonnés.

**1.2.3.2.1. Les Endomycorhizes à septomycetes :** Les hyphes du champignons s'enroulent dans les cellules de l'hôte en formant des pelotons très serrés [24], ce modèle comprend deux types : endomycorhizes Ericoides et endomycorhizes des orchidées.

**a- Endomycorhizes Ericoides :** Elles se présentent sous forme de très fines radicelles ramifiées, dépourvues de poils absorbants mais d'où part un chevelu mycélien lâche. Il diffuse directement dans le sol sans constituer de manchon autour de la racine.

Ce type est présent chez la majorité des Ericacées sauf les *Arbutoideae*, tel que les *Bruyères* (*Erica*, *Calluna*), myrtilles (*Vaccinum*) *Rhodendron*, *phyllodoce*.

**b- Endomycorhizes des Orchidées:** Contrairement au type précédent, dans ce type de mycorhizes, la couche externe est indemne, alors que la zone la plus superficielle du parenchyme cortical héberge des filaments en forme de peloton dense occupant une part importante du volume cellulaire causant une hypertrophie du noyau. [5].

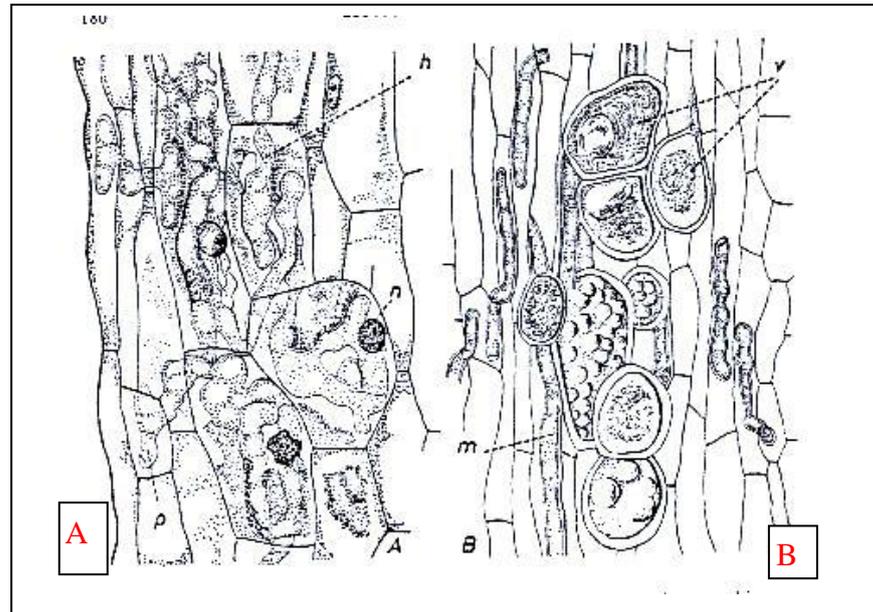
#### **1.2.3.2.2. Les endomycorhize à vésicules et arbuscules :**

Ce type d'endomycorhizes est produit par des mycéliums aseptiques et portent le nom de vésicules et arbuscules car ces deux caractéristiques sont souvent trouvées dans les racines infectées [3].

Ces endomycorhizes représentent le type mycorhizien le plus ancestral et le plus répandu dans la flore actuelle [16], puisqu'elles s'expriment chez près de 90% de l'ensemble des végétaux. Tels que les fourrages, les céréales, les protéagineux, les oléagineux, les cultures légumières, les cultures fruitières ainsi que les cultures ornementales [26].

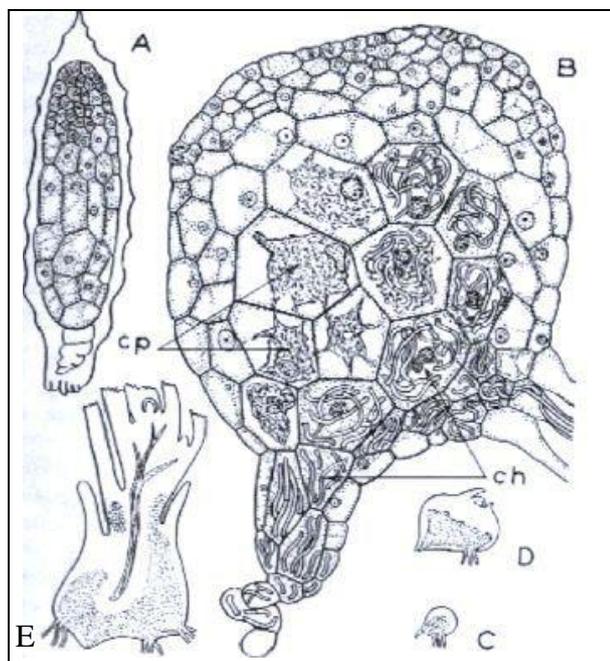
Ils sont appelés ainsi à cause des structures fongiques que les champignons symbiotiques forment à l'intérieur des cellules de la racine [27].

- **Les arbuscules :** Ce sont des formations intracellulaires mimant la ramure d'un arbre et résultant des divisions répétées d'une hyphe maîtresse, ne dépasse pas 0.5  $\mu$ , ils peuvent être simples en position terminale de l'hyphe principale ou composés, constituant alors des ramifications latérales d'une hyphe principale qui passe d'une cellule à l'autre du tissu de l'hôte. Ils peuvent également présenter une forme coralloïde (figures n° 1.7.A et 1.8) [13,14, 24].



**Figure N°1.8 :** Fragments de coupe longitudinale pratiquée dans des endomycorhizes (Boulard, 1974). **A :** Plage infectée chez le *Glaux maritima*. Point de pénétration (p) ; hyphe fongique (h) ; noyau de cellule – hôte (n).  
**B :** Mycélium inter et intracellulaire (m) et vésicules gorgées de réserves (v) chez la *Selaginella wildenovii*.

- **Les Vésicules :** Ce sont des organes très répandus chez les endophytes. Ils se forment à partir des renflements de l’hyphe génératrice, soit à son extrémité (intercellulaire), soit à l’intérieur de l’hyphe (intracellulaire), en prenant la forme d’une massue, d’une sphère ou d’une poire. Ceci s’effectue en accumulant du cytoplasme et de nombreux noyaux (figure 1.9) [13].



Légende

*Odontoglossum sp.* (Orchidées).  
 Coupes longitudinales médiane dans une graine mûre (A), dans une jeune plantule infectée ; (B) dans des plantules de plus en plus développées (C, D, E). les cellules hébergeantes (ch) et phagocytantes (cp) sont bien distinctes sur la figure B. les régions infectées des plantules C,D,E, sont ombrées. (BERNARD, 1909 in BOULARD, 1968).

**Figure N° 1.9 :** Les vésicules chez les endomycorhizes des orchidées.

### **1.2.3.3. Les Ectendomycorhizes :**

Dans certains cas, le mycélium du réseau de Hartig ne se contente pas d'être intercellulaire ; il émet des ramifications qui pénètrent et colonisent certaines cellules du parenchyme cortical. Cette pénétration ressemble évidemment à ce que l'on connaît chez les endomycorhizes, mais par ailleurs, les autres éléments structuraux, manteau, réseau de Hartig, sont tout à fait semblables à ceux des ectomycorhizes.

Ce type de mycorhize est relativement rare dans la nature et ne se rencontre que chez un petit nombre de végétaux comme les Eucalyptus [5].

Durant le déroulement de ce travail, nous parlerons rarement de ce type, vu l'absence de documentations, de plus l'aspect de notre recherche se base beaucoup plus sur les endomycorhizes.

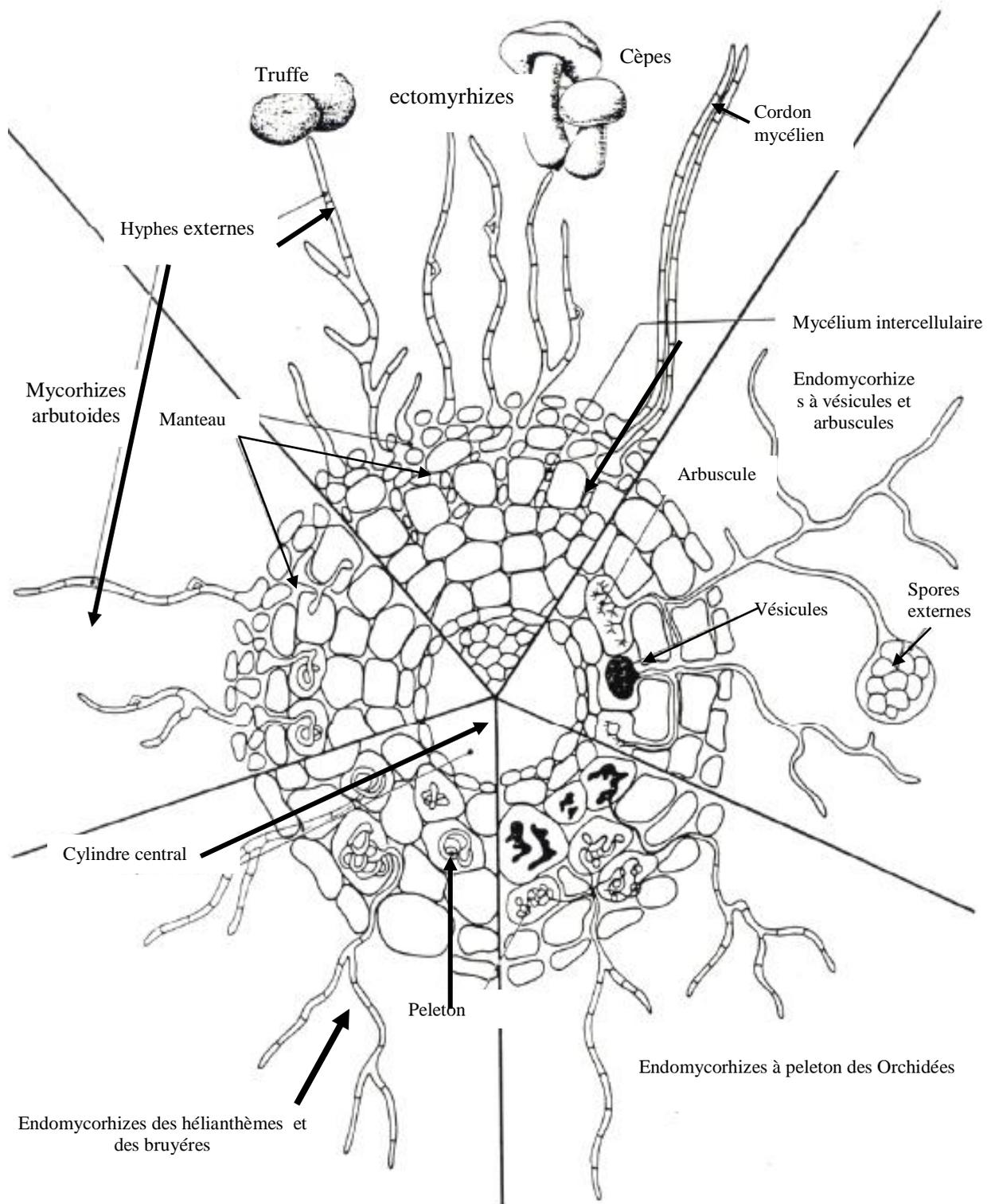
Les vésicules et les arbuscules sont apparent chez les endomycorhizes à vésicules et arbuscules (figure n°1.10), tandis que les pelotons chez les mycorhizes des orchidées. Et les composants des ectomycorhizes.

GAGNE (2005) résume tout ce qui vient d'être cité concernant les caractéristiques sommaires des principaux types mycorhiziens (tableau n°1.2). On remarque que l'auteur, ne cite pas d'hôte spécifique pour les ectendomycorhizes, que nous avons cité, précédemment, l'Eucalyptus comme plante hôte. Les études concernant ce type sont tellement rares qu'il est difficile de trouver une liste précise de leurs hôtes.

Pour les endomycorhizes à pelotons, nous avons expliqué qu'ils existent chez la majorité des Ericacées, des Orchidées, chez les Hélianthèmes et les bruyères.

On peut dire que dans le monde végétal la symbiose mycorhizienne est la règle plutôt que l'exception [14], car en effet, l'absence de mycorhization constitue l'exception [25].

Seules quelques familles sont dites 'non mycotrophes', tel que les Légumineuses, les crucifères, les chénopodiacées, les Juperacées...



**Figure N° 10** : schéma rassemblant les principales formes de mycorhizes associées aux racines des plantes (GAGNE, 2004)

**Tableau N°1.2 : Caractéristiques sommaires des principaux types mycorrhiziens (adapté de Selosse, 1998).**

1 Les mycorrhizes arbutoïdes et monotropoïdes des Éricales entrent dans cette catégorie.

2 Les mycorrhizes éricoïdes des Éricales et celles des Orchidées sont comprises dans cette catégorie.

Type morphologique	Endomycorhizien 'vésiculo-arbusculaire'	Ectomycorhizien	Ectendomycorhizien <sup>1</sup>	Endomycorhizien 'à pelotons' <sup>2</sup>
Phytobionte	Plus de 80% des Spermaphytes et la plupart des Ptéridophytes	Spermaphytes ligneux et de très rares Ptéridophytes	Spermaphytes (certains ligneux, certaines Éricales)	Spermaphytes (Éricacées, Orchidées) et certaines Ptéridophytes
Mycobionte	Non septés Glomales (Zygomycètes) 200 à 500 espèces	Ascomycètes et Basidiomycètes 5000 espèces au moins	Septés Ascomycètes et quelques espèces de Basidiomycètes	Ascomycètes (Éricacées) et moins de 100 espèces de Basidiomycètes (Orchidées)
Structures fongiques	Vésicules seulement ou vésicules et arbuscules (suçoirs ramifiés intracellulaires)	Manteau fongique autour de la racine et réseau de Hartig cortical, strictement extracellulaire	Manteau plus au moins épais, réseau de Hartig et suçoirs (Monotropoïdes) ou pelotons (Arbutoïdes) intracellulaires (variable)	Hyphes et pelotons intracellulaires
(% masse de l'organe mixte)	(10%)	(40%)		(40%)
Spécificité d'hôte	Aucune	Nulle à forte selon le couple	?	?
Ancienneté	Silurien	Crétacé (ou plus tardif ?)	Crétacé (ou plus tardif ?)	Crétacé (ou plus tardif ?)
Ressources exploitées par le mycobionte	Phosphore inorganique : soluble ou adsorbé ; oligoéléments	Phosphore et azote organiques ou minéraux : solubles, adsorbés ou insolubles, oligoéléments	Mal connues et variables Le mycobionte peut être parasite ou mutualiste d'un autre végétal (Monotropoïdes)	Phosphore et azote organiques, parfois glucides insolubles (cellulose...)
Localisation majeure	Tous les sols, sauf hydromorphes : sols tropicaux et tempérés ; peu fréquents en sol boréal	Divers sols, dont ceux moyennement minéralisés : sols tempérés et boréaux, parfois tropicaux		Sols à matière organique non minéralisée : sols boréaux et d'altitude surtout, les orchidées sont plus ubiquistes

### **1.3. Pourquoi la mycorhization est importante ?**

Ce n'est que depuis quelques décennies que les botanistes et mycologues ont réalisé que la majorité des plantes terrestres vivaient en symbiose avec des champignons du sol [14]. Cette association symbiotique joue un rôle très important dans le maintien de l'équilibre des écosystèmes terrestre, vu qu'elle se rencontre chez 80% des plantes.

Les plantes maintiennent ces champignons en vie en les approvisionnant en hydrates de carbone issus de la photosynthèse, tandis que les mycorhizes fournissent aux plantes des substances minérales essentielles et de l'eau [28].

Nous allons tenter d'expliquer un peu plus clairement cette mystérieuse relation plante-mycorhize.

#### **1.3.1. Que fournit l'arbre au champignon ?**

Le bénéfice essentiel dont profitent les deux symbiotes est la nutrition minérale, spécialement l'absorption du phosphore et du Nitrogène [3, 20], en plus des glucides.

**1.3.1.1. Cas des Ectomycorhizes :** Plusieurs expériences ont été effectuées dans le but d'étudier les besoins nutritifs des champignons mycorhiziens, citant les expériences de MELIN (1954) qui ont conclu que les ectomycorhizes réagissent positivement aux apports vitaminiques et minéraux [13].

Quand à BJORKMAN (1940 in BOULARD 1968), il aboutira dans ses recherches au fait que les mycorhizes dépendent de la teneur en glucides solubles des racines liées elles-même à l'intensité et à la durée de l'éclaircissement.

**1.3.1.2. Cas des Endomycorhizes :** Virtuellement, on peut dire que le champignon tire bénéfice de cette association. Selon HUDSON (1986), jusqu'en 1985, ce n'était qu'une supposition basée sur le fait que les champignons endomycorhiziens ne poussent pas en culture sans l'existence de leur symbiote.

Malgré les besoins communs des champignons endomycorhiziques, les exigences diffèrent d'une espèce à une autre [18, 25], la différence résiderait dans la qualité et la quantité.

Généralement il existe plus de sucre soluble dans les racines mycorhizées que les non mycorhizées sauf pour les sucres complexes [3, 25, 26].

### 1.3.2. Que fournit le champignon à l'hôte ?

**1.3.2.1. Cas des Ectomycorhizes:** Si la présence de ces symbioses peut être indispensable à l'arbre, il reste à savoir ce que les champignons peuvent lui apporter ?

- L'importance de l'ectomycorhization est mise en évidence par une expérience "classique". Il suffit de semer des graines de Pin dans des pots garnis de terreau forestier, utilisé tel quel, dans un second est préalablement stérilisé. Au bout de quelques mois, il a constaté que les pins du premier lot ont une croissance bien plus vigoureuse que ceux du second [5].
- D'autres expériences prouvent que les espèces ectomycorhizées sont plus riches en azote et le sont moins concernant le phosphore et le potassium [13].
- La teneur en Azote, en Phosphate et en Potassium des plants ectomycorhizés est nettement supérieure à celle des plants sur le même sol mais sans la présence de mycorhizes, cette absorption est supérieure de 75% pour K, de 86% pour N et de 200% pour P [29];
- Les ectomycorhizes jouent également un rôle dans l'approvisionnement d'autres éléments tels le Rubidium, le Césium et le Strontium. Ceci se fait par des modifications physiologiques qui s'opèrent sur les racines et qui peuvent se résumer comme suit :
  - Le manchon mycélien accroît le diamètre des racines courtes ;
  - Les hyphes fongiques se détachent de la surface du manteau jouant ainsi le rôle des poils absorbants ;
  - la gaine fongique joue un rôle intermédiaire entre les milieux extérieur et inférieur, elle peut être comparée à une caisse d'épargne, ainsi elle stocke dans l'immédiat 90% du Phosphore absorbé par les hyphes exploratrices et le restitue à l'hôte par petites doses [5].
- Les champignons ont une faculté dégradante vis-à-vis de la litière (figure n°1.12) [18].
- Les champignons ectomycorhiziens ont l'avantage supplémentaire de produire des substances antibiotiques qui inhibent les pathogènes fongiques (phytoalexines, protéines PR) [30].
  - Les mycorhizes permettraient à plusieurs essences de survivre dans des milieux riches en calcaire et en métaux lourds [16], (cas de la steppe algérienne).

- Plusieurs auteurs ont montré qu'il y a une modification du statut hormonal du végétal par le champignon. En effet, les synthèses d'auxine, de gibbérellines et de cytokinines par le partenaire fongique ont été démontrées [31].

**1.3.2.2. Cas des Endomycorhizes :** les profits apportés à la plante par les endomycorhizes sont nombreux, nous citerons les plus importants :

- Les endomycorhizes contribuent à améliorer l'accès des racines aux ressources limitantes du sol. Notamment aux nutriments peu mobiles tels le phosphore, le zinc et le cuivre [25] ; [32]. Ceci en incluant le stress hydrique [33] ; elle interviennent dans l'alimentation hydrique de la plante et sa résistance à la sécheresse [34].

- Certains auteurs ont proposé d'utiliser les endomycorhizes comme des engrais biologiques où l'on dénombre deux techniques utilisées :

- La première technique consiste à mélanger des racines infectées avec le sol.

- La seconde consiste à incorporer les spores du champignon en question aux alentours de la plantule [25].

- Les endomycorhizes jouent également un rôle dans la phytopathologie, où l'on cite l'exemple de l'interaction Nématodes/Endomycorhizes ; où l'endomycorhization limite les dégâts occasionnés par les nématodes et aide la plante infectée à croître [35, 36, 37].

- L'association symbiotique, en induisant des changements dans la nutrition minérale et la physiologie de la plante (figure n°1.11 et 1.12) va affecter l'exsudation racinaire des plantes. Ce qui aura des répercussions directes sur le milieu. Ces modifications, vont occasionner d'importants changements physico-chimiques du milieu environnant et vont donc contribuer à modifier quantitativement et qualitativement les populations microbiennes du sol [25, 38].

Cette zone d'influence du mycorhize s'est vue attribuer le nom de "mycorhizosphère". Incontestablement, la symbiose mycorhizienne est un élément important pour la santé et la pérennité des écosystèmes, incluant les agroécosystèmes (figure n°1.11).

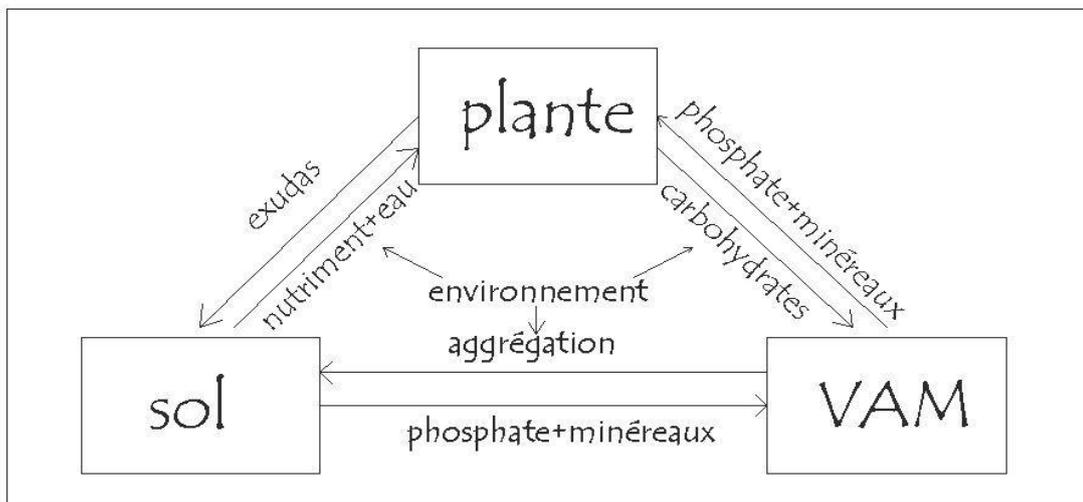
Pour conclure, on peut dire que l'association mycorhizienne procure donc des modifications (physiques et physiologiques) très importantes chez les plantes hôtes. Elles acquièrent du coup une protection accrue contre les conditions environnementales défavorables à leur survie [39]. Plusieurs auteurs affirment que ces hyphes jouent dans la

nutrition de la plante un rôle analogue à celui des poils absorbants [40, 41, 42]. De cette façon, le cortège mycorhizien influence les communautés, autant dans leur structure que dans leur évolution [16].

Mais « il faut reconnaître qu'on n'en sait guère plus sur les profits qu'en tire la plante que sur ceux dont bénéficie le champignon, hormis le fait que si la mycorhization est indispensable dans le cas de la germination des graines d'orchidées, elle est quasiment toujours un facteur de meilleur développement pour la plante » [18].

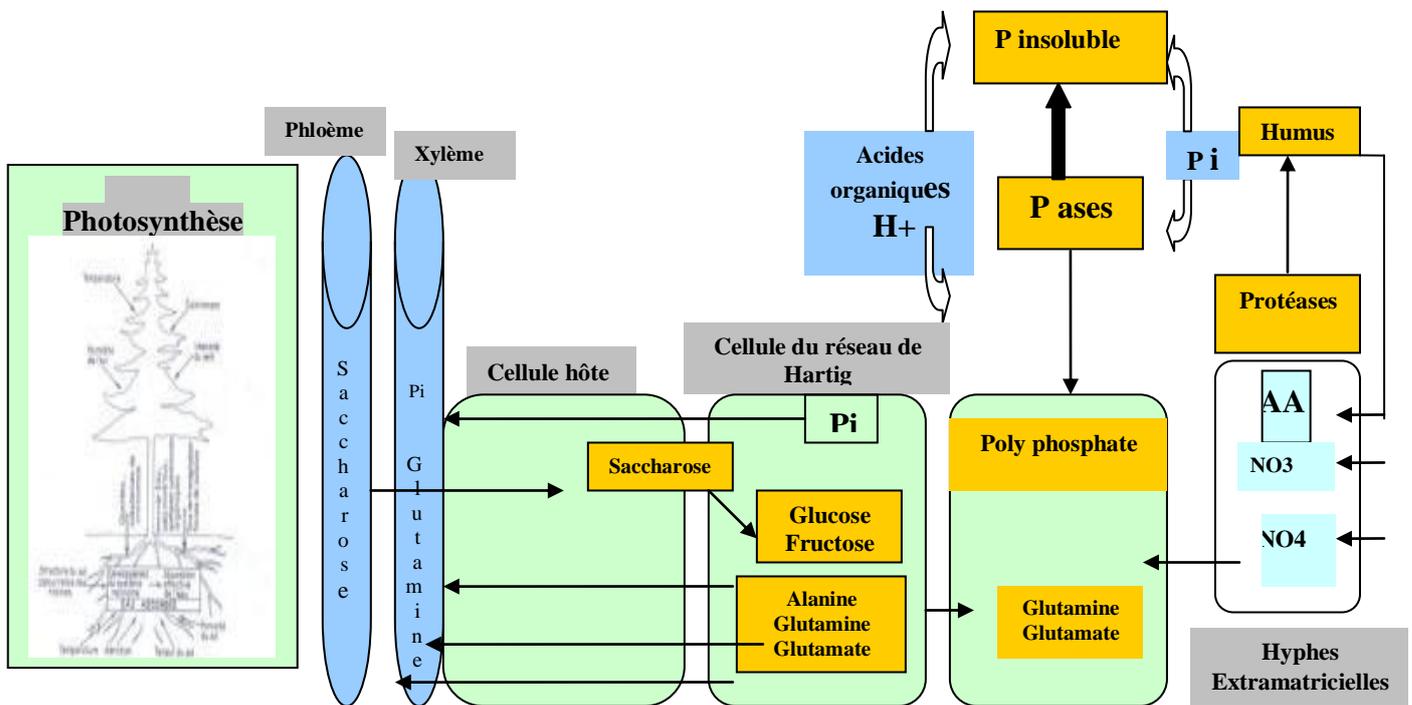
Malheureusement, c'est un élément biologique bien souvent négligé comme indicateur de qualité des sols et rarement pris en considération dans l'élaboration des stratégies agricoles.

Ces données sur les bienfaits des mycorhizes ont été résumés à partir des études menées par plusieurs auteurs à savoir : [5, 7, 11, 13, 18, 21, 24, 28, 39, 43, 44, 45, 46, 47, 48, 49, 50, 51, 52, 53, 54, 55, 56, 57, 58]



**Figure N° 1.11 :** Les composants de la symbiose mycorhizienne (RAMAN et MAHADEVAN, 1996).

**VAM :** mycorhizes vésiculaires et arbusculaires.



**Figure N°1.12 :** Echange nutritifs entre l'hôte et le champignon (d'après BOUSQUET, 1987). **P** : Phosphore ; **AA** : acides aminés, **Pase** : phosphatase,

#### 1.4. Classification et phylogénie des mycorhizes :

On ne peut développer efficacement une étude écologique d'un être vivant que si la classification du groupe concerné est bien établie [5]. Et il serait préférable d'établir une classification monophylétique<sup>4</sup>[15].

La place que les mycètes occupent dans la classification des êtres vivants a suscité de nombreuses controverses et leur phylogénie fait l'objet de révisions régulières. Elle est encore loin d'être établie avec certitude. Les principales subdivisions étant fondées d'abord sur l'existence ou non de cellules flagellées ou sur le nombre et la morphologie des flagelles et des Zoïdes [43].

C'est en fonction de leur morphologie et de leur reproduction sexuelle que les mycètes sont divisés en cinq groupes (tableau 1.3) [15, 43, 61, 62]. Les quatre premiers sont connus sous le nom de "Mycomycetophytes" [61].

**Tableau N° 1.3 :** Caractéristiques des principaux groupes de mycètes.

Groupe	Septum perforé	Sporulation asexuée	Sporulation sexuée
<b>Zygomyceta</b>	Absents	Sporangiospores non mobiles	Zygospore
<b>Chytridiomyceta</b>	Absents	Zoospores mobiles Conidiospores	Oospore
<b>Ascomycota</b>	Présent	Rare	Ascospore
<b>Basidiomycota</b>	Présent	Conidiospores	Basidiospore
<b>Deuteromycota</b>	présent		

Source : NICKLIN et *al.*, (2000).

La taxonomie traditionnelle est fondée sur une apparition subjective de l'importance relative des caractères, ces derniers sont principalement d'ordre morphologique (et / ou physiologique) et se réfèrent à différentes étapes de la croissance en particulier à celle de la reproduction [4].

<sup>4</sup>Une classification monophylétique implique que tous les groupes à l'intérieur d'un embranchement descendent d'un même ancêtre (Nicklin et *al.*, 2000).

### 1.4.1. Le cycle de reproduction des mycorhizes :

Il est considéré comme étant le critère de classification le plus important à étudier [4]. Tous les mycètes suivent une période de croissance végétative pendant laquelle leur biomasse augmente [15].

Tout commence par une spore, cette dernière germe dans des conditions favorables donnant un filament : le mycélium primaire. En règle générale, les extrémités des filaments issus par différentes spores se soudent et forment le mycélium secondaire. A l'automne, nous aurons la formation du carpophore ou sporocarpe, qui va produire des spores et le cycle reprend (figure 1.13)[63].

Il existe une manière asexuée de reproduction durant laquelle, les spores se forment directement sur le mycélium sans passer par le stade carpophore.

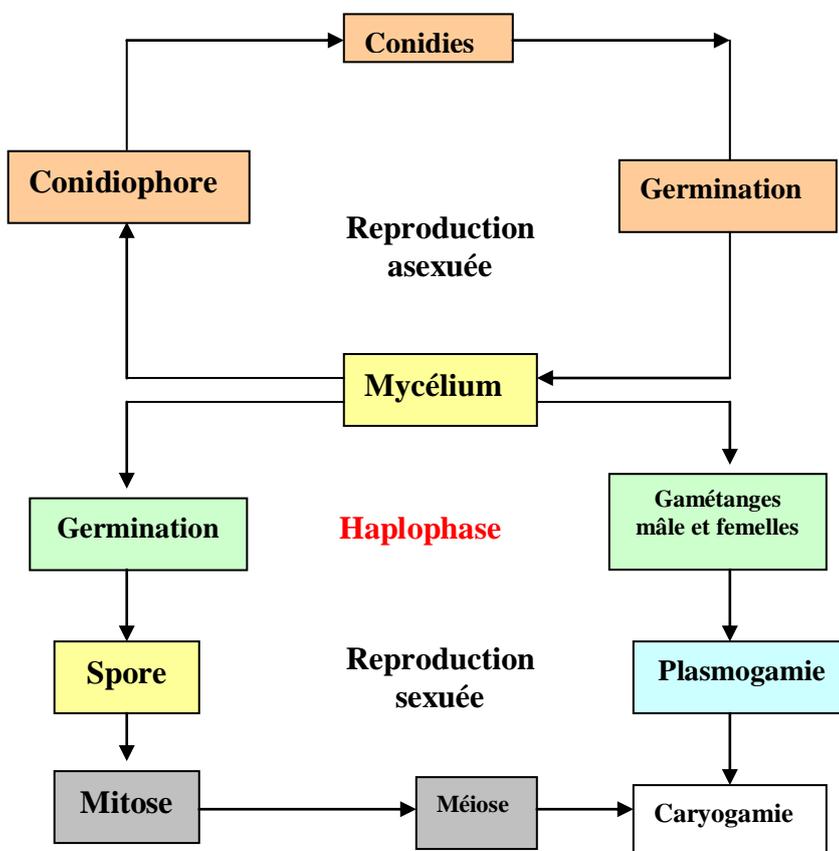


Figure N° 1.13 : Schéma représentatif de la reproduction des mycètes (PRABHU, 1992).

#### **1.4.1.1. La reproduction chez les Ectomycorhizes :**

Les ectomycorhizes appartiennent en grande partie aux Ascomycètes et aux Basidiomycètes. Pour les quels nous n'allons développer que la reproduction sexuée (qui est la plus utilisée en classification).

##### **1.4.1.2.1. Les Ascomycètes :**

La caractérisation commune des ascomycètes est la fructification souvent complexe. La reproduction sexuée a lieu après fusion somatique de deux mycéliums de sexes différents [15].

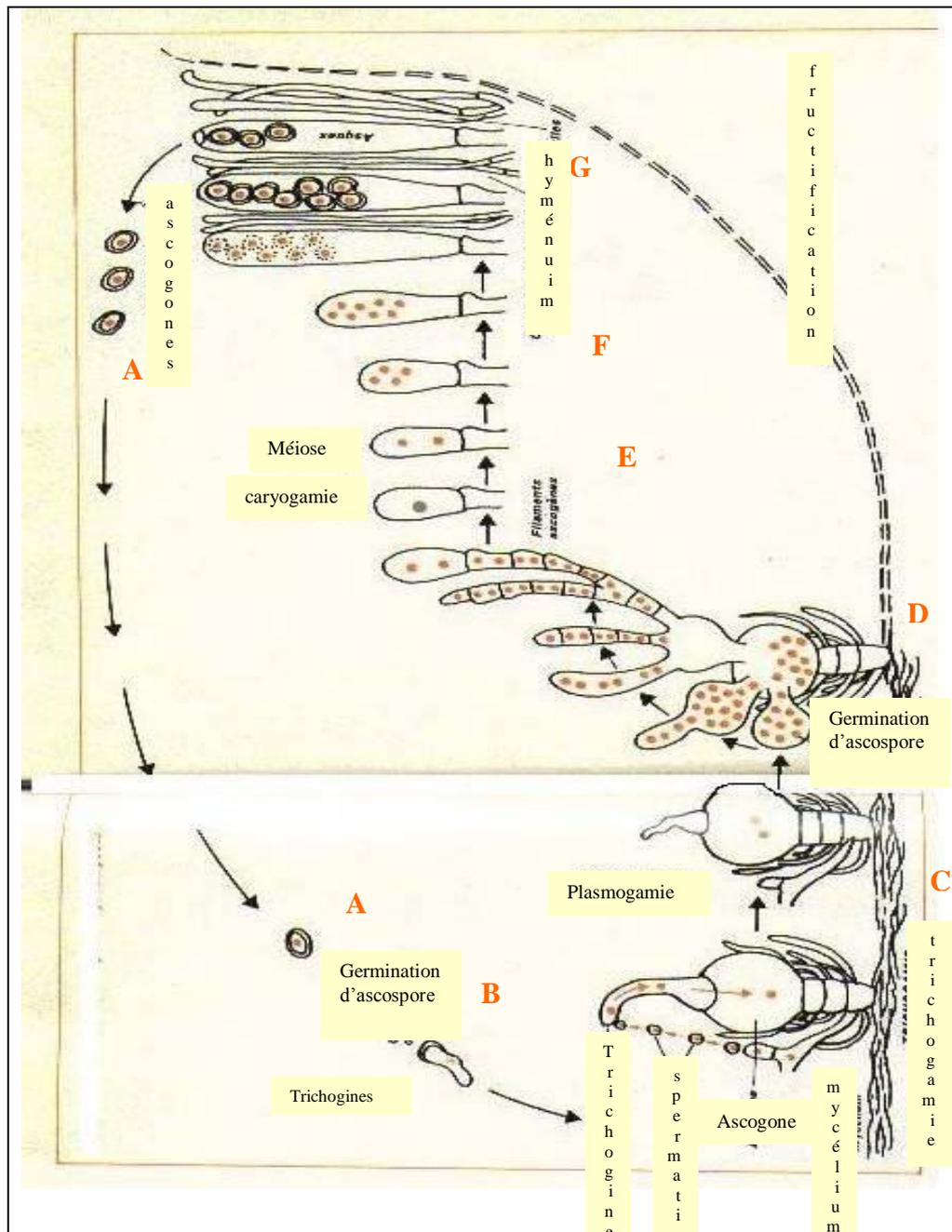
Les organes sexuels apparaissent sur le mycélium haploïde suite à la germination d'une ascocarpe mûre. Dans la fusion de l'anthéridie et de l'ascogone formée, les noyaux mâles transitent par le Trichogone (Tricogamie).

Il s'ensuit une plasmogamie (fusion des cytoplasmes des deux cellules) accompagnée d'une caryogamie (fusion des noyaux correspondants), suivie d'une méiose et d'une mitose (figure N°1.14).

La reproduction sexuée ne se réalise que dans certaines conditions qui sont souvent différentes de celles pour les-quelles se réalise la meilleure croissance végétative<sup>5</sup> [43].

---

<sup>5</sup> Par exemple, le thalle manifeste des besoins particuliers en ions Ca<sup>++</sup> en glucides simples (saccharose au lieu de glucose) ou en substance plus complexes (biotines) ...etc.



Légende

- A** : Ascospores libérés à partir des ascogones.
- B** : Ascospore germé, formation de paroi cellulaire.
- C** : Trichogamie
- D** : fusion des cytoplasmes, c'est la plasmogamie.
- E** : évolution de l'ascogone avec formation de vésicules et des filaments ascogènes.
- F** : Fusion des noyaux en un seul grand noyau, c'est la caryogamie, qui a lieu au niveau des filaments ascogènes.
- G** : les cellules vont subir des méioses et des mitoses afin de former des ascus qui libéreront des ascospores et le cycle reprend.

**Figure N°1.14** : La reproduction sexuée chez les Ascomycètes (PERREAU, 1978).

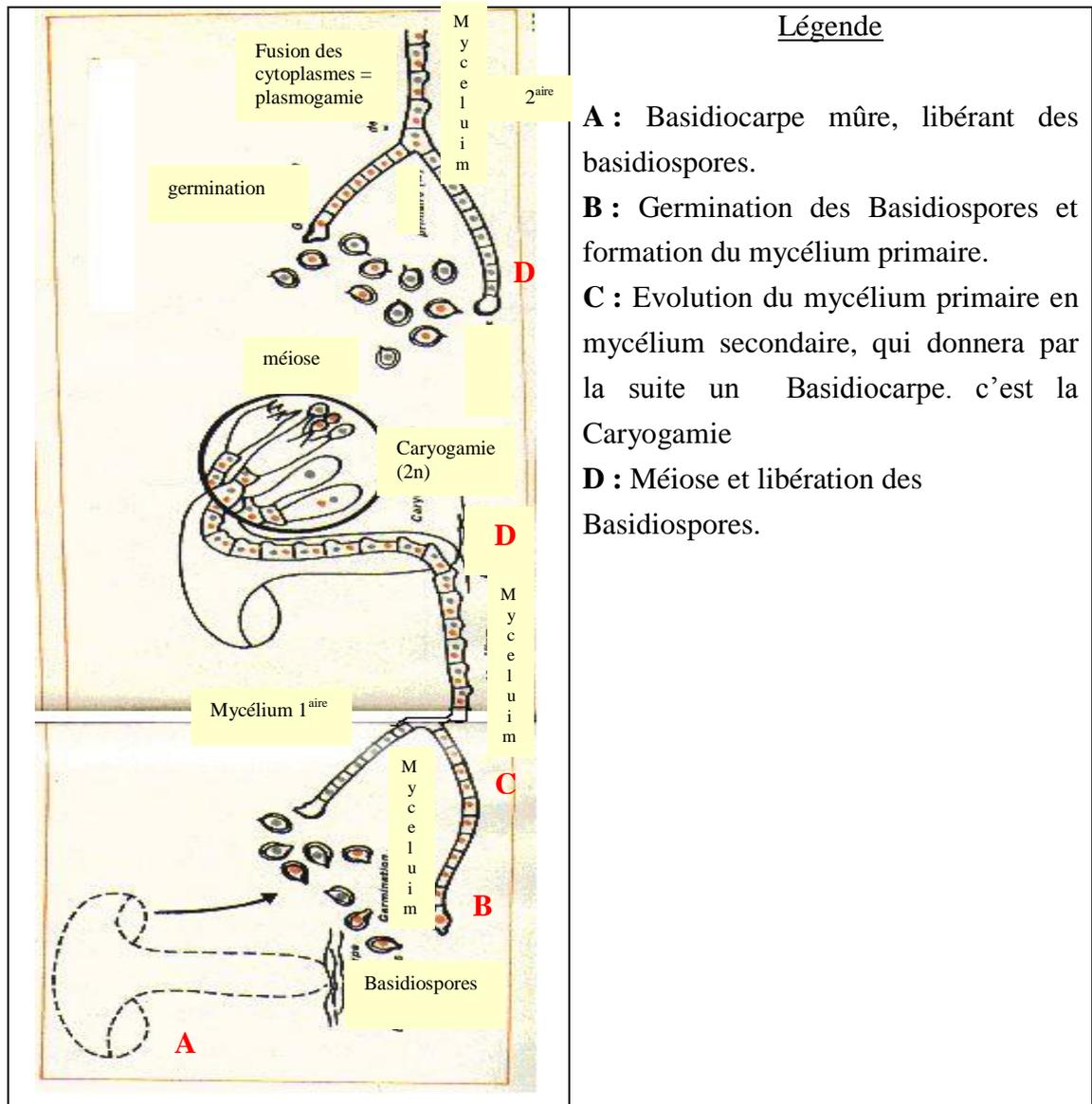
#### **1.4.1.2.2. Les Basidiomycètes :**

Les Basidiomycètes englobent plus de 13 500 espèces dont le plus grand nombre sont des symbiotes de plantes supérieures [43, 61]. Ce groupe se caractérise par la structure la plus complexe et la plus grande trouvée chez des mycètes [15].

Dans ce groupe, caryogamie et méiose s'accomplissent dans des articles spécialisés basides, qui forment des spores [64], ils produisent très rarement des spores sexuelles. Pendant une grande partie de leur cycle biologique, ils sont sous forme de mycélium végétatif exploitant des substances complexes [15].

Les fructifications apparaissent sur le mycélium à dicaryons sous la forme de minuscules faisceaux d'hyphes qui peuvent demeurer assez longtemps à l'état de vie latente.

A la faveur de conditions propices, ces ébauches se développent ensuite par croissance et ramification [64] (figure N° 1.15).



Légende

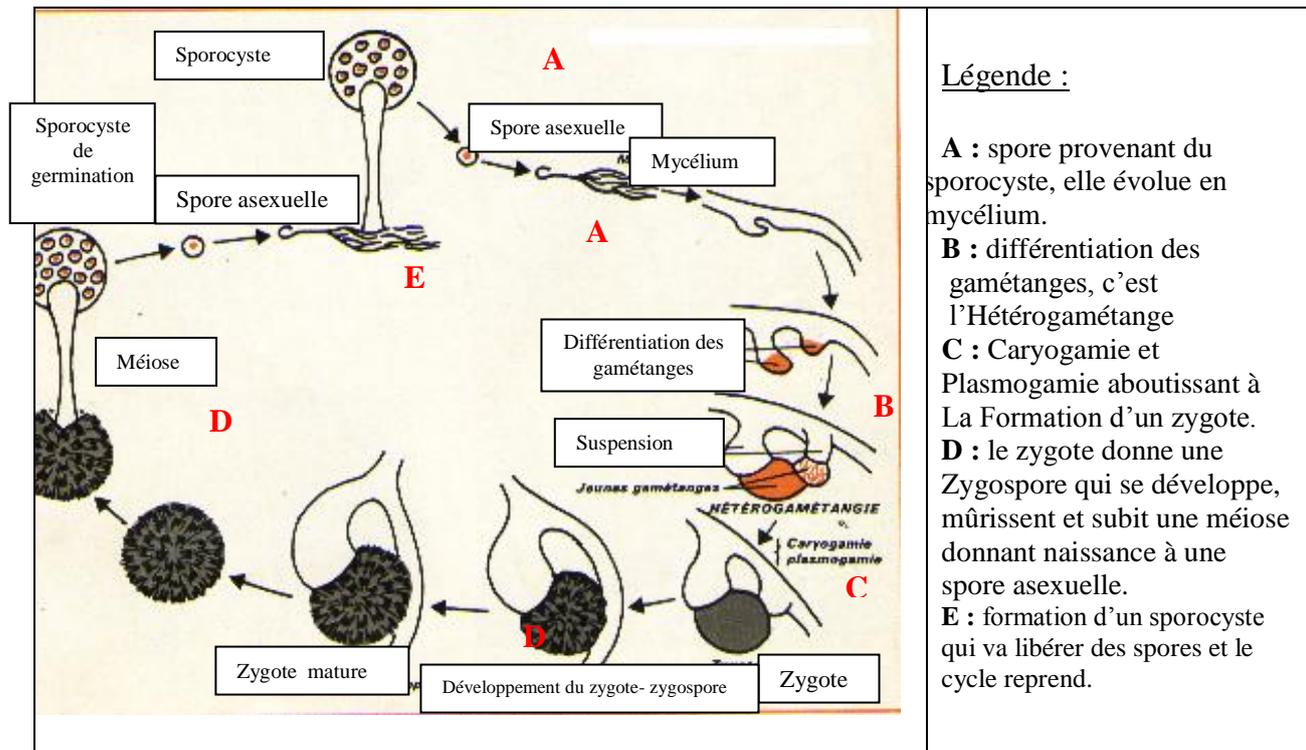
- A :** Basidiocarpe mûre, libérant des basidiospores.
- B :** Germination des Basidiospores et formation du mycélium primaire.
- C :** Evolution du mycélium primaire en mycélium secondaire, qui donnera par la suite un Basidiocarpe. c'est la Caryogamie
- D :** Méiose et libération des Basidiospores.

**Figure N° 1.15:** La reproduction chez les Basidiomycètes (PERREAU, 1978).

**1.4.1.3. La reproduction chez les Endomycorhizes :**

Les endomycorhizes les plus étudiées sont celles à arbuscules qui appartiennent aux Zygomycètes [39]. Similairement aux précédents, nous développerons uniquement la reproduction sexuée

La reproduction sexuée se fait par la fusion de deux organes mâle et femelle chacun plurinucléée, confluent en un zygote qui s'entoure d'une épaisse paroi ornée après un passage à l'état de vie ralentie ; celui-ci germe et différencie des vésicules où survient la méiose [15, 64] (figure 1.16).



**Figure N°1.16 :** La reproduction sexuée chez les endomycorhizes (PERREAU, 1978).

Selon DALPE (2003), on ne possède à ce jour aucun indice sérieux quant à la sexualité des CMA (Champignons Mycorhiziens Arbusculaires), leur association avec les Zygomycètes vient de la similitude de leurs spores avec celle d'autres représentants connus de cette classe.

#### 1.4.2. Les principales familles des mycorhizes :

Après avoir examiné les étapes de reproduction, il serait intéressant de connaître les principaux groupes composant les mycorhizes les plus connues chez les Endomycorhizes et les Ectomycorhizes.

##### 1.4.2.1. Les Ectomycorhizes :

Selon MEYER (1973 in DURRIEU 1993), les ectomycorhizes colonisent à peu près 3 % de la flore phanérogame. Parmi ces principaux genres ectomycorhiziens, on peut citer :

### **Groupe : Basidiomycètes :**

**Ordre : Agaricales ;**

**Genre :** *Amanita ; Cortinarius, Hygrophorus, Laccaria, Rhodophyllus, Tricholoma, ...*

**Ordre : Bolétales ;**

**Genre :** *Bolétus, Leccinum, Suillus, Xerocomus, Paxillus, Gomphidius, ...*

**Ordre : Russulales ;**

**Genre :** *Russula, Lactarius, ...*

**Ordre : Gasteromycètes ;**

**Genre :** *Scleroderma, Pisolithus, Melanogaster, Hymenogaster, Rhizopogon, ...*

**Ordre : Aphyllophorales :**

**Genre :** *Cantharellus, Telephora.*

### **Groupe : Ascomycètes :**

**Ordre : Tubérales ;**

**Genre :** *Tuber, Terfezia, Elaphomyces, ...*

**Ordre : Pézizales ;**

**Genre :** *Morchella.*

La spécificité des champignons ectomycorhiziens est très variable, certains peuvent s'associer à des hôtes très divers, et bien au contraire d'autres se rencontrent seulement en compagnie d'arbres bien précis (Annexe N° 1).

**1.4.2.2. Les Endomycorhizes :** La systématique des endomycorhizes n'est pas en avance mais au centre des connaissances sur les mycorhizes [39]. Elles ont été regroupées récemment dans l'ordre des Glomales (MORTON et BENNY, 1990), qui comprend toutes les espèces capables de vivre en symbiose avec les plantes [65].

Durant de longues années, les membres des Glomales faisaient partie de l'ordre des Endogones qui fut créé par LINK en 1844, ensuite en 1922 BUCHOLTZ plaça les Endogonaceae dans l'ordre des Mucorales ; il fallait attendre 1990, pour que MORTON et BENNY créèrent l'ordre des Glomales [67].

La classification récente, proposée par MORTON et BENNY (1990), distingue trois familles et six genres connus, avec deux nouvellement créés [9].

La famille des **Glomacées** (croissance apicale) comprenant les genres *Glomus* et *Sclerocystis* et la famille des **Acaulosporacées** (croissance intercalaire) comprenant les genres *Acaulospora* et *Entrophospora* ainsi que la famille des **Gigasporacées** (croissance

apicale) comprenant les genres *Gigaspora* et *Scutellospora*. Cette dernière famille se distingue des deux autres par l'absence de vésicules dans les racines colonisées [51].

Les genres des endomycorhizes à arbuscules et vésicules les plus communs sont :

*Acaulospora* (GERDEMANN et TRAPPE 1974) ;

*Archaeospora* (MORTON and REDECKER 2000).

*Entrophospora* (AMES et SCHNEIDER 1979) ;

*Gigaspora* (GERDMAN et TRAPPE / WALKER et SANDERS 1974) ;

*Glomites* (TAYLOR, et *al.*, 1995) ;

*Glomus* (TULASNE et TULASNE 1844),

*Jimtrappea* (WU et LIN, 1997).

*Sclérocystis* (BERKLEY et BROOME 1875),

*Scutellospora* (WALKER et SANDERS 1986),

Les espèces sont réparties de façons différentes et selon des critères écologiques et physiologiques.

Selon NAVEEN et HATIA (1996), le genre *Glomus* est dominant à travers l'Afrique du Nord et une grande partie de L'Europe, de l'Asie, de l'Amérique du Nord, du Brésil et du Sud de L'Australie.

Il serait intéressant de résumer les différentes caractéristiques des types d'associations mycorhiziennes existantes dans la nature ainsi que de leur plante hôte (Tableau n°1.4).

**Tableau N°1.4** : Tableau résumant les différences entre les types d'associations mycorhiziennes :

- : absent, + : présent, (+) : quelquefois présent, (-) : quelquefois absent, + - : présent ou absent, **basid** : Basidiomycètes, **Asco** : Ascomycètes, **Zygo** : Zygomycètes, **ECM** : ectomycorhizes.

Type	VAM	ECM	Ectendo-	Arbutoides	Mono-tropoides	Ericoides	Orchidées
Hyphes septées	- (+)	+ -	+ -	+	+	+	+
Hyphes dans la cellule	+	-	+	+	+	+	+
Hyphes enroulées	+ -	-	-	-	-	+	+
Manteau	+	-	-	-	-	-	-
Manteau fongique	-	+ (-)	+ (-)	+	+	-	-
Réseau de Hartig	-	+	+	+	+	-	-
Vésicules	+ -	-	-	-	-	-	-
<b>Plantes</b>	<b>Plantes vasculaires</b>	<b>Gymnospermes &amp; Angiospermes</b>		<b>Ericales</b>	<b>Mono-tropaceae</b>	<b>Ericales</b>	<b>Orchid-aceae</b>
Chlorophylle	+	+	+	+ -	-	+	+ -
<b>Champignons</b>	<b>Zygo-Glomales</b>	<b>beaucoup Basid-, quelques Asco- et Zygo-</b>				<b>Asco-(Basid-</b>	<b>Basid-</b>

Source : HARLY et SMITH (1983 in BUNDRETTE 1999).

## 1.5. Le processus d'infection :

### 1.5.1. Infection naturelle :

**1.5.1.1. Cas des Ectomycorhizes** : Pendant la période active de leur croissance, un grand nombre des racines primaires seront saines, mais avec l'âge elles deviennent infectées et passent par des étapes précises qui s'organisent en trois :

- **L'infection des racines** : Le début de l'infection se caractérise par l'édification autour des extrémités de diverses racines primaires, d'une gaine constituée de la seule couche superficielle du manteau, qui peut être, à ce stade, séparé aisément de la racine.

- **L'évolution quantitative de la mycorhization :** Les mycorhizes auront une distribution « racémeuse », mêlées à un nombre encore important de racines primaires demeurées saines ou qui ne sont que superficiellement infectées.

- **L'évolution qualitative de la mycorhization :** Le complexe mycorhizien peut se ramifier plus ou moins activement, évoluant vers la formation de mycorhizes « coralloïdes », avec des ramifications plus ou moins dichotomiques, fréquentes chez les pins.

**1.5.1.2. Cas des Endomycorhizes :** L'infection des endomycorhizes a lieu, généralement, quand les racines saines se mettent en contact avec des racines contaminées [3]. Ce processus se divise en plusieurs étapes, impliquant nombre de changements complexes chez le champignon [69] :

- **Germination :** Il débute par la germination d'une hyphe fongique issue d'une propagule, qui peut être une spore, une vésicule ou un fragment de champignon. L'hyphe peut croître quelques jours dans le sol à la recherche d'une plante hôte avant de s'épuiser.

- **Pénétration :** En allant à la surface d'une racine hôte, l'hyphe va généralement différencier un appressorium, premier signe de reconnaissance, pour ensuite pénétrer les tissus racinaires externes [70]. L'appressorium peut se former aussi rapidement que 36 heures après le début de l'interaction entre une endomycorhize et la racine hôte [25].

- **Progression dans les espaces intercellulaires :** L'hyphe colonisatrice progresse ensuite dans les espaces intercellulaires de la racine. Dans le cortex, le champignon va former les arbuscules et les vésicules. Les arbuscules, intracellulaires, s'établissent plus rapidement et ont une vie éphémère variant de une à trois semaines [71].

Les vésicules deviennent de plus en plus nombreuses avec la maturité des plants. Parallèlement à sa croissance intraracinaire, le champignon va aussi développer un important réseau mycélien dans le sol environnant, qui atteindra plusieurs centimètres [26].

Au niveau de ces hyphes extra matricielles, il y aura une production de spores qui assurent la survie du champignon dans le sol en absence de plante hôte [25].

### **1.5.2. Culture des mycorhizes :**

L'étude de la culture des mycorhizes est une étape importante dans notre recherche bibliographique, elle nous servira de support dans notre travail expérimental.

**1.5.2.1. La culture monoxénique :** Ce procédé comprend le choix de l'inoculum de départ, son isolation, la désinfection des propagules, leur incubation et leur association à une racine hôte mycotrophe sur le milieu de croissance synthétique [56].

Le processus de désinfection est l'étape la plus critique. Plusieurs solutions désinfectantes sont utilisées à savoir: l'éthanol, l'hypochlorite de calcium et l'hypochlorite de sodium, la chloramine T contenant quelques gouttes de Tween 20 et des antibiotiques (streptomycine et gentamycine)[56].

Après leur désinfection, les spores et les fragments de racines sont incubés sur milieu synthétique. Ceux présentant une germination ainsi sont réassociés avec une racine - hôte sur le milieu de culture synthétique dans une boîte de Pétri [72].

**1.5.2.2 La culture continue :** La culture continue est le maintien indéfini des cultures monoxéniques d'un VAM, par réassociation du champignon avec une nouvelle racine sur un milieu synthétique frais. La durée entre deux sous cultures varie suivant la souche considérée.

**1.5.2.3. La cryopréservation :** À partir d'une culture monoxénique, les spores sont successivement isolées à l'aide de micropipettes après solubilisation du milieu de culture par le tampon citrate [73].

### **1.6. La mycorhization contrôlée :**

Comme il vient d'être cité, l'association mychorizienne joue un rôle majeur dans la nutrition minérale et la croissance des plantes, la maîtrise de cette association est une technique d'avenir pour l'amélioration de la reprise et de la croissance initiale des plants [74].

Selon CHEVALIER (1985), le contrôle de la mycorhization présente un double intérêt à savoir:

- L'augmentation de la production de corps fructifères des champignons comestible (Truffe, Cépe,...) ;

- Production de plants forestiers davantage performants.

Les premiers essais de mycorhization contrôlée ont été réalisés aux alentours de 1920 en Australie par inoculation de semis de *Pinus radiata* à l'aide de carpophores de *Rhizopogon luteolus* [76].

Au Etats-Unis ce fut Le Tacon en 1978 qui effectua les premières applications qui étaient particulièrement encourageantes, ce qui a incité les français à s'intéresser au sujet. C'est en 1979 que le CNRF (Centre National de Recherches Forestières de Champenoux ; Nancy) lança un programme d'amélioration de plants forestiers en pépinière par le biais de la mycorhization, ils ont choisi le Chêne et le Hêtre pour réaliser les essais et *Hebeloma crustuliniforme* comme souche mycorhizienne [77].

Les résultats ont aboutit au fait que la mycorhization ne se limite pas aux sols les plus pauvres; puisque les sols utilisés dans ces expériences étaient riches en phosphore [74].

D'autres expériences effectuées afin de vérifier la survie des plantes mycorhizées produites en pépinière sur sol forestier, et de choisir une technique de plantation (en motte, racine nue, ou mycorhization après plantation) [77].

De son côté, CHEVALIER (1985), étudia la possibilité d'appliquer la mycorhization aux conteneurs en pépinière forestière, il obtenait de bons résultats en mycorhizant le chêne et le noisetier avec la truffe.

Depuis ces résultats fructueux, les recherches n'ont pas cessé d'évoluer afin de maîtriser la mycorhization, on peut citer l'exemple de la mycorhization par la Truffe de Périgord (*Tuber melanosporum* Vitt) de vitroplants de chênes (*Quercus robur* L., *Q. pubescens* Willd). Durant cette expériences, plusieurs synthèses ont été réalisées en conditions gnotoxéniques en utilisant différents types d'inoculum, pour aboutir aux meilleurs résultats avec la suspension sporale [12].

D'un autre côté, les mycorhizes sont nommées parmi les micro-organismes du sol utilisés dans l'amélioration de la croissance végétale et racinaire des plantes de bananier [78]. DRAYE (2002), explique que le système racinaire du bananier contient déjà des mycorhizes qu'il serait intéressant d'exploiter.

Une autre technique a été testée pour améliorer la symbiose mycorhizienne qui est celle de l'utilisation des cendres volantes saines pour la rhizosphère, qui en plus du fait qu'elle favorise le rendement de la biomasse ainsi qu'à l'augmentation de la productivité et des écosystèmes, elle favorise l'installation des champignons mycorhiziens dans les systèmes racinaires [80].

Vu leurs importances, les endomycorhizes, sont proposées pour être utilisées dans le recyclage direct des nutriments, comme une nouvelle alternative [81].

Plusieurs auteurs ont abordé le sujet de la mycorhization contrôlée de différentes façons [54, 82, 83, 84, 85, 86, 87].

Les recherches continuent d'évoluer de jour en jour, espérant élucider le mystère de la mycorhization.

### **1.7. Ecologie de la symbiose mycorhizienne :**

Les mycorhizes qu'elles soient faciles à observer dans la nature ou après manipulation au laboratoire, n'existent pas partout, ni toujours [13]. Il existe des facteurs extérieurs à la plante et au champignon qui préviennent l'apparition de la symbiose mycorhizienne.

Ces facteurs sont de nature écologique : biotique et abiotique.

#### **1.7.1. Les facteurs biotiques :**

Environ 130 espèces connues des champignons endomycorhiziens colonisant plus de 300 000 espèces végétales [87]. Malgré le fait que les champignons endomycorhiziens sont reconnus pour être peu sélectifs envers les végétaux hôtes, certaines combinaisons sont plus performantes que d'autres.

Les valeurs de dépendances et les pourcentages de colonisation mycorhizienne en plus des effets sur la physiologie différent souvent selon les partenaires, démontrant ainsi qu'il existe certaines interactions spécifiques entre les symbiotes [89].

L'influence des facteurs génétiques, notamment le génotype de l'hôte, est significatif afin d'inciter les mycorhizes à coloniser les racines. Ceci en plus de :

- \* La structure et la morphologie des racines,
- \* La microflore dans le sol et aux alentours des racines,
- \* L'interaction avec les micro-organismes du sol [50].

### **1.7.2. Les facteurs abiotiques :**

Bien que l'on retrouve la symbiose mycorhizienne dans presque tous les habitats de la planète, les différentes caractéristiques de l'environnement semblent jouer un rôle important dans la sélection des espèces de champignons et la performance de ceux-ci dans les différents habitats [89].

➤ **La lumière :** Elle stimule le développement des mycorhizes, BJORKMAN (1944 in BOULARD 1968), précise que : « le développement des mycorhizes est dans tous les sols, largement sous la dépendance de la lumière ». Le manque de lumière provoque une réduction de l'étalement des hyphes internes, qui ne peuvent plus atteindre les cellules des racines et par conséquent le développement des hyphes extramatricielles dans le sol est très limité voir inexistant [50]. Les meilleurs résultats de mycorhization sont obtenus avec une luminosité de 16 heures/jours [13].

➤ **La température :** Important facteur dans le déroulement de la photosynthèse, une température inférieure à 20°C fait baisser la croissance de la plante. La température du sol joue un rôle dans les trois stades du développement des mycorhizes.

Pour le premier stade (germination), il existe un optimum de 20°C qui varie avec les espèces de mycorhizes [50], pour le deuxième et le troisième stade (pénétration et prolifération), tous deux sont sensibles aux variations des températures du sol [90] ; [91].

➤ **La teneur d'eau dans le sol :** L'effet décisif sur la fréquence et le développement des mycorhizes est le niveau et les variations du plan d'eau pendant la saison de végétation [13]. Il a été démontré que les plantes qui poussent sous les conditions d'un stress hydrique présentent généralement des associations mycorhiziennes [92].

➤ **Le pH du sol :** Depuis longtemps déjà la plupart des chercheurs ont admis les répercussions liées aux valeurs du pH du sol sur la mycorhization des plantes supérieures, [11]. Le pH du sol affecte la germination des spores et le développement du champignon mycorhizien.

HYMAN et MOSS (1987 in MUKERGI, 1996) ont aboutis à des résultats néfastes de mycorhization avec des pH acides (3.4 et 4.4 par exemple), alors que dans des sols entre 5.6 et 7 ils obtiennent de bons résultats [50]. Quant à MELIN (1917 in BOULARD 1968), il a obtenu un bons effet de la mycorhization avec des valeurs de pH entre 4.0 et 5.0.

La relation entre le pH du sol et la mycorhization est complexe et dépend des espèces de plantes et du type de sol.

➤ **La matière organique :** Les complexes mycorhiziens sont beaucoup plus communs là où abonde la matière organique [13].

➤ **La salinité :** Peu de recherches ont touché à cet aspect, mais en ce qui concerne les CMA, ils ont l'habilité à protéger les plantes du stress salin sauf que le mécanisme est loin d'être clair, ceci peut être attribué au fait que la croissance des mycorhizes est liée à l'approvisionnement en éléments minéraux [50].

➤ **Saisonnalité :** La formation de spores dépend des saisons, c'est loin d'être compris, l'idée est basée sur les contenus de la spore qui reflètent ou non la colonisation de la racine [93].

➤ **Le sol :** Le type de sol est l'un des facteurs prépondérant dans la répartition des mycorhizes. Certes les mycorhizes peuvent se rencontrer dans une vaste gamme de substratums [94]. On peut citer l'exemple des sols calcaires qui sont peu favorable à la constitution des mycorhizes [13], ceci s'applique sur *Tuber melanosporum* VILL, toutefois, le sol de culture est calcaire avec un pH de 8.3 et la formation de carpophores ne peut se faire sans ces sols [95].

Sur le tableau N° 1.5, on présente la classification proposée par MUKERJI (1996), des endomycorhizes en fonction des types de sols. On remarque, la présence du genre *Glomus* dans les différents types de sol et plus précisément l'espèce *Glomus moseae* qui n'est absente que sur les roches calcaires sableuses et limoneuses.

**Tableau N° 1.5:** Répartition des VAM en fonction des types de sols :

Types de sols	VAM
(Coal mine) sol des mines	<i>Glomus</i> <i>Glomus diaphanum</i> <i>Gigaspora</i>
Sol acide avec taux élevé d'aluminium	<i>Glomus aggregatum</i> <i>Glomus macrocarpum</i> <i>Glomus moseae</i> <i>Gigaspora calospora</i> <i>Gigaspora gigantea</i>
Sable	<i>Glomus sp</i> <i>Glomus moseae</i> <i>Glomus intraradices</i> <i>Gigaspora sp</i> <i>Gigaspora albida</i> <i>Gigaspora gigantea</i> <i>Acaulospora</i>
Granite	<i>Glomus tenue</i> <i>Glomus mosseae</i> <i>Glomus macrocarpum</i> <i>Glomus fasciculatum</i>
Roche calcaire, sable, limon	<i>Glomus aggregatum</i> <i>Glomus entunicartum</i> <i>Glomus intraradice</i> <i>Glomus microaggregatum</i> <i>Glomus macrosporum</i> <i>Glomus pansihalos</i>
Sol gypseux, marnes avec des apports alluviaux,	<i>Glomus mosseae</i> <i>Glomus constrictum</i> <i>Glomus fasciculatum</i> <i>Acaulospora sp</i> <i>Sclerosystis sp</i> <i>Sclerosystis rubiformis</i> <i>Scutellospora dipurpurakens</i> <i>Entrophospora infrequens</i>

Source : MUKERGI (1996).

➤ **L'effet des pesticides et des produits chimiques:** Il est loin d'être un facteur abiotique dû à la nature, quoiqu'il a une influence sur la symbiose endomycorhizienne ; les pesticides et les fertilisants sont tous deux nuisibles à la sporulation et à la colonisation mycorhizienne ; on peut citer : les fertilisants phosphorés, les nitrogènes, les 2-4 D, le chlorure mercurique et le Benomyl [13, 88, 96].

Pour conclure ce chapitre, nous présentons dans le tableau N° 1.6 un résumé des différents types d'associations mycorhiziennes et les circonstances de leur existence. Il est également à noter que les enjeux les plus importants concernant les mycorhizes sont: «Les ectomycorhizes pour la sylviculture et la production de champignons comestibles, les endomycorhizes à vésicules et arbuscules pour l'agriculture et l'horticulture » [20], des enjeux qu'il faut prendre compte dans toute recherche touchant à cette symbiose.

**Tableau N° 1.6:** Les types d'associations et circonstances

Association	Circonstances
<b>VAM</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• communes dans presque tous les habitats</li> <li>• facile de savoir pour quoi ils ne sont pas trouvés</li> </ul>
<b>ECM</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Dominant dans les forêts de conifères, spécialement dans les régions froides ou alpines ;</li> <li>• Egalement dans les régions tempérées et méditerranéennes;</li> <li>• Dans les savanes et les zones tropicales et sub-tropicales.</li> </ul>
<b>Plantes non mycorhizées</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Communs dans les zones à conditions extrêmes ; Se trouvent en Australie et en d'autres continents.</li> </ul>

Source : BRUNDRETT (2002).

## CHAPITRE 2 GENERALITES SUR LE TAMARIX.

### **Introduction :**

La végétation assure un rôle considérable contre l'érosion ; les sols les plus évolués et les plus humifères se trouvent sous forêts, matorrals ou steppes à alfa les moins dégradées [97]. Parmi les arbrisseaux qui participent dans la lutte contre ce phénomène nous évoquons le *Tamarix*.

Le Tamarix est une plante naturalisée en Algérie, son introduction date de la période coloniale. Vu son caractère de rusticité, il s'est adapté et devenu une plante «autochtone ». L'un des facteurs faisant son adaptation est le développement considérable de son système racinaire [97].

### **2.1. Présentation du genre *Tamarix* L :**

#### **2.1.1. Systématique :**

Etymologiquement, le mots Tamarix signifie: du cours d'eau : tamaris et en latin *Tamariscus* [98].

Le Tamarix est une espèce appartenant à l'embranchement des spermaphytes, sous embranchement des Angiospermes, sa classification peut se résumer comme suit :

<b>Embranchement :</b>	Spermaphytes ;
<b>S/ Embranchement :</b>	Angiospermes ;
<b>Classe :</b>	Dicotylédones ;
<b>Sous classe :</b>	Dialypétales (Choripétales);
<b>Série :</b>	Thalamiflores ;
<b>Ordres :</b>	Pariétales ;
<b>Sous ordre :</b>	Eupariétales ;
<b>Famille :</b>	Tamaricacées ;
<b>Genre :</b>	<i>Tamarix</i> L. [99, 100].

### 2.1.2. Morphologie :

**2.1.2.1. Port :** C'est une très belle plante à croissance rapide, très polymorphe [101] ; les Tamarix sont des arbres ou arbustes, ils peuvent atteindre des hauteurs de 20m maximum selon les espèces [102].

Dans le sud marocain, *Tamarix articulata* Vahl, atteint 15 m de hauteur et de 0.5. à 0.60 m de diamètre [101], c'est également le cas de Ain Sefra (Nâama, Algérie), mais en général leurs hauteur tourne autour de 5 et 10 m avec un diamètre de 0.50 à 1 m. les mêmes arbres sont observées à Zelfana (Ghardaia) où ils sont plantés en ville en bordure de route pour l'ombrage.

Le tronc est peu épais, rarement droit, gros et court au fur et à mesure que l'âge de la plante avance, il se divise dès la base en grosse branche, donnant à l'arbre un aspect irrégulier, laissant pénétrer un plus gros flux lumineux. Son enracinement est pivotant et dominant, très développé. Le bois comporte des vaisseaux à gros calibre. Il repousse vigoureusement de souche et peut être multiplié facilement par bouture [101].

**2.1.2.2. Ecorce :** Brunâtre, profondément fissurée longitudinalement [103].

**2.1.2.3. Rameaux :** Minces, arrondis, dressés ou retombant avec les feuilles, de couleur rougeâtre.



**Figure N°2.1:** Partie aérienne du Tamarix.

**2.1.2.4. Feuilles :** Leurs feuilles sont très réduites, petites, écailleuses, imbriquées, donnant aux rameaux l'apparence de ceux de certains genévriers, sauf qu'elles sont alternées et sans résine. Elles sont souvent ponctuées de minuscules trous correspondant à des entonnoirs au fond desquels se trouvent placés les stomates et par où exsude un mucus contenant du sel et du calcaire [101,102,104].

**2.1.2.5. Fleurs :** Petites, hermaphrodites, elles s'épanouissent dès le mois de Juin mais les capsules n'arrivent à maturité que vers le mois de septembre, sont régulières à sépales très petites à pétales scarieux, blancs verdâtre, roses et rarement blancs, le nombre des étamines est égale à celui des pétales ou en nombre double [99].

Elles sont insérées sur les bords des épaississements, de l'axe de la fleur, appelées « disque » et dont la forme est utile dans la détermination. Les carpelles sont généralement au nombre de trois, soudées en un ovaire pyramidal, qui donne en maturité une capsule qui s'ouvre par trois fentes alternant avec les placentas. Elles sont subsessibles en épia grêle apparaissant vers la fin du mois d'Août [102] (figure N° 2.2).



**A :** Fleurs du *Tamarix articulata*.



**B :** Graines volatiles.

**Figure N°2.2 :** Les fleurs et les graines de *Tamarix articulata* Vahl.

**2.1.2.6. Graine :** Les graines sont surmontées d'une aigrette blanche d'un type spécial à ce genre, elles sont formées d'un axe dressé supportant de longues barbes étalées ; elles apparaissent telle qu'une petite capsule en forme de poire blanchâtre de 3 mm de longueur, s'ouvrant par trois lobes de déhiscence, elles ne conservent leurs qualités de germination que durant quelques semaines [99,102, 106].

### 2.1.3. Ecologie :

**2.1.3.1. Le sol :** Les Tamarix s'adaptent bien sur tous les sols et leurs caractéristiques ; les plus intéressants sont de supporter les eaux fortement salées [101]. Ces arbrisseaux croissent essentiellement le long du littoral (dans les vallées) et sur les bancs sablonneux. Elles affectionnent les sols légers et s'adaptent également à un soubassement salé. Le tableau N°2.1 représente la tolérance du Tamarix à divers types de sols.

**Tableau N°2.1:** Tolérance de *Tamarix spp* aux divers types de sols.

Essence	Utilisation	Sol siliceux	Sol schisteux	Sol argilo-limoneux	Sol argilo-calcaire	Sol marneux	Sol calcaire
Tamarix (existence et utilisation)	F	X	X	X	X	/	X

Source : BELAROUCI., (1991).

/ : Inexistant, **F** : Fixation, **X** : Tolérance.

**2.1.3.2. Tempérament :** Espèce souple, elle s'adapte facilement aux différents stress, n'empêche qu'elle exige le plein ensoleillement avec un site humide. Le *Tamarix* croît au mieux au dessus des eaux souterraines, il supporte mal la gelée des régions froides [106], il tolère la salinité puisqu'il est fréquent sur les terrains salés [102]. Le Tamarix est donc un arbre très pratique dans les régions désertiques et il faut le multiplier [101]. Sans oublier que le type biologique des espèces de ce genre est Nanophanérophite [107].

**2.1.3.3. Association :** Le Tamarix fait partie du groupement des psammophiles ce qui implique qu'il se retrouve souvent associé avec les espèces appartenant à ce groupe.

On le trouve également associé à des espèces Halophiles : Chénopodiaceae, tel que l'*Atriplex halimus*, *Atriplex canescence*, *Salsola vermiculata*, et à d'autres espèces telles que *Retama retam*.

Dans la station de Tamarix située dans la région de Zâafrane (w. Djelfa), des relevés phytoécologiques ont été réalisées, aboutissant à la distinction de quelques unes des principales familles qui se trouvent associées à cette plante [108] (tableau n°2.2).

**Tableau N°2.2:** La contribution spécifique des familles recensées dans une station de *Tamarix spp.* A Zâafrane (w. Djelfa).

Principales familles	Contribution spécifique en %
Composées	16
Poacées	14.5
Boragenacées	8
Asteracées	7.5
Chenopodiacées	6
Légumineuse	6
Dipsacées	5.5
Labiacées	5.5
Malvacées	4
Plantaginacées	2
Renonculacées	2

Source : KHADER (2004).

**2.1.3.4. Aire de répartition :** Le *Tamarix* est répandu en Europe méridionale, de l'Espagne et de la France jusqu'en Asie mineure. Il existe à l'état semi sauvage en Angleterre [106]. *Tamarix articulata* Vahl (*Tamarix aphylla* Karst) a une aire immense dans toute l'Afrique, ainsi que l'Asie occidentale. On le retrouve au Maroc tout le long des cours d'eaux descendant du grand Atlas, notamment dans le Ziz et le Tafilalet, c'est un arbre des étages aride et saharien [101]. Il se trouve ainsi dans les zones désertiques des pays Maghrébins et ceux de l'Asie centrale (Iraq, Iran, Pakistan, Inde) [103].

Le genre *Tamarix* est très bien développé au moyen Orient. Quant à l'espèce *Tamarix articulata* Vahl elle est très commune dans tout le Sahara, sauf dans sa partie la plus occidentale, on la retrouve également dans les lits sablonneux des Oueds [102].

En Algérie, elle est commune dans les zones steppiques surtout au bord des rivières [103].

**2.1.3.5. L'utilisation du *Tamarix*:** En Europe centrale et occidentale, le *Tamarix* est fréquemment planté dans les parcs où l'on apprécie son beau feuillage et ses grappes de fleurs [106], c'est également le cas à Taghit (Algérie).

- Vu sa composition chimique, il possède des propriétés thérapeutiques essentiellement astringent, anti-diarrhéique, diurétique en plus il est conseillé pour l'insuffisance hépatique.

- Il supporte bien les chaleurs, ce qui le place dans le groupe parmi les espèces à utiliser autour des chotts avec un double rôle de fixation des dunes et de brise vents [103, 109].

- Le Tamarix est également utile pour l'extraction des gommés sucrés qu'il exsude. Il produit une galle (le Takaout) et une matière tannante de choix (50% de tannin), faisant l'objet d'un commerce important [101].

L'extraction du Tannin se fait à partir de la galle en question, cette dernière est élaborée par un acarien *Eriophyes tlaiae* TRAB [103].

- L'utilisation du bois de cet arbre est très variée, il peut servir comme manches à outils, pour des emballages légers...etc. [103].

- Le Tamarix est également utilisé dans le domaine de l'élevage pour guérir les animaux de certaines maladies, essentiellement contre les gales des chameaux.

- Le rôle essentiel que joue le *Tamarix* dans les régions steppiques est essentiellement pastoral, c'est l'un des rares arbres dédaignés par le bétail, même par la chèvre [101], il est utilisé ainsi en tant que fourrage. On dénote que la biomasse moyenne d'une touffe de tamarix est estimée à 6 kg de matière fraîche par pied avec un taux de matière sèche de l'ordre de 50 %, ce qui donne 3 kg de matière sèche par pied.

La biomasse d'un parcours à *Tamarix* est estimée à 975 kg MS/Ha, la biomasse de son cortège floristique est en moyenne de l'ordre de 276,62 kg MS/Ha, avec une productivité pastorale globale de 138,31 UF/Ha. Ce qui permet une charge pastorale d'environ 3 hectares par brebis [108].

- On dénote ainsi que cette espèce est très mal considérée par les paysans qui la dédaignent comme étant une plante sauvage salée et sans utilité [109].

## 2. 2. Le Tamarix en Algérie :

De très nombreuses recherches ont été consacrées à l'étude de l'histoire de la flore méditerranéenne.

Il existe en Afrique du Nord de nombreuses essences subordonnées, se trouvant à l'état disséminé dans les peuplements d'essences principales. Quelques unes seulement présentent une certaine importance au point de vue forestier on cite: l'Olivier sauvage, le Caroubier, le Pistachier térébinthe, le Pistachier lentisque et le **Tamarix** [101].

C'est au niveau des taxa réputés xérophiles qu'il convient de rechercher la majorité des ancêtres de la flore méditerranéenne actuelle, les éléments de souches méridionale et de souche autochtone peuvent y être distingués [110].

### 2.2.1. L'évolution à travers les ères géologiques :

L'Algérie comme toutes les autres régions du monde, n'a pas échappé aux vicissitudes climatiques entraînant de considérables modifications de la flore et de la végétation au cours des ères géologiques successives [105].

THOMAS (1979 in QUEZEL 2000), énonce que les processus d'aridification, deviennent évidents à partir du Néogène<sup>6</sup> où certaines espèces dominent tel que *Retama*, *Tamarix*.

BELAROUCI (1991) cite le *Tamarix* L. parmi la liste de la flore ligneuse méditerranéenne qui domine en Algérie et ajoute qu'il occupait pendant le tertiaire toute l'Europe du Sud - Est ainsi que son centre. Il existe ainsi dans le Tassili (Algérie), avec plusieurs de ses espèces occupant de vastes territoires avec une grande importance chez les populations.

Selon le rapport du ministère de l'aménagement du territoire et de l'environnement (2000/2001), le genre *Tamarix* figure depuis 1980 dans la liste de l'UICN des espèces à préserver au niveau du parc national du Tassili avec plusieurs de ces espèces notamment : *Tamarix balancae*, *T. boveana*, *T. brachystylis* [107].

---

<sup>6</sup>Néogène : mot grec qui signifie : Nouvelle naissance, il désigne la partie terminale de l'ère tertiaire.

### 2.2.2. Les étapes d'introduction du Tamarix en Algérie :

Devant l'ampleur du phénomène de désertification, plusieurs actions et programmes de recherches ont été lancés en Algérie à l'instar des autres pays arabes pour faire face à l'envahissement du sable. Néanmoins les résultats obtenus demeurent encore insuffisants. C'est dans le cadre de cette lutte que le Tamarix a fait son apparition en Algérie qui ne date pas d'hier.

Les espèces choisies pour les reboisements doivent répondre à certains critères à savoir :

- Les exigences climatiques,
- Les conditions pédologiques,
- Les critères de résistances contre les maladies,
- La sensibilité aux incendies,
- La capacité de régénération naturelle.

En plus des critères bioclimatiques notamment :

- L'altitude,
- Les précipitations et leur distribution dans l'année,
- Les températures extrêmes et les minima absolus,
- Les vents, l'enneigement et le nombre de jours de gelée [105].

« Ces critères ont toujours été pris en considération lors du choix des espèces à planter » [103]. Avant les années 1980 l'espèce dominante dans les reboisements était le Pin d'Alep à plus de 80 %, sur tout le territoire algérien. Au niveau des zones arides et semi arides, les espèces utilisées étaient :

- Le Pin d'Alep : *Pinus halepensis* Mill,
- Le Cyprès vert : *Cupressus sempervirens* ,
- Le Tamarix : *Tamarix articulata* Vahl;

Sélectionnées pour leur résistance aux sels et à la sécheresse [103].

Selon BELAROUCI (1991), Jusqu'en 1930, l'enseignement tiré de l'expérience du reboisement était relativement maigre, et ceci suite à la dominance du Pin d'Alep et du Chêne liège, les autres essences étaient pratiquement négligées et ne constituent que de petits boisements de 5 à 20 ha. L'auteur ajoute que « La maigre adaptation des techniques et l'intensité de la saison sèche décourageaient chaque fois les forestiers, semble-il ! ».

L'introduction du *Tamarix* en Algérie s'est fait lors de la période coloniale ; c'est en 1947 qu'il fut planté la première fois dans l'ouest Algérien (Mostaganem) comme zone d'essai où il réussit et qu'en 1952 la plantation d'*Acacia* fut stoppé pour être remplacé officiellement par le *Tamarix* à l'échelle nationale [84]. C'est en 1952 qu'il fut introduit dans la région de Djelfa afin de fixer le sol autour de la voie ferroviaire (figure n° 2.3). [111].



**Figure N°2.3 :** Vue d'ensemble de notre deuxième station d'étude localisée dans la région d'El- Mesrane (w. Djelfa)

Durant les années 1980, le choix de base des espèces a changé et le mode est devenu : «la culture des plants en pépinières », le *Tamarix* figurait toujours parmi la liste des espèces favoris dans la fixation des dunes [103].

Ceci s'explique par le fait qu'en dehors des chênes, la production des feuillus en pépinière algérienne comporte les arbres fourragers appelés communément "Hautes tiges". N'empêche que malgré leur importance, la production des Hautes tiges en pépinière était insignifiante, en cite l'exemple du *Tamarix spp*, qui représentait 10.18 % de la production en 1975 [105].

Depuis 1983, le *Tamarix* a toujours figuré parmi la liste des espèces utilisées dans les fixations biologiques, avec des taux variées. La production du *Tamarix* en pépinière a augmenté, surtout durant ces dernières années, mais on n'a pas un chiffre exact, ce qui est sûr, c'est qu'elle dépasse de très loin les 10 %.

Le *Tamarix* fut planté sur plusieurs étapes dans le cadre du projet de fixation du sol d'El-Mesrane réaliser par l'INRF (tableau n° 2.3) [112].

**Tableau N°2.3 :** Existence du Tamarix dans la fixation biologique, cas du projet de fixation des dunes d'EL-Mesranne (W. Djelfa).

Type de fixation	Année	Taux d'introduction du Tamarix (%)
FPA + FB	1984	9 21
MPN + FB	1985	6 4 7 11 28
FPA +FB	1987	1
MNP + FB	1988	21 10 11 2 3 1 41 21 7
FPA + FB		

Source : KANOUN (2001).

**FPA :** Fascine de Pin d'Alep. **FB :** Fixation biologique : **MPN :** Maille plastique noire.

Les résultats étaient satisfaisants lors des premières années de plantations [113], ce qui a encouragé à poursuivre la plantation de cette espèce.

Dans le cadre des projets de conservation des sols, *Tamarix gallica* L. a été introduit dans les programmes en 1984 dans les dunes de Boussaâda (W. M'sila) où 2764 plants ont été plantés directement sur dune vive (tableau n° 2.4) [114].

**Tableau N°2.4 :** Résultat du développement du Tamarix dans le projet d'El-Mesrane (W. Djelfa):

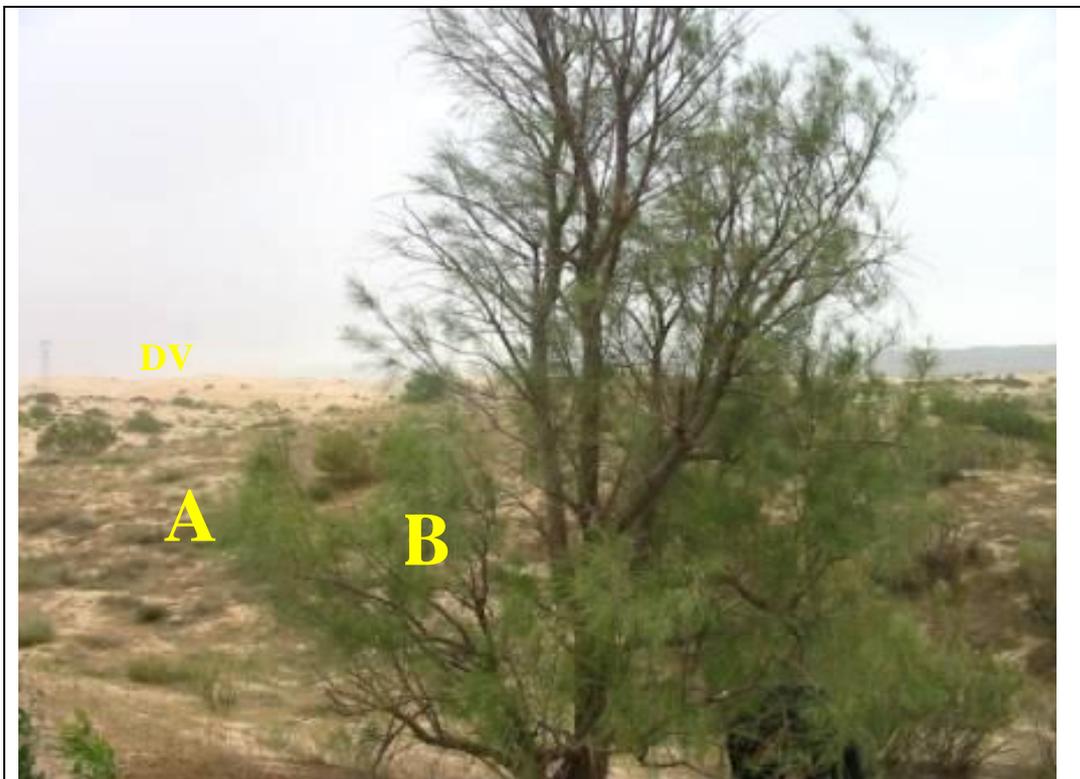
Date de plantation	Hauteur en 4 ans	% de sucées en 4 ans (1988)	Adaptation au milieu dunaire
1983	1.5	40	Moyenne avec faible enracinement
1983	2.40	80	Très bonne avec un système racinaire bien développé.

Source : TOLBA (2001).

Nous remarquons que le développement du système racinaire influe fortement sur la croissance de l'arbre, là où le système racinaire est bien développé, le taux de sucées est plus élevé.

L'INRF a effectué des missions de reconnaissance en 1984 dans la région de Tamanrasset afin d'identifier des sujets pieds - mère de *Tamarix articulata* Vahl destinés à approvisionner les travaux de fixation des dunes [114], ce qui prouve que le Tamarix existerait à l'état naturel dans l'Ahaggar.

Le projet d'El-Mesrane présente un très bon exemple de réussite des tentative de fixation du sol (figure n° 2.4). En plus du développement important du *Tamarix* et des autres espèces fixatrices Plantées (*Retama sp*, *Atriplex sp*,...), une végétation naturelle c'est développé couvrant les surfaces des dunes et rendant le sol plus compact et moins facile à transporter par le vent. vue l'absence totale de végétation au départ (nous pouvons le constater sur les dunes vives au fond de la photo).



**Figure N° 2.4** : Réussite du projet de fixation des dunes d'El-Mesrane (Juin, 2006).

**A** : végétation naturelle apparue suite à la fixation par le tamarix

**B** : Arbre de Tamarix planté dans le cadre de fixation des dunes du cordon dunaire par l'INRF en 1983.

**DV** : Dunes vives pas encore fixée.

### 2.2.3. La répartition du *Tamarix* en Algérie :

Le *Tamarix* existe dans plusieurs régions de l'Algérie : les Hauts plateaux et la région saharienne (tableau n°2.5).

**Tableau N° 2.5** : Zone de plantation du *Tamarix* L. en Algérie et son adaptation dans les différents types de sol:

Domaine	secteur	Essence	Sableux	limoneux	L. S	Schisteux	L. A	A. C	C	siliceux	M	utilisation
Mauritanien steppique	Hauts plateaux orano- algérois	<i>T. articulata</i> <i>T. gallica</i>	X	X	X	X	/	/	X	/	/	B. F
	Hauts plateaux constantinois	<i>T. articulata</i>	X	x	x	x	/	/	/		x	B. F
	Sud-constantinois	<i>T. articulata</i>	/	x	/	x	x	x	x	x	x	F
Saharien	Région saharienne	<i>T. articulata</i>	/	/	/	/	x	x	x	/	/	F

Source : BELAROUCI (1991).

LA : Limono-argileux ; AC : Argilo-calcaire ; C : Calcaire ; X : Existant ; / : Inexistant ; F : Fixation

### 2.3. Propagation du *Tamarix* :

Si le semis direct est un procédé largement utilisé dans la pratique agricole, horticole et forestière, il ne convient pas à toutes les espèces. En effet, particulièrement chez les plantes ligneuses, très hétérozygotes, les caractères variétaux intéressants ne sont généralement pas régulièrement transmis par les graines. Pour avoir un peuplement homogène et productif, les professionnels ont alors recours à la multiplication végétative par bouturage : l'une des principales techniques de multiplication végétative utilisées [115].

**2.3.1. Les conditions de réussite du bouturage :** L'aptitude au bouturage est liée à l'espèce végétale et les précautions à prendre seront d'autant plus grandes que l'espèce est difficile à bouturer.

#### 2.3.1.1. Choix et période de prélèvement des boutures :

- **Le choix du pied-mère :** C'est un paramètre important, parce qu'il peut s'avérer que dans une même espèce et jusque dans une même variété, certains sujets présentent une bien meilleure aptitude à s'enraciner que d'autres.

- **La saison :** Elle est en liaison directe avec la périodicité annuelle des conditions de température et de longueur du jour. L'aptitude à l'enracinement est généralement très faible en Novembre, Décembre et Janvier ; elle est meilleure en Février et Mars pour les conifères ainsi qu'en Mai, Juin et Juillet pour les arbustes à feuilles caduques [115].

- **Le diamètre de la bouture :** Le *Tamarix* L est une essence qui se bouture facilement sur place avec des rameaux de vieux bois (2 ou 3 ans) avec un diamètre de 20 mm, qui sont plantés en mois de Mars [109].

**2. 3.1.2. Condition d'évolution de la bouture :** Certaines boutures peuvent se faire en plein air, d'autres par contre exigent plus de soins ; tout dépend des conditions climatiques, s'il s'agit d'une région où la période de gelée est inexistante, on peut adopter le premier procédé.

- Le *Tamarix* nécessite un arrosage soigneux tout l'été, afin qu'avec la première année, on obtient de véritables arbrisseaux résistant [109].

- Les boutures mises sous abris nécessitent un réglage de certains facteurs, à savoir : l'hygrométrie (100% la nuit et un peu moins le jour), la lumière, l'aération et surtout le substrat qui doit être adéquat et répond aux exigences de la bouture [115].

- Actuellement, le bouturage du *Tamarix* se fait en général en plein air, dans des pépinières privées sans aucun contrôle des conditions de développement. Le seul point pris en considération est l'irrigation, qui doit être intense et répondre aux exigences de la plante.

- Dans le cas de grand froid ou de période de gelée, des abris en plastiques sont étalés sur la surface de la pépinière la protégeant durant cette période passagère.

### **2.3.2. Rhizogenèse et bouturage :**

La formation de boutures implique une transformation profonde de l'activité histologique des boutures [116] car la bouture est constituée d'environ cinq yeux dont deux sont enfouis dans le substrat afin de produire des racines, ce qui fait que leurs rôles de producteurs de feuilles et de bourgeons change pour donner des racines.

Afin d'expliquer scientifiquement ce phénomène, FAVRE (1980), suppose que les cellules intégrées à un ensemble organisé échappent à ce contrôle et s'engagent dans une voie de fonctionnement, permettant ainsi la constitution d'une structure méristématique primaire. Cette évolution s'initie à partir du cylindre central (dans les tissus conducteurs, ou bien au niveau des tissus parenchymateux qui sont les plus proches).

La rhizogenèse se divise en deux étapes : l'activité initiale et la ré-acquisition de l'état méristématique.

**2.3.2. 1. L'activité initiale :** Juste après le bouturage ; le cytoplasme de certaines cellules devient plus dense, chromophile ; il y aura une dilatation importante des noyaux et des nucléoles. Les biosynthèses de macromolécules s'amplifient. Ces modifications affectent à des degrés variables plusieurs tissus (la moelle, le cortex, les tissus conducteurs primaires et secondaires), c'est à ce moment que les modifications sont les plus intenses. Cette étape est une activité générale et non spécifique [116].

**2.3.2..2. Réacquisition de l'état méristématique :** elle se divise en trois phases :

**a. Réaction histologique de cicatrisation :** Durant cette phase, la section basale de la bouture apparaît plus volumineuse suite à un grandissement cellulaire important qui a pour conséquence de maintenir le rapport volume nucléaire / volume cellulaire plus faible et ceci malgré des dilatations des noyaux.

**b. Edification des champs morphogénétiques radicaux :** Dans la partie sub-basale de la bouture, le grandissement cellulaire n'est pas apparent. Le rapport Volume nucléaire / volume cellulaire diminue et certaines cellules en acquièrent progressivement les caractéristiques cytologiques essentielles de l'état méristématique primaire. Ce processus se déroule souvent au sein ou au voisinage immédiat des tissus conducteurs.

**c. Organisation et entrée en croissance du méristème radical :** Au niveau de la région basale et interne, les cellules s'allongent dans le sens radial et se divisent transversalement en constituant ainsi une ébauche de cylindre central dans la région apicale, le massif méristématique se recloisonne, mettant ainsi en place le cortex de la future racine. Le processus de division cellulaire se poursuit jusqu'à l'obtention d'une racine complète<sup>7</sup> [116].

**2.3.3. Multiplication par graines :** En plus du bouturage, la technique de semis direct existe, Mais elle est rarement pratiquée.

Le substrat doit être composé d'un mélange de 30% de volume de sable grossier, 30% de limon, 40% d'un mélange à 50% de fumier sec et 50 % de paille finement hachée avec apport d'engrais phosphaté (200g par m<sup>3</sup> de mélange). L'utilisation d'insecticide et de nématicide est faite selon la nécessité et les recommandations des fabricants.

La potée doit être contenue dans une gaine ouverte des deux extrémités en polyéthylène de 7cm de diamètre et de 30cm de long. Ces contenants sont disposés sur une table grillagée. Ce dispositif assure le développement d'un chevelu racinaire dense, en prévenant la spiralisation des racines tout en assurant un parfait drainage.

Le semis directs sont effectués en Août – Septembre à l'ombre, les graines étant préalablement traitées par trempage à l'eau froide ou tiède pendant 48 heures.

L'arrosage doit être quotidien jusqu'à germination, ensuite, tous les deux jours pendant une quinzaine de jours. Par la suite, l'arrosage se fera chaque semaine jusqu'à la fin du second mois, pour arriver à une fréquence d'une fois chaque deux semaines jusqu'à la fin du troisième mois [117].

---

<sup>7</sup>Toutes ces étapes s'effectuent grâce à l'intervention d'hydrolyse enzymatique permettant la désagrégation de la lamelle moyenne pectique des parois ainsi que la destruction des acides nucléiques et de certaines protéines (Favre, 1980).

## **CHAPITRE 3**

### **DESCRIPTION DE LA ZONE D'ETUDE**

#### **Introduction :**

Doit-on étudier la végétation seule ou la végétation et le milieu ? Cette question a souvent séparé en deux groupes les botanistes, les phytogéographes et les écologues.

C'est au colloque de Toulouse en 1961, sur les méthodes de cartographie de la végétation, que l'on a étudiée le milieu et les composants à définir [118]. Pour cela, nous devons faire une description du milieu d'étude.

#### **3.1. Aperçu sur la wilaya de Djelfa :**

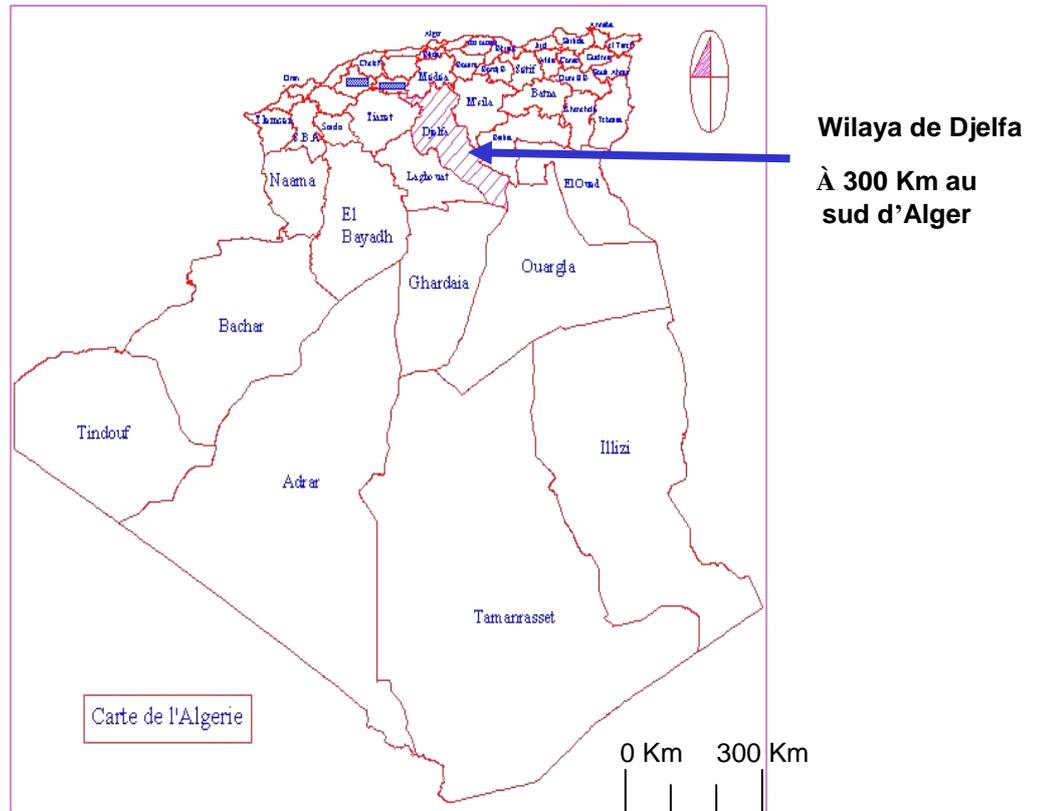
**3.1.1. Situation géographique :** La wilaya de Djelfa se situe à environ 300km au sud de la capitale (Alger). Cette zone est un espace de transition entre les hautes plaines steppiques de l'Atlas Tellien et les débuts désertiques de l'Atlas Saharien.

Elle s'étend sur 32 280km<sup>2</sup>, localisée en plein cœur de l'espace steppique. Elle est considérée comme étant la plus importante des wilayas de cet espace. Vue sa superficie et l'effectif animal en plus des multitudes de travaux réalisés dans cette région (travaux d'aménagement du territoire).

Elle est limitée par :

- au Nord les wilayas de Médéa et de Tissemsilt,
- A l'Est par les wilayas de M'sila et de Biskra,
- A l'ouest par les wilaya de Tiaret et de Laghouat,
- Au sud par les wilayas d'El-Oued, de Ouargla et de Ghardaïa (figure 3.1).

Elle est constituée de 36 communes regroupées en 12 Daïrates. Lors du dernier recensement, la population de la wilaya était de : 805 297 habitants, avec une forte concentration dans l'agglomération du chef lieu qui englobe 601 170 habitants soit 69,22% de la population totale [119].



**Figure N°3.1 :** Limites administratives de la wilaya de Djelfa.

### 3.1.1.1. Caractéristiques biophysiques :

♣ **Le climat :** La région est dotée d'un climat de type semi-aride avec une nuance continentale (hiver froid, été chaud et sec) Sa pluviométrie varie entre 350 mm au Nord et moins de 200mm au Sud, avec 10 à 13 jours d'enneigement en moyenne et des vents dominants d'origine désertique, secs et chauds du côté ouest (sirocco pendant 20 à 30 jours en moyenne) [120].

♣ **Le relief :** Un relief qui s'étend du Nord au sud de la wilaya formant ainsi différents types de paysages:

- La plaine de Ain - Oussera avec une altitude moyenne de 850m,
- Les dépressions de Zahrez El Garbi et El Chargui avec une altitude de 850m (où se situe notre zone d'étude),
- Les monts de Ouled Nail, les plaines de Maialeb et Mouilah à l'Est du chef lieu avec une altitude variant entre 900 et 1200m.
- Au sud, on retrouve un plateau dont l'altitude varie de 400 à 800m ; ce dernier comporte dans sa partie Nord-Est le Djebel Boukhil avec 1422 m d'altitude.

♣ **L'occupation du sol** : L'occupation de la superficie totale de la wilaya de Djelfa montre que les parcours sont dominants avec 66% de la superficie totale (Tableau 3.1). L'agriculture n'occupe que 12% de la superficie totale [121].

**Tableau N° 3.1** : Les principales occupations du sol de la wilaya de Djelfa.

Formations végétales	Superficie (ha)	Taux en %
Forêts et maquis	191 527	06
Alfa	322 238	11
Parcours	2 135 401	66
Terres improductives	167 205	05
Surfaces agricoles utiles	378 665	12
Superficie totale	3 228 036	100

Source : D.S.A Djelfa, (2006)

### 3.2. Description de la zone d'étude :

#### 3.2.1. Situation géographique :

Notre région d'étude dénommée Zahrez se compose de deux zones : la première est celle d'El-Mesrane et la seconde celle de Zâafrane. Selon POUGET (1980), ces zones « font partie du bassin du Zahrez dans les hautes plaines sud algéroise.

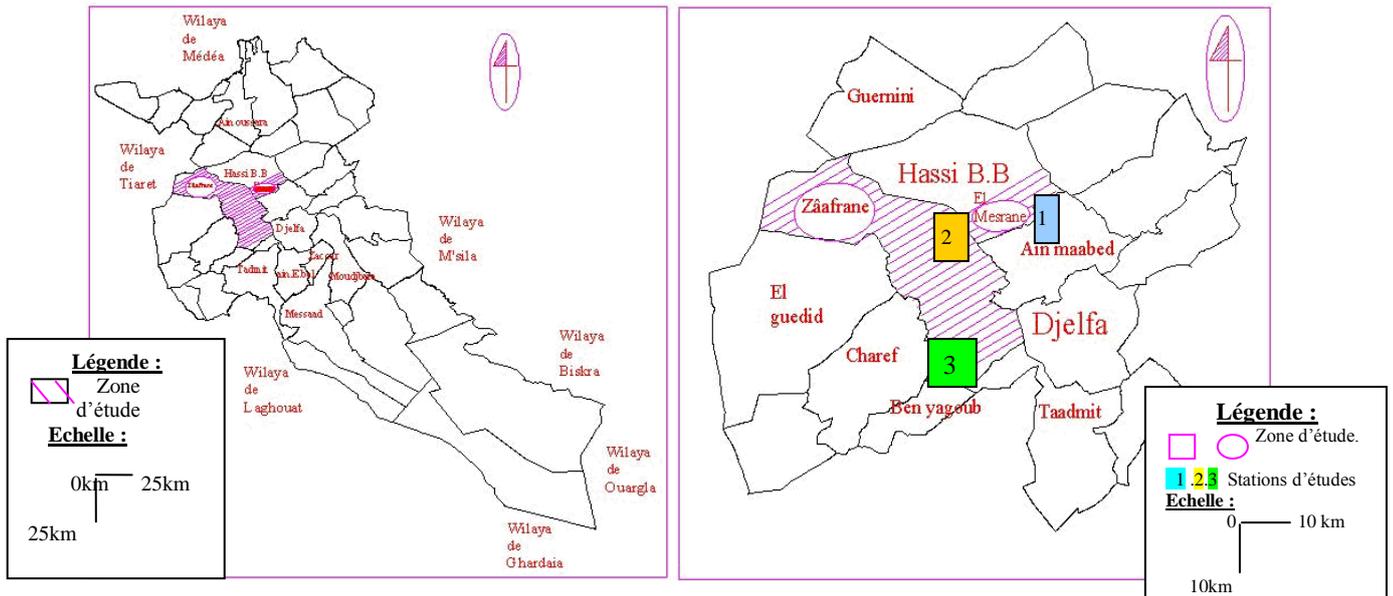
Cette région du Zahrez est soulignée par un remarquable cordon dunaire le plus typique de ces dépressions le long de la bordure septentrionale de l'Atlas saharien en s'intercalant entre le chott Chergui à l'ouest et le chott Honda à l'Est. Elle s'inscrit dans le système des grands chotts des Hauts Plateaux algériens [97].

3.2.1.1. La zone d'El-Mesrane : Elle est l'une des localités de la commune de Hassi Bahbah, se trouvant à 14 km au sud de cette dernière. Les coordonnées internationales et les coordonnées polaire sont de :

**X** =532 km. **Longitude** : L =3°00 et 3°03 E,

**Y**=178 Km. **Latitude** : L = 34°34' et 34°36'N.

**Altitude** : Al = 780 – 830 m [122] ; [123].



**Figure N° 3.2 :** Situation géographique des deux zones d'études.

**A. La zone de Zâafrane :** Se rattachant à la commune de Zâafrane qui est issue du découpage administratif de 1974, en se situant à 60 Km au nord – ouest de la commune du chef lieu de wilaya, à une altitude moyenne de 950 mètres et couvrent une superficie de 116.650 ha soit 3.61 % de la superficie totale de cette dernière.

Les coordonnées internationales et les coordonnées polaires :

$$X = 3^{\circ} 05' E \quad \text{Longitude : } 2^{\circ} 27' \text{ à } 3^{\circ} 05'$$

$$Y = 35^{\circ} 03' N. \quad \text{Latitude Nord: } 34^{\circ} 32' \text{ à } 35^{\circ} 03'$$

$$\text{Altitude : } Al = 850 - 950 \text{ m.}$$

Les zones d'études sont d'origines steppiques, dont l'activité principale est l'élevage ovin avec 32 500 têtes dans la commune de Zâafrane d'après les statistiques réalisés par les services de la D.S.A (2006).

### **3.3. Les données socioéconomiques :**

Tout projet d'aménagement risque de connaître un échec, si la composante socioéconomique n'est pas prise en considération [124]. De l'outre côté, LE HOUEROU et FROMENT (1979) ont montré que la mise en valeur du territoire en zone aride est avant tout un problème d'organisation et d'adhésion de la population.

Les zones d'El Mesrane et de zaâfrane s'étalent sur une superficie de 100 520 Ha environ et comptent 1100 foyers [121]. La répartition par secteur d'activités économiques révèle que 75% de la population active est dans l'élevage et l'agriculture [126].

**3.3.1. Végétation et occupation des terres:** On peut distinguer dans le territoire des deux zones quatre types d'occupation des terres :

**3.3.1.1. Les parcours :** Ils représentent 80% de la surface vu les conditions écologiques [121]. C'est un espace constitué d'espèces naturelles pérennes plus ou moins résistantes présentant une source énergétique pour le cheptel [108]. Les espèces dominantes sont : *Atriplex halimus*, *Artemesia campestris* et *Legeum spartum* [99].

**3.3.1.2. Les zones agricoles :** La céréaliculture et spécialement l'orge est pratiquée dans les dépressions et les zones d'épandage aménagées (Oueds et Dayas) [121]. Elle couvre une superficie d'environ 16 175 Ha soit 13.15 % de la superficie totale.

**3.3.1.3. Les zones forestières :** Cette formation occupe environ 16 228 ha soit 13.19% de surface totale de commune de Zâafrane [108], et couvre 600ha pour la zone d'El-Mesrane [111].

L'érosion éolienne touche pratiquement l'ensemble du territoire de la région qui se caractérise par son cordon dunaire. De ce massif, 1300 Ha est fixé dans la zone d'El-Mesrane grâce à différents projets de fixation principalement celui de l'I.N.R.F, et dans la commune de Zâafrane 2300 ha est fixé dans le cadre des programmes complémentaires. Les *Tamarix* figurent en tête de liste des espèces utilisées dans la fixation [108, 121].

**3.3.1.4. Les zones improductives :** Ce sont celles des sebkha (Zaghez El Chargui), qui couvre une surface estimé à 1400ha ce qui représente un taux de 02% [121].

**3.3.2. Structure de l'élevage :** On retrouve sur les parcours de la zone 210 éleveurs dont 5% sont transhumants et le reste est sédentaire. Le nombre des troupeaux est représenté dans le tableau N°3.2 . La pratique de l'élevage est principalement traditionnelle avec un soupçon de modernité (bergerie et hangar), c'est à dire des ressources alimentaires pratiquement naturelles avec un rare apport nutritionnel [121].

**Tableau N°3.2:** Répartition des troupeaux dans les zones d'études (El- Mesrane et zâafrane)

Type de troupeau	Nombre de têtes
Ovins	5900
Caprins	960
Bovins	410
Camelin	180
Equins	080

Source : DSA (2006).

### 3.4. Géographie et Géomorphologie des zones d'étude :

Notre zone d'étude se situe sur le bassin des Zahrez, dont la formation la plus importante est celle du cordon dunaire. Ce dernier est qualifié comme étant la plus typique des dépressions se situant le long de la bordure septentrionale de l'Atlas Saharien en s'intercalant entre le Chott Chargui à l'ouest et Chott Hodna à l'Est ; de ce fait elle s'inscrit dans le système des grands Chotts des hauts plateaux algériens [97, 127].

Ce cordon s'intercale sur 150 km de longueur et de 2 à 5 km de largeur avec une superficie de 5900 hectares et une évolution s'étendant vers le sud ouest. Se situant à environ 60 km au nord ouest de Djelfa et 200km au sud d'Alger, il est localisé entre un alignement de petites montagnes au nord, correspondant aux premiers plissements de l'Atlas saharien [97] (Annexe N°2).

### 3.5. Géologie :

Le substratum géologique, outre son importance comme matériau originel des sols (Roche-mère), joue un rôle déterminant dans le façonnement des paysages "géomorphologie" [127].

Les formations géologiques sont passées par plusieurs étapes au cours des ères géologiques, allant du trias vers le quaternaire en passant par les périodes classiques (secondaire, tertiaire, quaternaire).

**a. Les dépôts du secondaire :** Principalement ceux des argiles schisteuses et gypseuses, des sels solubles et le calcaire [128, 129].

**b. Les dépôts du tertiaire :** Au cours de cette époque se forma l'Atlas saharien [128].

**c. Les dépôts du quaternaire :** Les formations les plus récentes attribuées au quaternaire sont des formations alluviales, colluviales et des dépôts éoliens du cordon dunaire [129].

### **3.6. La pédologie :**

Les sols en zones arides présentent une mosaïque hétérogène. Ils sont le résultat de l'action du climat, de la roche mère et de la topographie. La majorité des sols de la zone d'étude présente des caractéristiques essentielles à savoir : richesse en calcaire, pauvreté en matière organique et une salinité caractérisée au bord des chotts et au niveau des nappes phréatiques superficielles, ajouté à une fragilité et une sensibilité accrue à l'action de l'érosion [97, 127,128, 130].

### **3.7. Les caractéristiques climatiques et bio-climatiques de la région d'étude :**

Le climat est un facteur très important en raison de son influence prépondérante sur les zones steppiques, surtout si le but recherché est d'appliquer une mycorhization [53] ; [54]. De nombreux travaux traitent du climat et du bioclimat de l'Algérie ; ils s'accordent tous à reconnaître l'intégration du climat algérien au climat méditerranéen [131], qui est également connu par Euro - Africain [132]. Ce climat est qualifié de xérothermique [131].

Dans la nature, les populations s'organisent sous la dépendance des facteurs limitants qui sont essentiellement lumière, température, précipitations et vents [8,133].

**3.7.1. Les éléments climatiques :** Le climat influence la distribution de la flore et de la faune par l'intermédiaire de la variabilité des précipitations tant journalière que saisonnière et par celle de la température.

**3.7.1.1. La pluviométrie :** Les précipitations exercent une action prépondérante pour la définition de la sécheresse globale du climat [134].

Le tableau 3.3 présente les données de précipitation pour la période (1975-2006).

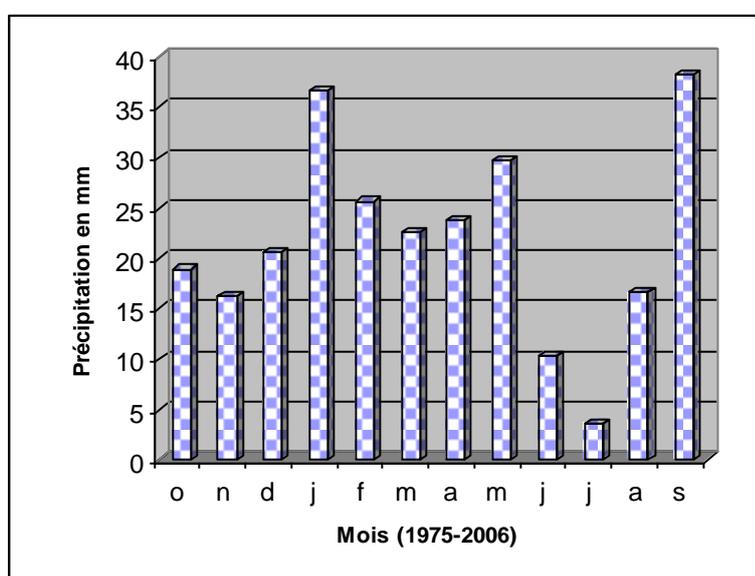
**Tableau N°3.3:** Données pluviométrique pour la décennie : 1975 – 2006 :

Mois /Données	O	N	D	J	F	M	A	M	J	J	A	S	total
<b>P (mm)</b>	18.91	16.24	20.57	36.67	25.02	22.53	23.81	29.76	10.33	3.60	16.66	38.27	262.37

(ONM Djelfa, 2006)

La région de Djelfa est caractérisée par de faibles précipitations avec une nette sécheresse estivale. La pluviométrie annuelle moyenne de la période (1975- 2006) est de 266 mm, avec des fluctuations allant de 510mm en 1976 qui représente l'année la plus humide, et de 152,2 mm pour l'année la plus sèche en 2000.

La figure 3.3 illustre clairement les variations mensuelles de précipitations. Les mois de septembre et de janvier sont les plus arrosés, tandis que le mois de juillet est le mois le plus sec.



**Figure N°3.3 :** Précipitations moyennes mensuelles corrigées de la zone d'étude (1975-2006).

**3.7.1.2. La température :** La température est une qualité de l'atmosphère ; elle est qualifiée d'être le seul facteur écologique qui varie à la fois en fonction de la latitude et de l'altitude d'une manière simple, univoque et parallèle. La température dans notre zone d'étude (et dans les milieux steppiques en général), varie selon le moment de la journée et la saison de l'année où l'observation est faite [132].

Dans notre étude, les températures sont exprimées par les températures moyennes mais également par la moyenne des minimas du mois le plus froid et la moyenne des maximas du mois le plus chaud (M). Le tableau 3.4 résume les données de température pour la période 1975-2006.

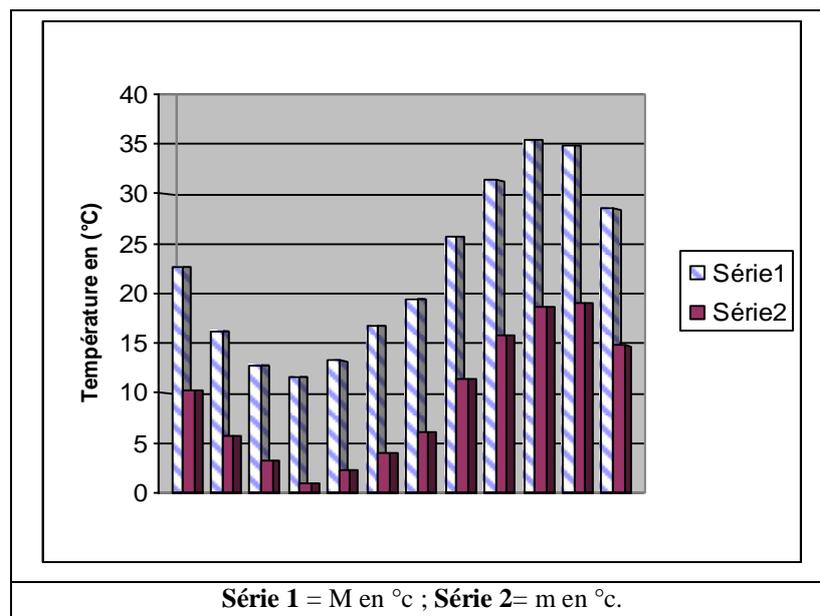
**Tableau N°3.4:** Moyenne des températures mensuelles maximales et minimales de la période 1975-2006 pour la région d'étude.

Mois /Données	O	N	D	J	F	M	A	M	J	J	A	S
M (°c)	22.60	16.21	12.70	11.16	16.76	19.44	25.63	31.33	35.39	34.83	28.47	28.47
m (°c)	10.21	5.68	3.23	1.03	3.97	6.08	11.47	15.85	18.63	19.01	14.77	14.77
(M+m)/2 (°c).	16.40	10.94	7.96	6.09	10.36	12.76	18.55	23.59	27.01	26.92	21.62	21.62

(ONM Djelfa, 2006)

Les deux facteurs limitants sont d'une part l'intensité et la durée du froid hivernal et d'autre part la sécheresse estivale est souvent très longue [136].

Dans la figure 3.4, on constate les variations des températures M et m de la période (1975-2006), avec M maximum durant les mois de Juillet et Août et m minimum le mois de décembre.



**Figure N° 3.4 :** Températures moyenne mensuelles maximales et minimales corrigées pour la région d'étude (1975-2006).

### 3.7.1.3. Climagramme d'Emberger :

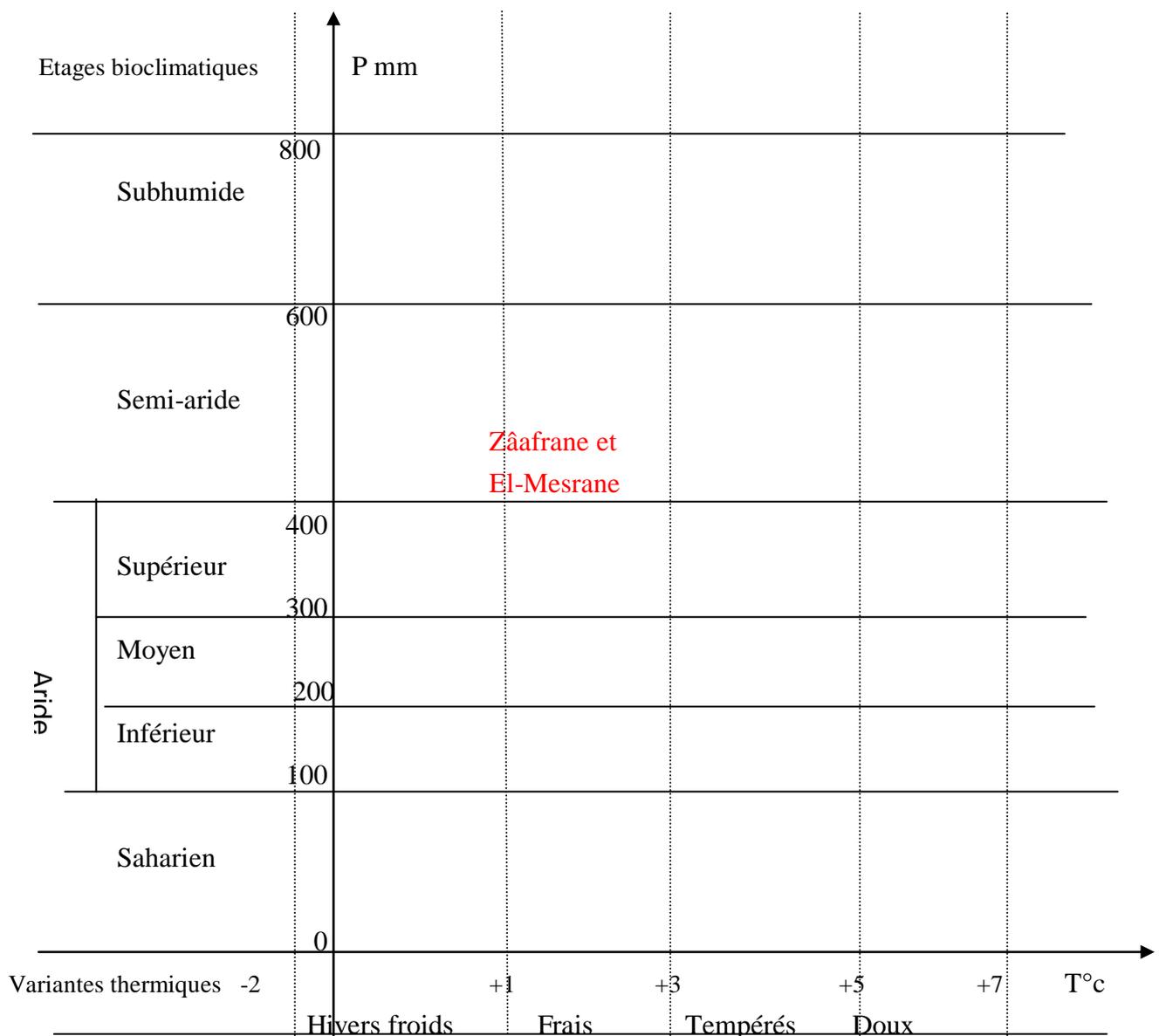
C'est en fonction du quotient pluviométrique  $Q_2$  qu'on peut situer la zone d'étude dans le climagramme d'Emberger. La méthode simplifiée par STEWART in DJEBAILI (1984) est :  $Q_2 = 3043 \times p / (M - m)$

**M** : température moyenne des maximales du mois le plus chaud (en °C).

**m** : Température moyenne des minimales du mois le plus froid (en °C).

**P** : pluviométrie annuelle (en mm).

Notre zone d'étude se situe dans l'étage bioclimatique semi-aride à hiver frais (figure n° 3.5).



**P**: précipitations en mm. **T**: température en degré Celsius (°C).

**Figure N° 3.5:** Climagramme d'Emberger pour les zones d'études.

### 3.7.1.4. Diagramme ombrothermique :

Un diagramme ombrothermique est un mode de représentation classique du climat d'une région ; il nous permet de distinguer deux périodes :

- la saison humide ;
- la saison sèche [138].

Il est considéré comme sec un mois où le total des précipitations (P) exprimées en millimètre est égal ou inférieur au double de la température moyenne (T) du mois, exprimées en degré centigrade ( $P \leq 2T$ ) (figure n°3.6) [139].

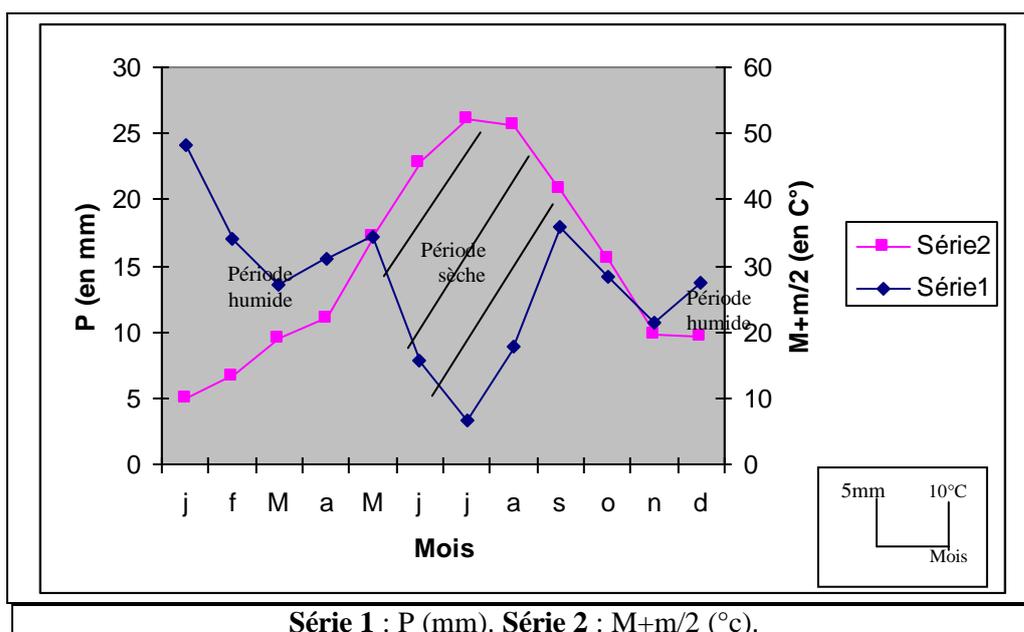


Figure N° 3.6: Diagramme ombrothermique pour la zone d'étude.

Le diagramme ombrothermique de la zone d'étude montre une période sèche allant de Mai à septembre, elle peut s'étaler jusqu'au mois de novembre.

## **CHAPITRE 4**

### **PARTIE EXPERIMENTALE**

#### **Introduction :**

Le prélèvement des échantillons est un passage normal dans tout travail d'identification d'espèces qu'elles soient animales, végétales ou appartenant aux mycètes. Le souci réside dans la démarche de travail que le chercheur est sensé suivre, c'est ce qu'explique BOULARD (1968), qui précise que lorsque l'on décide de collecter des échantillons de plantes vasculaires afin d'en étudier leurs mycorhizes, il faudrait dès le départ orienter ses recherches en se basant sur les facteurs suivants :

- **La nature du sol :** Qui englobe tout ce qui est en relation avec le développement des végétaux : la texture, l'humidité, le pH, la teneur en sels, le profil pédologique,...etc.
- **La densité du couvert :** Qui se traduit par des variations de l'intensité lumineuse au niveau des strates arbustives et herbacées.
- **La vigueur des plants :** Qui se traduit par la capacité de résistance aux diverses conditions écologiques.
- **La période de l'année :** C'est à partir de la date de la collecte que peuvent dépendre l'intensité de la mycorhization ou l'aspect de l'endophyte.
- **Cycle végétatif :** Cet état dépend des périodes de croissance active, la floraison, la maturation des fruits, la perte de feuillage...etc.

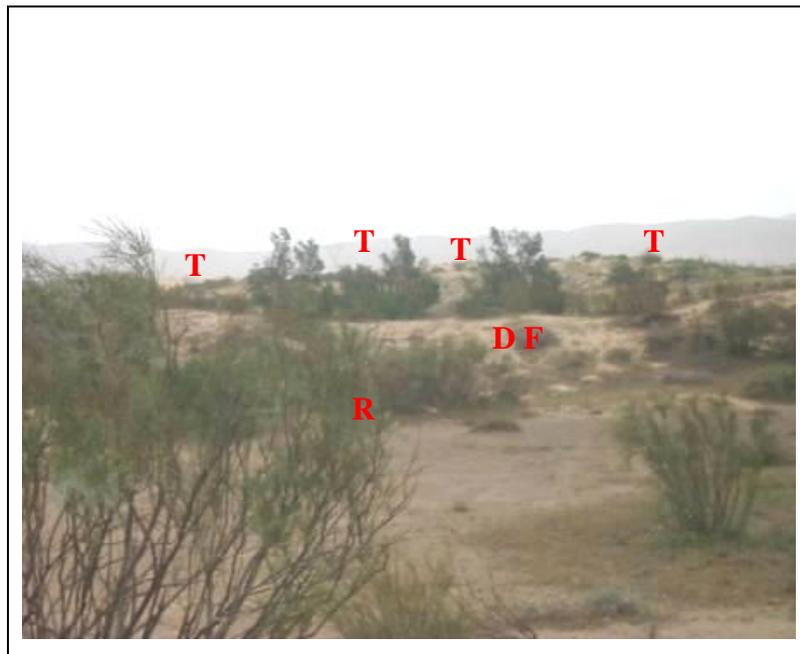
Notre travail expérimental est fondé essentiellement sur les cinq (05) éléments cités précédemment projetés sur trois stations d'études : deux dans la zone d'El-Mesrane et la troisième dans la zone de Zaâfrane. De ces stations, nous avons prélevé des échantillons de racines mycorhizées, des échantillons de sols à analyser ainsi que des boutures et des graines, afin d'effectuer des essais de micro propagation et de mycorhization contrôlée.

#### 4.1. Choix des stations :

Il est vrai que les régions d'El-Mesrane et de Zaâfrane ont toujours été le lieu favori de travaux expérimentaux des différents organismes agricoles, à savoir l'INRF, le HCDS, la GCA, la conservation des forêts...etc. ajoutant à cela une diversité écologique remarquable, car ces derniers sont dotés d'un microclimat spécial et d'une richesse en faune et en flore qui font d'elles un riche patrimoine végétatif et zoologique de la wilaya de Djelfa.

En plus de ces critères généraux, nous nous sommes basées dans le choix des stations sur le critère d'âge des plantes, les conditions d'entretien de ces dernières, de la densité du couvert, de la taille et l'âge des plantes échantillonnées, en plus de la nature du sol.

- La première station se situe à cinq kilomètres au Sud – Est du village d'El-Mesrane, le Tamarix dans cette station est planté sur dunes vives (cordon dunaire) et ceci dans le cadre du projet de fixation des dunes réalisés par l'I.N.R.F dans les années 1983, c'est une zone gardée et protégée du broutage et des dégâts animaliers (figure 4.1).



**Figure N° 4.1** : Vue générale de la première station : cordon dunaire (El-Mesrane) (Juin, 2006).DF : Dune fixée ; T : plage de Tamarix, R : pied de Rérame.

- La seconde station se situe également dans la région d'El-Mesrane, à onze kilomètres au Nord - Ouest du village. C'est une station "naturelle". Cependant, les propos des anciens forestiers affirment qu'elle est récemment introduite dans la région (1952) avec la voix ferroviaire, elle peut être considérée comme une forêt de *Tamarix sp* vu la densité du couvert, nous avons une densité de 2500 arbre /ha. Elle contient plusieurs espèces de Tamarix (*T. articulata* ; *T. gallica* ; *T. africana*) C'est une zone ouverte au broutage anarchique, détruisant pas mal de jeunes repousses (figure 4.2).



**Figure N° 4.2** : Vue générale de la deuxième station : El-Mesrane **FT** : Forêt de Tamarix, **A** : *Atriplex canescens*.

- La troisième station se trouve à 15 kilomètres à l'Est de la commune de Zaâfrane, elle est riche en plantations de *Tamarix sp*, elle est également qualifiée de forêt de *Tamarix sp*, mais plus jeune que la précédente et moins dense (figures n° 4.3 et 4.4).



**Figure N°4. 3** : Vue générale de la troisième station : Zâafrane (Juin, 2006). F.T : Forêt de Tamarix



**Figure N° 4.4** : Densité du Tamarix dans la station de Zâafrane (Juillet, 2006)

**PR** : Prélèvement d'échantillons par nous même, **T** : arbres de tamarix entremêlés.

La figure 4.5, résume les étapes de notre travail expérimental, en allant de l'échantillonnage, vers le travail de terrain et de laboratoire.

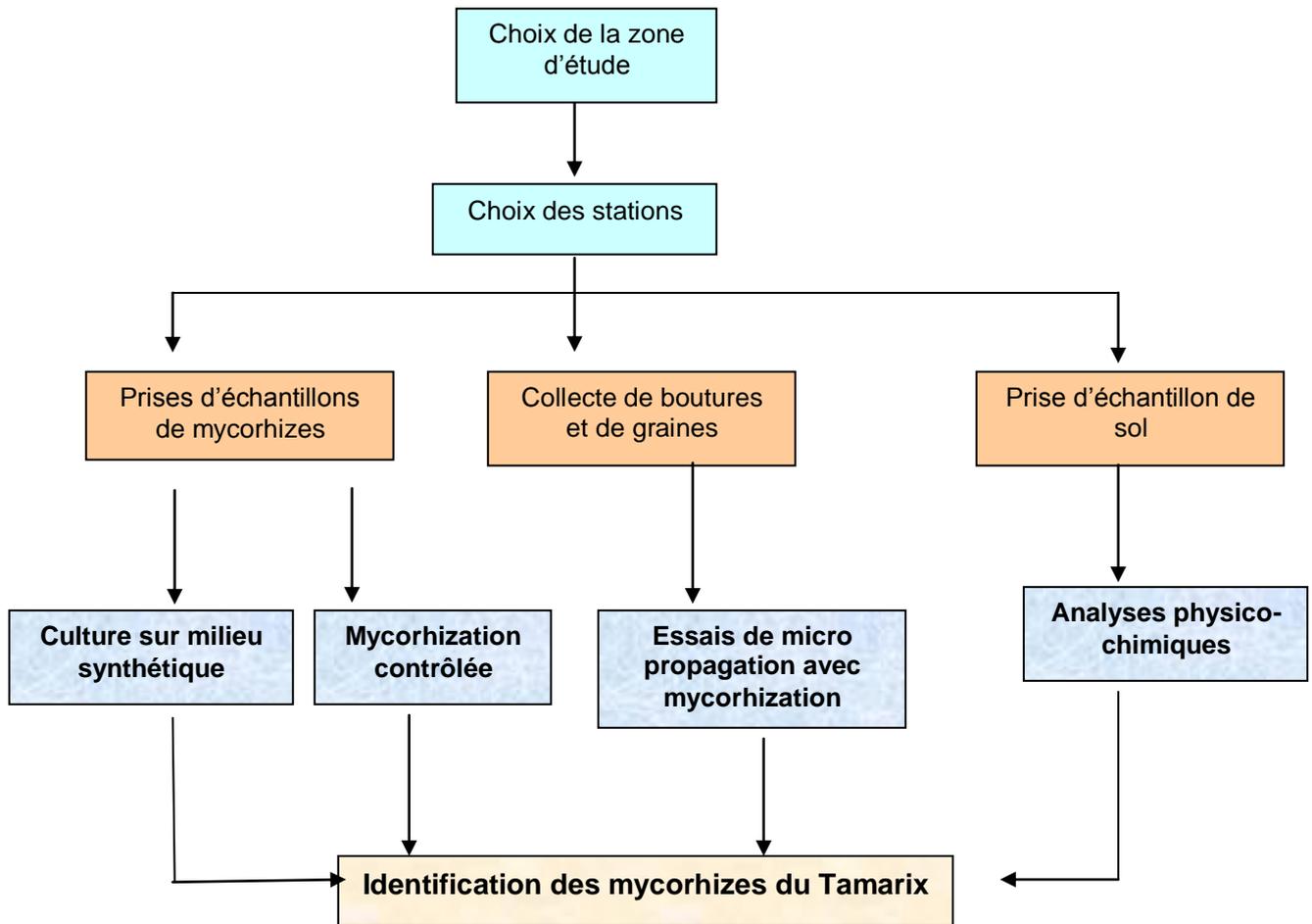


Figure N°4.5 : Démarche méthodologique de travail.

## 4.2. Culture des mycorhizes :

**4.2.1. L'échantillonnage :** L'échantillonnage consiste à choisir dans un ensemble un nombre limité d'éléments de façon à obtenir des informations objectives d'une précision mesurable [140]. Notre souci majeur réside dans le prélèvement d'un échantillon aussi représentatif que possible de la population entière [138].

**4.2.1.1. Le choix du type d'échantillonnage :** Le choix du type d'échantillonnage dépend de :

- la taille de l'échantillon,
- le mode de dispersion des échantillons,
- le nombre des échantillons à examiner [141].

Deux types d'échantillonnage sont les plus utilisés, à savoir :

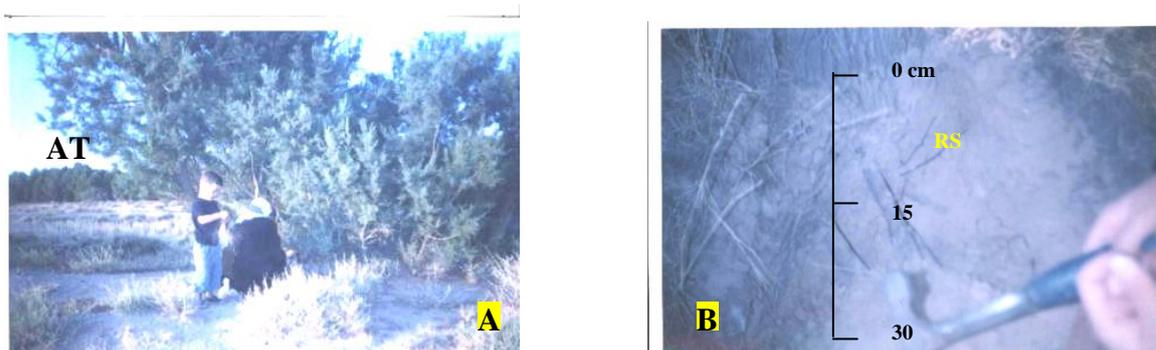
- ❖ l'échantillonnage stratifié,
- ❖ L'échantillonnage aléatoire.

« Un échantillonnage est dit aléatoire lorsque tous les individus de la population ont la même probabilité d'être des éléments de l'échantillon » [142]. Cependant, quelque soit la méthode utilisée, il existe toujours une perturbation du milieu dont l'impact doit être réduit au minimum par l'écologiste [143].

Nous avons adopté la méthode d'échantillonnage aléatoire durant une période de six mois.

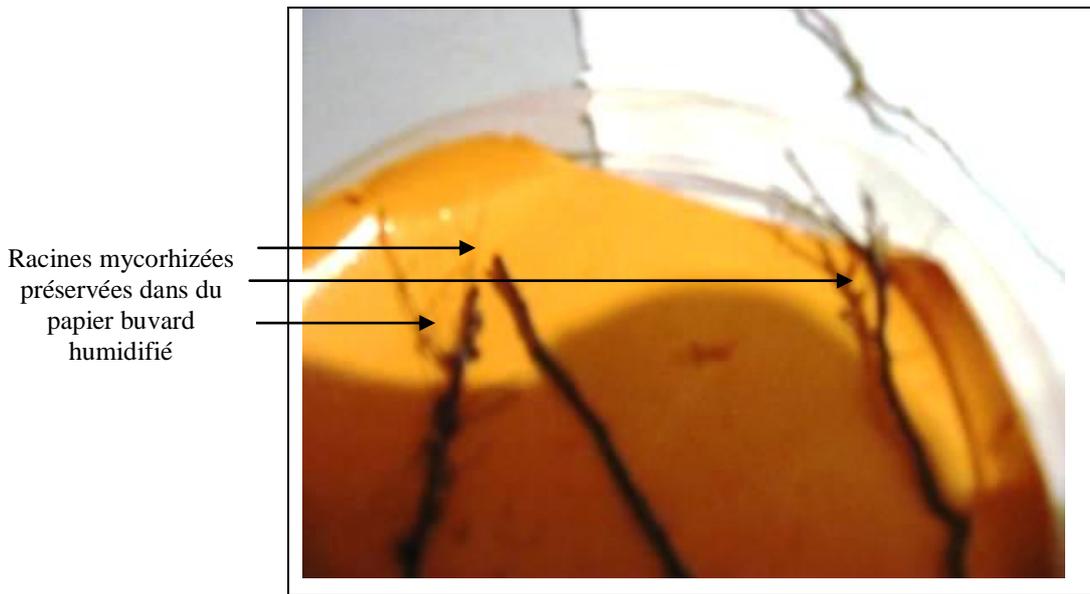
**4.2.1.2. Prélèvement des échantillons :** Nous avons choisi deux arbres dans les stations (01 et 03), en fonction de la différence d'âge des individus qui compose la population étudiée et un seul individu représentatif dans la deuxième station vu l'homogénéité d'âge des individus.

En partant du fait que les mycorhizes sont très souvent superficielles et qu'il est rarement utile de descendre en dessous de 20 Cm environ, tant pour les endotrophes que pour les ectotrophes [13,144] , nous avons procédé au décapage du sol entre 20 et 30 Cm où nous avons prélevé les racines secondaires que nous avons collectés (figure 4.6).



**Figure N° 4.6 :** Etapes d'échantillonnages, **A** : décapage du sol sous l'arbre ; **B** : apparition des racines après 30 cm de profondeur. **RS** : racines secondaires prélevées ; profondeur d'échantillonnage (30cm) ; **AT** : Arbre de Tamarix dans la station de Zaâfrane

Le matériel récolté est soigneusement préservé dans des boîtes de Pétri contenant du papier buvard imbibé d'eau( figure N° 4.7).



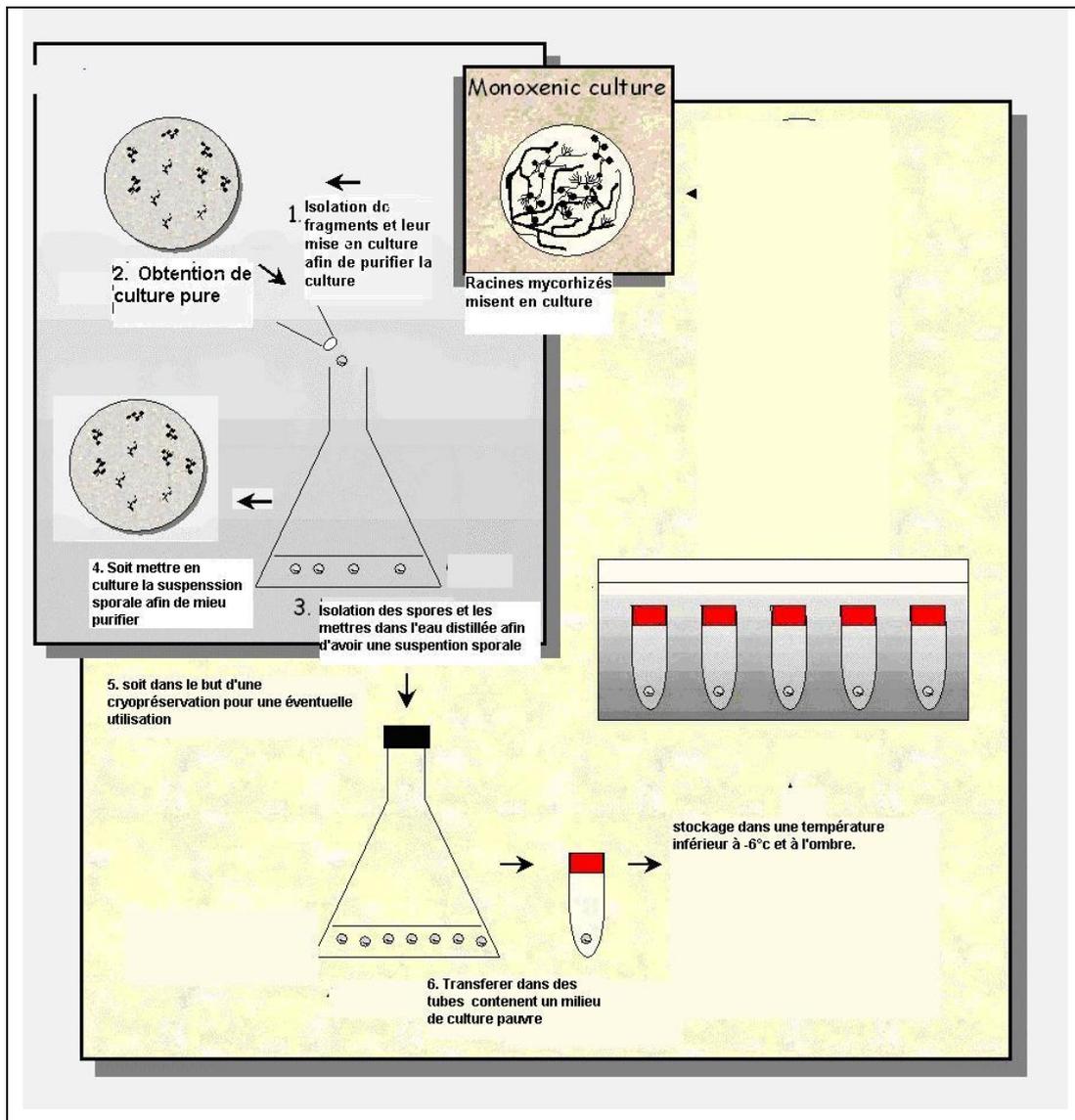
**Figure N° 4.7:** Préservation des échantillons de racines dans une boîte de Pétri, avec papier buvard humidifié.

Les échantillons prélevés avec leurs mottes sont préservés dans des sachets en plastique contenant un peu d'eau.

En même temps que le prélèvement des échantillons de racines s'effectue, nous avons fait un prélèvement parallèle, celui des échantillons de sol afin d'en collecter les spores à identifier et d'établir une analyse physico-chimique du sol.

**4.2.3. Désinfection des échantillons :** Une fois arrivée au laboratoire, les racines collectées, vont être soigneusement lavées à l'eau du robinet jusqu'à ce que toutes les fines particules du sol disparaissent. On les trempe dans de l'eau distillée dans l'attente de préparation du milieu de culture.

Une désinfection avec de l'alcool éthylique a été testée pendant deux secondes à deux reprises avec rinçage à l'eau distillée stérile entre les deux étapes.



**Figure N°4.8** : Etapes suivies dans notre travail lors de la mise en culture des échantillons, du repiquage jusqu'à la préservation

**4.2.4. Le milieu de culture** : En l'absence d'études précédentes concernant les mycorhizes du *Tamarix sp*, nous avons opté au départ pour un milieu de culture simple à base de Malt-Agar :

**32g/l d'agar,  
16g/l de Malt**

Mis après agitation en autoclavage pendant 20 min à une température de 120°C et une pression de 1Bar.

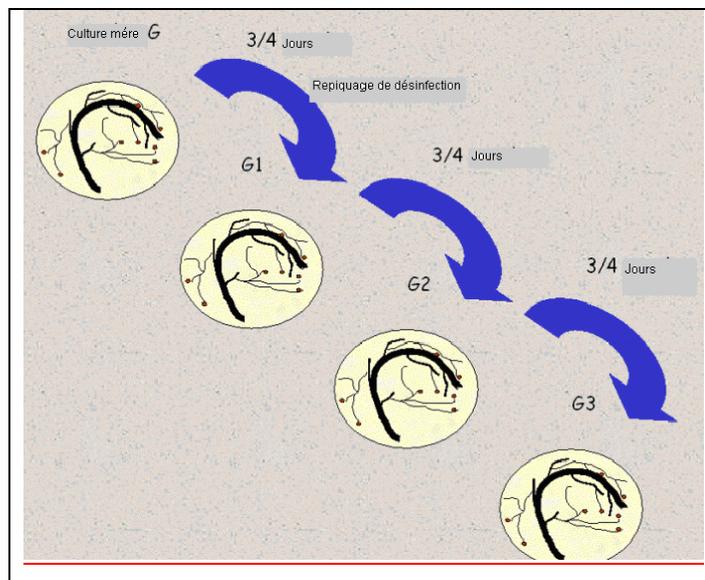
Après quatre mois d'essais et à partir des résultats obtenus (champignons endomycorhiziens), nous avons opté pour un milieu de culture spécifique aux endomycorhizes qui est celui de WITHNER (1959 in BOULARD, 1968) modifié, plus riche que le premier afin de vérifier la longévité du champignon mycorhizien (Annexe N°3).

Milieu WITHNER (1959) Modifié:

Ca Co <sub>3</sub> : 0.10g/l	MgSo <sub>4</sub> , 7H <sub>2</sub> O : 030g/l.
Na Cl : 0.10g/l	glucose : 10g/l.
Amidon : 3.0g/l	Gélose : 15.0g/l
FeSo <sub>4</sub> :0.01g/l.	

Troisième milieu dérivant des divers milieux de cultures proposés par BOULARD [11] qui se compose de :

Na Cl : 0.10g/l ;	NH <sub>4</sub> : 0.02g/l	P <sub>2</sub> O <sub>2</sub> : 0.12g/l
agar : 15g/l ;	K <sub>2</sub> O :0.3g/l	Fe : 0.04g/l.
Malt : 1.5g/l ;	MgO : 0.02g	Mo : 0.02g/l
Amidon : 1.5g/l	Glucose : 10g/l ;	SO <sub>3</sub> : 0.2g/l
Cu : 0.04g/l	Br : 0.04g/l	N : 0.12g/l
Molybdène : 0.04g/l.		



**Figure N°4.9** : Le repiquage de désinfection.

**G** : générations ;  $\frac{3}{4}$  : fréquence du repiquage ; **G1, G2, G3** : générations de la souche repiqué.

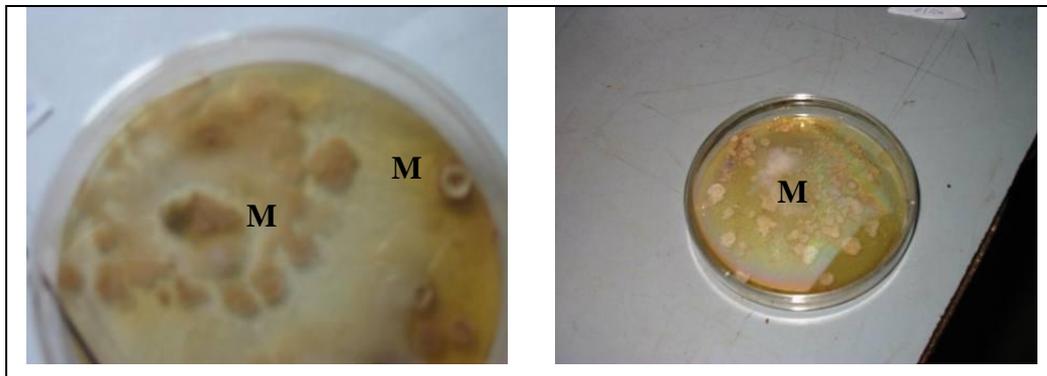
Le repiquage s'effectue dans les conditions les plus axéniques possibles (figures n°4.8 et 4.9) ; désinfection des paillasse avec de l'eau de javel et de l'Alcool éthylique à 90°, en travaillant dans la sphère d'un bec Benzène, dans la même journée de collecte ou au plus tard le jour d'après pour l'obtention de bons résultats.

On fait couler le milieu de culture dans des boîtes de pétris et on inocule les fragments de racines suspectées mycorhizées, choisies préalablement suite aux observations sous loupe binoculaire.

Les boîtes de Pétri sont mises dans une étuve à une température de 25°C (figure N°4.10). Nous remarquons que les champignons obtenus sont mélangés avec des bactéries et des moisissures ce qui nous suggère à effectuer des repiquages de purification, au fur et à mesure, afin de garder le champignon mycorhizien en l'état pure (figure N° 4.11).



**Figure N° 4.10 :** mise en incubation dans une étuve à 25°C.



**Figure N° 4.11:** Champignon mycorhizien en milieu de culture Malt-Agar (mycélium purs). **M** : Mycélium de la souche mycorhizienne étudiée pur sans aucune infection dans le milieu de culture M-A.

#### **2.4.5. La collecte de spores à partir du sol :**

Le sol récolté est tamisé dans des tamis avec des diamètres allant de 250 µm à 45 µm. Les spores sont obtenues à 45 µm et à 63 µm.

Après une observation sous la loupe binoculaire, les spores sont mises en culture de la même manière que les racines.

Les champignons obtenus sont indemnes de toutes infections (moisissures ou bactéries), et pour plus d'assurance nous les avons repiqués pour préserver la pureté du champignon.

#### **4.2.6. Identification des mycorhizes :**

Cette opération s'effectue après une préparation de suspension sporale: on prélève 1ml du champignon cultivé sur milieu gélosé qu'on dilue dans 10ml d'eau distillée. Après une bonne agitation, on prélève 1ml de la solution obtenue et qui serait à son tour diluée dans 10ml d'eau distillée. Des prélèvements de la seconde solution obtenue nous permettront d'effectuer des montages entre lame et lamelle, pour des observations microscopiques afin de mieux distinguer les spores et de pouvoir identifier le champignon mycorhizien en question (planche N°5.2).

Plusieurs clés d'identification nous ont servi pour identifier notre champignon mycorhizien, à commencer par celle de LANIER et *al.*, (1978). En suite, nous nous sommes appuyée sur des clés récentes reçues de la part de DALPE (2006) et de BRASEBAIYE (2006) qui nous ont aidé à parvenir au genre.

**4.2.7. La cryopréservation (cryoconservation):** Une fois l'identification faite, les mycélium, sont préservés dans des tubes à essais contenant un milieu de culture pauvre (1% de Malt, 3% d'agar, 500ml d'H<sub>2</sub>O), à une température inférieure à -6°C, Ceci pour une éventuelle utilisation ultérieure.

#### **4.3. Propagation du *Tamarix articulata* Vahl :**

Nous avons procédé à deux techniques connus de propagation, qui sont celles du : Bouturage et celle du Semis direct de graines.

#### **4.3.1. Le bouturage :**

L'essai est un dispositif en randomisation comprenant deux traitements répétés trois fois (tableau n°4.1):

- sol stérilisé,
- sol d'origine des stations expérimentales contenant des racines excisées ainsi que des spores de mycorhizes à étudier.

➤ **Premier essai :**

Des boutures de Tamarix d'environ une quarantaine de centimètres sont prélevées sur des individus provenant des stations d'études et mises en culture sur sol originaire de ces mêmes stations, contenant des racines excisées et des spores, ajoutant à cela deux témoins avec un sol stérilisé préalablement au laboratoire.

Vue la période de notre expérience qui a débutée durant la reprise végétative, nous avons laissés les boutures à l'air libre quelques jours avant de les mettre au sol. Pour une meilleure surveillance des conditions de culture, les plants ont été mis en culture dans un incubateur à une T° de 20°C et une photopériode de 16heurs / 8heure.

➤ **Deuxième essai :** Le deuxième essai est effectué en Juillet, avec la même procédure que le premier sans avoir eu recours à l'incubateur.

➤ **Troisième essai :** Le troisième essai est effectué le mois de Septembre, semblable aux deux essais précédents, sans pour autant laisser les boutures sécher, elles ont été plantées le jour même de leur prélèvement.

**Tableau N° 4.1:** Les essais de macro propagation par bouturage.

**St :** Station ; **N :** Irrigation à l'eau du robinet ; **P :** sol argileux de pépinière, **F :** fertirrigation.

Essai N°1	Type de sol	irrigation
1	St1	F
2	St2	F
3	St2	N
4	St1	F
5	St3	F
6	St3	F
7	St1	N
8	St3	F
9	St3	N
10	Stérile	F
11	Stérile	N

Es sai N° 2	Type de sol	irrigation
1	St2	N
2	St1	F
3	St1	N
4	St3	F
5	St3	N
6	St2	F
7	Témoin	N

Es sai N° 3	Type de sol	irrigation
1	St2	N
2	St3	N
3	St1	N
4	St2	N
5	St3	N
6	St1+P	N
7	St2+P	N
8	St1+p	N
9	St2+P	N
10	St3+P	N
11	P	N
12	St2+p	N
13	St3+p	N

La stérilisation du substrat se fait par autoclavage à deux reprises à une température de 120°C et une pression de 01 Bar pendant 1 heure, avant le deuxième autoclavage l'échantillon est imprégné progressivement d'eau distillée [12].

#### 4.3.2. Le semis direct :

L'essai est un dispositif en randomisation comprenant quatre traitements avec deux répétitions (tableau n°4.2).

\* Le substrat composé de : 60% du sol provenant des stations d'études et 20% de sol argileux de pépinière et enfin 20% de fumier de bovin séché.

\* Sol pur des stations et sol pur de pépinière afin de comparer les résultats par la suite (tableau 4.2).

\* Sol stérilisé préalablement qui servira de témoin.

Cette stérilisation du substrat est effectuée par passage à l'étuve à 45°C, pendant 48heures,

\* Quatre échantillons sont fertirrigués, les autres sont irrigués à l'eau du robinet.

♣ **Premier essai :** Les graines du Tamarix arrivent à maturité le mois de Septembre et ne gardent leur faculté germinative que durant une quinzaine de jours. À partir de ce là, nous avons collecté, les graines du Tamarix que nous avons submergé dans l'eau pendant 48heures avant de les mettre en terres.

♣ **Deuxième essai** : Les gaines dans ce deuxième essai proviennent de collectes effectuées par les services de l'EMIFOR, que nous avons soigneusement nettoyé avant de leur faire subir le même traitement que ceux du premier essai.

**Tableau N°4.2** : Les deux essais de micro propagation du *Tamarix articulata* VAHLL par semis. **P** : Sol argileux de pépinière ; **N** : Irrigation à l'eau du robinet ; **F** : Irrigation avec apport d'engrais. **M** : Sol mélangé selon les pourcentages cité auparavant

Plants de l'Essai 1	Type de sol	irrigation
1	P	N
2	P+st3	N
3	P+st3	N
4	P+st1	N
5	P+st3	N
6	Témoin	N
7	St3+p	N
8	St1+p	N
9	St2+p	N
10	St3+p	N
11	St1	F
12	St2+p	F
13	St3+p	F
14	St3+p	F

Plant de l'Essai 2	Type de sol	irrigation
1	St2	N
2	St2	N
3	St3	N
4	St2	N
5	St2	N
6	St3	N
7	M	N
8	M	N
9	St1	N
10	St1	N
11	St1	F
12	M	F
13	M	F
14	Témoin	F

#### 4.5. La mycorhization contrôlée du *Tamarix articulata* Vahl:

« Le caractère indispensable des mycorhizes, pour le bon développement de l'arbre, dans les conditions naturelles, n'est maintenant plus à démontrer » [75].

Dans la réalisation de cette expérience, nous nous sommes inspirées des travaux de plusieurs auteurs, entre autres: PLENCHETTE et *al.*, (1983); GARBAYE (1983); BOUTEKRABT (1991); GENERE et *al.*, (1994); TAGU et *al.*, (1995); GAY et *al.*, (1995); HAMPP et *al.*,(1995);MUKERJI, (1996).

Le but de cette expérience est d'évaluer l'impact de la mycorhization sur les différents paramètres de croissance végétative et de déterminer ainsi la souche endomycorhizienne qui permet l'augmentation de la croissance végétative (si elle a lieu) (figure n°4.11).

#### **4.5.1. Le matériel végétal utilisé :**

Des plants de *Tamarix articulata* Vahl provenant de pépinières à substrat sablonneux, dépourvus de mycorhizes, ont été utilisés dans cette expérience.

#### **4.5.2. Le matériel fongique :**

La souche mycorhizienne utilisée pour l'inoculation de ces plants est celle testée au laboratoire à travers les expériences précédentes, elle est disponible sous trois formes :

- Racines excisées provenant des trois stations d'études,
- Suspension sporale à partir des cultures sur milieu synthétique (expérience N°1).
- Suspension sporale à partir des spores du sol provenant des stations d'études.

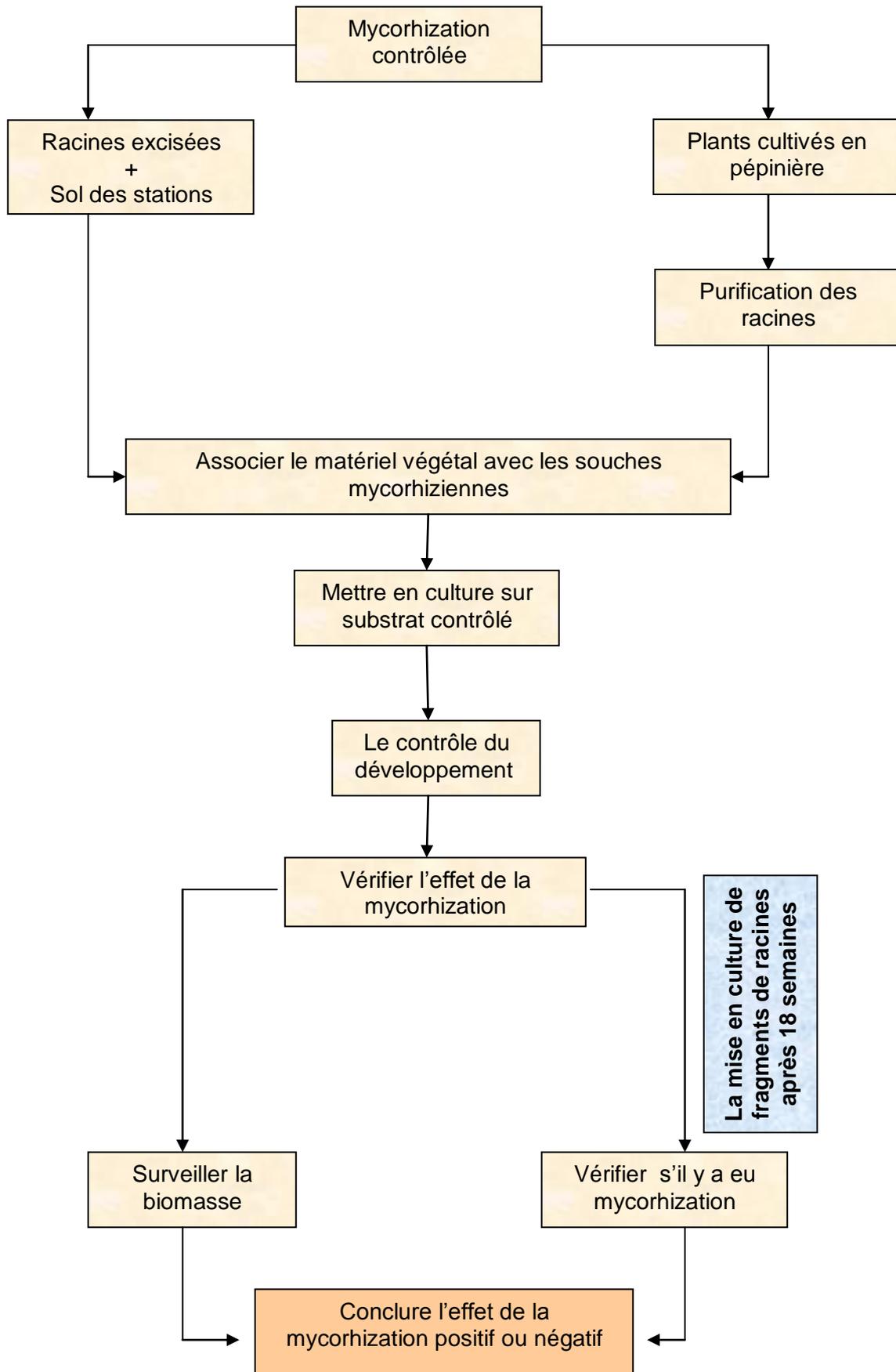
Cette expérience a été effectuée en deux essais.

#### **4.5.3. Le dispositif expérimental :**

Le dispositif expérimental comprenant trois traitements répétés deux fois, à savoir la variation de la nature du matériel fongique utilisé.

**4.5.4. Les conditions expérimentales :** l'essai a été conduit dans une serre en verre dans les conditions suivantes :

♦ **Premier essai :** Les plants sont âgés de 5 mois et ont un bon développement foliaire et racinaire ; ils ont été cultivés dans une pépinière, d'un particulier, en pleine terre, ce qui les rend fragiles lors du transport, ajoutant à cela un témoin sur sol stérile sans apport de mycorhization.



**Figure N°4.12 :** Schéma représentatif de la mycorhization contrôlée.

Les types de sol sont de trois natures :

- Sols provenant des trois stations d'étude (ce qui nous fait 03 types de sol),
- Sol argileux, ceci afin de vérifier la fidélité du champignon à l'espèce végétale et au type de sol,
- Et un sol stérilisé préalablement au laboratoire par autoclavage.

L'essai a eu lieu le mois de Mai (tableau n° 4.3).

**Tableau N° 4.3:** Premier essai de mycorhization contrôlée : Taille des Plants, Type de sol et type d'inoculation.

N° du plant	Longueur initiale des tiges en cm	Longueur initiale des racines en cm	Type d'inoculation	Type de sol
1	20	5	R. E	Sol de la station 1
2	Entre 16 et 36	Entre 5 et 11	R. E	Sol de la station2
3	40	10	R.E	Sol de la station 3
4	31	1.5	S. S du sol	Sol de la station 3
5	Entre 16 et 21	10	S.S du sol	Sol argileux
6	Entre 10 et 20	11	S.S mycélienne	Sol argileux
7	20	3	S.S Mycélienne	Sol de la station 2
8	16	8	S.S Mycélienne	Sol de la station 3
9	40	10	S.S du sol	
10	25	7	R.E	Sol de la station1+ sol argileux
11	Entre 14 et 36	Entre 9 et 13	R.E + S.S du sol	Sol limoneux sableux
12	Entre 24 et 44	Entre 3 et 11	S.S du sol	Sol de la station 2
13	6	6	Mycélium	Sol argileux.

**RE** : racines excisées. **SS du sol** : suspension sporale à partir des spores su sol. **SS mycélienne** : suspension sporale à partir de la culture du mycélium.

♦ **Deuxième essai** : Le deuxième essai a été effectué de la même façon que le précédent. Les plants proviennent de la pépinière de SAFA ATLAS, ils ont été cultivés dans des sachets de polystyrène, les protégeant lors du transport. Une fois la mycorhization réalisée, les plants obtenus sont gardés dans une serre en verre à une température variant entre 33°C le jour et 25°C la nuit, ceci au cours des deux premiers mois, puis à une température de 25 à 15°C le jour et de 11 à 09°C la nuit (Les variations de température varient selon les aléas climatiques) (tableau n°4.4).

**Tableau N° 4.4 :** Deuxième essai de mycorhization contrôlée : Taille des Plants, Type de sol et type d'inoculation.

N° du plant	Longueur initiale des tiges en cm	Longueur initiale des racines en cm	Type d'inoculation	Type de sol
1	20	Entre 06 et 12	R. E	Sol de la station 1
2	30	Entre 08 et 10	R. E	Sol de la station2
3	17	Entre 07 et 10	R.E	Sol de la station 3
4	15	Entre 05 et 12	S. S du sol	Sol de la station 3
5	Entre 06 et 24	Entre 11 et 15	S.S du sol	Sol argileux
6	Entre 07 et 14	Entre 05 et 17	S.S mycélienne	Sol argileux
7	10	13	S.S Mycélienne	Sol de la station 2
8	Entre 08 et 12	20	S.S Mycélienne	Sol de la station 3
9	13	10	S.S du sol	
Témoin	16	11	R.E	Sol de la station1+ sol argileux

**RE :** racines excisées. **SS du sol :** suspension sporale à partir des spores su sol. **SS du Lab :** suspension sporale à partir de la culture du mycélium.

#### 5.5.5. La conduite de l'essai :

L'irrigation des plants s'effectue quotidiennement avec l'eau du robinet.

- Aucun apport d'engrais ; ni amendement n'ont été apportés.
- Le suivi de l'évolution de la biomasse aérienne se fait une fois par semaine,
- La vérification de la mycorhization s'effectue 16 semaines après la date de mycorhization.

#### 4.6. Etude du sol :

Le sol est l'un des éléments dynamique qui composent l'écosystème, les mycorhizes que nous étudions ainsi que la plante qui leur sert de hôte vivent dans ce dernier. Il nous semble utile de faire une étude de sol afin d'enrichir nos données et par ce fait compléter l'analyse écologique que nous essayons d'établir.

BAREA (1996), évoque la nécessité d'effectuer une analyse pédologique lors d'une endomycorhization dans des écosystèmes arbustifs.

Dans chaque station d'étude, nous avons effectué des profils pédologiques, et des prélèvements de chaque horizon ont été effectués de sorte que nos résultats soient les plus

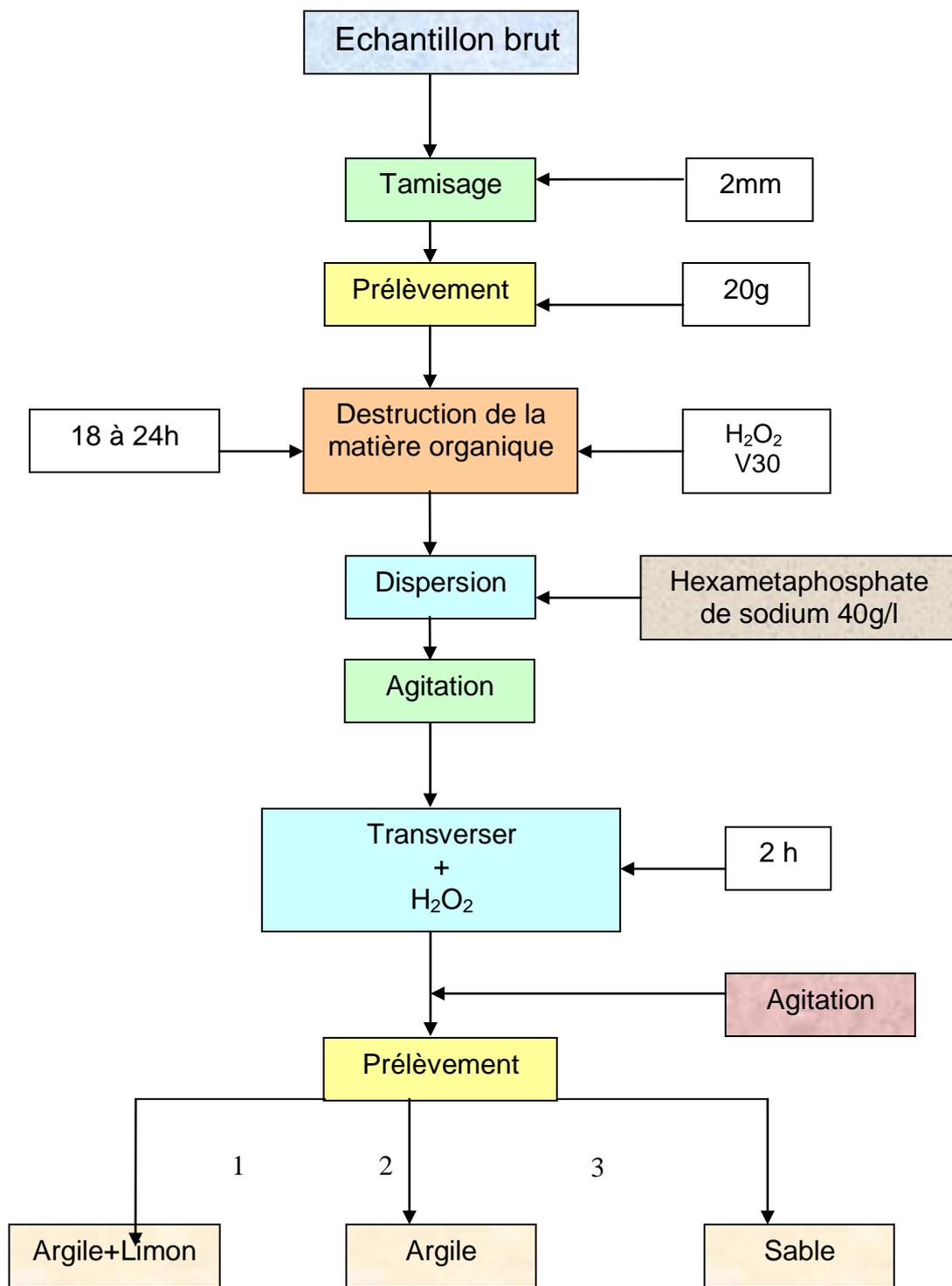
homogènes possibles. Nous leurs avons fait subir des analyses physiques et d'autres chimiques.

**4.6.1. Les analyses chimiques :** Elles comportent l'étude de deux paramètres : le pH et les bases échangeables c'est-à-dire le taux de salinité établis à partir de la conductivité électrique (tableau n° 4.5).

**4.6.2. Les analyses physiques :** Elles nous apportent un supplément d'informations pour notre recherche, elles se composent de : la granulométrie (figure N° 4.12), l'humidité, la matière organique et les calcaires totaux et actifs (tableau n° 4.5).

**Tableau N° 4.5 : Méthodes d'analyse du sol.**

N° de station	I		II		III	
N° d'échantillon	1	2	1	2	1	2
Analyse	Méthode utilisée					
<b>Granulométrie</b>	Par le procédé de sédimentation, à l'aide de pipette de ROBINSON, on a déterminé le pourcentage de différentes particules, ainsi que la texture de nos échantillons à l'aide de triangle de texture.					
<b>Taux d'humidité</b>	Nous avons utilisé la méthode de gravimétrie dont le principe consiste à sécher 10g de chaque échantillon à l'étuve à 105 °C pendant 12h. le taux d'humidité actuel est déduit par la différence entre le poids du sol avant et après séchage.					
<b>Dosage du carbone</b>	Méthode ANNE (1945) $\%C = (V' - V) \times 0.3$ V' = Volume de sel de Mohr pour l'échantillon de sol. V = Volume de sel de Mohr pour l'échantillon témoin.					
<b>Dosage de la matière organique</b>	Méthode ANNE (1945). Le taux de M.O est déduit en multipliant le taux de carbone par le coefficient 1.72. $\% M.O = \% C \times 1.72$					
<b>Conductivité électrique + pH</b>	50g du sol + 25 ml d'eau distillée, mélanger et laisser pendant 1 h, passer la solution dans la centrifugeuse (2h). La mesure de pH se fait par pH mètre et la conductivité électrique par conductivité -					
<b>Dosage du calcaire total</b>	Le dosage se fait par le calcimètre électrique de BERNARD. On dégage le dioxyde de carbone (CO <sub>2</sub> ) par l'acide chlorhydrique (HCL) et on mesure le volume de gaz avec une correction obtenue par un dosage de carbone de calcium pur. $\% \text{ Calcaire Total} = PV \times 100/pv$ % calcaire Totale = PV x 100/pv P : poids de l'échantillon. V : volume de CO <sub>2</sub> dégagé par l'échantillon. P : Poids de CaCO <sub>3</sub> pur V : Volume de CO <sub>2</sub> dégagé par le CaCO <sub>3</sub> pur					
<b>Dosage du calcaire actif</b>	Ce dosage détermine la quantité d'ions de CA <sup>++</sup> qui réagit avec l'oxalate d'ammonium, on prépare deux échantillons : Témoin : 25 ml d'oxalate d'ammonium + 25 ml d'acide sulfurique (H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> ) concentré, on ajoute 100ml d'eau distillée, le titrage se fait avec le permanganate de potassium (KMNO <sub>4</sub> ). Dès l'obtention d'une coloration rose persistante on note N ml (quantité de calcaire actif dans le témoin). Echantillon : après filtration on refait les étapes précédentes, on note n ml (quantité de calcaire actif dans le témoin).					



**Figure N°4.12:** La méthode internationale du dosage de la granulométrie

## CHAPITRE 5 RESULTATS

### 5.1. Résultats de l'analyse pédologique :

Le sol n'est plus considéré comme milieu inerte reflétant uniquement la composition de la roche sous-jacente, il prend naissance, il évolue sous l'action des facteurs du milieu dit : « actif » climat et végétation [147]. Les résultats de l'analyse pédologique des trois stations nous révèlent en premier lieu une différence texturale. La texture est limono-sableuse pour la station du cordon dunaire, limono – argilo- sableuse pour la station d'El-Mesrane et sablo- limoneuse pour la station de Zâafrane. Quant à l'humidité on constate des résultats très distincts variant de 12.69 pour la première station et 0.54 pour la station trois en passant par 9.83 dans la deuxième station. La station de Zâafrane est dépourvue de calcaire actif. Le pH est alcalin pour les trois stations. Le tableau 5.1 résume les résultats de l'analyse pédologique.

**Tableau N° 5.1:** Résultats de l'analyse pédologique

L : Limon, A : Argile ; S : Sable, MO : Matière organique ; CE : Conductivité électrique.

Stations		Station I	Station II	Station III
Résultats				
Granulométrie	% argile	12.41	26.00	12.01
	% sable	61.847	62.22	76.97
	SG	61.371	62.87	52.95
	SF			
	% limon	25.14	11.46	23.03
	texture	L-S	L-A-S	S-L
Humidité (%)		12.69	9.83	0.54
MO (%)		0.918	4, 226	0.5
Calcaire Total (%)		10.18	11.69	0.37
Calcaire actif (%)		6.40	10.80	/
Sels solubles		0.18	0.46	0.14
pH		7.97	8.08	8.10
CE (mmho/cm)		0.305	0.806	0.245

La texture est obtenue en ayant recours au triangle de textures sur le quel on extrapole les résultats de l'analyse texturale. Le point d'intersection entre les axes réalisés par les trois données (sable, limon, argile) nous indique la texture du sol de chaque station. La figure N° 5.1 montre le triangle de texture contenant les trois stations d'étude.

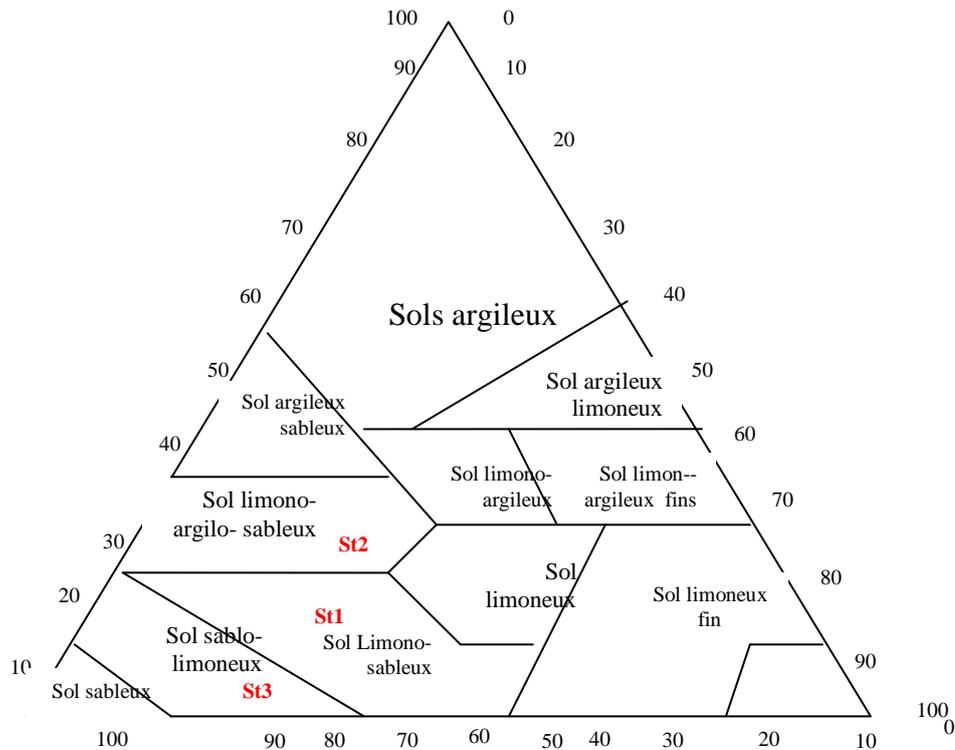


Figure N° 5.1 : Triangles de texture pour les trois stations.

## **5.2. Résultat du bouturage :**

Nous expliquerons les résultats par essai et le tableau 5.2 résume les observations au niveau des trois essais.

### **5.2.1. Résultats du premier essai :**

Les boutures plantées n'ont pas donné les résultats escomptés. Nous avons abouti à une apparition d'ébauches foliaires chez 05 plants et ceci durant les trois semaines ayant suivi la plantation et ce sous incubation (tableau n°5.2).

La vérification de l'appareil racinaire est effectuée quatre mois après la plantation soit au mois de Septembre. Nous avons remarqué que les quatre plants qui possèdent les feuilles présentent un enracinement fin.

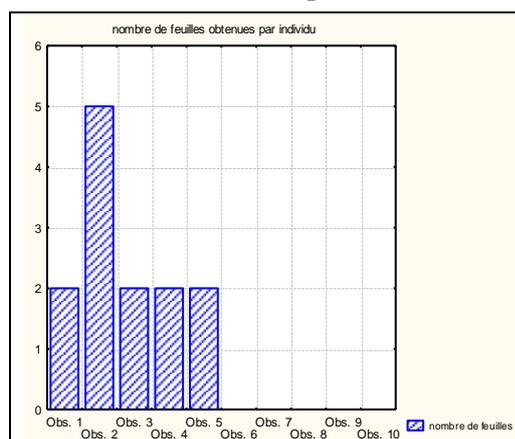
Au cours de cette expérience, nous avons testé l'effet de la mycorhization et de la fertilisation où on dénombre 3 sur 5 des plants présentant un enracinement et des ébauches foliaires et qui sont des plants ferti-irrigués soit 80%.

**Tableau N° 5.2 : Résultats des trois essais de micropropagation par bouturage :**

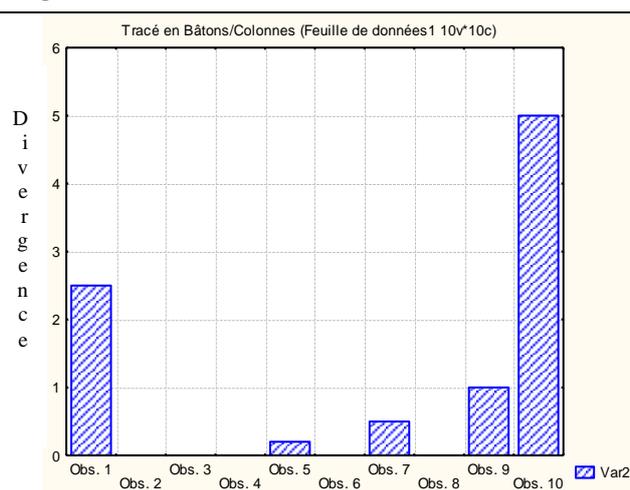
N° de l'essai	N° de la bouture réussit	Type de sol	Nombre de feuilles	Angle de divergence
1	1	St1 (fertirrigué)	2	2.5
	5	St3 (fertirrigué)	5	0.2
	7	St1	2	0.5
	T1	Stérile (fertirrigué)	2	1.0
	T2	Stérile	2	5.0
2	//	//	//	//
3	1	St2	5	0.2
	2	St3	11	0.09
	3	St1	7	0.57
	4	St2	5	0.4
	Témoin	Stérile	14	0.07
	7	St2+p	8	0.125
9	St2+p	5	0.2	

**St** : station, **T** : témoin, **p** : sol argileux de pépinière.

La masse foliaire obtenue est très restreinte que se soit pour les plants mycorhizés, ferti-irrigués ou non. Des cinq (05) plants obtenus, quatre plants disposent de deux feuilles et un seul plant avec 05 feuilles (figure N° 5.2).



**Figure N° 5.2:** Nombre de feuilles obtenues chez les boutures du premier essai.



**Figure N°5.3 :** l'angle de divergence en fonction des individus observés dans le premier essai

Nous avons calculé la divergence<sup>8</sup> pour les cinq plants produits, ceci en partant d'une feuille choisie. On suit la spirale génératrice jusqu'à la rencontre d'une feuille superposée (figure n°5.3).

<sup>8</sup> La divergence=nombre de tours effectuer autour de la tige / nombre de feuilles rencontrées.

Plus l'angle de divergence est grand, plus la distance entre les feuilles est grande. Nous avons constaté que la plus grande valeur observée est de 5 chez le témoin non mycorhizé et non fertilisé. Par contre, le témoin non mycorhizé et fertilisé présente un angle de divergence de 1, la plus faible valeur observée est de 0.2 pour un plant mycorhizé et fertilisé.

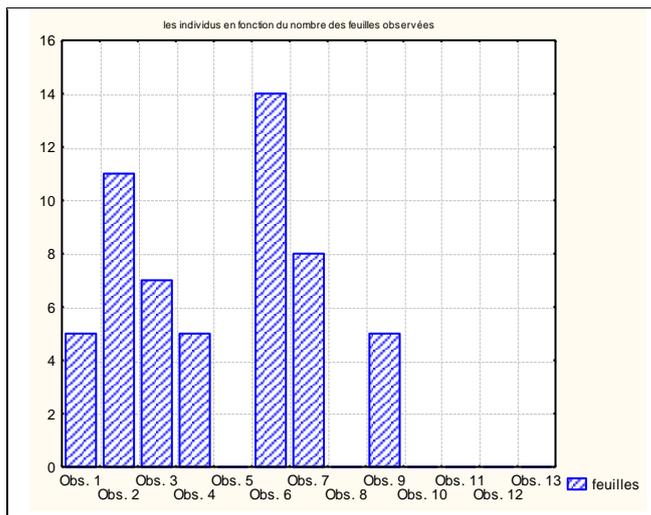
### **5.2.2. Résultats du deuxième essai :**

Aucune bouture n'a réagi et par conséquent aucun résultat positif.

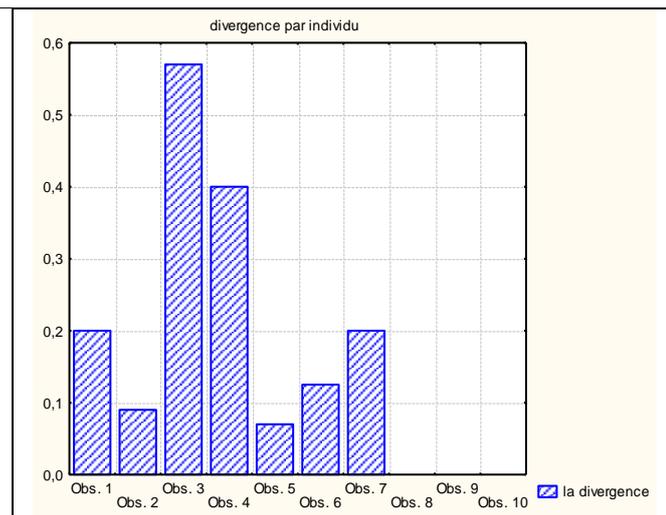
L'échec peut être attribué à plusieurs facteurs dont la saison estivale caractérisée par une réduction de l'activité végétative en raison des fortes chaleurs ; la circulation de la sève est réduite, l'activité hormonale des végétaux est à son minimum, etc...

### **5.2.3. Résultats du troisième essai :**

Les boutures du troisième essai présentent un meilleur développement que celles des deux essais précédents et ce avec un taux de réussite de 53,84%. Les feuilles obtenues sont plus importantes que celles du premier essai et le nombre varie entre 5 et 11 alors qu'au niveau du témoin le nombre de feuilles est de 14 feuilles (figure n° 5.4).



**Figure N°5.4:** Nombre de feuilles obtenues dans le troisième essai.



**Figure N°5.5:** la divergence par plant

Nous avons étudié l'effet de la mycorhization sur la divergence des boutures en calculant l'angle de divergence pour les boutures réussies (figure n° 5.5).

Les plants mycorhizés présentent un angle de divergence supérieur à celui du témoin non mycorhizé.

### **5.3. Résultats de la mycorhization contrôlée :**

#### **5.3.1. Résultats du premier essai :**

Concernant l'essai du mois de Mai 2006, les résultats ne sont pas meilleurs que ceux de l'expérience précédente, où seul le plant N°3 a repoussé après un mois et demi de plantation. Cependant suite à une très forte hausse de température (de 37° à 40°C le jour et de 33 à 35°C la nuit), le plant a fané, même avec un arrosage quotidien.

Malgré l'adoucissement et l'amélioration des conditions climatiques (baisse de température, 32°C le jour), et l'arrosage quotidien, les plants n'ont pas repris.

Un contrôle de l'enracinement, trois mois après la plantation a permis de distinguer que les 10 plants présentent des racines très fines, qui se dégradent progressivement et plus lentement que la partie aérienne.

Une deuxième observation fut effectuée le cinquième mois et nous a permis d'observer l'absence de racines sur les sept plants, avec un début de pourriture pour la partie souterraine.

La troisième observation permet de constater un dessèchement complet des boutures avec une absence totale des racines.

On attribue cet échec à plusieurs causes : la première réside dans les conditions de transport de la pépinière au laboratoire. Les plants sont arrachés par le pépiniériste et mis tous ensemble dans le même sachet contenant peu de sable et ne couvrant pas parfaitement les racines d'où un flétrissement prononcé. Une observation sous la loupe binoculaire nous a permis de distinguer que les racines présentaient des déchirements au niveau de la zone subéreuse. Le second facteur limitant est à attribuer aux conditions défavorables du milieu (sécheresse).

Après inoculation, nous avons testé l'effet de la mycorhization sur la reprise des racines, mais le résultat reste négatif. Ceci serait dû au fait que la pénétration des hyphes s'effectue au niveau de la coiffe qui est absente dans notre cas.

Ces résultats nous ont permis d'éviter les mêmes erreurs dans le deuxième essai.

### **5.3.2. Résultats du deuxième essai :**

Les plants utilisés présentaient initialement un bon développement, sauf pour les plants N° 3, 6, 7, 8 qui avaient un aspect flétri.

Une fois leur transfert sur les substrats testés, on a observé une bonne croissance, sauf pour les quatre plants en question.

On cite l'exemple du plant N°1 qui mesurait 20 cm et qui a atteint 24 cm après quatre semaines pour arriver à 30 cm au bout de la dix-huitième semaine (tableau n° 5.3).

Le témoin de son côté présentait un bon développement, il est passé de 16 cm au début de l'expérience à 27 cm vers la fin, avec une alternance de phases stationnaires (Annexe N° 5).

Dans l'ensemble, la colonisation endomycorhizienne des racines du *Tamarix articulata* Vahl telle qu'observée à la loupe binoculaire, étaient constituée principalement d'hyphes intraracinaires enroulés.

Les essais de mycorhization avec divers inoculum (mycélium, racines excisées et suspension sporale) aussi bien en conditions axéniques que gnotoxéniques permettent de juger de la faisabilité de diverses méthodes [12].

Avec les trois méthodes d'inoculation utilisées (mycélium, racines excisées, suspension sporale), nous avons obtenu de bons résultats, ceci a été confirmé par un contrôle de la mycorhization consistant à mettre en culture sur milieu synthétique, des fragments de racines des plants testés.

Les résultats obtenus étaient positifs pour les plants mycorhizés, même pour ceux qui n'ont pas évolué dans leurs parties aériennes. Des attaques de colonies bactériennes ont également été observées en plus des moisissures.

**Tableau N°5.3 : Taille des Plants, Type de sol et type d'inoculation (deuxième essai) :**

Individus	Résultats 18semaines après la plantation cm	La différence de Hauteurs $\Delta H$	Indice de croissance	MS de la partie aérienne (g)	MS de la partie souterraine (g)	DMR dépendance mycorhizien ne relative	EMI effet de l'inoculation endomycorhi zienne
01	H= 30.2 D = 01	10.2	15.10	1.02	1.176	59.67	76.25
02	H = 45 D = 05	15	90	0.80	1.32	57.60	73.56
03	H =13 D = 02	1	32.25	0.20	0.972	26.90	- 214.52
04	H = 23 D =10	08	115	1.69	1.32	81.79	22.25
05	H=34 D= 06	10	102	0.75	1.25	52.98	88.71
06	H= 14 D=03	01	21	0.42	0.3	19.56	- 441.11
07	H=12 D= 01	02	6	0.52	0.31	22.55	- 343.37
08	H= 09 D= 02.5	01	11.25	0.70	0.23	24.09	- 215.69
09	H= 24.5 D=8	11.5	91.5	0.72	1.79	68.26	46.49
10	H = 27 D=5	11	67.5	0.76	2.92		

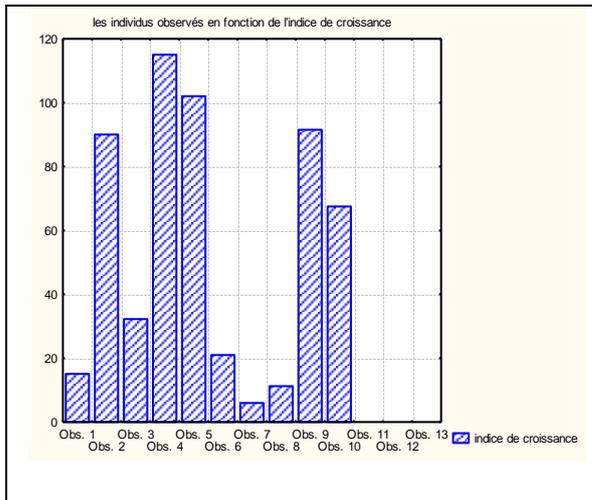
(DMR= (MS du plant mycorhizé / Ms du plant non mycorhizé) x 100) ; (EMI= (MS du pant inoculé – MS du plant non inoculé / MS du plant inoculé) x100).

Les variations entre les plants qui réagissent positivement à la mycorhization et ceux qui ont montré des observations négatifs, est apparente.

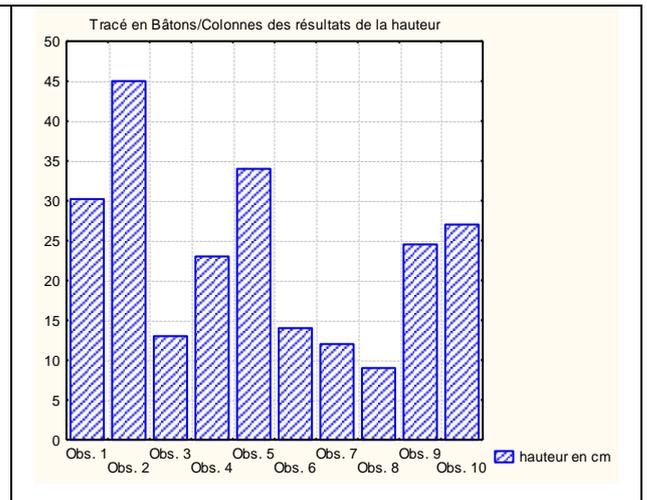
Dans le cas de la DMR, les plants mycorhizés présentent des valeurs supérieures à 50%. Pour le calcul de la EMI, les plants présentant des résultats négatifs ont des valeurs de EMI insignifiantes (négatives et supérieures à 100%).

On observe l'effet de la mycorhization sur la croissance des plants, avec un indice de croissance atteignant 115 cm pour le plant N°4 et une valeur minimale de 06cm pour le plant N°7, c'est un plant qui représente un échec de croissance (figure n° 5.6).

On note l'effet de la mycorhization sur la hauteur des plants, avec un maximum de 45cm pour le plant N° 2 et un minimum de 09 cm pour le plant N° 8 (figure n° 5.7).



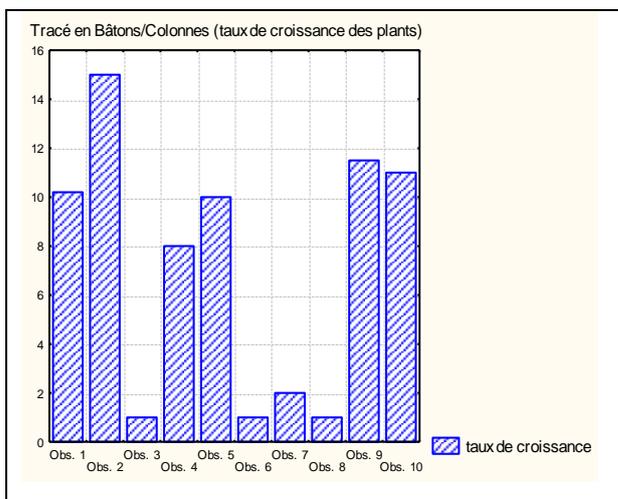
**Figure N°5.6:** Croissance des plants



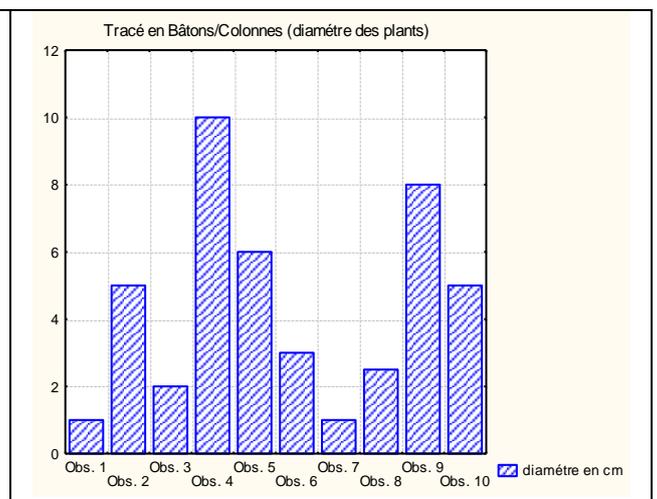
**Figure N°5.7 :** Hauteurs des plants

Nous remarquons que la différence de croissance entre le témoin non mycorhizé et les plants mycorhizés n'est pas très apparente sauf pour le cas du plant N° 2 qui présente un taux de croissance considérable de 15 cm alors que la croissance du témoin est de 11cm (figure n° 5.8).

On note l'effet de la mycorhization sur le diamètre des plants avec un maximum de 10 cm pour le plant N° 4 et un minimum de 1 pour les plants N°1 et N° 7. Le plant N°1 présente une croissance importante en hauteur alors qu'en largeur il n'a pas évolué (figure n°5.9).



**Figure N°5.8 :** Croissance des plants



**Figure N°5.9 :** Diamètre des plants.

Nous avons fait une comparaison entre l'évolution des plants mycorhizés par rapport à celle du témoin. Le plant N° 2 présente un très bon taux de développement. On remarque que la courbe de croissance évolue au même rythme pour les deux plants, la différence réside dans les phases stationnaires qui sont plus longues pour le témoin. Mais c'est loin d'être un caractère distinctif en faveur du plant N°2. Les phases stationnaires sont dues à la physiologie de l'individu (croissance rythmique) (figure n° 5.10).

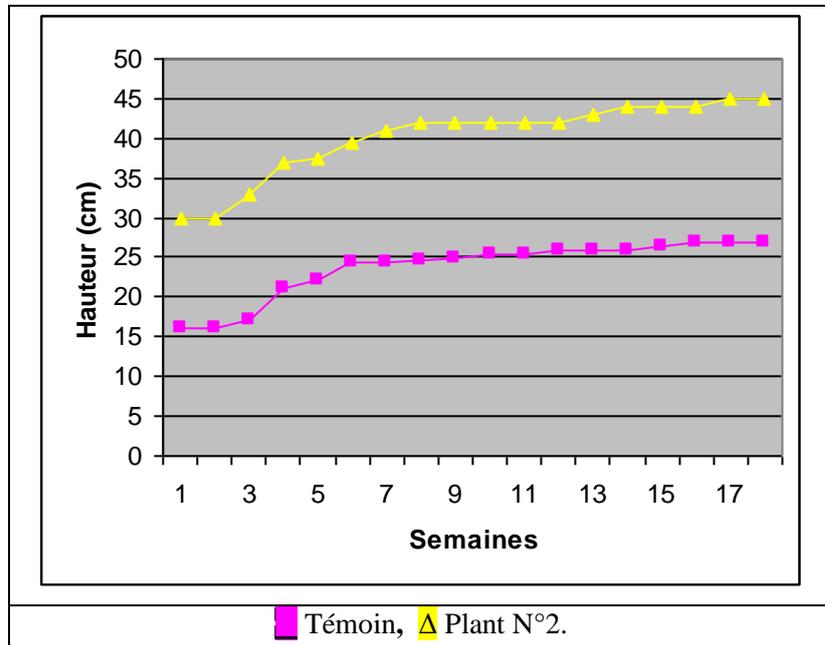


Figure N°5.10 : Comparaison entre la croissance du plant 2 avec le témoin.

#### **5.4. Résultats du semis direct :**

**5.4.1. Résultats du premier essai :** Le premier essai sous serre se caractérise par l'infestation d'escargots qui ont ravagé toutes les plantules. Un seul plant sur quatorze a seulement réagi.

**5.4.2. Résultats du deuxième essai :** Le deuxième essai n'a pas été meilleur puisque trois plantules sur quatorze ont réagi. L'évolution a été très éphémère et n'a duré que quinze jours avant qu'ils ne fanent entièrement.

### **5.5. Les résultats des mises en cultures sur milieu synthétique :**

Nous avons effectué plus de 400 mises en cultures, entres fragments de racines du *Tamarix articulata*, spores associées aux racines de la même espèce, repiquage de désinfection et contrôle de la mycorhization (tableau n° 5.4), un récapitulatif des résultats obtenus, où on montre le nombre des sub-cultures, la vitesse de croissance, le taux d'infection dans les différents milieux de cultures utilisé.

**Tableau N°5.4 :** Tableau récapitulatif des résultats des mises en cultures sur milieux synthétiques :

Mois	Nombre de subculture	Milieu utilisé	Vitesse de croissance à 25°C			Taux d'infection du milieu (%) (moisissures et bactéries)
			Phase de latence (heures)	Incubation (Heures)	Autolyse (semaines)	
1	55	MA	12	744	2	195
	46	MA	12	744	2	
	40	MA	12	744	2	
	42	MA	12	744	2	
	49	MA	12	744	2	
	40	MA	12	744	2	
7	30	W	24	972	10j	265
	18	N	12	590	1	
	27	W	24	972	10j	
	12	MA	12	744	2	
8	02	N	30	608	1	200
	20	W	56	1004	1	
	27	MA	24	756	2	
	12	N	30	608	1	

**5.5.1. Identification des mycorhizes étudiées :** La première étape à effectuer dans le processus d'identification des mycorhizes étudiées est l'observation sous la loupe binoculaire des racines prélevées, suivie de l'identification des souches cultivées.

### **5.5.1.1. Observation et description des racines prélevées :**

Nous avons effectué des prélèvements et des observations sur des échantillons des 3 stations d'études. Les observations sous la loupe binoculaire à un grossissement (G x 30) et au microscope optique (Gx10, Gx40, Gx60, G x100), nous permettent de distinguer que les jeunes radicelles sont enflées surtout au niveau de leurs extrémités (figure N°5.1.1), de couleurs claire (marron très claire), des filaments translucides traversent et se mêlent au chevelu racinaire (figure N°5.1.2), ces observations concernent les radicelles de la troisième station.

Les échantillons des deux autres stations présentent les mêmes caractéristiques sauf que dans le cas de la première station, les racines présentent également des nodosités bactériennes de couleur marron très foncé.

La planche N°5.1, illustre les observations effectuées au niveau des racines prélevées des stations d'études et ceci sous microscopie optique.

### **5.5.1.2. Identification des souches :**

Nous n'avons pas trouvé dans la littérature scientifique des informations concernant les mycorhizes du genre *Tamarix* L., avec toutes les espèces qu'il peut contenir.

Dès le départ, notre travail était basé sur la possibilité d'existence de champignons mycorhiziens associés à cette plante, ou non..

La mise en culture de fragments de racines de *Tamarix articulata* Vahl, nous a permis dans un premier temps de confirmer l'existence d'une association mycorhizienne pour cette essence, chose qui était déjà quasiment inconnue.

Afin d'identifier les souches mycorhiziennes obtenues, nous avons fait appel aux examens macro et microscopique.

### **Légende de la planche N° 5.1:**

**Figures N° 5.1.1 ; 5.1.2** : Radicelle mycorhizée sous microscopie optique ; H : hyphes entourant l'extrémité de la radicelle ; R : la radicelle. (G x 10).

**Figure N° 5.1.3** : Aspect général des racines mycorhizées, elles présentent les mêmes boursouflures et renflements que les racines indiquées par BOULARD (1968) (chapitre I). (G x 10).

**Figure N° 5.1.4** : racines mycorhizées avec des hyphes apparentes. H : hyphe ; R : radicelle éclaté ; HG : huile de girofle. (G x 40).

**Figure N° 5.1.5** : racine mycorhizée avec les hyphes (G x 100). H : Hyphes pénétrant dans la radicelle, R : Radicelle.

**Figure N° 5.1.6** : on remarque clairement une boursouflure de laquelle émerge un filament d'hyphe. B : boursouflure ; H : hyphe ; R : radicelle. (G x 30).

**Figures N° 5.1.7 ; 5.1.8** : Vue horizontale et verticale respectivement, d'une hyphe qui émerge d'une boursouflure au niveau de la radicelle. H : hyphes ; R : Radicelle ; HG : huile de girofle. (G x 100).

**Figure N° 5.1.9** : Emergence des hyphes de tous les côtés de la racine.

**Figure N° 5.1.10** : Hyphes prélevées du sol au contact étroit des racines.

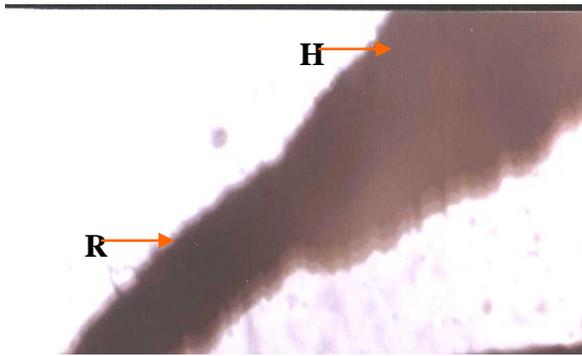


Figure N° 5.1.1

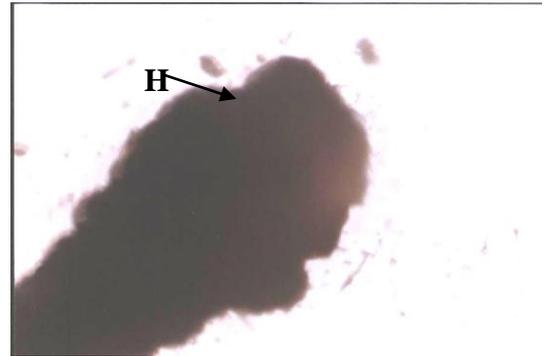


Figure N° 5.1.2



Figure N° 5.1.3

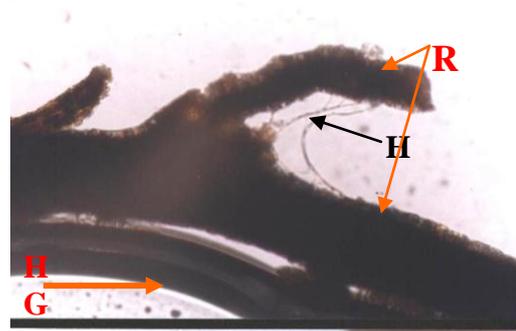


figure N° 5.1.4

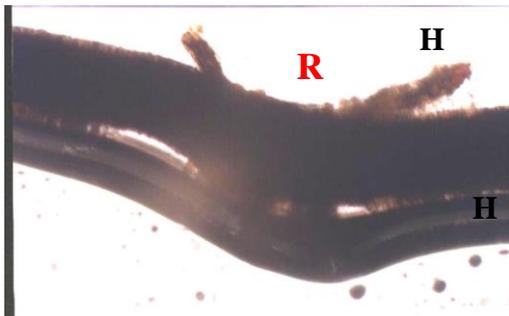


Figure N° 5.1.5

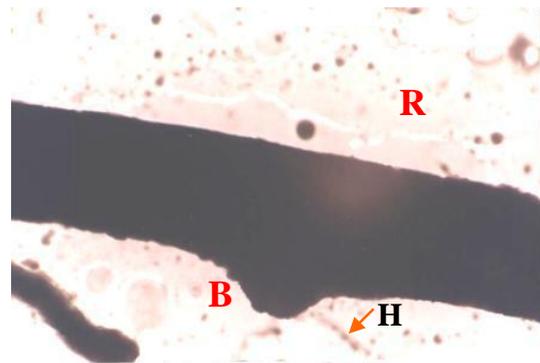


Figure N°5.1.6

Planche N°5.1 : Racines mycorhizées sous microscopie optique

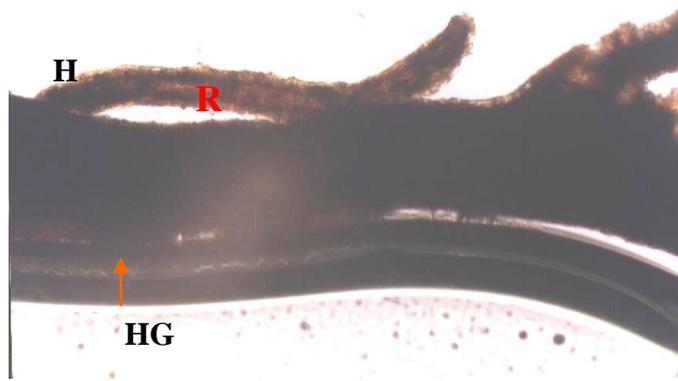


Figure N° 5.1.7

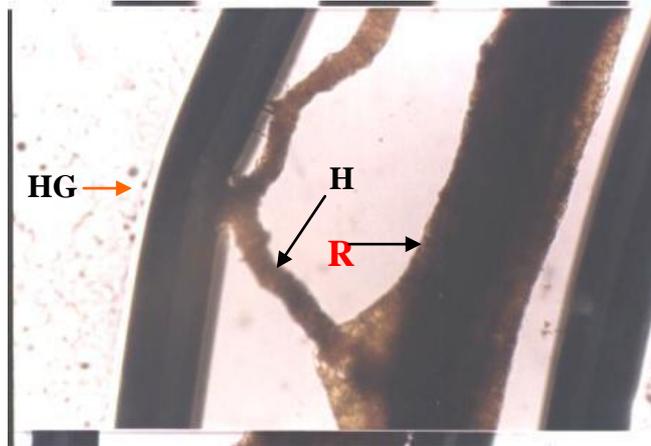


Figure N° 5.1.8



Figure N° 5.1.9

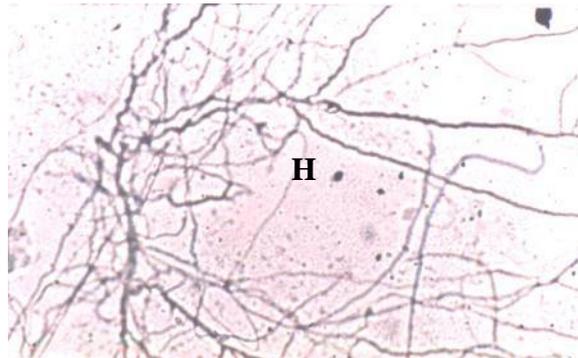
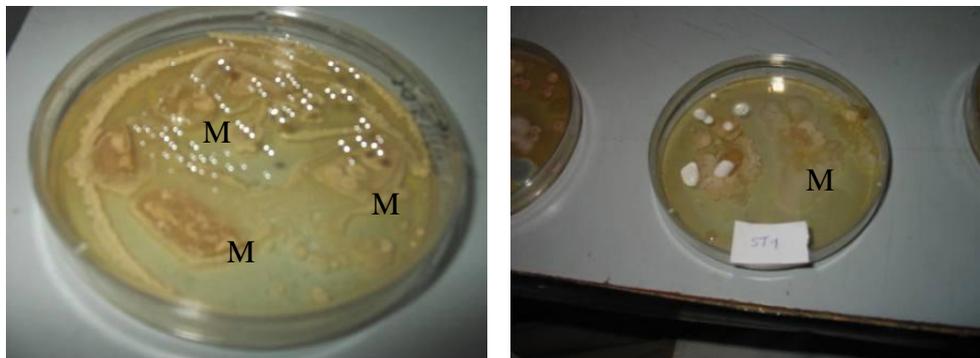


Figure N° 5.1.10

## Planche N°5.1 : Racines mycorhizées sous microscopie optique (suite).

### 5.5.1.2.1. Examen macroscopique : Il concerne essentiellement :

- La couleur de la colonie,
- La taille et l'aspect du mycélium,
- La vitesse de croissance



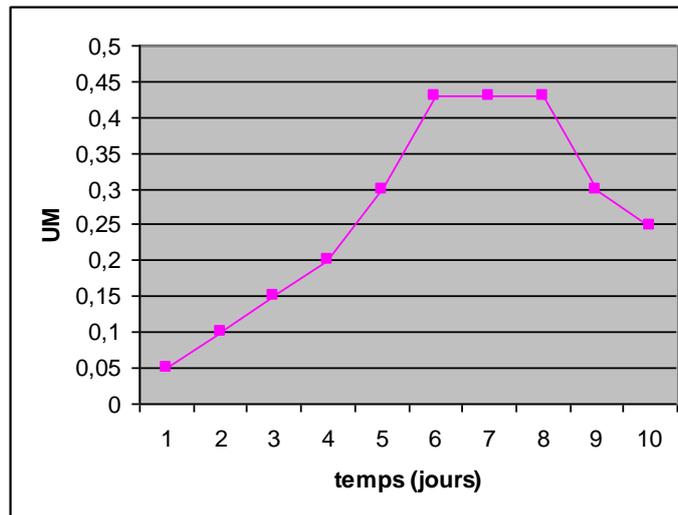
**Figure N°5.11** : Echantillon de mycélium de sub-culture obtenue (stations N°2 et N°1 respectivement). M : mycélium.

➤ **Couleur de la colonie** : La couleur des colonies obtenue dépend du milieu de culture utilisé :

- Le milieu Malt- Agar (figure N° 5.11), nous offre des colonies de couleur beige translucide, rayonnante,
- Le milieu Withner (1959)- modifié, donne des colonies rayonnantes, presque transparentes.
- Le milieu N enrichi nous offre des colonies de couleur foncée par rapport aux deux autres milieux, avec des tâches marron sur les extrémités des hyphes.

➤ **Taille et l'aspect du mycélium** : La taille varie d'une colonie à une autre. Certaines colonies occupent toute la surface de la boîte de Pétri, d'autres ne dépassent pas 2% de la boîte. D'après nos expériences, cela est indépendant du milieu de culture. Nous avons essayés de calculer la masse mycélienne, mais ce n'était pas possible, alors on s'est contenté de la hauteur et du diamètre afin de pouvoir déterminer la cinétique de croissance.

➤ **Vitesse de croissance** : Nous avons déterminé la vitesse de croissance en suivant le développement du mycélium en fonction du temps, ce qui nous a permis de tracer la figure N° 5.12.



**Figure N°5.12:** Vitesse de croissance du mycélium endomycorhizien étudié en fonction du temps.

L'aspect macroscopique nous a permis d'effectuer un premier constat concernant le nombre de genres rencontrés et qui se limite à un seul genre, vue la similitude de tous les échantillons.

**5.5.1.2.2. Examen microscopique :** Cette préparation repose sur un bon choix de l'échantillon à examiner et un montage exact du matériel étudié.

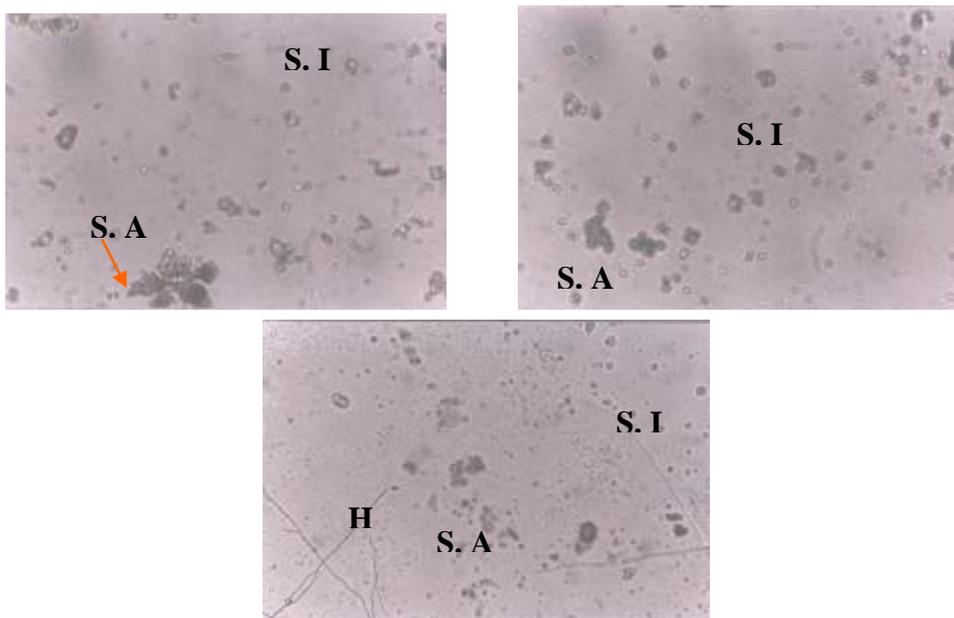
Avant d'effectuer des montages, nous avons procédé à des observations des colonies de la souche étudiée sous la loupe binoculaire, qui nous ont permis de décrire les colonies, comme étant ayant un thalle non septé, regroupé en amas dense autour de la spore ; elle s'étale par la suite pour couvrir une surface d'environ 5 mm<sup>2</sup>. Les hyphes se regroupent sous forme de nid d'abeilles ayant un aspect rayonnant et luisant.

L'Arrêt de croissance survient après une semaine de la mise en culture.

En vieillissant le champignon devient de plus en plus foncé (marron). Les hyphes se détachent les unes des autres, les spores vieillissent à leurs tours et prennent une couleur blanche ayant un aspect de coton disposé sur les hyphes, mais ces spores ne germent pas lors de leur repiquage.

L'observation des montages sous le microscope optique à différents grossissements (10, 40, 60,100), fournit des informations supplémentaires permettant l'identification de notre souche mycorhizienne.

- Les spores apparaissent seules sans sporocarpe, attachées à un ou plusieurs hyphes (figure N°5.2.B) ; elles naissent à la partie terminale des hyphes ou de leurs allongements (occasionnellement de la jonction de l'hyphe avec la spore).
- Au niveau du sol, les spores se retrouvent soit isolées individuellement, soit en agrégat avec les autres spores (figure N° 5.13),
- La paroi de la spore apparaît comme une extension de l'hyphes,
- Le tube germinatif est sous forme de bâtonnet, il émerge de la paroi de la spore comme il peut se manifester de n'importe qu'elle extension hyphale liée à la spore,
- La paroi de la spore continue son extension avec les hyphes allongées (planche 5.2).



**Figure N° 5.13** : Les spores prélevées du sol, observées sous microscopie optique (G x 30).

**SA** : Spores en agrégats ; **SI** : Spores isolées individuellement ; **H** : hyphes prélevée des extrémités des racines.

L'observation de ces détails en comparaison avec les clés d'identifications nous ont permis de déterminer le genre de la souche mycorhizienne étudiée ; il s'agit du genre *Glomus* (TULSANE & TULSANE, 1844).

### **Légende de la planche N° 5.2:**

**Figure N° 5.2.1** : Des spores avec leurs tubes germinatifs provenant de la culture sur milieu Malt-Agar, coloré avec le bleu de méthylène, G:(10x40). **S** : Spore ; **TG** : Tube germinatif.

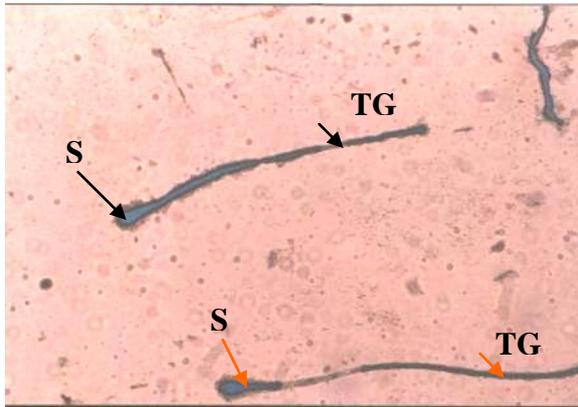
**Figures N° 5.2.2, 5.2.3** : Spores attachées à l'un ou à plusieurs hyphes G (10 x 30).

**5.2.4** : Spores et hyphes. **S** : spore avec le tube germinatif ; **H** : hyphes évoluant G (10 x60).

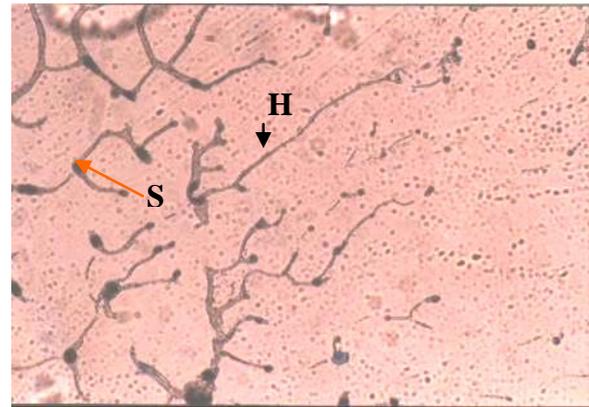
**Figure N° 5.2.5**: Idem. **H** : Hyphes ; **S** : Spores, à l'extrémité des hyphes et d'autres entrain de germé ; **TG** : Tube germinatif ;

**Figure N° 5.2.6** : Mycélium provenant du milieu W, sous coloration avec le bleu de méthylène. **M** : mycélium ; **S** : Spores. G (10 x 40).

**Planche N° 5.2: spores et mycélium sous microscopes binoculaire**



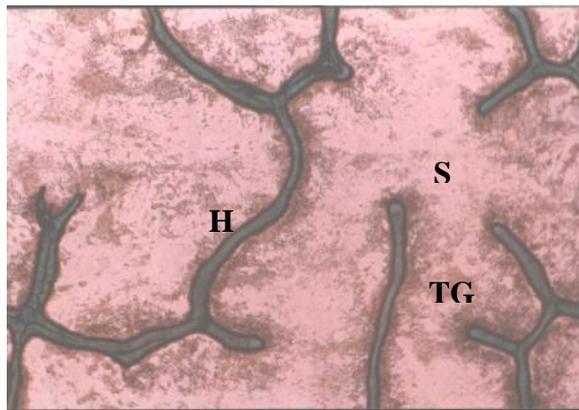
**Figure N° 5.2.1**



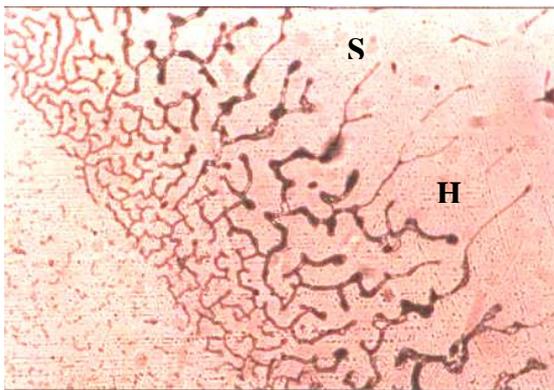
**Figure N° 5.2.2**



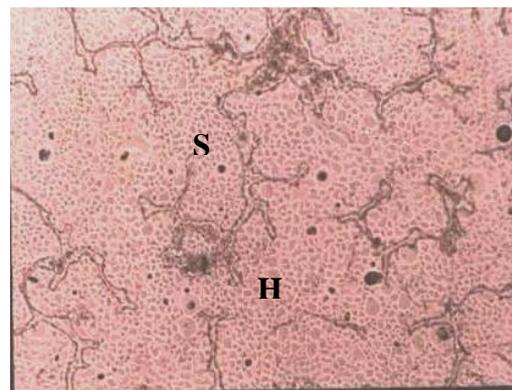
**Figure N° 5.2.3**



**Figure N° 5.2.4**



**Figure N° 5.2.5**



**Figure N° 5.2.6**

**Légende de la planche N° 5.2 (suite):**

**Figure N° 5.2.7** : Extrémité du mycélium, avec une apparente distinction des hyphes.

**Figure N° 5.2.8** : spores avec mycélium et tubes germinatifs

**Figure N° 5.2.9 ; 5.2.10** : Mycélium dans un milieu de culture W, observé sous loupe binoculaire, m : mycélium âgé de 6 semaines ; H : hyphes. G (10x30).

**Figure N° 5.2.11** : mycélium de la souche étudiée dans le milieu Whithner modifier, sous loupe binoculaire. M : mycélium ; ML : milieu de couleur claire presque translucide. G (10 x 30).

**Figure N° 5.2.12** : fragment de mycélium repiqué, donnant une nouvelle colonie mycélienne, ceci sur milieu Malt-Agar. G (10x30).

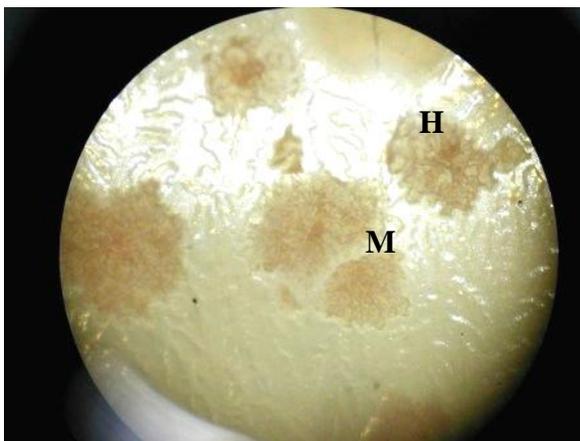
**Planche N° 5.2 (suite): spores et mycélium sous microscopes binoculaire:**



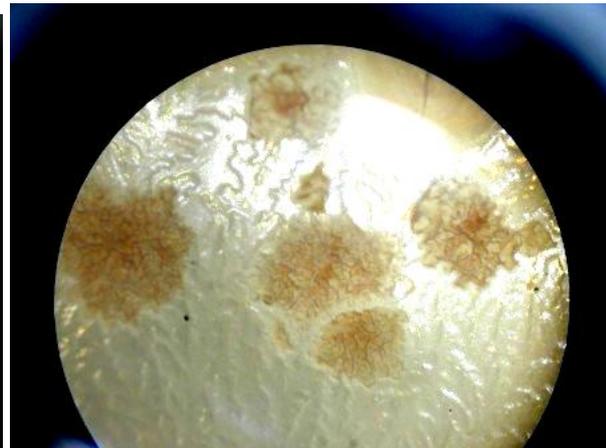
**Figure N° 5.2.7**



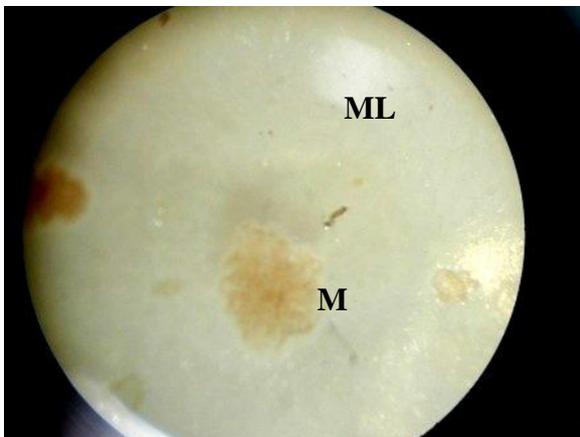
**Figure N° 5.2.8**



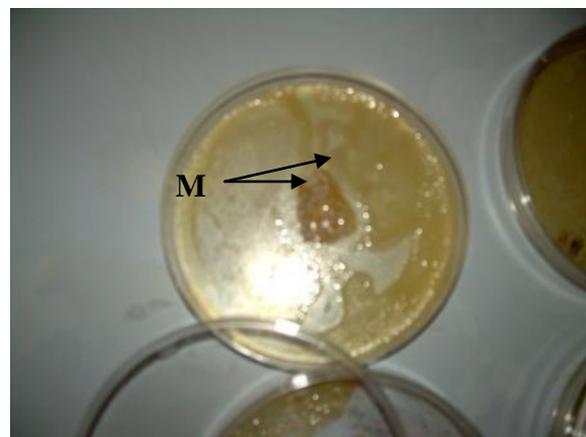
**Figure N° 5.2.9**



**Figure N° 5.2.10**



**Figure N° 5.2.11**



**Figure N° 5.2.12**

### **5.5.1.3. Les différentes phases de croissance dans les différents milieux de cultures :**

Nous avons observé l'évolution du champignon mycorhizien dans les trois milieux de culture, afin de pouvoir déterminer le milieu adéquat pour la culture de cette endomycorhize (tableau n° 5.5).

**Tableau N° 5.5:** Les phases de croissance de la souche mycorhizienne dans les trois milieux de culture étudiée :

M-A : Malt- agrar ; W : Whitner ; N : Nouveau milieu.

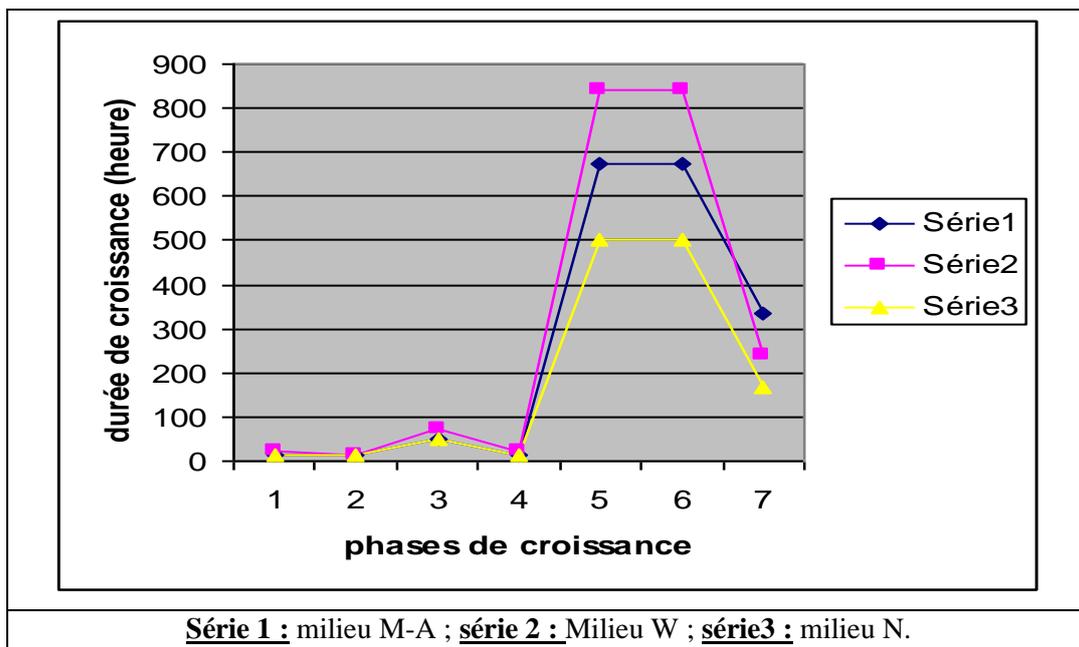
Milieux Phases (heures)	M –A	W	N
De latence	12	24	12
Exponentielle	12	12	12
Linéaire	48	72	50
Décélération	12	24	12
Stationnaire	672	840	504
Autolyse	336	240	168

Une courbe comparative entre les différentes phases sur les trois milieux de culture nous a paru nécessaire et plus expressive.

On note une légère similitude entre les phases de croissance de la souche mycorhizienne. La différence réside dans le passage de la quatrième phase "Décélération" à la phase stationnaire. La phase de décélération est plus longue pour le milieu Whithner-modifié, alors que pour les deux autres milieux, elle est identique (figure n° 5.14).

Alors que pour la phase stationnaire la durée la plus longue est observé chez les individus cultivés sur le milieu Whithner- modifié, suivie du milieu Malt – Agar et le nouveau milieu vient à la dernière position.

Lors du repiquage d'un mycélium, si on lui adjoint un fragment de racine de sa plante hôte dépourvue de mycorhizes, la durée de vie de ce mycélium, est plus longue et cela se manifeste pendant la phase stationnaire.



**Figure N° 5.14 :** Effet des milieux de culture sur la croissance des mycorhizes.

Nous avons également calculé la cinétique de la croissance pour les trois milieux de cultures en plus du taux de croissance d'une hyphes. Les résultats obtenus sont représentés dans le tableau N° 5.6, ceci en prenant comme exemple les colonies ayant les tailles les plus importantes.

**Tableau N° 5.6 :** Comparaison entre les paramètres de croissance en fonction du milieu :

Milieu paramètres	M-A	W	N
$\mu M$	<b>0.43</b>	<b>2.5</b>	<b>0.28</b>
UCH	<b>62.14</b>	<b>875</b>	<b>100</b>

La cinétique de la croissance est égale à la variation de la masse en fonction du temps, quant à l'unité de croissance d'une hyphes elle est équivalente au nombre total des branches divisées par la longueur totale du mycélium.

Concernant la cinétique de croissance, nous avons utilisé la surface au lieu de la masse, qui est une valeur incalculable, vu la taille des colonies et le fait de leur existence sur milieu gélosé, leur diamètre est stable, en fonction de l'épaisseur du milieu de culture. La variation existe dans la forme, qui induit une hauteur et une largeur différente, alors selon chaque forme, nous calculons la surface et nous la comparons par rapport au temps.

L'unité de croissance d'une hyphe varie d'une colonie à une autre, selon la forme et l'âge, on tient compte de la cellule apicale et des deux compartiments sous - apicaux, elle varie entre 9.64 et 43 selon la forme et la taille du mycélium.

Ce ratio augmente de façon exponentielle lors de la germination et se stabilise ensuite pour donner une courbe caractéristique pour une souche donnée quelque soit les conditions environnementales [13]. Cette remarque est confirmée par les trois courbes que nous avons établi pour les trois milieux de cultures (figure N° 5.15).

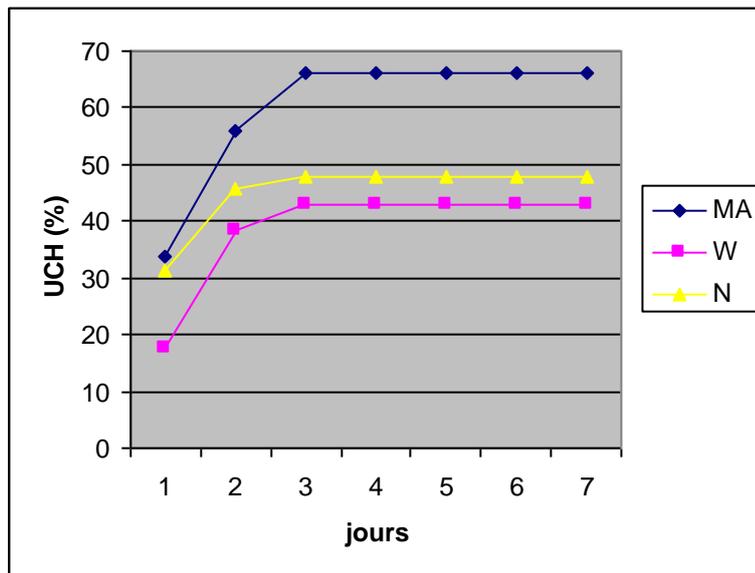


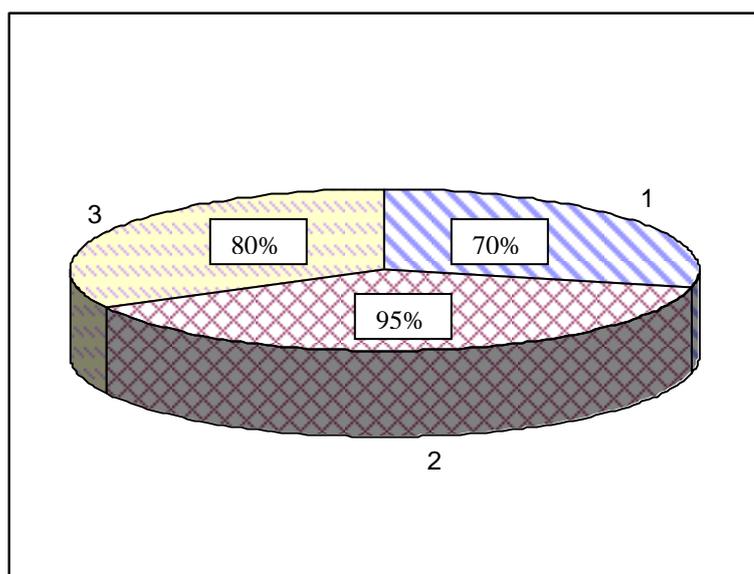
Figure N° : 5.15 : Courbes de l'UCH en fonction des trois milieux de cultures.

#### **5.5.4. Etude du taux de colonisation des racines dans les trois stations :**

**5.5.4.1. Taux de colonisation :** Les échantillons prélevés de la station N° 2 représentent un taux d'infection mycorhizienne plus important que les deux autres stations :

- 70 % des échantillons récoltés de la station N°1 présentent des mycorhizes ;
- 95 % des échantillons récoltés dans la station N°2 présentent des mycorhizes ;
- 80 % des échantillons récoltés dans la station N°3 présentent des mycorhizes ;

La figure N° 5.16 illustre plus clairement cette variation entre les trois stations d'études.



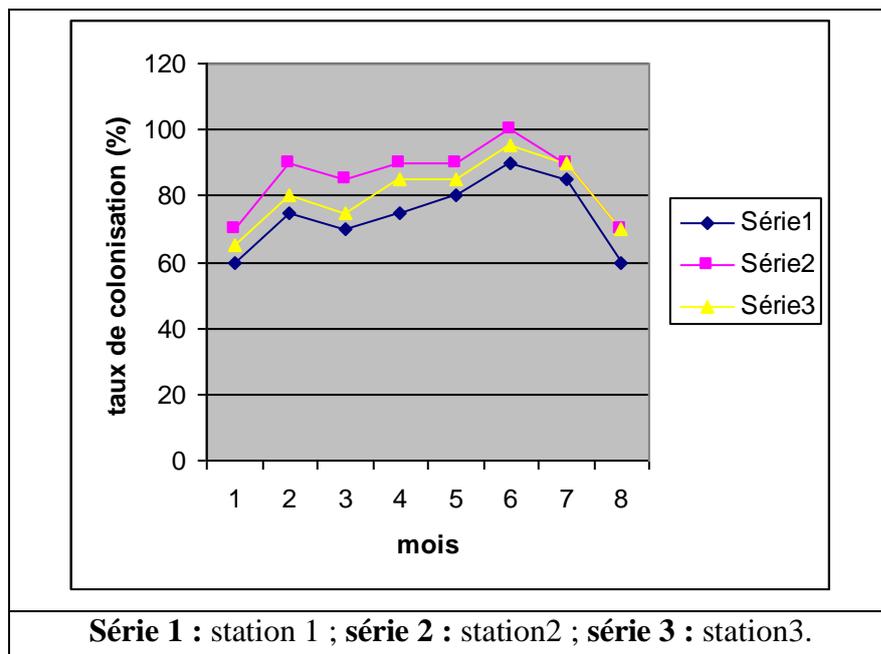
**Figure N°5.16 :** Diagramme représentatif des différents taux de colonisation dans les trois stations d'études.

Nous avons également observé le taux de colonisation des échantillons de racines prélevé en fonction du temps de prélèvement des échantillons, les résultats obtenus figure sur le tableau N° 5.7.

**Tableau N°5.7 :** Taux de colonisation par station en fonction du temps :

Stations Taux de colonisation (%) / mois	Station1	Station2	Station3
Avril	60	70	65
Mai	75	90	80
Juin	70	85	75
Juillet	75	90	85
Août	80	90	85
Septembre	90	100	95
Octobre	85	90	90
Novembre	60	70	70

La figure 5.17 illustre plus clairement la différence entre le taux de colonisation des trois stations, on remarque que la station N° 2 présente toujours le taux de colonisation le plus élevé, il a même atteint 100%, le mois de septembre, ce qui est tout a fait logique parce que comme le précise la littérature scientifique (Chapitre I), les endomycorhizes sont dans leurs expansion à la fin du mois d'Août et le mois de septembre.



**Figure N° 5.17 :** Comparaison entre le taux d'infection dans les trois stations en fonction du temps.

**5.5.4.2. Colonies pures obtenus :** Au fur et à mesure de notre travail nous avons calculé le nombre de colonies mycéliennes pures de toute infection bactérienne et de moisissures, les résultats obtenus figurent sur le tableau 5.8.

**Tableau N° 5.8:** Nombres de colonies mycéliennes pures obtenues par station et par mois :

stations mois	Station 1	Station 2	Station 3
1	21	20	21
2	33	27	27
3	20	25	22
4	21	20	18
5	19	22	17
6	30	34	42
7	20	28	18
8	15	20	16
<b>totale</b>	<b>179</b>	<b>196</b>	<b>181</b>

Nous avons constaté que les colonies étaient pures, sans aucune attaque de moisissures ou de colonies bactériennes lorsque le repiquage des mycorhizes s'effectue dans la même journée que l'échantillonnage.

Si on décale le repiquage d'une journée, les résultats obtenus présenteront un taux considérable de moisissures et de bactéries.

## 5.6. Analyse statistique des résultats :

### Introduction :

Dans notre analyse et dans un premier temps, nous avons effectué une analyse statistique préliminaire, sur les différentes expériences effectuées, dans la-quelle nous avons présenté les séries observées sous forme de tableaux ou de graphiques, en plus du calcul des paramètres de position et de dispersion. Dans un deuxième temps, nous avons établi des matrices de corrélation pour quelques facteurs jugés importants dans cette recherche, ceci par le logiciel STATISTICA, version 6.0.

### 5.6.1 Expériences du bouturage :

Nous avons considéré les boutures réussies comme étant des individus et l'angle de divergence mesuré pour chacun comme étant les caractères étudiés. Pour ces données nous avons calculé la moyenne arithmétique, la variance résiduelle, et le coefficient de variation. Afin d'effectuer par la suite une comparaison des moyennes des deux essais en question (tableaux n° 5.9 et 5.10).

**Tableau N°5.9 :** analyse de la variance pour le premier essai.

Individus Essai I	Caractères (1) Divergence	Caractère (2) Nombres de feuilles
1	2.5	2
2	0.2	5
3	0.5	2
T1	1	2
T2	5	2
N = 5	$\sum X = 9.2$	$\sum X = 13$
<b>Moyenne arithmétique</b>	1.84	2.6
<b>La variance résiduelle</b>	2.16	0.46
<b>Coefficient de variation S/ X'</b>	1.17	0.17

**Tableau N° 5.10 :** analyse de la variance pour le troisième essai de bouturage

Individus Essai II	Caractère1 (divergence)	Caractère2 (feuilles)
1	0.2	5
2	0.09	11
3	0.57	7
4	0.4	5
7	0.07	8
9	0.125	5
T	0.2	14
N= 7	$\sum X = 1.665$	$\sum X = 55$
<b>Moyenne arithmétique</b>	0.23	7.85
<b>La variance résiduelle</b>	0.13	0.45
<b>Coefficient de variation S/ X'</b>	0.56	0.05

### 5.6.1.1. Comparaison des moyennes des deux essais par la méthode de la ppds :

Nous avons calculé le  $t_0$  de Student à 95% pour la moyenne du premier caractère (divergence), et on l'a comparé par la suite à  $t_{\text{théorique}}$  sur la table de Student.

La valeur de  $t_0$  est non significatif, au seuil de signification  $\alpha = 0.05$ .

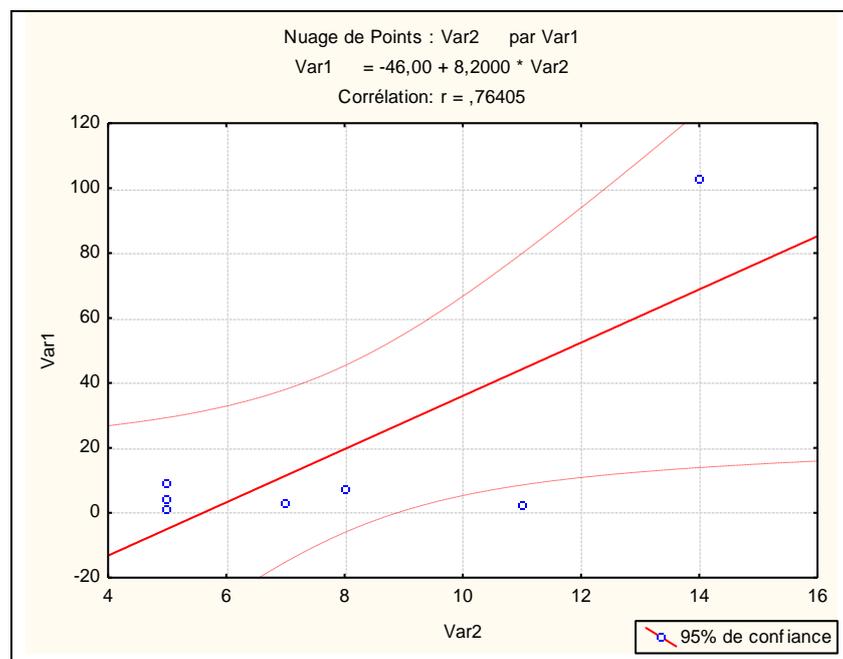
Le calcul du  $t$  de Student pour les deux moyennes du deuxième caractère (nombre de feuilles obtenues) nous a permis d'obtenir un résultat significatif au seuil de signification  $\alpha = 0.05$  (tableau n° 5.11).

**Tableau N°5.11 :** Test de Student pour les essais de bouturage :

Paramètres	$t_0$	$t_{\text{théorique}}$
La divergence	0.21	1.81
Le nombre de feuilles	7.87	1.81

### 5.6.1.2. Matrice de corrélation :

a- Nous avons complété notre analyse par un calcul du coefficient de corrélation du deuxième caractère pour le troisième essai (celui qui présente plus de données), afin de vérifier nos résultats,  $r = 0.76405$ . Nous avons comparé les coefficients de corrélation théorique et observé. On a aboutit à un  $r_{\text{observé}}$  supérieur au  $r_{\text{théorique}}$  ( $r_{\text{obs}} > r_{\text{th}}$ ) confirmant que les résultats de l'expérience sont positifs.



**Figure N°5.18:** Corrélation entre le nombre de feuilles obtenues et les boutures réussit dans le deuxième essai.

On constate sur le graphe de la figure 5.18, que les valeurs obtenues figurent à l'intérieur de l'intervalle sauf pour le plant N° 2 qui est à l'extérieur de l'intervalle.

Les valeurs identiques sont superposées.

b- L'analyse statistique pour le premier essai a révélé un résultat non significatif par des coefficients de corrélation faible et des probabilités d'erreurs élevées.

### **5.6.2. Expérience de la mycorhization contrôlée :**

#### **5.6.2.1. Analyse de la variance :**

Dans cette expérience nous disposons d'une série statistique bivariée  $\{(x_1; y_1), (x_2, y_2), \dots, (x_n, y_n)\}$ , résultant de l'observation simultanée de deux variables x (variations de hauteur) et y (la biomasse) auprès de N individus (les plants testés) (tableau n°5.12).

**Tableau N°5.12 :** Tableau de l'analyse de la variance pour le deuxième essai de la mycorhization contrôlée:

caractères individus	<b>Croissance (Xi)</b>	<b>Poids (yi)</b>	<b>xi-x'</b>	<b>Yi-y'</b>	<b>(xi-x')<sup>2</sup></b>	<b>(Yi-y')<sup>2</sup></b>	<b>(xi-x') (yi-y')</b>
1	10.2	2.19	3.13	0.29	3.53	0.0841	0.29
2	15	2.12	7.93	0.22	62.88	0.0448	3.01
3	1	1.17	-6.07	-0.73	36.84	4.011	147.78
4	08	3.01	+0.93	1.11	0.86	1.21	1.04
5	10	1.95	2.93	0.05	8.58	0.0025	0.02
6	01	0.72	-6.07	-0.18	36.84	0.0324	1.25
7	02	0.83	-5.07	-1.07	25.70	1.14	29.29
8	01	0.93	-6.07	-0.97	36.84	0.94	34.6
9	11.5	2.152	4.43	0.612	19.62	0.37	7.25
10	11	3.68	-3.14	1.96	3.42	3.84	37.86
N = 10	70.7	19.112					
variances	X' = 7.07	Y' = 1.91	0	0	235.11	11.688	262.39

Ce tableau va nous servir à calculer le coefficient de variation r, avec :

$$r = S_{xy} / S_x S_y$$

$$r = 0.666$$

Les analyses statistiques effectués par le logiciel STATISCA 6.0 nous permettent de vérifier la validité de ces calculs.

### 5.6.2.2. La comparaison entre valeurs prévues et valeurs obtenues :

Nous nous sommes intéressé à comparer les résultats prévus avec ceux que nous avons obtenu pour les deux paramètres hauteur et poids. Le coefficient de corrélation que nous avons obtenu est de  $r = 0.76641$ , si l'échantillon est petit, le coefficient  $r$  doit être relativement élevé et se rapprocher le plus de 1 pour pouvoir rejeter l'hypothèse négative  $H_0$  [148].

De plus, nous comparons le  $r$  obtenu avec le  $r$  théorique sur la table des quantiles de  $r_{v;\alpha}$  de  $r$ , on a :  $r_{v;\alpha} = 0.6319$ .

Donc  $r_{\text{observé}} > r_{v;\alpha}$ , ce qui signifie selon DROESBEKE (1988), qu'il existe une corrélation positive.

À l'exception de deux valeurs, toutes les autres font partie de l'intervalle de confiance des valeurs prévues (figure n° 5.21).

Ce qui donne un appui supplémentaire sur la validité de nos résultats.

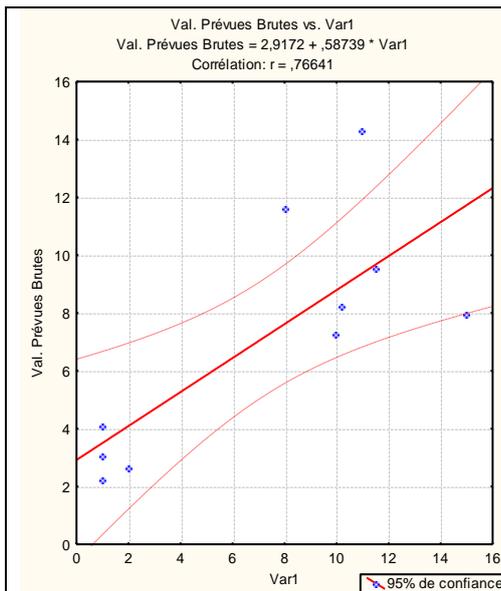


Figure N°5.21 : Valeur prévu pour la hauteur

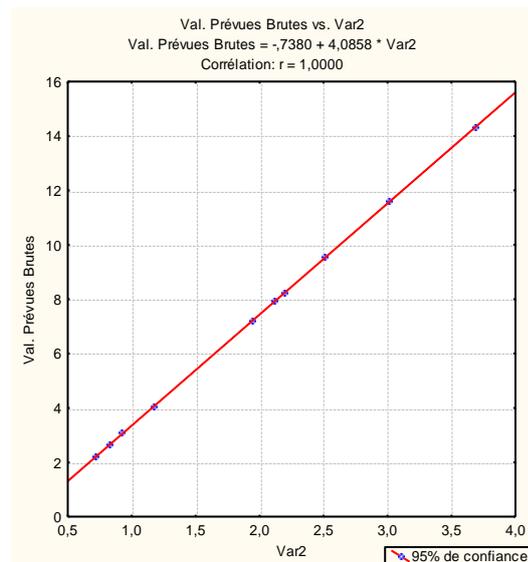


Figure N°5.22 : valeur prévu brut pour le poids

la comparaison entre les valeurs prévues et celles obtenues pour le paramètre poids, nous permet de constater que le coefficient de corrélation  $r = 1.000$ , ceci signifie que les moyennes des deux variables étudiés sont égales [149] (figure n° 5.22).

Les deux moyennes similaires nous suggèrent que les valeurs prévues pour le paramètre biomasse sont égales à celles des résultats obtenus.

### **5.6.3. Influence des facteurs abiotiques sur la colonisation des racines par la souche mycorhizienne étudiée :**

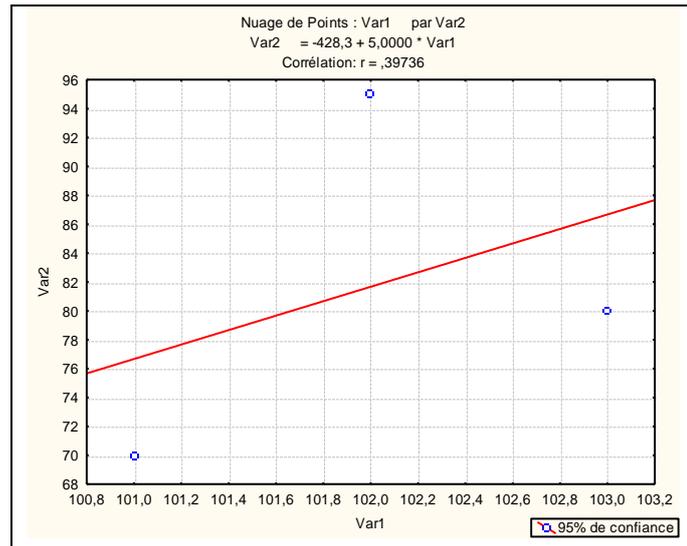
Nous avons testé l'influence des paramètres du sol sur la variation du taux de colonisation par station.

#### **5.6.3.1 influence du pH du sol :**

Nous avons analysé la corrélation entre le pH et la colonisation racinaire dans les trois stations (figures N°5.23). Nous avons un coefficient de corrélation de l'ordre de  $r = 0.39736$  à un intervalle de confiance de 95%.

Nous comparons le  $r$  observé avec le  $r$  théorique, on distingue que le  $r_{\text{observé}}$  est inférieur au  $r_{\text{théorique}}$  expliquant ainsi qu'il n'y pas de corrélation entre les deux paramètres étudiés.

Le taux d'infection endomycorhizienne des racines est indépendant du pH du sol.



**Figure N°5.23 :** Corrélation entre le taux d'infection et le pH dans les trois stations d'études.

#### **5.6.3.2. Influence de la CE du sol :**

Nous avons étudié le taux d'infection par racine en fonction de la conductivité électrique par station.

On constate d'après la figure N° 5.24; une corrélation positive avec un coefficient de corrélation  $r = 0.8746$  et une probabilité de  $p = 0.3222$ .

Dans ce cas, la comparaison entre les coefficients de corrélation observé et théorique indique que le  $r_{\text{observé}}$  est supérieur au  $r_{\text{théorique}}$ , donc on conclue une corrélation positive entre la conductivité électrique du sol et le taux d'infection des racines (figure n° 5.24).

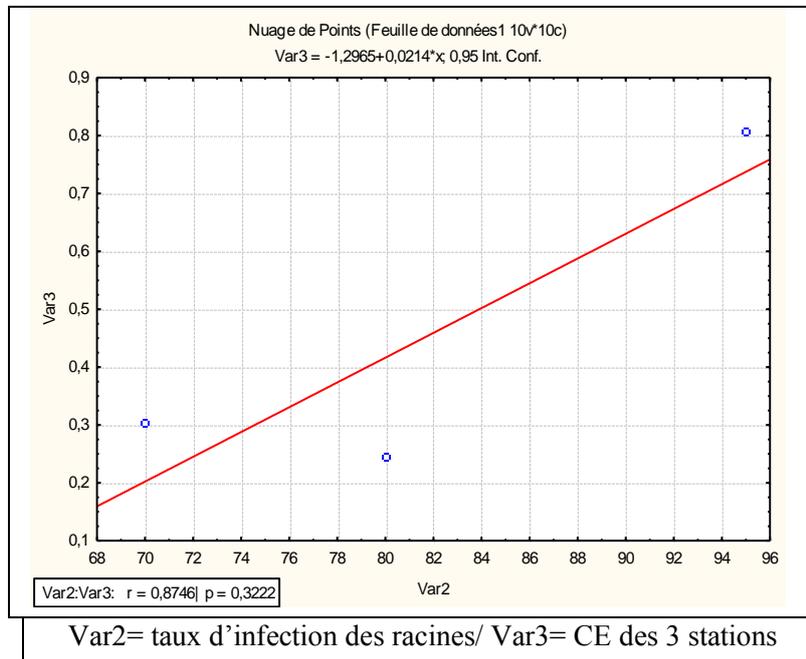
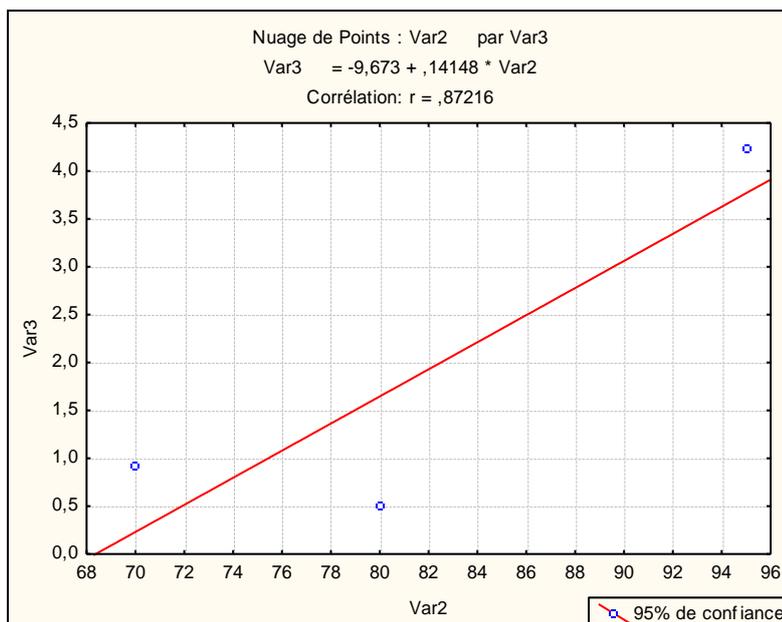


Figure N°5.24 : Corrélation entre le taux d'infection et la CE dans les trois stations d'études.

### **5.6.3.3. Influence de la MO:**

Nous supposons que la différence de teneur en matière organique obtenue lors de l'analyse pédologique peut avoir une influence sur la diversification du taux de colonisation dans les trois stations.



**Figure N°5.25 :** Corrélation entre MO et le taux d'Infection par station

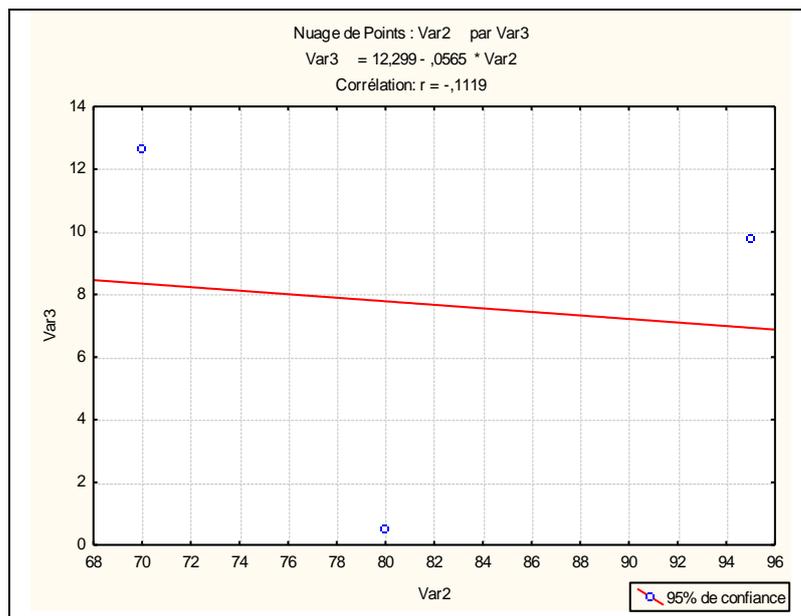
Nous avons une corrélation positive entre la matière organique et le taux d'infection, avec un coefficient de corrélation  $r = 0.87216$ , ceci à un intervalle de confiance de 95% (figure n° 5.25).

Nous comparons les deux coefficients de corrélations observé et théorique, on constate que le  $r_{\text{observé}}$  est supérieur au  $r_{\text{théorique}}$ , impliquant une corrélation positive entre la richesse du sol en matière organique et le taux d'infection endomycorhizienne des racines.

#### **5.6.3.4. Influence de l'humidité du sol :**

Nous avons jugé le paramètre humidité du sol intéressant, d'après les données bibliographiques (chapitre I), et on a cherché à savoir s'il peut influencer ou non la différence du taux d'infection.

On remarque sur la figure N°5.26, un coefficient de corrélation  $r = 0.1119$  ceci pour un intervalle de confiance de 95% (figure n° 5.26). Indiquant une corrélation négative entre les deux paramètres testés, donc il n'y a pas une influence de l'humidité du sol sur le taux de colonisation mycorhizienne.



**Figure N°5.26** : Corrélation entre le taux d'infection et l'humidité du sol dans les trois stations.

## CHAPITRE 6

### DISCUSSION

#### **6.1. Le bouturage :**

Pour expliquer les phénomènes d'échecs et de réussite des trois essais de l'expérience de bouturage, il est impératif de parler de la phyllotaxie, du méristème caulinaire et de la rhizogenèse.

La phyllotaxie a fait l'objet de nombreuses controverses et il a été imaginé de nombreux systèmes pour définir la disposition des feuilles sur une tige et éventuellement pour expliquer le mode de fonctionnement du méristème [150].

Chez certains cryptogames vasculaires, le jeune méristème indéterminé peut évoluer en méristème de tige ou en méristème de racine.

Le méristème de tige et les méristèmes de racines des Angiospermes, présentent une structure et un fonctionnement extrêmement différent.

Cependant, certains botanistes, tels que EMBERGER (1960), qui pensent que les deux sortes d'axes (caulinaires et racinaires) ont eu une origine commune au cours de la phylogénie et ne présentent pas de différence réellement fondamentale.

Les méristèmes végétatifs mettent en place des ébauches foliaires selon la phyllotaxie de l'espèce, c'est à partir de là qu'on peut expliquer la différence observée entre l'angle de divergence calculé pour les boutures obtenues.

Lorsque la distance au centre s'accroît considérablement à chaque plastochrone, toutes les hélices s'écartent rapidement, le méristème est alors allongé et produit un faible nombre d'hélices [150].

Ces explications confirment les résultats statistiques que nous avons obtenu, l'angle de divergence est totalement indépendant de la mycorhization des plantes, c'est un

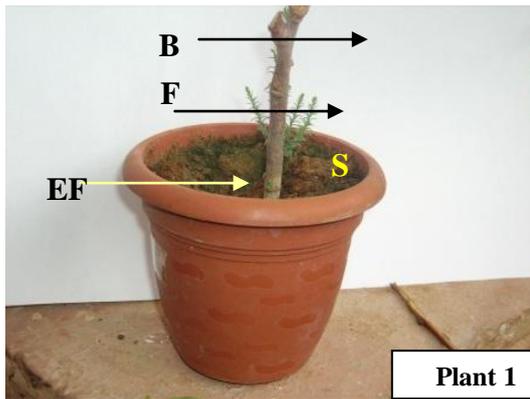
phénomène dépendant de la variabilité inter et intra-spécifique et des mécanismes internes du végétal.

Par contre, l'analyse statistique a révélé, pour le nombre des feuilles, un test de Student significatif, impliquant que le phénomène de mise en place des ébauches foliaires par les méristèmes végétatifs est lié à la mycorhization.

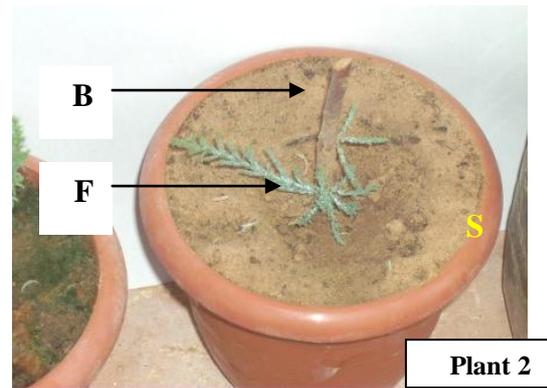
Nos résultats s'ajoutent à ceux de plusieurs auteurs dont PLENCHETTE *et al.*, (2000), qui ont obtenu dans une expérience de mycorhization sur le Mill (*Penisetum glaucum*) une importante proportion de feuilles vertes à la fin de leur expérience, indiquant l'effet de la mycorhization sur la montaison.

Les ébauches foliaires émerge de différents endroits sur les, généralement ceci commence à la base de la bouture (planches 6.1 et 6.2).

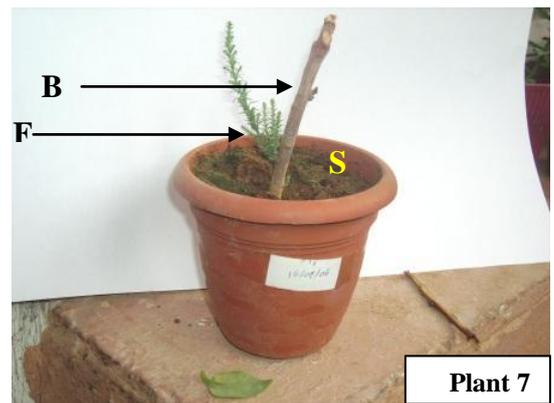
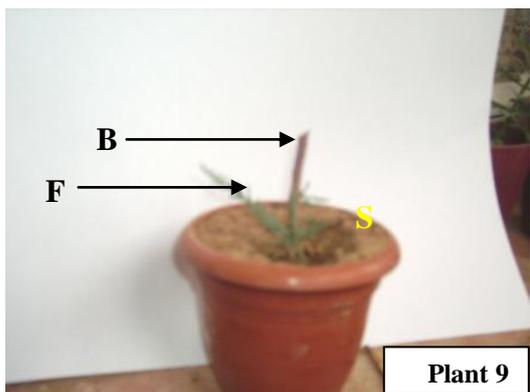
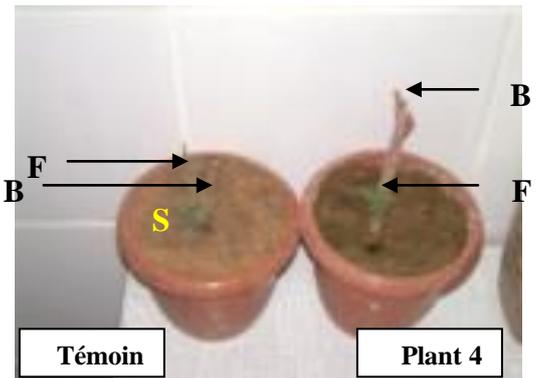
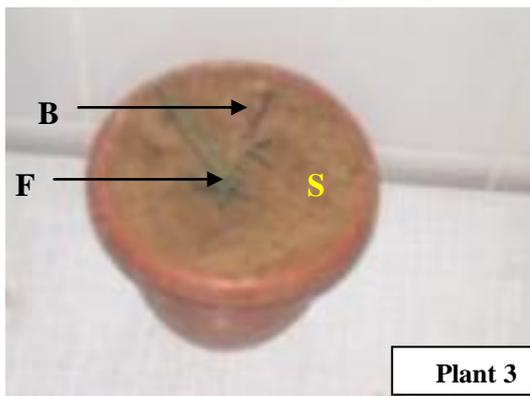
**Planche N°6.1 : Les boutures montrant des ébauches foliaires dans l'essai n°3.**



**Figure N° 6.1.1.**



**Figure N° 6.1.2.**



**Légende de la planche N° 6.1 :**

**F** : Feuilles ;

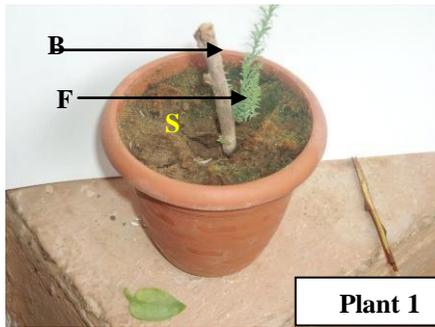
**B** : Bouture ;

**EF** : ébauche foliaire (visible à la loupe).

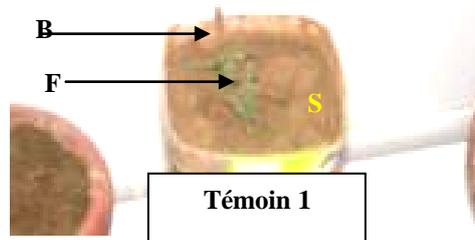
**S** : Substrat Mycorhizé.

**SS** : Substrat stérile.

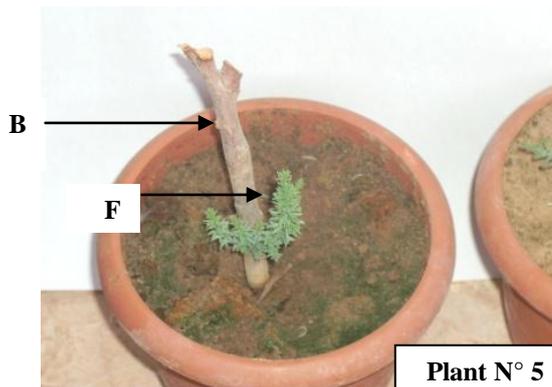
**Planche N°6.2 : Les boutures montrant des ébauches foliaires dans l'essai n°1.**



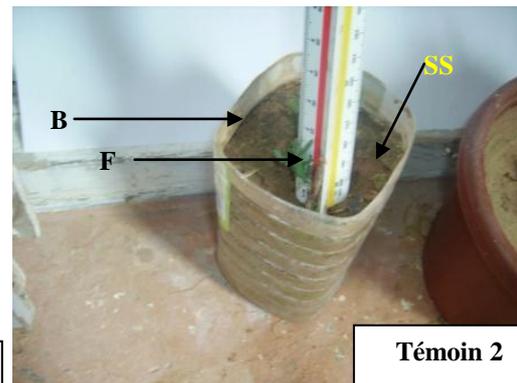
**Figure N° 6.2.1.**



**Figure N° 6.2.2.**



**Figure N° 6.2.3.**



**Figure N° 6.2.4.**



**Figure N° 6.2.5**

**Légende de la planche 6.2 :**

- F** : Feuilles ;
- B** : Bouture ;
- EF** : ébauche foliaire (visible à la loupe).
- S** : Substrat Mycorrhizé.
- SS** : Substrat stérile.

Lorsqu'on s'intéresse à la rhizogenèse des boutures, on se réfère aux données de MARGARA (1984), qui explique l'existence de trois éléments composant un "complexe rhizocalinique".

Les facteurs en question sont:

- Un facteur inconnu mobile synthétisé dans les feuilles à la lumière et migrant d'une manière polarisée.
- L'auxine,
- Un facteur cellulaire existant seulement dans certaines cellules et réalisant la fixation et la combinaison des deux premiers.

Ces substances font qu'il y a un résultat différent lors du bouturage, en plus des différentes dimensions entre les boutures et les substances phénoliques.

Lors du premier et du troisième essai, ces composés étaient fonctionnels chez les boutures présentant des observations positives. Tandis que lors du deuxième essai ces composés qui circulent avec la sève avaient un fonctionnement réduit à cause des fortes chaleurs de la saison estivale.

Nous pouvons déduire que les bourgeons du *Tamarix* sont stimulateurs au printemps et en automne et inhibiteurs en hiver et en été.

Nous avons également, testé l'effet de la fertilisation sur la réussite du bouturage : 80% des boutures présentant des résultats positifs sont fertirriguées.

La vérification de la mycorhization pour les boutures fertirriguées a présenté un résultat négatif ; absence de mycorhizes au niveau des racines.

Mêmes observations que celles de PLENCHETTE et *al.*, (2000), ces derniers attribuent l'échec de mycorhization dans leur cas au fait que la souche mycorhizienne qu'ils ont utilisé était exotique.

Dans notre cas nous pouvons attribuer cet échec aux doses élevées de nutriments. Or il a été démontré à plusieurs reprises que la mycorhization est plus efficace lorsque le substrat est pauvre en éléments nutritifs, notamment en Phosphore. Lorsque la plante souffre d'une carence en P, il y a une exsudation radiculaire accrue de sucre réducteur et

d'acides aminés. Cette exsudation correspond à une perméabilité membranaire des plantes carencées en P [89, 153, 154, 155].

GRAHAM (1981) ; ARNIJEE et *al.*, (1989 ; 1993 ), ont proposé que cette quantité accrue de métabolites favorise la germination et l'établissement des phases de pré- et de post- infection des champignons.

Lorsque les besoins nutritionnels de la plante sont comblés, l'exsudation plus faible ne permet pas au champignon d'exécuter les premières étapes de la colonisation [54, 89, 96, 156].

De plus, l'action de sels due à la fertirrigation a pu causer une augmentation de la salinité du substrat, car on a observé des croûtes de sels à la surface du sol des plants fertirrigués. Cette salinité peut provoquer un déclin de la production de spores et de la colonisation des champignons endomycorhiziens [89].

Nous concluons qu'il est déconseillé de fertirriguer lorsqu'on cherche à mycorhizer.

## **6.2. La mycorhization contrôlée :**

Il est impératif d'effectuer une évaluation de la mycorhization contrôlée, que ce soit en pépinière ou sur le terrain [83, 84].

Pour le deuxième essai de mycorhization contrôlé, nous avons évalués le potentiel mycorhizien par la méthode citée par certains auteurs entre autre : GERMANI et *al.*, (1981), CHEVALIER (1985), BERGERON (1998), DEZIELE (2000) et DALPE (2001), qui citent les mesures de biomasse et le contrôle de la maturation comme l'une des méthodes efficaces pour vérifier s'il y'a eu colonisation ou pas.

Lorsque la mycorhization intervient dans l'organisme d'un plant qui ne l'était pas, toute sa physiologie se trouve troublée, (figure N°6.1). La cellule qui s'auto suffisait, aura d'autre fonction à effectuer : elle doit produire plus de glucose, de fructose et de mannitol afin que la cellule du champignon puisse se les procurer.

On peut expliquer cette liaison par l'approche systémique (figure n° 6.1), qui est un concept central de la systémique d'organisation ou "les être vivants sont des systèmes

éminemment organisés, aussi bien vers l'intérieur (jusqu'au niveau moléculaire), que vers l'extérieur'' [157].

Selon DE-ROSNAY (1975), "un système est un ensemble d'éléments en interaction dynamique, organisé en fonction d'un but, celui de "maintenir ses équilibres et de permettre le développement de la vie".

C'est le cas du phénomène de la mycorhization qui s'établit entre la cellule de la plante hôte et la cellule du champignon, formant un ensemble équilibré tant que tous les échanges habituels s'effectuent.

D'ailleurs, LANIER (1975), explique que cet équilibre est un, "équilibre interne stable ou définitif : de longue durée permettant la vie des deux organismes".

Le système se verra déstabilisé si l'un ou l'autre élément subit un désagrément, si on cultive la plante dans un milieu stérile sans l'existence de son symbiote obligatoire, la plante se verra déséquilibré et ne croîtra pas autant que lors des conditions de son existence.

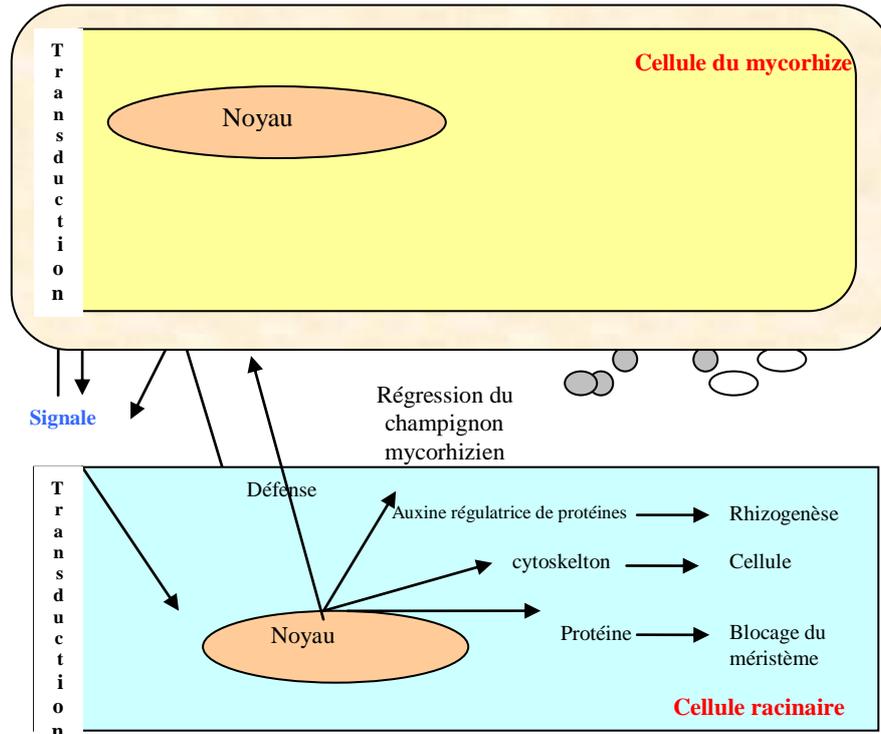
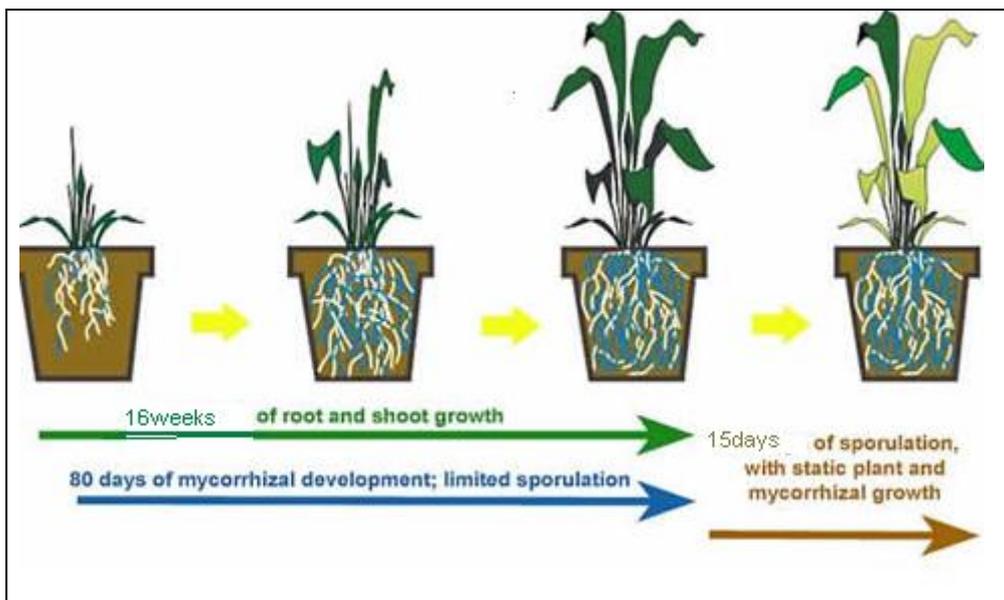


Figure N° 6.1: Relation qui survient lors de l'introduction du mycorhize dans la plante (TAGU, 1995).

Nous avons schématisés les étapes de colonisation endomycorhiziennes des racines des plants mycorhizés, durant la période d'essai (figure 6.2).

Les plants initiaux possèdent un léger chevelu racinaire, qui se condense au fur et à mesure que les plantes se développent et elles arrivent à un stade où la partie aérienne se développe plus lentement que les racines. D'ailleurs elles peuvent s'arrêter complètement de se développer (état stationnaire) tandis que les hyphes continuent toujours leur évolution. Le témoin de son côté évolue normalement et avec la même vitesse que les plants mycorhizés.



**Figure N°6.2** : Illustration schématique de l'évolution de la mycorhization au cours de l'expérience (INVAM, 2005 modifié).

Lors de la vérification de la mycorhization au laboratoire (repiquage des racines dans les milieux de culture), on a observé la présence de la souche mycorhizienne à travers les différents niveaux du système racinaire.

Nous avons obtenu une mycorhization généralisée suite à la répartition, des différents inoculums utilisés, de manière homogène au substrat de culture, tel que là développé CHEVALIER (1985) et BOUTEKRABT (1991).

Pour conclure cette expérience, on peut se référer à ARGILLIER et *al.*, (1995), qui expliquent que les premiers résultats obtenus en boisements expérimentaux sur la mycorhization contrôlée, soulignent d'ores et déjà l'intérêt d'utiliser cette technique pour améliorer l'adaptation des arbres aux fortes contraintes du milieu. Ils précisent que les bons résultats sont obtenus sur des «zones particulièrement difficiles», en plus du fait que la

mycorhization dépend des conditions du milieu et de l'identité des deux partenaires de la symbiose [33].

Les conditions expérimentales que nous avons fournies à nos plants sont des conditions d'un milieu semi-naturel, aboutissant à un bon développement du témoin, masquant un peu l'effet de la mycorhization sur les autres plants (planche n° 6.3 et 6.4).

### **6.3. Expérience du semis direct :**

Malgré le fait que les graines étaient fraîchement cueillies et que nous avons respecté la méthode de semis, en plus des bonnes conditions offertes aux semis, nous n'avons pas obtenu des résultats satisfaisants.

Seules quelques graines ont germé pour les deux essais, mais elles n'ont pas survécu.

On peut attribuer cet échec au substrat qui n'a pas convenu aux graines.

C'est le seul paramètre qui nous paraît douteux, parce que les conditions climatiques et l'arrosage étaient favorables pour avoir une bonne germination.

### **Légende de la planche N° 6.3 :**

On constate sur les figures, le bon développement des boutures.

**Figure N° 6.3.1 :** L'évolution des deux plants 1 et 2, une hauteur intéressante et une évolution en largeur différenciée par rapport au témoin dans la figure 6.3.2.

**Figure N° 6.3.2 :** Le témoin présente un développement normal par rapport aux autres plants, évolution beaucoup plus en hauteur par rapport à la largeur qui est réduite.

**Figure N° 6.3.3 :** Comparaison entre le plant N° 4 et le témoin. Malgré la hauteur, presque identique, le feuillage est plus dense chez le plant mycorhizé, d'ailleurs tous les plants mycorhizés présentent un feuillage plus dense que le témoin.

**Figure N° 6.3.6 :** Plant N°6 jaune et flétri, et qui n'a pas cessé de se détériorer au cours de l'expérience.

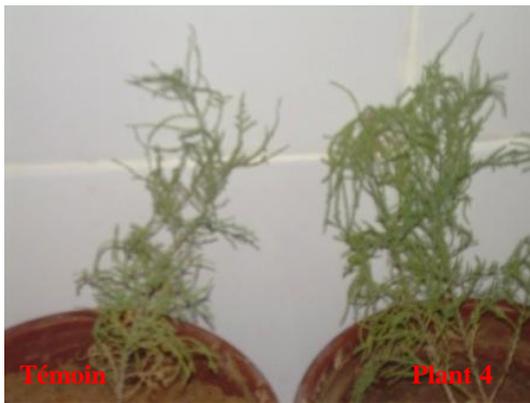
**Planche N° 6.3: Plants de l'essai de mycorhization contrôlée.**



**Figure N°6.3.1**



**Figure N° 6.3.2**



**Figure N°6.3.3**



**Figure N°6.3.4**



**Figure N° 6.3.5**



**Figure N° 6.3.6.**

**Planche N° 6.4 : Parties aérienne et souterraines des plants réussis :**



**Figure N° 6.4.1.**



**Figure N° 6.4.2.**



**Figure N° 6.4.3**



**Figure N° 6.4.4.**



**Figure N° 6.4.5.**

**Légende de la planche N° 6.4:**

PA : partie aérienne ; PST : partie souterraines.

**Figure N° 6.4.1 :** La partie souterraine du plant N° 1 est bien développée.

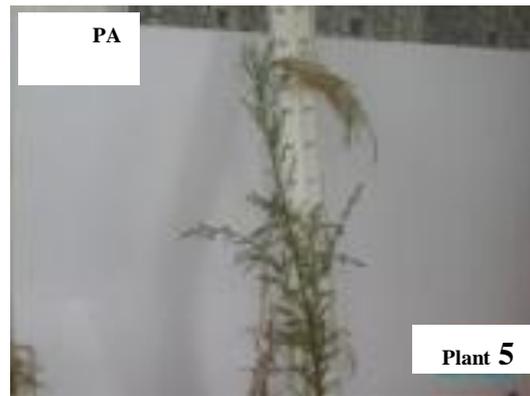
**Figures N° 6.4.2 et 6.4.3 :** Pour le plant N° 2, on constate un développement aussi remarquable pour la partie aérienne que pour la partie souterraine.

**Figure N° 6.4.4 et 6.4.5 :** pour le plant N° 4, une bonne croissance des deux parties aérienne et sous terrainne.

**Planche N° 6.4 (suite) : Parties aérienne et souterraines des plants réussis :**



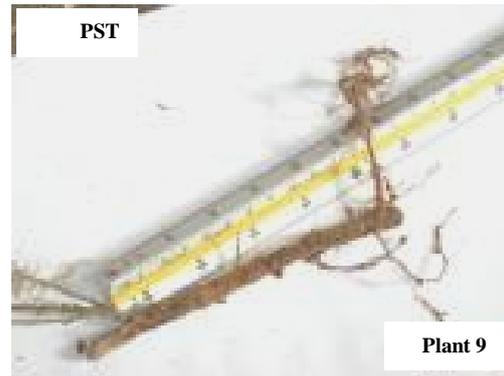
**Figure N° 6.4.6**



**Figure N° 6.4.7.**



**Figure N° 6.4.8**



**Figure N° 6.4.9**



**Figure N° 6.4.10.**



**Figure N° 6.4.11.**

**Légende de la planche N° 6.4 (suite) :**

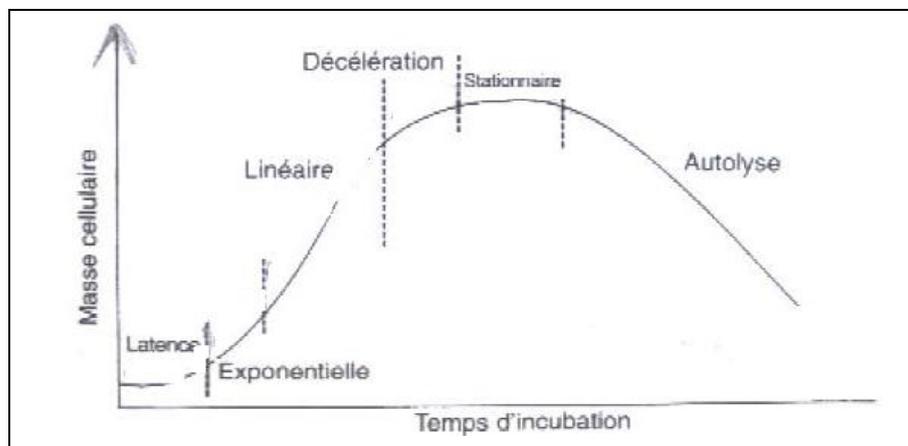
**Figures N° 6.4.6 et 6.4.7 :** Le système racinaire du plant N° 5 est plus développé que sa partie aérienne.

**Figures N° 6.4.8 et 6.4.9 :** Un développement en longueur des deux parties (aérienne et souterraine) du plant N° 9.

**Figures N° 6.4.10 et 6.4.11 :** Le témoin c'est bien développé avec un nombre de ramification plus faible que les autres plants mycorhizés.

#### **6.4. La mise en culture sur milieu synthétique :**

La courbe de la figure N° 6.3 représente le cas général d'une courbe de croissance d'un champignon. Nous constatons que les courbes (figure n° 5.14) que nous avons obtenues dans notre analyse des résultats sont presque similaires ; elles contiennent les mêmes étapes, la différence réside dans la durée de chaque phase.



**Figure N°6.3 :** Différentes phases de croissance des mycètes (NICKLIN *et al.*, 2000).

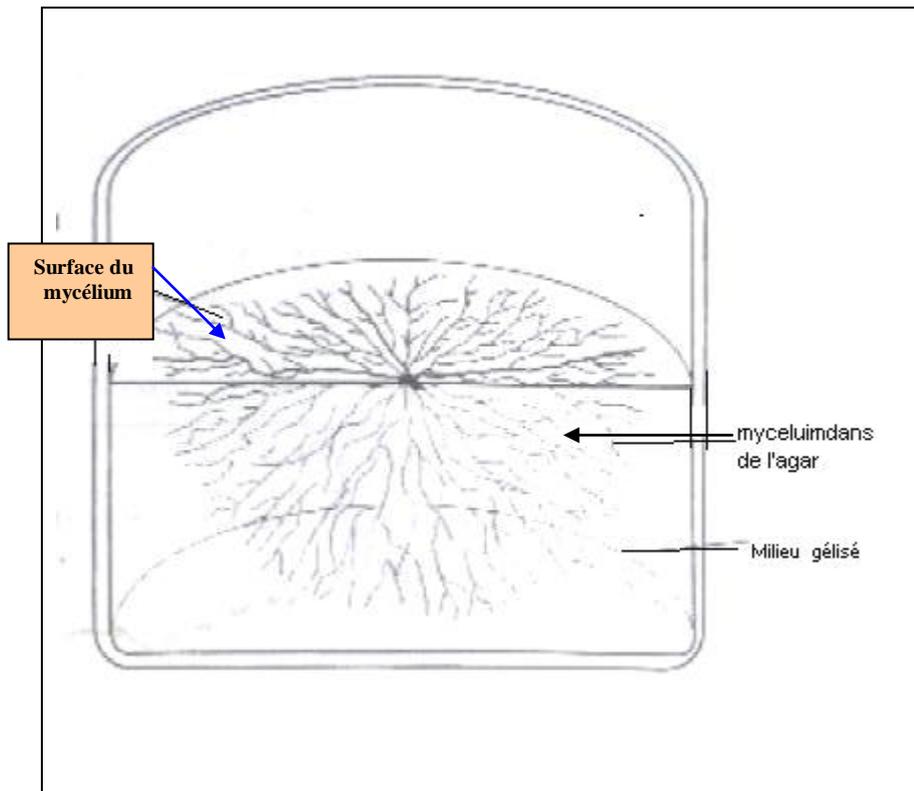
Concernant ce dernier point, la croissance exponentielle ne survient que pendant une période brève pendant laquelle les branches des anciens hyphes sont activées et les nouvelles s'étendent ensuite à un taux linéaire vers des régions non colonisées du milieu de culture. Seules les extrémités des hyphes permettent la croissance, bien que d'autres plus âgées puissent se multiplier dans l'air ou se différencier pour former des spores [15].

La croissance se fait aux extrémités des hyphes par fusion des vésicules issues de l'appareil de Golgi avec la membrane plasmique.

Les septums ne se forment que pour délimiter les structures naissantes du mycélium mère et ne sont pas perforés.

Les hyphes les plus âgées se multiplient dans l'air ou se différencient pour former des spores.

Dans nos résultats, l'extension du mycélium dans son évolution était presque identique à celle observée sur la figure N°6.4. L'extension du mycélium est apicale, ce qui nous a aidé à classer notre souche parmi la famille des Glomaceae. Et quelque fois lors du repiquage la forme dépendait de la surface disponible sur la boîte de Pétri (planche n°6.5 et 6.6).



**Figure N° 6.4 :** l'aspect de croissance du mycète (NICKLIN et *al.*, 2000).

Pour le milieu de culture N, sa richesse en éléments nutritifs et notamment en phosphore a réduit la durée de vie du mycélium.

Les éléments qui composent le milieu N, sont disponibles, en général, en grande quantité dans la nature. En les utilisant, nous avons offert au champignon endomycorhizien l'atmosphère habituelle, c'est ce qui l'a aidé à avoir une croissance rapide, mais vue l'absence de son hôte sa durée de vie était bien courte.

La croissance est accélérée au début, avec une couleur foncée, qui reflète ordinairement l'aspect du vieillissement (figure N° 6.3.1). N'empêche qu'on recommande ce milieu si le but recherché est l'obtention rapide d'un mycélium adulte, à condition que le repiquage soit immédiat et régulier, que se soit dans le même milieu ou pour le transférer sur un autre milieu.

Le principe de carence de phosphore s'applique également au milieu WHITHNER (1959)-modifié, duquel nous avons supprimé les composants phosphatés afin que la souche mycorhizienne puisse survivre plus longtemps. Les résultats obtenus sur ce milieu étaient satisfaisants.

Lorsque le phosphore est présent en faible quantité ou totalement absent, les mycètes ont alors la possibilité d'accéder à des réserves de phosphore en sécrétant dans le milieu extracellulaire des enzymes 'phosphatases'.

Le milieu Malt-Agar, nous paraissait pauvre, mais il s'est avéré, d'après les résultats observés, que c'est le milieu qui convient le plus à notre souche mycorhizienne et qui lui permet une plus grande longévité.

Cependant, les deux milieux Malt-Agar et WHITHNER (1959)-modifié, sont préconisés pour l'isolement de la souche endomycorhizienne étudiée.

### **Légende de la planche N° 6.5:**

**Figure N° 6.5.1** : **M** : fragment de mycélium repiqué sur le milieu N. on distingue la couleur foncé du mycélium malgré son jeune âge.

**Figure N° 6.5.2** : Fragment de mycélium provenant du milieu N et repiqué sur le milieu M-A. Les hyphes développent dans le milieu de repiquage de couleur claire et évolue vers les extrémités de la boîte de Pétri. **M** : mycélium de couleur foncé ; **MA** : milieu Malt –agar.

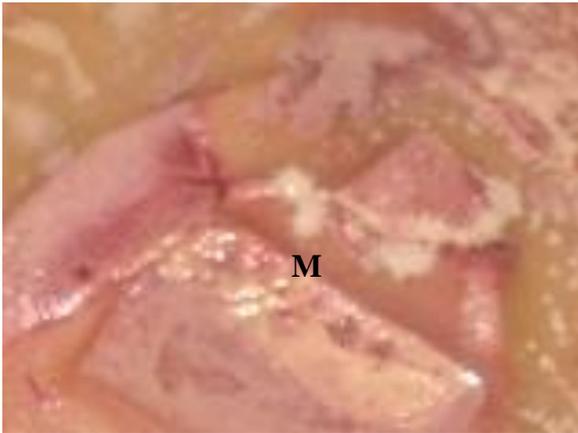
**Figure N° 6.5.3** : **M** : Mycélium du milieu wihtner, repiqué sur le même milieu, on remarque une colonie qui évolue en occupant une grande surface et d'autres petites dont l'évolution stagne à une surface réduite. **M.W** : Milieu Whitner- Modifié.

**Figure N° 6.5.4** : Mycélium provenant d'un milieu N et repiqué dans un milieu W.

**Figure N° 6.5.5** : Idem que la figure N° C.

**Figure N° : 6.5.6**: Mycélium bien développé sur milieu Malt-agar.

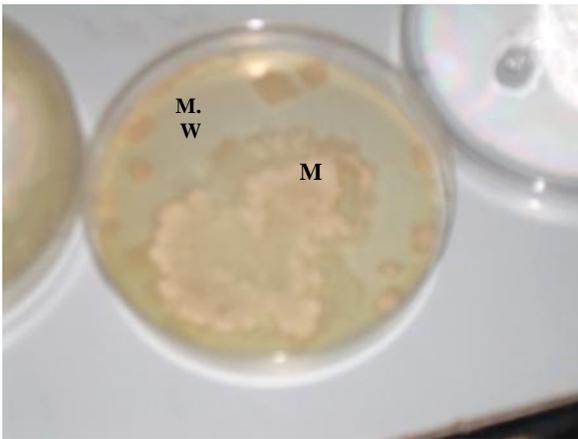
**Planche N°6.5 : mycélium sur les trois milieux de cultures.**



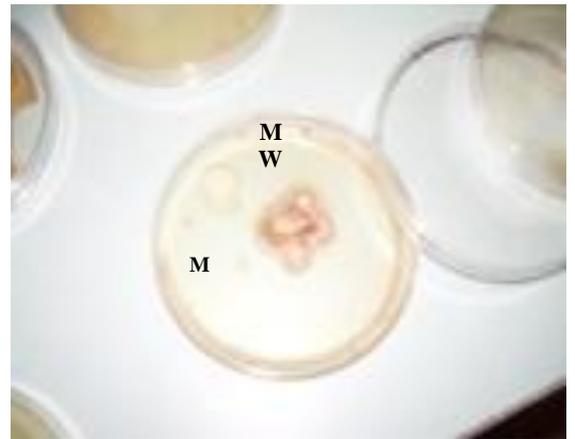
**Figure N° : 6.5.1**



**Figure N° 6.5.2.**



**Figure N° 6.5.3**



**Figure N°6.5.4.**



**Figure N° : 6.5.5.**



**Figure N° : 6.5.6**

### **Légende de la planche N° 6.6 :**

**Figure N°6.6.1** : **cm** : colonie mycélienne pure repiqué sur milieu malt -Agar

**Figure N° 6.6.2** : **R+M**, fragments de racine sur milieu de culture

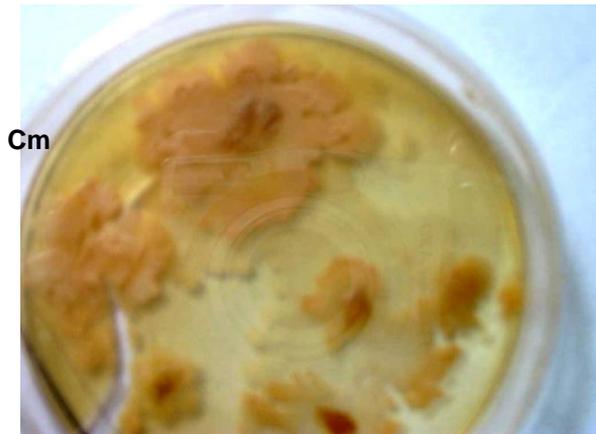
**Figure N° 6.6.3** : Racine mycorhizé ayant fourni plusieurs colonies mycorhiziennes, de tailles presque identiques, et réparties tout au long de la boîte de Pétri.

**Figure 6.6.4** : Repiquage d'une colonie mycélienne en lui ajoutant une racine de *Tamarix* non mycorhizé, on remarque l'installation de colonies sur la racine en question.

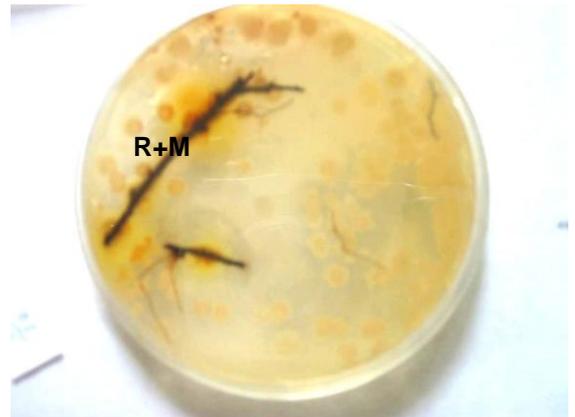
**R** : Racine ; **CM** : Colonies mycorhizienne. **MO** : Début de moisissure.

**Figure N° 6.6.5 ; 6.6.6** : **RM** : Racines mycorhizées ; **CM** : colonie mycorhizienne.

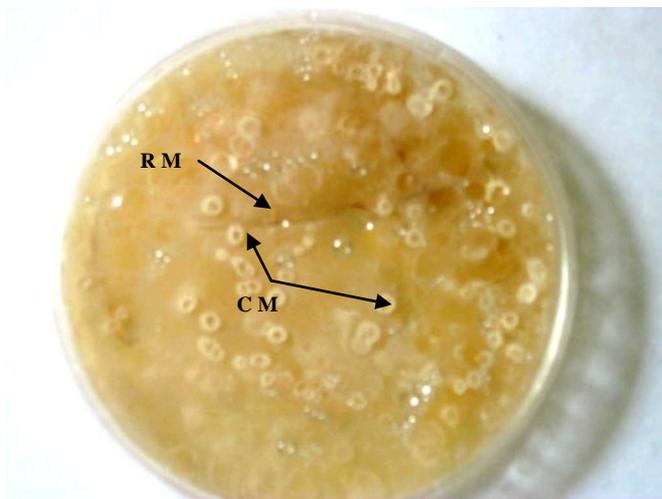
**Planche N°6.6 : Mycélium et mycorhizes sur milieu M-A.**



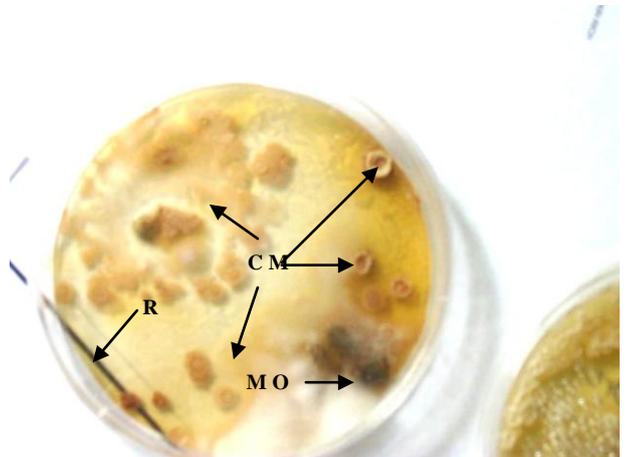
**Figure N° 6.6.1.**



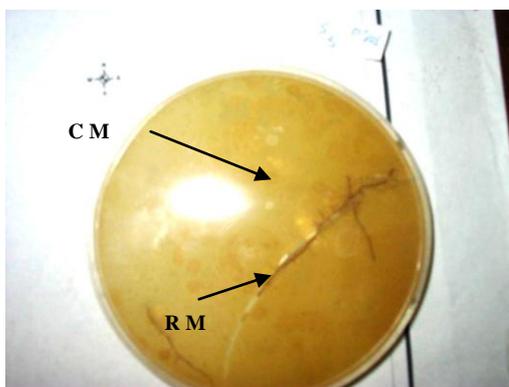
**Figure N° 6.6.2.**



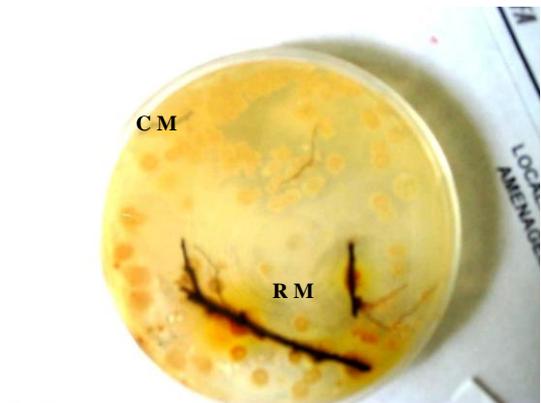
**Figure N° 6.6.3.**



**Figure N° 6.6.4.**

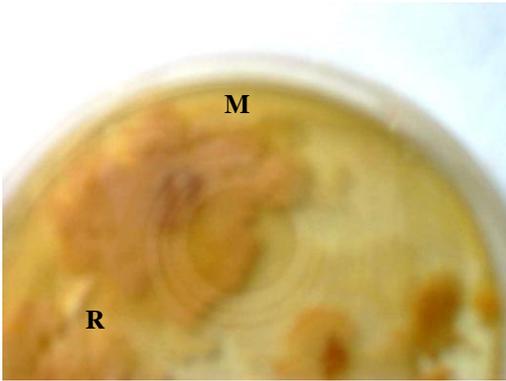


**Figure N° 6.6.5.**



**Figure N° 6.6.6.**

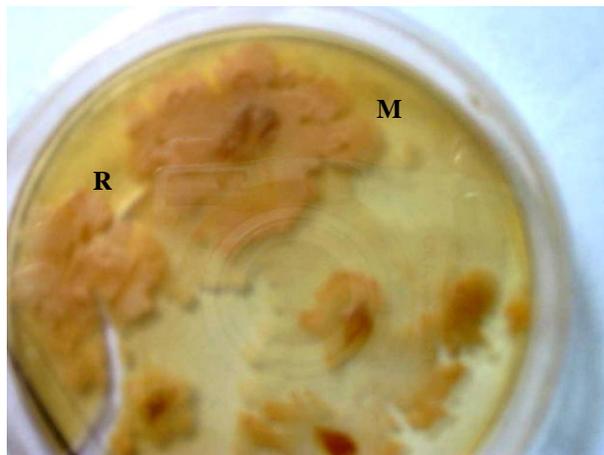
**Planche N°6.6 (suite):** Mycélium et mycorhizes sur milieu M-A.



**Figure N° 6.6.7**



**Figure N° 6.6.8**



**Figure N° 6.6.9**

**Légende :**

**Figure N° 6.6.7** : Différentes colonies mycéliennes dans un seul milieu de culture.

**Figure 6.6.8** : On distingue la forme arrondie du mycélium,

**Figure 6.6.9** : **R** : Fragment de mycélium repiqués, **M** : Le nouveau mycélium obtenu.

### ❖ Caractéristique et description de la souche étudiée :

La recherche taxonomique sur les endomycorhizes a connu un grand essor durant les dernières décennies. Jusqu'à aujourd'hui, près de 160 espèces ont été décrites [65].



**Figure N°6.5 :** spore de *Glomus sp* ( $G \times 10^5$ ) (DALPE, 1997).

La plus grande difficulté vient de ce que toute la taxonomie de ces organismes repose actuellement sur les caractères morphologiques des spores. Il s'agit de structures unicellulaires, de forme généralement globoïde (figure n° 6.5), à paroi épaisse formée de plusieurs couches de différentes textures, reliées au réseau filamenteux par un hyphe suspenseur de morphologie variée [14].

La morphologie sporale, combinée aux observations histochimiques, structurales et de plus en plus souvent moléculaires est à la base de l'identification des espèces [65]

Les caractères morphologiques étant réduits et souvent variables selon la maturité des spores étudiées, les études ultrastructurales permettent d'appuyer les observations faites préalablement en microscopie optique [159].

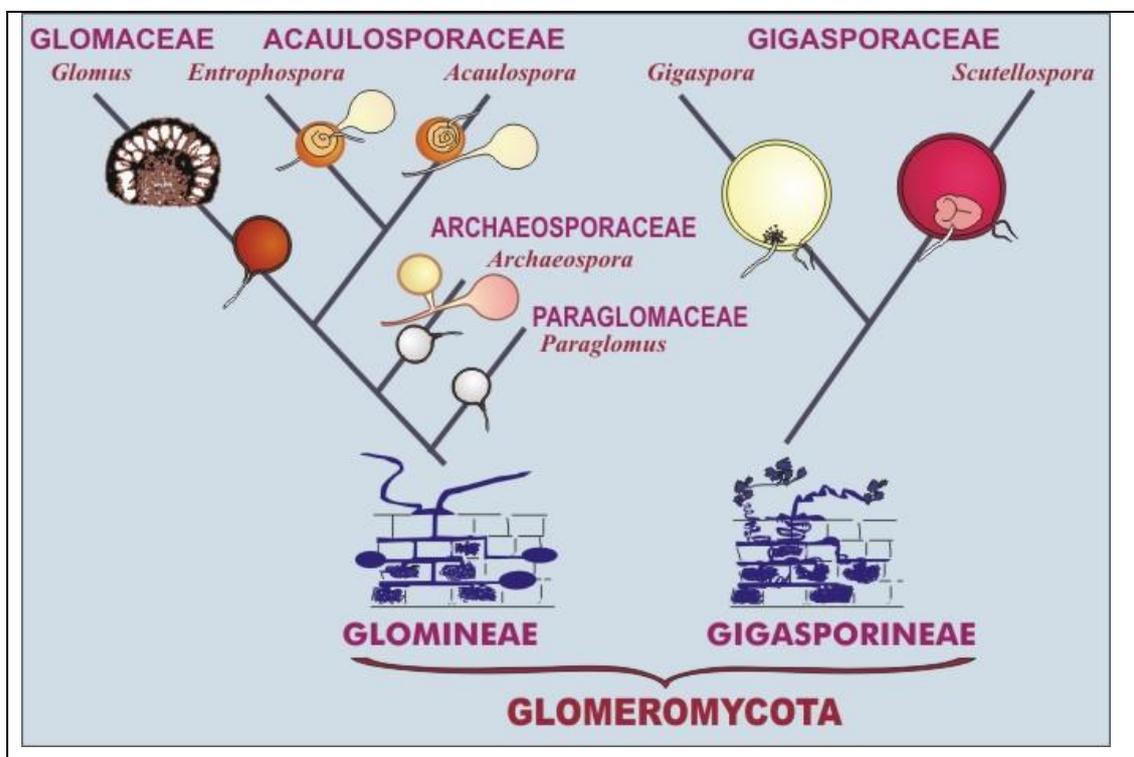
Grâce à une clé d'identification que nous avons reçue de la part de DALPE (2006), on a réussi à identifier le genre de la souche mycorhizienne étudiée. La précision de l'espèce n'étant pas facile en égard au doute sur deux espèces.

**Description du genre *Glomus* (TULSANE &TULSANE, 1844) :**

Le genre *Glomus* (TULSANE &TULSANE, 1844), en latin *glomus* signifie : ‘‘a ball of yarn’’ c'est-à-dire ‘‘une balle à file’’, en référence, sûrement, à l’aspect rondelet et cotonné des espèces d’où les TULSANE se sont inspirés le nom du genre [160].

Il représente le genre des VAM le plus répandu dans la nature. Il fait partie des endomycorhizes qui appartiennent à une catégorie très ancienne de champignons : les **Zygomycètes** et ont été regroupés récemment en un ordre les **Glomales** par MORTON et BENNY en 1990 [14] qui contient deux sous ordres dont les **Glomineae** [9]. L’essentiel des espèces connues appartiennent à la famille des **Glomacées** découvertes par MORTON en 1996 et vérifiées par STUMER & MORTON en 1997 [162].

Chez les Glomeromycota la germination des spores diffère d’un genre à un autre (figure n° 6.6).



**Figure N°6.6 :** Phylogénie des Glomeromycota. (INVAM, 2006).

- Les spores : Le genre *Glomus* se caractérise par une production de grosses azygospores pouvant être tamisées par voie humide à partir du sol [56].

Ces spores naissent de la partie terminale des hyphes ou de leur allongement (occasionnellement de la jonction de l'hyphe avec la spore). Dans le sol, ils se disposent en agrégats ou individuellement.

- Le tube germinatif : Se développe de la paroi de la spore chez quelques espèces, mais il germe également de l'allongement de n'importe quelle hyphe extérieur connecté à la spore.

- La paroi sporale: Continue son extension avec les hyphes allongées.

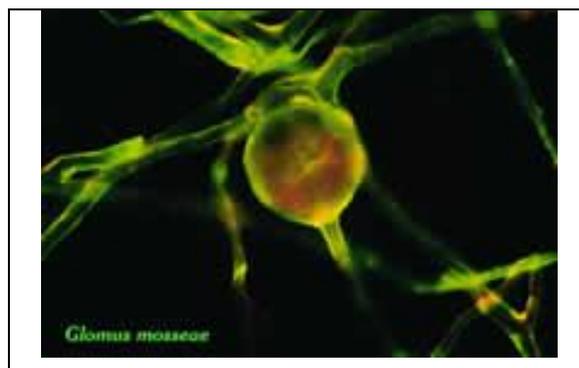
- Les arbuscules: Généralement, cylindriques où avec un tronc maigre et rayonnant avec des branches fines en longueur vers l'extrémité.

- Les vésicules: (s'il existe), leurs abondance et le temps d'apparition varie beaucoup avec les espèces et les conditions environnementales de l'hôte, sont généralement épais, avec une paroi épaisse sous forme ellipsoïde.

- Hyphes intraradiales: Parallèles à l'axe racinaire.

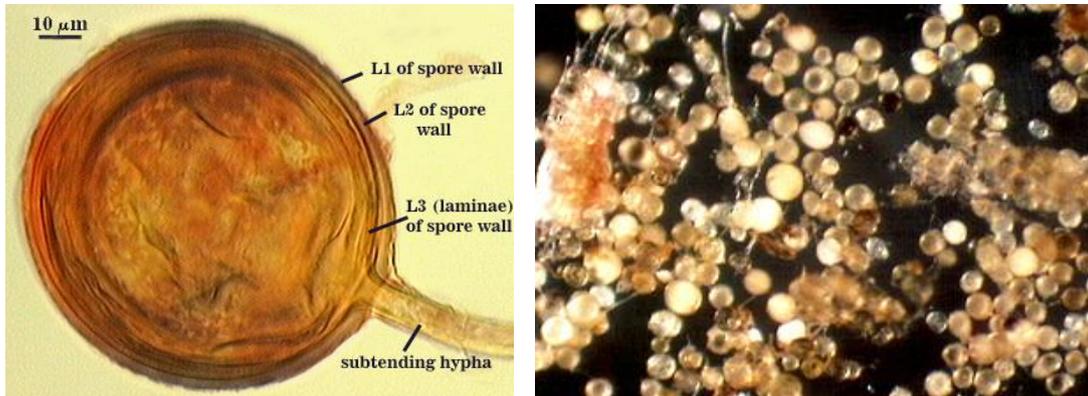
Comme on l'a déjà précisé, nous ne pouvons pas affirmer la taxonomie de l'espèce étudiée à cause du manque de moyens, bien que nous doutons entre deux espèces *Glomus moeseae* (GERDEMANN et TRAPPE) et *Glomus intraradis* (SCHENCK et SMITH).

La figure N°6.5 présente une spore en germination de l'espèce *Glomus moeseae*, en la comparant avec la figure N°5.2.2 et 5.2.3 de la planche N° 5.2, nous constatons que nous avons la même morphologie d'évolution de la spore avec l'extension des hyphes qui l'entourent.



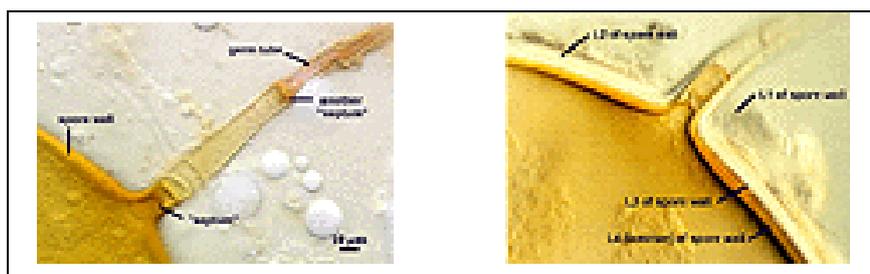
**Figure N° 6.7:** Spore de *Glomus moeseae* (GERDEMANN et TRAPPE) (INVAM, 2006).

La taille des spores chez *Glomus intraradices*, varie de 40 à 140  $\mu\text{m}$  et globalement elle est de 93.3  $\mu\text{m}$ , notre spore à une taille inférieure à 65  $\mu\text{m}$  donc elle est entre 40 et 140  $\mu\text{m}$ . le tube germinatif émerge de la paroi interne L3, mais en apparence il est liée à la première parois.



**Figure N° 6.8 :** Spores de *Glomus intraradices* (INVAM, 2006)

Les données que nous avons sur les spores de la souche que nous étudions, supposent que l'espèce est *Glomus intraradices* (à confirmé avec l'utilisation de microscopie électronique).

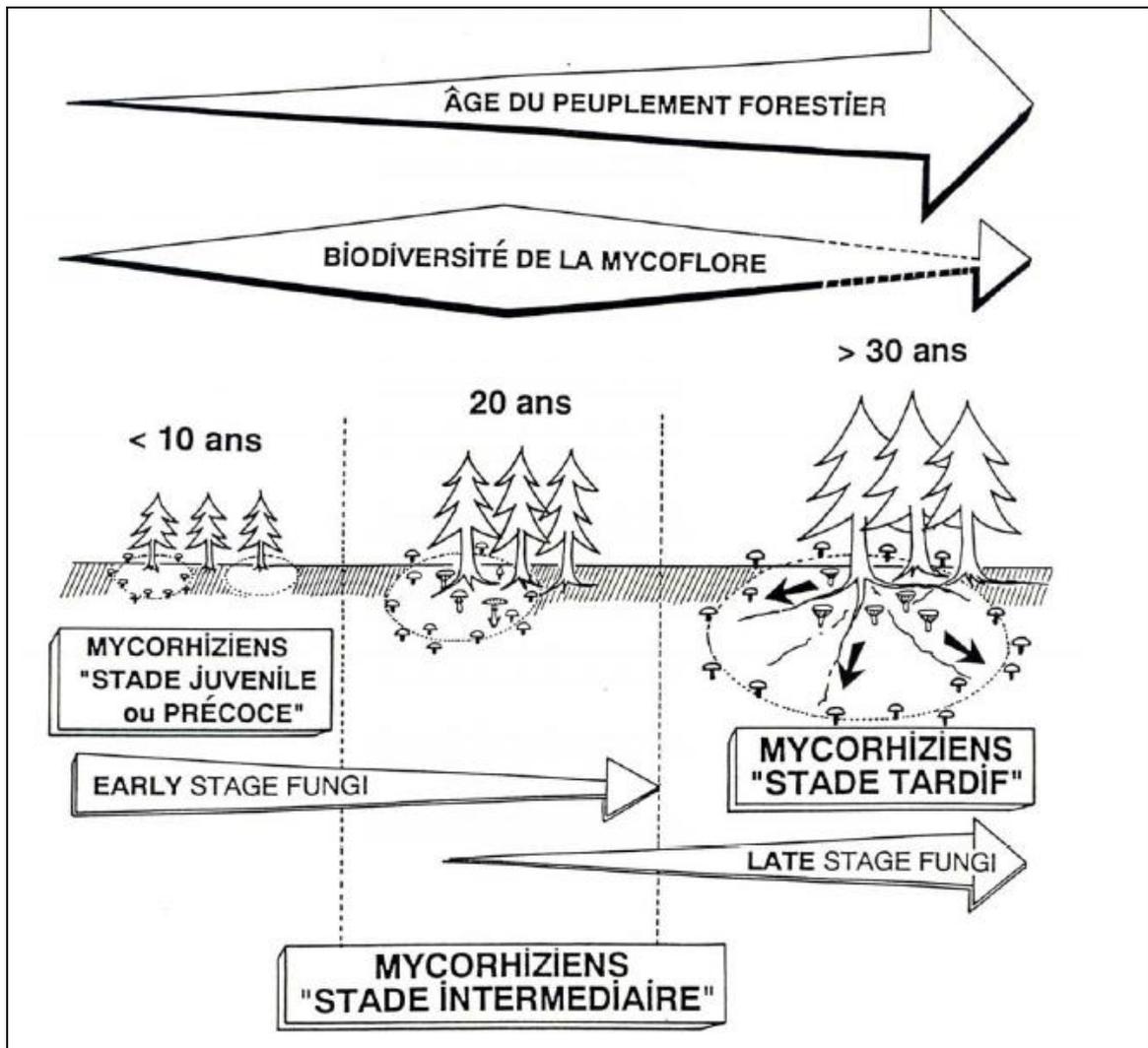


**Figure N°6.9 :** Emergence du tube germinatif chez les *Glomus sp.* (INVAM, 2006).

### 6.5. Le taux d'infection des racines :

Nous ne pouvons déterminer avec précision le facteur provoquant la variation du nombre des microorganismes aux niveaux des racines [163].

Il a été démontré chez plusieurs espèces cultivées, des différences significatives entre les niveaux de colonisation endomycorhizienne. SMITH *et al.*, (1990) attribuent cela à une variabilité intra spécifique.



**Figure N°6.10** : succession fongique en fonction du vieillissement du peuplement forestier (d'après LAST et *al.*, 1987 in GAGNE, 2005)

Nous avons tenté en utilisant l'analyse statistique de déterminer la relation qui pourrait exister entre la variation du taux de colonisation endomycorhizienne et différents paramètres du sol à savoir : le pH, la CE, la MO et l'humidité.

Les résultats obtenus avec le pH ont été comparés avec ceux cités auparavant (1.6), nous avons un substrat à pH alcalin qui n'affecte pas le taux de colonisation des racines.

On peut en déduire que contrairement au pH acide le pH alcalin n'a pas une influence (néfaste où bénéfique) sur la mycorhization, mais on ne peut confirmer ce constat, qui nécessite beaucoup de recherches.

Les résultats obtenus ont montré que la CE et la MO pourraient avoir une influence sur le taux de colonisation des racines.

Les résultats observés pour la matière organique sont similaires à ceux de BOULARD (1968).

On confirme de notre côté que les complexes endomycorhizien sont fréquents là où la MO abonde.

Mais nous sommes loin de dire que c'est l'unique facteur qui influence le taux de colonisation, plusieurs autres paramètres entre en jeu tel que la CE.

Concernant ce dernier point, on a remarqué qu'il existe une relation entre la présence de sels solubles dans le sol et le taux de colonisation des racines. On peut expliquer par la confirmation de MUKERJI (1996) (voir chapitre I.6), qui explique que les VAM protègent la plante du stress salin.

Dans notre cas, nous avons une présence élevée de mycorhizes là où les sels sont plus concentrés, nous pouvons dire que c'est la présence des mycorhizes qui influence la CE et non le contraire. Mais ce reste à confirmer vu la complexité des mycorhizes et leur mécanisme.

Les mycètes ont besoin d'eau pour pouvoir extraire des nutriments et sont donc restreints à des environnements assez humides comme les tissus d'un hôte si ce sont des parasites ou des symbiotes [15]. Cette synthèse nous explique les résultats négatifs de la corrélation entre l'humidité du sol et le taux d'infection des racines.

Les mycorhizes ont besoin d'humidité pour survivre, mais ce n'est pas l'humidité du substrat qui les intéresse, ils nécessitent une humidité plus proche, celle de leur hôte.

La réponse des plantes à la mycorhization est non seulement fonction de l'espèce de champignon mycorhizien mais aussi de l'espèce de plante hôte dont la dépendance mycorhizienne est liée [152].

Il existe une liaison entre le temps et la mycorhization dans la vie d'un peuplement végétal (figure n° 6.5).

Ceci pourrait être l'explication la plus simple au fait que la deuxième station (celle d'El-Mesrane) soit la plus riche en infection endomycorhizienne.

C'est le peuplement de *Tamarix* le plus ancien (date de 1952, voire Chapitre 2), donc les mycorhizes ont eu suffisamment le temps de bien s'installer et d'élargir la surface d'extension de leurs réseaux mycéliens à travers la rhizosphère du peuplement en question.

Nous ne pouvons affirmer si la variation est due aux facteurs environnementaux, qu'ils soient biotiques ou abiotiques (à savoir la CE, la MO et l'âge du peuplement, la variabilité intraspécifique,...).

Statistiquement, ils ont chacun la même probabilité d'être le facteur causal, mais pour le confirmer cela nécessite des études ultérieures qui pourraient déterminer avec précision le taux d'infection et les causes de ses variations.

Il est à noter que dans la station N°1, les échantillons récoltés ont présenté moins de mycorhizes que les deux autres stations, par contre, ils ont dévoilé un nombre d'infections bactériennes supérieur aux deux autres stations.

La présence excessive de mycorhizes dans la rhizosphère inhibe quelque fois le fonctionnement des azotobactères [36, 163].

## CONCLUSION GENERALE

Notre travail porte sur l'étude de la mycorhization de *Tamarix articulata* Vahl.

La démarche que nous avons suivie comprenait :

- La micropropagation du Tamarix dans des substrats mycorhizés,
- L'isolement de souches mycorhiziennes et leur mise en culture dans trois milieux de culture différents,
- Le contrôle de la mycorhization de plants de *Tamarix articulata* Vahl.

Dans un premier temps, nous avons choisi trois stations d'étude ayant comme variante principale l'âge du peuplement. Sur la base de la mise en culture sur milieu synthétique de fragments de racines prélevés de ces trois stations. Ceci afin d'étudier le partenaire fongique (individuellement), avant d'étudier son association avec sa plante hôte.

Nous avons ensuite testé le milieu Malt-Agar, le milieu WHITHNER (1959)- modifié et un troisième milieu confectionné par nous même, riche en composés minéraux.

Les résultats obtenus, nous ont permis de définir le milieu Malt-Agar comme étant le milieu favorable pour la souche étudiée, sans pour autant condamner les deux autres.

Nous avons identifié par la suite, la souche prélevée et cultivée, en se servant de clés d'identification des endomycorhizes. Les résultats ont démontré que la souche étudiée appartient au genre *Glomus*. Nous hésitons entre deux espèces *Glomus mosseae* et *Glomus intradices*, mais faute de précisions électroniques, on ne peut confirmer l'espèce avec certitude.

Nous avons également étudié le taux de colonisation des racines par station, et d'après les résultats acquis, la station N°2 d'El-Mesrane était la plus riche en symbiose mycorhizienne. Ce résultat pourrait être attribué soit aux facteurs du sol à savoir, la CE et la MO, soit à l'âge du peuplement, qui représente la formation de *Tamarix* la plus ancienne.

Sur la base de la micropropagation du *Tamarix articulata*, nous avons testé la technique du bouturage et celle du semis direct. Nous avons testé aussi l'effet de la fertirrigation sur le bouturage tout en tentant de mycorhizer, ceci s'est effectué au niveau du premier essai. La fertirrigation accélère le développement foliaire sans pour autant permettre l'installation des mycorhizes au niveau racinaire.

Avec le deuxième essai nous n'avons obtenu aucun résultat. Par contre, avec le troisième essai nous avons obtenu 54% de résultats positifs, avec une irrigation à l'eau du robinet.

Trois dispositifs ont été testés pour le bouturage : un incubateur, une serre en verre, une serre en osier. Les meilleurs résultats ont été obtenus avec le dernier dispositif.

La micropropagation du *Tamarix* par le moyen de semis direct s'est révélée un échec total.

Dans une troisième expérience, nous avons tenté une mycorhization contrôlée de plants de *Tamarix articulata* Vahl dépourvue de symbiotes indigènes. L'association s'est faite par trois procédés, à savoir : le mycélium provenant des subcultures (de la première expérience) ; les suspensions sporales, (à partir des spores du sol ou bien des spores obtenues en subculture) et enfin les racines excisées inséminatrices.

Le suivi de la croissance nous a permis de remarquer que la croissance était autant importante chez les plants mycorhizés, que chez le témoin non mycorhizé. Une vérification de la colonisation des racines par les inoculum a révélé de bons résultats. Les racines de tous les plants ont révélées une présence de la souche mycorhizienne étudiée (*Glomus sp*). La répartition homogène de l'inoculum dans le substrat garantit une bonne mycorhization des racines.

Le calcul de l'EMI (Effet de L'inoculation Endomycorhizienne), nous indique un effet concret de l'endomycorhization sur les plants testés. En même temps, le calcul de la DMR (Dépendance Mycorhizienne Relative), indique que les plants testés présentent une dépendance tangible vis-à-vis de leur symbiote.

Malgré que la comparaison de croissance entre le témoin et les plants mycorhizés ne révèle pas une grande différence ; ceci peut être attribué au fait que les conditions expérimentales soient favorables, pour un développement équitable de tous les plants, mais aussi à la période de contrôle.

Nous avons en dernier lieu vérifié la validité des résultats de nos expériences par une analyse statistiques, qui a porté sur le calcul des paramètres de position et de dispersion des essais des trois expériences.

*Tamarix articulata* Vahl, présente une richesse naturelle qu'il serait intéressant d'exploiter comme il se doit, afin de limiter l'avancée des déserts.

Lors de notre travail, la mycorhization a révélée un effet positif sur la croissance des boutures de *Tamarix*. Il serait intéressant pour les pépiniéristes d'assurer une mycorhization des plants avant leur mise en sol définitive, afin de leur assurer une bonne acclimatation et une résistance aux aléas climatiques qui pourraient les endommager à leur jeune âge.

## **PERSPECTIVES :**

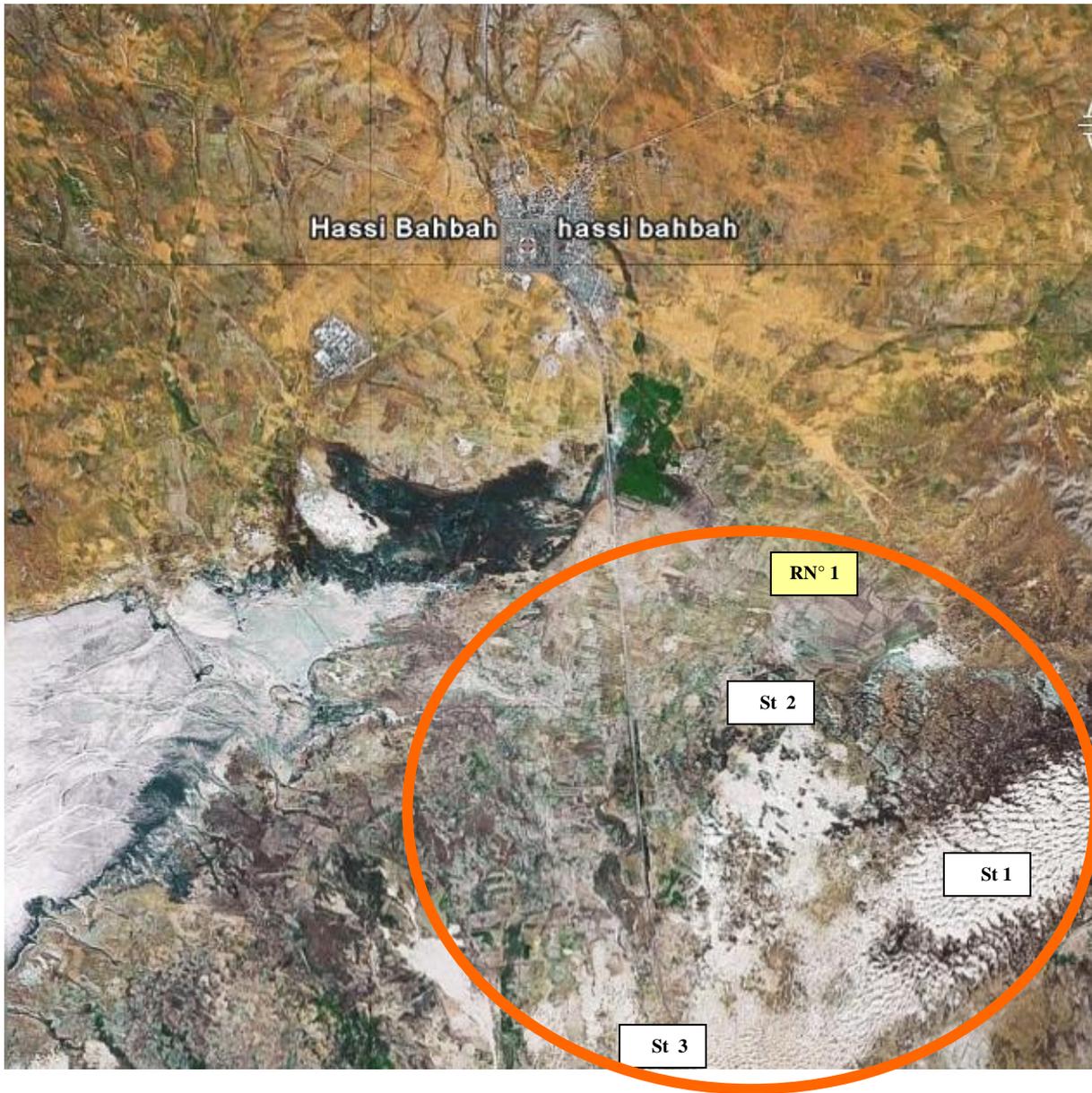
- Poursuites des travaux pour mieux élucider le complexe mycorhizien,
- Étudier et sélectionner les différentes souches en vue de leur valorisation,
- Étudier davantage les périodes les plus appropriées pour le développement des boutures avant de les mycorhizer,
- Réaliser un plus grand nombre d'associations en utilisant les différentes techniques de mycorhization,
- Réaliser les contrôles régulièrement.

**Annexe N° 1 : Familles de plantes avec les genres d'ectomycorhizes associés**

<b>Familles végétales</b>	<b>Genres des ectomycorhizes</b>
Betulaceae	<i>Alnus, Betula, Carpinus, Ostrya, Ostryopsis</i>
Caesalpiniaceae	<i>Anthonotha, Afzelia, Berlinia, Brachystegia, Eperua, Gilbertiodendron, Intsia, Isoberlinia, Julbernardia, Microberlinia, Monopetalanthus, Tetraberlinia</i>
Casuarinaceae	<i>Allocasuarina (Cassuarina)</i>
Cistaceae	<i>Helianthemum, Cistus, Tuberaria</i>
Corylaceae	<i>Corylus</i>
Cyperaceae	<i>Kobresia (herb)</i>
Dipterocarpaceae	<i>Anisoptera, Dipterocarpus, Hopea, Marquesia, Monotes, Shorea, Vateria</i>
Ericaceae	<i>Cassiope</i>
Euphorbiaceae	<i>Marquesia, Uapaca, Ampera, Poranthera</i>
Papilionaceae (Fabaceae)	<i>Gastrolobium, Gompholobium, Jacksonia, Mirbelia, Oxylobium, Pericopsis and other</i>
Fagaceae	<i>Castanea, Castanopsis, Fagus, Nothofagus, Quercus</i>
Gnetaceae	<i>Gnetum</i>
Meliaceae	<i>Owenia</i>
Mimosaceae	<i>Acacia</i>
Myrtaceae	<i>Allosyncarpia, Agonis, Angophora, Baeckea, Eucalyptus, Leptospermum, Melaleuca, Tristania and other , plants australiennes.</i>
Nyctaginaceae	<i>Neea, Pisonia</i>
Pinaceae	<i>Abies, Cathaya, Cedrus, Keteleeria, Larix, Picea, Pinus, Pseudolarix, Pseudotsuga, Tsuga</i>
Polygonaceae	<i>Polygonum</i>
Rhamnaceae	<i>Pomaderris, Trymalium</i>
Rosaceae	<i>Dryas</i>
Salicaceae	<i>Populus, Salix</i>
Tiliaceae	<i>Tilia</i>

**Notes:** Gymnosperms. Familles avec plusieurs plantes associées aux VAM. Familles contenant des espèces non mycorhizées (exclure les familles qui apparaissent dans certaines listes) :Aceraceae, Aquifoliaceae, Asteraceae, Bignoniaceae, Campanulaceae, Brassicaceae, Caprifoliaceae, Caryophyllaceae, Cornaceae, , Goodenaceae, Lauraceae, Myricaceae, Oleaceae, Plantanaceae, Rubiaceae, Saxifragaceae, Stylidiaceae, Thymeliaceae, Ulmaceae, Vitaceae.

**Annexe N°2 : Situation géographique de la zone d'étude**



Carte géomorphologique de la zone d'étude. (Image Google-earth), Echelle : 1/100 000

**RN1** : route nationale n°1 ; **st** : station

**Annexe N° 3 : Le milieu de culture de de Withner (1959) in Boulard. B (1968) :**

(NH<sub>4</sub>)<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> : 0.50g, Na Cl : 0.10g, Mg So<sub>4</sub>, 7H<sub>2</sub>o : 0.30g  
 K<sub>2</sub>HPo<sub>4</sub> : 0.30g, FeSo<sub>4</sub> : 0.01g, Gélose : 15.0g,  
 KH<sub>2</sub>Po<sub>4</sub> : 0.70g, Amidon : 3.0 g, CaCl<sub>2</sub> : 0.10g,  
 Eau distillée : 1000g.

**Annexe N°4: Tableaux de l'analyses statistique**

Tableau d'analyse descriptive de la corrélation entre le taux d'infection/station en fonction du pH :

Statistiques Descriptives (Feuille de données1)														
	N Actifs	Moyenne	Harmonique	Médiane	Mode	Effectif	Somme	Minimum	Maximum	1er	3ème	Variance	Ecart-type	Asymétrie
Var1	3	102,0000	101,9935	102,0000	Multiple	1	306,0000	101,0000	103,0000	101,0000	103,0000	1,0000	1,000000	0,000000
Var2	3	81,6667	80,4030	80,0000	Multiple	1	245,0000	70,0000	95,0000	70,0000	95,0000	158,3333	12,58306	0,58558
Var3	3	8,0500	8,0496	8,0800	Multiple	1	24,1500	7,9700	8,1000	7,9700	8,1000	0,0049	0,07000	-1,57434

Tableau de l'analyse statistique descriptive pour le taux de colonisation /station/mois :

Statistiques Descriptives (Feuille de données5)					
	N Actifs	Moyenne	Minimum	Maximum	Ecart-type
Var1	8	4,50000	1,00000	8,0000	2,44949
Var2	8	74,37500	60,00000	90,0000	10,83562
Var3	8	85,62500	70,00000	100,0000	10,50085
Var4	8	81,25000	65,00000	95,0000	9,54314

Tableau de l'analyse statistique pour la mycorhization contrôlée :

Statistiques Descriptives (Feuille de données20)											
	N Actifs	Moyenne	Médiane	Mode	Effectif	Somme	Minimum	Maximum	Variance	Ecart-type	Asymétrie
Var1	10	7,070000	9,000000	1,000000	3	70,70000	1,000000	15,00000	28,16011	5,306610	-0,091394
Var2	10	1,911000	2,035000	Multiple	1	19,11000	0,720000	3,680000	0,99083	0,995406	0,395069

## LISTE DES SYMBOLES ET DES ABREVIATIONS

VAM : Vesicular arbuscular mycorrhiza.  
K : Potassium  
P : Phosphore.  
N : Azote.  
ECM : Ectomycorhizes.  
CNRF : Centre National des recherches forestières.  
CMA : Champignons mycorhiziens arbusculaire.  
MS/ha : matière sèche par hectare.  
UF/Ha : Unité fourragère par hectare.  
UICN : Unions international de la conservation de la nature.  
DSA : Direction des Services Agricoles.  
INRF : Institut National des Recherches Forestières.  
HCDS : Haut Commissariat au Développement de la Steppe.  
GCA : Générale Concession Agricole.  
SAF ATLAS : Société Algérienne Forestière de l'Atlas.  
EMIFOR : Entreprise de Mise en valeur des Forêts.  
DMR : Dépendance mycorhizienne relative.  
EMI : effet de l'inoculation endomycorhizienne  
CE : Conductivité électrique.  
MO : matière organique.  
P° : Précipitations  
T° : Température.

## REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES :

1. **Quitaniilla, C.**, "Préface du Recueil des actes du séminaire de Thaghit", International seminary on the techniques of dunes stabilisation, Taghit (Bechar), CRSTRA, Biskra, (4-6 Novembre 2001), 1-2.
2. **El-Idrissi, A. M.**, "علم البيان و العلاقات الحيوية", Aman Edition, Jordanie, (1997), 94.
3. **Hudson, J. H.**, "Fungal biology", Edition Contemporary Biology, (1986), 380p.
4. **Boiron, P.**, "Organisation et biologie des champignons", Collection Science 128, Edition NATHAN Université, Paris, (1996), 128p.
5. **Durrieu, G.**, "Ecologie des champignons", Collection d'écologie, Masson et Cie, Paris, (1993), 240p.
6. **Deconchat, C. et Polese, J.M.**, "Champignon, l'Encyclopédie", REEMIS, Paris (2002), 187p.
7. **Ramade, F.**, "Eléments d'écologie : écologie fondamentale", Graw-Hill, Paris, (1984), 295p.
8. **Duvigneaud, P.**, "La synthèse écologique, (population, communautés, écosystème, biosphère, noosphère)", DION, Paris, (1980), 198p.
9. **Walker et Schubler, A.**, "Glomeromycota", [http://: www. Sci. Agr.ca/london/myco-htm](http://www.Sci.Agr.ca/london/myco-htm) , (2002), 1-3.
10. **Moetto, F.**, "Caractérisation des mycorhizes sur terrain", Cahier des options méditerranéennes, CIHEAM, Montpellier, (1996), 33-38.
11. **Boulard, B.**, "Un problème d'écologie forestière : les mycorhizes", PESSON, P., éditeurs, Gauthier- Villars- Bordas, Paris- Bruxelles- Montréal, (1974), 286p.
12. **Boutekrabt, A.**, "Mise au point d'une technique de mycorhization contrôlée par la Truffe de Perigord (*Tuber melanosporum* Vitt.) de vitroplants de chênes (*Quercus robur* L., *Quercus pubescens* Willd)", Thèse pour l'obtention du titre de Docteur de l'université de Nancy I, Université de Nancy I, (1991), 202p.
13. **Boulard, B.**, "Les Mycorhizes. Monographie. 2", MASSON et Cie, Paris, (1968), 128 p.

14. **Dalpé, Y.**, "Biodiversité des champignons mycorhiziens", Subsidiary Body on Scientific, Technical and Technological Advice (SBSTTA), Convention sur la biodiversité, Montréal, Québec, Canada, (1- 5 septembre 1997), 125p.
15. **Nicklin, J.L., Graeme-Cook., paget, T. et Killington, R.**, "L'essentiel en microbiologie", Béti Edition, Paris, (2000), 209-235.
16. **Gagné, A.**, "Etude moléculaire du cortège ectomycorhizien de plantations de conifères sur des sites forestiers après coupes à blanc", Mémoire présenté pour l'obtention du grade de maître ès sciences (M. Sc.), l'Université Laval – Canada, (Septembre 2005), 100p.
17. **LePage, B.A., Currah, R. S., Stockey, R. A. et Rothwell, G. W.**, "Fossil ectomycorrhizae from the middle Eocene", American Journal of Botany, n° 84, (1997), 410-412.
18. **Lanier. L., Joly, P., Bondoux, P. et Bellemere, A.**, "Mycologie et pathologie forestière, II Pathologie forestière", Masson, Paris, (1976), 487p.
19. **Strullu, D. G.**, "Aspect d'une mycorhize ectotrophe de Douglas en microscopie à balayage", Revue forestière française, Tome XXV, (Novembre - Décembre 1973), 534-536.
20. **Strullu, D.G. et Désiré, G.**, " "Les Mycorhizes", Science publishers, (1985), 198p.
21. **Gardes, M., Jargeat, P., Gryta, H. et Carriconde, F.**, "Interactions durables et co-évolution: l'exemple des symbioses ectomycorhiziennes", Evolution & Diversité Biologique (EDB), UMR 5174 CNRS-UPS-ENFA, Microbiotoul, CNRS, Toulouse, (3 Mai 2005), <http://www.edb.ups-tlse.fr>.
22. **Aciar**, Australian center for international agricultural research, (2005), 52p
23. **Brundrett, M.**, "Ectomycorrhizas., Forestry and Forest Products", CSIRO, ACIAR, (Avril, 2002), reçue (Mai 2006), 89p.
24. **Jacquot, C.**, "Ecologie des champignons forestiers", Gautier- Villard, Paris, (1978), 94.
25. **Déziél, M. H.**, "Influence de l'inoculation endomycorhizienne au champignon sur le rendement et la quantité de la pomme de terre (*Solanum tuberosum* L.)". Mémoire pour l'obtention du grade de maître ès science (M. Sc), Université Laval - Canada, (2000), 126p.
26. **Plenchette, C.**, "Utilisation des mycorhizes en agriculture et horticulture", Strullu, D.G. Editeur, Technique et Documentation - Lavoisier, Paris, (1991), 206p.

27. **Gamas. P. et Journet, E.P.**, “Génomique fonctionnelle et programme cellulaire chez les mycorhizes à arbuscules”, Rapport d’étude, INRA/CNRS- université Bourgogne, Dijon, (2003), <http://medicago.Toulouse.inra.fr/EU/mtindex.htm>.
28. **Wiemkent, A. et Haberti, R.**, “Les champignons des racines”, communiqué de presse, Berne, (Janvier1999), 1-3.
29. **Dommergues, Y. et Margenot, F.**, “ Ecologie microbienne du sol” Masson et Cie, Paris, (1970), 796p.
30. **Frey, P., Frey-Klett, P., Garbaye, J., Berge O. et Heulin, T.**, “Metabolic and genotyping fingerprinting of fluorescent *Pseudomonas* associated with the Douglas fir *Laccaria bicolor* mycorrhizosphere” Applied and Environmental Microbiology, n° 63, (1997), 1852-1860.
31. **Ditengou, F.A.**, “ Mise en évidence de l’antagonisme hypaphorine / AIA lors du développement de l’ectomycorhize *Pisolithus tinctorius* - *Eucalyptus globulus*”, Thèse de l’Université Henri Poincaré, (2000), 122p.
32. **Bolan, N.S.**, “A critical review on the role of mycorrhizal fungi in uptake of phosphors by plant”, Plant and Soil, n°134, (1991), 189-207.
33. **Ruiz-Lozano, J.M., Cornez, M. et Azcon, R.**, “Influence of different *Glomus* species on drought tolerance: physiological and nutritional plant responses”, Applied and Environmental Microbiology, n° 61, (1995), 456-460.
34. **Nouaim, R. et Chaussod, R.**, “ Rôle des mycorhizes dans l’alimentation hydrique et minérale des plantes, notamment des ligneux de zones arides” Cahier des options méditerranéennes - CIHEAM, Montpellier, (1996), 9-26.
35. **Germani, G., Olivier, B. et Giadiem, H.**, “Interaction of *scutellonema Cavenessi* and *Glomus mosseae* on growth and N<sub>2</sub> fixation of soy been”, Revue Nématol, V.2, n° 4, (1981), 277-280.
36. **St-Arnaud, M., Mamel,C., Caron, M. et Fortin, J.A.**, “Endomycorhizes VA et sensibilité des plantes aux maladies racinaires : synthèse de la littérature et mécanismes d'interaction potentiels”, Fortin, J.A., Charest, C. et Piché, Y. éditeurs, Orbis Publishing, Québec, (1995), 5 2 -69.
37. **Niemira, B.A., Safir, G.R., Hammerschmidt, R et Bird, G.W.**, “Production of pre-nuclear minitubers of potato with pest-based arbuscular mycorrhizal fungal inoculum”, Agronomy Journal, n° 57, (1995), 942-964.

38. **Azcon-Aguilar, C. et Barer, J.M.**, ‘‘Arbuscular mycorrhizas and biological control of soil-born plant pathogens - an overview of the mechanisms involved’’, *Mycorrhiza*, n°6, (1996), 457- 463.
39. **Dalpé, Y.**, ‘‘Systématique des endomycorhizes à arbuscules : de la mycopaléontologie à la biochimie’’, Fortin, J.A., Charest, C. et Piché, Y. Editors, Orbis Publishing, Québec, (1995), 195p.
40. **Mousin, D.**, ‘‘Quelques aspects physiologiques et écologiques de la symbiose ectomycorhizienne’’, CRA. CAD. AGRIC, (séance du 20 octobre 1982), 1153-1161.
41. **Melin, E et Nilsson, H.**, ‘‘Transfer of radioactive phosphorus to pine seedlings by means of mycorrhizal hyphae’’, *physiological plant*, V.3, n° 88, (1950), 198p.
42. **Boughedaoui, L.**, ‘‘Etude sur les mycorhizes du Pin d’alep *Pinus halepensis* MILL’’, Thèse de magistère, INA- Alger, (1984), 122p.
43. **Lanier. L., Joly, P., Bondoux, P et Bellemere, A.**, ‘‘Mycologie et pathologie forestière, I Mycologie forestière’’, Masson, Paris, (1978), 487p.
44. **Brown, M.T. et Wilkins, D.A.**, ‘‘Zinc tolerance of mycorrhizal Betule’’. *New Phytologist*, n° 99, (1985), 101-106.
45. **Sylvia, D. M. et Williams, S.E.**, ‘‘Vesicular-arbuscular mycorrhizae and environmental stress’’, Bethlenfalvay et Linderman Editors, ASA Special Publication Number 54, Madison Wisconsin, 101-124
46. **Argillier, C., Falconnet, G et Mousin, D.**, ‘‘Production de plants forestiers’’, Rencontre forestière des chercheurs en forêt méditerranéenne- La grande Motte, 6-7 Octobre 1992, Oswald editor, INRA, Paris, (1993),55-66 .
47. **Tagu, D., Simoneau, P. et martin, F.**, ‘‘Molecular analysis of ectomycorrhiza differentiation’’, Sandermann, H et Bonnet-Masimbert Editors, Les colloques, n° 76, EUROSILVA, INRA, Paris, (1995), 368p.
48. **Fortin, J.A., Charest, C. et Piché, Y.**, ‘‘La Symbiose mycorhizienne : états des connaissances’’, Orbis Publishing, Québec, (1995), 195p.
49. **Gay, G., Sotta, B., Tranvan, H., Gea, L et Vian, B.**, ‘‘Fungal auxin in involved in ectomycorrhiza formation : genetical, biochemical and ultrastructural studies with IAA over producer mutants of *Hebelome cylindrosporum*’’, Sandermann, H et Bonnet-Masimbert Editors, Les colloques, n° 76, EUROSILVA, INRA, Paris, (1995), 368p.
50. **Hampp, R., Schaeffer, c., Wallenda, T., Wingler, A., Johann, P., Laurent, P., Martin, F et Gadai, P.**, ‘‘Root carbon metabolism and anaplerosis in ectomycorrhizal

- tree”, Sandermann, H et Bonnet-Masimbert Editors, Les colloques, n° 76, EUROSILVA, INRA, Paris, (1995), 368p.
51. **Kottke, I., Pargney, J. C., Qian, X. M., le Disquet, I.**, “Passage and deposition of solutes in the hyphal sheath of ectomycorrhizas, The soil root interface” Sandermann, H et Bonnet-Masimbert Editors, Les colloques, n° 76, EUROSILVA, INRA, Paris, (1995), 368p.
  52. **Mukerji, K. G.**, “Concepts in mycorrhizal research”, Kluwer Academic Publisher, Boston, (1996), 256p.
  53. **Valdecantos, A., VILAGROSA, A., CORTINA, J., VALLEJO, V.R., Seva, J.P. et BELLOT, J.**, “Mycorhization et application de compost urbain pour l’amélioration de la survie et de la croissance des semis de *Pinus halepensis* en milieu semi-aride”, Cahier des options méditerranéennes - CIHEAM, Montpellier, (1996), 87- 104.
  54. **Plassard, C.**, “La mycorhization des plantes forestières en milieu aride et semi-aride : nutrition minérale en terrains calcaires”, Cahier des options méditerranéennes - CIHEAM, Montpellier, (1996), 27-32.
  55. **LeTacon, T., Mousain, D., Garbaye, J., Bouchard, D., churin, J.L., Argillier, C., Armirault, J.M et Généré, B.**, “Mycorhizes, pépinières et plantations forestières en France”, Revue Forestière Française, n° 49, (1997), 131-154.
  56. **Taquair, J.**, “Les champignons et les mycorhizes”, [http// www.agr.gc.mycor\\_f.htm](http://www.agr.gc.mycor_f.htm), (2001), 22p.
  57. **Clapp, J. P., Fitter, A.H., Young, P. W.**, “Ribosomal small subunit sequence variation within spores of an arbuscular mycorrhizal fungus, *Scutellospora sp*” Molecular ecology, n°8, (1999), 915-921.
  58. **Benyahya, Z.**, “La culture des mycorhizes”, publication du CESAMM, Unité de microbiologie, (AGRO) – UCL, (2005), [http// : www.CESAMM-AGRO.gc.ca](http://www.CESAMM-AGRO.gc.ca).
  59. **Raman, N et Mahadevan, A.**, “Mycorrhizal research”, Mukerji, K.G, editors, Kluwer academic publishers, Boston, Massachussets, (1996), 256p.
  60. **De Oliveira, V.L. et Garbaye, J.**, “Les microorganismes auxiliaires de l’établissement des symbioses mycorrhiziennes”, European Journal of forest pathology, n°19, (1989), 54-64.
  61. **El-Khatib, A.**, “التكاثر النباتي في الزمر النباتية”, OPU, Alger, 1991, 447p.
  62. **Snoussi, M.M.**, “التطبيقات العلمية للنباتات اللازهرية”, Maison de culture, Alger- palais du livre, Blida, (1992), 138p.

63. **Prabhu, A.V., Khelfane, K et Bekal, S.,** ‘‘Compilation des maladies fongiques des plantes en Algérie’’, OPU, Alger, (1992), 85p.
64. **Perreau, J.,** ‘‘Des marginaux : les champignons’’, Science et vie, Le monde végétal, hors série n° 122, EXCELSOIR publication, S.A, Paris, (1978), 122-134.
65. **Dalpé, Y.,** ‘‘Mycorhizes à arbuscules - Taxonomie et biodiversité’’, CRECO Agriculture et agroalimentaire, Ottawa (Ontario), (2003), 125p.
66. **Morton, J.B. et Benny, G.L.,** ‘‘Revised classification of arbuscular mycorrhizal fungi (Zygomycetes): A new order, Glomales, two new busorders, Glomineae and Gigasporineae, with an emendation of Glomaceae’’. Mycotaxon, n° 37, (1990), 471-491.
67. **Koide, R.T. et Mosse, B.,** ‘‘A history of research on arbuscular mycorrhiza’’, Mycorrhiza, V. 3, n° 14, (2004), 145-163.
68. **Naveen, P. et Hatia, B.,** ‘‘Diversity and dominance of VAM’’, Mukerji, G.K. Editors, Kluwer Academic Publisher, Boston, (1996), 256p.
69. **Giovannetti, M., Azzolini, D., Citernesi, A. S.,** ‘‘Anastomosis formation, nuclear and protoplasmic exchange in arbuscular mycorrhizal fungi’’, Applied and environmental microbiology, V. 65, n° 12, (décembre 1999), 5571-5575.
70. **Ginninazzi-Pearson, V.,** ‘‘Plant cell responses to arbuscular mycorrhizal fungi : getting to the roots of the symbiosis’’, The Plant Cell, n° 8 (1996), 1871- 1883.
71. **Miller, J.C., Rnjapakse, Jr. S. et Garber, R.K.,** ‘‘Vesicular-arbuscular mycorrhizae in vegetable crops’’, Hort Science, n°2 1, (1986), 974-984.
72. **Declerck, S., Strullu, D.G. et Plenchette, C.,** ‘‘Monoxenic culture of the intraradical forms of *Glomus* sp. isolated from a tropical ecosystem : a proposed methodology for germplasm collection’’, Mycologia, V.4, n° 90, (1998), 579-585.
73. **Doner L.W. et Bécard G.,** ‘‘Solubilization of gellan gels by chelation of cations’’, Biotechnology Techniques, n° 5, (1991), 25-28.
74. **Garbaye. J.,** ‘‘Effet du champignon mycorrhizien *Heboloma crustuliniforme* sur la croissance du chêne et du hêtre’’, Revue forestière française, Tome XXXV, (1983), 21-26.
75. **Chevalier, G.,** ‘‘La mycorrhization contrôlée en pépinière forestière. Possibilités d’application aux conteneurs’’, Revue forestière française, Tome XXXVII, (2- 1985), 93-106.

76. **Généreé. B., Le Tacon., Amiraults, J. M., Bouchard, D.,** “La mycorhization contrôlée de boutures d’epicéa commun en pépinière”, Revue forestière française, Tomme XLVI, (1994), 49-58.
77. **Garbaye. J., Lainez, J., Le Tacon, F.,** “Survie, croissance et mycorhization après plantation de plants d’hêtre produits sur tourbe fertilisée”, Revue forestière française, Tome XXXV, (1983), 215p.
78. **Severn Ellis, A.A.,** “Enhancement of banana tissue culture plant and root growth with micro-organisms”, Dans : Plant biotechnology and in vitro biology, IAPTC editeur, Jérusalem, (Juin, 1998),
79. **Draye, X.,** “Banana rots, architecture and genetics Plants roots”, Waisel, Y. editor, Books in soil, plants and the environment series (USA), (2002), 261-177.
80. **Phirke, N.V.,** “Applicability of fly ash is sound for rhizosphère, biomass yeil, enhanced banana productiviry and sustainable eco-system”, Roussos Editors, Kluwer academic publishers, san Diago, (2003), 522p.
81. **Rivera. E. L. et Guerrero, E.,** “Direct nutrient cycling by ectomycorrhiza is it a complement of mineralization”, Symposuim n°13, Université de Javeriana, Bogota, Colombia, (1996), 1-6.
82. **Kropp, B. et Fortin, J.A.,** “The incompatibility system and relative ectomycorrhizal performance of monokaryons and reconstituted dikaryons of *Laccaria bicolor*”, canadien journal of botany, n° 66, (1988), 289-294.
83. **Abourouh, M.,** “ Les évaluations quantitatives des mycorhizes en pépinière et sur le terrain”, Cahier des options méditerranéenne CIHAM, Montpellier, (1996), 51-61.
84. **Tagliaferro, F.,** “Evaluation de la mycorhization en pot et en pleine terre : principes de réglementation”, Cahier des options méditerranéenne CIHAM, Montpellier, (1996), 63-73.
85. **Brillant, A.V., Périnet, P. et Robitaille, D.,** “Impact de la mycorhization par deux espèces de *Glomus* sur la croissance et la morphologie du Glaseng d’Amérique cultivé en conditions contrôlées”, Colloque sur la symbiose mycorhizienne- Session n° 10, (1998), 10-15.
86. **Amadou, A.B., Guissou, T., Duponnois, R., Plenchette, C., Sacko, O., Sidibé, D., Sylla, K. et Windou, B.,** “Mycorhization contrôlée et fertilisation phosphatée : applications à la domestication du jujubier”, Fruits, n° 56, (2001), 261-269
87. **Bazinet, C.,** “La mycorrhization contrôlée, un avenir agricole”, Végétal BBV, n° 25, (1997), 1-12.

88. **Lapeyrie, F.**, "The role of ectomycorrhizal fungi in calcareous soil tolerance by 'symbiocacicole' woody plants", *Annales des Sciences Forestière*, n° 21, (1990), 579-589.
89. **Bergeron, S.**, "Potentiel d'utilisation d'inoculants endomycorhiziens pour la production d'espèces ornementales en serre", Mémoire pour l'obtention du grade de maître ès science (M.Sc), Université LAVAL. Canada, (1998), 130p.
90. **Schneck, N. C. et Schroder, V. N.**, "Response of Endogone mycorrhiza on soybean roots", *Mycologia*, n°66, (1974), 1114-1121.
91. **Schneck, N.C., Graham, S.O. et Green, N.**, "Température and light effect on contamination and spore germination of vesicular- arbuscular mycorrhizal fungi", *Mycologia*, n°68, (1975), 1189-1192.
92. **Auge, R.M. et Strodoła, A.J.W.**, "An apparent increase in symplastic water contributes to greater turgor in mycorrhizal roots of droughted Rosa plant", *New phytologist*, n° 115, (1990), 285-295.
93. **Ebbers, B.C., Anderson, R.C. et Liberta, A.E.**, "Aspects of the mycorrhizal ecology of prairie dropseed, *sporobolus heterolepis* (Poaceae)", *American journal of Botany*, n° 74, (1987), 564-573.
94. **Schreiner, R.P., Mihara, K.L., McDaniel, H. et Bethlenfalvay, G.J.**, "Mycorrhizal fungi influence plant and soil function and interaction", *Plant and soil*, n° 188, (1997), 199-209.
95. **Boutekrabt, A., Chevalier, G., Pargney, J.C. et Dexheimer, J.**, "Mycorhization par *Tuber melanosporum* Vitt de vitroplants de *Quercus Robur* L et *Q. pubescens* Willd". *Agronomie*, v. 10, n°2, (1990), 127-132.
96. **Srivastava, D, R., Kapoor, Srivastava, S. K. et Mukerji, K. G.**, "Vesicular arbuscular mycorrhiza", Mukerji, K.G Editor, Kluwer Academic Publishing, Boston, Massachussets, (1996), 1-40.
97. **Pouget, M.**, "Les relations sol- végétation dans les steppes sud- algéroises", O.R.S.T.O.M, paris, (1980), 256p.
98. **Beloued. A.**, "Etymologie des noms de plantes du bassin méditerranéen", OPU, Alger, (1998), 91p.
99. **Quezel, P. et Santa, S.**, "Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales, tome II", CNRS, Paris, (1962), 634p.
100. **Messaili, B.**, "Botanique- Systématique des spermaphytes- cours destiné aux agronomes", OPU, Alger, (1998), 76p.

101. **Boudy, P.**, "Guide du forestier en Afrique du nord", La maison rustique, Paris (1952), 512p.
102. **Ozenda, p.**, "Flore du sahara", CNRS, paris, (1983), 489p.
103. **Ghazi, A.**, "Les sols salins des zones arides et semi arides et possibilités de les valoriser par les reboisements", Bulletin technique forestier, n° 25, INRF, Alger, (Mars 1988), 14-26.
104. **Pliansky, G., Brauna, A., Danielevski, A., Ginkinel, L., Korsounskaia, V., Soukhanova, S. et Verziline, N.**, "Biologie générale", Mir Edition, Moscou, (1986), 366p.
105. **Belarouci, L.N.**, "Les reboisements en Algérie et leurs perspectives d'avenir", V.1, V.2, OPU, Alger, (1991), 641p.
106. **Pokorny, J.**, "Les arbrisseaux, arbustes et buissons", Marabout services, Paris (1975), 150p.
107. **Abdelguerfi, A. et Ramdane, S.A.**, "Mise en oeuvre des mesures générales pour la conservation *in situ* et *ex situ* et l'utilisation durable de la biodiversité en Algérie", Ministère de l'aménagement du territoire et de l'environnement. FEM/PNUD, Projet ALG/97/G31, Plan d'action et stratégie nationale sur la biodiversité, (2003), 98p.
108. **Khader, M.**, "Diagnostic écologique des écosystèmes steppiques et évaluation pastorale des parcours : cas de la région de Djelfa", Thèse de magistère, Institut d'agronomie, Centre universitaire Mustapha Stambouli de Mascara, (2004), 204p.
109. **Dubost, D.**, "La protection des périmètres irrigués sahariens contre l'ensablement. Centre de recherche scientifique et technique sur les régions arides", Recueil des actes du séminaire de Thaghit (Bechar), CRSTRA, Biskra, (4-6 Novembre 2001), 70-79.
110. **Quezel, P.**, "Réflexion sur l'évolution de la flore et de la végétation au Maghreb méditerranéen", IBIS.Press, Paris, (2000), 198p.
111. **Conservation des forêts.**, "Rapport d'étude sur la wilaya de Djelfa", 2000, 74p.
112. **Kanoun, M.**, "Etude des effets du système de production agro-paastoral sur la dégradation du milieu steppique, cas de la région de Djelfa- Algérie", Recueil des actes du séminaire de Thaghit (Bechar),. CRSTRA, Biskra, (4-6 Novembre 2001), 11-33.
113. **Tolba, K.**, "Some techniques to control sand invasion in Algerian steep", Recueil des actes du séminaire de Taghit (Bechar), CRSTRA, Biskra, (4-6 Novembre, 2001), 42-53.

114. **Institut national des recherches forestière, INRF.**, ‘‘Bilan d’activité de l’année 1984, scientifique et technique’’, Ministère de l’hydraulique de l’environnement et des forêts, (Mars 1985), 10-15.
115. **Favreau, J.**, ‘‘Aspects pratique de la multiplication des ligneux par bouturage sous abris’’, Chaussat, R. et Bigot, c. Editors, GUAUTIER-VILLARDS, Paris, (1980), 202p.
116. **Favre, J. M.**, ‘‘Rhizogenèse et bouturage’’, Chaussat, R. et Bigot, c. Editors, GUAUTIER-VILLARDS, Paris, (1980), 202p.
117. **Boukhli-Hacene, M.**, ‘‘Gestion des nappes alfatières’’, OPU, Alger, (2002), 60p.
118. **Centre National des recherches scientifique (CNRS).**, ‘‘méthodes de cartographie de la végétation’’, colloque international, Toulouse, (1961), 10p.
119. **Office national des statistiques (ONS).**, ‘‘Annuaire statistique de l’Algérie’’, n°18, (1998), 620p.
120. **Berchichet, T., Chanssany, J.P. et Yakhlef, H.**, ‘‘Evolution des systèmes de production ovin en zone steppique algérienne’’, recueil du séminaire international : Réseau parcours, Ifrane (Maroc), (14-18 Septembre 1993), 157-167.
121. **Direction des secteurs agricoles, (D. S.A).**, ‘‘Rapport annuel’’, Hassi- Bahbah - Djelfa, (2006), 34p.
122. **Brague, A.**, ‘‘Contribution à l’étude des moyens de lutte contre la désertification cas d’El-Mesrane (w. Djelfa)’’, Mémoire de fin d’études, Institut technologique agricole de Mostaganem, 88p.
123. **Omari, O.**, ‘‘Impact des techniques de fixation dans la régénération du cordon dunaire d’El-Mesrane (W. Djelfa)’’, Mémoire de DES, USTHB, Alger, (1995), 115p.
124. **Oldache, E.**, ‘‘Contribution à l’étude de la fixation des dunes dans les régions d’El-Mesrane (W. Djelfa) et Bousâada (W. M’Sila)’’, Thèse de magistère, INA, Alger, (1988), 166p.
125. **LeHouerou, H et Froment, F.**, ‘‘La désertification des régions arides’’, Recherches, n° 99, V.10, (1979), 116-158.
126. **Direction de planification et aménagement de territoire (D.P.A.T).**, ‘‘La Wilaya en quelque chiffre’’, Djelfa (2002), 108p.
127. **Pouget. M.**, ‘‘Etude agropédologique du bassin de Zahrez El-Gharbi (Feuille de rocher de sel)’’, RADP Secrétariat à l’hydraulique, Alger, (1971) ,298p.
128. **Makhlouf, L.**, ‘‘Etude sédimentologique du sable du cordon dunaire dans les bassins de Zahrez Gherbi (W. Djelfa)’’, thèse de Doctorat, Université de Paris VI, (1992), 236p.

129. **DeVillaret, F.**, ‘‘Siècles de steppe, Jalons pour l’histoire de Djelfa, Première partie, avant les Oueld Nail’’, Centre de documentation saharienne Ghardaïa (Algérie), (1995), 81p.
130. **Benrebiha, A.**, ‘‘Aménagement pastoral de la région de Charef (Wilaya de Djelfa)’’, mémoire de fin d’étude en agronomie, INA, Alger, (1977), 100p.
131. **Benabadji, N et Bouazza, M.**, ‘‘Quelques modifications climatiques intervenues dans le sud-ouest de l’Oranie (Algérie occidentale)’’, *Revue des énergies renouvelables*, V. 3, n°2, C.D.E.R, (Décembre 2000), 117-125.
132. **Péguy, Ch. P.**, ‘‘Précis de climatologie’’, Masson et Cie, Paris, (1970), 150p.
133. **Aidoud, A.**, ‘‘contribution à l’étude des écosystème steppiques pâturés des hautes plaines Algero-Oranaise (Algérie), Thèse de doctorat, USTHB, Alger, (1989), 134p.
134. **Dajoz, R.**, ‘‘Ecologie des insectes forestier (écologie fondamentale et appliquée)’’, Gauthier-Villard, (1980), 175p.
135. **Office National de la Météo.**, ‘‘Rapport des données climatiques de la période : 1975-2006), Station de Djelfa, 12p.
136. **Kadik, L.**, ‘‘Contribution à l’étude phytoécologique des formations à *Pinus halepensis* MIL dans le Senelba Chergui et Gharbi (Atlas saharien)’’, Thèse de doctorat du 3<sup>ème</sup> cycle, USTHB, (1984), 226p.
137. **Djebaili, S.**, ‘‘Steppe Algérienne, phytosociologie et écologie’’, OPU, Alger, (1984), 159p.
138. **Dajoz, R.**, ‘‘Précis d’écologie’’, Gauthier- Villars, Paris, (1975), 204p.
139. **Bagnouls, F et Gaussen, H.**, ‘‘Saison sèche et indice xérothermique’’, *Bulletin de société d’Histoire de la nature*, Toulouse, n°88, (1953), 193p.
140. **Gounot, M.**, ‘‘Méthodes d’études quantitative de la végétation’’, Masson, Paris, (1969), 314p.
141. **Chessel, D.**, ‘‘L’échantillonnage d’une population d’individus dénombrables’’, *Annale de l’institut national agronomique*, El-Harrach, v. VI (spécial), Ministère des études supérieurs et de la recherche scientifique, (1976), 56p
142. **Bouhot, L.**, ‘‘Distribution spatio-temporelle et stratégie d’échantillonnage des attaques de *Tomicus pipiperda* L. *IPs Sexdentatus boern*, (Cloeoptera, scolitidea) sur Pin sylvestre (*Pinus sylvestris* L) en forêt d’Orléans’’, *Ecole nationale de génie rural des eaux et des forêts*, (1990), 112p.

143. Bouragba, N., ‘Etude systématique et écologique des *coleoptera Carabidae* et *Aranea* dans deux forêts de Pin d’alep au niveau de la région de Djelfa’, Thèse de Magistère, USTHB, Alger, (1992), 156p.
144. Uhlmann, E., Gork, C., Peterson, A. et Oberwinkler, F., ‘Arbuscular mycorrhizae from semi arid region of Namibia’, *Canadian journal of Botany*, v. 88, n°5, (1 May 2004), 645-653.
145. Plenchette, C., Fortin, J.A. et Furlan., V., ‘Growth responses of several plant species to mycorrhizae in a soil of moderate P-fertility. 1. Mycorrhizal dependency under field conditions’. *Plant and Soil*, n°70, (1983), 199-209.
146. Barea, J.M., Requena, N. et Jimenez, I., ‘A revegetation strategy based on the management of arbuscular mycorrhizae, *Rhizobium* and rhizobacterias for the reclamation of desertified Mediterranean shrubland ecosystems’, *Cahier des options méditerranéenne CIHAM*, Montpellier, (1996), 75-86
147. Duchaufour, P., ‘Pédologie.1. Pédogenèse et classification’, MASSON, Paris (1977) ,289p.
148. Driesbeke, J.J., ‘Eléments de statistique’, OPU, Alger, (1988), 446p.
149. Dagnelie, P., ‘Théorie et méthodes statistiques’, V.2, Duculot, Gembleux, (1969), 368p.
150. Margara, J., ‘Bases de la multiplication végétative- les méristèmes et l’organogénèse’, INRA, Paris (1984), 262p.
151. Emberger, L., ‘Les végétaux vasculaires’, Masson, Paris, (1960), 1539p.
152. Plenchette, C., Bois, J. F., Duponnois, R. et cadet, P., ‘La mycorrhization (*Glomus aggregatum*) du mill (*Pennisetum glaucum*)’, *Etude et gestion des sol*, Numéro spécial, (7 avril 2000), 379-384.
153. Graham, J. H, Leonard, R.T. et Menge, I. A., ‘Membrane-mediated decrease in root exudation responsible for phosphorus inhibition of vesicular-arbuscular mycorrhizal formation’. *Plant Physiology*, n ° 68, (1981), 548-552
154. Arnijee, F., Tinker, P.B et Stribley, D.P., ‘The development of endomycorrhizal root systems: VII. A detailed study of effects of soil phosphorus on colonization’. *New Phytol*, n° 111, (1989), 435-446.
155. Arnijee, F., D. P. Stribley, D.P et Tinker, P.B., ‘The development of endomycorrhizal root systems : VIII. Effects of soil phosphorus and fungal colonization on the concentration of soluble carbohydrates in roots’. *New Phytol*, n° 123, (1993), 297-306.

156. Niemira, B.A., Safir, G.R., Hammerschmidt, R. et Bird. G.W., "Production of prenuclear minitubers of potato with pest-based arbuscular mycorrhizal fungal inoculum" Agronomy Journal, n° 57, (1995), 942-964.
157. Legay, J.M., Nature, science, société, Propos d'étapes, Université paris VI, (1996), 98p.
158. De Rosnay, J., "Le microscope", Seuil, Paris, (1975), 128p.
159. Moutoglis, P., "Genetical aspects of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi", Thèse PhD, Université de Montréal, (1997), 104p.
160. Morton, J.B., "Redescription of *Glomus caledonium* based on correspondence of spore morphological characters in type specimens and a living reference culture", Mycorrhiza, n°6, (1996), 161-166.
161. Stumer, S.L et Morton, J.B., "Developmental patterns defining morphological characters in spores of species in *Glomus* (Glomales, Zygomycetes)", Mycologia, n° 89, (1997), 72-81.
162. Pirozynski, K.A. et Dalpé, Y., "The geological history of the Glomaceae with particular reference to mycorrhizal symbiosis". Symbiosis, n° 7, (1989), 1-36.
163. Rambelli, A., "The rhizosphère of mycorrhizal", Marks, G. C., Kazlawskitt, Editors, ectomycorrhizae academic press, London- New York, (1973), 299-349.
164. Smith, S.E. et F.A. Smith., "Structure and function of the interfaces in biotrophic symbioses as they relate to nutrient transport", New Phytologist, n°114, (1990), 1-38.
165. INVAM : <http://invam.caf.wvu.edu/fungi/taxonomy/speciesID.htm>.