

Diversité de champignons mycorhiziens arbusculaires d'un bas fond halomorphe en Tunisie

Z. JMAL¹, S. LABIDI¹, Y. DALPE², S. SLIM¹, A. LOUNES-HADJ SAHRAOUI³, F. BEN JEDDI¹

1. Université de Carthage. Laboratoire des Sciences Horticoles, Institut National Agronomique de Tunisie, 43 Avenue Charles Nicolle 1082 cité Mahrajène, Tunis. Tunisie.

2. Agriculture et agroalimentaire Canada. Avenue 960, Carling. Ottawa, Ontario K1A0C6, Canada.

3. Unité de Chimie Environnementale et Interactions sur le Vivant (UCEIV), Université du Littoral Côte d'Opale, 50, rue Ferdinand Buisson, F-62228 Calais, France.

* Corresponding author: Zied_Djmal@yahoo.com

Abstract - Arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) play a fundamental role in the survival of plant species in marginal soils, particularly low halomorphic funds (sebkhas). Twelve sites around a sebkha in north-eastern Tunisia were surveyed for flora diversity and soil characteristics. Arbuscular mycorrhizal fungi colonization was examined on the roots of sampled plants. The extraction of AMF spores from the soil samples was carried out in the spring period. The isolated spores were counted and seven AMF species were identified: *Funneliformis geosporus*, *Rhizophagus irregularis*, *Claroideogloium etunicatum*, *Funneliformis mosseae*, *Septogloium constrictum*, *Rhizophagus diaphanus* and *Rhizophagus fasciculatus*. Diversity of AMF and plant species in the investigated sites varied depending on soil salinity. The soil electrical conductivity ranged from 2.18 mS /cm (S5) to 98.67 mS /cm (S3). All studied sites, except S2, S5 and S8, were classified as very highly saline soils (> to 16 mS/cm). These later were characterized by the presence of the AMF species: *Funneliformis geosporus* and *Claroideogloium etunicatum*. Only 29 on the 68 collected plant species presented arbuscular mycorrhizal structures in their roots. These plants belong to five botanical families: *Asteraceae*, *Fabaceae*, *Oxalidaceae*, *Malvaceae* and *Poaceae*. Fourty one percent of the sampled plants belongs to the *Asteraceae* family.

Keywords: Asteraceae, Saline soils, biodiversity

Résumé - Les champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) jouent un rôle fondamental dans la survie des espèces végétales dans les sols marginaux, particulièrement les bas fonds halomorphes (sebkhas). Douze sites limitrophes d'une sebkha située au nord-est de la Tunisie ont été prospectés sur les plans floristiques qu'édaphique. Le statut mycorhizien de toutes les espèces échantillonnées a été défini et les spores des CMA de la rhizosphère des plantes de chaque site ont été extraits durant la saison printanière. Les spores isolées ont été dénombrées et sept espèces de CMA identifiées: *Funneliformis geosporus*, *Rhizophagus irregularis*, *Claroideogloium etunicatum*, *Funneliformis mosseae*, *Septogloium constrictum*, *Rhizophagus diaphanus* et *Rhizophagus fasciculatus*. La diversité des CMA et des espèces végétales prospectées a varié d'un site à l'autre selon la salinité du sol. La conductivité électrique des sols a varié de 2,18 mS/cm (S5) à 98,67 mS/cm (S3). Tous les sites ont été classés très fortement salins (> à 16 mS/cm) sauf S2, S5 et S8. Les sols très fortement salins sont représentés particulièrement par les espèces de CMA *Funneliformis geosporus* et *Claroideogloium etunicatum*. Seulement, 29 espèces végétales sur 68 ont révélé la présence de structures mycorhiziennes arbusculaires intraracinaires. Ces dernières appartiennent principalement à 5 familles botaniques, astéracées, fabacées, oxalidacées, poacées et malvacées, les astéracées prédominent avec 41 % des espèces.

Mots clés: Astéracées, Sols salins, biodiversité.

1. Introduction

Les rares précipitations, l'évaporation élevée, l'irrigation avec de l'eau salée et les pratiques culturales sont parmi les facteurs principaux contribuant à l'augmentation de la salinisation des sols. La salinisation des sols est l'un des principaux facteurs abiotiques limitant la diversité et la productivité végétale (Denden et al. 2005; Baatour et al. 2004). Elle provoque un stress hydrique pouvant entraîner la destruction du couvert

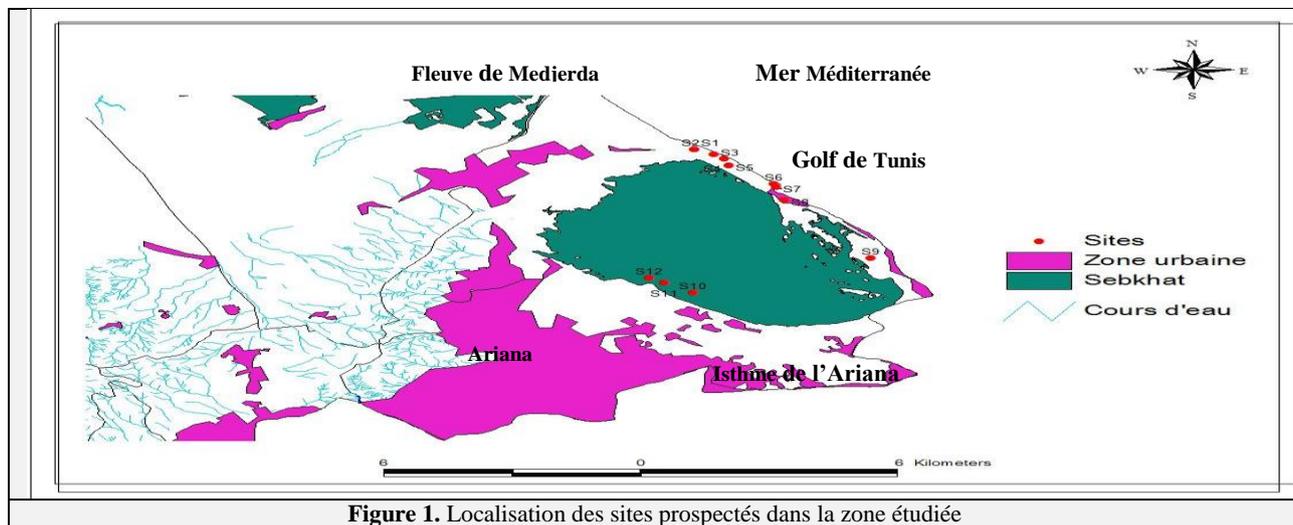


végétal et la dégradation des sols. Les effets néfastes de la salinité sur la croissance des plantes sont généralement associés au faible potentiel osmotique de la solution du sol et au niveau élevé de toxicité du sodium et du chlore pour certaines espèces. Cette contrainte provoque des perturbations multiples sur les métabolismes, croissance et développement des plantes (Tester et Davenport 2003; Yamaguchi et Blumwald 2005). De fortes concentrations de sels solubles affectent les propriétés pédologiques comme la dispersion des particules argileuses (Grachev et al. 1997) et organiques (Amrhein et al. 1992); la conductivité hydrique (Zahou et Amrhein, 1992) et la stabilité structurale (Aubert 1976). La tolérance des végétaux à la salinité correspond à leur aptitude à vivre en présence des sels. Cette situation entraîne la formation de paysages particuliers occupés par une flore halophyte ou à l'état extrême complètement dénudés de toute végétation (chotts, sebkhas) (Loyer 1991). *In vitro*, les densités des populations microbiennes y compris les microorganismes telluriques ont été plus faibles dans les sols halomorphes (Slama 2004). De même *in situ*, Juniper et Abbott (2006) ont trouvé une diminution des microorganismes telluriques en milieu salin. Cependant, certains végétaux sont capables de s'installer et se développer sur des sols pauvres en éléments minéraux grâce à leurs symbiotes racinaires comme les champignons mycorrhiziens arbusculaires (CMA) (Diop et al. 2003; Labidi et al. 2011). Ces champignons sont des microorganismes du sol ubiquistes capables d'établir une symbiose avec 80% des taxons végétaux (Smith et al. 2003). Les champignons mycorrhiziens arbusculaires peuvent coloniser une variété d'écosystèmes terrestres y compris de nombreux environnements stressés (Van der Heijden et al. 1998b; Wang et Shi 2008). La symbiose mycorhizienne a été observée dans des environnements à forte salinité chez plusieurs espèces végétales (Van Duin et al. 1989; Coke et Lefor 1990). Des taux de colonisation mycorhizienne de 79,4 et 50,2 % ont été observés respectivement chez *Agropyron trachycaulum* et *Aster ecicoides* à une teneur de sodium de 7227 mg /kg de sol. De même *Hordeum jubatum* a un taux de mycorhization de 74,3 %, à une concentration de sodium supérieure à 10000 mg /kg de sol, (Johnson et al. 1995). En Tunisie, les zones salines dites sebkhas se répartissent sur différentes régions du nord au sud du pays (Bel Hadj Kacem et al. 1993). Ces aires sont dominées par diverses halophytes crassulescentes et pérennes de la famille des Chénopodiacées qui sont souvent distribuées en bordures des sebkhas. Les principales espèces rencontrées dans ces zones sont : *Atriplex halimus*, *Limonium pruinosum*, *Arthrocnemum indicum*, *Halocnemum strobilaceum*, *Salicornia arabica*, *Salsola vermiculata*, *Suaeda mollis* et *Zygophyllum album*. Ainsi, l'objectif de cette étude est de caractériser la diversité des champignons mycorrhiziens arbusculaires et des espèces végétales environnantes autour d'une sebkha située à l'Ariana (golfe de Tunis).

2. Matériel et méthodes

2.1. Zone d'étude et choix des sites

La zone étudiée est une lagune fermée faisant partie des zones humides du Maghreb (Sebkha de l'Ariana). Selon les saisons climatiques, sa superficie varie de 30 à 35 Km². Elle est située en bordure nord-ouest du golfe de Tunis (36°54'25''N et 10°14'55''E). Au nord-est, cette sebkha est séparée de la Méditerranée par une plage et un cordon littoral qui s'étend du Cap Gammarth à l'actuelle embouchure du fleuve Medjerda (Figure. 1). Au sud, ce sebkha il est séparé du lac de Tunis par l'isthme de l'Ariana; et à l'ouest par les reliefs des massifs Nahli. Les sites prospectés ont été choisis selon leur emplacement par rapport à la mer i) coté mer (S3, S4, S5, S6 et S7) ii) Coté opposé à la mer (S8, S9, S10, S11 et S12).



2.2. Echantillonnage

Cinq prélèvements de plantes entières (parties aérienne et racinaire) par site ont été effectués dans un quadrat de 1 m². A 20 cm de profondeur, un échantillon de sol a été récolté pour chaque quadra. Les échantillons de sol et de plantes ont été ensachés, numérotés et datés. Les parties aériennes ont servi à l'identification des espèces et les racines ont été utilisées pour la détection de la colonisation par les mycorrhiziennes arbusculaires. Les 5 échantillons de sols de chaque site ont été mélangés, séchés, tamisés (maille de 2 mm), homogénéisés et stockés à 4°C avant leur traitement. Une partie de ces échantillons a été utilisée pour réaliser l'extraction des spores des CMA et l'autre réservée aux analyses physico-chimiques.

2.3. Mesure du pH et de la conductivité électrique du sol

La conductivité électrique et le pH ont été mesurés avec un conductimètre de marque Crison sur un filtrat extrait 24 heures après saturation du sol avec de l'eau distillée selon la méthode décrite par Pauwels et al. (1992).

2.4. Dosage de sodium

Le sodium a été analysé sur l'extrait de la pâte saturée du sol par photométrie de flamme (Sherwood 410) selon la méthode décrite par Pauwels et al. (1992).

2.5. Dosage de chlorure

Les ions chlorure ont été mesurés sur l'extrait de la pâte saturée du sol avec le nitrate d'argent (AgNO₃²⁻) selon la méthode potentiométrique décrite par Pauwels et al. (1992).

2.6. Texture du sol

La texture du sol des sites prospectés a été déterminée selon la technique d'analyse granulométrique. Elle consiste à déterminer la distribution pondérale des différentes fractions texturales de la partie minérale du sol initial. La matière organique a été éliminée par oxydation avec l'eau oxygénée. La séparation du limon et de l'argile a été effectuée moyennant une pipette de Robinson-Khône. Les sables ont été récupérés par tamisage sous l'eau (Pauwels et al. 1992).

2.7. Identification des espèces végétales

L'identification des espèces végétales a été basée sur les caractères morphologiques spécifiques à chaque famille botanique (Pottier (1979); Ozenda, (1983); Tutin et al. (1968); Fennane et al. (2007); Quézel et Santa (1963); Cuénod (1954) et Hansen et Sunding (1993).

2.8. Taux de mycorhization

La détermination de taux de colonisation des racines par les CMA a concerné les espèces végétales les plus dominantes. La coloration des racines a été faite avec le bleu de Trypan selon la technique décrite par Phillips et Hayman (1970). Les taux de colonisation ont été calculés par la méthode de McGonigle et al. (1990). Cette technique consiste à placer entre lame et lamelle 80 fragments racinaires colorés ayant chacun 1 cm de longueur. L'observation des différentes intersections pouvant existées entre l'axe de l'objectif et le fragment d'une racine colorée a été faite au microscope optique Nikon avec un grossissement (40 ×). Trois lectures par fragment ont été réalisées.

2.9. Extraction et dénombrement de spores des CMA

Les échantillons de sol conservés à 4 °C ont été séchés à l'air libre et à l'ombre. La technique du tamisage humide décrite par Gerdemann et Nicolson (1963) a été adoptée pour extraire les spores. Cette opération consiste à mettre chaque échantillon de sol (100 g) sous un jet d'eau et sur une série de tamis (1,6 mm; 0,25 mm et 0,038 mm). Les tamisas ont été récupérés et versés dans des boîtes de Pétri. Sous la loupe binoculaire (20 × à 40 ×) et à l'aide d'une pince fine, les spores ont été nettoyées des débris organiques et placées dans une boîte de Pétri dont le fond est quadrillé pour faciliter le comptage de spores. Chaque morphotype de spores reconnu est compté sous une loupe binoculaire (Wild M 400, équipée d'un boîtier microphotographique Nikon).

2.10. Identification des espèces de CMA

Après avoir isolé les différents morphotypes correspondants à chaque site, ces derniers ont été montrés entre lame et lamelle pour observation sous microscope et détermination des différentes espèces. Ces dernières ont été identifiées sur la base de leurs caractéristiques morphologiques (Dalpé et Hamel 2007; Blaszkowski 2012).

2.11. Abondance relative des CMA

L'abondance relative (AR) de chaque type de spore a été déterminée selon la formule établie par Johnson et al. (1991).

AR = [(nombre total de spores observées par type et par site/nombre total de spores observées dans tous les sites) x 100]

2.12. Analyses statistique

Les données obtenues ont été traitées par une analyse de variance au seuil de 5% ($p < 0.05$) en utilisant le logiciel SAS, en effectuant le test ANOVA.

3. Résultats et discussion

3. 1. Caractérisation physico-chimiques des sols

Le pH et la conductivité électrique des sols ont varié respectivement de 7,05 à 7,96 et de 2,18 à 98,67 mS/cm. Les teneurs de Na⁺ et Cl⁻ varient respectivement de 15,67 à 988,33 méq/l et de 12,66 à 962,66 méq/l (Tableau 1). Selon Maillard (2001), ces sols sont classés légèrement salins dans le site S5 (2,18 mS/cm), modérément salins en S2 (7,40 mS/cm) et S8 (7,90 mS/cm) et très fortement salins (> à 16 mS/cm) en S1, S3, S4, S6, S7, S9, S10, S11 et S12. En effet, un pH de sol saturé inférieur à 8,2 ou (8,7 dans d'autres ouvrages), une conductivité électrique de sol saturé supérieure à 2 mS/cm et des fortes teneurs en Na⁺ et Cl⁻ montrent que tous les sites prospectés sont salins (Maillard 2001). A l'exception du site S1 où la teneur en argile est élevée (36,02 %), les autres sites se caractérisent par des sols limono-sableux ou sablo-limono (Tableau1).

Sites	pH	CE (mS/cm)	Na ⁺ (méq/l)	Cl ⁻ (méq/l)	Argile (%)	Limons (%)	Sables (%)
S1	7,28	40,00	290,00	298,33	36,02	48,10	15,78
S2	7,17	7,40	21,67	21,33	9,48	27,22	63,82
S3	7,05	98,67	988,33	926,66	0,12	46,98	52,90
S4	7,12	37,31	231,33	237,00	0,12	46,03	51,63
S5	7,74	2,18	15,67	12,66	8,58	32,47	58,93
S6	7,58	25,33	360,00	515,00	0,11	42,99	56,90
S7	7,71	90,00	149,67	106,66	0,07	26,93	73,00
S8	7,74	7,90	23,09	24,12	11,56	16,09	71,06
S9	7,27	78,33	670	672,66	0,12	46,98	52,90
S10	7,96	88,70	635,33	603,33	0,12	51,68	48,20
S11	7,88	51,10	280,00	290,00	0,20	79,3	20,50
S12	7,77	25,70	50,00	35,33	0,07	92,76	7,00

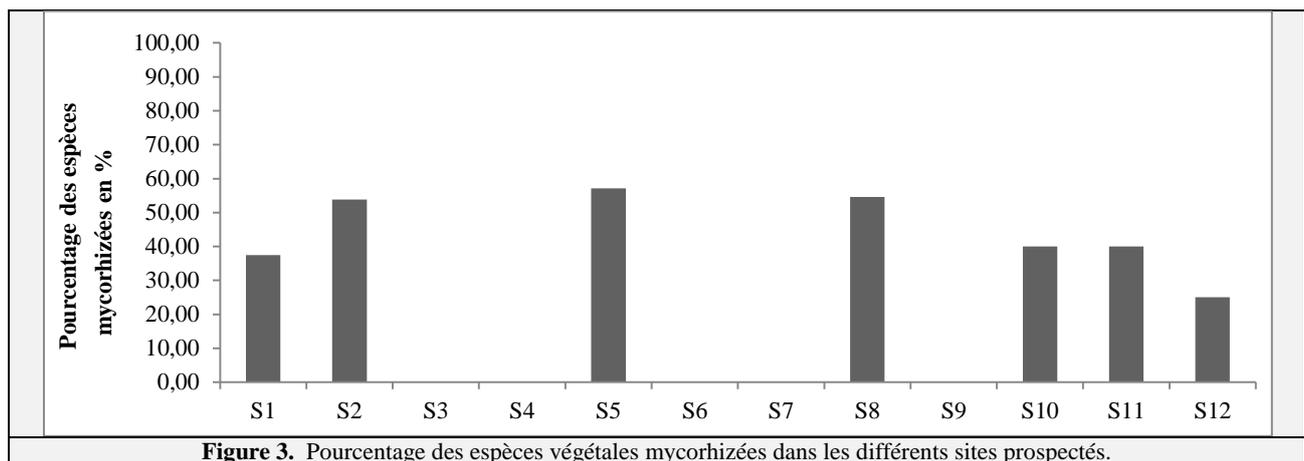
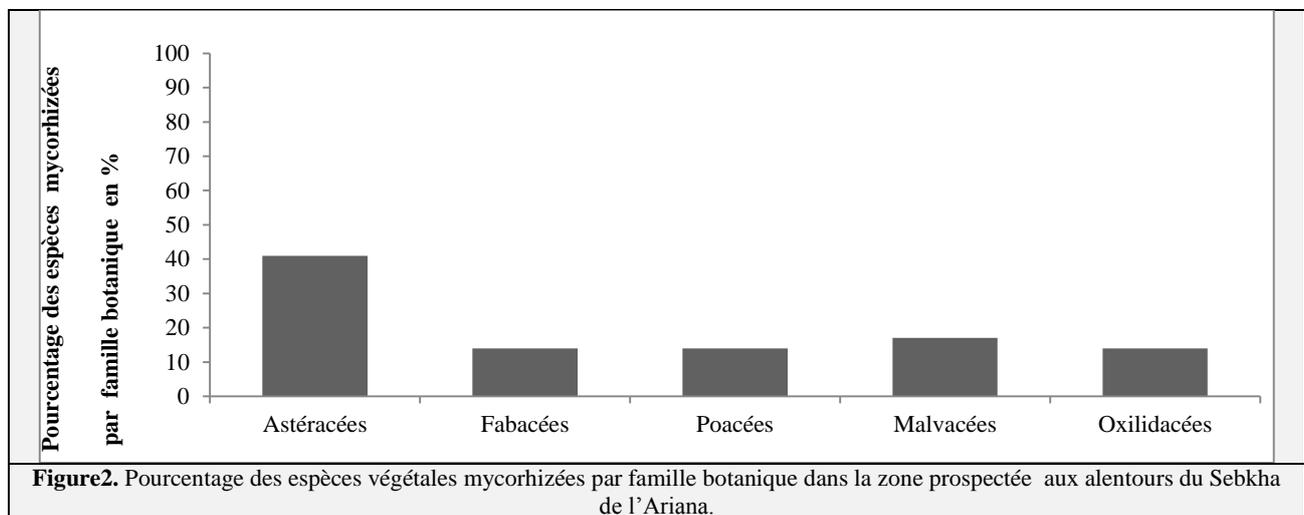
La teneur élevée en sel peut être due à l'avancée de la mer vers l'intérieur des terres, pendant la période pluviale, via le canal qui la lie aux différents sites étudiés. L'existence des coquilles de mollusques au niveau des sites S4, S7 et S10 peut être une preuve de cette avancée de la mer vers les terres des sites prospectés. En effet, Diallo et al. (1999) ont expliqué que les teneurs élevées en sel trouvées dans les sols de la zone soudanienne du Sénégal (Foundiougne), située sur la côte atlantique, est due à l'avancée de la mer vers cette zone.

3.2. Colonisation de la flore halomorphe par les champignons mycorhiziens arbusculaires

Les structures mycorhiziennes arbusculaires ont été observées dans les racines de 29 espèces végétales sur les 68 identifiées. Les espèces mycorhizées appartiennent à 5 familles botaniques soient les astéracées, fabacées, oxalidacées, poacées et malvacées. Les astéracées constituent 41 % des espèces mycorhizées, suivies par les malvacées (17%), les fabacées, oxalidacées et poacées (14%) (Figure 2).

Les sites légèrement (S5: 2,18 mS/cm) et modérément (S2: 7,40 mS/cm et S8: 7,90mS/cm) salins ont abrité plus de 50% des espèces mycorhizées. Cependant, Les sites très fortement salins (> 16 mS/cm) présentent un pourcentage faible d'espèces mycorhizées variant entre 25 et 40 % (Figure 3).

Dans les sites légèrement (S5) et modérément salins (S2 et S8), la diversité des espèces végétales mycorhizées a été principalement représentée par les espèces appartenant à la famille des astéracées telle que *Crepis foetida*, *Chamaemelum nobile* et *Chrysanthemum segetum* (Tableau 2). Les travaux de Brett et al. (2005) ont montré aussi que la majorité des espèces mycorhizées (*Aster ericoides*, *Sonchus arvensis* et *Grindelia squarrosa*) présentent sur des sols salins appartiennent à la famille des astéracées. Alors que les sites très fortement salins caractérisés par des plantes ayant des taux de mycorhization faibles sont dominés par des espèces appartenant à la famille des chénopodiacées comme *Salicornia arabica*, *Halocnemum strobilaceum*, *Suaeda fruticosa*, *Suaeda mollis*, *Atriplex portucoloides* et *Atriplex semibaccata*.



D'après Johnson-Green et al. (1995), les sites ayant des sols salins ou fortement salins sont souvent colonisés par des espèces végétales non mycorhizables appartenant à la famille des chénopodiacées comme *Suaeda depressa*, *Suaeda fruticosa* et *Salsola foetida*. Ceci explique l'absence d'espèces mycorhizées dans les sites très fortement salins S3, S4, S6, S7 et S9.

Tableau 2. Les espèces végétales identifiées et leur colonisation par les champignons mycorhiziens arbusculaires autochtones dans les sites étudiés.

Site	CE (mS/cm)	Espèces inventées	Familles	Présence de SM	TM (%)				
S1	40,00	<i>Melilotus officinalis</i> (L.)	Fabacées	+	40				
		<i>Salicornia arabica</i> L.	Chénopodiacées	-					
		<i>Halocnemum strobilaceum</i> (Pall.) M.Bieb.	Chénopodiacées	-	0				
		<i>Suaeda fruticosa</i> (L.)	Chénopodiacées	-					
		<i>Suaeda mollis</i> (Desf.) Del.	Chénopodiacées	-					
		<i>Crepis foetida</i> L.	Astéracées	+	35				
		<i>Chamaemelum nobile</i> (L.) All.	Astéracées	+	27				
		<i>Oxalis corniculata</i> L.	Oxalidacées	+	42				
		S2	7,40	<i>Melilotus officinalis</i> (L.)	Fabacées	+			
				<i>Salicornia arabica</i> L.	Chénopodiacées	-	0		
<i>Halocnemum strobilaceum</i> (Pall.) M.Bieb.	Chénopodiacées			-	0				
<i>Suaeda fruticosa</i> (L.)	Chénopodiacées			-					
<i>Suaeda mollis</i> (Desf.) Del.	Chénopodiacées			-					
<i>Crepis foetida</i> L.	Astéracées			+					
<i>Chamaemelum nobile</i> (L.) All.	Astéracées			+	55				
<i>Inula crithmoides</i> L.	Astéracées			-					
<i>Chrysanthemum segetum</i> L.	Astéracées			+					
<i>Hordeum murinum</i> ssp. Glaucum	Poacées			+	70				
S3	98,67	<i>Malva sylvestris</i> L.	Malvacées	+					
		<i>Oxalis corniculata</i> L.	Oxalidacées	+					
		<i>Centaurium pulchellum</i> (Sw.)	Gentianacées	-					
		S4	37,31	<i>Halocnemum strobilaceum</i> (Pall.) M.Bieb.	Chénopodiacées	-	0		
				<i>Halocnemum strobilaceum</i> (Pall.) M.Bieb.	Chénopodiacées	-	0		
				S5	2,18	<i>Melilotus officinalis</i> (L.)	Fabacées	+	
						<i>Salicornia arabica</i> L.	Chénopodiacées	-	
						<i>Halocnemum strobilaceum</i> (Pall.) M.Bieb.	Chénopodiacées	-	
						<i>Suaeda fruticosa</i> (L.)	Chénopodiacées	-	
						<i>Suaeda mollis</i> (Desf.) Del.	Chénopodiacées	-	
<i>Crepis foetida</i> L.	Astéracées					+	70		
<i>Chamaemelum nobile</i> (L.) All.	Astéracées					+			
<i>Chrysanthemum segetum</i> L.	Astéracées					+	52		
<i>Malva sylvestris</i> L.	Malvacées	+	85						
<i>Oxalis corniculata</i> L.	Oxalidacées	+	65						
S6	25,33	<i>Limoniastrum monopetalum</i> (L.) Boiss.	Plombaginacées	-					
		<i>Mesembryanthemum crystallinum</i> L.	Aizoacées	-					
		<i>Lygeum spartum</i> L.	Poacées	+					
		<i>Avena sativa</i> L.	Poacées	+	92				
		<i>Atriplex portucoloides</i> L.	Chénopodiacées	-	0				
		<i>Salicornia arabica</i> L.	Chénopodiacées	-	0				
		<i>Halocnemum strobilaceum</i> (Pall.) M.Bieb.	Chénopodiacées	-	0				

S7	90,00	<i>Salicornia arabica</i> L.	Chénopodiacées	-	0				
S8	7,90	<i>Salicornia arabica</i> L.	Chénopodiacées	-					
		<i>Halocnemum strobilaceum</i> (Pall.) M.Bieb.	Chénopodiacées	-	0				
		<i>Suaeda mollis</i> (Desf.) Del.	Chénopodiacées	-					
		<i>Atriplex semibaccata</i> R.Br.	Chénopodiacées	-					
		<i>Chenopodium murale</i> L.	Chénopodiacées	-					
		<i>Crepis foetida</i> L.	Astéracées	+	56				
		<i>Chamaemelum nobile</i> (L.) All.	Astéracées	+					
		<i>Centaurium pulchellum</i> (Sw.)	Astéracées	-	0				
		<i>Gaudinia fragilis</i> (L.) P Beauv.	Astéracées	+					
		<i>Inula crithmoides</i> L.	Astéracées	-					
S9	78,33	<i>Ononis natix</i> subsp. ramosissima (Desf.) Batt	Fabacées	+					
		<i>Oxalis corniculata</i> L.	Oxalidacées	+					
		<i>Salicornia arabica</i> L.	Chénopodiacées	-	0				
		S10	88,70	<i>Halocnemum strobilaceum</i> (Pall.) M.Bieb.	Chénopodiacées	-	0		
				<i>Suaeda fruticosa</i> (L.)	Chénopodiacées	-			
				<i>Suaeda mollis</i> (Desf.) Del.	Chénopodiacées	-			
				<i>Polypogon monspeliensis</i> (L.) Desf.	Poacées	+	35		
				<i>Malva sylvestris</i> L.	Malvacées	+			
				S11	51,10	<i>Halocnemum strobilaceum</i> (Pall.) M.Bieb.	Chénopodiacées	-	0
						<i>Suaeda mollis</i> (Desf.) Del.	Chénopodiacées	-	0
<i>Atriplex portucoloides</i> L.	Chénopodiacées					-	0		
<i>Crepis foetida</i> L.	Astéracées					+			
<i>Malva sylvestris</i> L.	Malvacées					+			
S12	25,70	<i>Halocnemum strobilaceum</i> (Pall.) M.Bieb.	Chénopodiacées			-			
		<i>Suaeda fruticosa</i> (L.)	Chénopodiacées			-	0		
		<i>Atriplex portucoloides</i> L.	Chénopodiacées			-	0		
		<i>Malva sylvestris</i> L.	Malvacées			+			

CE= Conductivité électrique, SM= Structures Mycorhiziennes, + = Présence, - = Absence, TM = Taux de Mycorhization total

De plus, les fortes concentrations en NaCl peuvent inhiber la germination des spores de CMA et leur capacité à coloniser les racines des plantes hôtes (Hirrel 1981; Jahromi et al. 2008; Sheng et al. 2008). Beltrano et al. (2013) ont constaté une diminution des taux de colonisation des racines de *Capsicum annuum* inoculées par *Glomus intraradices* en présence de fortes concentrations de NaCl (200mM). De même, Ben Khaled et al. (2003) ont mentionné qu'une concentration en NaCl de (170 mM) a provoqué une réduction, allant jusqu'à 82 %, de l'intensité de mycorhization des racines de *Trifolium alexandrinum* inoculées par *Glomus mosseae*. Dans la présente étude, il a été remarqué aussi que les taux de mycorhization d'une même espèce végétale ont diminué d'un site légèrement ou moyennement salin à un site très fortement salin. A titre d'exemple, l'espèce *Crépis foetida* a un taux de mycorhization de 70% au site S5 (légèrement salin) alors que ce taux a été de 35 % seulement au site S1 (très fortement salin). La même diminution a été observée chez *Chamaemelum nobile* dont le taux de mycorhization a chuté de 55 à 27% entre le site S2 (modérément salin) et le site S1 (Tableau 2). Ces résultats peuvent être expliqués par l'effet direct de la salinité sur la mycorhization des espèces végétales. En effet, Juniper et Abbott (2006) ont signalé que la forte salinité des sols est défavorable à la colonisation des plantes par les CMA en réduisant l'extension de leurs hyphes extra-racinaires.

3.3. Diversité des champignons mycorhiziens arbusculaires

La variation de la salinité du sol influe significativement sur le nombre total de spores / 100 g de sol ($R^2=0,833$). Le nombre de spores a évolué d'une manière significative en fonction de la conductivité électrique des sols des sites prospectés. Entre 2,18 et 7,92 mS/cm, le nombre de spores total a été à son maximum variant entre 1484 et 1910 spores/100 g de sol. Alors que le nombre le moins élevé a été obtenu au site S7 (58 spores/100 g de sol) caractérisé par une forte conductivité électrique (> 16 mS/cm) (Figure 4). Juniper et Abbott (2006) ont observé la même évolution du nombre de spores de CMA avec la salinité du sol. Cependant, Barrow et al. (1997) ont observé une absence complète des spores de CMA dans un sol ayant une conductivité de 45mS/cm.

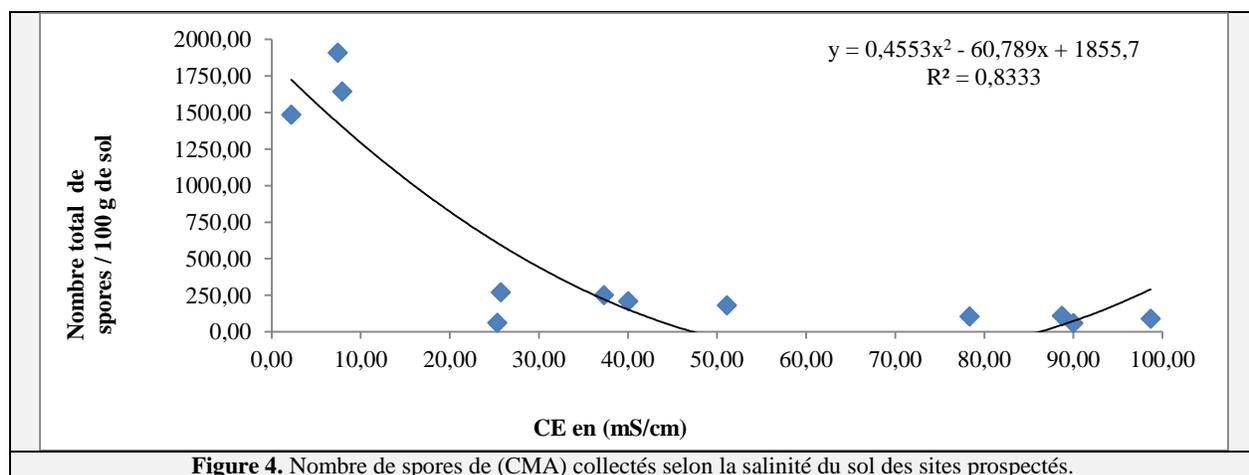


Figure 4. Nombre de spores de (CMA) collectés selon la salinité du sol des sites prospectés.

En effet, les sites fortement salins ayant un nombre faible de spores de CMA, se sont caractérisés par une richesse végétale limitée. Une corrélation positive ($R^2= 0,831$) a été trouvée entre le nombre d'espèces végétales et le nombre de spores total de CMA (Figure 5). Plus le nombre de spores de CMA augmente, plus le nombre d'espèces végétales augmente.

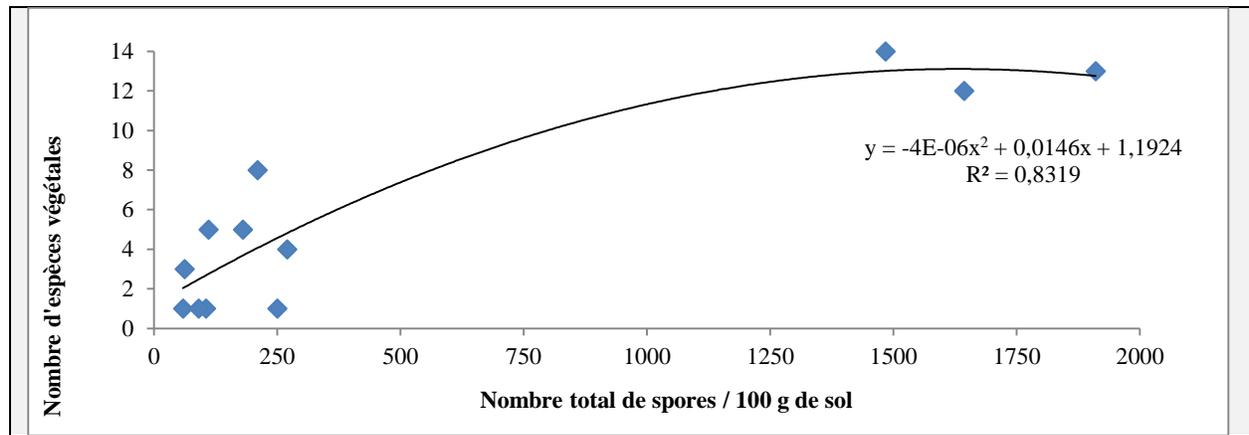


Figure 5. Nombre de spores de CMA en fonction du nombre d'espèces identifiées dans les sites prospectés.

Dhillion et Gardsjord (2004) ont montré que la composition spécifique, la variabilité, la productivité et la biodiversité de la flore épigée ont été en grande partie influencées par la composition et la richesse spécifique des peuplements de CMA. Une plus grande diversité de CMA stimule la coexistence entre les plantes en accroissant la possibilité pour chaque espèce végétale de s'associer à un partenaire fongique compatible et efficace (Hart et al. 2003). De plus, les caractéristiques physico-chimiques, le pH, l'humidité, l'engorgement et la compaction du sol influencent également les populations microbiennes telluriques y compris les CMA (Anderson et Domsch 1993; Cardoso et Kuyper 2006; Abbott et Robson 1991). La caractérisation morphologique des spores révèle 7 espèces de CMA (Tableau 3). La répartition géographique de ces espèces se trouve aléatoire. Seulement, *Funneliformis geosporus* et *Claroideogloium etunicatum* ont été trouvées dans tous les sites. Contrairement à *Rhizophagus diaphanus* détectée seulement dans les sites S1, S8 et S9 et *Rhizophagus fasciculatus* à S5.

Tableau 3. Distribution et diversité des CAM en fonction des sites prospectés

Genres et espèces	Nombre moyen de spores / 100 g de sol											
	Sites											
	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7	S8	S9	S10	S11	S12
<i>Funneliformis geosporus</i>	80 ab	506 d	34 a	145 bc	660 d	45 a	43 a	443 d	35 a	50 a	100 abc	175 c
<i>Rhizophagus irregularis</i>	0 a	17 bc	10 bc	19 c	11 bc	0 a	0 a	130 d	13 bc	22 c	0 a	0 a
<i>Claroideogloium etunicatum</i>	27 a	520 b	15 a	23 a	430 d	17 a	15 a	437 b	18 a	13 a	35 a	95 c
<i>Funneliformis mosseae</i>	50 d	0 a	13 b	0 a	13 b	0 a	0 a	0 a	16 b	12 b	45 b	0 a
<i>Septogloium constrictum</i>	20 a	867d	18 a	63 a	287 b	0 a	0 a	570 c	13 a	13 a	0 a	0 a
<i>Rhizophagus diaphanus</i>	33 c	0 a	0 a	0 a	0 a	0 a	0 a	63 d	10 b	0 a	0 a	0 a
<i>Rhizophagus fasciculatus</i>	0 a	0 a	0 a	0 a	83b	0 a	0 a	0 a	0 a	0 a	0 a	0 a
Nombre total de spores	10 ab	1910 d	90 a	250 ab	1484 c	62 a	58 a	1643 c	105ab	110 a	180 ab	270 b

* Les valeurs d'une même ligne suivies par une même lettre ne sont pas significativement différentes au seuil $p < 0,05$.

Funneliformis geosporus, *Septogloium constrictum* et *Claroideogloium etunicatum* se caractérisent par les abondances les plus élevées respectivement 36, 29 et 26 %. Alors que, *Rhizophagus irregularis*, *Rhizophagus diaphanus*, *Funneliformis mosseae* et *Rhizophagus fasciculatus* ont les plus faibles abondances variant entre 1 et 4%. La présence de plusieurs espèces de CMA dans des zones salines a été décrite par les travaux de Becerra et al. (2014) et de Wang et al. (2008).

Les espèces de CMA communes à tous les sites prospectés dans cette étude sont *Funneliformis geosporus* et *Claroideoglopus etunicatum* ce qui peut être expliqué par une bonne adaptation de ces dernières aux conditions salines du Sebkha de l'Ariana. Hildebrandt et al. (2001) ont montré que *Funneliformis geosporus* (également cité comme *Glomus geosporum*) est parmi les espèces de CMA qui produisent un grand nombre de spores dans les sols salins et sodiques. La présence de *Funneliformis geosporus* dans les sols très salins a été décrite dans plusieurs régions du globe terrestre (Sengupta et Chaudhari 1990; Aliasgharzadeh et al. 2014; Landwehr et al. 2002).

4. Conclusion

L'étude de la diversité des espèces végétales et de leurs symbiotes mycorhiziennes arbusculaires aux alentours de sebkha de l'Ariana a montré que les plantes présentant des structures mycorhiziennes appartiennent à cinq familles botaniques: les astéracées, les fabacées, les oxalidacées, les poacées et les malvacées. La famille des astéracées a contenu le pourcentage le plus élevé d'espèces mycorhizées (41%). le nombre de spores de CMA a diminué en fonction de la salinité des sols. Les sites légèrement et moyennement salins ont présenté un nombre de spores plus élevé par rapport aux sites classés comme très fortement salins. Sept espèces de CMA ont été identifiées: *Funneliformis geosporus*, *Rhizophagus irregularis*, *Claroideoglopus etunicatum*, *Funneliformis mosseae*, *Septoglopus constrictum*, *Rhizophagus diaphanus* et *Rhizophagus fasciculatus*. Seulement *Funneliformis geosporus* et *Claroideoglopus etunicatum* sont communes à tous les sites prospectés. Les sites ayant une richesse en espèces végétales importante ont présenté un nombre de spores plus élevé par rapport à ceux caractérisés par une faible diversité végétale. Le pourcentage des espèces végétales mycorhizées se trouve plus élevé aux sites moyennement et légèrement salin (> 50 %) par rapport aux sites très fortement salins (< 50). Dans un prochain travail, une étude de l'efficacité des deux souches *Funneliformis geosporus* et *Claroideoglopus etunicatum* au stress salin sera réalisé en culture in vitro pour identifier les mécanismes impliqués dans l'adaptation de ces dernières aux sols salins.

5. Références bibliographiques

- Abbott L K et Robson A D (1991)** Field management of VA mycorrhizal fungi . In Keister D. L., Cregan P. B., eds . The rhizosphere and plant growth : 335-362.
- Amrhein C, Strong J E et Moscher P A (1992)** Effect of dieing salt on metal and organic matter mobilization in road- side soils. *Environment Science and Technology*. 26:703-709
- Anderson TH et Domsch KH (1993)** The metabolic quotient for CO₂ (q CO₂) as a specific activity parameter to assess the effects of environmental conditions such as pH, on the microbial biomass of forest soils. *Soil Biology & Biochemistry*. 25: 393-395.
- Aubert (1976)** Annales de l'institut agronomique el harache. Vol VI n°01.297.
- Baatour O, M'rah S, Ben Brahim N, Boulesnem F et Lachal M (2004)** Réponse physiologique de la gesse (*Lathyrus sativus*) à la salinité du milieu. *Revue des Régions Arides*, Tome 1, No.spécial : 346- 35
- Barrow JR, Havstad KM et McCaslin BD (1997)** Fungal root endophytes in four wing saltbrush, *Atriplex canescens*, on arid rangeland of southwestern USA. *Arid Soil Research and Rehabilitation* 11: 177-185.
- Becerra A, Bartoloni N, Cofré N, Soteras F et Cabello M (2014)** Arbuscular mycorrhizal fungi in saline soils: Vertical distribution at different soil depth. *Brazilian Journal of Microbiology* 45,2,585-594.
- Bel Hadj Kacem S, Karem A et Maamouri F (1993)**. Zones humides de la Tunisie. Ed. SNIPE « la Presse ». p 23.
- Beltrano J, Ruscitti M, Arango M C et Ronco.M (2013)** Effects of arbuscular mycorrhiza inoculation on plant growth, biological and physiological parameters and mineral nutrition in pepper grown under different salinity and p levels. *Journal of Soil Science and Plant Nutrition*. 13(1): 123-141.
- Ben Khaled L, Asunéion G, El Ouarraqi et Abdallah O (2003)** Réponses physiologiques et biochimiques du trèfle (*Trifolium alexandrinum* L.) à la double association Mycorhizes- Rhizobium sous une contrainte saline. *Agronomie, EDP Sciences* 23(7): 571-580.
- Blaszkowski J (2012)** *Glomeromycota*. W.Szafer Institute of Botany, Polich Academy of Sciences, Krakow 303 pages ISBN 978-83-89648-82-2.
- Brett G P, Ellen M S et Victor J L (2005)** Naturally Saline Boreal Communities as Models for Reclamation of Saline Oil Sand Tailings. *Restoration Ecology*. 13(4): 667-677.
- Cardoso I M. et Kuyper T W (2006)** Mycorrhizas and tropical soil fertility in agriculture. *Ecosystems and Environment*. 116: 72-84.
- Cooke J C et Lefor M W (1990)** Comparison of vesicular-arbuscular mycorrhizae in plants from distributed and adjacent undistributed regions of a coastal salt marsh in Clinton Connecticut, USA, *Environ, Management*. 14 : 131-137.
- Cuénod A (1954)**. Flore analytique et synoptique de la Tunisie. Office de l'expérimentation et de la vulgarisation agricoles de Tunisie. Tunis.
- Dalpé Y et Hamel C (2007)** Arbuscular mycorrhizae. In: *Manual of soil sampling and methods of analysis* 3rd ed. Canadian Society of Soil Science, Lewis Publishers of CRC. Press, Boca Raton. Fla : 287-302

- Denden M, Bettaieb T, Sahli A et Mathlouthi M (2005)** Effet de la salinité sur la fluorescence chlorophyllienne, la teneur en proline et la production florale de trois espèces ornementales. *Tropicultura*. 23(4): 220-226.
- Dhillion SS et Gardsjord TL (2004)** Arbuscular mycorrhizas influence plant diversity, productivity, and nutrients in boreal grasslands. *Canadian Journal of Botany*. 82:104-114
- Diallo A T, Samb P I et Ducouso M (1999)** Arbuscular mycorrhizal fungi in the semi arid areas of Senegal, *Journal of Soil and Biology*. 35: 65-75.
- Diop TA, Wade TK, Diallo A, Diouf M, Gueye M (2003)** Solanum cultivar responses to arbuscular mycorrhizal fungi: growth and mineral status. *African Journal of Biotechnology*. 2(11): 429-443.
- Fennane M, Ibn tattou M, Ouyahya A et El oualidi J (éd.) (2007)**. Flore Pratique du Maroc [vol.2] Fl. Prat. Maroc 2.
- Gerdemann J W et Nicolson T H (1963)** Spores of Mycorrhizal *Endogone* extracted from soil by wet sieving and decanting. *Transaction of British Mycological Society*. 46: 235-244
- Grachev V A, Lycebimova I et Ralov (1997)** Threschod indices of sodium peptization capacity in soils. *Pochvovedinie*. 8: 966-972
- Hansen A et Sunding P (1993)** Flora of Macaronesia. Checklist of vascular plants. 4. revised edition. Sommerfeltia17
- Hart MM, Reader RJ et Klironomos JN (2003)** Plant coexistence mediated by arbuscular mycorrhizal fungi. *Trends in Ecology and Evolution*. 18: 418-423.
- Hildebrandt U, Janetta K, Ouziad F, Renne B, Nawrath K et Bothe H (2001)** Arbuscular mycorrhizal colonization of halophytes in Central European salt marshes. *Mycorrhiza* 10:175-183
- Hirrel M C (1981)** The effect of sodium chloride salts on the germination of *Gigaspora margarita* .*Mycologia* .73:610-617
- Jahromi F, Aroca R, Porcel R et Ruiz-Lozano J M (2008)** Influence of salinity on the in vitro development of *Glomus intraradices* and on the in vivo physiological and molecular responses of mycorrhizal lettuce plants. *Microbial Ecology*. 55:45-53.
- Johnson N C, Zak D R, Tilman D et Pfleger F L (1991)** Dynamics of vesicular - arbuscular mycorrhizae during old field succession. *Oecologia*. 86: 348- 358.
- Johnson P C, Green et al. (1995)** The distribution and phenology of arbuscular mycorrhizae along an inland salinity gradient . *Candian Journal of Botany*.73: 1318-1327
- Juniper S et Abbott L K (2006)** Soil salinity delays germination and limits growth of hyphae from propagules of arbuscular mycorrhizal fungi. *Mycorrhiza*. 16: 371-379.
- Labidi S., Ben Jeddi F., Tisserant B., Debiane D., Rezgui S., Grandmougin-Ferjani A. and Lounès- Hadj Sahraoui A (2011)** Role of arbuscular mycorrhizal symbiosis in root mineral uptake under CaCO₃ stress. *Mycorrhiza*. DOI: 10.1007/s00572-011-0405-z.
- Landwehr M, Hildebrand U, Wilde P, Nawrath K, Tóth T, Biro B et Bothe H (2002)** The arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus geosporum* in European saline, sodic and gypsum soils. *Mycorrhiza*. 12: 199-211
- Loyer (1991)** Classification des sols salés: les sols salic. *Cah. Orstrom, Sér. Pédol.*, Vol. XXVI, N° 01. p 51-52.
- Maillard J (2001)** Le point sur l'Irrigation et la salinité des sols en zone aride : Risques et Recommandations. *Handicap International*. 35p
- McGonigle T P, Miller M H, Evans D G, Fairchild G L et Swan J A (1990)** A method which gives an objective measure of colonization of roots by vesicular–arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytologist*. 115: 495–501.
- Ozenda P (1983)**. Flore du Sahara. (ed. 2). Centre National de la Recherche Scientifique (CNRS.), Paris, 622p.
- Pauwels J M, Van Ranst E, Verloo M et Mvondoze A (1992)**. Manuel de laboratoire de pédologie. Ed. AGCD. 265 p.
- Phillips J M et Hayman D S (1970)** Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Transactions of the British Mycological Society*. 55: 158-160.
- Pottier A G (1979)**. Flore de la Tunisie [vol. 1]. Publié par les soins de A. NABLI. Ministère de l'Enseign. Sup. et de la Rech. Scient. et Ministère de l'Agric. Tunis.
- Quézel P et Santa S (1963)**. Nouvelle flore del'Algérie et des régions désertiques méridionales. vol. [2]CNRS., Paris.
- Sengunta A et Chaudhuri S (1990)**. Vesicular arbuscular mycorrhiza (VAM) in pioneer salt marsh plants of the Ganges river delta in West Bengal (India). *Plant and Soil*. 122: 111-113.
- Sheng M, Tang M, Chen H, Yang B, Zhang F et Huang Y (2008)** Influence of arbuscular mycorrhizae on photosynthesis and water status of maize plants under salt stress. *Mycorrhiza*. 18: 287-296.
- Slama (2004)** La salinité et la production végétale. Centre de publication universitaire, Tunis, pp 5-149.
- Smith S E, Smith F A et Jakobsen I (2003)** Mycorrhizal Fungi Can Dominate Phosphate Supply to Plants Irrespective of Growth Responses. *Plant Physiology*.133:16-20.
- Tester M et Davenport R J (2003)** Na⁺ transport and Na⁺ tolerance in higher plants. *Annual of Botany (Lond.)*, 91: 503–527.
- Tutin T G et al. (ed.) (1968)**. Flora Europaea. (vol.2) Cambridge University Press, Cambridge.
- Tutin T G et al. (ed.) (1980)**. Flora Europaea. (vol. 5) Cambridge University Press, Cambridge
- Van der Heijden MGA, Boller T, Wiemken A et Sanders IR 1998b**. Different arbuscular mycorrhizal fungal species are potential determinants of plant community structure. *Ecology*, 79, 2082-2091.
- Van Duin W E, Romeza J et Ernst W H O (1989)** Seasonal and spatial variation in the occurrence of vesicular-arbuscular (VA) mycorrhiza in salt marsh plants. *Agriculture, Ecosystems and Environment*. 29: 107-110.
- Wang F Y et Zhao Y S (2008)**. Biodiversity of Arbuscular Mycorrhizal fungi in China: a review. *Advances in Environmental Biology*. 2: 31-39.
- Yamaguchi T et Blumwald E (2005)** Developing salt-tolerant crop plants: challenges and opportunities. *Trends Plant Sci*. 10(12): 615–620. doi:10.1016/j.tplants.2005.10.002. PMID: 16280254
- Zahou M F et Amrhein C (1992)** Reclamation of a saline sodic soil using synthetic polymers and gypsum . *Soil Scie society . American journal* 56: 1257-1260