

Influence de l'aridité sur la variation de la colonisation mycorhizienne arbusculaire chez cinq populations naturelles algériennes du pistachier de l'atlas (pistacia atlantica desf.)

Zahra Bouabdelli, Safia Belhadj, Noria Smail-Saadoun, J.P. Mevy, Roger Notonnier, Alain Tonetto, Ibrahim Ortas, Thierry Gauquelin

▶ **To cite this version:**

Zahra Bouabdelli, Safia Belhadj, Noria Smail-Saadoun, J.P. Mevy, Roger Notonnier, et al.. Influence de l'aridité sur la variation de la colonisation mycorhizienne arbusculaire chez cinq populations naturelles algériennes du pistachier de l'atlas (pistacia atlantica desf.). Revue d'Écologie, 2018, 73 (3), pp.330-344. hal-02079690

HAL Id: hal-02079690
https://amu.hal.science/hal-02079690

Submitted on 26 Mar 2019

HAL is a multi-disciplinary open access archive for the deposit and dissemination of scientific research documents, whether they are published or not. The documents may come from teaching and research institutions in France or abroad, or from public or private research centers.

L'archive ouverte pluridisciplinaire **HAL**, est destinée au dépôt et à la diffusion de documents scientifiques de niveau recherche, publiés ou non, émanant des établissements d'enseignement et de recherche français ou étrangers, des laboratoires publics ou privés.



Distributed under a Creative Commons Attribution 4.0 International License

Revue d'Ecologie (Terre et Vie), Vol. 73 (3), 2018 : 330-344

INFLUENCE DE L'ARIDITÉ SUR LA VARIATION DE LA COLONISATION MYCORHIZIENNE ARBUSCULAIRE CHEZ CINQ POPULATIONS NATURELLES ALGÉRIENNES DU PISTACHIER DE L'ATLAS (*PISTACIA ATLANTICA* DESF.)

Zahra BOUABDELLI*[1], Safia BELHADJ[1], Noria SMAIL-SAADOUN[2], Jean Philippe MÉVY[3], Roger NOTONNIER[4], Alain TONETTO[4], Ibrahim ORTAS[5] & Thierry GAUQUELIN[3]

[1] Département d'Agronomie, Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie. Université Ziane Achour de Djelfa. Route de Moudjebara. 17000. Algérie. E-mails: bouabdelli_z@yahoo.fr; belhadjsafia@yahoo.fr

[2] Laboratoire Ressources Naturelles. Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou. Route de Hasnaoua. 15000. Algérie. E-mail: noria.saadoun@gmail.com

[3] Équipe Diversité et Fonctionnement : des Molécules aux Écosystèmes. Institut Méditerranéen de Biodiversité et d'Écologie (IMBE) – UMR CNRS 7263/IRD 237. Aix-Marseille Université, Centre Saint-Charles – Marseille, France. E-mails: jean-philippe.mevy@imbe.fr; thierry.gauquelin@imbe.fr

[4] Aix-Marseille Université Centrale Marseille, CNRS, Fédération Sciences Chimiques Marseille (FR 1739)-Plateforme de Recherche Analytique Technologique et Imagerie (PRATIM), 13000, Marseille, France. E-mails: roger.notonier@univ-amu.fr; alain.tonetto@univ-amu.fr

[5] Department of Soil and Plant Nutrition, Faculty of Agriculture, University of Cukurova, Adana, Turkey. E-mail: iortas@cu.edu.tr

[*] Auteur pour la correspondance. E-mail : bouabdelli_z@yahoo.fr; Téléphone : +213673291719

SUMMARY.— *Influence of aridity on fungal arbuscular mycorrhizal variation in five natural Algerian populations of the Atlas Pistachio (*Pistacia atlantica *Desf.).*— Because of its powerful rooting system, Atlas pistachio tree plays an important role against soil erosion and desertification which constantly threatens the arid and Saharan regions. In this work, the variation of mycorrhization parameters (mycorrhizal rate, colonization intensity, arbuscular and vesicular content) are studied according to the seasonal and bioclimates variation, in order to understand the best conditions for the establishment of the symbiosis in this species. The physico-chemical properties of soils (pH, electric conductivity, organic matter and total limestone amount) were determined for five sampling sites. Spores harvested fungi from the rhizosphere area were morphologically identified, and the specific diversity of mycorrhizal fungi was measured in the different sites. Microscopic observations of the roots revealed the presence of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF). The frequency of mycorrhization and the intensity of colonization are higher in the arid bioclimate, characterized by alkaline soils, low organic matter with relatively low levels of calcium carbonates. A total of 19 species of mycorrhizal fungi has been isolated. This set is dominated by two families (Gigasporaceae and Glomeraceae) but the most common genus is *Gigaspora*. Analysis of Variance (bioclimate factor and bioclimate x season interaction) showed a very significant difference for the frequency of mycorrhization and highly significant difference for soil variables. The Fisher (LSD) test revealed the presence of heterogeneous groups for all studied parameters except for the vesicle amount. PCA, as well, showed an aridity gradient on the first axis and a thermic gradient on the second one.

RÉSUMÉ.— Grâce à son système racinaire très puissant, le Pistachier de l'Atlas joue un rôle important contre l'érosion des sols et dans la lutte contre la désertification qui menace constamment les régions arides et sahariennes. On se propose ici d'étudier la variation des paramètres de mycorhization (fréquence de mycorhization, intensité de colonisation, teneur arbusculaire et vésiculaire) en fonction des saisons et des stations (caractérisées par leur bioclimats), afin de mieux cerner les conditions de l'établissement de la symbiose chez cette espèce. Les propriétés physico-chimiques (pH, conductivité électrique, matière organique et calcaire total) des sols ont été déterminées pour cinq sites d'échantillonnage. Des spores de champignons récoltées dans la rhizosphère de l'espèce étudiée ont fait l'objet d'une identification morphologique afin de mesurer la diversité des espèces de champignons mycorhiziens. Les observations microscopiques des racines ont révélé la présence de champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA). La fréquence de mycorhization et l'intensité de colonisation sont plus importantes dans le bioclimat aride, caractérisé par des sols alcalins, pauvres en matière organique avec des taux relativement faibles en carbonates de calcium. Un total de 19 espèces de champignons mycorhiziens a été isolé. Cet ensemble est dominé par deux familles (*Gigasporaceae* et *Glomeraceae*) et le genre *Gigaspora*. L'analyse de la variance (facteur station et l'interaction station x saison) montre une différence très significative pour la fréquence de mycorhization et hautement significative pour les variables du sol. Le test Fisher (LSD) a révélé la présence de groupes hétérogènes pour tous les paramètres étudiés, excepté pour la teneur vésiculaire. Concernant l'ACP, celle-ci traduit un gradient d'aridité croissant, sur l'axe 1 et un gradient thermique hivernal croissant sur l'axe 2.

L'Algérie est l'un des pays concernés directement par la conservation de la biodiversité et plus précisément de la flore. Sous l'impact des changements climatiques et de la sécheresse, la répartition de très nombreuses espèces a été réduite, parmi lesquelles, nous pouvons citer le Pistachier de l'Atlas (*Pistacia atlantica* Desf.) dont la majeure partie de l'aire de distribution se trouve en Afrique du Nord (Quézel & Médail, 2003). Cet arbre, de par son potentiel d'utilisation dans les zones pré-forestières, représente une ressource importante pour les populations locales. Grâce à son système racinaire bien développé, il contribue à la conservation des sols dans les zones où l'érosion est potentiellement intense (Belhadj *et al.*, 2007, 2008) de toute l'Afrique du Nord. La symbiose permet de simplifier l'effet de ces stress et de conférer aux plantes une tolérance à l'acidité des sols (Gupta & Krishnamerthy, 1996) et au stress hydrique et salin (Meddich, 2000). Les associations symbiotiques entre les champignons et les racines du Pistachier de l'Atlas est un sujet de recherche très captivant pour de nombreux chercheurs dans le monde, vu la spécificité de la symbiose et du monde souterrain où elle s'établit car les connaissances sur la biodiversité de ces champignons et leur identification restent limitées et laborieuses. En Algérie, aucune étude ne s'est focalisée sur le système racinaire et les symbiotes associés de cette espèce, malgré le fait reconnu aux champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) dans l'augmentation de la résistance des arbres aux stress abiotiques. Des travaux ont été effectués sur des espèces appartenant à d'autres genres telles les études de Fraga-Beddiar & Le Tacon (1990) et de Beddiar *et al.* (2010) sur *Alnus glutinosa* L. Gaertn, d'Adjoud-Sadadou & Halli-Hargas (2000) sur *Eucalyptus* sp. L'Hér, de Fraga-Beddiar & Abda (2002) sur *Quercus suber* L. et enfin de Meddad-Hamza *et al. (*2010) sur *Olea europaea* L.

Pour comprendre la dynamique de ces champignons, la présente étude a été effectuée afin d'évaluer la dynamique ainsi que la variation spatio-temporelle des CMA au sein de populations naturelles de *P. atlantica*, de différents bioclimats et en réponse aux variations des conditions environnementales : bioclimat, saisonnalité et les caractéristiques physico-chimiques du sol. Ce travail permet aussi d'apporter les premiers éléments de réponse sur le comportement adaptatif de l'environnement racinaire de cette espèce, face aux variations climatiques où elle s'établit. Ces résultats peuvent contribuer à mieux connaître les populations de pistachier à envisager dans le cadre du reboisement du barrage vert, notamment dans les zones du semi-aride et l'aride. Les souches performantes de CMA identifiées et isolées pourront servir à la mycorhization contrôlée, en pépinière, des jeunes pistachiers destinés au reboisement.

MATÉRIELS ET MÉTHODES

ÉCHANTILLONNAGE

La zone d'étude est située dans le sud algérois de l'Algérie (Fig. 1). Cinq sites y ont été retenus : Sidi-Naaman (N) dans la région de Médéa, Guetia (G), Ain-Ouassara (A) et Messaàd (M) dans la région de Djelfa, et Sidi-Khaled (K) dans la région de Biskra. Ces stations sont géologiquement homogènes et leurs principales caractéristiques écologiques sont représentées dans le tableau I.

Cinq arbres (pistachiers) par station ont été choisis aléatoirement. Un triangle est tracé autour de chaque arbre et neuf échantillons de sols sont prélevés (3 par saison) aux trois sommets du triangle, à une profondeur de 20 cm autour de la rhizosphère, afin de constituer un échantillon composite représentatif du sol environnant la racine de l'arbre. Au total, 225 échantillons ont ainsi été prélevés. Ces échantillons, de 1kg chacun, renfermant les racines fines de pistachiers avec leurs sols rhizosphériques, ont été placés dans des sacs en plastique étiquetés. Les prélèvements ont eu lieu en été (août) et automne (octobre) de l'année 2013 et au printemps (avril) 2014.

PRÉPARATION DES ÉCHANTILLONS

Les différentes radicelles sont extraites des sols, ensuite examinées sous loupe binoculaire (Motic ST-30) afin de séparer celles du pistachier (de couleur marron foncé et à odeur résineuse) des autres espèces. Les radicelles ayant un diamètre inférieur à 0,5 mm sont sélectionnées et conservées dans de l'alcool 70°.

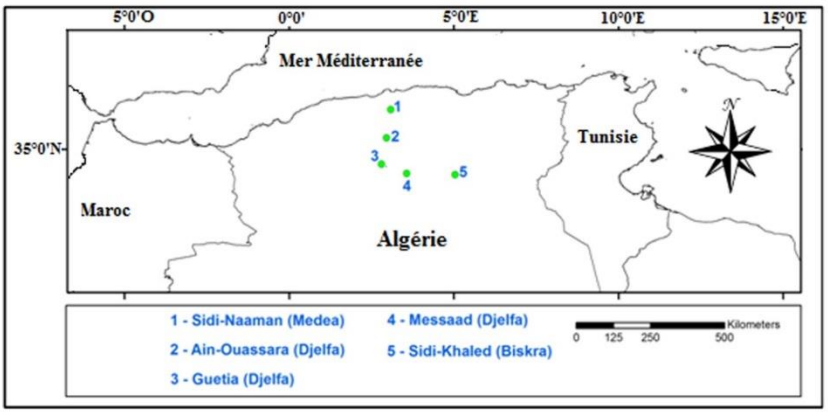


Figure 1.— Localisation des différentes zones d'étude.

TABLEAU I

Caractéristiques écologiques des stations d'échantillonnage

Station	Altitude (m)	Latitude	Longitude	P (mm)	M (°C)	m (°C)	Aridité	
							Q_3	Bioclimat
Sidi-Naaman (N) (Médéa)	671	36°12'N	3°05'E	621,1	33,1	6,5	80,1	Sub-humide tempéré
Guetia (G) (Djelfa)	1320	34°33'N	2°48'E	348,8	32,1	-0,2	36,6	Semi-aride froid
Ain-Ouassara (A) (Djelfa)	735	35°21'N	2°57'E	231,8	36,2	1,8	23,8	Aride frais
Messaad (M) (Djelfa)	826	34°16'N	3°34'E	193,7	36,7	1,1	18,7	Aride frais
Sidi-Khaled (K) (Biskra)	282	34°14'N	5°2'E	172	39,4	6,1	8,1	Saharien tempéré

M, moyenne des températures maxima du mois le plus chaud en degrés Celsius ; *m*, moyenne des températures minima du mois le plus froid en degrés Celsius ; *P*, pluviométrie en mm/an ; *Q*3, quotient pluviothermique d'Emberger modifié par Stewart (1969) (Source : O.N.M., Office national de la météorologie d'Alger).

COLORATION DES CMA

Les radicelles ont été traitées en utilisant la technique de Philips & Hayman (1970) modifiée, basée sur la coloration au bleu de trypan (utilisé pour mettre en évidence l'infection mycorhizienne). Les radicelles sont découpées en fragments (environ 1cm de longueur), incluses dans une solution d'hydroxyde de potassium (KOH) à 10 % et placées dans l'étuve à 90°C pendant 1 h. Ensuite, pour éliminer le reste des pigments, les fragments sont transférés dans une solution d'H_2O_2 à 10 % à 90°C, pendant 20 mn jusqu'à leur blanchissement. Par la suite, elles sont rincées plusieurs fois à l'eau avec un passage dans un bain d'acide lactique à 10 %, transférées dans une solution de bleu de trypan puis placées dans l'étuve à 90°C, pendant 1h. Après les avoir retirées de la solution colorante, les radicelles sont rincées à l'eau courante puis placées dans une boîte de Pétri contenant du glycérol. Les structures fongiques qui sont utilisées pour la morphométrie, apparaissent colorées en bleu, au microscope photonique.

OBSERVATION AU MEB

Pour compléter l'étude morphologique, une partie des fragments conservés dans l'alcool est observée au microscope électronique à balayage (MEB) (FEI/Philips XL-30 Field Emission ESEM). Trois fragments de 2 à 4 mm de long, par saison et par station, sont utilisés pour l'étude. Les fragments sont séchés et fixés sur des plots puis métallisés et observés. Ensuite, des photographies numériques ont été prises à différents grossissements.

ÉVALUATION DES TAUX DE MYCORHIZATION

Quatre variables quantitatives ont été étudiées pour évaluer le taux de mycorhization : la fréquence de l'infection mycorhizienne (F), l'intensité de colonisation du cortex racinaire (M), la teneur arbusculaire de l'infection par rapport au système radiculaire entier (A) et la teneur vésiculaire de l'infection par rapport au système radiculaire entier (V). Parmi les systèmes de notation disponibles pour évaluer l'importance de l'infection mycorhizienne, nous avons adopté celui de Trouvelot *et al.* (1986). Ce système repose sur l'appréciation globale de chacun des fragments racinaires (30 par arbre). Ces

quatre paramètres sont évalués en introduisant les données obtenues dans un programme informatique mycocale, disponible sur le site www.dijon.inra.fr **(**INVAM).

SÉPARATION ET IDENTIFICATION DES SPORES

Les sporocarpes et spores des CMA et les débris de tissus de racines ont été séparés et isolés des échantillons de sol de la rhizosphère par tamisage humide selon la technique de Gerdemann & Nicolson (1963). Les sols humides (10 g +100 ml d'eau) ont été placés dans une série de quatre tamis de différents diamètres (53 µm, 125 µm, 250 µm et 1 mm), à raison de trois réplicas par station. Les échantillons extraits de chaque tamis ont été centrifugés dans une solution aqueuse, pendant 5 minutes à 4000 tr/mn. Le surnagent est écarté et une solution de saccharose (50 %) est additionnée au caillot. Le mélange ainsi obtenu est centrifugé une seconde fois pendant 3 mn. Le contenu de chaque tube, contenant les spores, est récupéré dans une boite de Pétri et conservé à une température de 4°C.

Les spores ainsi séparées ont ensuite été montées sur des lames. Les spores intactes et écrasées ont été placées dans une goutte d'un mélange PVLG (alcool polyvinylique/acide lactique/glycérol) (Koske & Tessier, 1983) et une goutte du réactif de Melzer (Omar *et al.*, 1979). Les spores des CMA ont été identifiées par microscopie photonique, selon le manuel de Schenck & Perez (1990) et comparées aux descriptions des espèces du référentiel de l'INVAM (Collection internationale de cultures de champignons mycorhiziens à vésicules et arbuscules). Des caractéristiques morphologiques (forme, couleur et taille) des spores ont été étudiées. La couleur des spores, examinées sous loupe binoculaire, a été déterminée selon le nuancier de l'INVAM (Morton *et al.*, 1993) et leurs dimensions, par micrométrie.

ANALYSES DES CARACTÉRISTIQUES DES SOLS

L'analyse physico-chimique des sols a été réalisée selon les méthodes standards de pédologie (Aubert, 1978). La granulométrie est effectuée suite à un tamisage humide (Afnor, 1990). Le pH-eau et la conductivité électrique (CE) ont été mesurés sur une suspension sol - eau (1/5). Les teneurs en calcaire total (CT) sont déterminées par la méthode volumétrique. Le carbone organique est dosé selon la méthode de Walkley & Black (1934) pour calculer le taux de matière organique (MO).

ANALYSES STATISTIQUES

Une analyse de la variance (ANOVA) ainsi que le test Fisher (LSD) ($p < 0,05$) ont été utilisés afin d'étudier l'influence des facteurs site et saison, ainsi que leur interaction, sur les taux de mycorhization. La diversité des taxons identifiés via les spores est appréhendée à l'aide de l'indice de diversité de Shannon & Weaver (1949). Une matrice de corrélation (test de Pearson) a été réalisée pour évaluer les relations entre les différentes variables étudiées. Une analyse en composantes principales (ACP) a été effectuée pour mettre en évidence l'affinité entre les cinq populations étudiées. L'ensemble des tests statistiques a été réalisé avec le logiciel « STATISTICA 10 ».

RÉSULTATS

DESCRIPTION MORPHOLOGIQUE DES RADICELLES ET DES STRUCTURES FONGIQUES

Les observations microscopiques des fragments de racines montrent l'existence d'un seul type de colonisation mycorhizienne caractérisé par l'absence de manteau fongique (Fig. 2). Les racines peu transformées, sont légèrement renflées à l'extrémité (Fig. 2A**)** et des poils absorbants sont présents sur la surface racinaire (Fig. 2B). Les fragments colonisés présentent trois structures fongiques.

(*i*) Des *hyphes* qui se ramifient autour des radicelles et entrent en contact avec les cellules externes du rhizoderme. Ils s'étendent au niveau du parenchyme cortical avec deux voies de cheminement (extracellulaire et intracellulaire) (Fig. 3B).

(*ii*) Des *vésicules*, de taille et de forme variées se forment dans les espaces intercellulaires (Figs. 3C-D) et intracellulaires du parenchyme cortical (Figs. 3E-F) de tous les fragments.

(*iii*) Des *arbuscules*, à l'intérieur des cellules (Fig.3G-H-I), de type *Arum* pour les stations de l'aride (Ain-Ouassara (A) et Messaàd (M)) et du Saharien (Sidi-Khaled (K)). Le type mixte (*Arum-Paris*) est enregistré pour les stations du semi-aride (Guetia (G)) et du sub-humide (Sidi-Naaman (N)).

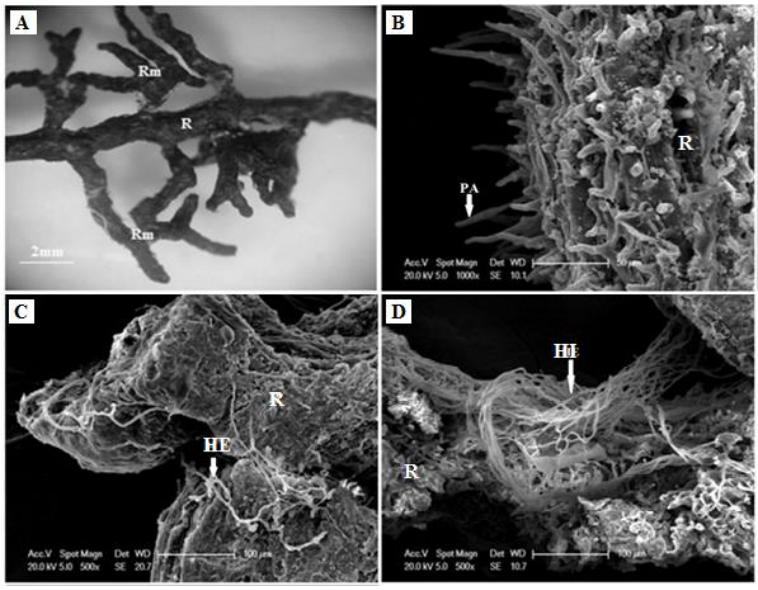


Figure 2.— Photographies numériques de fragments racinaires. A- Ramifications (Rm) d'une racine (R) fine observée sous loupe binoculaire (Station de Sidi-Khaled, été). B-D : Fragments racinaires observés sous microscope électronique à balayage (MEB). B-Poil absorbant d'une racine (R) (Station de Ain-Ouassara, printemps), C- Hyphes extra-racinaires (HE) sur la surface d'une racine (R) (Station de Sidi-Naaman, automne), D- Hyphes intra-racinaires (HI) enchevêtrées apparaissant d'une rupture d'un fragment racinaire (R) (Station de Guetia, été).

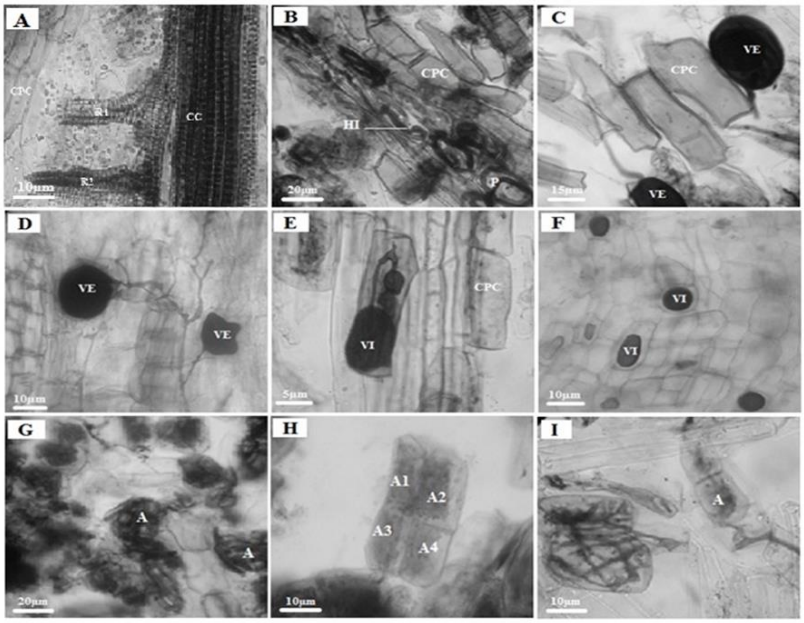


Figure 3.— Écrasements racinaires de *Pistacia atlantica* ; A- Ramifications racinaires (R) à partir du cylindre central (CC) avec les cellules du parenchyme cortical (CPC) (Station de Ain-Ouassara, été). B- Hyphes intracellulaires (HI) des CMA, s'enroulant à l'intérieur des cellules pour former des pelotons (P) (Station de Guetia, printemps). C, D, E et F- Vésicules des CMA. C (Station de Ain-Ouassara, automne) et D (Station de Messaàd, été) : Vésicules extracellulaires (VE), E et F (Station de Guetia, été) ; intracellulaires (VI) à l'intérieur des cellules du parenchyme cortical (CPC). G, H et I- Arbuscules des CMA, G (Station de Sidi-Naaman, printemps), H (Station de Sidi-Naaman, automne) et I (Station de Guetia, été). M.P.GrX40.

TABLEAU II

Paramètres de mycorhization et de l'analyse physico-chimique des sols rhizosphériques de Pistacia atlantica

Paramètres	Saison	Sidi- Naaman (N)	Guetia (G)	Ain- Ouassara (A)	Messaad (M)	Sidi-Khaled (K)	Moy. ± ET (Min-Max)
Fréquence de l'infection mycorhizienne (F) (%)	Eté	92±17,9	100±0	100±0	100±0	100±0	98,3 NS ±8,3 (60-100)
	Automne	86±8,9	100±0	100±0	100±0	100±0	97,2***±6,8 (80-100)
	Printemps	100±0	100±0	100±0	100±0	98±4,47	99,6 NS ±2,04 (90-100)
	Moy.± ET	**92,7NS±12,2**	**100 NS ±0**	**100 NS ±0**	**100 NS ±0**	**99,3 NS ±2,58**	**97,7±7,5 (60-100)**
Intensité de colonisation du cortex racinaire (M) (%)	Eté	16,3±17,3	40,5±19,8	28,1±12,1	25,2±12,1	22,7±30,8	32,6 NS ±18,7 (2,6-67)
	Automne	32,9±24,4	40,2±11,1	38,7±20,4	30,3±16,5	20,7±20,1	26,6 NS ±17,3 (0,6-43,1)
	Printemps	17,3±16,6	36,7±13,5	38,9±21,1	15,6±10,8	22,1±12,3	26,1 NS ±17,1 (2,2-65,5)
	Moy. ± ET	**22,2 NS ±19,9**	**39,1NS±13,7**	**36,5 NS ±17,7**	**23,7NS ±13,5**	**21,8 NS ±20,8**	**28,4±19,3 (0,6-67,8)**
Teneur arbusculaire de l'infection (A) (%)	Eté	10,2±12,1	18,7±10,1	15,5±11,6	16,2±12,3	15,1±27,8	15,3 NS ±15,7 (0-63,9)
	Automne	22,2±21,9	31,5±6,5	33,7±20,3	16,8±10,3	10,7±13,1	22,9**±16,8 (0,1-65,5)
	Printemps	11,1±13,8	19,3±11,1	25,4±21,2	7,7±5,4	8,0±4,8	14,3 NS ±13,9 (0,2-47)
	Moy.± ET	**14,5 NS ±16,8**	**23,3 NS ±10,8**	**24,9 NS ±18,4**	**13,5NS ±10,1**	**11,3 NS ±16,9**	**17,5 ±16,6 (0-65,5)**
Teneur vésiculaire de l'infection (V) (%)	Eté	14,3±15,8	17,7±10,7	3,8±3,6	15,9±12,5	15,5±27,7	13,5 NS ±15,9 (0-63,9)
	Automne	14,4±23,5	31,1±6,1	28,7±24,9	17,1±10,6	16,2±18,9	21,49 NS ±18,16 (0-65,5)
	Printemps	8,4±8,7	15,4±10,2	22,3±19,7	7,2±4,4	7,5±5,5	12,7 NS ±12,1 (0,17-45,8)
	Moy.± ET	**12,4 NS ±16,1**	**21,4*±11,3**	**18,0 NS ±20,6**	**13,4NS ±10,4**	**13,1 NS ±18,6**	**15,7 ±17,4 (0-65,5)**
pH-eau	Eté	7,4±0,7	7,7±0,1	8,4±0,1	8,3±0,3	8,3±0,1	8,0**±0,5 (6,8-8,7)
	Automne	7,5±0,5	8,1±0,1	8,2±0,2	8,2±0,2	8,3±0,4	8 ,1**±0,4 (7,07-8,8)
	Printemps	7,8±0.2	8,4±0,3	8,3±0,1	8,0±0,5	8,5±0,5	8 ,2*±0,4 (7,6-8,9)
	Moy.± ET	**7,6 NS ±0,5**	**8,1***±0,3**	**8,3 NS ±0,2**	**8,2 NS ±0,4**	**8,3 NS ±0,2**	**8,1 ±0,5 (6,7-8,9)**
Conductivité électrique (CE) (mS/cm)	Eté	0,3±0,1	0,2±0,03	0,2±0,04	0,2±0,03	0,3±0,1	0,2*±0,1 (0,1-0,5)
	Automne	0,4±0,01	0,2±0,01	0,2±0,03	0,1±0,02	0,2±0,01	0,2***±0,01 (0,1-0,6)
	Printemps	0,6±0,01	0,3±0,1	0,2±0,04	0,1±0,02	0,2±0,04	0,3***±0,02 (0,1-0,7)
	Moy.± ET	**0,4**±0,01**	**0,2 NS ±0,1**	**0,2 NS ±0,04**	**0,1 NS ±0,03**	**0,2***±0,1**	**0,2 ±0,01 (0,1-0,7)**
Matière organique (MO) (%)	Eté	3,8±1,2	5,3±2,5	1,0±0,9	1,8±0,3	1,5±0,9	2,7***±2,1 (0,3-8,9)
	Automne	3,8±2,1	11,3±3,1	1,8±0,3	2,1±0,7	1,5±0,9	4,1***±2,6 (0,7-7,5)
	Printemps	3,0±0,5	5,7±1,8	1,6±0,6	2,6±0,4	1,4±0,4	2,9***±1,7 (0,3-8,85)
	Moy.± ET	**3,5 NS ±1,4**	**7,5***±3,4**	**1,5 NS ±0,7**	**2,2 NS ±0,6**	**1,5 NS ±0,7**	**2,8 ±2,1 (0,27-10,5)**
Calcaire total (C.T) (%)	Eté	1,8±0,6	13,3±8,1	6,3±1,9	11,2±0,8	15,2±3,7	9,6***±5,3(1,3-33,7)
	Automne	1,6±0,2	10,4±3,325	8,6±2,7	10,9±0,9	15,5±2,4	9,4***±4,7 (0-17,2)
	Printemps	0,6±0,5	22,8±7,01	8,5±0,6	8,1±0,37	12,3±0,4	10,1***±8,2 (1,3-33,7)
	Moy.± ET	**1,1**±0,9**	**15,5*±10,9**	**7,8 NS ±3,5**	**10,1***±4,2**	**14,3 NS ±3,3**	**9,7 ±6,6 (0-33,7)**

Moy : Moyenne ; ET : écart-type ; Min : minimum ; Max : maximum ; Seuil de signification statistique à α = 0,05 ; * : $p < 0,05$; ** : $p < 0,01$; *** : $p < 0,001$; NS : non significatif.

TAUX DE MYCORHIZATION

Parmi les paramètres mesurés, la fréquence de l'infection (F) est celle qui enregistre le taux le plus élevé (97,7 %). Le taux le plus bas (17, 5%) est enregistré pour la teneur vésiculaire (V). Les valeurs les plus importantes pour les quatre paramètres mesurés ont été enregistrées pour les stations de Djelfa (G, A et M), caractérisées par un climat semi-aride à aride. L'automne semble également être la saison la plus favorable pour les teneurs arbusculaires et vésiculaires, alors que l'été l'est pour l'intensité de colonisation. F ne varie pas selon les saisons mis à part pour la station du subhumide (N) où l'été et le printemps enregistrent les valeurs les plus importantes (92 et 100 %, respectivement (Tab. II).

L'analyse de la variance à un seul facteur montre une différence hautement significative entre les populations pour la fréquence de l'infection en automne ; la station N enregistre le taux le plus bas (86 %) contre 100 % pour le reste des stations. De même, pour la teneur arbusculaire, une différence très significative a été enregistrée entre les populations en automne. Pour la teneur vésiculaire, une différence significative entre les saisons pour la station G a été enregistrée (Tab. II).

Le test de Fisher montre deux groupes hétérogènes pour la fréquence de mycorhization, le premier étant composé par les stations G-A-M-K et le second par la station N. Pour l'intensité de colonisation et la teneur arbusculaire, deux groupes hétérogènes sont notés (Fig. 4). Par contre, l'analyse de la variance à deux facteurs montre des différences hautement significatives pour le facteur station et très significatives pour l'interaction station x saison pour F, significatives pour le facteur station pour M et A (Tab. III).

TABLEAU III

Résultats de l'analyse de la variance à deux facteurs pour les différents paramètres étudiés

Variables	Facteur	df - Model	MS - Model	F	P	Sign.
Fréquence de l'infection mycorhizienne F (%)	Station	4	155,3	4,97	0,001	**
	Saison	2	36	0,95	0,392	ns
	Station x saison	14	80,6	2,87	0,002	**
Intensité de colonisation du cortex racinaire (M) (%)	Station	4	993,4	3,32	0,014	*
	Saison	2	323,5	0,96	0,387	ns
	Station x saison	14	416,9	1,31	0,227	ns
Teneur arbusculaire de l'infection (A) (%)	Station	4	563,3	2,52	0,048	*
	Saison	2	569,2	2,45	0,093	ns
	Station x saison	14	316,4	1,41	0.176	ns
Teneur vésiculaire de l'infection (V) (%)	Station	4	229,9	0,93	0,453	**ns**
	Saison	2	646,9	2,74	0,071	ns
	Station x saison	14	288,9	1,21	0,288	ns
pH-eau	Station	4	1,5	14,01	0,000	***
	Saison	2	0,11	0,58	0,559	ns
	Station x saison	14	0,50	4,65	0,000	***
Conductivité électrique (CE) (mS/cm)	Station	4	200284,3	19,82	0,000	***
	Saison	2	13044,62	0,63	0,533	ns
	Station x saison	14	84229,21	15,35	0,000	***
Matière organique (MO) (%)	Station	4	95,0	31,69	0,000	***
	Saison	2	14,46	1,85	0,163	ns
	Station x saison	14	35,65	23,63	0,000	***
Calcaire total (CT) (%)	Station	4	483,4	27,36	0,000	***
	Saison	2	78,43	1,87	0,160	ns
	Station x saison	14	174,36	14,34	0,000	***

Seuil de signification statistique à $\alpha = 0,05$; * : $p < 0,05$; ** : $p < 0,01$; *** : $p < 0,001$; ns : non significatif.

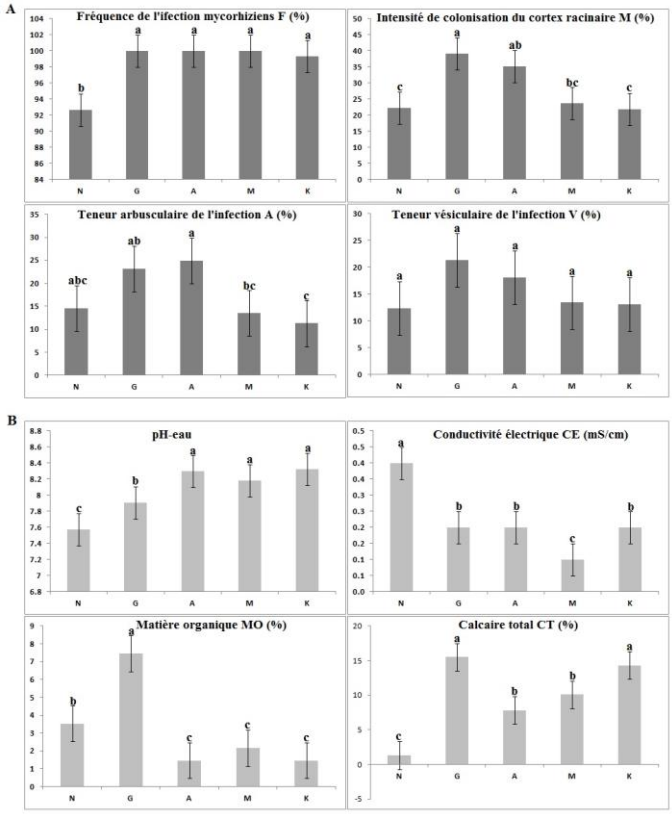


Figure 4.— Variation des paramètres de mycorhization de *P. atlantica* (A) et physico-chimiques des sols (B) dans les cinq stations étudiées: N (Sidi-Naaman), G (Guetia), A (Ain-Ouassara), M (Messaàd) et K (Sidi-Khaled).
[a, b et c]: séparation des groupes des populations par le test de Fisher ($\alpha < 0,05$), les valeurs ayant les mêmes lettres ne sont pas significativement différentes.

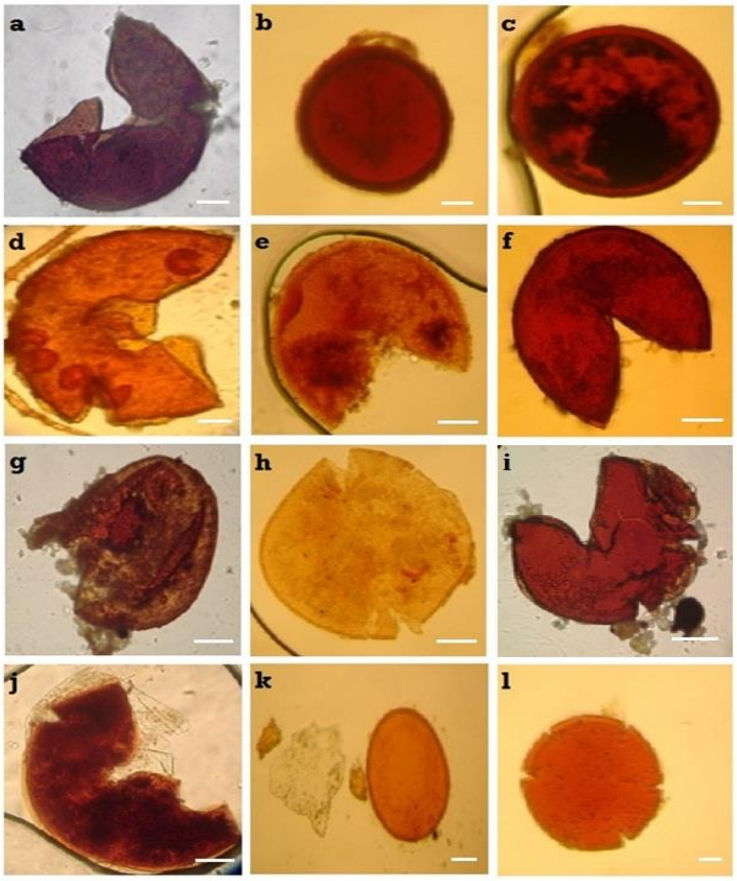


Figure 5.— Spores de différentes espèces de CMA isolées de la rhizosphère de *P. atlantica* des différentes stations. a-e : *Glomus* sp. ; f : *Funneliformus mosseae* ; g-i : *Acaulospora* sp. (*Acaulospora* sp1, *Acaulospora* sp 2., *Acaulospora laevis*) ; j-k : *Scutellospora* sp. (*Scutellospora* sp1, *Scutellospora* sp2.) ; l : *Gigaspora* sp. (400X). Barre 30 µm.

IDENTIFICATION DES CMA

Concernant l'identification morphologique des CMA (Fig. 5), 19 espèces appartenant à huit genres, quatre familles et deux ordres des Glomeromycota, ont été détectées dans les échantillons de sols. Six espèces appartiennent au genre *Gigaspora*, trois pour chacun des genres *Funneliformis* et *Acaulospora*, deux pour *Glomus* et *Scutellospora* et une espèce pour chacun des genres restant, *Septoglomus*, *Rhizophagus* et *Claroideoglomus*. Deux familles majoritaires ont été répertoriées : *Gigasporaceae* (Diversisporales) et *Glomeraceae* (Glomerales). Sept espèces sur 19 ont été identifiées, avec la station N ayant le nombre le plus important (9 espèces) et la station de K le plus faible (4 espèces). Parmi les espèces identifiées, une espèce, *Septoglomus constrictor*, se retrouve dans tous les bioclimats (stations). D'autres, sont répertoriées uniquement au niveau d'une seule station : *Funneliformus geosporus* à N ; *Rhizophagus clarus* et *Claroideglomus caledoniu* à A. *Gigaspora rosea* et *Acaulospora laevis* sont repertoriées dans différent bioclimats (Tab. IV). L'indice de diversité de Shannon (Tab. V) varie peu (entre 1,21 et 1,61) et suit le gradient Ain-Ouassara>Sidi-Khaled>Messaàd>Guetia>Sidi-Naàman. Néanmoins, la richesse spécifique est plus marquée au niveau des stations arides. La station la plus humide N, est celle qui compte le moins d'espèces.

TABLEAU IV

Espèces de CMA isolées de la rhizosphère de P. atlantica

Classe	Ordre	Famille	Genre	Espèces identifiées	Espèces non identifiées	Stations				
						(N)	(G)	(A)	(M)	(K)
Glomeromycètes	Glomerales	Glomeraceae	*Glomus*		*Glomus* sp.1		*		*	
Glomeromycètes	Glomerales	Glomeraceae	*Glomus*		*Glomus* sp.2		*		*	
Glomeromycètes	Glomerales	Glomeraceae	*Septoglomus*	*S. constrictum*		*	*	*	*	*
Glomeromycètes	Glomerales	Glomeraceae	*Funneliformis*	*F. geosporus*		*				
Glomeromycètes	Glomerales	Glomeraceae	*Funneliformis*	*F. mosseae*		*		*		
Glomeromycètes	Glomerales	Glomeraceae	*Funneliformis*		*Funneliformis* sp.	*				
Glomeromycètes	Glomerales	Glomeraceae	*Rhizophagus*	*R. clarus*				*		
Glomeromycètes	Glomerales	Claroideoglomeraceae	*Claroideoglomus*	*C.caledonius*				*		
Glomeromycètes	Diversisporales	Gigasporaceae	*Gigaspora*	*G. rosea*		*			*	
Glomeromycètes	Diversisporales	Gigasporaceae	*Gigaspora*		*Gigaspora* sp.1	*				
Glomeromycètes	Diversisporales	Gigasporaceae	*Gigaspora*		*Gigaspora* sp.2	*			*	
Glomeromycètes	Diversisporales	Gigasporaceae	*Gigaspora*		*Gigaspora* sp.3	*				
Glomeromycètes	Diversisporales	Gigasporaceae	*Gigaspora*		*Gigaspora* sp.4		*			
Glomeromycètes	Diversisporales	Gigasporaceae	*Gigaspora*		*Gigaspora* sp.5					*
Glomeromycètes	Diversisporales	Gigasporaceae	*Scutellospora*		*Scutellospora* sp.1		*			
Glomeromycètes	Diversisporales	Gigasporaceae	*Scutellospora*		*Scutellospora* sp.2					*
Glomeromycètes	Diversisporales	Acaulosporaceae	*Acaulospora*	*A. laevis*		*		*		
Glomeromycètes	Diversisporales	Acaulosporaceae	*Acaulospora*		*Acaulospora* sp.1		*		*	
Glomeromycètes	Diversisporales	Acaulosporaceae	*Acaulospora*		*Acaulospora* sp.2					*
Total	2	4	8	7	12	9	6	5	6	4

* : Présence

TABLEAU V

Indice de diversité de Shannon & Weaver (1949) des espèces de CMA des stations étudiées sur la base du nombre des espèces (identifiées et non identifiées) de CMA

Station	Indice de Shannon & Weaver
N	1,21
G	1,26
A	1,61
M	1,33
K	1,39

ANALYSE DE SOLS

Le sol des différentes stations ont une alcalinité modérée (pH moyen de 8,1), néanmoins N présente la valeur la plus basse (7,6). La conductivité électrique est en moyenne de 0,2 mS/cm, la plus petite valeur se trouve à M (0,1 mS/cm) et la plus élevée à N (0,4 mS/cm). Les sols des cinq stations sont donc non salés. La matière organique (MO) présente une moyenne de 2,8 %, G (station forestière) a le meilleur taux (7,5 %) alors que les deux stations K et A (arido-sols) présentent un faible taux de matière organique (1,5 %). Le calcaire total (CT) est en moyenne de 9,7 % ; on remarque que, pour la station N, le sol est non calcaire (1,1 %), faiblement calcaire pour les deux stations A et M (7,8 % et 10,1 %) et modérément calcaire pour G et K (15,5 % et 14,3 %) (Tab. II). L'ANOVA montre une différence très significative ($p < 0,001$) concernant le facteur station ainsi que pour l'interaction station x saison pour tous les paramètres étudiés (Tab. III). Le test de Ficher montre trois différents groupes de stations pour tous les paramètres : le pH (A-M-K ; G ; N), la CE (N ; G-A-K ; M), la MO (G ; N ; A-M-K), le CT (G-K ; A-M ; N). L'analyse granulométrique (Tab. VI) a révélé une dominance de la fraction limoneuse pour les stations N, A et M ; par contre, pour G et K elle est sableuse. La texture du sol est, dans ce cas, de type limono-sableux en moyenne avec des variantes : limono-argileuse pour la station N, limoneuse pour G et sableuse pour K. Cependant, les sols de A et M présentent une texture limoneuse fine.

TABLEAU VI

Analyses granulométriques des sols chez les cinq populations étudiées de l'espèce

Élément	Sidi-Naaman (N)	Guetia (G)	Ain-Ouassara (A)	Messaàd (M)	Sidi-Khaled (K)
Sable (%)	4,0	44,2	20,1	15,4	96,2
Limon (%)	75,2	42,8	78,2	82,6	2,8
Argile (%)	20,8	13,0	1,7	2	1,0
Texture	Limono-argileuse	Limoneuse	Limoneuse fine	Limoneuse fine	Sableuse

ANALYSE STATISTIQUE MULTIVARIÉE

La matrice de corrélations entre les paramètres de mycorhization et ceux des sols montre des corrélations positives et significatives entre l'intensité de mycorhization (M) et les deux teneurs arbusculaire (A) et vésiculaire (V) (r = 0,90 et r = 0,82, respectivement), une corrélation négative et significative entre la fréquence (F) et la conductivité électrique (CE) (r = -0,63) (Tab. VII).

TABLEAU VII

Matrice de corrélation de Pearson (p < 0,05) pour l'ensemble des variables de mycorhization et des sols

	Fréquence de mycorhization F (%)	Intensité de colonisation M (%)	Teneur arbusculaire A (%)	Teneur vésiculaire V (%)	pH-eau	Conductivité électrique (mS/cm)	Matière organique MO (%)	Calcaire total CT (%)
Fréquence de mycorhization F (%)	1.000000	0.147425	0.079447	0.078727	0.180725	-0.635388*	0.051391	0.301514
Intensité de colonisation M (%)		1.000000	0.903264*	0.828977*	-0.052245	-0.066051	0.230208	0.172239
Teneur arbusculaire A (%)			1.000000	0.904626*	-0.016526	-0.077410	0.146066	0.008731
Teneur vésiculaire V (%)				1.000000	-0.001230	-0.116035	0.162463	0.042483
pH-eau					1.000000	-0.436993	-0.315568	0.197397
Conductivité électrique CE (mS/cm)						1.000000	0.042924	-0.391697
Matière organique MO (%)							1.000000	0.092119

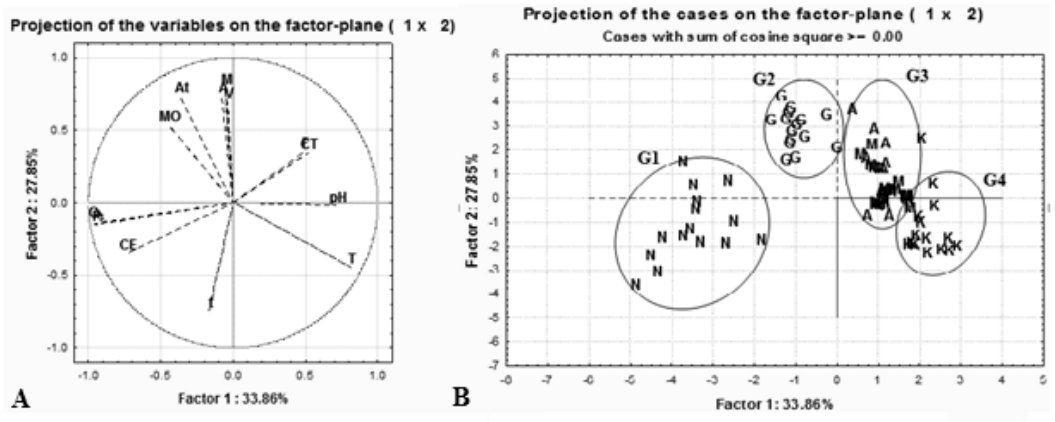


Figure 6.— Analyse en composante principale (ACP). **A-** Cercle de corrélation de toutes les variables ; F : fréquence de mycorhization (%), M : intensité de colonisation du cortex racinaire, A: teneur arbusculaire, V: teneur vésiculaire, pH : pH-eau, CE : conductivité électrique, MO : matière organique, CT: calcaire total, At : altitude, Q3 : quotient pluviothermique, T : moyenne des températures maxima du mois le plus chaud en degrés Celsius, t : moyenne des températures minima du mois le plus froid en degrés Celsius ; **B**-Diagramme de dispersion des échantillons ; N: Sidi-Naaman, G : Guetia, A: Ain-Ouassara, M: Messaàd, K: Sidi-Khaled.

Le cercle de corrélation montre que la majorité des variables sont corrélées avec les deux axes, à l'exception des variables CT et F. En effet, les variables de sol (pH-eau, CE et CT) sont corrélées avec l'axe 1, alors que les variables de mycorhization (M, A et V) sont corrélées avec l'axe 2 (Fig. 6A). Par conséquent, cette interaction a permis de regrouper l'ensemble des arbres des cinq populations en différents groupes (Fig. 6B). L'axe 1 paraît traduire un indice d'aridité (Q_3) croissant, où les différentes stations sont discriminées selon leurs bioclimats en quatre groupes distincts. Le groupe 1 est composé de la station sub-humide (N) caractérisée par une valeur importante de CE, le groupe 2 comporte la station semi-aride (G) avec des valeurs élevées pour M, A, V et MO. Le groupe 3 est représenté par les stations arides (A et M) et le groupe 4 constitué par une station saharienne (K) avec des valeurs importantes de pH-eau. Concernant l'axe 2, il explique un gradient thermique hivernal (m) croissant autrement-dit, les différentes stations se distinguent selon l'intensité du froid (G1, G4, G3 puis G2).

DISCUSSION

Les taux des différents paramètres de mycorhization enregistrés lors de cette étude sont très variables dans les cinq stations, et dépendent des interactions entre les paramètres stationnels et climatiques. Nos résultats sont proches de ceux obtenus par Estaún *et al.* (1990), Kafkas & Ortas (2009) et Abbas *et al.* (2013), pour lesquels le taux de l'infection avoisine 93,9 %. Selon, Birhane *et al.*, (2012), cette fréquence est maximale au printemps, période de floraison et de développement végétatif par excellence, durant laquelle l'intensification de la photosynthèse fournit plus de carbone aux racines, ce qui permet un développement plus important des CMA. L'évolution des niveaux d'éléments nutritifs dans le sol augmente également durant le printemps ainsi qu'une production importante de spores pendant la floraison des plantes (Hatimi & Tahrouch, 2007). Ces observations ont été confortées par d'autres auteurs, où le niveau de colonisation atteint parfois son maximum au printemps et diminue en été (Puppi *et al.*, 1986 ; Bohrer *et al.*, 2004), baisse en automne et en hiver et augmente au printemps et en été (Escudero & Mendoza 2005), faible en hiver (40 à 50 %) et constant (60 et 80 %) pendant les autres saisons (Roldan-Fajardo & Barea, 1986). Ce taux peut varier également d'une année à une autre et d'une station à une autre, selon les conditions climatiques (Gui & Nobel, 1992). Une variation spatiale significative a été signalée par Ruotsalainen *et al.* (2002) pour *Trollius europaeus* et par Escudero & Mendoza (2005) pour *Lotus glaber*. Les résultats obtenus pour la saisonnalité des CMA chez notre espèce concordent avec ceux rapportés par Brundrett & Abott (1995) et Merryweather & Fitter (1998), qui signalent l'existence de variations saisonnières de l'activité fongique dans les sols, mesurée par la colonisation des racines.

La symbiose endomycorhizienne concerne les plantes des zones arides et semi-arides, en particulier tous les arbres connus pour résister à la sécheresse, tels que les acacias (Diem et *al.*, 1981), le Thuya de Berbérie (Díaz & Honrubia, 1993) et l'Arganier (Nouaïm *et al.*, 1991), portent des endomycorhizes. La symbiose est l'un des mécanismes majeurs de l'évolution et de l'écologie des organismes, elle accélère l'innovation évolutive et favorise l'expansion et la diversification des espèces. Elle joue un rôle moteur dans la richesse, la stabilité et la complexité des écosystèmes par ses effets régulateurs sur les populations et les communautés d'organismes qui lui sont directement ou indirectement associées (Gardes, 2003). De nombreux travaux de recherches ont révélé des résultats variables des paramètres de l'infection mycorhizienne, en relation avec plusieurs facteurs tels que les propriétés du sol, les espèces végétales et fongiques, le nombre de propagules dans le sol et la sporulation, la saison, le climat (Bohrer *et al.*, 2004 ; Escudero & Mendoza, 2005 ; Zhao & Zhao, 2007) et le dépôt minéral, qui peuvent ainsi contribuer à la variation dans le niveau de colonisation d'une station à une autre (Bohrer *et al.*, 2004). Les caractéristiques édaphiques, comme la texture du sol et sa structure, le contenu en matière organique, le pH, les macronutriments et micronutriments peuvent influencer la dynamique et la structure de la

communauté fongique MA (Mohammad *et al*., 2003 ; Rivaton, 2016). Avec un pH-eau au-dessus de 7, le calcium forme avec le phosphore des phosphates de plus en plus insolubles (Christophe, 2006). Les facteurs abiotiques externes, tels que les précipitations, la température, peuvent influer directement sur l'habitat disponible pour l'espèce végétale, ce qui affecte la capacité du champignon à coloniser et à exister dans un lieu donné (Chaudhary *et al.,* 2008). Dans notre étude, la colonisation est plus importante sous climat semi-aride et aride (stations de Djelfa) où les sols sont souvent pauvres en éléments nutritifs et la période sèche peut se prolonger pendant plusieurs mois. De tels sols sont caractérisés par une déficience concernant la nutrition phosphatée et azotée, ce qui nécessite l'intervention de champignons mycorhiziens afin d'améliorer l'alimentation hydrique et minérale. L'analyse des sols montre que la majorité des stations ont des sols limoneux. Dans de tels sols, la stabilité de la structure est essentiellement contrôlée par la quantité et le type de matière organique (Annabi *et al.*, 2005). Les stations K et A présentent un faible taux de MO qui peut s'expliquer par le faible taux de recouvrement. Ces stations ont subi une dégradation au niveau de la strate herbacée et arbustive. Par contre, la station G qui présente un taux élevé, est une forêt naturelle riche en débris organiques, néanmoins le taux de CT présent dans le sol influe sur la disponibilité de cette matière organique.

Il a été démontré que le Pistachier de l'Atlas est une espèce plastique qui s'adapte à différentes classes texturales des sols. Elle occupe des bioclimats divers (du sub-humide au saharien) sur différents types de sol (Limane *et al.*, 2014 ; Faouzi et *al.*, 2015). Les différences significatives observées entre les stations pour les paramètres physico-chimiques des sols échantillonnés sont dues à la localisation des stations dans différents étages bioclimatiques. Selon Kaplan *et al.* (2012), la modification des paramètres climatiques a un impact non négligeable sur le fonctionnement du sol.

En termes de diversité des CMA, peu de morphotypes ont été isolés de la rhizosphère du pistachier et quelques espèces ont été identifiées ; ce nombre peut nous renseigner sur l'état de dégradation des stations étudiées. Des études antérieures (Stutz & Morton, 1996 ; Azcon-Aguillar *et al*., 2003) ont rapporté la faible richesse spécifique des CMA dans des environnements arides et semi-arides. En effet, dans les milieux méditerranéens, Atkinson *et al*. (2002), Calvente (2003) et Ferrol *et al*. (2003) ont montré que la diversité naturelle des CMA reste faible, voire même très faible dans les sols affectés par les processus de désertification. La majorité des spores retrouvées dans nos sols appartiennent aux familles des *Gigasporaceae* et *Glomeraceae*. Cela suppose que, dans notre zone d'étude, ces deux familles montrent une infection similaire des racines de notre pistachier. Néanmoins certaines espèces restent spécifiques à certains bioclimats, l'exemple le plus frappant reste celui de *Funneliformus geosporus*, qui a été répertorié uniquement à la station N, caractérisée par une valeur de la CE la plus élevée ; selon Landwehr *et al.* (2002), cette espèce est détectée dans les environnements plutôt salins. Pour Öpik et *al. (*2009), *F mosseae* a une distribution plus large, pourtant, dans notre étude, elle a été uniquement détectée au niveau de deux stations, N (sub humide tempéré, non calcaire) et A (aride frais, faible taux de MO, sol dégradé). Ces résultats ne coïncident pas avec ceux de Gai *et al.* (2009) et de Mohammad *et al.* (2003) qui rapportent cette espèce dans des climats froids et désertifiés. Quant à *Funneliformus mosseae* et *Acaulospora laevis*, espèces des altitudes très élevées (Gai *et al.,* 2009 ; Velázquez *et al.,* 2016 ; Vigay *et al.,* 2017) on les retrouve, dans notre étude, seulement au niveau des stations d'altitude moyenne, N (671m) et A (735m). De même, *Septoglomus constrictum* est répertorié dans les cinq stations caractérisées par des bioclimats variés (sub-humide, semi-aride, aride et saharien) et des sols à pH basique. Des auteurs comme Hamel *et al.* (1994) et Oehl *et al.* (2011) l'ont signalé dans des sols à pH acide (5,2 et 5,6). Ces résultats controversés méritent d'être approfondis et examinés de plus près afin de jeter la lumière sur l'action des différentes stratégies développées par le symbiote et la plante hôte pour trouver des compromis leur permettant de s'établir dans les environnements qui leur sont hostiles.

En conclusion, on pourrait attribuer la résistance exceptionnelle aux conditions adverses du climat de *P. atlantica*, et notamment dans les régions semi-arides et arides, sur arido-sols, aux CMA qui s'associent aux racines en formant des endomycorhizes qui viennent accroître la rhizosphère de l'arbre, lui permettant ainsi de se maintenir. Les bioclimats arides sont les plus favorables à l'établissement de la symbiose sans que l'effet saison ne soit observé de façon significative. La connaissance des phénomènes écophysiologiques qui régissent la symbiose mycorhizienne chez le Pistachier de l'Atlas serait louable, ouvrant ainsi des possibilités de réintroduction de l'espèce dans les reboisements et plantations du barrage vert, qui connaît un regain d'intérêt de la part des décideurs afin d'apporter des corrections à la politique de la monoculture conduite depuis les années 70, notamment dans la région des hauts plateaux steppiques. L'utilisation des techniques moléculaires d'identification des espèces des CMA, comme complément à l'outil morphologique, est souhaitée afin de procéder à l'isolement des souches les plus performantes dans le but de leur utilisation, à grande échelle, pour la mycorhization des jeunes pistachiers à planter dans les zones favorables pour le reboisement du barrage vert.

REMERCIEMENTS

Les auteurs remercient les services des forêts des différentes régions pour leur aide précieuse durant la période d'échantillonnage. Ils expriment également toute leur gratitude au Dr Boudiaf Malika, enseignante-chercheuse pédologue de l'université de Tizi-Ouzou (Algérie) ainsi qu'au Dr Isabelle Laffont-Schwob, enseignante-chercheuse, de l'université de Provence-Marseille (France) et aux deux relecteurs anonymes pour leurs précieux conseils et commentaires sur cet article.

RÉFÉRENCES

ABBAS, Y., BAKKALI YAKHLEF, S.E., PRIN, Y., ARAHOU, M., DUPONNOIS, R. & ABOUROUH, M. (2013).— Growth and nutrition of *Tetraclinis articulata* (Vahl.) Masters cultivated in different rhizosphere soils collected from *Tetraclinis* stand. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ*., 17: 3-11.

ADJOUD-SADADOU, D. & HALLI-HARGA, R. (2000).— Occurrence of arbuscular mycorrhiza on aged Eucalyptus. *Mycorrhiza*, 9: 287-290.

AFNOR, G. (1990).— *Granulats, analyse granulométrique par tamisage*. Norme P18-560.

ANNABI, M. (2005).— *Stabilisation de la structure d'un sol limoneux par des apports de composts d'origine urbaine: relation avec les caractéristiques de leur matière organique*. Thèse de Doctorat, INRA, Tunisie.

ATKINSON, D., BADDELEY, J.A., GOICOECHEA, N., GREEN, J., SANCHEZ-DIAZ, M. & WATSON, C.A. (2002).— Arbuscular mycorrhizal fungi in low input agriculture. Pp. 211-222 *In*: Gianinazzi, S (ed.). *Mycorrhizal Technology in Agriculture.* Birkhauser-Verlag,

AUBERT, G. (1978). *Méthodes d'analyse des sols*. Ed Centre National de Documentation pédologique.

AZCON-AGUILAR, C., PALENZUELA, J., ROLDAN, A., BAUTISTA, S., VALLEJO, R. & BAREA, J.M. (2003).— Analysis of the mycorrhizal potential in the rhizosphere of representative plant species from desertification-threatened Mediterranean shrublands. *Appl. Soil Ecol*., 14: 165-175.

BEDDIAR, A., DAHMANE, M.N. & SAHKI-BOUTAMINE, R. (2010).— Les possibilités d'associations symbiotiques d'*Acacia raddiana* (Savi) dans la région du Hoggar (Sud algérien). Actes du 3ème Meeting International « Aridoculture et Culture Oasiennes : Gestion et Valorisation des Ressources et Applications Biotechnologiques dans les Agrosystèmes Arides et Sahariens » 15-16-17/12/2009, Djerba (Tunisie). *Revue des Régions Arides-Numéro spécial-24 (2/2010).*

BELHADJ, S., DERRIDJ, A., AIGOUY, T., GERS, C., GAUQUELIN, T. & MÉVY, J.P. (2007).— Comparative morphology of leaf epidermis of eight populations of Atlas pistachio (*Pistacia atlantica* Desf., Anacardiaceae). *Microscop. Res. & Techn.*. 70: 837-846.

BELHADJ, S., DERRIDJ, A., AUDA, Y., GERS, C. & GAUQUELIN, T. (2008).— Analyse de la variabilité morphologique chez huit populations spontanées de *Pistacia atlantica* en Algérie. *Rev. Can. Bot*., 86: 520-532.

BIRHANE, E., STERCK, F.J., FETENE, M., BONGERS, F. & KUYPER, T.W. (2012).— Arbuscular mycorrhizal fungi enhance photosynthesis, water use efficiency, and growth of frankincense seedlings under pulsed water availability conditions. *Oecologia*, 169: 895-904.

BOHRER, K., FRIESE, C.F. & AMON, J.P. (2004).— Seasonal dynamics of arbuscular mycorrhizal fungi in differing wetland habitats. *Mycorrhiza*, 14: 329-337.

BRUNDRETT, M.C. & ABBOTT, L.K. (1995).— Mycorrhizal fungus propagules in the jarrah forest. II. Spatial variability in inoculum levels. *New Phytol*., 131: 461-469.

CHAUDHARY, V.B., LAU, M.K. & JOHNSON, N.C. (2008).— Macroecology of microbes biogeography of the *Glomeromycota*. *In*: A. Varma (ed.). *Mycorrhiza*, 18: 529-561

CHRISTOPHE, D. (2006).— *Les racines face cachée des arbres*. Institut pour le développement forestier CNPPF. Paris.

DÍAZ, G. & HONRUBIA, M. (1993).— Arbuscular mycorrhiza on *Tetraclinis articulata* (Cupressaceae): development of mycorrhizal colonization and effect of fertilization and inoculation. *Agronomie* ,13: 267-274.

DIEM, H.G., GUEYE, L., GIANINAZZI-PEARSON, V., FORTIN, J.A. & DOMMERGUES, Y.R. (1981).— Ecology of VA mycorrhizae in the tropics: The semi-arid zone of Senegal. *Acta Oecol.* / *Oecol. Plant*., 16: 53-62.

ESCUDERO, V.G. & MENDOZA, R.E. (2005).— Seasonal variation of arbuscular mycorrhizal fungi in temperate grasslands along a wide hydrologic gradient. *Mycorrhiza*, 15: 291-299.

ESTAÚN, V., CALVET, C. & CAMPRUBI, A. (1990).— Vesicular-arbuscular mycorrhizae on *Pistacia* sp. *Symbiosis*, 9: 309-313.

FAOUZI, K., RHARRABTI, Y., DARDOUR, M., BOUKROUTE, A., MAHYOU, H., LABGHIAL, M. & BERRICHI, A. (2015).— Délimitation des peuplements du pistachier de l'Atlas (*Pistacia atlantica* Desf.) dans la région orientale du Maroc par le G.P.S. combiné au S.I.G. *Alger. J. Arid Envir*., 5: 32-39.

FERROL, N., CALVENTE, R., CANO, C., BAREA, J.M. & AZCÓN-AGUILAR, C. (2003).— Analysing arbuscular mycorrhizal fungal diversity in shrub-associated resource islands from a desertification threatened semiarid Mediterranean ecosystem. *Appl*. *Soil Ecol*., 25: 123-133.

FRAGA-BEDDIAR, A. & ABDA, S. (2002).— Statut mycorhizien du chêne liège (*Quercus suber* L.) et dynamique de la symbiose au cours des saisons. *Synthèse*, 11: 108-114.

FRAGA-BEDDIAR, A. & LE TACON, F. (1990). — Interactions between a V.A. mycorrhizal fungus and Frankia associated with alder (*Alnus glutinosa* L. Gaertn.). *Symbiosis*, 9: 247-258.

GAI, J.P., CHRISTIE, P., CAI, X.B., FAN, J.Q., ZHANG, J.L., FENG, G. & LI, L.X. (2009).— Occurrence and distribution of arbuscular mycorrhizal fungal species in three types of grassland communityof the Tibetan Plateau. *Ecol*. *Res*., 24: 1345-1350.

GARDES, M., BIALET, E., BINET, E., BROUSSEAU, C., CARRÉ, F., CHARCOSSET, J.Y., FRADET, N., GRIFFITH, P., GRYTA, H., LAQUERBE, M., MARTINEZ, C. & MILLOT, S. (2003).— Les symbiotes mycorhiziens du peuplier noir (*Populus nigra* L.) : la spécificité des assemblages fongiques en milieu riverain. *Actes du BRG*, 4: 453-466.

GERDEMANN, J.W. & NICOLSON, T.H. (1963).— Spores of mycorrhizal endogone species extracted from soil by wet sieving and decanting. *Trans. Brit. Mycol. Soc*., 46: 235-244.

GUI, M. & NOBEL, P. (1992).— Nutrient status, water uptake and gas exchange for three desert succulents infected with mycorrhizal fungi. *New Phytol.*, 122: 643-649.

GUPTA, R. & KRISHNAMERTHY, K.V. (1996).— Response of mycorrhizal and nonmycorrhizal *Arachis hypogaea* to NaCl and acid stress. *Mycorrhiza*, 6: 145-149.

HAMEL, C., DALPE, Y., LAPIERRE, C., SIMARD, R.R. & SMITH, D.L. (1994).— Composition of the vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi population in an old meadow as affected by pH, phosphorus and soil disturbance. *Agric*. *Ecosyst*. *Envir*., 49: 223–231. doi: 10.1016/0167-8809(94)90051-5.

HATIMI, A. & TAROUCH, S. (2007).— Caractérisation chimique, botanique et microbiologique du sol des dunes littorales du Souss-Massa. *Biomatec Echo*, 2 (5): 85-97.

INVAM (International Culture Collection of Arbuscular and Vesicular-Arbuscular Mycorrhizal Fungi).— http://invam.caf.wvu.edu/Myc_Info/Taxonomy/species.htm.

KAFKAS, S. & ORTAS, I. (2009).— Various mycorrhizal fungi enhance dry weights, P and Zn uptake of four *Pistacia* species. *J. Plant Nutr*., 32: 146-159.

KAPLAN, J.O., KRUMHARDT, K.M. & ZIMMERMANN, N.E. (2012).— The effects of land use and climate change on the carbon cycle of Europe over the past 500 years. *Global Change Biol*., 18: 902-914. doi:10.1111/j.1365-2486.2011.02580.x

KOSKE, R.E. & TESSIER, B. (1983).— A convenient permanent slide mounting medium. *Mycol. Soc. Am. Newslet.*: 34-59.

LANDWEHR, M., HILDEBRANDT, U., WILDE, P., NAWRATH, K., TOTH, T., BIRO, B. & BOTHE, H. (2002). —The arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus geosporum* in European saline, sodic and gypsum soils. *Mycorrhiza*, 12: 199-211.

LIMANE, A., SMAIL-SAADOUN, N., BELKEBIR-BOUKAIS, A. & KISSOUM-HISSOUM, K. (2014).— Root architecture adaptation of *Pistacia atlantica* subsp. *atlantica* according to an increasing climatic and edaphic gradient: case of a north–south transect in Algeria. *Turk. J. Bot*., 38: 536-549. doi: 10.3906/bot-1308-9.

MEDDAD-HAMZA, A., BEDDIAR, A., GOLLOTTE, A., LEMOINE, M.C., KUSZALA, C. & GIANINAZZI, S. (2010).— Arbuscular mycorrhizal fungi improve the growth of olive trees and their resistance to transplantation stress. *Afr*. *J. Biotech*., 9: 1159-1167.

MEDDICH, A., OIHABI, A., ABBAS, Y. & BIZID, E. (2000).— Rôle des champignons mycorhiziens à arbuscules de zones arides dans la résistance du trèfle (*Trifolium alexandrinum* L.) au déficit hydrique. *Agronomie, EDP Sciences*, 20: 283-295.

MERRYWEATHER, J. & FITTER, A.H. **(**1998).**—** The arbuscular mycorrhizal fungi of *Hyacinthoides nonscripta*. Diversity of fungal taxa. *New Phytol*., 138: 117-129.

MOHAMMAD, M.J., HAMAD, S.R. & MALKAWIT, H.I. (2003).— Population of arbuscular mycorrhizal fungi in semi-arid environment of Jordan as influenced by biotic and abiotic factors. *J. Arid Envir*., 53: 409-417.

MORTON, J.B., BENTIVENGA, S.P. & WHEELER W.W. (1993).— Germ plasm in the international collection of arbuscular and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi (INVAM) and procedures for culture development, documentation and storage. *Mycotaxon*, 48: 491-528.

NOUAÏM, R., CHAUSSOD, R., EL ABOUDI, A., SCHNABEL, C. & PELTIER, J.P. (1991).**—** L'Arganier. Essai de synthèse des connaissances sur cet arbre. Pp. 373-388 *In*: *Physiologie des arbres et arbustes en zones arides et semi-arides.* Groupe Paris.

OEHL, F., SILVA, G.A., PALENZUELA, J., SÁNCHEZ-CASTRO, I., CASTILLO, C. & SIEVERDING, E. (2011).— *Acaulospora punctata*, a new fungal species in the *Glomeromycetes* from mountainous altitudes of the Swiss Alps and Chilean Andes. *Nova Hedwigia*, 93: 353-362.

OMAR, M.S., DENKE, A.M. & RAYBOUD, J.N. (1979).—The development of ochengi (Nematoda: Filarioidea) to the infective stage in *Simulium damnosum*. Note on the histochemical staining of the parasite. *Tropenmed. Parasit.*, 30: 157-162.

ÖPIK, M., METSIS, M., DANIELL, T.J., ZOBEL, M. & MOORA, M. (2009).— Large-scale parallel 454 sequencing reveals host ecological group specificity of arbuscular mycorrhizal fungi in a boreonemoral forest. *New Physiol*., 18: 424-437.

PHILLIPS, J.M. & HAYMAN, D.S. (1970).— Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Trans. Brit. Mycol. Soc*., 55: 158-161.

PUPPI, G., CHIAPPERI, F., TABACCHINI, A. & CARPIGO, F. (1986).— Endogonaceae de litorale Tirrenico. *Micol. Ital*., 15: 7-14.

QUÉZEL, P. & MÉDAIL, T. (2003).— *Écologie et biogéographie des forêts du bassin méditerranéen*. Environmental series. Elsevier.

RIVATON, D. (2016).— Étude des champignons mycorhiziens arbusculaires des sols en systèmes de grandes cultures biologiques sans élevage : application à la nutrition phosphatée. *Sciences du Vivant* [q-bio]. <dumas-01472700>

ROLDAN-FAJARDO, B.E. & BAREA, J.M. (1986).— Mycorrhizal dependency in the olive tree (*Olea europaea* L.). Pp 323-326 *In:* V. Gianinazi-Pearson & S. Gianinazzi (eds), *First European Symposium on Mycorrhizae. Physiology and genetics aspects of mycorrhizae*. Paris.

RUOTSALAINEN, A.L., VÄRE, H. & VESTBERG, M. (2002).— Seasonality of root fungal colonization in low-alpine herbs. *Mycorrhiza*, 12: 29-36.

SCHENCK, N.C. & PEREZ, Y. (1990).— *Manual for the identification of VAMycorrhizal fungi*. INVAM, Univ.Florida.

SHANNON, C.E. & WEAVER, W. (1949).— *The mathematical theory of communication*. University Illinois Press, Urbana.

STUTZ, J.E. & MORTON, J.B. (1996).**—** Successive pot cultures reveal high species richness of arbuscular endo-mycorrhizal fungi in arid ecosystems. *Can. J. Bot*., 74: 1883-1889.

TROUVELOT, A., KOUGH, J.L. & GIANINAZZI-PEARSON, V. (1986).— Mesure du taux de mycorhization VA d'un système radiculaire. Recherche des méthodes d'estimation ayant une signification fonctionnelle. Pp 217-221 *In* : V. Gianinazzi-Pearson & S. Gianinazzi (eds). *The Mycorrhizae. Physiology and Genetics*. INRA Presse, Paris.

VELÁZQUEZ, M.S., STÜRMER S.L., BRUZONE, C., FONTENLA, S., BARRERA, M. & CABELLO, M. **(**2016).— Occurrence of arbuscular mycorrhizal fungi in high altitude sites of the Patagonian Altoandina region in Nahuel Huapi National Park (Argentina). Acta Bot. Bras., 30: 521-531.

VIJAY, S.M., PANKAJ, K.M., JAIDEEP, K.B. & ARUNAVA, P. (2017).— Agriculturally important microbes for sustainable agriculture. Volume 1. Plant-soil-microbes. Springer Doi 10.1007/978-981-10-5589-8.

WALKLEY, A. & BLACK, I.A. (1934).— An examination of Degtjareff method for determining soil organic matter and a proposed modification of the chromic acid titration method. *Soil Sci*., 37: 29-37.

ZHAO, D. & ZHAO, Z. (2007).— Biodiversity of arbuscular mycorrhizal fungi in the hot-dry valley of the Jinsha River, southwest China. *Appl. Soil Ecol.*, 37: 118-128.