

UNIVERSITE KASDIMERBAH-OUARGLA
FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE
DEPARTEMENT DES SCIENCES AGRONOMIQUES



Mémoire Master ACADEMIQUE

Domaine : Sciences de la nature et de la vie

Filière : Sciences Agronomiques

Spécialité : Protection de la Ressource Sol-Eau et Environnement

Présenté par : OULIDI Nousseiba

Thème

Caractérisation de la biomasse microbienne rhizosphérique
sous culture de palmier dattier (*Phoenix dactylifera L.*) dans la
région de Ouargla.

Soutenu publiquement

Le : 24/ 0 5/2017

Devant le Jury :

Président	M^{me}	BABAHANI Soua	M.C.A. (U. K.M.Ouargla)
Promoteur	M.	KARABI Mokhtar	M.C.B. (U. K.M.Ouargla)
Examinatrice	M^{lle}	OUSTANI Mabrouk	M.C.B.(U. K.M.Ouargla)

Année Universitaire : 2016/2017

Remerciements

Je remercie tout d'abord mon Dieu (ALLAH) qui m'a donné la force, le courage et la patience, pour accomplir ce travail dans de bonnes conditions.

*J'exprime sincèrement toute mes gratitudes à mon encadreur **M. KARABI Makhtar**, maitre de conférence « B » à l'Université Kasdi Merbah pour avoir dirigé ce travail, pour son aide, ses précieux conseils, sa compréhension et son soutien moral lors de la rédaction de ce manuscrit.*

*Je remercie **M^{me} BABAHANI Souad** maitre de conférences « A » à l'Université Kasdi Merbah d'avoir présider ce jury.*

*Je tiens également à remercier **M^{me} OUSTANI Mabrouka** maitre de conférence « B » d'avoir accepté d'examiner ce travail.*

Ainsi j'adresse mes sincères remerciements à tous les enseignants du département des Sciences agronomiques, à toute l'équipe du service du laboratoire de pédologie et de microbiologie de la faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, et le laboratoire de biogéochimie des milieux désertiques pour leurs précieuses aides et collaborations.

Enfin je remercie ma famille : mes parents pour leurs soutiens sans faille, parfois inquiets mais toujours compréhensifs, tout au long de ces années, ainsi que mes frères, sœurs, est pour leurs soutien affectif et moral.

À toute personne qui a contribué de près ou de loin à la réalisation de ce modeste travail d'une manière directe ou indirecte,

Je dis

MERCI...





Dédicaces

Je dédie ce travail à

*Mes cher parents les plus chers au monde Et je ne l'oublierai
jamais leur aide*

*et leur patience pendant toute ma vie, Ma-mère Fadila O, et
mon -père HAMADI OULIDI*

*Mes frères : Abdalghani, Mouhamed, Abdalrahim,
Saad.*

Mes sœurs : Rabiaa, Assia, Selma, Soumia

Ma tante ASSIA S

Toute la famille Oulidi

*Mes amis surtout : Manel, Sara, Basma, Ibtissame,
Warda, Khawla, Fatma, Ghayette, Aridj, Wasilla,
Hamida.*

Ma promotion 2016/2017

*De Spécialité protection de la ressource sol
eau environnement.*

Abréviations

MBL	Marine biological laboratory
FAO	Food and Agriculture Organization
USDA	United State Department of Agronomy (soil taxonomy)
ITA	Institut technologique d'Agronomie.
CE	Conductivité Electrique.
pH	potentiel d'hydrogène
MO	Matière Organique.
OGA	Oxytétracycline gélose agar
UFC.g.s.s⁻¹	Unité Formant Colonie par gramme de sol sec.

Liste des tableaux

N° Tableau	Titre	Page
Tableau 1	Caractéristiques physico-chimiques	30
Tableau 2	Résultats de dénombrement des microorganismes telluriques	33
Tableau 3	Caractères morphologiques des microorganismes	40

Liste des figures

N° Figure	Titre	Page
Figure 1	Bactérie du sol (source : MBL, 2013).	05
Figure 2	(A et B) Champignon du sol (source : MBL, 2013).	05
Figure 3	Actinomycètes du sol (genre Pseudomonas).	06
Figure 4	Bactéries du sol (Azotobacter).	06
Figure 5	Morphologie du palmier dattier (Munier ,1973).	14
Figure 6	Localisation géographique de la zone d'étude	17
Figure 7	image satellitaire du site expérimental (image Google Earth, 2017).	18
Figure 8	Schéma d'échantillonnage du sol	20
Figure 9	Préparation des suspensions dilutions.	25
Figure 10	Représentation graphique de la densité des microorganismes telluriques dans les sols étudiés exprimée en UFC.g.s.s-1	33
Figure 11	Représentation graphique du rapport R/S des groupes microbiens étudiés.	34
Figure 12	graphique de la densité bactérienne dans les sols étudiés exprimée en UFC.g.s.s-1.	35
Figure 13	Représentation graphique de la densité fongique dans les sols étudiés exprimée en UFC/g.s.s-1	36
Figure 14	Représentation graphique de la densité actinobactériennes dans les sols étudiés exprimée en UFC/g.s.s-1	37
Figure 15	Représentation graphique de la densité des azotobacters dans les sols étudiés exprimée en UFC/g.s.s-1.	39
Figure 16	Représentation graphique du Cmicrobien dans les sols étudiés	47

Liste des photos

N° Photo	Titre	Page
Photo 1	Prélèvement des échantillons	21
Photo 2	Préparation des suspensions dilutions	25
Photo 3	Ensemencement des microflores telluriques	26
Photo 4	Aspect macroscopique et purification des colonies des bactérie	41
Photo 5	Aspect macroscopique et purification des colonies des champignon (rhizosphère)	42
Photo 6	Aspect macroscopique des colonies des champignons (hors rhizosphère)	43
Photo 7	. <i>Alternariaalternata</i> sous le microscope (Gx400)	43
Photo 8	<i>Penicillium</i> sous le microscope (Gx400)	44
Photo 9	<i>Aspergillusfumigatus</i> sous le microscope (Gx400)	44
Photo 10	Aspect macroscopique et purification des colonies des actinobactéries	45
Photo 11	Aspect macroscopique et purification des colonies d'azotobacters (<i>Azospirillum</i>).	46
Photo 12	Microphotographie observée au microscope optique présentant des bactéries d'une colonie provenant du sol hors rhizosphérique (A) et du sol rhizosphérique (B).(Gross x40 x 100)	47

Liste d'annexe

N° Annexe	Titre	Page
Annexe 1	Milieux de culture	66
Annexe 2	Détermination du Cmicrobien par la méthode fumigation - extraction	68
Annexe 3	Echelles d'interprétation des résultats	69

Table de matière

<i>Introduction</i>	1
---------------------------	---

Première partie: Synthèse bibliographique

Chapitre I: Les microorganismes du sol

I.1. Diversité des micro-organismes du sol.....	4
I. 2. Bactéries.....	4
I.3. champignons	5
I.4. Actinobactéries	5
I.5. Azotobacter	6
I.6. Rôle des microorganismes telluriques dans les sols arides.....	6
I.7. Indicateurs de l'activité biologique d'un sol.....	7
I.7.1. Biomasse Microbienne.....	7
I.8. Facteurs influençant les caractéristiques de la biomasse microbienne dans le sol.....	8
I.8.1. facteurs physiques.....	8
I.8.2. Facteurs biologiques.....	8
I.8.3. Facteurs climatiques.....	11
I.8.4. Facteurs chimiques.....	11
I.9. Influence des techniques de travail du sol sur la biomasse microbienne du sol.....	12

Chapitre II : Généralités sur le palmier dattier

II.1. Taxonomie.....	13
II.2. Morphologie	13
II.3. Exigences du palmier dattier	15
II.3.1. Exigences climatiques.....	15
II.3.2. Exigences édaphiques	15

Deuxième Partie: Matériels et méthodes

I.1. Présentation de la région de Ouargla	17
I.1.1. Station d'étude	18
I.2. Technique d'échantillonnage.....	19
I.2.1. Période d'échantillonnage.....	19
I.2.2. Prélèvements des échantillons.....	19
I.2.2.1. Horizon de prélèvement	20
I.2.2.2. Conservation et transport des échantillons.....	20
I.2.2.3. Détermination du taux d'humidité.....	21

I.3. Analyses physico-chimiques.....	21
I.3.1. Humidité.....	21
I.3.2. Granulométrie	21
I.3.3. pH.....	22
I.3.4. Calcaire total	22
I.3.5. Conductivité électrique(CE).....	22
I.3.6. Dosage du carbone organique	22
I.3.7. Dosage de l'azote total	23
I.4. Les analyses microbiologiques	23
I.4.1. La microflore tellurique	23
I.4.2. Techniques d'étude et de dénombrement de la microflore telluriques	24
I.4.2.1. Préparation des suspensions dilutions	24
I.4.2.2. Microflore tellurique	25
A. Microflore bactérienne	25
B. Champignons.....	26
C. Actinobactéries	26
D. Azotobacters.....	26
I.4.3. Purification et identification.....	27
I.4.4. Caractères morphologiques	27
I.4.5. Observation microscopique.....	28
Préparation des lames.....	28
I.4.6. Coloration de Gram.....	29
I.4.7. Biomasse microbienne par Fumigation-extraction	29

Troisième Partie: Résultats et discussion

Chapitre I. Résultats et discussion des analyses bio-physico-chimiques

I.1. Résultats des analyses physico-chimiques des sols	30
--	----

Chapitre II: Résultats et discussion des analyses microbiologiques

II-2. Résultats et discussion des analyses microbiologiques.....	33
II.2.1. Dénombrement des microorganismes telluriques.....	33
II.2.1.1. La microflore bactérienne	35
II.2.1.2. La microflore fongique	36
II.2.1.3. Les actinobactéries	37
II.2.1.5. Azotobacters.....	39
II.2. Caractères morphologiques macroscopiques	40

II.2.3. Purification et identification	41
II.2.4. Coloration Gram	46
II.2.5. C _{microbien}	47
Conclusion.....	34
Conclusion.....	49
Références bibliographiques.....	54

Introduction

Introduction

Les conceptions modernes relatives à la formation des sols tiennent de plus en plus compte du rôle des organismes vivants dans cette genèse (**Lucie, 2009**).

Le sol se définit comme étant la couche superficielle meuble de l'écorce terrestre. Il est issu d'interactions entre une matrice physico-chimique de composition extrêmement variable et une grande diversité d'organismes. Il n'est donc pas qu'un simple support des êtres vivants ; il constitue aussi un important stock de matière organique et minérale, abritant une grande diversité d'êtres vivants. En conséquence, il s'y déroule de nombreux processus biogéochimiques dont les acteurs sont variés.

Le sol est donc un véritable carrefour multifonctionnel (**Gobat et al., 2003**) et occupe une place centrale dans le fonctionnement des écosystèmes terrestres. Représentant près d'un tiers de la surface de la planète, les services rendus par le sol s'appliquent non seulement aux milieux naturels, mais aussi aux systèmes anthropiques en regard de l'agriculture ou la gestion des déchets (**Costanza et al., 1997**).

Le sol est un compartiment extrêmement hétérogène. Ses caractéristiques varient à petite échelle, selon la répartition des pores, des agrégats, des racines, des nutriments et de l'eau (**Young et Crawford., 2004**), mais aussi à plus grande échelle, en fonction de la roche mère, du climat et de la couverture végétale (**Hooper et al., 2000; Ettema et Wardle, 2002**). De la même manière, les caractéristiques du sol peuvent changer dans l'heure ou dans la journée, d'une saison à l'autre, et évoluent au cours des successions (**Bardgett et al., 2005**). C'est donc un compartiment diversifié et dynamique ; en 4 dimensions : surface, profondeur et temps, biomasse microbienne. De par sa complexité, il constitue une réelle « boîte noire » des sciences Environnementales.

Le palmier dattier (*Phoenix dactylifera L.*), monocotylédone pérenne, est une espèce essentielle dans l'écosystème oasien (**Zougari-Elwedi et al., 2012**). Il permet une pérennité de la vie dans les régions désertiques où, sans lui, elle serait impossible, même en présence d'eau. Il protège l'oasis contre les influences du désert et crée un microclimat pour l'installation d'autres cultures sous-jacentes (**Ben Hamida, 2011**). L'oasis par son microclimat est un milieu favorable à l'agriculture saharienne, à la flore et à la faune (**Daddi Bouhoun, 2010**).

Le palmier dattier (*Phoenix dactylifera* L.) est adapté aux sols de formation désertique et subdésertique très divers, qui constituent les terres des régions arides et semi arides (**Radi et al., 2014**).

Durant la dernière décennie, des contraintes biotiques et abiotiques ainsi que des faibles fertilités des sols des palmeraies ont entraîné une destruction intense des palmeraies et une détérioration des écosystèmes, limitant ainsi la production agricole dans ces milieux (**Zougari-Elwedi et al., 2012**).

Cependant, la vie microbienne des sols est relativement limitée dans la plupart des palmeraies où l'on pratique une culture extensive sous palmiers et dans lesquelles les sols sont insuffisamment pourvus en matière organique et en eau.

La microbiologie du sol peut être définie comme l'étude des microorganismes du sol, ces derniers jouent des processus vitaux déterminé par les réactions du sol ; aussi qui déterminent eux-mêmes l'équilibre et l'évolution du celui-ci, le tout formant une entité indissociable.

L'importance de l'activité biologique se justifie par le rôle de la vie, dans la définition et le maintien des équilibres pédologiques et des caractéristiques physicochimiques.

Si l'activité biologique permet de suivre l'état de fertilité d'un sol, elle est en retour fonction des caractéristiques physico-chimiques de celui-ci et de tous les facteurs pouvant les modifier. Le potentiel d'activité biologique du sol dépend de la matière organique avec laquelle elle est en étroite corrélation (**Zombre, 2006**).

Cependant, les interactions positives entre les plantes et les microorganismes de la rhizosphère peuvent améliorer la nutrition des plantes, en augmentant en particulier la fixation biologique de l'azote, en augmentant la tolérance de la plante au stress environnemental et aux pathogènes telluriques réduisant ainsi les besoins d'application d'engrais et de pesticides.

La connaissance de l'activité biologique d'un sol permet donc d'approcher la dynamique d'évolution du sol et les capacités d'échanges entre le sol et la plante (**I.T.A.B, 2002**).

Depuis le début des années 1990, le souci de gérer durablement les écosystèmes accentue la nécessité d'attacher encore plus d'importance aux interactions entre les racines, le sol et ses composantes biologiques, ce qui explique probablement que les travaux incluant le terme rhizosphère dans les mots-clés augmentent exponentiellement (**Stéphane, 2005**).

Très peu de travaux ont été consacrés à l'étude de la biomasse microbienne tellurique sous palmier dattier dans la région de Ouargla. On cite entre autres les travaux de Oustani (2006) ; Karabi (2010) ; Aloui (2014) ; Guendafa, (2015) et Lemkedem et Hamlaoui (2016).

Encore très peu ceux qui se sont intéressés à l'étude de la biomasse microbienne rhizosphérique sous palmier dattier en l'occurrence les travaux de Ben Hamida et El Khelili (2016) et Karabi (2017) sur la variabilité spatiale à petite échelle (10 m) de la densité et l'activité microbienne sous palmier dattier.

Notre travail est une suite des travaux en matière de microbiologie des sols oasiens. Il a trait à l'étude quantitative (densité) et qualitative (identification des espèces) des principaux groupes microbiens à savoir les bactéries, les champignons, les actinobactéries ainsi que certains groupes fonctionnels à savoir les azotobactères et leur distribution au niveau du sol rhizosphérique et non rhizosphérique du palmier dattier. L'étude a lieu au niveau de l'exploitation de l'université de Ouargla (ex-ITAS).

Ce mémoire s'articule en trois parties

- La première partie présente une synthèse bibliographique
- La deuxième partie est consacrée aux matériels et méthodes adoptés.
- La troisième partie de ce mémoire est consacrée aux résultats et discussions.

Première partie
Synthèse bibliographique.

Chapitre I.

Les microorganismes du sol

Chapitre I. Les microorganismes du sol

I.1. Diversité des micro-organismes du sol

Les microorganismes du sol sont représentés par quelques métazoaires, des protozoaires, des algues microscopiques, des champignons, des bactéries dont des actinomycètes, des cyanobactéries et des virus (**Maier et al., 2000**). Une présentation des microorganismes telluriques fondée sur des classifications traditionnelles et qui privilégie les caractéristiques trophiques des organismes et leurs activités est proposée par (**Roger et al., 2001**).

La biologie des micro-organismes détermine leurs rôles dans les sols, soit directement ou associée avec d'autres organisations de sol (**Lavelle et Alister., 2003**).

Les micro-organismes présents dans la rhizosphère réagissent positivement, négativement ou indifféremment avec les nombreux métabolites libérés par les racines des plantes. Ces interactions peuvent influencer la croissance et le développement des plantes. La racine produit des signaux chimiques qui attirent les bactéries et d'autres microbes vers elle (**Akhtar et al., 2015**).

I. 2. Bactéries

Les bactéries sont classées en bactéries autotrophes et bactéries hétérotrophes. Elles présentent une population très abondante dans le sol, mais leur activité est principalement concentrée dans les premiers cm du sol. Elles constituent avec les champignons la biomasse dominante du sol. Elles jouent un rôle fondamental dans les cycles de l'azote (ammonification, nitrification, dénitrification, fixation symbiotique de N₂), du carbone (décomposition et minéralisation) du phosphore, du soufre.

Elles interviennent également dans le maintien de la structure du sol, par la formation d'agrégats (**Lavelle et Spain., 2001**). Les bactéries sont le groupe le plus nombreux et le plus varié, puisque leur densité peut s'élever de dix millions à un milliard par gramme de sol. Du fait de leur petite taille, leur poids reste inférieur à une tonne par hectare de sol. Ce qui donne aux bactéries une place importante dans le sol, c'est leur extraordinaire variabilité biochimique qui leur permet de transformer toutes les substances du sol et de les faire entrer dans le monde vivant (**Claude et al., 2008**).

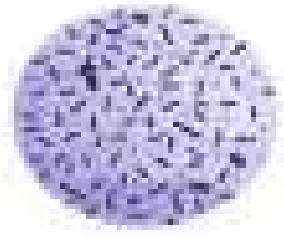


Figure 1: Bactérie du sol (source : MBL, 2013).

I.3. champignons

Ils sont hétérotrophes, certains d'entre eux sont saprophytes. La grande majorité des champignons isolés sont ceux formant un grand nombre de spores, particulièrement les mucorales (*Mucor*, *Mortierella*, *Rhizous*) et les deutéromycètes (*Penicillium*, *Aspergillus*, *cladosporium*, *Fusarium*, *Alternaria* et *Botrytis*). Leur rôle dans la décomposition de la matière organique est très important, Ils dégradent la cellulose et la lignine des végétaux (Maier *et al.*, 2000).



A. Aspergillus (G : 40×10)



B. Penicillium (G : 40×10)

Figure 2: (A et B) Champignon du sol (source : MBL, 2013).

I.4. Actinobactéries

Les actinobactéries soient des microorganismes procaryotes, leur morphologie ressemble fortement à celle des micro-organismes eucaryotes comme les champignons filamenteux. Les actinobactéries présentent des similitudes avec les eubactéries et les champignons. Il existe des formes de transition, mycéliennes typiques et unicellulaires, présentant une aptitude peu marquée à former un mycélium ramifié (Mincer *et al.*, 2002).

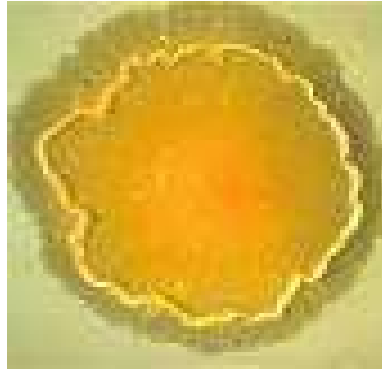


Figure 3. Actinobactéries du sol (genre Pseudomonas).

I.5. Azotobacter

Bactérie aérobie stricte et libre dans le sol qui fixe l'azote atmosphérique chez la plupart des végétaux et le transforme en ammonium (20 à 40 kg/ ha).

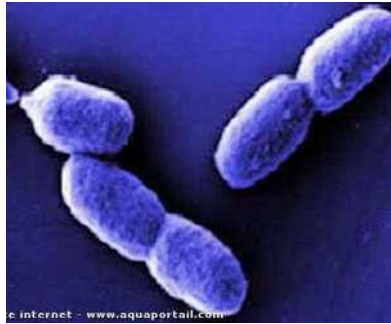


Figure 4 : Bactéries du sol (Azotobacter).

I.6. Rôle des microorganismes telluriques dans les sols arides

Les microorganismes jouent un rôle important à la fois dans la formation du sol et dans son fonctionnement (**Robert et Chenu ,1992**). Parmi les rôles de la microflore dans les sols arides on peut citer les suivant :

-l'activité biologique est un facteur important de la genèse et la formation des sols (**Berthelin ,1999**).

-les micro-organismes sont omniprésents et participent à un rôle inimitable à maintenir le dynamisme et la durabilité de la biosphère .Ils assurent les transformation, la dégradation et le recyclage de la matière organique qui assure l'existence durable de la vie d'une manière respectueuse de l'environnement (**Sharma et al., 2015**).

-Les microorganismes présentent entre eux des différences d'efficacité en ce qui concerne leur aptitude à induire l'agrégation et à la maintenir.

Les champignons sont efficaces dans la stabilisation des agrégats de sol, car ils ont la capacité de lier les particules du sol via plusieurs mécanismes (rétention mécanique, adhésion par les glues fongiques, ...).

En effet, de nombreux champignons secrètent des substances agrégeant à fort pouvoir collant comme les polysaccharides et les gommés (**Annabi, 2005**). Les mycéliums des champignons consolident également directement la structure du sol par enchevêtrement mécanique des particules minérales entre les hyphes et/ou par la résistance mécanique des filaments fongiques aux contraintes physiques. L'action des bactéries et des actinomycètes dans le processus d'agrégation et la stabilisation des agrégats est nettement moins importante que celle des champignons (**Molope., 1987 ; Berthlenfalvay., 1999**).

Les bactéries interviennent plutôt dans la stabilisation des particules de la taille des argiles et des limons (**Fletcher et al, 1980 ; Tisdall., 1994**).

La fixation d'éléments minéraux directement assimilables par les plantes ont un rôle essentiel dans son fonctionnement, ce qui concerne les flux de fixation d'azote dans le sol et le carbone atmosphérique (**Djibril, 2003**).

I.7. Indicateurs de l'activité biologique d'un sol

I.7.1. Biomasse Microbienne

Le concept de la biomasse microbienne fait référence à la fraction vivante de la matière organique considérant l'ensemble des micro-organismes comme un tout (bactéries, les champignons...) (**Baise ,2000**).

Le carbone microbien ($C_{\text{microbien}}$) et l'azote microbien ($N_{\text{microbien}}$) sont les composants élémentaires primaires de la biomasse microbienne (**Cleveland et Liptzin , 2007 ; Sterner et Elser, 2002 ; Yange et al ., 2014**). Bien que le $C_{\text{microbien}}$ et le $N_{\text{microbien}}$ ne représentent que des petites quantités de matière organique du sol, ils jouent un rôle clé dans la décomposition de la litière dans les sols (**Flakowski et al., 2008 ; Fierer et al., 2011 ; Xu et al., 2014**).

Bien que le carbone est la source énergétique principale des microorganismes du sol (**Bacyé, 1993 ; Thiombiano et al., 1999; Sawamoto et al., 2000; Gobat et al., 2010**).

Les micro-organismes du sol constituent eux-mêmes un "pool" labile de la matière organique Totale du sol (**Jenkinson et Ladd, 1981**). La part de la biomasse microbienne dans la matière Organique est diversement appréciée par des auteurs. Elle représente en moyenne 2 à 4% du carbone organique et 4 à 8% de l'azote total du sol (**Girard et al., 2011**). **Duchaufour (1991)** l'avait mesuré entre 2 et 5% du carbone organique, et 2 à 10 % de l'azote total.

La corrélation est positive entre l'activité microbienne du sol et sa teneur en matière organique dans les états de surfaces (**Bacyé, 1993 ; Thiombiano et al., 1999**)

I.8. Facteurs influençant les caractéristiques de la biomasse microbienne dans le sol

I.8.1. facteurs physiques

A. la structure

La qualité structurale du sol est fortement influencée par la valeur du pouvoir d'oxydoréduction de ce sol. Cette valeur oriente la nature et l'intensité de la population microbienne. De la formation et de la rupture des agrégats résultent deux actions possibles, opposées quant à leurs conséquences :

-L'inclusion des substances organiques à l'intérieur d'un agrégat, le rend temporairement inaccessible aux microorganismes.

-La rupture des agrégats par broyage stimule la minéralisation rendue d'autant plus aisée que la dimension des agrégats est plus grande (**MOREL, 1989**).

B. la texture

La texture du sol intervient de deux façons :

- Façon directe, par l'action de différentes fractions minérales ;

- Façon indirecte, par son rôle majeur dans la genèse de la structure du sol (**Maameri, 2007**). La texture fine du sol (< 50 µm) aurait un effet de protection sur la biomasse microbienne totale, due à la plus forte proportion de micropores par rapport à un sol sableux et par la limitation du développement des prédateurs de microorganismes

(**ITAB, 2002**).

La texture du sol a un rôle réglemantaire dans les processus biologique du sol et donc affecte la structure de la communauté microbienne du sol (**Sessitsch et al., 2001**)

I.8.2. Facteurs biologiques

Les microorganismes interviennent de manière plus ciblée dans les interactions directes ou indirectes entre eux et avec les autres organismes du sol (**Gobat et al., 2003**).

A. Végétation

A.1. Rhizosphère

La rhizosphère est un environnement créé par des interactions entre les exsudats racinaires et les microorganismes (**Bell-Perkins et Lynch, 2002**). Le terme "rhizosphère" tire son origine du grec "*rhizo*" ou "*rhiza*" signifiant "racine" et "sphère", le champ d'action ou d'influence. La rhizosphère comme le lieu d'activités microbiennes autour des racines des légumineuses. Par la suite, cette définition a été étendue à toutes les plantes. Cette zone

d'interaction s'étend de quelques micromètres à plus de 2 mm en dehors de la surface racinaire (**Kennedy et Luna, 2004**). De même, la densité des bactéries est plus élevée dans la rhizosphère que dans le sol distant des racines, il s'agit de «l'effet rhizosphère» (**Lemanceau, 1992 ; Whipps, 2001 ; Lugtenberg et Kamilova, 2009**). Dans la rhizosphère *sensu stricto* il faut distinguer :

l'endorhizosphère (intérieur de la racine), le rhizoplan (surface racinaire) et l'exorhizosphère ou le sol rhizosphérique (sol lié à la racine par opposition au sol distant) (**Gray et Smith, 2005 ; Bryant et al., 2008**).

Son volume est variable selon le développement racinaire : il représente entre 0,1 et 1% du sol global des écosystèmes forestiers et près de 100% des premiers centimètres des sols prairiaux. C'est un milieu complexe et hétérogène qui présente des caractéristiques très particulières.

(**Stéphane, 2005**).

Les microorganismes sont fréquemment impliqués dans une multitude d'interactions non génétiques avec d'autres microorganismes, notamment au niveau de la rhizosphère. Ces interactions sont souvent nutritionnelles. Un microorganisme dépend d'un autre microorganisme pour la dégradation de produits ou de substrats spécifiques, ou différents microorganismes sont en compétition pour le même substrat (**Trévorset Van Elsas., 1997**). Le développement de la communauté rhizosphérique a une variété d'impact direct ou indirect sur la production de biomasse de la plante (**Tate, 1995**). Beaucoup de micro-organisme qui colonisent la rhizosphère produisent des composés organiques qui permettent le développement du système racinaire des plantes. Elles sont responsables du recyclage et de la solubilisation des éléments minéraux (azote, phosphore, calcium) ; lesquels stimulent la croissance des plantes (**Focht et Martin, 1979 ; Klein et al., 1988 Tate, 1995; Lavelle et Spain, 2001**). Les effets indirects résultent de l'effet de la communauté microbienne rhizosphérique sur la structure du sol (**Djibril, 2003**).

Effets bénéfiques des rhizobactéries sur les plantes

Certains microorganismes, principalement des bactéries telles *Arthrobacter*, *Azotobacter*, *Azospirillum*, *Bacillus*, *Enterobacter*, *Pseudomonas*, *Serratia*, (**Gray et Smith, 2005**) et *Streptomyces* (**Tokala et al., 2002**) sont capables de coloniser efficacement les systèmes racinaires. Elles influencent de manière bénéfique la plante en stimulant sa croissance (voie directe) et/ou en la protégeant contre des infections par des agents

phytopathogènes (voie indirecte). Ces bactéries de la rhizosphère sont alors reprises sous le terme PGPR (Plant Growth - Promoting Rhizobacteria).

1- Fixation d'azote

Parmi les éléments nutritifs nécessaires, celui qui est le plus souvent limitant pour la croissance des plantes est l'azote. La majeure partie de cet élément se trouve sous forme d'azote gazeux (N₂) inaccessible aux animaux et aux plantes (**Pujic et Normand, 2009**).

La fixation biologique de l'azote relève uniquement du domaine des procaryotes grâce à la nitrogénase, une enzyme catalysant la réduction de l'azote atmosphérique en ammoniac (**Weyens et al., 2010**). Quelques bactéries fixatrices d'azote sont libres dans la rhizosphère. (*Achromobacter, Acetobacter, Alcaligenes, Arthrobacter, Azospirillum, Azotobacter, Azomonas, Bacillus, Beijerinckia, Clostridium, Corynebacterium, Derxia, Enterobacter, Herba spirillum, Klebsiella, Pseudomonas, Rhodospirillum, Rhodopseudomonas* et *Xanthobacter*) (**Tilak et al., 2005**). En revanche d'autres fixatrices d'azote sont symbiotiques et fixent l'azote seulement en association avec certaines plantes. Il s'agit des *Rhizobia* (*Rhizobium, Bradyrhizobium, Sinorhizobium, Azorhizobium, Mesorhizobium, Allorhizobium*) (**Tilak et al., 2005 ; Gray et Smith., 2005**) associées aux légumineuses et des souches de *Frankia*, bactéries filamenteuses sporulantes associées à des plantes dites actinorhiziennes (**Gray et Smith, 2005**).

2. Solubilisation des phosphates

Après l'azote, le phosphore est l'élément le plus limitant pour les plantes qui sont capables seulement d'absorber ses formes solubles mono- et dibasiques (H₂PO₄⁻, HPO₄²⁻) (**Keneni et al., 2010**). *Azotobacter chroococcum, Bacillus, Bradyrhizobium, Enterobacter agglomerans, Pseudomonas putida* et *Rhizobium*. sont des exemples de bactéries rhizosphériques solubilisant le phosphate inorganique en produisant de l'acide gluconique et l'acide 2- céto gluconique (**Khan et al., 2009**).

Elles sont aussi capables de minéraliser le phosphate organique par l'excrétion des enzymes extracellulaires telles les phosphatases, les phytases et C-P lyases (**Kim et al., 1998 et Weyens et al., 2010**).

A.2. Interactions entre populations microbiennes

Les microorganismes en particuliers les bactéries sont fréquemment impliquées dans une multitude d'interactions non génétiques avec d'autres microorganismes, notamment au niveau de la rhizosphère. Ces interactions sont souvent nutritionnelles. Un microorganisme dépend d'un autre microorganisme pour la dégradation de produits ou de substrats spécifiques, ou différents microorganismes sont en compétition pour le même substrat (**Trevors, et Van Elsas., 2003**).

Dans d'autres cas, un microorganisme peut exercer un effet nuisible sur les autres microorganismes, par exemple par la production d'antibiotiques ou de composés toxiques. Les interactions entre populations microbiennes peuvent être reconnues comme des interactions négatives (compétition, amensalisme), positives (commensalisme, synergique et mutualisme), ou positives pour l'un et négatives pour l'autre population (parasitisme ou prédation) (**Djibril, 2003**).

I.8.3.Facteurs climatiques**A. Humidité du sol et température**

L'humidité et la température sont deux facteurs essentiels dont la combinaison oriente l'intensité saisonnière de l'activité microbienne. La densité des microorganismes dans les zones arides montre que le maximum est enregistré en automne. Les conditions climatiques influencent grandement la composition et les proportions des différents groupes microbiens. Le groupe microbiens le plus touché par l'effet des variations saisonnières est celui des champignons, suivi par les algues et enfin les bactéries et les actinomycètes. Ces dernières s'adaptent bien aux variations climatiques (**Karabi et al., 2015**).

I.8.4.Facteurs chimiques**A. Réaction du sol**

Le développement des bactéries est meilleur entre pH 6 et pH 7.5. Les actinomycètes qui ont un rôle antagoniste vis-à-vis des champignons sont particulièrement sensibles à l'acidité ils préfèrent des pH 6 à 7.5 (**Soltner, 2003**).

B. Pouvoir d'oxydoréduction

La nature et l'intensité de l'activité microbienne du sol relèvent largement de la valeur de son pouvoir oxydoréduction à une conséquence directe sur les processus de dégradation des substances organiques : De bonnes conditions d'aérobiose induisent une oxydation aisée des substances organiques (**Morel, 1989**).

C. Salinité du sol

Le taux de salinité à une grande influence sur l'évolution de la microflore du sol l'augmentation de la quantité fait diminuer le nombre de microorganismes (**Maameri, 2007**).

L'inhibition de l'activité biologique par les sels se traduit par une forte teneur en composés hydrosolubles très mobiles au détriment des composés plus poly condensés.

I.9. Influence des techniques de travail du sol sur la biomasse microbienne du sol

Le travail du sol agit sur l'environnement physique et biotique des microorganismes du sol (température, aération, humidité, répartition des résidus de culture) et modifie en retour la quantité, l'activité et la répartition de la biomasse microbienne dans le profil de sol. De nombreuses références sont disponibles sur ce thème et montrent que dans les systèmes de travail du sol de conservation, la biomasse microbienne présente une forte densité.

Chapitre II.

Généralités sur le palmier dattier

Chapitre II. Généralités sur le palmier dattier**II.1. Taxonomie**

Le palmier dattier a été dénommé « *Phoenix dactylifera L.* » par Linné en 1734 est un Angiosperme monocotylédone, appartenant à l'ordre des Palmales, famille des Arécacées et sous-famille des Coryphoïdeae (Moore, 1973 ; Deleuze, 1995).

II.2. Morphologie**II.2.1. Racines**

Le système racinaire du palmier dattier est de type fasciculé (Djerbi, 1994). Les racines ne se ramifient pas et n'ont relativement que peu de radicelle. Le bulbe ou plateau racinal est volumineux et émerge en partie au-dessus du niveau du sol. D'après Munier (1973), le système racinaire du palmier dattier se développe entre 12 et 20 m de profondeur. Il présente en fonction de la profondeur quatre zones d'enracinement (Fig. 5) :

I. Zone respiratoire,

II. Zone de nutrition,

III. Zone d'absorption,

IV. Zone d'absorption profonde.

Racines de respiration (I) :

Elles sont localisées au pied du dattier, dans une couche qui ne dépasse pas 20 à 25 cm de profondeur. Ces racines ont un rôle important dans les échanges gazeux avec l'air de l'atmosphère du sol. (Munier, 1973 ; Peyron, 2000).

Racines de nutrition (II) :

Ces racines constituent la plus forte proportion du système racinaire et sont plus étendues, surtout en culture unique. Elles se développent entre 40 cm jusqu'à 1 m de profondeur (Munier, 1973 ; Djerbi, 1994).

Racines d'absorption (III) :

Cette zone est plus ou moins importante, selon la profondeur de la nappe phréatique. Ces racines se développent entre 1 m et 1,8 m de profondeur (Djerbi, 1994).

Racines de profondeur (IV) :

Les racines d'absorption de profondeur sont quasi inexistantes si la conduite de la culture permet une absorption suffisante au niveau des racines de nutrition et d'absorption (Peyron, 2000).

II.2.2. Le Tronc

Est un stipe généralement cylindrique au-dessus de sa région basale. L'élongation du tronc s'effectue dans sa partie coronaire par le bourgeon terminal ou phyllophore (**Djerbi, 1994**).

II.2.3. les Palmes

Sont des feuilles composées, pennées. Les folioles sont régulièrement disposées oblique le long du rachis, isolées ou groupées, pliées longitudinalement en gouttière. Les segments inférieurs sont transformés en épines, plus ou moins nombreuses, plus ou moins longues.

Les inflorescences du dattier naissent du développement de bourgeons axillaires situés à l'aisselle des palmes dans la région coronaire du tronc.

Le fruit du dattier, la datté, est une baie contenant une seule graine appelée noyau.

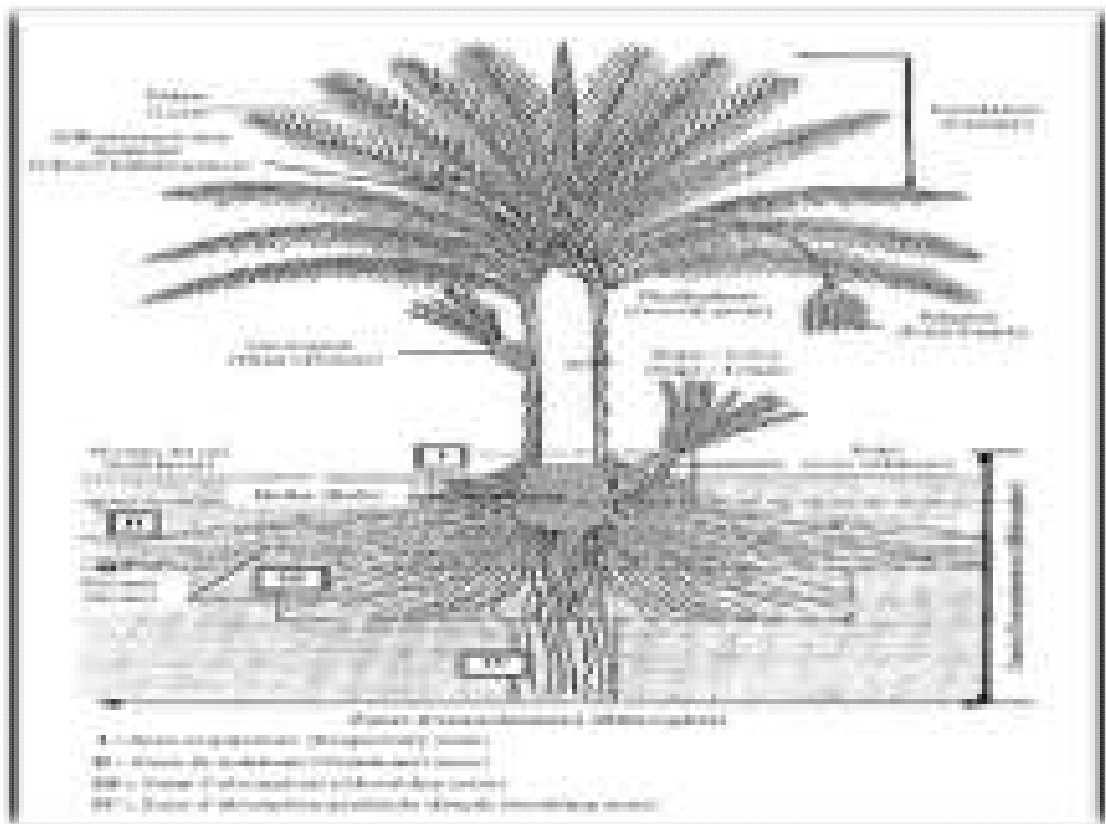


Figure 5 : Morphologie du palmier dattier (Munier, 1973).

La datte est constituée d'un mésocarpe charnu, protégé par un fin péricarpe ; le noyau est entouré d'un endocarpe parcheminé, il est de forme allongée, plus ou moins volumineux, avec un sillon ventral ; l'embryon est dorsal, sa consistance est dure et cornée.

II.3. Exigences du palmier dattier

II.3.1. Exigences climatiques

Le palmier dattier est cultivé dans les régions arides et semi-arides chaudes du globe. Ces régions sont caractérisées par des été chauds et longs, une pluviosité faible ou nulle et un degré hygrométrique faible (**Djerbi, 1994**). C'est une espèce thermophile (**Babahani et Eddoud, 2012**)

II.3.2. Exigences édaphiques

Le palmier dattier est une espèce des régions arides et semi-arides, (**Babahani et Eddoud, 2012**). Les sols des palmeraies varient selon les régions. Les qualités physico-chimiques recherchées pour les sols de palmeraies sont (**Monciero, 1954 ; Monciero, 1961 ; Munier, 1973 ; Djerbi, 1994**).

La topographie : pour une meilleure association irrigation drainage, le sol doit avoir une pente de 2 à 6 ‰,

La profondeur : le sol doit avoir une profondeur minimale de 1,5 à 2 m,

La perméabilité : le sol doit permettre la pénétration de l'eau à une profondeur de 2 à 2,5m,

La texture variable : argileuse, limoneuse, sableuse, calcaire ou gypseuse avec une bonne rétention en eau. Les croûtes gypso-calcaires et caillouteuses doivent être percées avant la mise en valeur. Il faut éviter les sols argileux, compacts et non drainés,

La salinité : le palmier dattier est résistant à la salinité et les problèmes de croissance sont signalés quand la concentration de sels dans la solution des sols dépasse 15 g.l⁻¹,

Le pH : il doit être neutre ou faiblement alcalin.

La tolérance à la salinité varie en fonction des composantes de celle-ci, des cultivars et de la constitution physique du sol (**Munier, 1973**) :

Les carbonates sont plus nocifs que les chlorures.

Les cultivars "Ghars" et "Degla-Beïda" sont plus tolérants que la "Deglet-Nour".

Les sols lourds, d'une manière générale, accusent plus fortement les effets de la salure. Les renseignements sur la résistance des dattiers aux sels sont peu nombreux et contradictoires (**Abakoumov et Vaxman, 1965**). Ils sont orientés sur la tolérance du palmier dattier à la salinité des eaux d'irrigation et à la salinité des sols.

Deuxième partie

Matériels et méthodes

I.1.Présentation de la région de Ouargla .

La ville d’Ouargla est l'une des principales oasis du Sahara algérien. Elle est située au Sud-est du pays à 790 Kms de la capitale Alger par la route, et à 575 Km à vol d'oiseau. la wilaya d’Ouargla se trouve limitée au Nord-est par les wilayates d’El-Oued et de Djelfa; à l’Est par les frontières tunisiennes et la wilaya d’El-Oued; à l’Ouest par la wilaya de Ghardaïa et au Sud-est par la wilaya de Tamanrasset. D’une superficie d’environ 163.230 Km², (fig ;06).Le climat est caractérisé par une saison sèche qui dure tout l’année (Climat méditerranéen hyperaride).Il pleut rarement, une luminosité intense, les températures sont très élevées, pouvant dépasser 50°C et une forte évaporation (**Rouvois Brigol, 1975**). La région d’Ouargla se caractérise par des sols légers à prédominance sableuse et à structure particulière. Ces sols sont caractérisés par un faible taux de matière organique, une forte salinité, un pH alcalin et une bonne aération. (**Rouvois Brigol, 1975**).l’étude de (**Hamdi-Aissa, 2001**) réalisée avec la télédétection et la prospection sur terrain a montré que les sols dans la cuvette de Ouargla sont à prédominance salsodique, hydro-halomorphe et minéraux bruts. Selon (**Hamdi-Aissa et al., 2004**), Les sols de la région de Ouargla sont de classe Hypogypsic/GypsicSolonchak..

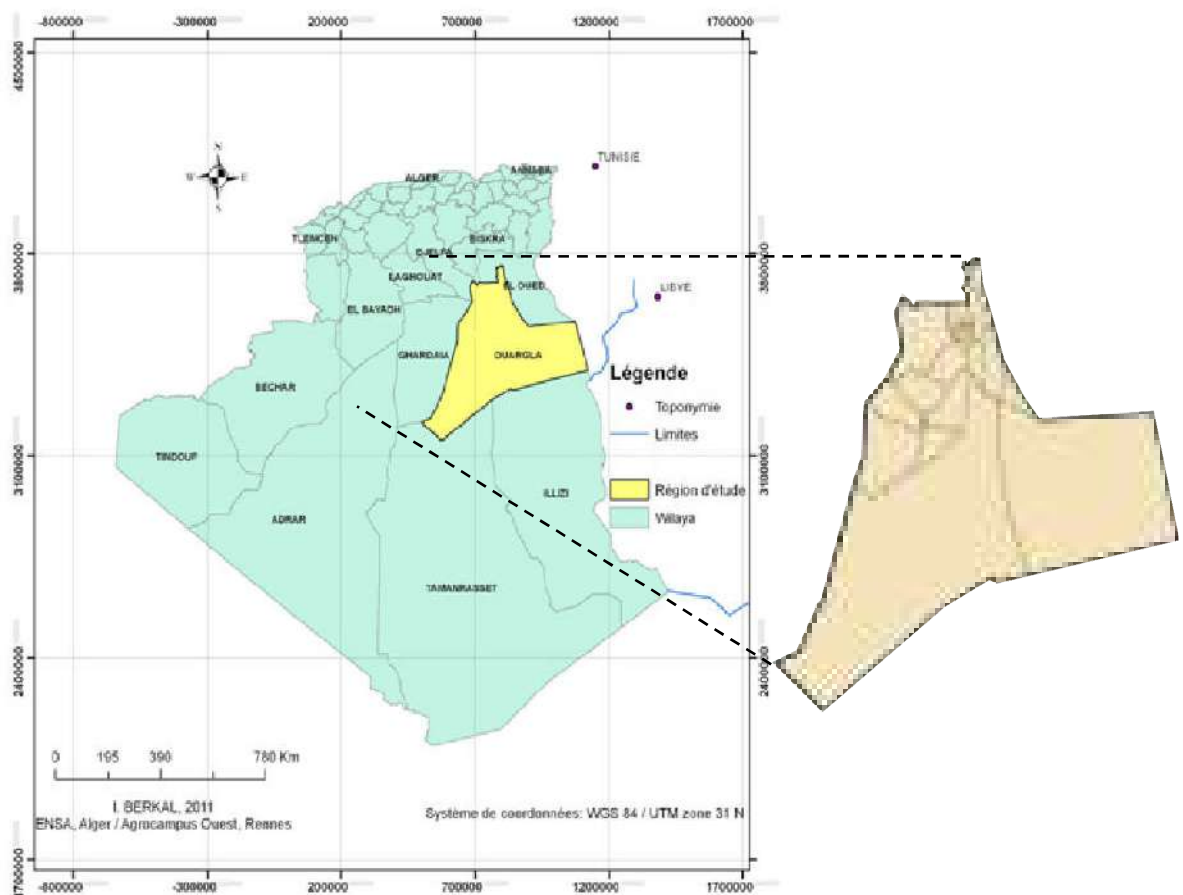


Figure 6: Localisation géographique de la zone d’étude

I.1.1. Station d'étude

L'étude a été menée dans l'exploitation agricole de l'université de Ouargla (ex : I.T.A.S), située au sud-ouest de la ville d'Ouargla, à six kilomètres environ du centre-ville. Elle se présente sous forme d'un glacis d'une grande homogénéité topographique. Elle se trouve dans une zone peu élevée, à la bordure d'un chott. Le dénivelé topographique entre le chott et l'exploitation est d'environ deux mètres. Ses coordonnées sont les suivantes (UKMO, 2013).

- Latitude : 31°,57' Nord.
- Longitude : 5°,20' Est.
- Les altitudes sont comprises entre 132.5 et 134.0 m



(s₁A_{,2} ; s₂,C₁ ; s₃,C₂)

Figure 7: image satellitaire du site expérimental (image Google Earth, 2017).

Le périmètre couvre une superficie de 11 hectares, dont les 9 hectares sont aménagées réparties en quatre secteurs à savoir : secteur A, secteur B, secteur C et secteur D. Le réseau de drainage est constitué de drains à ciel ouvert, débouchant sur un collecteur principal.

Du point de vue agronomique, le jardin, dans l'ensemble, est bien entretenu. Les techniques culturales appliquées sont relativement simples. Le sol est meuble et irriguée par des techniques de submersion, l'apport régulier d'engrais organiques et d'engrais chimiques.

I.2. Technique d'échantillonnage

I.2.1. Période d'échantillonnage

Nous avons choisi un moment de référence indépendant des perturbations liées aux pratiques culturales (labour, fertilisation, semis, binage) et des aléas climatiques. Ainsi les prélèvements ont été effectués le 24 janvier 2017.

I.2.2. Prélèvements des échantillons

Nous avons prélevé aseptiquement à l'aide d'une grande spatule des échantillons sur sol ressuyé (entre deux irrigations) à une profondeur de 0-30 cm. Les cinq premiers centimètres de la couche superficielle du sol sont écartés. Les gros débris écartés (pierres racines, etc.) sont également et environ 50 g sont placés dans un flacon stérile et transportés le plus rapidement possible au laboratoire pour analyse.

Deux points ont été prélevés ; l'un au contact des racines sous pied de palmier dattier appartenant au cultivar Deglet nour (sol rhizosphérique) âgé de 44 à 58 ans et l'autre sol témoin (hors rhizosphère) distant de 1 à 1.5 m du pied du palmier dattier.

Afin d'avoir des échantillons moyen représentatifs de l'état microbiologique régnant dans le sol pour chaque point, nous avons effectué des répétitions dont trois secteurs de l'exploitation (C1, C2, et A2), (figure 08).

Dans certains secteurs, des cultures intercalaires sont mises en place telles que la luzerne, l'orge, le chou fourrager,....etc. Cependant, il faut signaler que nos prélèvements ont été loin de ces cultures en ce qui concerne le sol témoin.

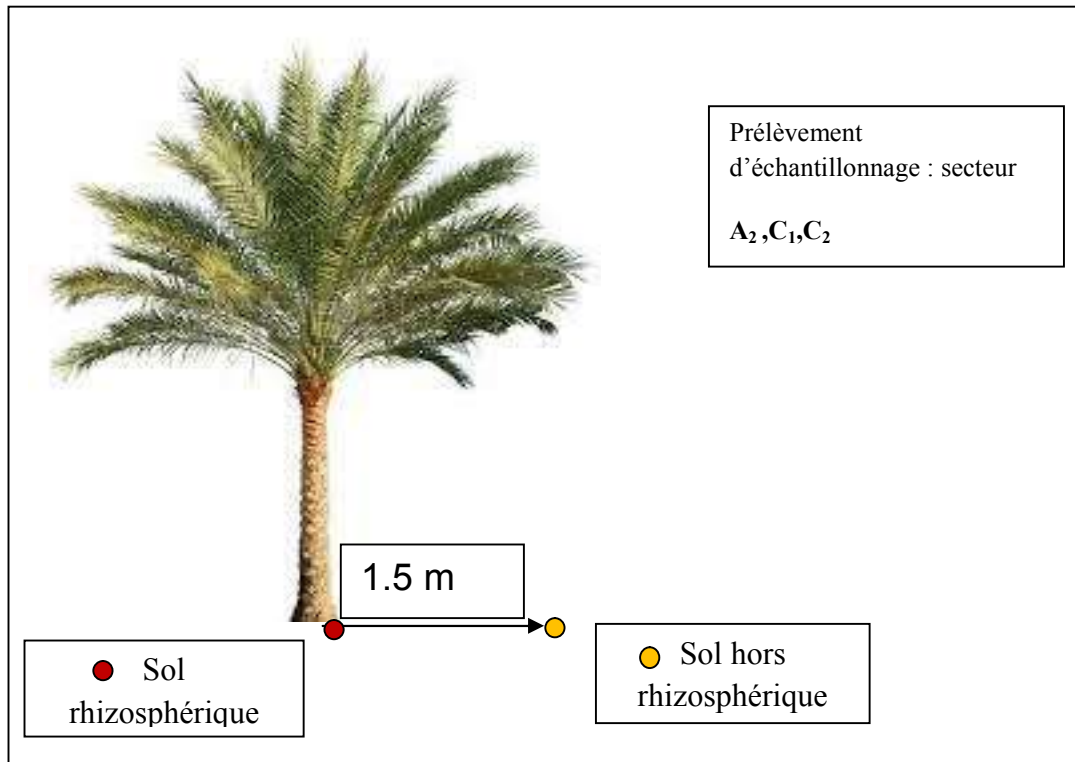


Figure 8 : Schéma d'échantillonnage du sol

I.2.2.1. Horizon de prélèvement

En matière d'échantillonnage pour des fins microbiologiques dans le sol, la norme NF X31-100 fait référence. L'horizon 0-15 cm est habituellement utilisé. Cependant, en sol agricole limoneux ce qui est notre cas, la biomasse fongique est sensible jusqu'à 30cm (Legras, SD).

L'activité biologique est maximale dans l'horizon de surface et décroît plus ou moins avec la profondeur (Kombate, 2013).

I.2.2.2. Conservation et transport des échantillons

Les échantillons sont transportés avec soin dans des délais rapides (-12 h) au laboratoire. L'idéal est de travailler sur sol frais ou conservé au réfrigérateur (4°C). Le séchage des échantillons tue une partie de la microflore et rend impossible la détermination de la biomasse microbienne et aussi qu'un stress hydrique peut perturber les mesures biologiques (Chaussod *et al*, 1992 ; Fardoux *et al.*, 2000).



Photo 1 Prélèvement des échantillons

I.2.2.3. Détermination du taux d'humidité

Après tamisage nous avons déterminé le taux d'humidité des échantillons, ceci nous renseigne pour la connaissance de l'état hydrique du sol.

I.3. Analyses physico-chimiques

I.3.1. Humidité

C'est la quantité d'eau contenue dans un sol. Elle est mesurée par rapport à la quantité de terre sèche contenue dans ce sol, et exprimée en pourcent. La méthode consiste à sécher l'échantillon du sol à l'étuve à 105°C jusqu'à un poids constant, la différence du poids avant et après séchage correspond à la quantité d'eau (ITA., 1975).

$$\% \text{ Humidité du sol} = (\text{masse humide} - \text{masse sec}) / \text{masse sec} \times 100$$

I.3.2. Granulométrie

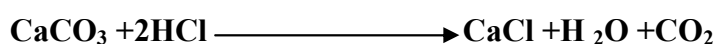
La texture d'un sol est révélée par son analyse granulométrique. Son principe est basé sur la vitesse de sédimentation des particules séparées et dispersées par destruction de la matière organique par une attaque à l'eau oxygénée. Le fractionnement de ces particules se fait par l'intermédiaire de la pipette de Robinson qui permet la détermination des fractions argileuses et limoneuses fines. Ensuite les sables fins et grossiers sont mesurés par tamisage (Urbanski *et al.*, 2011).

I.3.3. pH

La mesure du pH a été effectuée sur un extrait 1/2.5 par la méthode électro métrique à l'aide d'un pH-mètre de laboratoire (**Mathieu et Pieltain, 2009**).

I.3.4. Calcaire total

Le calcaire total a été déterminé par la méthode volumétrique à l'aide du Calcimètre de Bernard (**Mathieu et Pieltain, 2009**). L'échantillon est attaqué par l'HCl (6 N), on mesure le volume de CO₂ dégagé ; une mol de CO₂ correspondant à un mol de CaCO₃.



Le volume du CO₂ dégagé est proportionnel à la quantité de carbonate de calcium existante dans l'échantillon analysé :

$$\text{Taux de CaCO}_3 \text{ en } \% = (P' \cdot v) / (P \cdot V) \times 100$$

P: poids de l'échantillon (en gramme).

P' : poids de CaCO₃.

V: volume de CO₂ dégagé par l'échantillon.

v : volume de CO₂ dégagé par CaCO₃

I.3.5. Conductivité électrique(CE)

La conductivité électrique a été déterminée par un conductimètre à une température de 25°C avec un rapport sol/solution de 1/2.5. La conductivité est en fonction de la concentration de sels dissous dans la solution du sol. (**Nanypetra et al, 2013**).

I.3.6. Dosage du carbone organique

Le carbone organique a été dosé par la méthode Anne, qui consiste à oxyder la matière par un oxydant puissant (le bichromate de potassium) en milieu sulfurique, le bichromate doit être en excès. La quantité réduite est en principe proportionnelle à la teneur en carbone organique. L'excès de bichromate de potassium est titré par une solution de sel de Mohr en présence diphénylamine dont la couleur passe du bleu foncé au bleu vert. (**Aubert, 1978**).

Pour passer du taux de carbone au taux de matière organique total, on utilise le coefficient de multiplication 1,72 (**M'sadak et al., 2013**).

$$\% \text{ Matière organique} = \% \text{ carbone organique} \times 1.72$$

I.3.7. Dosage de l'azote total

Le dosage sera fait par la méthode de KJELDAHL (**Girma et al., 2013**). L'azote des composés organiques est transformé en azote ammoniacal ; sous l'action de l'acide sulfurique concentré porté à l'ébullition, se comporte comme oxydant. Les substances organiques sont décomposées : le carbone se dégage sous forme de gaz carbonique, l'hydrogène donne de l'eau et l'azote est transformé en azote ammoniacal, ce dernier est fixé immédiatement par l'acide sulfurique sous forme de sulfate d'ammonium.

Pour accentuer l'action oxydante de l'acide sulfurique, on augmente la température d'ébullition, en ajoutant du sulfate de cuivre et du sulfate de potassium qui jouent le rôle de catalyseur. La matière organique totalement oxydée, la solution contenant de sulfate d'ammonium est récupérée. On procède ainsi à un dosage de l'azote ammoniacal par distillation après l'avoir déplacé de sa combinaison par une solution de soude en excès. Une fois doser le carbone et l'azote, on peut calculer le rapport C/N, qui indique le degré de l'évolution de la matière organique (**Baise, 2000**).

*Les analyses sont réalisées au laboratoire de département Sciences Agronomiques.

I.4. Les analyses microbiologiques

I.4.1. La microflore tellurique

Le domaine scientifique dénommé « écologie microbienne » est très récent (environ 50 ans), dans les années 1960 les études ont été accordée aux interactions entre micro-organismes et leur habitat, et on 1980 ils ont commencé à s'intéresser à la densité, la diversité et l'activité microbienne des sols par l'isolement dans des milieux de culture spécifiques (**Tortora et al., 2012**).

L'estimation de la masse microbienne est indispensable pour étudier les flux dans le sol de certains éléments tels que le carbone et l'azote. Or, la plupart des techniques actuellement disponibles ne peuvent donner des valeurs absolues et des résultats fiables.

Cependant ; il s'avère que les méthodes de dénombrement sont les plus anciennes, mais leurs bases solides et les perfectionnements techniques importants qu'elles ont connus font qu'elles sont les plus utilisées.

L'évaluation quantitative de la microflore dans un sol donné peut s'effectuer directement par observation microscopique en fluorescence ou indirectement par inoculation dans des milieux de cultures convenables de suspension de sol à différentes dilutions.

Le mode direct permet, à la fois, une évaluation quantitative et qualitative de la microflore. Elle est facilement applicable. D'autre part ; cette méthode ne permet pas un isolement rapide de microorganismes que si l'on dispose d'un micromanipulateur pour cela, afin d'estimer la taille de ce compartiment vivant et d'évaluer les fluctuations de ces populations selon des conditions diverses. Nous avons envisagé la méthode indirecte qui nous permis d'accéder le mieux à ce paramètre.

I.4.2. Techniques d'étude et de dénombrement de la microflore telluriques

Le principe de la méthode s'appuie sur des cultures en milieu solide après ensemencement avec des suspensions dilutions du sol.

I.4.2.1. Préparation des suspensions dilutions

Les préparations des suspensions dilutions consistent à disposer sur un portoir une série de 9 tubes stérilisés, numérotés de 1 à 9, et contenant chacun 9ml d'eau distillée. Peser 1g du sol préalablement tamisé et homogénéisé, le verser dans le tube 1, agiter vigoureusement, c'est la suspension dilution 10^{-1} , le transférer dans le tube 2 contenant déjà de l'eau distillée (9ml), il s'agit de la suspension dilution 10^{-2} agiter vigoureusement et recommencer l'opération pour le restant des tubes en transférant 1ml de solution d'un tube à l'autre, afin de préparer les suspensions dilutions 10^{-3} , 10^{-4} , 10^{-5} , 10^{-6} , 10^{-7} , 10^{-8} , 10^{-9}

Les suspensions dilutions doivent être utilisées aussitôt après leur préparation (Figure n°8) ; Sachant que la suspension mère présente 10^{-1} et la première dilution 10^{-2} et ainsi de suite.

Remarque : La valeur analysée dépend en grande partie, du soin apporté et à la condition de stérilisation.

1 g de sol dans 9ml eau distillée 1ml 1ml 1ml 1ml 1ml 1ml 1ml 1ml 1ml 1ml

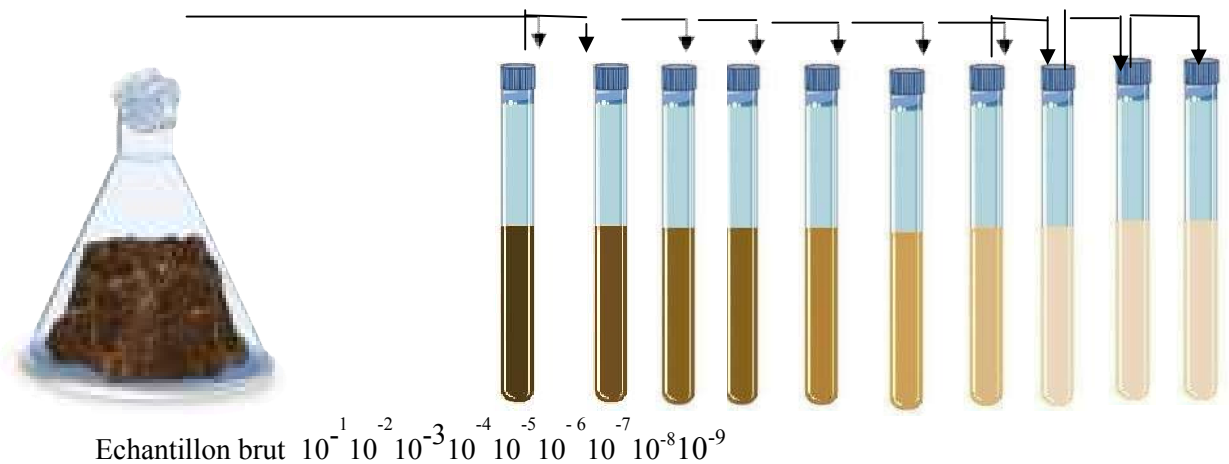


Figure 9. Préparation des suspensions dilutions.



Photo 2. Préparation des suspensions dilutions.

I.4.2.2. Microflore tellurique

A. Microflore bactérienne

Le milieu de culture utilisé pour le dénombrement de la microflore bactérienne du sol est un milieu de gélose nutritive. Il présente l'avantage d'être pas trop riche en éléments nutritifs et n'entraîne pas un développement exagéré des colonies (**Oustani, 2006**). Ainsi, les bactéries sont ensemencées avec des suspensions dilutions du sol, allant de 10^{-3} jusqu'au 10^{-9} . La lecture des résultats par le dénombrement des colonies apparues se fait après incubation pendant 24 heures.

B. Champignons

Le milieu de culture utilisé pour la quantification des champignons est le milieu (OGA) Annexe 1. L'ensemencement avec des suspensions dilutions de terre préparées selon la technique habituelle ; On inoculera 3 boîtes pour chaque dilution. Les dilutions vont de 10^{-3} à 10^{-9} . L'incubation se fait à 28°C en position retournée. La lecture des résultats se fait à compter de sept jours d'incubation, le nombre de colonies des champignons développées sur chaque boîte de Pétri.

C. Actinobactéries

Ensemencement avec des suspensions dilutions du sol d'un milieu gélosé (annexe1) favorisant particulièrement la culture des actinomycètes en inhibant la partie celle des autres micro-organismes, numération des colonies développées. On inoculera 3 boîtes de dilutions 10^{-2} à 10^{-6} . L'incubation se fait à 28°C en position retournée. Le dénombrement des actinobactéries est effectué après 15 jours d'incubation. Les résultats sont exprimés en UFC (unités formant colonie) par gramme de sol sec.

D. Azotobacters

Ensemencer avec les suspensions dilutions du sol un milieu gélosé favorisant la culture des azotobacters (annexe01) (photo 03), Numération des colonies développées après incubation pendant 7 jours à l'étuve à 28°C



Photo 3: Ensemencement des microflores telluriques

I.4.3. Purification et identification

La purification est une étape très importante et très délicate, qui demande beaucoup de temps, puisqu'il s'agit d'un prélèvement qui abrite des milliers de microorganismes, et c'est de la pureté des cultures que va dépendre l'identification des espèces.

A partir de l'enrichissement il est possible d'isoler des espèces pures. Pour ce faire on dispose de techniques classiques qui sont : l'isolement sur boîte, la dilution successive en milieu solide. (Botton et al., 1990).

Avant d'entamer l'identification, on procède à la purification des souches isolées à l'aide d'une série de repiquage des souches isolées qui consiste à transférer aseptiquement un microorganisme dans un milieu neuf et stérile pour s'assurer de la pureté de l'isolat (Botton et al., 1990).

Après le premier ensemencement sur boîte de Pétri, différentes colonies sont obtenues. Chaque colonie d'aspect différent est ensemencée à part dans un milieu solide. Les boîtes ensemencées seront incubées 18 à 24h à 30°C pour les bactéries, et Azotobacters, et 7 jours pour les champignons et les actinobactéries. La purification des souches se fait par des passages successifs en milieu solide jusqu'à l'obtention au sein d'une boîte de Pétri de colonies identiques par l'aspect et la couleur. Après plusieurs passages sur milieu gélosé, la souche est en général purifiée et nous procédons à l'identification des espèces.

L'identification a pour but de classer les souches microbiennes par genres et espèces selon les critères d'identification. Elle est basée sur les deux aspects : microscopiques et macroscopiques (Botton et al, 1990 ; Robert et al, 1999).

I.4.4. Caractères morphologiques

Observation macroscopique

L'observation des colonies peut être d'un grand intérêt taxonomique lorsque la culture est faite sur des milieux spécifiques faisant apparaître certains caractères propres aux espèces ex: la production de pigment. Or, ici, c'est une description directe faite sur boîtes d'isolement, permettant au moins une distinction des souches les unes des autres afin de les purifier.

D'après (Rebbouh, 2016), l'examen macroscopique est l'un des critères essentiels d'identification, permettent respectivement la détermination de la colonie elle précède l'étude leur aspect macroscopique des boîtes s'effectue à l'œil nu dans endroit bien éclairé, en vérifiant que toutes les colonies soient identiques, il faut noter :

*La couleur

*la taille : petite, grande, moyenne.

*la forme du contour : lobé, plat, bombé, dentelé, ronde,....etc.

*l'aspect de la surface : lisse, rugueuse.

*opacité : opaque ou transparent.

I.4.5.Observation microscopique

Bactéries et actinobactéries

Nous faisons une observation microscopique des bactéries à l'état frais, pour voir leur mobilité. La taille, la forme et le type de regroupement des cellules bactériennes sont appréciés après coloration au bleu de méthylène.

Pour vérifier la pureté des isolats et s'orienter dans le diagnostic, nous utilisons la coloration de Gram.

Champignons

Pour les champignons, l'examen microscopique est basé sur les caractères morphologiques. On note les organes de fructifications, types de spores, aspect du thalle, aspect, taille, couleur et disposition des spores (**Bourgeois et Leveau, 1980**).

L'observation microscopique est réalisée par la méthode :

Préparation des lames

Dans des conditions d'hygiène et d'asepsie, la préparation du matériel fongique pour l'observation microscopique à l'état frais est réalisée comme suit :

Prélever un fragment du thalle de la colonie à l'aide d'une anse de platine, flambée à la flamme du bec bunsen, puis le déposer dans une goutte d'eau physiologique sur une lame stérile.

Dilacérer le fragment mycélien avec l'anse de platine pour le rendre moins dense et mieux observable, sans autant l'abîmer complètement.

On a utilisé des colorants spécifiques tels que le bleu de méthylène pour une observation meilleure.

La préparation à l'aide d'une lamelle et la faire passer légèrement par-dessus la flamme pour éliminer les bulles d'air formées.

A partir d'un microscope binoculaire on observe directement les champignons en grattant de chaque boîtes de pétri une colonie on met le gravis sur une lame contenant une goutte d'eau distillée et on la pose sur une lamelle. Nous avons utilisé cette méthode pour identifier les genres des champignons.

I.4.6. Coloration de Gram

La coloration de Gram est l'étape clé dans notre travail, cette étape de l'examen directe est essentiel pour apprécier la présence et la morphologie des germes et permet de classer les bactéries en deux grandes catégories (Gram + et Gram -).

I.4.7. Biomasse microbienne par Fumigation-extraction

Evaluation de la densité microbienne

Si la contribution de la flore tellurique à la qualité des sols est reconnue, l'étude des micro-organismes et de leur environnement, appelée l'écologie microbienne, est encore une science jeune et les méthodes de recherches sur le méta génomique des communautés microbiennes tentent de contourner l'obstacle majeure à leur étude : 99% des bactéries sont récalcitrantes à la culture *in vitro* (**Lemanceau et al, 2009**).

La notion de biomasse microbienne recouvre l'ensemble des micro-organismes du sol (bactéries, champignons, etc.). Cette notion a été définie expérimentalement par (**Jenkinson et Powlson , 1976**) : il s'agit d'une méthode " biocidale ", consistant à mesurer le carbone (ou l'azote) contenu dans les êtres vivants du sol. Une approche conventionnelle pour l'étude de ce pool microbien du sol consiste à doser le carbone et l'azote organique après fumigation et d'évaluer le potentiel minéralisable d'un échantillon de sol (**Wu et al , 1990 ; Chaussod, 1992**).

La différence du carbone organique soluble entre les échantillons fumigés et non fumigés donne la quantité de carbone " extractible " d'origine microbienne. Cette quantité est directement proportionnelle à la biomasse. La biomasse microbienne est donc une mesure globale, représentant une quantité de carbone " vivant " dans le sol. Le résultat peut être exprimé en valeur absolue (mg de C par kg de sol) mais également en pourcentage du carbone organique total du sol, (**annexe 02**).

Les niveaux de biomasse microbienne et de son activité représentent ainsi des composantes majeures de la notion de fertilité.

Troisième partie
Résultats et discussion

Chapitre I.

Résultats et discussion des analyses bio-physico-chimiques

Chapitre I. Résultats et discussion des analyses bio-physico-chimiques

I.1. Résultats des analyses physico-chimiques des sols

Les caractéristiques physico-chimiques de la couche superficielle (0-30cm) des 02 types de sols (rhizosphérique et hors rhizosphérique) déterminées au laboratoire, sont représentées dans le tableau suivant :

Tableau 1 : Caractéristiques physico-chimiques

		Rhizosphère	Hors rhizosphère
Granulométrie	A (‰)	10.9	4.8
	L.F (‰)	2.7	14.3
	L.G (‰)	2.7	19
	S.F (‰)	46.1	36.2
	S.G (‰)	37.6	25.7
Humidité du sol (%)		11.3	8.69
Calcaire total(%)		3.38	2.52
Salinité globale CE à 25° (dS/m) 1/2.5		4	2
Réaction du sol (pH eau :1/2.5)		8.15	8.05
Caractéristiques biochimiques	C.org (%)	0.70	0.45
	MO (%)	1.21	0.79
	N (%)	0.07	0.04
	C/N	10	11.25

L'analyse granulométrique du sol rhizosphérique et du sol hors rhizosphérique nous montre que le sable est la fraction la plus dominante, en deuxième lieu vient le limon, tandis que le taux d'argile est très faible. Ceci nous a conduit à classer nos sols selon le diagramme texturale américain parmi les sols à texture sablo-limoneuse.

En général, les sols qui compte un pourcentage élevé de sable ont une bonne porosité, mais leur capacité de rétention en eau est faible (**Vandecasteele, 2003**).

Un taux d'humidité de l'ordre de **11.3%** pour le sol rhizosphérique favorisé par un taux de matière organique sensiblement plus élevé par rapport au sol hors rhizosphère qui a enregistré un taux d'humidité de l'ordre de **8,69%**. Cette faible teneur en eau peut s'expliquer d'une part par : l'aridité du climat (le taux d'évaporation est supérieur à celui des précipitations), d'autre part, la capacité de rétention en eau de ce sol est faible, faute de texture qui contient du sable, celui-ci peut stocker qu'une petite quantité d'eau, le reste s'infiltré rapidement vers le sous-sol (**Bedjadj, 2011**).

Les teneurs en calcaire total sont de l'ordre de **3.38%** pour le sol rhizosphérique, et **2.52%** pour sol hors rhizosphère. En comparant les valeurs obtenues à celles signalées par (**Baise, 1988**), (**annexe n°3**), nous constatons que le sol étudié est peu à modérément calcaire.

Les résultats obtenus concernant la conductivité électrique qui varient de **2** à **4**dS/cm montrent que le sol étudié est salé à très salé selon **Le Clech, (2000)**. En effet, la salinité affecte un milliard d'hectares de terre dans le monde majoritairement localisés dans les régions arides et semi-arides. La conductivité électrique définit la quantité totale en sels solubles correspondant à la salinité globale du sol, elle dépend de la teneur et de la nature des sels solubles présents dans ce sol (**Guessoum, 2001**). Les espèces microbienne sont affectée à des degrés variable par la salinité (**Dellal et Halitin, 1992**).

Dans les régions arides, les sols sont généralement alcalins ($7,5 < \text{pH} < 8,7$) (**Le Clech., 2000**). Un pH alcalin pour les deux sols : **8.15** pour le sol rhizosphérique et **8,05** pour le sol hors rhizosphère est dû à la présence d'une quantité adéquat des sels alcalins (**Gharbi, 2008**). Cette augmentation de **pH** due à la précipitation de CaCO_3 consomme des ions H^+ et provoque, par voie de conséquence, une alcalinité du milieu (**Hatimi, 2007**). Ce qui explique pourquoi nos échantillons ont un **pH** alcalin aux alentours de 8 et c'est ce qui a été confirmé par Ben Hamida et El Khelili (2016) dans le même site et sur le même sol. Le pH en sol rhizosphérique est sensiblement plus élevé par rapport à celui du sol non

rhizosphérique ce qui nous semble dû probablement à l'accumulation des sels alcalins non lessivés à cet endroit faute d'irrigation.

En ce qui concerne les **caractéristiques biochimiques**, la teneur en matière organique est faible pour le sol rhizosphère de l'ordre **1,21%** voire très faible pour le sol hors rhizosphère qu'est de l'ordre de **0,79%**. Par ailleurs, d'après **Duchaufour (1984)**, la teneur en matière organique dans les zones arides ne dépasse pas **1%**. Selon (**Bedjadj, 2011.**), la faible richesse en matière organique des sols des zones arides est due à la faible couverture végétale dans ces zones.

Une carence en azote est enregistrée dans les deux sols rhizosphère et hors rhizosphère de l'ordre de **0,07%** et **0,04%** respectivement. En effet, les sols très pauvres en azote se retrouvent en milieu périurbain et correspondent aux sols moins pourvus en matière organique (**Roget et al, 2001**).

Le rapport **C/N** est un indicateur de qualité biochimique souvent utilisé comme variable environnementale dans les études écologiques. Dans le contexte sol, cet indice permet de caractériser le niveau de fertilité (**Soltner, 2000**).

Le rapport **C/N** qui nous renseigne, également, sur l'activité biologique, varie entre 10 et **11.25** pour les deux sols rhizosphère et hors rhizosphère respectivement. Ceci traduit selon **Henin (1969) (annexe 03)**, une bonne minéralisation des quantités réduites d'azote et de carbone existant au niveau de ces sols.

Chapitre II.

***Résultats et discussion des analyses
microbiologiques***

II-2. Résultats et discussion des analyses microbiologiques

Les résultats des dénombrements microbiologiques laissent apparaître des variations entre le sol rhizosphérique et le sol non rhizosphérique en nombre de germes.

Tableau 2 : Résultats de dénombrement des microorganismes telluriques

UFC.g.s ⁻¹	Rhizosphère	hors Rhizosphère
Bactéries (x10 ⁶)	37.54	3.98
Champignons(x10 ⁴)	6.33	1.8
Actinobactéries (x10 ⁵)	40.32	13.79
Azotobacters (x10 ⁴)	3.36	1.09

UFC.g.s⁻¹ : unité formant colonie par gramme de sol sec.

II.2.1.Dénombrement des microorganismes telluriques

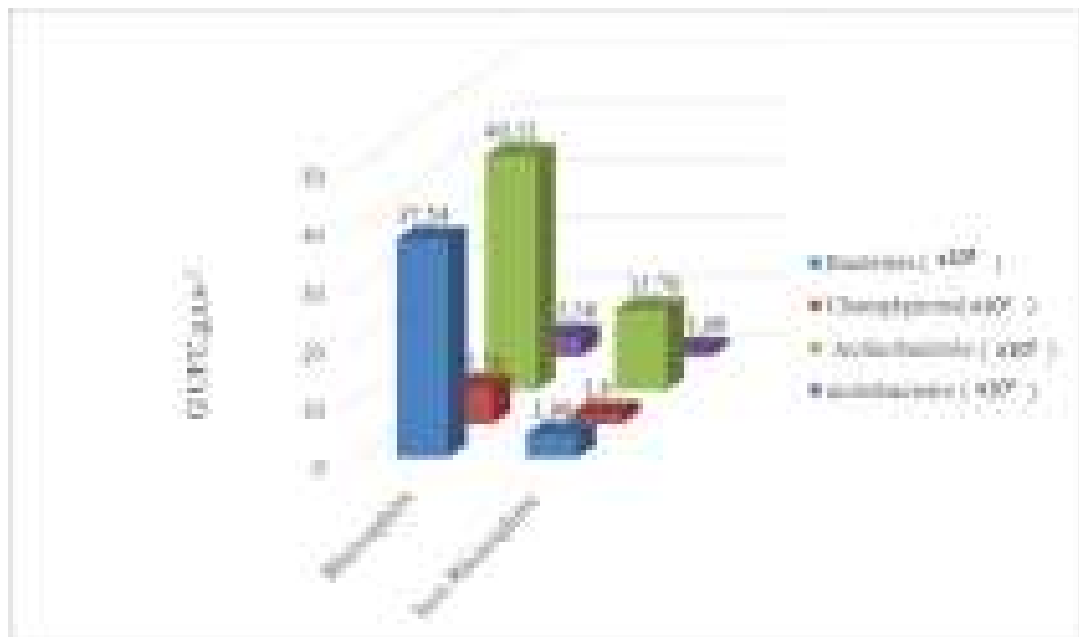


Figure 10: Représentation graphique de la densité des microorganismes telluriques dans les sols étudiés exprimée en UFC.g.s⁻¹

D'après la représentation graphique (figure 10), on remarque que la densité des microorganismes telluriques sous palmier dattier est plus importante dans la Rhizosphère que hors Rhizosphère.

Le sol est un milieu oligotrophe. La plupart des microorganismes telluriques sont hétérotrophes pour le carbone et sont donc au repos jusqu'à ce qu'une source d'hydrates de carbone permette leur activité. La rhizodéposition provenant des racines constituent un apport important d'hydrates de carbonnes. La microflore est donc stimulée dans la rhizosphère de la plante. La présence de la matière organique, donc, ainsi que les exsudats racinaires peuvent influencer les populations microbiennes du sol (Lynch ,1992 ; Whipps, 1997; Landi *et al.*, 2006).

Cette stimulation se traduit par l'augmentation de la densité microbienne dans le sol rhizosphérique comparée à celle du sol nu. Elle est exprimée par le rapport des densités microbiennes de la rhizosphère (R) et du sol (S). Les différents groupes de microorganismes peuvent être classés par ordre décroissant de leurs rapports R/S comme suit : bactéries, actinobactéries, champignons, protozoaires et algues, microfaune (Stengel et Gelin, 1998). (Figure 11).

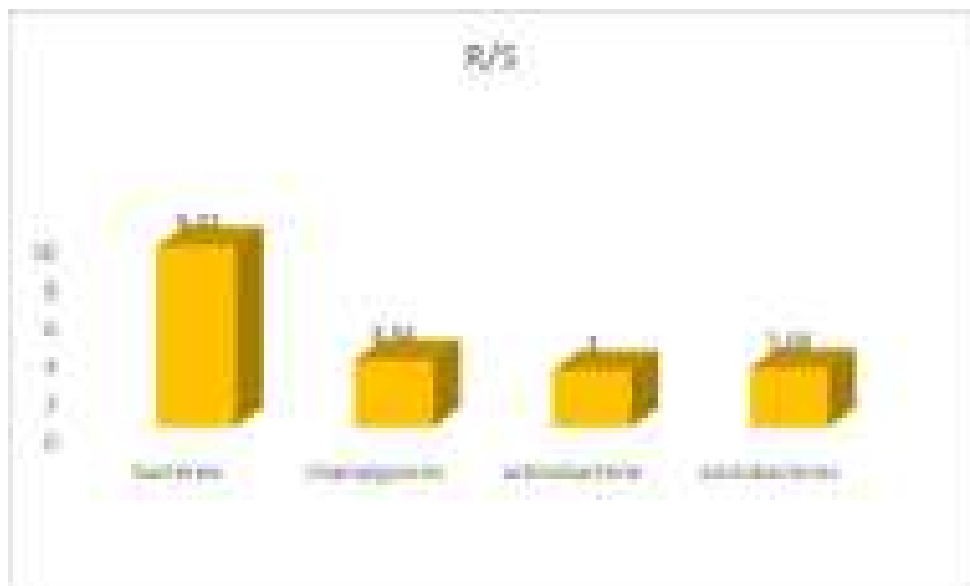


Figure 11. Représentation graphique du rapport R/S des groupes microbiens étudiés.

Ces variations de densité peuvent être expliquées par le fait que les microorganismes sont soumis à quelques influences surtout celles des conditions physiques et physico-chimiques du sol (taux d'humidité, salinité...etc), et aussi des variations notables au niveau des facteurs biochimiques (nutritionnels et énergétiques concernant la matière organique).

II.2.1.1. La microflore bactérienne



Figure 12. Représentation graphique de la biomasse bactérienne dans les sols étudiés exprimée en UFC.g.s.s⁻¹

D'après les résultats représentés dans le tableau et l'histogramme, le nombre des bactéries varie selon la présence ou non des racines. Ainsi nous avons enregistré dans le sol rhizosphérique **37.54 UFC.g.s.s⁻¹** et dans le sol hors rhizosphère **3.98 UFC.g.s.s⁻¹**, ce qui correspond à un rapport **R/S de l'ordre de 9,43**. Nos résultats en sol rhizosphérique sont confirmés par ceux de **Karabi (2017)** dans le même site d'étude qui a enregistré une densité bactérienne de l'ordre de **36.93 UFC.g.s.s⁻¹** ce qui est très proche de nos résultats.

L'effet rhizosphérique est nettement positif puisque la densité des bactéries obtenues au niveau du sol racinaire du palmier dattier est plus élevée que celui du témoin. Comparativement aux autres groupes microbiens, il ressort que la densité bactérienne est la plus importante. En effet, les bactéries constituent l'essentiel de la microflore du sol et sont extrêmement nombreuses. On estime par exemple qu'1g de sol contient entre 10^6 et 10^9 de Bactéries (**Soltner, 2003**).

Les bactéries prolifèrent dans les milieux les plus riches en N et peu acides, un milieu aéré à **pH supérieur à 6** (**Duchaufour, 2001**).

De nombreuses enquêtes ont démontré que la structure de la communauté microbienne du sol est entraînée principalement par le pH du sol et le rapport C / N (**Bryant et al., 2008 ; Wu et al., 2009 ; Fierer et al., 2011 ; Shenet et al., 2014 ; Zhang et al., 2013**).

Un pH entraîne une augmentation de la diversité bactérienne (Wu *et al.*, 2009 ; Shen *et al.*, 2013).

II.2.1.2. La microflore fongique



Figure 13. Représentation graphique de la biomasse fongique dans les sols étudiés exprimée en UFC/g.s.s⁻¹

Pour la microflore fongique, on constate que la densité des champignons dans le sol rhizosphère plus importante à celle du sol hors rhizosphère 6.38×10^4 et 1.8×10^4 UFC/g.s.s⁻¹ respectivement, ce qui correspond à un rapport R/S de l'ordre de 3,54.

Ces valeurs sont relativement loin de ceux enregistré par **Ben Hamida et El Khelili (2016)** dans le même sol.

En effet, la croissance des champignons est aussi stimulée, mais dans une moindre mesure, par les exsudats racinaires. Tout comme pour les bactéries, ces exsudats exercent un chimiotactisme vis-à-vis des spores mobiles fongiques (zoospores). Même si la densité fongique est plus faible que celle des bactéries dans la rhizosphère, compte tenu de la grande taille des champignons, la biomasse fongique est probablement au moins aussi importante que celle des bactéries (Stengel et Gelin, 1998).

On constate également que la densité des champignons est moins importante que des bactéries dans les deux sols.

D'après les résultats obtenus dans les figure11, on constate que les espèces fongiques sont distribuées d'une manière hétérogène sous les deux sols étudiés.

Selon **Rebbouh (2016)**, la fréquence d'apparition des espèces fongique dépend de certains facteurs, tels que l'humidité relative qui est un paramètre d'une très grande importance qui conditionne le démarrage de manifestation des champignons et le pH (**Amrouche, 2007**).

Les champignons ne sont pas les plus nombreux des micro-organismes du sol, mais leur poids est très important, du fait de leur grande taille, comparativement aux bactéries (**Huber et Schaub, 2011**).

Cette diminution peut être expliquée par la particularité que possèdent les champignons vis-à-vis de l'acidité. En effet les champignons préfèrent des milieux acides où ils ne rencontrent pas la concurrence des bactéries (**Morel, 1989**). Les mycètes ont tendance, donc, à coloniser des environnements acides et par leur activité métabolique acidifient encore plus les milieux, leur croissance optimale se fait à des pH entre 4 et 6 (**Nicklin et al., 2000**).

Le pH alcalin de nos deux sols explique la faible densité des champignons par rapport aux bactéries.

II.2.1.3. Les actinobactéries



Figure 14: Représentation graphique de la biomasse actinobactéries dans les sols étudiés exprimée en UFC/g.s.s⁻¹

La densité d'actinobactéries la plus élevée est notée au niveau du sol rhizosphérique. Ainsi, nous avons enregistré les valeurs suivantes : 40.32×10^5 UFC/g.s.s⁻¹ et 13.79×10^5

UFC/g.s.s⁻¹ dans le sol rhizosphère et le sol hors rhizosphère respectivement. Ceci correspond à un rapport R/S aux alentours de 3.

En effet, selon certains auteurs, le nombre d'actinobactéries dans les sols rhizosphériques peut atteindre le triple par rapport au sol non rhizosphérique (**Miller et al., 1989; Mohamed, 1982**). Ceci est en concordance parfaite avec nos résultats. Cette hypothèse est acceptée par certains auteurs (**Mohamed, 1982**), alors qu'elle est rejetée par d'autres (**Burges et Rawe, 2002**).

Nos résultats corroborent, également, ceux de **Lamari et al. (2015)** sur des sols rhizosphériques et non rhizosphériques de certains cultivars de palmier dattier à savoir Takerbucht et Aghamu à Bouda, oasis du sud-ouest algérien de la Wilaya d'Adrar. Ces mêmes auteurs ont enregistré des densités d'actinobactéries proches aux nôtres en sol rhizosphérique qu'en sol hors rhizosphérique. Les études menées au niveau de la rhizosphère du palmier ont montré que les racines stimulent la croissance des actinobactéries (**Amir et al., 1985; Sabaou et al., 1980; Sabaou et al., 1998**). Les espèces colonisant le système racinaire ne sont pas connues, de même que leur distribution au niveau de la rhizosphère des différents cultivars.

Toutefois, il faut signaler que la densité des actinobactéries dans le sol non rhizosphérique est sensiblement plus faible par rapport à celle obtenue par certains auteurs (**Amir et al., 1985; Sabaou et al., 1980; Sabaou, 1998, Amir; 1985**). Ceci peut être en relation avec la nature de la matière organique mais aussi la prolifération des bactéries non mycéliennes au détriment des actinobactéries mycéliennes.

La présence des actinobactéries dans nos échantillons de sol peut être expliquée par la nature du sol (sableux), le pH alcalin du milieu et le climat aride qui représente un écosystème particulier. Ce résultat est en accord avec les résultats obtenus par (**Jiang et Xu, 1992**).

D'ailleurs, des études antérieures ont rapporté l'abondance et la diversité des actinobactéries dans ces sols (**Sabaou et al., 1992; Sabaou et al., 1998; Belghit et al., 2009**).

Par ailleurs, plusieurs auteurs ont rapporté que les actinobactéries préfèrent des milieux neutres que alcalins et les sols rhizosphériques que les sols non rhizosphériques (**Miller et al., 1989**). Selon (**Turhan, 1986; Whipps et Lyon, 1996., Fravel et al., 2005**).

II.2.1.5. Azotobacters

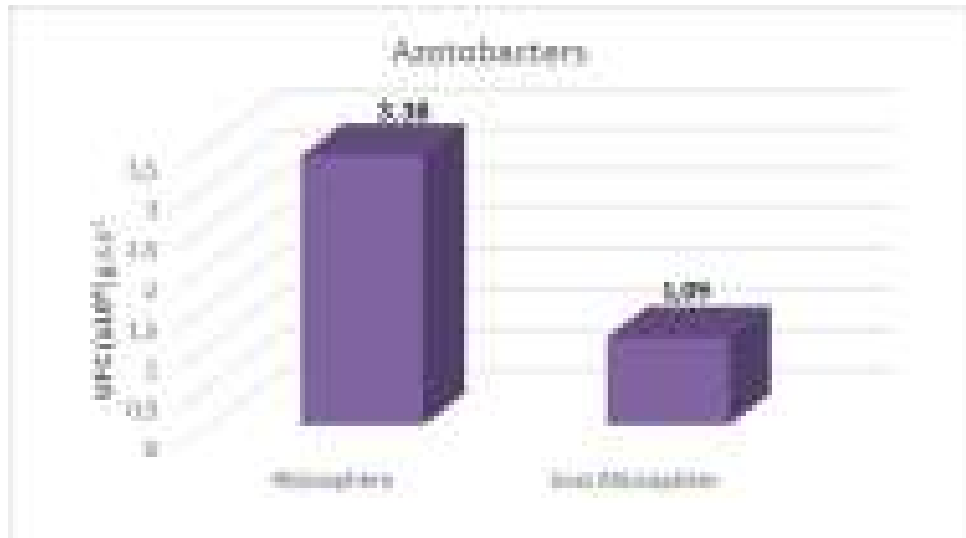


Figure 15: Représentation graphique de la biomasse azotobacters dans les sols étudiés exprimée en UFC/g.s.s⁻¹.

En ce qui concerne les valeurs relatives à la densité d'azotobacters dans les deux sols, nous avons enregistré les valeurs suivantes : 3.36×10^4 UFC/g.s.s⁻¹ et 1.09×10^4 UFC/g.s.s⁻¹. Dans le sol rhizosphère et le sol hors rhizosphère respectivement, ce qui correspond à un rapport R/S de l'ordre de 3.08.

Les travaux de **Hauke-Pacewiczowa et al(1970)**, sur la fixation microbienne de l'azote dans un sol salin tunisien ont montré que dans la rhizosphère proche des densités comprises entre 10^3 et 10^5 , ce qui est proche de nos résultats.

La distribution écologique d'Azotobacter est complexe et est lié à divers facteurs qui déterminent la présence ou l'absence de cette bactérie dans un sol spécifique.

Il a été démontré que les caractéristiques du sol et les conditions climatiques affectent la distribution de ce microorganisme. Il comprend le contenu de la matière organique, l'humidité, la rapport C/N et le pH (**Tejera1 et al.,2005**).

La présence de l'azotobacter dans les régions arides est en faveur de l'ubiquité de ce germe qui a été retrouvé dans les zones tempérées.

L'Azotobacter ne se rencontre que dans les biotopes les plus favorisés tant sur le plan de l'humidité que sur celui de la matière organique disponible. C'est ce qui a été confirmé par nos résultats en sol rhizosphérique, sensiblement plus humide et plus riche en matière organique.

II.2.Caractères morphologiques macroscopiques

L'étude morphologiques des isolats des différents groupes microbiens étudié à partir du sol rhizosphérique et non rhizosphérique a permis de distinguer les caractères indiquées dans le tableau03 .

Tableau 3 Caractères morphologiques des microorganismes.

Caractères Germes	Couleur	Forme	Opacité	Taille	Aspect du Surface
Bactéries	Jaune Orangée Blanchâtre Marron	Plat Arrondie Bombée Dentelée	Opaque Transparent	Moyenne Petite	Lisse Rugueuse
Champignons	Vert Noire Gris Blanchâtre Marron	Bombée Arrondie Surélève	Opaque	Moyenne Grande Petite	Rugueuse Lisse
Actinobactéries	Jaune Blanchâtre Blanc Orangée	Arrondie Plat Dentelée Bombée	Opaque Transparent	Moyenne Petite Grande	Rugueuse Lisse
Azotobacters	Jaunâtre Blanchâtre Blanche	Arrondie Plat	Opaque Transparent	Petite Moyenne	Lisse Rugueuse

La plupart des caractéristiques morphologiques observées (forme, taille, couleur, opacité, aspect de surface) chez les bactéries, les actinobactéries, et les azotobacters présentent des similarités dans les deux sols (rhizosphérique et hors rhizosphérique) (Photos 05rhizosphérique).Cependant, les champignons présentent des dissimilitudes morphologiques dans les deux sols. Ainsi, nous avons trouvé dans la rhizosphère des colonies de couleur noire, verte et grise de taille grande à moyenne, alors que dans le sol hors rhizosphérique la couleur est blanchâtre et marron et de petite taille (Photos 05, hors rhizosphère).

II.2.3. Purification et identification

Plusieurs travaux ont été réalisés pour isoler et purifier ainsi que caractériser des microorganismes les plus spécifiques (Faghire et al., 2012). Vu que la plupart des microorganismes isolés dans cette étude, ressemblent dans leurs caractéristiques morphologiques aux cellules souches, on peut déduire que les espèces existantes sont identiques. Dans les résultats obtenus nous avons classé les souches microbiennes par genre selon les clés d'identification. Ainsi, nous avons trouvé 4 colonies bactériennes, et 2 espèces fongiques (photo 5 et 6), et une seule espèce pour les actinobactéries (photo 10) et les azotobacters (photo 11).

Bactéries

L'observation de la morphologie coloniale décrit quatre types majeurs de colonies (A_1, A_2, A_3, A_4) (photo 4): des colonies de forme ovale, ayant un contour régulier et d'aspect très visqueux, des colonies ondulées à contour irrégulier et d'aspect rugueux et sec et des colonies circulaires ayant un contour régulier et un aspect lisse.

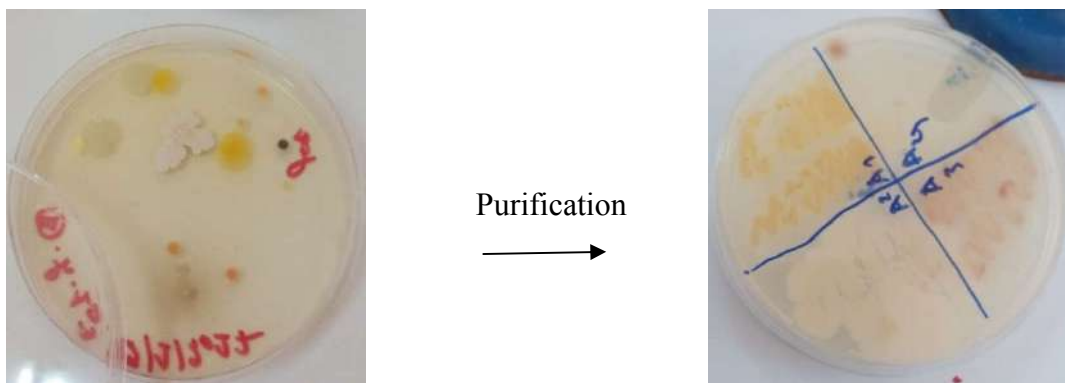


Photo 4 : Aspect macroscopique et purification des colonies des bactéries

Champignons

Après l'identification des champignons par l'utilisation des clés spécifiques de détermination de (BOTTON *et al.*, 1990), les résultats obtenus montre que des dissimilitudes morphologiques dans les deux sols.(rhizosphère et hors rhizosphère) selon la forme, la taille, la couleur et l'aspect de surface, ainsi il y a différenciation dans l'aspect microscopique selon la disposition des spores , type de spore, couleur , taille, aspect du thalle..). Les résultats obtenus sont présentés dans les photos suivantes :

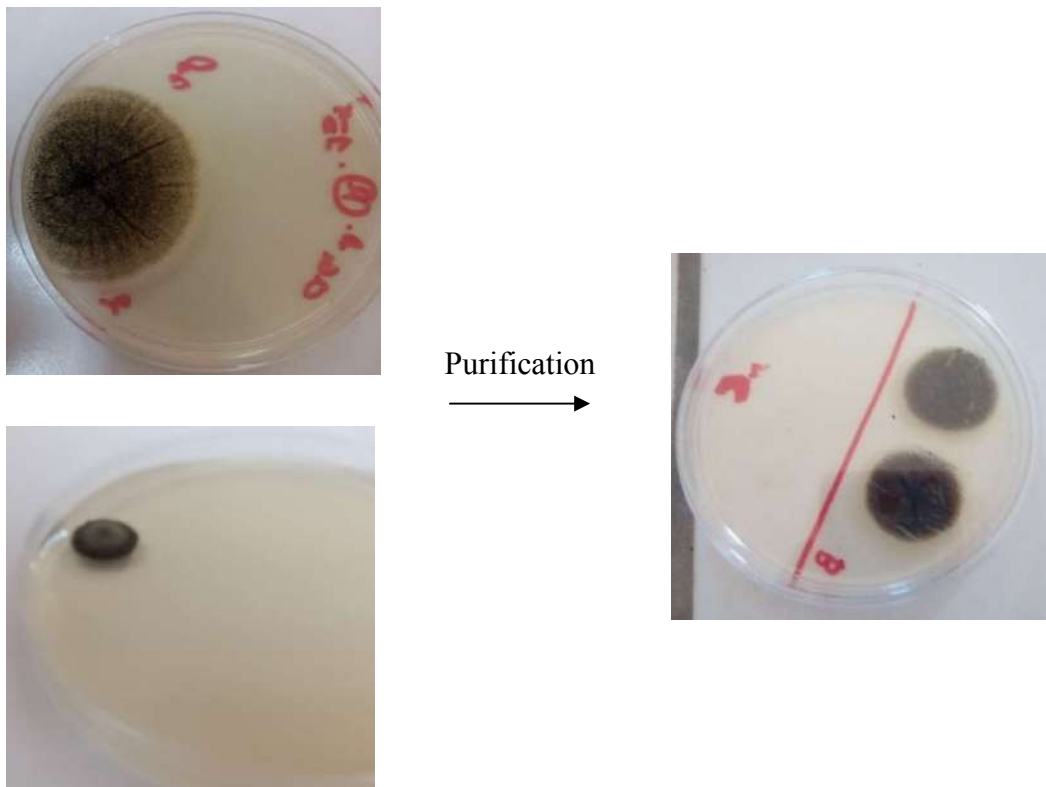


Photo5. Aspect macroscopique et purification des colonies des champignons (rhizosphère)

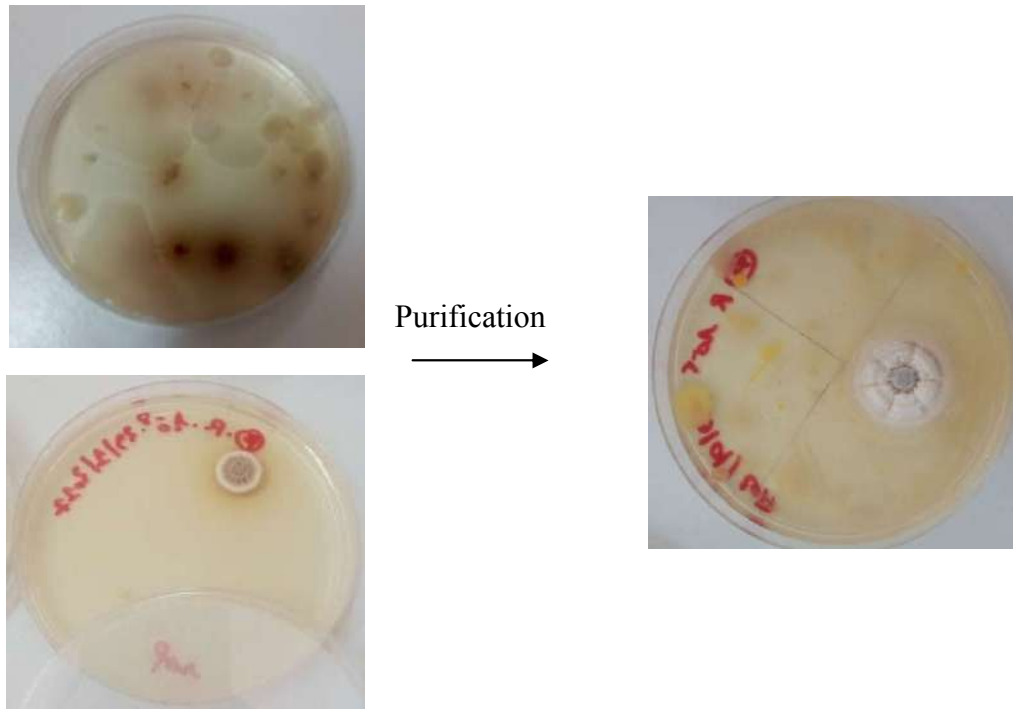


Photo 6 : Aspect macroscopique des colonies des champignons (hors rhizosphère)

Observation microscopique

Les clés de détermination des espèces nous ont permis d'identifier les espèces suivantes :

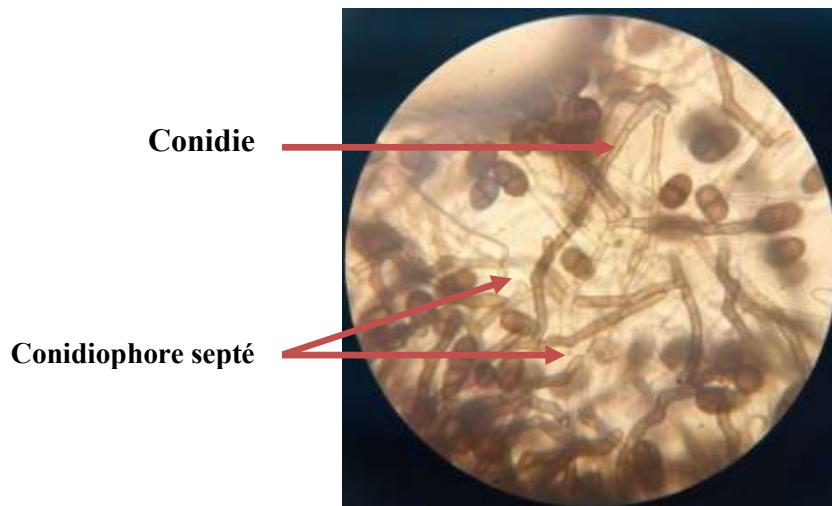


Photo 7. *Alternaria alternata* sous le microscope (Gx40)

Les conidies sont parfois ovoïdes parfois elliptiques. Elles portent souvent à leur extrémité un bec conique à cylindrique, brun et court. Ces spores asexuées sont pluricellulaires : elles sont divisées par des cloisons (ou septas) transversales et/ou longitudinal (on dit qu'elles sont obclavées). Les chaînes de conidies (simples ou ramifiées) sont produites à l'extrémité de bâtonnets marron appelés conidiophores. Les conidiophores sont simples, lisses, parfois ramifiées, courts ou allongés.

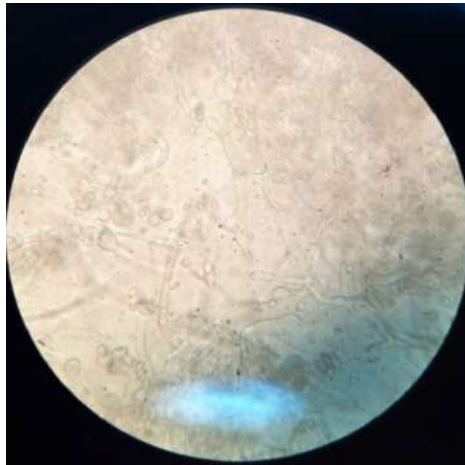


Photo 8: *Penicillium* sous le microscope (Gx40)

Mycélium septé (eumycélium)

-Conidiophore en pinceau

-Phialides à l'extrémité des ramifications

-Conidies rondes ou ovoïdes, lisses ou rugueuses, hyalines ou colorées, en longues chaînes.



Photo 9: *Aspergillus fumigatus* sous le microscope (Gx40)

Unisériée, en colonne compacte, assez grande (jusqu'à 100 µm de long).

Actinobactéries

Les actinobactéries ont un aspect morphologique très caractéristique (**Boudemagh et al., 2005**). Pour les colonies d'actinobactéries, nous avons constaté que certains groupes étaient composés d'isolats macro-morphologiquement identiques entre eux. Ces isolats semblent appartenir à une même espèce. Ainsi les souches se développent à 30°C sur milieu spécifique, apparaissent sèches, rugueuses, colorées, de taille moyenne à petite, poudreuses, régulières, aplaties ou bombées, avec une odeur terreuse.(Photo10)

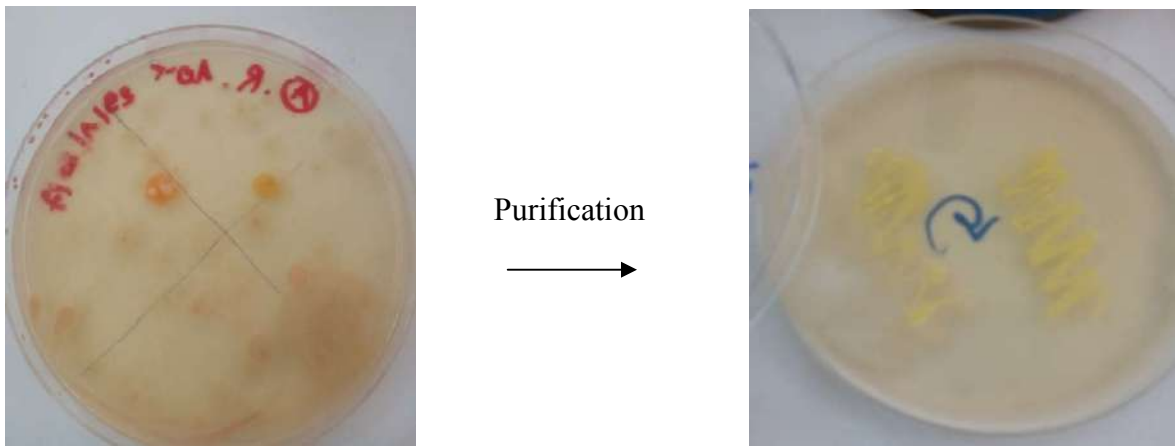


Photo 10: Aspect macroscopique et purification des colonies des actinobactéries

Les souches d'actinobactéries isolées appartiennent tous au genre *Streptomyces*. Ce genre bactérien prédomine largement en sol rhizosphérique qu'en sol hors rhizosphérique. En effet, le genre *Streptomyces* est celui qui est le plus représenté dans les sols sahariens (**Sabaou et al., 1998 ; Mokrane et al., 2013**), et même dans les autres sols dans le monde (**Boudjella, 2007**).

Azotobacters

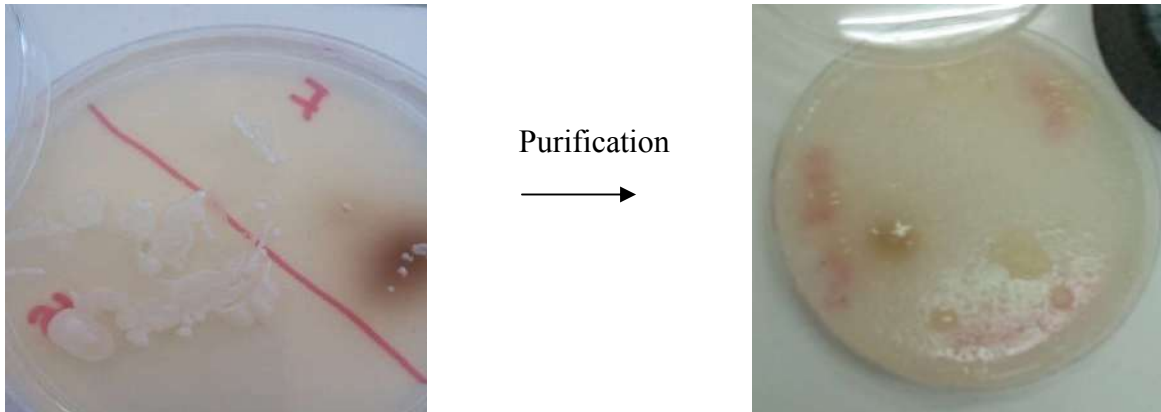


Photo 11: Aspect macroscopique et purification des colonies d'azotobacters (Azospirillum).

L'observation macroscopique des colonies montre que la couleur est jaunâtre, blanchâtre, de taille moyenne à petite, l'aspect de surface est lisse et rugueux, d'une forme plate et arrondie. Les espèces *Azospirillum* appartiennent à l'endophyte facultatif Groupe azotobacters qui colonise la surface et l'intérieur des racines. Ce genre bactérien est microaérophile à fixation d'azote, souvent associé aux racines (Tejeral, 2005).

II.2.4. Coloration Gram

L'observation des frottis colorés sous microscope optique nous a permis de distinguer les formes cellulaires bactériennes de nos isolats. La coloration Gram révèle deux groupes de bactéries : des Gram⁻ dans les échantillons du sol au contact des racines (rhizosphère), ainsi que des Gram⁺. Concernant la taille et le type de regroupement (hors rhizosphère). Les bactéries à Gram⁻ sont surtout des diplo-coccobacilles très fins et les bactéries à Gram⁺, sont sous forme de gros bâtonnets à bouts arrondis, des coques et des bâtonnets sporulés (Photo 12). Ces résultats sont identiques à d'autres auteurs qui ont observé essentiellement des Bactéries Gram⁻ à croissance rapide à la surface des racines, alors que les bactéries Gram⁺ se retrouvent surtout dans le sol non soumis à l'action des plantes (hors rhizosphère).



A. Bactéries Gram⁺

B. Bactéries du Gram⁻

Photo 12: Microphotographie observée au microscope optique présentant des bactéries d'une colonie provenant du sol hors rhizosphérique (A) et du sol rhizosphérique (B).(Gross x 100)

II.2.5.C_{microbien}.

En ce qui concerne les valeurs relatives au C_{microbien} dans les deux sols, nous avons enregistré les valeurs suivantes : **234.21mg du C /kg sol** et **117.49mg du C /kg sol sec** dans le sol rhizosphérique et le sol hors rhizosphère respectivement. Nos résultats du C_{microbien} en zone rhizosphérique sont identiques à ceux de Ben Hamida et El Khelili (2016).

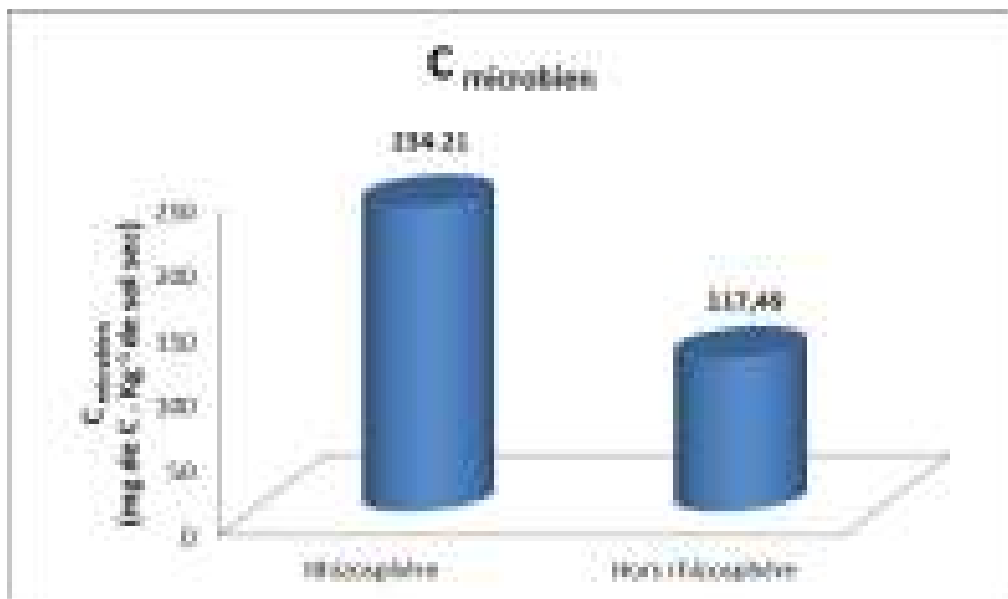


Figure 16: Représentation graphique du C_{microbien} dans les sols étudiés

La biomasse microbienne est de plus en plus considérée comme un marqueur écologique (**Smith et al., 1990 ; Davet., 1996 ; Franco et al., 2004**) et un indicateur utile de l'amélioration ou de la dégradation des sols (**Ros et al., 2003 ; Gil-Sotres et al., 2005**).

Le carbone permet l'élaboration de la biomasse racinaire, un second tiers est respiré par les racines, alors qu'un dernier tiers correspond à la rhizodéposition qui constitue une source d'énergie essentielle pour les microorganismes du sol. Les activités et les structures des communautés microbiennes de la rhizosphère sont ainsi considérablement affectées par rapport au reste du sol.

Le sol est, en effet, un milieu contraignant par la faible disponibilité et accessibilité des ressources, notamment en C. Ainsi, les points d'entrée de matières organiques fraîches que sont les racines et leurs rhizodépôts (notamment les exsudats racinaires) jouent un rôle majeur en écologie microbienne des sols, en stimulant les activités microbiennes et l'ensemble des chaînes trophiques qui en découlent.

Par ailleurs, ce processus qui a lieu notamment à l'apex des racines, contribue à injecter des composés carbonés sur l'ensemble du profil de sol colonisé par les racines (**Philippe, 2010**).

Piotrowska et Dlugosz (2012), trouvent que les changements locaux de l'humidité du sol, la concentration des éléments nutritifs du sol et la disponibilité du substrat, la biomasse racinaire, la composition et l'activité des micro-organismes du sol sont les facteurs les plus importants qui affectent le $C_{\text{microbien}}$ du sol. Ainsi, la biomasse microbienne du sol est en corrélation positive avec la teneur totale en carbone organique et des résidus de récolte mis à la disposition des microorganismes du sol (**Shen et al., 2014**).

Le carbone fournit par la plante du sol est joué ainsi un rôle important dans la séquestration du carbone (**Six et al., 2006**). Ils interviennent aussi dans les grands cycles biogéochimiques qui régulent le fonctionnement de nos écosystèmes (C, N, nutriments, eau ...). Les microorganismes sont impliqués dans les processus de décomposition, minéralisation et immobilisation de la matière organique du sol ce qui permet le recyclage du carbone (**Yuan et al., 2012**). Le sol stocke 80 % du carbone total de l'écosystème (**Nielsen et al., 2005**). Le cycle de l'azote est également dépendant des microorganismes qui interviennent à chaque niveau de transformation de cet élément notamment dans les étapes de nitrification et dénitrification (**Philips et al., 2007 ; Rosswall, 1976 ; Veresoglou et al., 2012**).

Conclusion

Conclusion

Cette étude menée au niveau de l'exploitation agricole à l'université de Ouargla, nous a permis de mettre en évidence l'aspect quantitatif et qualitatif des principaux groupes microbiens de la rhizosphère du palmier dattier.

Les résultats des analyses physico-chimiques de la couche superficielle (0 -30cm) des deux sols montrent que :

Les deux sols ont une texture sablo-limoneuse.

Le taux d'humidité est variable d'un sol à une autre ou il est important dans le sol rhizosphérique.

Le taux de calcaire est faible.

Le pH de ces sols est alcalin.

La salinité est élevée dans les deux sols.

Le taux de matière organique est faible en sol rhizosphérique qu'en sol hors rhizosphérique, une faible richesse en azote.

Le rapport C/N qui nous renseigne sur l'activité biologique est aux alentours de 10 pour les deux sols.

Les résultats des analyses des différents groupes microbiens montrent que le dénombrement des microorganismes sous palmier dattier montre que le maximum est enregistré en zone rhizosphérique comparativement au zone hors rhizosphérique. Ainsi nous avons enregistré un rapport R/S de l'ordre de 9.43, 3, 3.54 et 3.08 pour les bactéries, les actinobactéries, les champignons et les azotobacters respectivement.

Le groupe microbien le plus favorisé par l'effet rhizosphérique est celui des bactéries suivi par les actinobactéries, les champignons, enfin les azotobacters. Même si la densité fongique est plus faible que celle des bactéries dans la rhizosphère, compte tenu de la grande taille des champignons, la biomasse fongique est probablement au moins aussi importante que celle des bactéries, La présence de racines modifie de façon qualitative et quantitative la population microbienne du sol.

Cette variabilité de la population microbienne est également justifiée par l'effet rhizosphérique, et aussi très dépendant des caractéristiques physico-chimiques du sol, les principaux paramètres sont la texture, la salinité, le pH et la teneur en matière organique.

Les conditions environnementales du milieu sont reconnues comme jouant un rôle déterminant dans la dynamique de la colonisation de ce milieu par des populations microbiennes.

En ce qui concerne l'examen macroscopique il y a une similarité dans ces caractères morphologiques selon la forme, taille, couleur, opacité, aspect du surface pour les bactéries, actinomycètes, rhizobiums et azotobacters, par contre les champignons présentent des dissimilitudes morphologiques.

Les souches isolées présentent une grande diversité morphologique sur les milieux de chaque type isolé.

L'observation microscopique a montré la présence des bactéries Gram négatives dans les échantillons du sol au contact des racines, alors que les bactéries Gram positives se retrouvent dans le sol hors rhizosphère.

L'identification des espèces fongiques selon les clés de détermination nous ont permis de d'identifier les espèces suivantes : *Alternaria alternata*, *Penicillium sp* et *Aspergillus fumigatus*.

En ce qui concerne le $C_{\text{microbien}}$, nous avons enregistré les valeurs suivantes : **243.21mg du c /kg sol** et **117.49mg du c /kg sol** dans le sol rhizosphérique et le sol hors rhizosphère respectivement.

D'une manière générale l'effet rhizosphère agit sur l'environnement biotique des microorganismes du sol (aération, humidité, répartition des résidus de culture) et modifie en retour la quantité, l'activité et la répartition de la biomasse microbienne sous palmier dattier

Références bibliographiques

Références bibliographiques

ABAKOUMOV I.A ., 1965. Influence Des Combinaisons D'engrais Sur La Croissance Des Jeunes Palmiers. Rapport Annuel Sur L'activité De La Mission Soviétique De La Station Expérimentale De Sidi Mahdi, Touggourt, P. 24-27.

AKHTAR S.M.S.NAQVI ,et M.RASHEED.2005. Phosphorus Solubilizing Bacteria: Occurrence, Mechanisms and their role in crop production. J. agric. biol. sci. **11:** p48-58.

AKHTAR S., 2015. Economics and dependence of wheat productivity on farm size in Southern Punjab. Journal of Environmental and Agricultural Sciences. 2:4.(ISSN: 2313-8629).

AMIR H., BENNACEUR M., LAOUFI Z., AMIR A., BOUNAGA N., 1985.Le palmier dattier et la fusariose. XIII. Contribution à l'étude de l'écologie microbienne du sol de 2 palmeraies sahariennes atteintes de bayoud. Revue d'Ecologie et de Biologie du Sol, 22: 313-330p.

AMROUCHE N., ZACCOUR G.,(2007).Shelf-space allocation of national and private brands .European journal of Operational Research ,180(2),643-667p. Doi:10.1016/j.ejor.2006.05.008.

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 Doct. INRA, paris, 270p.

AUBERT G., 1978. Méthodes D'analyses Des Sols. Edit : C.R.D.P., Marseille, 191p.

BABAHANI S., EDDOUD A., 2012 Effet de la température sur l'évolution des fruits chez quelques variétés du palmier dattier (*Phoenix dactylifera* L.). Algerian journal of arid environment 2, n°1,36-41p.

BACYE B., 1993. Influence des systèmes de culture sur l'évolution du statut organique et minéral des sols ferrugineux et hydromorphes de la zone soudano- sahélienne (Province du Yatenga, Burkina Faso). Thèse de Doctorat en Sciences, Université de Droit, d'Economie et des Sciences d'Ex Marseille, France, 243 p.

BAILEY, et M.J. MORRA. 2002. Novel plant microbe rhizosphere interaction involving *S. lydicus* WYEC108 and the pea plant (*Pisumsativum*). Appl. Environ. Microbiol. **68:** 2161-2171p.

BAISE D., 1988.Guide des analyses courantes en pédologie. Ed. INRA, Paris., 171 P

BAISE D., 2000- Guide Des Analyses En Pédologie. INRA, Edit : Paris, 257 P.

BARDGETT R.D., GRIFFITHS B.S., 1997. Ecology and Biology of soil Protozoa, Nematodes, and Microarthropods. In: Van Elsas J. D, Trevors J. T. & Wellington E. M. H. (eds) *Modern soil microbiology*. Marcel Dekker, INC. New York. 129-163P.

BARDGETT R.D., (2005) .The biology of soil: a community and ecosystem approach. New York: Oxford University Press Inc.

BARDGETT R.D., YEATES, G.W., ANDERSON, J.M. (2005a). Patterns and determinants of soil biological diversity. In *Biological diversity and function in soils*. 100-109 p.

BARDGETT R.D., USHER, M.B., HOPKINS, D.W. (eds). Cambridge: Cambridge University Press, QE4.p 100-118.

BARDGETT R.D., BOWMAN, W.D., KAUFMANN, R., AND SCHMIDT, S.K. (2005b) .A temporal approach to linking aboveground and belowground ecology. *TRENDS in Ecology and Evolution* 20: 634-641P.

BA S., LORQUIN J., DE LAJUDIE P., NEYRA M., PROMÉ J.C., GILLIS M., BOIVIN-MASSON C., 2002. Symbiotic diversity of rhizobia isolated from *Acacia tortilis* subsp. *Radiana*. *Syst. Appl. Microbiol.* 25 :130-145p.

BEDJADJ S., 2011. Contribution à l'étude du fonctionnement microbiologique du sol dans la région de Ouargla (Ex : l'université de l'ITAS), mém Master, agro, univ kasdi merbah ouargla., 12-68p.

BELARBI R., 1980. Recherches sur la rhizosphère du palmier dattier *Phoenix dactylifera*., Thèse de doctorat de 3ème cycle, Université de Nancy I., 158 p.

BELGHIT S., BADJI B., ZITOUNI A., SABAOU N. 2009. Recherche dans les sols sahariens algériens d'actinomycètes producteurs de molécules actives contre *Candida albicans*. *Annales de microbiologie*, Bejaia, p63.

BELL-PERKINS L. J., J.M. Lynch. 2002. Rhizosphere microbiology, *In* G. Bitton (ed.), *Encyclopedia of environmental microbiology*, A Wiley-Interscience Publication, Canada., p2713-2728.

BEN HAMIDA F., 2011. La filière des dattes communes dans les oasis de Gabès dans le contexte des aléas climatiques et économiques: fonctionnement, atouts et contraintes. Institut national agronomique de Tunisie-Master **BERTHELIN J., 1999.** Microbiologie. DEA National de Science du Sol. INA, Paris, 237P.

BOTTON B.; BRETON A. FEVRE M., GAUTHIER S GUX PH., LARPENT J P., REYMOND P., SANGLIER JJ., VAYSSIER Y, VEAU P., (1990). Moisissures utiles et

nuisibles importance industrielle. Paris Milan Barcelone Mexico. Deuxième édition. PP .93, 139- 191.

BOUDAD I., 2015. Isolement, Purification et étude de la diversité phénotypique des bactéries endophytes nodulaires et racinaires isolées de certaines plantes légumineuses.,mem master, agro, univ Sidi Mohamed Ben Abdellah .Fst-Fés.,15-18p.

BOUDEMAGH A, KITOUNI M, BOUGHACHICHE F, HAMDIKEN H, OULMI L, REGHIOUA S., 2005.Isolation and molecular identification of actinomycetes microflora, of some saharian soils of south east Algeria (Biskra, El-Oued and Ourgla) study of antifungal activity of isolated strains. J Med Mycol.15,39–44p.

BOUDJELLA H., 2007.Etude taxonomique et des propriétés antagonistes des *Streptosporangium* des sols sahariens, caractérisation des principaux antibiotiques secrétés par ces derniers., Thèse de Doctorat, INA El-Harrach., 188p.

BOURGEOIS C.M. ET LEVERAU J.Y., 1980. Technique d'analyse et de contrôle dans les industries agro-alimentaire. Tome 3. Contrôle microbiologique. Edition technique et documentation. Lavoisier . Paris. 15. DOMMERGUES.

BRYANT J.A., LAMANNA C., MORLON H., KERKHOFF A.J., ENQUIST B.J., GREEN J.L., 2008. Microbes on mountainsides, contrasting elevational patterns of bacterial and plant diversity. Proc. Natl. Acad. Sci. U. S. A. 105, 11505–11511p.

BURGES A., RAW F., 2002. Soil biology. NewYourk: Academic Press., 532 pp.

CALVET R., 2000. Le sol propriétés et fonctions, constitution et structure, phénomènes aux interfaces. Tome 1. Edition France Agricole. Paris (France)., 83-90p.

CASDAR ., 2009-2011. Améliorer l’Efficacité Agro-environnementale des Systèmes Agroforestiers., 38p.

CHAUSSOD R ., NICOLARDOT B ., 1986.relation entre les caractéristiques physicochimiques et microbiologiques de quelques sols cultivés. Science du sol.24 :213-226p.

CHAUSSOD R., ZUVIA M., BREUIL M.C., HETIER J.M., 1992. Biomasse microbienne et statut organique des sols tropicaux : exemple d’un sol vénézuélien des llanos sous différents systèmes de culture. cahiers. Orstompédologie, 28, 1., 59-67p.

CHUN J., BLACKALL L. L., KANG S., HAH Y. C., GOODFELLOW., 1997. A proposal to reclassify *Nocardia pinensis* Blackall et al. as *Skermania piniformis* gen. *Nov.*, *comb. Nov.* Int. J. Syst. Bact., 47, 127- 131p.

- CHU H., GROGAN P., 2010.** Soil microbial biomass, nutrient availability and nitro-gen mineralization potential among vegetation-types in a low arctic tundra landscape. *plant soil* 329, 411–420p.
- CLAUDE , LYDIA B., 2008.** Le sol, la terre et les champignons pour retrouver une agriculture saine., P68-83.
- CLEVELAND C ., LIPTZIN D., 2007.** CNP Stoichiometry In Soil: is there a “Redfield ratio” for the microbial biomass. *Biogeochemistry* 85., 235–252p.
- COSTANZA R ., DARGE R ., DE GROOT R ., FARBER S ., GRASSO M ., HANNON B., 1997.** The value of the world's ecosystem services and natural capital. *Nature* 387., 253-260p.
- DADDI BOUHOUN M., 2010.** Contribution A L'étude De L'impact De La Nappe Phréatique Et Des Accumulations Gypso-Salines Sur L'enracinement Et La Nutrition Du Palmier Dattier Dans La Cuvette De Ouargla (sud est algérien).thèse doc. univ Annaba. ,386p.
- DARI R.,2012 .**Dénombrement de la biomasse microbienne des sols arides exemple d'un sol salé sous deux types de cultures. mém. ing. agro., université KASDI MERBAH-OUARGLA.
- DAVET P., 1996.** Vie Microbienne Du Sol Et Production Végétale. Éditions INRA, Paris, 380 P.ISBN-10: 2738006485 - ISBN-13: 978-2738006486.
- DELEUZE J.,1995 .** Palmiers Pour Le Climat Méditerranéen. Champ flour, Paris, 144 p
- DELLAL A., HALITIM A., 1992.** Activités microbiologiques en conditions salines : cas de quelques sols salés de la région de Relizane (Algérie). *Cahiers Agricultures*, 1, pp : 335-340.
- DHANE FITOURI,S, 2011.**Diversités phénotypique et moléculaire des micro-symbiotes du Sulla du nord (*Hédysarum Coronarium* L.) et sélection de souches rhizobiales efficaces, Institut national agronomique de Tunisie., Doctorat en sciences agronomiques.7-108p.
- DJERBI M.,1994 .** Précis De Phœniciculture. F.A.O., Rome, 192 p.
- DJIBRIL D .,2003.** Interactions entre la communauté microbienne du sol (bactéries et champignons mycorhiziens) et les nématodes bactéricivores: effet sur la nutrition minérale et la croissance de différentes plantes. thèse doc., univ cheikh anta diop de dakar.18-24p.
- DOMMERGUE O., 2006.** Diversité des rhizobia associés à *ononis repens* : une légumineuse adaptée aux milieux méditerranéens. L'École Pratique des Hautes Études, 33p.
- DUCHAUFOR P., 1984.** Abrégé de pédologie. masson-edition. 220 P.
- DUCHAUFOR P., 1991.** Pédologie. Sol, végétation, environnement. Ed. Masson, 289 p.

- DUCHAUFOR .PH., 2001.** Introduction à la science du sol. 6^{ème} édition de l'abrégé de pédologie. Dunod. Ed. Masson. Paris. 314p.
- ETTEMA, C.H., WARDLE, D.A.2002.**Spatial soil ecology. *TRENDS in Ecology & Evolution* .17., 177-183p.
- FAGHIRE M, MANDRI B, OUFDOU K, BARGAZ A, GHOULAM C, RAMÍREZ-BAHENA MH, VELÁZQUEZ E, PEIX A., 2012.** Identification at species and symbiovar levels of strains nodulating *Phaseolus vulgaris* in saline soils of the Marrakech (Morocco) and analysis of *otsA* gene putatively involved in osmotolérance. *Systematic and Applied Microbiology Journal*, 35:156-164p.
- FARDOUX J., FERNANDES P., NIANE-BADIANE A., CHOTTE J L., 2000.** Effet Du Séchage D'échantillons D'un Sol Ferrugineux Tropical Sur La Détermination De La Biomasse Microbienne Comparaison De Deux Méthodes Biocidales De Référence. *Étude Et Gestion Des Sols*, 7, 4, 2000., 385-394p.
- FIERER N., MCCAIG C M., MEIR P., ZIMMERMANN M., RAPP J M., SILMAN M R., KNIGHT R., 2011.** Microbes Do Not Follow The Elevational Diversity Patterns Of Plants And Animals. *Ecology* 92., 797–804p.
- FLAKOWSKI P G., FENCHEL T., DELONG E F., 2008.** The Microbial Engines That Drive Earth's Biogeochemical Cycles. *Science* 320, 1034–1039p.
- FLEETCHER M M., LATHAM M J., LYNCH J M., RUTTER P R., 1980.**The characteristics of interfaces and their role in microbial attachment. In *Microbial adhesion to surfaces.*, 67-78p.
- FOCHT D. D., MARTIN J. P., 1979.** Microbiological and Biochemical Aspects of Semi-arid agricultural soils. In: Hall A. E., Canne., G. H. &Lawton H. W. *Agriculture in Semiarid Environment*. Springer-Verlag, Berl ., 9-147p.
- FRANCOI., CONTIN M., BRAGATO G., DENOBILI M., 2004.** Microbiological Resilience Of Soils Contaminated With crude Oil. *Geoderma*, 121., 17-30p.
- FRAVEL D.R., 2005.** Commercialization and implementation of biocontrol. *Annual Review of Phytopathology*, 43: 337–359p.
- GIL-SOTRES F., TRASAR-CEPEDA C., LEIROS M.C., SEOANE S., 2005.** Different approaches to evaluating soil quality using biochemical properties. *soil biol. biochem.*, 37.,877-887p.
- GIRARD M.C ., WALTER C ., REMY J .C., BERTHELIN J. & MOREL J.I., 2011.** Sol et environnement, 2ème edition, DUNOD: pp. 61-864.

- GIRMAK ., MARTIN L.K ., FREEMAN W.K., MOSALI J ., TEAL K.R., RAUN R.W., MOGES M.S., AMALL B.D.,2013.** Determination of optimum rate and growth for foliar applied phosphorus in corn. *Comm soil sci. Plant Anal.* 38, 1137-1154p.
- GHARBI T ., 2008.** Rôle de la matière organique sur le devenir des polluants métalliques. Cas de la fertirrigation d'un sol en climat méditerranéen .thèse doc., univ Sud Toulon-Var, 157 p.
- GLICK.,1995.** Arbres fixateurs d'azote: champ ouvert pour la recherche. *Agriculture et développement.*, 37-55p.
- GOBAT J ,ARAGNO M , MATTHY W ,R ., 2003** –le sol vivant 2^{ème} Edition, presses polytechnique universitaires romandes, p568.
- GOBAT J ,ARAGNO M , MATTHY W ., 2010.** .Le sol vivant: Base de pedologie – Biologie des sols. Presse polytechniques et universitaires Romanes, 3e edition : p.] 1- 46p.
- GRAY , E. J., et D.L.SMITH . 2005.** Intracellular and extracellular PGPR: commonalities and distinctions in the plant–bacterium signalling processes. *SoilBiol. Biochem.* **37**: 395-412p.
- GUESSOUM A., 2001.**L'effet de l'irrigation sur la salinité du sol dans la région de Saada - Biskra., Thèse ing, Agro,Univ Batna., 50 P. Institut Technologique Agricole, Mostaganem, 78 p.
- GUTIERREZ M ., 2008 b.** Systemic disease protection elicited by plant growth promoting rhizobacteria strains: relationship between metabolic responses, systemic disease protection, and biotic elicitors. *Phytopathology.* **98**: 451-457p.
- HAMDI AISSA B, 2001.**,. La fonction actuelle et passé des sols du Nord Sahara (cuvette de Ouargla). Thèse, Doc, Agro, Paris Grignon, 307p.
- HAMDIAISSA B., VALLES V., AVENTURIER A., RIBOLZI O., 2004.** Soils and Brine Geochemistry and Mineralogy of Hyper arid Desert Playa, Ouargla Basin, Algerian Sahara. - *Arid Land Research and Management.* 18: 103-126.
- HATIMI A., TAHROUCH S.2007** .Caractérisations chimique, botanique et microbiologique du soldes dunes littorales du Souss- Massa..88-89 p.
- HAUKE-PACEWICZOWA T., BALANDREAU J.,DOMMERGUES Y., 1970.**fixation microbienne de l'azote dans un sol salin tunisien. *Soilbiol. biochem.* vol. 2, pp 47-53.
- HOOPER, D.U., BIGNELL, D.E., BROWN, V.K., BRUSSAARD, L., DANGERFIELD, J.M., WALL, D.H., 2000.** Interactions between aboveground and belowground biodiversity in terrestrial ecosystems: Patterns, mechanisms, and feedbacks. *Bioscience*50: 1049-1061p.

- HUBER. G et SCHAUH. C, 2011.**La fertilité des sols. L'importance de la matière organique ,46P.
- ITA.,1975.**Laboratoire du sol : méthodes d'analyses physiques et chimiques du sol. institut technologique agricole. Mostaganem. 78p.
- ITAB., 2002.** Activités Biologique Et Fertilité Du Sol, 27p .
- JENKINSON D.S., POWLSON D.S.,1976.** The effects of biocidal treatments on metabolism in soil. V) A method for measuring biomass. Soil Biol. Biochem., 8., 209-213p.
- JENKINSON D.S. & LADD J. N., 1981.** Microbial biomass in soil: measurement and turnover. In: Soil Biocbemistry. Paul E. A. et Ladd 1. N. (Ed), New York, 5: p. 415-471.
- JIANG C., XU L., 1992.** Diversity of Aquatic Actinomycetes in Lakes of the Middle Plateau, Yunnan, China, Appl. Environ. Microbiol.,62., 249-253p.
- JORDAN V.W.L., SNEH B., EDDY B.P., 1972.** Influence of organic soil amendments on *Verticillium dahliae* and on the microbial composition of the strawberry rhizosphere. Ann. Appl. Biol., 70, 139– 148p.
- JORDAN V.W.L., TARR H.S., 1978.** Inoculum suppression of *Verticillium dahliae*. Ann. Appl. Biol. 89., 139–141p.
- KARABI M., HAMDY AISSA B., ZENKHRI S, KEMASSI A., BOURAS N., 2015.**Seasonal variations affect microbiocenose arid soils in the Ouargla basin (Algerian Sahara). Ciência e técnica vitivinícola, Vol. 30 ,n. 8, 176-187p.
- KENENI A., F.ASSEFA ., P.C.PRABU., 2010.** Isolation of phosphate solubilizing bacteria from the rhizosphere of *faba bean* of Ethiopia and their abilities on solubilization insoluble phosphates J. Agr. Sci. Tech. **12**: 79-89p.
- KENNEDY ,A.C ., L.Z .de LUNA., 2004.** Rhizosphere, *In* D. Hillel, C. Rosenzweig, D. Powlson, K. Scow, M. Singer, D. Sparks (ed.), Encyclopedia of soil in the environment. Vol03. Columbia University, USA., 399-409p.
- KHAN,A.A.,G.JILANI ,M.S.,AKHTAR , S.M.S.NAQVI ., M.RASHEED., 2009.** Phosphorus Solubilizing Bacteria: Occurrence, Mechanisms and their role in crop production. J. agric. biol. sci. **11**: 48-58p.
- KIM, K.Y.,JORDAN D ., AMCDONALD G., 1998.** Effect of phosphate-solubilizing bacteria and vesicular arbuscular mycorrhizae on tomato growth and soil microbial activity. Biol. Fertil Soils. **26**: 79-87p.
- KITOUNI M., 2007.** Isolement de bactéries *Actinomycetales* productrices d'antibiotiques à partir d'écosystèmes extrême; identification moléculaire des souches actives et caractérisation préliminaire des substances élaborées. Thèse de Doctorat, Université

Mentouri Constantine., p.175.

KOMBATE A .,2013 .évaluation de la qualité des sols de la fort guyanaise en vue d'un changement d'usage :étude cartographique des terres du pas de nancibo, ECDEST DU PAS .

LAMARI L., ZITOUNI A., DOB T., SABAOU N., LEBRIHI A., GERMAIN P., SEGUIN E., TILLEQUIN F., 2002. New dithiolopyrrolone antibiotics from *Saccharothrix* sp. SA 233. II. Physicochemical properties and structure elucidation, *J. Antibiot.*, **55**: 702–707P.

LANDI L., VALORI F., ASCHER J., RENELLA G., FALCHINI L., NANNIPIERI P., 2006.Root exudates effects on the bacterial communities, CO₂ evolution, nitrogen transformations and ATP content of rhizosphere and bulk soils. *Soil Biology & Biochemistry*, **38**:509–516P.

LAVELLE P., SPAIN A.V., 2001. Soil ecology. Kluwer Academic Publishers. Dordrecht, The Netherlands. 654 p.

LAVELLE P., ALISTER M., MARTIN S.,BLANCHART E., GILOT C.,2003. Conservation de la fertilité des sols de savane par la gestion de l'activité de la faune du sol. In *Savanes d'Afrique, terres fertiles*. Ministre de la coopération et du développement-Cirad, Montpellier., 370-398p.

LEGRAS M., (SANS DATE) SD. biomasse moléculaire fongique estimée par la quantification de l'ergosterol. bioindicateurs : des outils biologiques pour des sols durables. a4 Edition. 4 p.

LEMANCEAU P., 1992. Effets bénéfiques de rhizobactéries sur les plantes : exemple des *Pseudomonas* spp. fluorescents. *Agronomie.*, **12**: 413-437p.

LEMANCEAU P., 2009. Effets bénéfiques de rhizobactéries sur les plantes : exemple des *Pseudomonas* spp. fluorescents. *Agronomie.*, **12**: 413-437 p.

LINNE., 1734. Cited in Zaid, A. (Ed.),*Date palm cultivation*. Arias-Jimenez, E.J. (Com.). FAO plant production and protection paper 156, Revision 1, Food and Agriculture Organisation of the United Nations, Rome, 2002, Chapter 1 [Accessed 23 March, 2014].

LUCIE Z., 2009. Variations spatio-temporelles de la microflore des sols alpins. these de doc biologie, université joseph fourier – grenoble I. France ., 31-33p.

LUGTENBERG B. , F.KAMILOVA., 2009. Plant-growth-promoting rhizobacteria. *Annu. Rev. Microbiol.* **63**: 541-56 p.

LUGTENBERG B., F.KAMILOVA., 2009. Plant-growth-promoting rhizobacteria. *Annu. Rev. Microbiol.* **63**: 541-56 p.

- LEMANCEAU P., 2009.** Effets bénéfiques de rhizobactéries sur les plantes : exemple des *Pseudomonas* spp. fluorescents. *Agronomie*. **12**: 413-437 p.
- LYNCH J.M., CROOL N.E., 1992.** Biological control systems. *Chem. Br.*,42-45 p.
- LYON G.D., FORREST R.S., NEWTON A.C., 1996.** Sar-The potential to immunise plants against infection. The 1996 Brighton conference Pests and Diseases., 939-946 p.
- M'SADAK Y., ELOUAER M.A., ELKAMEL R., 2013** .Evaluation Du Comportement Chimique Des Composts Sylvicoles, Des Tamisas Et Des Mélanges Pour La Conception Des Substrats De Culture, Revue « Nature Et Technologie ».C-Sciences De l'Environnement, N°08/01/2013.
- MAAMERI M., 2007.** Caractérisation microbiologique des sols sous conditions semi-arides. (KsarChellala) mém.ing.agro.université IBN KHALDOUN, Tiaret.24-34p.
- MAIER, R. M., I. L. Pepper et C. P. GERBA. 2000.** Environmental microbiology, Microorganisms in surface soils. *In*. Academic press. A Harcourt science and technology company. Canada.,. p. 79-82.
- MATHIEU C., PIELTAIN., 2009.** Les principaux sols du monde. voyage au centre de l'épiderme de la planète terre. Lavoisier, Editions Tech et Doc.,233 p.
- MILLER H. J., HENKEN G., VAN VEEN J. A., 1989.** Variation and composition of bacterial populations in the rhizospheres of maize, wheat, and grass cultivars. *Can. J. Microbiol.*, **35**: 656-660p.
- MILLER J.J., LILJEROTH E., HENKEN G., VAN VEEN J.A., 1990.** Fluctuations in the fluorescent pseudomonad and actinomycete populations of rhizosphere and rhizoplane during the growth of spring wheat. *Can. J. Microbiol.*, **36**:254-258 p.
- MINCERi, T. L., JENSEN P.R., Kauffman C.A., Fenical W., 2002.** Widespread and persistent populations of a major new marine actinomycete taxon in ocean sediments. *App. Environ. Microbiol.* **68**: 5005-5011 p.
- MOHAMED Z.K., 1982.** Physiological and antagonistic activities of streptomycetes in rhizosphere of some plants. *Egypt. J. Phytopathol.*, **14**:121-128 p.
- MOKRANE S., BOURAS N., SABAOU N., MATHIEU F., 2013.** Actinomycetes from saline and non-saline soils of Saharan palm groves: Taxonomy, ecology and antagonistic properties. *African Journal of Microbiology Research*. Vol. 7(20), 2167-2178 p.
- MOLOPE M.B., 1986.** The contribution of fungi, bacteria and physical processes in the development of aggregate.
- MOLOPE M .B., GRIEVE I C., 1987.** Contribution by fungi and bacteria to aggregate stability of cultivated soils. *J. Soil. Sci*, **38**: 71-77 p.

- MONCIERO A., 1954** . Notes sur Le Palmier Dattier. Ann. Inst. Agr. Alger, t. IX, fasc.8: 48 p.
- MONCIERO A.,1961** . Le Palmier Dattier En Algérie Et Au Sahara. Les Journées Du Dattier (3-4 mai 1961, Aurès). Direction Départementale Des Services Agricoles, Aurès: 11-24 p.
- MOORE H E., 1973** . The Major Groups Of Palms And Their Distribution. Gents Herbarium 11 : 27-141 p.
- MOREL.1989.**Les sols cultivés. Tech et Doc .Lavoisier, paris, 272p.
- MUNIER P.,1973.**Le Palmier Dattier. Techniques Agricoles Et Productions Tropicales. G. P. Maisonneuve & Larousse, Paris, 221 P. N°1 :19-33 p.
- NAN Y PETRA M., 2013.** Response Of Soil Respiration And Microbial Biomass To Changing EC In Saline Soils, Soil Biology & Biochemistry 65 ., 322 e 328 p.
- NELSON G.C.,2005.,(a).** Drivers of Change in Ecosystem Condition and Services. In: Ecosystems and human well-being, Volume 1 : current state and trends. Island Press. Chapter 7., 175-214 p.
- NELSON G.C.,2005.,(b).** Drivers of Ecosystem Change: Summary Chapter. In: Ecosystems and human well-being, Volume 1 : current state and trends. Island Press. Chapter 3, 73-76 p.
- NICKLIN J., GRAENE COUK K., PAGET P et KILLINGTON R., 2000.**Microbiologie, 362 p.
- NILSSON L.O., WALLANDER H., GUNDERSEN P., 2012.**Changes in microbial activities and biomasses over a forest floor gradient in C-to-N ratio. Plant Soil 355, 75–86 p.
- OUSTANI M., 2006.** Contribution A l'étude De l'influence Des Amendements Organique (Fumier De Volailles Et Fumier De Bovins) Sur l'amélioration Des Propriétés Microbiologiques Des Sols Sableux Non Salés Et Salés dans Les Régions Sahariennes(Casd'ouargla). Mémoire De Magistère, Université D'Ouargla, 187 P.
- PEYRON G., 2000.**cultiver le palmier dattier .G.R.I.D.A.O. , Montpellier ,109 p.
- Piotrowska A., Długosz J., 2012.** *Spatio-temporal variability of microbial biomass content and activities related to some physicochemical properties of Luvisols.* Geoderma., DOI: 10.1016/j.geoderma.2011.12.014., 173-174 ;199-208 p.
- Philippe H.,2010.** le sol .Les racines au coeur du fonctionnement de la rhizosphère Des connaissances pointues issues de la recherche aux applications possibles en AB (Montpellier SUPAgrO - CIrAD - InrA - IrD1)

- PHILLIPS, R.L., ZAK, D.R., HOLMES, W.E. & WHITE, D.C. (2002)** Microbial community composition and function beneath temperate trees exposed to elevated atmospheric carbondioxide and ozone. *Oecologia*, 131., 236-244 p.
- PUJIC P., ET P. NORMAND., 2009.**La symbiose racinaire entre la bactérie Frankia et les plantes actinorhiziennes. *Biofutur*. **298**: 26-29 p.
- RABBOUH S , 2016.**isolement et identification des champignons associés à la cochenille blanche *ParalatoriablanchardiTarg .1892* (homoptera , Diaspididae) sur quelques variétés de dattes, mém master, univOaargla .54-65 P.
- RABHI N., 2011.** Isolement de *Pseudomonas* spp. fluorescents d'un sol salé. Effet d'osmoprotecteurs naturels , mémmagistère agro, univ Ferhat Abbas Stife ,30-31 p.
- RADI ., J. MATER., 2014.** *Sci Enviro.5* (6)., 1957-1967 .., CODEN: JMESC 1958. ,ISSN : 2028-2508 p.
- RAVARD B., 2014.**Evaluation Du Potentiel Méthanogène De Différentes Rations Et Des Effets Des Digestats (Fraction Sèche Et Fraction Liquide) Sur Des Indicateurs De Fonctionnement Biologique Du Sol En Lien Avec Le Service De Fertilité. Mémoire de master, nancy.28p.
- ROBERT M., CHENU C., 1992.**Interactions BetweenSoilMinerals And Microorganisms. In *SoilBiochemistry*. Ed Dekker, Inc, 7: 307-393p.
- ROGET P et GARCIA J.L. 2001.**Introduction à La Microbiologie Du Sol. Marseille : Université de Provence. PP 193.
- ROS M., HERNANDEZ M.T., GARCIA C., 2003.** Soil Microbial activity After Restoration Of A Semiarid Soil By Organic amendments. *Soilbiol. Biochem.*, 35., 463-469p.
- ROSSWALL, T., 1976.**The internal nitrogen cycle between microorganisms, vegetation and soil. *Ecological Bulletins*, 22, 157-167 p.
- ROUVILOIS-BPIGOL M., 1975.** Le pays de Ouargla (Sahara Algérien). Variation et organisation d'un espace rural en milieu désertique.
- ROWE R.C., POWELSON M.L., 2002.** Potato early dying: management challenges in a changing production environment. *Plant Disease*, **86**: 1184–1193 p.
- SABAOU N., HACÈNE H., BENNADJI A., BENNADJI H., BOUNAGA N., 1980.**Distribution quantitative et qualitative des actinomycètes dans les horizons de sol de surface et profonds d'une palmeraie algérienne. *Can J. Microbiol.*, **38**:1066-1073 p.
- SABAOU N., AMIR H., BOUNAGA D., 1992.**Le palmier dattier et la fusariose. X.- Dénombrement des actinomycètes de la rhizosphère; leur antagonisme vis-à-vis du

Fusariumoxysporum f. sp. albedinis. Annals of Phytopathology, 12: 253-257 p.

SABAOU N., BOUDJELLA H., BENNADJI A., MOSTEFAOUI A., ZITOUNI A., LAMARI L., BENNADJI H., LEFEBVRE G., GERMAIN P., 1998. Les sols du saharaalgerien, source d'actinomycètes rares producteurs d'antibiotiques. Sécheresse,9:147–153 p.

SAID H., NASSER M .N., 2016.Etude de la salinité des sols de périmètres agricoles pour la culture de palmier dattier (*Phoenix dactylifera*L.) en République de Djibouti. Science et Environnement 30, 53-67 p.

SASSON .A, 1967.Recherches éco-physiologique sur la flore bactérienne de sol des régions du Maroc. Série botanique et biologie végétale. Travaux de l'institut scientifique chérifien et de faculté des sciences, rabat, N°30:27-55 p.

SAWAMOTO T., HATANO R., YAJIMA T., TAKAHASHI K. & ISAEY A. P., 2000. Soil respiration inSiberian Taiga Ecosystems with different histories of forest fire. *Soil Sc.PlantNutr.*, 46(1) : pp. 31-42.

SESSITSCH A., WEILHARTER A., GERZABEK M H., KIRCHMANN H.,KANDELER E., 2001. Microbial Population Structures In Soil Particle Size Fractions Of a Long-Term Fertilizer Field Experiment. Appl. Environ. Microbiol. 67, 4215–4224 p.

SHARMA R, AND KARTHIKEYAN N., 2015 . Role of Microorganisms in Plant Nutrition and Health ,DOI 10.1007 /978-81-29 ,c Springer India., 322-2169 p.

SHEN Z., ZHANG X., ZHOU Y., 2012. Response of soil microbial biomass to short-term experimental warming in alpine meadow on the Tibetan Plateau. Appl. Soil Ecol. 61, 158–160 p.

SHEN R.C., XU M., CHI Y.G., YU S., WAN S.Q., 2014.Soil microbial responses to experimental warming and nitrogen addition in a temperate steppe of Northern China. Pedosphere 24 (4), 427–436 p.

SIX, J., FREY, S.D., THIET, R.K., BATTEN, K.M.,2006 .Bacterial and fungal contributions to carbon sequestration in agroecosystems. *Soil Science Society of America Journal*, 70, 555-569 p.

SMITH L.J, PAUL E.A., 1990. The significance of soil biomass estimations. *in: bollagj.m. &stotzkyG.,eds.Soil biochemistry. Vol. 6.* New York, USA: Marcel Dekker, 357-396 p.

SOLTNER D., 2000.Les bases de la production végétale, t i : le sol et son amélioration., 22^e édition, éditions sciences et techniques agricoles "le clos lorelle"- 49130 Saint-Gemmes-Sur-Loire., 472 P.

SOLTNER D., 2003. Les Bases De La Production Végétale, Le Sol Et Son Amélioration. Tome I, Edit Collection Science Technique Agricole, 472 p.

STENGEL P., GELIN S., 1998. Sol : interface fragile. Editions Quae, 213p.

STEPHANE B .,2005 .Contribution à l'étude de l'allocation des photoassimilats récents dans la plante et la rhizosphère chez une graminée pérenne (*Loliumperenne* L.) .,thèse doc.,Unité Mixte de Recherche INRA-INPL Agronomie Environnement Nancy Colmar.11-23p.

STERNER R W., ELSER J J., 2002. Ecological Stoichiometry: The Biology of Elements from Molecules to the Biosphere. Princeton Univrsity Press, Princeton.

TATE R. L., 1995. *Soil microbiology.* John W ., Sons.,Inc. New Jersey. USA. 398 p.

TEJERA1 N., LLUCH1 C, MART'INEZ-TOLEDO2 M.V ., GONZ' J., ALEZ-L'OPEZ., 2005.Isolation and characterization of *Azotobacter*and *Azospirillum*strains from the sugarcane rhizosphere..Plant and Soil, Univ Granada, 270: 223–232 p.

THIOMBIANO L., DIANOU D., 1999. Activité biologique globale dans trois états de surface des sols sahéliens. *A. U. 0, série B VTT*: pp. 179-187.

TILAK K.V.B.R., RANGANAYAKIL N., Pal K.K., DE R., SAXENA A.S., NAUTIYAL C.S., SHILPI MITTAL., TRIPATHI A.K., JOHRI B.N., 2005. Diversity of plant growth and soil health supporting bacteria. *Curr. Sci.* **89**: 136-150 P.

TISDALL J.M., 1994. Possible role of soil microorganisms in aggregation in soils. *Plant et Soil*, 159: 115-121 P.

TOKALA, R. K., J.L. STRAP, C.M. JUNG, D.L. CRAWFORD., H. SALOVE, L.A. DEOBALD, F.J. BAILEY, et M.J. MORRA. 2002. Novel plant microbe rhizosphere interaction involving *S. lydicus*WYEC108 and the pea plant (*Pisumsativum*). *Appl. Environ. Microbiol.* **68**: 2161-2171 p.

TORTORA G.J., FUNKE.,CASE.,2012.introduction a la microbiologie 2éme édition .ISBN : 9782761341394 .

TREVORS J. T., VAN EISAS J. D. (1997). Microbial Interactions in soil. In: Van Elsas J. D, Trevors I. T., Wellington E. M. H. (eds) *Modem soil microbiology.* Marcel Dekker, INC. New York. 215-243 p.

TURHAN G., GROSSMANN F., 1986. Investigation of a great number of actinomycete isolates on their antagonistic effects against soil-borne fungal plant pathogens by an improved method. *Journal of Phytopathology*, **116**: 238–243 p.

UKMO, 2013.

- URBANSKI J. A., WOCHNA A., HERMAN A., 2011.** Automated granulometric analysis and grain-shape estimation of beach sediments using object-based image analysis. *Journal of Coastal Research*, SI 64 (Proceedings Of The 11th International Coastal Symposium), Szczecin, Poland, ISSN 07490208.
- VANDECASTEELE., 2003.** Saturated hydraulic conductivity reduction caused by aerobic bacteria in sand columns. *Soil Science Society of America Journal*, 56, pp. 1-13.
- VERESOGLOU, S.D., CHEN, B., RILLIG, M.C. (2012)** Arbuscular mycorrhiza and soil nitrogen cycling. *Soil Biology and Biochemistry*, 46, 53-62 p.
- VIAN J.F., 2009.** Comparaison de différentes techniques de travail du sol en agriculture biologique : effet de la structure et de la localisation des résidus sur les microorganismes du sol et leurs activités de minéralisation du carbone et de l'azote. *mémedoct agro*. l'Institut des Sciences et Industries du Vivant et de l'Environnement (Agro Paris Tech), 65-123 p.
- WARDLE D.A., BARDGETT R.D., KLIRONOMOS J.N., SETÄLÄ H., VAN DER PUTTEN., WALL H., 2004.** Ecological Linkages Between Aboveground and Belowground Biota. *Science* 304: 1629-1633 p.
- WEYENS, N., S. MONCHY, J. VANGRONVELD, S. TAGHAVI, et D. VANDER LELIE. 2010.** Plant-Microbe Partnerships. In K.N. Timmis (ed.), *Handbook of hydrocarbon and lipid microbiology*, Springer-Verlag, Berlin Heidelberg. p. 254-2564.
- WHATMORE A.M., CHUDEKET R.J.A., H. REED., 1990.** The effects of osmotic upshock on the intracellular solute pool of *Bacillus subtilis*. *J. Gen. Microbiol.* 136: 2521-2526 p.
- WHIPPS J.M., LYNCH J.M., 1986.** The influence of the rhizosphere on crop productivity. In: Ed. Frey-Klett P., Chavatte M., Clausse M-L., Courrier S., Le Roux C., Raaijmakers J., *Advances in microbial ecology*, 9: 187-244p.
- WHIPPS J.M., 1997.** Developments in the biological control of soilborne plant pathogens. In: Ed. Callow J.A., *Advances in Botanical Research*. Academic Press, UK, pp. 1-134.
- WU M., WARD N.L., CHALLACOMBE J.F., JANSSEN P.H., HENRISSAT B., COUTINHO P.M., 2009.,** Three Genomes from the Phylum Acid Bacteria Provide Insight into the Lifestyles of These Microorganisms in Soils. *Appl. Environ. Microbiol.* 75: 2046-2056 p.
- XU X F., SCHIMEL J P., THORNTON P E., SONG X., YUAN F M., GOSWAMI S., 2014.** Substrate And Environmental Controls On Microbial Assimilation Of Soil Organic Carbon: a framework for Earth system models. *Ecol. Lett.* 17, 547-555 P.

- XU X F.,SCHIMEL J P.,THORNTON P E.,SONG X.,YUAN F M.,GOSWAMI S.,2014.** Substrate And Environmental Controls On Microbial Assimilation Of Soil Organic Carbon: a framework for Earth system models. *Ecol. Lett.* 17, 547–555 P.
- YOUNG et CRAWFORD -Young, I.M., ET CRAWFORD, J.W. (2004)** Interactions and Self-Organization in the Soil- Microbe Complex. *Science*304: 1634-1637.
- YUAN, H., GE, T., CHEN, C., O'DONNELL, A.G., WU, J., 2012.** Significant role for microbial autotrophy in the sequestration of soil carbon. *Applied and Environmental Microbiology*, 78, 2328-2336 p.
- YUAN Q., WU S., ZHAO D., DAI E., CHEN L., ZHANG L., 2014.** Modeling Net Primary Productivity Of The Terrestrial Ecosystem in China From 1961 to 2005. *J. Geogr. Sci.* 24, 3–17 p.
- ZHANG B., LIANG C., HE H., ZHANG X., 2013.** Variations in soil microbial communities and residues along an altitude gradient on the northern slope of Changai Mountain, China. *PLoS One* 8, 1–9 p.
- ZITOUNI A., BOUDJELLA H., LAMARI L., BADJI B., MATHIEU F., LEBRIHI A., SABAOU N., 2005.** *Nocardioopsis* and *Saccharothrix* genera in Saharan soils in Algeria: Isolation, biological activities and partial characterization of antibiotics. *Research in Microbiology*, 156:984-993 p.
- ZOMBRE P.N., 2006.** Variation De L'activité Biologique Dans Les Zipella (Sols Nus) En Zone Subsaharienne Du Burkina FASO Et Impact De La Technique Du Zaï (Techniques Des Poquets) *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.* 2006 10 (2), pp:(139 – 148).
- ZOUGARI-ELWEDI B., SANAA M., LABIDI S. ET LOUNES-HAJ SAHRAOUI A., 2012.** Evaluation de l'impact de la mycorrhization arbusculaire sur la nutrition minérale des plantules de palmier dattier. *Etude et Gestion des Sols*, 19(3): 193-202 P.

Les références électroniques .

- . <http://www.memoireonline.com/02/12/5304/m->
. [Online]. Available: . www.fao.org/./y4360e00.HTM

Annexes

Annexe 1: Milieux de culture

A-Milieu pour les bactéries telluriques : Gélose nutritive à l'extrait de terre (Biokar,

2014)

➤	Extrait de viande-----	01g
➤	Extrait de levure -----	02g
➤	Chlorure de sodium (Na Cl) -----	05g
➤	Peptone-----	10g
➤	Agar-agar -----	15g
➤	Extrait de terre -----	100 ml

Dissoudre les constituants dans un litre d'eau distillée, puis l'autoclaver à 121°C pendant 15 minutes. Ajuster le pH à 7.

Préparation de l'extrait de terre

L'extrait de terre est à base d'un sol assez riche (type terre de jardin) de pH neutre ou légèrement alcalin et, autant que possible, employer toujours la même terre.

Mélanger à poids égal terre et eau du robinet (si elle n'est pas exagérément chlorée), ou mieux eau de source ou de puits.

Laisser macérer 24h à la température du laboratoire. Porter à l'autoclave 1h à 130°C, laisser décanter et filtrer à chaud sur papier.

Vérifier le pH qui doit être voisin de la neutralité. Répartir en récipients (flacons) bouchés au coton, stériliser 20 minutes à 112°C.

B-Milieu pour les champignons (O.G.A), (Biokar, 2014)

- OGA.....30g
- Eau distillée.....1000ml

-dissoudre sous un bec bunsen les constituants de milieu dans une petite quantité d'eau distillée puis compléter le volume jusqu'à un litre.

-ajuster le PH de milieu.+

-repartir le mélange dans des flacons fermé et autoclave à 112 °C pendant 20 min.

-conserver le milieu au réfrigérateur jusqu'au moment de l'utilisation.

C- Milieu pour les Actinomycètes : KRAINSKY (Biokar, 2014)

- Glucose ----- 0.1g
- Asparagine----- 0.5g
- Phosphate Bipotassique (PO₄HK₂) ----- 0.5g
- Gélose ----- 15g
- Eau distillée ----- 1000ml

Ajusté à un pH = 7

D. Azotobacters (milieu Ashby):

- Glucose.....10g
- K₂HPO₄.....0.2g
- MgSO₄.....0.2g
- K₂SO₄.....0.1g
- CaCO₃.....5g
- Géloseoul'Agar.....15g
- Eau distillée.....1000m

Annexe 2 : Détermination du $C_{\text{microbien}}$ par la méthode fumigation - extraction

1-Fumigation

Placer 50g de sol humide de chaque échantillon avec un bécher contenant 75ml de chloroforme pure dans un dessiccateur sus vide pendant 24h à l'obscurité.

À l'issu de la fumigation, retiré le bécher contenant le chloroforme et le papier filtre de dessiccateur. Eliminer les vapeurs de chloroforme du sol par mise sous vide répétée du dessiccateur (6 fois de 02 min chacune). Les échantillons sont prêts pour l'extraction.

2-Extraction

Pour extraire le carbone, transférer quantitativement le sol dans des flacons ajouter 200ml de sulfate de potassium, agiter les flacons à l'aide d'un agitateur horizontal à 200tr/min pendant 30 min ou à l'aide d'un agitateur rotatif à 60tr/min pendant 45 min, puis filtre les extraits sur un papier filtre plié, extraire les témoins non fumigés et les filtrer de la même manière.

Si l'analyse n'est pas immédiate, conserver les extraits d'échantillons de sol fumigés et non fumigés au congélateur. Homogénéiser les extraits congelés avant utilisation, après décongélation à température ambiante.

Mesurer le taux du carbone à partir de l'extrait fumigé puis calculer la biomasse microbienne en suivant ces formules

Biomasse à partir du carbone = (le taux de carbone organique extrait d'un sol fumigé – le taux de carbone organique extrait d'un sol non fumigé)/ K (K=0,38) (**ANDREAS *et al.*, 2013**).

Annexe 3: Echelle d'interprétation des résultats

Tableau 01. Matière organique (I.T.A. 1975)

Matière organique %	Nom de classe
≤ 1	Sol très pauvre
$1 < M.O \leq 2$	Sol pauvre
$2 < M.O \leq 4$	Sol moyennement riche
$M.O > 4$	Sol riche

Tableau 02. La salinité en fonction de la conductivité électrique de l'extrait 1/5 (LE CLECH, 2000)

CE (dS/m) à 25°C	Degré de salinité
≤ 0.6	Sol non salé
$0.6 < CE \leq 2$	Sol peu salé
$2 < CE \leq 2.4$	Sol salé
$2.4 < CE \leq 6$	Sol très salé
$CE > 6$	Sol extrêmement salé

Tableau n° 3 : Normes d'interprétation pour l'azote (CALVET ET VELLEMIN, 1986)

Azote (%)	Trèspauvre	Pauvre	Moyen	Riche	<i>Très riche</i>
KJELDAHL	<i>< 0.05</i>	<i>0.05- 0.1</i>	<i>0.1- 0.15</i>	<i>0.15- 0.25</i>	<i>> 0.25</i>

Tableau 04. Le rapport C/N (HENIN, 1969)

C/N	Minéralisation de la MO
C/N <8	Minéralisation trop rapide, perte d'éléments fertilisants.
C/N voisin de 10	Bonne minéralisation
C/N >15	Minéralisation lente, accumulation de Matière Organique

Tableau 05. Le pH, potentiel hydrogène, représente l'acidité du sol. Il est mesuré dans un rapport sol/solution de 2/5 (LE CLECH, 2000)

pH	<3,5	3,5-4,2	4,2-5	5-6,5	6,5-7,5	7,5-8,7	>8,7
Classe	Hyper acide	Très acide	Acide	Faiblement acide	Neutre	Basique	Très basique

Tableau 06. Calcaire total (BAISE, 1988)

CaCO ₃ (%)	Horizon
CaCO ₃ ≤ 1	Non calcaire
1 < CaCO ₃ ≤ 5	Peu calcaire
5 < CaCO ₃ ≤ 25	Modérément calcaire
25 < CaCO ₃ ≤ 50	Fortement calcaire
50 < CaCO ₃ ≤ 80	Très calcaire
CaCO ₃ > 80	Excessivement calcaire

Caractérisation de la biomasse microbienne rhizosphérique sous culture de palmier dattier (*Phoenix dactylifera L.*) dans la région de Ouargla.

Résumé

La présente étude porte sur la caractérisation de la biomasse microbienne rhizosphérique sous palmier dattier (*Phoenix dactylifera L.*) au niveau de l'exploitation agricole de l'université de Ouargla. Des échantillons de sol ont été prélevés à partir de la couche superficielle (0-30 cm) à proximité de la rhizosphère et hors rhizosphère.

Le dénombrement des principaux groupes microbiens révèle que l'effet rhizosphérique est nettement positif puisque les densités obtenues au niveau du sol racinaire du palmier dattier sont plus élevées que celles du témoin. Ainsi nous avons enregistré un rapport R/S de l'ordre de 9.43, 3, 3.54 et 3.08 pour les bactéries, les actinobactéries, les champignons et les azotobacters respectivement.

L'étude a montré également la prédominance de la microflore bactérienne suivie par les actinobactéries, les champignons et enfin les azotobacters. L'observation microscopique a montré la présence des bactéries Gram négatives à croissance rapide dans les échantillons du sol au contact des racines, alors que les bactéries Gram positives se retrouvent dans le sol hors rhizosphérique.

L'identification des espèces fongiques selon les clés de détermination nous ont permis d'identifier les espèces suivantes : *Alternaria alternata*, *Penicillium sp* et *Aspergillus fumigatus*.

Mots clés : Biomasse microbienne, Rhizosphère, Palmier dattier, Caractérisation, Ouargla-Algérie.

The characterization of the rhizospheric microbial biomass under date palm In the region of Ouargla

Abstract:

This study deals with the characterization of the rhizospheric microbial biomass under date palm (*Phoenix dactylifera L.*) on the farm of the University of Ouargla. Soil samples were taken from the surface layer (0- 30 cm) near the rhizosphere and outside the rhizosphere.

The enumeration of the main microbial groups reveals that the rhizospheric effect is clearly positive since the densities obtained at the level of the root soil of the date palm are higher than those of the control. Thus, we recorded an R / S ratio of the order of 9.43, 3, 3.54 and 3.08 for bacteria, actinobacteria, fungi and azotobacter respectively. The study also showed the predominance of bacterial microflora followed by actinobacteria, fungi and finally azotobacter. Microscopic observation showed the presence of rapidly growing Gram negative bacteria in soil samples in contact with roots, while Gram-positive bacteria are found in soil outside the rhizosphere. Identification of the fungal species according to the identification keys allowed us to identify the following species: *Alternaria alternata*, *Penicillium sp* and *Aspergillus fumigatus*.

Key words: Microbial biomass ,Rhizosphere , Date palm, Characterization, Ouargla-Algeria.

تخصيص الكتلة الحية الميكروبية لمنطقة التجذير في النخيل في منطقة ورقلة

ملخص

يركز هذا العمل على دراسة الخصائص الكمية و النوعية لأهم المجموعات الميكروبية الرئيسية: البكتيريا , الفطريات , البكتيريا الإشعاعية والبيكتيريا المثبتة للأزوت و توزيعهم على مستوى منطقة التجذير و خارج منطقة التجذير (*Phoenix dactylifera L.*). و قد اجريت هذه الدراسة على مستوى المستثمر الفلاحية بجامعة ورقلة . تم اخذ عينات التربة من الطبقة السطحية (0-30 سم) بالقرب من منطقة التجذير وخارج منطقة التجذير .

يكشف تعداد المجموعات الميكروبية الرئيسية عن تأثير منطقة التجذير بشكل واضح وإيجابي , و إن الكثافة المتحصل عليها على مستوى التربة الجذرية للنخيل جد مرتفعة مقارنة بالتربة الشاهد. كما قمنا بتسجيل نسبة R/S (كثافة الكائنات المجهرية في منطقة التجذير/الكثافة الكائنات المجهرية خارج منطقة التجذير) كالتالي: 9.43, 3, و 3.083.54 ل: البكتيريا, البكتيريا الإشعاعية . الفطريات , البكتيريا المثبتة للأزوت على التوالي.

كما اظهرت الملاحظة المجهرية للبكتيريا Gram⁻ سريعة النمو في عينات التربة المحتكة بالجذور. بينما البكتيريا Gram⁺ تتواجد خارج منطقة التجذير. تحديد الأنواع الفطرية حسب مفاتيح التعريف سمح لنا بالتعرف على الأنواع التالية: *Aspergillus fumigatus*, *Alternaria alternata*, *Penicillium sp*.

الكلمات المفتاحية: الكتلة الميكروبية، منطقة التجذير، النخيل، تخصيص، ورقلة-الجزائر