

**UNIVERSITE KASDI MERBAH-OUARGLA**

**Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie**

**Département des Sciences Biologiques**



**Mémoire de fin d'études en vue de l'obtention du diplôme de  
Master Académique**

**Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie**

**Filière : Ecologie et Environnement**

**Spécialité : Ecologie Végétale et Environnement**

**Présenté par : HASSANI Aya et BENRAGHDA Imane**

**Thème**

**Biodiversité des microorganismes telluriques associés au  
quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) dans les régions  
sahariennes.**

**Soutenu publiquement le :**

21/06 / 2023

**Devant le jury :**

M. Karabi M.	MCA	Président	U.K.M. Ouargla
M. AZIB S.	MCA	Promoteur	U.K.M. Ouargla
M <sup>me</sup> ALOUI N.	MCB	Examinatrice	U.K.M. Ouargla

**Année universitaire : 2022/2023**

## *Remerciements*

*Tout d'abord, nous remercions dieu le tout puissant de nous avoir donné la santé et la volonté d'entamer et de terminer ce mémoire.*

*Ce travail ne serait pas aussi riche et n'aurait pas pu avoir le jour sans l'aide et l'encadrement de Mr. AZIB Salim, qu'il reçoit notre reconnaissante pour le temps qu'il nous a si généreusement accordé, pour son soutien scientifique et pour ses nombreux conseils et encouragements tout au long de ce travail.*

*Nous remercions chaleureusement tous les membres du jury, à savoir Mme ALOUI N. et M. KARABI M., d'avoir accepté l'évaluation de notre travail.*

*San oublier au final nos collègues et tout le personnel de la faculté, pour qui nous exprimons tout notre plus profond respect.*



## *Dédicaces*

*Louanges à Dieu tout puissant, pour sa miséricorde. C'est lui qui nous a créés, c'est lui qui nous a donné le savoir.*

*Quoi de plus beau que de pouvoir partager les meilleurs moments de sa vie avec les gens qu'on aime. Je dédie ce travail à :*

*Mes très chers parents que j'aime le plus au monde pour leur amour, encouragement illimité, et pour leur sacrifice énorme. Aucun mot ne serait suffisant pour les remercier, qu'ALLAH leur accorde longue vie, bonne santé et les protège.*

*A ma chère grande-mère, je t'aime et te remercie pour tes prières et ton amour pour moi, je prie Dieu de te protéger pour moi.*

*Mon mari et mon bras droit **Ahmed** pour son amour et son soutien avant et durant toute la période de ce travail.*

*Mes chers frères et soeur : **Anfel, Yacoub et Haitham** je vous souhaite le succès et que de bonheur.*

*Mes amies proches : **Sara, Salma, Rania, Salsabil, Imane**, ma cousine **Nassima** et toutes mes collègues...*



## *Dédicaces*

*Je dédie ce modeste travail avec grand amour,  
sincérité et fierté :*

*A mes chers parents, source de tendresse et de  
noblesse. Puisse cette étape constituer pour vous un motif  
de satisfaction.*

*A mon frère et mes sœurs, en témoignage de la  
fraternité, avec mes souhaits de bonheur, de santé et de  
succès.*

*Et à tous les membres de Ma famille.*

*A tous mes amis, tous mes professeurs*

*Et à tous ceux qui ont contribué à la réalisation de  
ce travail.*

*Imane Benraghada*

## Liste d'abréviation

<b>AMF</b>	Arbuscular mycorrhizal fungi.
<b>CE</b>	conductivité électrique.
<b>dS</b>	décisiemens.
<b>ESP</b>	Exchangeable Sodium Percentage
<b>FAO</b>	Food and Agriculture Organization
<b>IAA</b>	Acide indole acétique
<b>INRAA</b>	Institut National de la Recherche Agronomique Algérie
<b>INRF</b>	Institut national de recherche forestière
<b>ITDAS</b>	Institut Technique de Développement d'Agronomie Saharienne
<b>ITGC</b>	institut technique des grandes cultures
<b>NASA</b>	National Aeronautics and Space Administration.
<b>PCR</b>	Polymerase Chain Reaction
<b>PGPR</b>	plant growth promoting rhizobacteria
<b>SAR</b>	Sodium Adsorption Ratio
<b>UFC.g<sup>-1</sup></b>	unité formant colonie par gramme de sol sec
<b>USDA</b>	United States Department of Agronomy

## Liste des figures

N°	Titre	Page
1	Représentation schématique du rôle du compartiment microbien du sol.	8
2	Types de champignons du sol	9
3	Une comparaison de la micromorphologie du genre <i>Streptomyces</i>	11
4	Techniques d'étalement de solution bactérienne sur boîte de PÉTRI.	13
5	Culture de Quinoa en Bolivie	19
6	Distribution géographique de la culture traditionnelle du quinoa en Amérique du Sud	20
7	Système racinaire de quinoa	25
8	Forme des panicules	25
9	Fleurs du quinoa	26
10	Fruit du quinoa	27
11	Forme des grains	27
12	Préparation des milieux de culture	34
13	Méthode de préparation des suspensions dilutions.	36
14	Préparation des suspensions dilutions	37
15	Technique de Ensemencement	37
16	Aspect macroscopique des colonies des bactéries	45
17	Aspect macroscopique des colonies des champignons	46
18	Aspect macroscopique des colonies des actinomycètes	47
19	Observation microscopique des mycorhiziens de la racine de quinoa.	48

## Liste des tableaux

N°	Titre	Page
1	Teneurs en macronutriments du quinoa par rapport aux autres aliments (pour 100 grammes de poids secs)	22
2	situation géographique des stations étudiées	32
3	Caractéristique des stations d'études	32
5	Caractéristiques physico-chimiques du sol sous la différente station de cultures de quinoa étudié	41
6	Densité des microorganismes dans les sols non cultivés et cultivés des différentes stations de culture.	43
7	Rapport germes rhizosphérique / germes de sol non cultivé (R/S)	49
8	Le Rapport le ratio champignons/bactéries (C/B)	50

## **Biodiversité des microorganismes telluriques associés au quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) dans les régions sahariennes.**

### **Résumé**

Cette étude vise à examiner la diversité des microorganismes du sol associés au quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) et les relations existantes entre eux dans les différentes stations d'étude. Les résultats obtenus indiquent que le pH et la CE des sols cultivés diffèrent de ceux des sols non cultivés, et varient également en fonction des stations. La mise en culture des sols a entraîné une substantielle augmentation de pH et de CE du sol en comparaison au sol non cultivé. Les résultats des analyses microbiologiques montrent que les bactéries sont les plus abondantes, parfois suivies des actinomycètes et des champignons dans tous les sols étudiés. La densité des microorganismes est influencée par les caractéristiques du sol telles que la matière organique, salinité, le pH et l'humidité. Il est noté aussi que les sols cultivés ont une densité microbienne beaucoup plus élevée que les sols non cultivés. La mise en culture des sols par le quinoa entraîne une augmentation des champignons de 10 à 1300 fois, les bactéries de 10 à 1000 fois et les actinomycètes de 1 à 4300 fois. Ces résultats confirment que l'absence de couvert végétal sur un sol entraîne une baisse significative de la biomasse microbienne. Nous avons constaté également une dominance de bactérie dans les communautés microbiennes associées au quinoa. Cela peut être dû à la capacité naturelle à former des endospores qui lui permettent de survivre dans des conditions très inhospitalières telles que celles dans les régions sahariennes. Ces résultats sont prometteurs et pourraient conduire à maintenir le caractère biologique de la production de quinoa. Leur diversité, leurs capacités bénéfiques pour la plante et leur rôle dans la résilience des écosystèmes soulignent l'importance de préserver la biodiversité microbienne pour soutenir une agriculture durable dans des milieux arides et hostiles.

**Mots clés :** Biodiversité, microorganismes telluriques, quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.), régions sahariennes, sol, densité.

## **Biodiversity of telluric microorganisms associated with quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) in Saharan regions.**

### **Abstract**

This study aims to examine the diversity of soil microorganisms associated with quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) and the relationships between them in the different study stations. The results obtained indicate that the pH and EC of cultivated soils differ from those of uncultivated soils, and also vary according to the stations. Cultivation of soils resulted in a substantial increase in soil pH and EC compared to uncultivated soil. The results of the microbiological analyzes show that bacteria are the most abundant, sometimes followed by actinomycetes and fungi in all the soils studied. The density of microorganisms is influenced by soil characteristics such as organic matter, salinity, pH and humidity. It is also noted that cultivated soils have a much higher microbial density than uncultivated soils. The cultivation of soils with quinoa leads to an increase of fungi by 10 to 1300 times, bacteria by 10 to 1000 times and actinomycetes by 1 to 4300 times. These results confirm that the absence of plant cover on a soil leads to a significant drop in microbial biomass. We also found a dominance of bacteria in the microbial communities associated with quinoa. This may be due to the natural ability to form endospores which allow it to survive in very inhospitable conditions such as those in Saharan regions. These results are promising and could lead to maintaining the organic character of quinoa production. Their diversity, their beneficial capacities for the plant and their role in the resilience of ecosystems underline the importance of preserving microbial biodiversity to support sustainable agriculture in arid and hostile environments.

**Keywords:** Biodiversity, telluric microorganisms, quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.), Saharan regions, soil, density.

## التنوع البيولوجي للكائنات الدقيقة الترابية المرتبطة بالكينوا في المناطق الصحراوية.

### الملخص

تهدف هذه الدراسة الى فحص تنوع الكائنات الحية الدقيقة في التربة المرتبطة بالكينوا والعلاقات بينها في محطات الدراسة المختلفة. تشير النتائج التي تم الحصول عليها الى ان درجة الحموضة والتوصيلية الكهربائية للتربة المزروعة تختلف عن تلك الموجودة في التربة الغير مزروعة , كما انها تختلف باختلاف المحطات . أدت زراعة التربة الى زيادة كبيرة في درجة الحموضة في التربة المزروعة مقارنة بالتربة الغير مزروعة. تظهر نتائج التحليلات الميكروبيولوجية ان البكتيريا هي الأكثر وفرة تليها الفطريات الشعاعية في بعض الأحيان والفطريات في جميع أنواع التربة المدروسة. تتأثر كثافة الكائنات الحية الدقيقة بخصائص التربة مثل المادة العضوية والملوحة ودرجة الحموضة والرطوبة. ونلاحظ أيضا ان التربة المزروعة بها كثافة جرثومية اعلى بكثير من التربة غير المزروعة . تؤدي زراعة التربة بالكينوا إلى زيادة الفطريات بمقدار 10 إلى 1300 مرة ، والبكتيريا بمقدار 10 إلى 1000 مرة و الفطريات الشعاعية بمقدار 1 إلى 4300 مرة. تؤكد هذه النتائج أن عدم وجود غطاء نباتي على التربة يؤدي إلى انخفاض كبير في الكتلة الحيوية الميكروبية. وجدنا أيضا هيمنة البكتيريا في المجتمعات الميكروبية المرتبطة بالكينوا. قد يكون هذا بسبب القدرة الطبيعية على تكوين الأبواغ التي تسمح لها بالبقاء في ظروف قاسية للغاية مثل تلك الموجودة في المناطق الصحراوية. هذه النتائج واعدة ويمكن أن تؤدي إلى الحفاظ على الطابع العضوي لإنتاج الكينوا. يؤكد تنوعها وقدراتها المفيدة للنبات ودورها في مرونة النظم البيئية على أهمية الحفاظ على التنوع البيولوجي الميكروبي لدعم الزراعة المستدامة في البيئات القاحلة والمعادية.

**الكلمات المفتاحية:** التنوع البيولوجي، الكائنات الحية الدقيقة الترابية، الكينوا، المناطق الصحراوية، التربة، الكثافة.

# Table des matières

Liste d'abréviation

Liste des figures

Liste des tableaux

Liste des photos

Introduction ..... 1

## *Chapitre I : Les Microorganismes des sols*

I.1. Généralités sur le sol ..... 4

I.1.1. Caractéristique des sols sahariens ..... 4

I.1.2. Fonctionnement microbiologique du sol ..... 5

I.1.2.1. Facteurs abiotiques régulant les communautés microbiennes ..... 5

I.1.2.1.1. pH du sol ..... 5

I.1.2.1.2. Salure ..... 5

I.1.2.1.3. Amendements et fumures organiques ..... 6

I.1.2.2. Facteurs biotiques régulant les communautés microbiennes ..... 6

I.1.2.2.1. Interactions entre les microorganismes et les plantes ..... 6

I.1.3. Microorganismes du sol ..... 7

I.1.3.1. Bactéries ..... 8

I.1.3.2. Champignons ..... 9

I.1.3.3. Actinomycètes ..... 10

I.1.3.4. Algues ..... 11

I.1.4. Technique de dénombrement des microorganismes des sols ..... 12

I.1.4.1. Techniques classiques ..... 12

I.1.4.1.1. Méthode de suspension dilution ..... 12

<b>I.1.4.1.2. Culture sur milieu spécifique</b> .....	<b>12</b>
<b>I.1.4.1.2.1. Définition de milieu de culture</b> .....	<b>12</b>
<b>I.1.4.1.3. Dénombrement des microorganismes</b> .....	<b>14</b>
<b>I.1.4.1.3.1. Dénombrements sur milieu de culture</b> .....	<b>14</b>
<b>I.1.4.1.3.1.1. Technique du Nombre le Plus Probable (NPP)</b> .....	<b>14</b>
<b>I.1.4.1.4. Conservation des isolats</b> .....	<b>15</b>
<b>I.1.4.1.5. Observation macroscopique</b> .....	<b>16</b>
<b>I.1.4.1.6. Observation microscopique</b> .....	<b>16</b>
<b>I.1.4.1.7. Etude biochimique et physiologique</b> .....	<b>16</b>
<b>I.1.4.2. Techniques modernes</b> .....	<b>17</b>
<b>I.1.4.2.1. Biologie moléculaire</b> .....	<b>17</b>
<b>I.1.4.2.1.1. PCR polymérase Chain réaction</b> .....	<b>17</b>
<b>I.1.4.2.1.2. Séquençage du matériel génétique</b> .....	<b>17</b>
<b>I.2. Généralités sur le quinoa</b> .....	<b>18</b>
<b>I.2.1. Origine et distribution du quinoa</b> .....	<b>18</b>
<b>I.2.2. Situation du quinoa en Algérie</b> .....	<b>20</b>
<b>I.2.3. Importance du quinoa et leurs utilisations</b> .....	<b>21</b>
<b>I.2.3.1. Importance alimentaire</b> .....	<b>21</b>
<b>I.2.3.2. Importance économique</b> .....	<b>22</b>
<b>I.2.3.3. Importance écologique</b> .....	<b>22</b>
<b>I.2.4. Classification scientifique</b> .....	<b>23</b>
<b>I.2.5. Description botanique de la plante</b> .....	<b>24</b>
<b>I.2.5.1. La racine</b> .....	<b>24</b>
<b>I.2.5.2. La tige</b> .....	<b>25</b>
<b>I.2.5.3. Les feuilles</b> .....	<b>25</b>
<b>I.2.5.4. Panicule</b> .....	<b>26</b>

I.2.5.5. Les fleurs .....	26
I.2.5.6. Le fruit .....	27
I.2.5.7. Les grains .....	27
I.2.6.1. Microorganismes symbiotiques .....	28
I.2.6.1.1. Mycorhizes .....	28
I.2.6.1.2. Les Rhizobactéries Favorisant la Croissance des Plantes (PGPR) .....	29

## **Chapitre II : Matériel et méthodes**

I.1. Echantillonnage du sol .....	32
I.2. Analyses physico-chimiques .....	33
I.2.1. pH .....	33
I.2.2. Conductivité électrique (CE) .....	33
I.3. Analyses microbiologiques .....	34
I.3.1. Préparation des milieux de culture .....	34
I.3.1.1. Le Milieu de Waksman (1959) .....	34
I.3.1.2. Le Milieu de Fred et Waksman 1928 .....	35
I.3.1.3. Le Milieu PDA (Dave <i>et al.</i> , 1985) .....	35
I.3.2. Technique de dilution .....	35
I.3.2.3. Ensemencement .....	36
I.3.3. Dénombrement .....	37
I.4. Mise en évidence des mycorhizes .....	38
I.4.1. Collecte des plantes .....	38
I.4.2. Préparation des racines .....	38

## **Chapitre III : Résultats et Discussion**

I.1 Paramètre physicochimique du sol .....	40
I.2. Résultats des analyses microbiologiques .....	42

<b>1.2.1. Dénombrement des microorganismes</b> .....	42
<b>1.2.2. Densité bactérienne</b> .....	43
<b>1.2.2. Champignon</b> .....	44
<b>1.2.3. Actinomycètes</b> .....	46
<b>1.2.5. Le Rapport R/S (germes rhizosphérique / germes de sol non cultivé)</b> .....	48
<b>1.2.6. Le Rapport C/B (le ratio champignons/bactéries)</b> .....	49
<b>CONCLUSION</b> .....	53
<b>Références bibliographiques</b> .....	54
<b>Annexes</b> .....	54

# *Introduction*

### Introduction

Le sol se définit comme étant la couche superficielle meuble de l'écorce terrestre. Il est issu d'interactions entre une matrice physicochimique de composition extrêmement variable et une grande diversité d'organismes (Young et Crawford, 2004). Il permet la vie des plantes, des animaux et des humains sur terre (Osman, 2013). C'est un environnement complexe par sa structure physique, sa composition chimique et sa diversité en organismes vivants (notamment en microorganismes) (Cherif et *al.*, 2009). Il provient de la décomposition et de l'altération des roches mères par l'action de l'eau, de l'air et des êtres vivants (Imtiaz et *al.*, 2016).

Il est l'un des plus importants réservoirs de biodiversité de notre planète. On estime qu'un gramme de sol abrite plusieurs milliards de bactéries et champignons, avec plus de 1000 espèces différentes (Curtis et Sloan, 2005) et que plusieurs centaines d'espèces faunistiques (protozoaires, nématodes, insectes, vers de terre...etc.) vivent également dans un petit volume de sol de quelques cm<sup>3</sup> (Wu et *al.*, 2009).

La microbiologie du sol peut être définie comme l'étude des microorganismes du sol. Ces derniers jouent des processus vitaux déterminés par les réactions du sol ; aussi qui déterminent eux-mêmes l'équilibre et l'évolution de 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).

Les interactions plantes-microorganismes, qu'elles soient aériennes ou souterraines, ont un impact significatif sur la structure de la communauté microbienne et les performances des plantes (Saleem et *al.*, 2017 ; Zhang et *al.*, 2017). La rhizosphère, la partie souterraine du sol affectée par les racines, héberge des communautés très diverses de macro- et micro-organismes qui fournissent des services écosystémiques essentiels tels que le cycle des nutriments, la structuration du sol, la réduction du stress, l'efficacité de l'utilisation des ressources, la séquestration du carbone et la biodégradation des contaminants (Saleem, 2015, Saleem et Moe, 2014).

Le quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) est une plante herbacée dicotylédone annuelle d'été de la famille des Amaranthacées. Il est cultivé principalement pour ses graines qui sont la principale partie comestible et sans gluten, contenant de grandes quantités de protéines, d'acides aminés essentiels, de minéraux et de vitamines essentiels. En raison de ces propriétés nutritionnelles et de ses bienfaits pour la santé, le quinoa est considéré comme un nouvel aliment sain, parfois appelé « superaliment ». Compte tenu de son importance, l'Assemblée générale des Nations Unies a proclamé 2013 "Année internationale du quinoa" (Safiullahet Rafat, .2022). Il peut être cultivé dans une large gamme de salinité et de pH du sol et peut tolérer des environnements pauvres et rugueux. Cette culture pousse parfaitement à haute altitude, où il n'est pas possible de cultiver d'autres céréales, et il mûrit en 4 à 7 mois, selon la variété ou écotype (Ritva et *al.*, 2011).

Compte tenu de cela, notre objectif de travail vise essentiellement à recenser les grands groupes de microorganismes telluriques associés aux racines de quinoa et à évaluer la part de chaque groupe, qui constitue un indicateur environnemental de l'état des sols étudiés. Ainsi, ce présent manuscrit sera organisé comme suit :

- Le premier chapitre va traiter le côté bibliographique en relation avec le sujet ;
- Le deuxième chapitre sera consacré aux matériel utilisé et les méthodes adoptées ;
- Le troisième chapitre sera, quant à lui, dédié à l'analyses des résultats et les conclusions qui en découlent.

*Chapitre I : Les  
microorganismes des sols*

## **I.1. Généralités sur le sol**

Le sol est la partie supérieure de la croûte terrestre. Il est l'interface entre l'atmosphère, l'hydrosphère, la lithosphère et les organismes vivants. C'est un milieu polyphasique composé d'une phase solide (minérale et organique), d'une phase liquide, d'une phase gazeuse et, colonisé par des organismes vivants (Djigal, 2003).

Le sol forme un écosystème dynamique et complexe, du fait de ses multiples fonctions. Pour les agronomes, le sol est un milieu de croissance pour les plantes. Pour les géologues, il s'agit d'une phase courte dans le cycle géologique alors que pour les pédologues, le sol est le résultat de l'interaction entre le temps, les organismes vivants et morts, le climat et la topographie (Certini et Ugolini, 2013).

Le sol offre de nombreux habitats pour les micro-organismes grâce à la diversité de sa structure et sa contenance en éléments nutritifs essentiels à la vie (Baldrian et *al.*, 2017). Leur activité est notamment alimentée par la décomposition de la matière organique et par le carbone assimilé par la photosynthèse des plantes qui pénètre dans le sol sous forme d'exsudats racinaires et grâce au mycélium des champignons mycorhizes (Clemmensen et *al.*, 2013). Le sol apparaît donc comme un réservoir important de micro-organismes (Fierer, 2017) potentiellement capables de coloniser les racines des plantes. En effet, dans le sol forestier, on dénombre de  $10^7$  à  $10^9$  cellules bactériennes par gramme de sol, de 0.1 à 0.6 tonnes par hectare de biomasse fongique, de 0,2 à 0,7 milligrammes de mycélium fongique par gramme de sol et, enfin, la production de 0.2 tonne de carpophores par hectare et par année (Baldrian et *al.*, 2017).

### **I.1.1. Caractéristique des sols sahariens**

Les sols du Sahara sont essentiellement des sols caractérisés par :

- Une fraction minérale importante, surtout en dehors des oasis, où la fraction organique y est très faible voire nulle et ne permet pas une bonne agrégation (Daoud et Halitim, 1994 ; Karabi, 2017).
- Sur les topographies élevées, ils sont rocailleux ou sableux (Hamadas, regs, ergs). Dans les dépressions, la texture peut être fine, mais les sols sont salés (Sebkha et Chotts) (Karabi, 2017).
- La présence des croûtes calcaires, gypseuses et d'autres salines (Aubert, 1960).

- Un pH proche de la neutralité (Hatimi et Tahrouch, 2007) ayant un effet indirect sur les microorganismes par son influence sur les propriétés physico-chimiques du sol ce qui modifie la biodisponibilité des éléments nutritifs (Calvet, 2013).
- Un régime des précipitations faible et inférieur à l'évapotranspiration au moins durant une période plus ou moins longue de l'année (Robert, 1996).

## **I.1.2. Fonctionnement microbiologique du sol**

### **I.1.2.1. Facteurs abiotiques régulant les communautés microbiennes**

#### **I.1.2.1.1. pH du sol**

Il est considéré que le pH a une influence sur la composition microbienne du sol. Chaque espèce microbienne est activée entre des limites de pH qui lui sont propres. Ainsi, le développement des bactéries est meilleur entre pH 6 et pH 8, 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).

Les champignons supportent généralement les pH acides ; dans de telles conditions, ils sont plus compétitifs que les bactéries pour l'exploitation d'un substrat. Cependant, on ne doit pas pour autant les considérer comme des acidophiles, ils se développent dans des limites de pH assez large (2 à 9) (Alexander, 1982). Les diatomées prédominent dans les sols neutres ou alcalins, les algues jaunes verts et chlorophycophytes dans les sols acides (Sablonnier, 2002). L'influence du pH du sol est soulignée dans les effets de l'apport de chaux ou de carbonate de calcium sur la population microbienne.

#### **I.1.2.1.2. Salure**

Dans leur habitat naturel, les micro-organismes sont fréquemment exposés à des variations de pression osmotique du milieu environnant. En effet, la salinité élevée du sol peut interférer avec la croissance et l'activité des bactéries. La concentration de la solution en sels entraîne une augmentation de la pression osmotique. Celle-ci inhibe le développement des microorganismes (Halitim et Dellal, 1992). Une diminution de l'activité microbienne dans les sols salins conduit à une accumulation de la matière organique non dégradée, ce qui agit négativement sur la disponibilité des nutriments nécessaires à la croissance végétale (Zahran, 1997).

La complexité de l'effet de la salure dans le sol sur les microorganismes est telle qu'il est difficile de tirer des conclusions générales des travaux, d'ailleurs assez peu nombreux, consacrés à la biologie des sols salés.

De tous les processus biologiques, la nitrification est la plus touchée, ainsi que le dégagement de CO<sub>2</sub>. Selon Mallouhi et Jacquin, 1986 ; *in* Dellal et Halitim, 1992, ces deux processus subissent à la fois l'influence des paramètres de la salinité (concentration des sels, nature des ions, pH) et ceux de la salinité (SAR, ESP).

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 polycondensés.

#### **I.1.2.1.3. Amendements et fumures organiques**

L'addition de fumier entraîne toute une série de phénomènes extrêmement complexes ; celui-ci enrichit le sol, d'une part en matière organique et minérale, d'autre part en germes spéciaux, ceux de la flore des fumiers, essentiellement coprophiles. Le rôle de ces germes est d'ailleurs transitoire, au fur et à mesure de la destruction du fumier dans le sol et du mélange plus intime de celui-ci avec la terre, ils disparaissent peu à peu pour être remplacés par la flore normale du sol (Morel, 1996).

La fumure avec des engrais verts n'aura pas la même influence sur la microflore du sol car, dans ce cas, l'apport en germes, d'une part est faible, et d'autre part les tissus végétaux n'ont pas subi de fermentation préalable et contiennent tous leurs éléments (Morel, 1996).

#### **I.1.2.2. Facteurs biotiques régulant les communautés microbiennes**

##### **I.1.2.2.1. Interactions entre les microorganismes et les plantes**

L'interface entre le sol et les racines est un habitat très dynamique. Dans la masse de sol environnante, la croissance et la prolifération des microorganismes sont limitées par un déficit de carbone et d'énergie. Par contre, la libération continue de nutriments organiques dans la rhizosphère stimule l'activité et la multiplication des microorganismes (Atlas et Bartha, 1993 ; Olsson et Alstrom, 2000), des densités de l'ordre de 10<sup>9</sup> UFC g<sup>-1</sup> de sol sec y est détectée (Tate, 1995).

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 bactéries 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) ; de la synthèse des vitamines, des acides aminés, des auxines lesquels stimulent la croissance des plantes (Tate, 1995 ; Lavelle et Spain, 2001) ou bien d'autres substances qui peuvent inhiber les organismes pathogènes des plantes (Glick, 1995).

Les effets indirects résultent de l'effet de la communauté microbienne rhizosphérique sur la structure du sol. En effet, les microorganismes produisent des polysaccharides qui cimentent les particules minérales du sol à l'intérieur des agrégats. L'amélioration de la structure du sol, par l'augmentation de l'agrégation, aboutit à l'amélioration de l'aération du sol, à l'infiltration de l'eau, et à la pénétration des racines (Tate, 1995).

L'azote est un élément important aussi bien pour la croissance des plantes que celle des microorganismes, et il existe une compétition entre les microorganismes et les racines des plantes pour cet élément surtout dans les sols pauvres où il constitue un facteur limitant. Ces derniers immobilisent l'azote, le rendant indisponible pour les plantes.

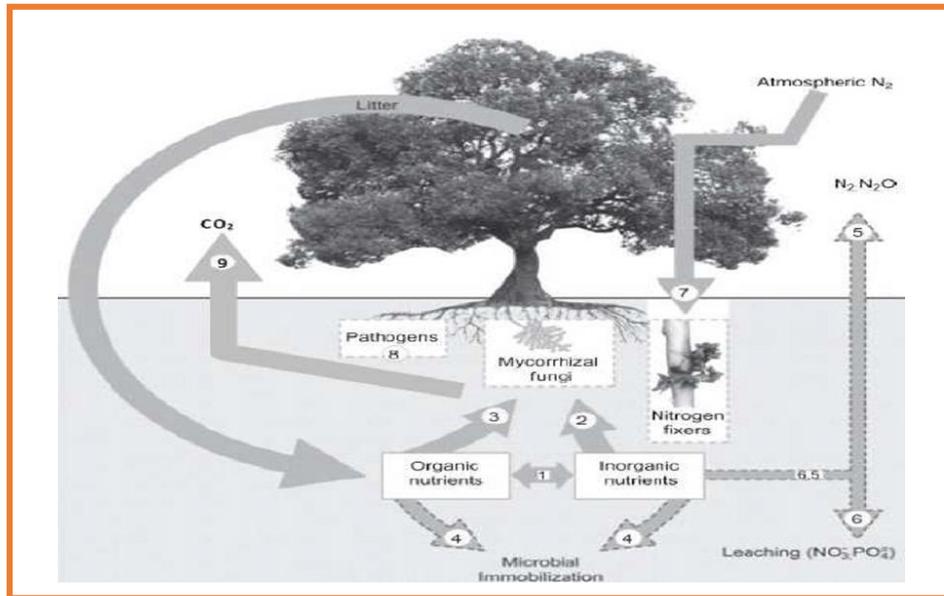
Certains microorganismes en particulier les bactéries et les champignons peuvent envahir les tissus des racines, où elles peuvent provoquer de nombreuses maladies (Sorensen, 1997). Ces maladies apparaissent chez les plantes sous forme de nécrose, de pourritures, de troubles vasculaires, de tumeurs et ou de lésions.

### **I.1.3. Microorganismes du sol**

Les sols constituent un assemblage complexe d'habitats qui en font un immense réservoir de biodiversité, abritant des communautés d'organismes jouant un rôle majeur dans la régulation des cycles biogéochimiques du carbone et de l'azote (Beare *et al.*, 1995 ; Jones et Hinsinger, 2008, *in* Cros, 2019).

Les microorganismes sont, par définition, des êtres microscopiques invisibles à l'œil nu, pour la plupart unicellulaires (Karabi, 2017). Ils sont particulièrement abondants dans la région du sol étroitement liée aux racines des plantes, la rhizosphère (Baumann *et al.*, 2013 ; Falkowski *et al.*, 2008 *in* Abis, 2019) et constituent moins de 0,5 % (p/p) de la

masse du sol où ils jouent un rôle clé dans ses propriétés et comprennent les bactéries, les archées, les champignons, les protozoaires et les virus (Tate, 2000 in Yan *et al.*, 2015).



**Figure 1.** Représentation schématique du rôle du compartiment microbien du sol.

Les microbes agissent sur la disponibilité et la réallocation des ressources de façon positive par décomposition, transformation, et transport de la matière organique et des nutriments vers les plantes (figure 1 ; flèches : 1, 2 et 3), ou négative par séquestration des ressources dans leur biomasse ou dans la matière organique récalcitrante (flèche 4). La diminution de ressources est également due à la transformation de l'azote organique en des composés volatiles ou facilement lessivables (flèches 5, 6) qui peuvent néanmoins être acquis via les bactéries fixatrices d'azote atmosphérique (flèche 7). Les agents pathogènes induisent quant à eux une diminution de la productivité des plantes (flèche 8). Ces processus sont accompagnés d'efflux de CO<sub>2</sub> via la respiration des microorganismes (flèche 9) (D'après van der Heijden *et al.*, 2008)

### I.1.3.1. Bactéries

Les communautés bactériennes des sols sont des composantes majeures du fonctionnement de l'écosystème. Ce sont des organismes unicellulaires qui se reproduisent par fission binaire. La plupart sont capables d'existence et de croissance métabolique indépendante (Baron, 1996). Elles sont très abondantes dans les sols ou leur nombre peut atteindre 1 milliard d'individus par gramme de sol en moyenne (2,5 t/ha en équivalent carbone). Ce sont des organismes procaryotes parmi les plus petits vivant dans les sols (Riou et Chemidlin, 2018).

Des études récentes ont indiqué que les bactéries jouent un rôle plus important dans la transformation de la biomasse végétale morte qu'on ne le supposait auparavant et de

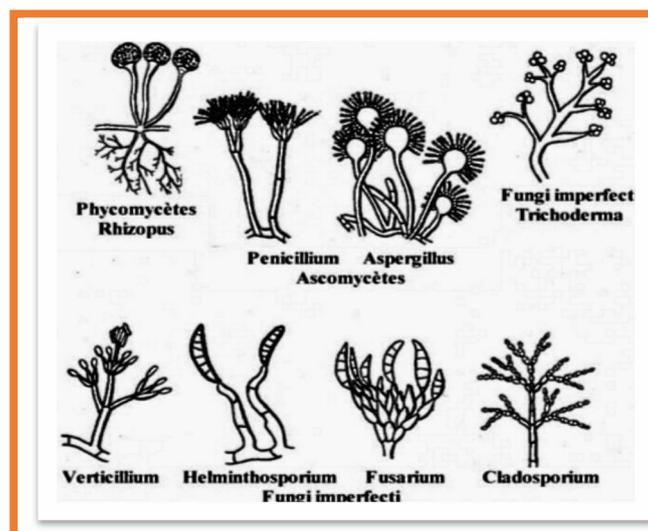
manière significative contribuent aux processus de décomposition dans la litière et le sol (Lladó et *al.*, 2017 ; Gonzalo, 2022). De plus, elles sont responsables de la fixation de l'azote, de la mobilisation des nutriments et de la production d'une grande variété de substances bioactives. Selon Gonzalo (2022), certaines sont bénéfiques aux plantes en agissant selon différents modes :

- Celles qui forment une symbiose aboutissant à la formation des structures spécialisées sur les racines des plantes hôtes (ex. nodules pour fixer l'azote) ;
- Celles qui colonisent les tissus internes de la plante sans être pathogènes (endophytes) ;
- Celles qui colonisent la rhizosphère (le sol s'agrége directement aux racines) et/ou rhizosphère (surfaces racinaires).

### I.1.3.2. Champignons

Les champignons sont des organismes eucaryotes hétérotrophes, dépourvus de chlorophylles et constituent un règne propre. Les champignons peuvent disposer d'une partie aérienne appelée sporophore mais ils se caractérisent surtout par une importante partie souterraine, le mycélium (Lebrun, 2010).

Les champignons du sol sont représentés par des levures, des champignons supérieurs et surtout des moisissures des genres *Aspergillus*, *Penicillium*, *Trichoderma*, *Fusarium*,



*Rhizomucor*, *Mucor*...etc. (Abdelaziz, 2019).

**Figure 2.** Types de champignons du sol (Dommergues et Mangenot, 1970).

La plupart sont des Eumycètes ayant une paroi chitineuse, et leur organe reproducteur est dépourvu de flagelles. Les Eumycètes sont constitués de quatre principaux groupes qui diffèrent par la structure de leur mycélium et de leur organe reproducteur survivant dans le sol : les Zygomycètes, les Ascomycètes, les Basidiomycètes et les Deutéromycètes (Lavelle et Spain, 2001). La majorité des grands groupes taxonomiques de champignons sont tous hébergés dans le sol (Thorn, 1997). Elles présentent une grande diversité. Des études estiment le nombre d'espèces à 1,5 million approximativement (Hawksworth et Mound, 1991).

Les champignons du sol peuvent être classés en trois groupes fonctionnels, y compris : (1) les contrôleurs biologiques, (2) les régulateurs d'écosystèmes, et (3) les espèces participant à la décomposition de la matière organique (Swift, 2005). Par exemple, les champignons mycorhiziens améliorent la croissance des plantes en augmentant l'absorption des nutriments et les protègent contre les pathogènes (Bagyaraj et Ashwin, 2017).

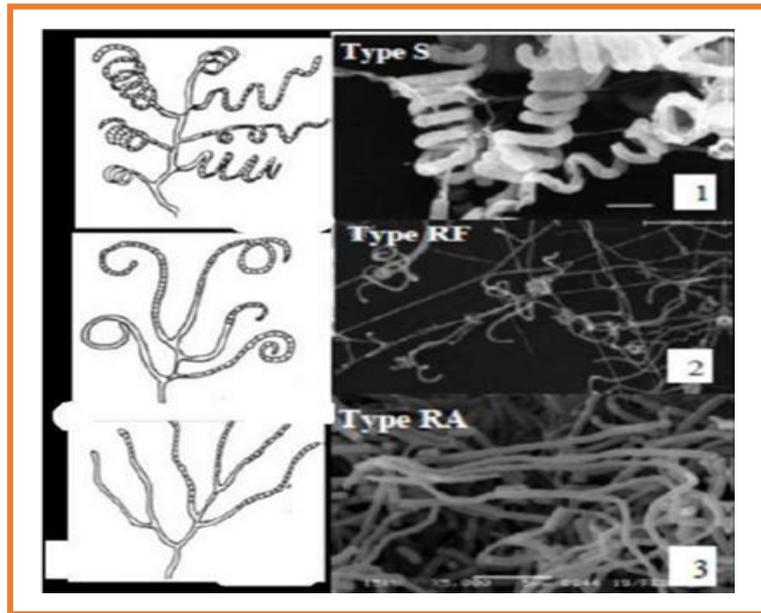
Les champignons participent à la fixation de l'azote, à la production d'hormones, au contrôle biologique contre les pathogènes racinaires et à la protection contre la sécheresse (Jayneet Quigley, 2014). Ils jouent également un rôle important dans la stabilisation de la matière organique du sol et dans la décomposition des résidus (Treseder et Lennon, 2015).

### **I.1.3.3. Actinomycètes**

Les Actinomycètes sont des organismes unicellulaires, ayant des caractéristiques à la fois des bactéries et des champignons (Das et *al.*, 2008), mais possédant suffisamment de traits distinctifs pour les classer dans le règne des bactéries (Bhatti et *al.*, 2017).

Ce sont des bactéries à Gram positif, aérobies et filamenteuses (Singh et *al.*, 2022), qui forment un réseau ramifié de filaments et produisent des spores (Mara et Horan 2003).

Les actinomycètes sont les habitants les plus nombreux de la rhizosphère, comptant généralement  $10^6$  à  $10^9$  organismes  $g^{-1}$  de sol rhizosphérique (Gentry et al., 2021). Les plus dominants découverts dans le sol appartiennent au genre *Streptomyces* (Fatmawati et al., 2018) (Fig. 3).



**Figure 3.** Une comparaison de la micromorphologie du genre *Streptomyces* (Bergey, 1989 in Aloui, 2014). Les images sont prises au microscope électronique à balayage. 1-S (chaînes spiralées), 2-RF (chaînes en crochets ou en boucles fermées), 3- RA (chaînes de spores droites à flexueuse).

Les actinomycètes ont un rôle important dans la dégradation des composés organiques et produisent des composés bioactifs tels que des antibiotiques, des enzymes et des phytohormones (Macagnan et al., 2008).

#### I.1.3.4. Algues

Les microalgues sont un groupe très diversifié de micro-organismes principalement photosynthétiques qui comprend des cyanobactéries (organismes procaryotes) et des organismes eucaryotes (par exemple, des algues vertes, des euglènes et des diatomées) (Alvarez et al., 2021). Dans les contextes agricoles, les microalgues améliorent la fertilité du sol et contribuent à la croissance et à la protection des plantes et offrent une alternative pour réduire notre dépendance aux engrais et pesticides chimiques (Holajjer et al., 2013).

Les microalgues sont bénéfiques pour le cycle des nutriments du sol et peuvent favoriser la croissance des plantes en améliorant la disponibilité des nutriments (Karthikeyan

et *al.*, 2007), en produisant des substances bioactives telles que des phytohormones (Gheda et Ahmed, 2015), ou en protégeant les plantes contre les phytopathogènes et les ravageurs (Prasanna et *al.*, 2013).

Les cyanobactéries, en particulier, sont considérées comme des biofertilisants en raison de leur capacité de longue date à fixer l'azote atmosphérique (Roger et Kulasooriya, 1980) et plus récemment, pour solubiliser le phosphore immobilisé (Yandigeri et *al.*, 2011).

#### **I.1.4. Technique de dénombrement des microorganismes des sols**

##### **I.1.4.1. Techniques classiques**

###### **I.1.4.1.1. Méthode de suspension dilution**

L'estimation quantitative du nombre de micro-organismes viables dans des échantillons bactériologiques est un pilier du laboratoire de microbiologie depuis plus de cent ans, depuis que Koch a décrit la technique pour la première fois (Koch, 1883). Les techniques de dilution en série sont couramment utilisées dans plusieurs domaines d'intérêt (Taswell, 1984 ; Hollinger, 1993 ; Lin et Stephenson, 1998) pour les micro-organismes qui peuvent se développer en colonies sur des milieux bactériologiques.

L'objectif de la méthode de dilution en série est d'estimer la concentration (nombre de colonies, d'organismes de bactéries ou de virus...etc.) d'un échantillon inconnu en comptant le nombre de colonies cultivées, puis de suivre les comptages mesurés jusqu'à la concentration inconnue (David et Davidson, 2014).

Cette technique est basée sur une estimation statistique de la charge bactérienne de la solution à analyser. Elle a pour but de créer des concentrations décroissantes de l'échantillon original qui sont ensuiteensemencées afin d'obtenir un nombre de bactéries suffisamment faible pour compter les colonies individuelles.

###### **I.1.4.1.2. Culture sur milieu spécifique**

###### **I.1.4.1.2.1. Définition de milieu de culture**

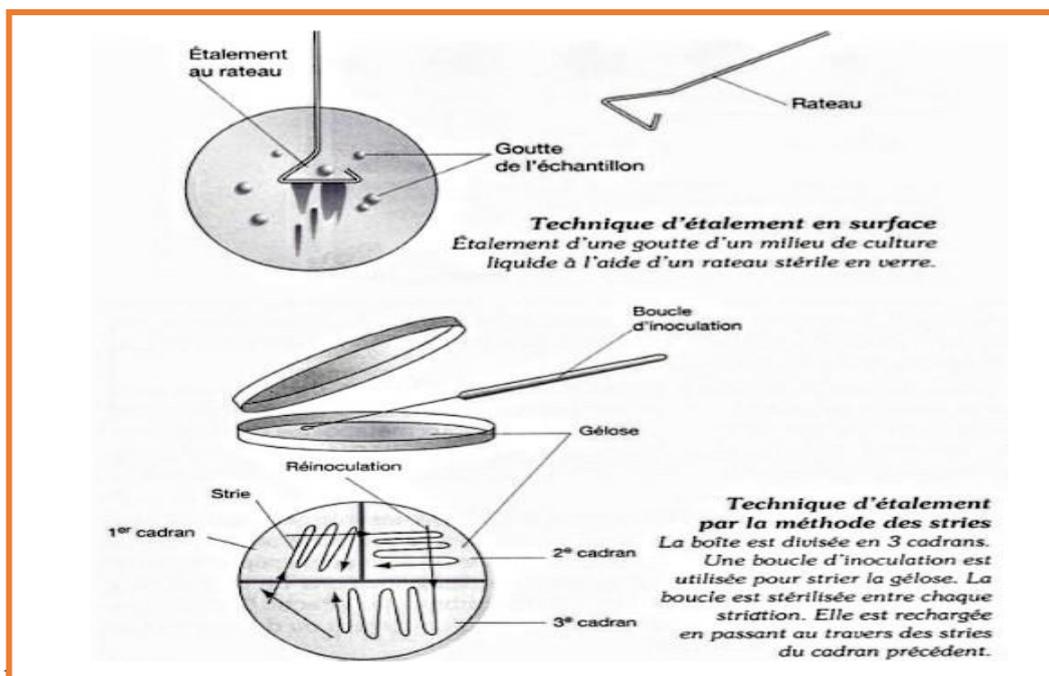
Les milieux de culture sont des préparations nutritives qui servent de support pour la croissance des microorganismes (bactéries, levures et moisissures) en leur apportant les éléments essentiels à leur bon développement. Ils sont principalement utilisés dans les

industries agroalimentaires, cosmétiques, pharmaceutiques mais aussi dans l'environnement, la recherche scientifique et l'enseignement (Benaïssa, 2020).

#### I.1.4.1.2.2. Ensemencement sur milieu de culture

L'ensemencement consiste à déposer dans un milieu de culture stérile (solide ou liquide) des germes prélevés à partir d'une culture mère. Le transport est en général effectué avec une anse ou une pipette Pasteur stérile (Benaïssa, 2020). Il a comme objectif d'étaler et de cultiver les microorganismes présents dans le produit à analyser qui doit être réalisé avec un maximum de précaution pour ne rien modifier en la culture (ni la contaminer, ni la stériliser) (Benaïssa, 2020).

Les cultures microbiennes sont réalisées sur boîtes de pétri à partir d'une suspension de cellules préalablement diluée. La solution cellulaire diluée est étalée sur un milieu nutritif, dont la base est généralement de la gélose, au moyen d'un râteau d'étalement ou une boucle



d'inoculation (Figure 4) (Ouvrier, 2010).

**Figure 4.** Techniques d'étalement de solution bactérienne sur boîte de PÉTRI. D'après BREUIL (2007).

### **I.1.4.1.3. Dénombrement des microorganismes**

#### **I.1.4.1.3.1. Dénombrements sur milieu de culture**

##### **I.1.4.1.3.1.1. Technique du Nombre le Plus Probable (NPP)**

Selon Alexander (1982), cette technique permet l'estimation de la densité des populations microbiennes par la réalisation d'une série de suspensions-dilutions du sol à analyser dans des tubes contenant un milieu de culture liquide (3 à 5 tubes par dilution). Après incubation, un tube est considéré positif si un trouble apparaît ou si la densité optique mesurée par turbidimétrie augmente de façon significative indiquant une croissance microbienne. Il est négatif dans le cas contraire. Le NPP est déterminé de la façon suivante :

- l'examen des tubes permet d'accéder à un "nombre caractéristique" à trois chiffres dont le premier est le nombre de tubes positifs de la dernière dilution où le maximum de tubes sont positifs. Les deux chiffres suivants représentent les nombres de tubes positifs des deux dilutions suivantes ;

- à l'aide de tables de Mc Grady, ce nombre de 3 chiffres est converti en nombre le plus probable de micro-organismes, NPP, présent dans la dilution correspondant au second chiffre ;

- en multipliant par le facteur de dilution approprié, nous obtenons le nombre de microorganismes présents dans l'échantillon de sol de départ.

##### **I.1.4.1.3.1.2. Le comptage sur boîtes**

Il permet aussi de dénombrer les micro-organismes viables. Après incubation des boîtes dont la durée et la température vont dépendre des micro-organismes étudiés, les boîtes contenant entre 30 et 300 colonies sont comptées (Wollum, 1982).

Les inconvénients et les avantages de cette technique sont les suivants :

- Le manque de précision des dénombrements. Seulement 1 à 10% de la microflore du sol est détectée par les techniques de comptage indirect (Alexander, 1977). De plus, seulement 0,1 à 1 % des bactéries observées en microscopie à fluorescence sont capables de former des colonies sur milieu gélosé (Olsen et Bakken, 1987).

- La sélectivité des milieux. Les deux techniques de dénombrement précédentes sont sélectives à cause du milieu et des conditions de culture utilisées car nous ne connaissons pas de milieu suffisamment universel pour permettre la croissance de l'ensemble des microorganismes présents dans un sol (Wollum, 1982).

- Un des avantages majeurs de la technique de dénombrement sur boîte est la possibilité d'isoler les colonies en vue d'une identification par des systèmes API ou SIOLOG et même d'envisager une caractérisation génotypique des souches (Christine, 1994).

#### **I.1.4.1.4. Conservation des isolats**

##### **I.1.4.1.4.1. Définition de la conservation des souches microbiennes**

C'est une méthode utilisée dans les laboratoires pour conserver les cultures des différentes espèces microbiennes isolées. Ces cultures se servent des souches de référence, c'est-à-dire gardé constant l'ensemble de leurs propriétés morphologique, métabolique, génétique et physiologique. Elles sont fréquemment utilisées soit pour l'enseignement, soit pour le contrôle, soit pour la recherche et soit pour la production industrielle (Meyer et *al.*, 2004).

##### **I.1.4.1.4.2. Méthode de conservation des souches microbiennes**

Selon Blancou (2016), les microorganismes peuvent être conservés par :

- **Réfrigération** : qui est une méthode permettant de ralentir le métabolisme sans tuer les microorganismes. Elle permet de conserver des cultures microbiennes pendant un court intervalle de temps à une température entre 4 et 7°C (frigo).

- **Congélation** : utilisée pour conserver dans des meilleures conditions les structures cellulaires. Il convient de congeler à la température la plus basse (souvent de -25°C à -80°C) qui arrête la croissance des microorganismes. Ainsi on congèle en présence d'additifs cryoprotecteurs comme le glycérol à des concentrations de l'ordre de 50%. Cette méthode permet de décongeler la culture et de la faire croître, même après plusieurs années.

- **Lyophilisation** : un procédé de conservation des produits biologiques par dessiccation sous vide à basse température. Les bactéries sont toujours vivantes mais dépourvues d'activité

métabolique. Elles peuvent être ranimées en tout temps par hydratation avec un milieu nutritif. La poudre peut être conservée pendant des années.

#### **I.1.4.1.5. Observation macroscopique**

L'examen macroscopique des cultures est le premier examen effectué à partir de l'isolement après incubation. Cette étude est basée sur des observations à l'œil nu et macroscopiques permettant de différencier les caractéristiques des souches étudiées (l'aspect de colonies caractéristiques de chaque espèce est un des premiers critères d'identification). Il ne pourra être décrit convenablement qu'à partir de colonies bien isolées (Boussena, 2020).

#### **I.1.4.1.6. Observation microscopique**

L'observation microscopique permet d'étudier la morphologie des cellules d'une espèce microbienne, ce qui constitue le premier critère d'identification. Elle comprend l'examen à l'état frais (entre lame et lamelle des germes vivants) et l'examen post-coloration (sur frottis séchés et fixés des germes morts) (Benaïssa, 2020).

#### **I. 1.4.1.7. Etude biochimique et physiologique**

L'étude biochimique et physiologique des plantes est une investigation scientifique visant à comprendre les processus biologiques et chimiques qui se produisent dans les plantes. Cette étude comprend la compréhension des réactions chimiques et des voies métaboliques qui régissent la croissance, le développement et la réponse aux conditions environnementales (Nelson et Cox, 2017).

Du point de vue chimique, on étudie les composés chimiques présents dans les plantes tels que les protéines, les sucres, les lipides, les acides organiques, les vitamines, les fibres et les composés secondaires spécialisés tels que les alcaloïdes et les tanins. Des techniques telles que la chromatographie, la spectrométrie de masse et la résonance magnétique nucléaire sont utilisées pour analyser et caractériser ces composés (Berg et *al.*, 2018).

Du point de vue physiologique, l'étude se concentre sur la compréhension des processus biologiques qui se produisent dans les plantes, tels que la respiration, la photosynthèse, la nutrition et le transport interne des nutriments et de l'eau. Cela comprend également la réponse des plantes aux conditions environnementales telles que la lumière, la

température, le stress hydrique, la pollution et les effets génétiques sur la croissance des plantes (Guyton et Hall, 2020).

### **I.1.4.2. Techniques modernes**

#### **I.1.4.2.1. Biologie moléculaire**

Depuis l'invention de la technique d'amplification par PCR (polymérase Chain réaction) en 1983, la biologie moléculaire s'est implantée rapidement dans les laboratoires de microbiologie. En effet, bien que de nombreuses techniques de microbiologie demeurent traditionnelles (examen direct, culture bactérienne, sérologie, tests biochimiques), la biologie moléculaire a pu trouver sa place en routine dans un grand nombre de laboratoires d'analyses biologiques. L'étude des agents infectieux à l'aide des outils de biologie moléculaire est ainsi devenue indispensable dans certaines indications (Bogard et *al.*, 2007).

##### **I.1.4.2.1.1. PCR polymérase Chain réaction**

Le principe de la méthode d'amplification d'ADN *in vitro* ou PCR (de l'anglais Polymérase Chain Réaction = Réaction de Polymérisation en Chaîne) consiste à amplifier de façon spécifique une région d'acide nucléique, dont la séquence nucléotidique est connue au moins partiellement à l'aide de deux amorces oligonucléotidiques. Chaque couple d'amorce composé d'une oligomère complémentaire de l'extrémité 3' du monobrin d'ADN à amplifier et d'un autre oligonucléotide complémentaire de l'extrémité 3' du brin antiparallèle, est susceptible de s'hybrider spécifiquement avec chacun des deux brins d'ADN aux extrémités de la région choisie pour l'amplification (Howieson et Dilworth, 2016).

##### **I.1.4.2.1.2. Séquençage du matériel génétique**

Le séquençage de l'ADN est une technique qui a révolutionné la biologie moléculaire dans les années 1970, soit seulement une vingtaine d'années après l'établissement de la structure de l'ADN par Watson et Crick. L'ADN, le génome contenu dans chacune de nos cellules, contient l'information nécessaire à l'expression des gènes, une information importante aux yeux des biologistes (Claire, 2011).

Le séquençage de l'ADN constitue une méthode dont le but est de déterminer la succession linéaire des bases A, C, G et T prenant part à la structure de l'ADN. La lecture de

cette séquence permet d'étudier l'information biologique contenue par celle-ci (Lamoril et *al.*, 2008).

#### **I.1.4.2.1.3. Traitement par l'outil bioinformatique**

Le traitement par l'outil bioinformatique fait référence à l'utilisation de logiciels, d'algorithmes et de techniques informatiques pour analyser et interpréter les données biologiques. Cela inclut des domaines tels que la génomique, la protéomique, la transcriptomique et la métabolomique (Kumar et *al.*, 2017).

Les outils bioinformatique permettent de gérer, de stocker et d'analyser de grandes quantités de données biologiques, ce qui facilite la recherche et la découverte de nouvelles connaissances. Ils sont utilisés pour des tâches telles que l'alignement des séquences d'ADN ou d'ARN, l'annotation des gènes, l'analyse des variations génétiques, la prédiction de la structure des protéines, la modélisation moléculaire, la recherche de motifs et de motifs génétiques, et bien d'autres encore (Ranganathan et *al.*, 2008).

Ces outils utilisent des algorithmes spécifiques et des bases de données pour extraire des informations pertinentes à partir des données biologiques brutes. Ils permettent également d'effectuer des analyses statistiques, des visualisations et des simulations pour mieux comprendre les processus biologiques (Sayers et *al.*, 2009).

## **I.2. Généralités sur le quinoa**

### **I.2.1. Origine et distribution du quinoa**

Le Quinoa (*Chenopodium Quinoa* Willd.) est une plante herbacée annuelle originaire de la région andine de l'Amérique du sud, et plus précisément des alentours du lac Titicaca. Cultivée depuis le niveau de la mer jusqu'à près de 4000 m d'altitude. Le quinoa est actuellement considéré comme une « pseudo céréale » (Herbillon, 2015).

D'après les témoignages historiques, le quinoa aurait été domestiqué il ya plus de 7000 ans par les peuples andins autochtones il ya plusieurs milliers d'années. Les plus anciens vestiges de quinoa ont été retrouvés à Ayacucho au Pérou et dataient de 3000 avant JC, et en fin des traces ont été découvertes en Bolivie datant de 750 avant JC (Galwey et *al.*, 1990 ; *in* Herbillon, 2015).



**Figure 5.** Culture de Quinoa en Bolivie (FAO, 2013).

Les colons espagnols, arrivés dans ces contrées au début de 16<sup>ème</sup> siècle, n'avaient pas trouvés ces cultures dignes d'intérêt et n'avaient donc pas jugé opportun d'en charger quelques quintaux dans les cales de leurs imposants navires, alors que les descendants des Incas ont continué à cultiver la quinoa à travers les siècles et restée totalement méconnue sur le vieux continents jusqu'à récemment, lorsque l'on découvrit ses extraordinaires propriétés nutritives (Benoit, 2013).

Selon Vandewynckel (2015), la culture de quinoa est apparue en Europe début des années 2000. Plusieurs essais ont été menés avec des centres de recherche pour adapter la sélection des semences à des conditions pédoclimatiques de l'Europe. Actuellement, on retrouve du quinoa dans les pays comme la France, Grande-Bretagne, l'Allemagne et les Pays-Bas.

Cette pseudo-céréale largement répandue géographiquement. Possède une faculté d'adaptation est très grande, elle peut être cultivée depuis le niveau de la mer au Chili, jusqu'à plus de 4000 m d'altitude sur l'Altiplano boliviano-péruvien, sous des climats allant du froid aride jusqu'au tropical humide.

Depuis une quinzaine d'années et principalement en Bolivie, le quinoa est aussi devenue l'objet d'une culture d'exportation à destination des pays du Nord (Europe, États-Unis, Canada, Japon) à la recherche d'aliments à haute valeur nutritive et certifiée " agriculture biologique " (Laguna et *al.*, 2006). L'acclimatation de cette culture aux pays nordiques a été

tentée mais elle s'est heurtée à la sensibilité de la plupart des variétés au photopériodisme (le quinoa ne fleurit généralement pas en jours longs) et au mildiou (dont le traitement chimique ôterait le bénéfice du label " bio ") (Jacobsen et *al.*, 1993 ; Jacobsen, 1997). Par ailleurs, les variétés potentiellement transférables au nord sont de qualité médiocre (grains petits et irréguliers) et d'un coût de production élevé en comparaison des produits obtenus dans les pays andins ( Ledra, 2020 ).



**Figure 6.** Distribution géographique de la culture traditionnelle du quinoa en Amérique du Sud (la densité de gris reflète l'importance relative de la culture) (National Research Council, 1989).

### I.2.2. Situation du quinoa en Algérie

Selon l'ITDAS (2017), le quinoa a été introduit en Algérie depuis l'année 2014, où cette plante est cultivée à titre expérimental dans huit sites de quatre institutions ayant différentes caractéristiques agro-écologiques, à savoir : ITDAS (Biskra et El-oued), INRAA (Adrar et Ghilizane), ITGC (Sétif, Tiaret et Guelma) et INRF (Alger).

D'après FOA (2016), l'introduction de la culture du quinoa en Algérie ouvre de grandes perspectives de développement. Selon des scientifiques, l'intérêt de cette plante réside dans sa capacité de résistance face à des conditions climatiques extrême (sécheresse, pauvreté des sols, salinité) soulignant son efficacité dans la lutte contre la désertification

d'autant plus que le quinoa se développe dans un milieu aride où il pourrait même donner des rendements acceptables (Bousselaoui,2018).

Le quinoa est cultivé dans ITDAS (Biskra et El-oued), la récolte à été effectuée de fin décembre pour se poursuivre en janvier. Au niveau des deux sites, le meilleur rendement obtenu en grain est de l'ordre de 26 qx / ha, toutes variétés confondues (ITDAS, 2017).

Au niveau INRAA, les essais ont été menés sur deux sites, le meilleur rendement a été enregistré à Adrar (Récolte mars 2015) avec 19.4 qx /ha, dont une irrigation d'appoint en période de sécheresse.

### **I.2.3. Importance du quinoa et leurs utilisations**

#### **I.2.3.1. Importance alimentaire**

Les graines de quinoa sont utilisées comme aliments de base ou comme céréales alternatives riches en énergie et sans gluten, à haute teneur en protéines, en acides aminés essentiels, en vitamines et en minéraux (Chenine et Sahli, 2020).

Elles ont également des propriétés anti-cholestérol, anti-oxydantes, anti-inflammatoires et anti-cancérogènes, ce qui leur permet d'être utilisées en médecine et recommandé pour différents types de maladies, notamment pour les diabétiques. Cette combinaison est très importante car elle contribue à une alimentation saine et équilibrée, surtout vu l'augmentation des risques de maladies cardiovasculaires, de surpoids ou obésité. Tous ces facteurs représentent donc des leviers pour la hausse de la consommation et de la demande de quinoa (Da Cunha Veloso, 2016).

En plus, le quinoa est très stable en ce qui concerne le processus de congélation/décongélation, ce qui le rend approprié pour la préparation d'aliments congelés pré-élaborés. Après toutes ses qualités, ce n'est pas anodin que, en 1993, la NASA ait vanté les qualités de cette graine et les utilise aujourd'hui pour nourrir les astronautes, ce qui a d'ailleurs aidé à la notoriété du quinoa (NASA, 1993).

**Tableau 1.** Teneurs en macronutriments du quinoa par rapport aux autres aliments (pour 100 grammes de poids secs) (Koziol, 1992).

Composition/100 g	Quinoa	Haricot	Maïs	Riz	Blé
-------------------	--------	---------	------	-----	-----

<b>Energie (Kcal)</b>	399	367	408	372	392
<b>Protéines (g)</b>	16,5	28,0	10,2	7,6	14,3
<b>Lipides (g)</b>	6,3	1,1	4,7	2,2	2,3
<b>Glucides totaux (g)</b>	69,0	61,2	81,1	80,4	78,4

### I.2.3.2. Importance économique

Le quinoa est une alternative viable pour les pays en situation d'insécurité alimentaire dans un monde de plus en plus confronté aux défis climatiques et source à nourrir une population croissante en termes de sécurité alimentaire et nutritionnelle (Galwey, 1992 ; Ruiz et *al.*, 2014), et de la réduction de la pauvreté (Bazile et *al.*, 2016).

L'augmentation de la production et de la consommation de quinoa a conduit au développement de nouveaux produits industrialisés à base de quinoa. La farine de quinoa fait partie des produits élaborés à partir des graines. Il est peut-être utilisé dans presque tous les produits fabriqués par l'industrie de la farine (tels que le pain, les pâtes, les gâteaux ou les biscuits) (Angeli et *al.*, 2020).

Celles-ci peuvent être utilisées dans plusieurs applications commerciales dans les secteurs agricoles (par exemple, comme bio-insecticide), alimentaire, cosmétique et pharmaceutique. Par exemple, en raison de son pouvoir moussant à faible concentration, il peut être utilisé principalement dans les produits alimentaires et cosmétiques. Bien que les saponines soient considérées comme une substance anti nutritionnelle, il existe également des études sur leurs effets positifs sur la santé en raison de leurs effets anti cancérigènes, antifongiques et hypocholestérolémiants, qui présentent un grand intérêt pour l'industrie pharmaceutique (Bojanic, 2011).

Le quinoa a également le potentiel d'être une source d'énergie alternative lorsqu'il est utilisé comme substitut aux combustibles conventionnels dans les zones rurales sous forme de granulés (Alarcon et *al.*, 2017).

### I.2.3.3. Importance écologique

**Biodiversité :** le quinoa joue un rôle crucial dans le soutien de la biodiversité dans cette région, car il offre un habitat et une subsistance à de nombreuses espèces végétales et animales. De plus, la culture du quinoa contribue à maintenir l'agro-biodiversité en préservant et en propageant des variétés traditionnelles (Bazile et *al.*, 2016).

**Culture résiliente :** Le quinoa est connu pour son adaptabilité à diverses conditions climatiques et environnements difficiles. Il peut pousser en haute altitude, dans des régions arides et semi-arides, et même dans des sols salins où d'autres cultures ont du mal à survivre (Bosque et *al.*, 2003 ; Gesinski, 2008). Le quinoa peut tolérer différentes valeurs de pH et pousser aussi dans des sols alcalins (jusqu'à pH 9) qu'acides (jusqu'à pH 4,5) (Narea, 1976). Cette résilience fait du quinoa une culture importante dans les régions touchées par le changement climatique, offrant la sécurité alimentaire et des opportunités de génération de revenus pour les communautés locales (Miranda et *al.*, 2013).

**Santé des sols :** Le quinoa possède un système racinaire unique qui contribue à améliorer la santé des sols. Son réseau racinaire étendu aide à prévenir l'érosion du sol en stabilisant la couche arable. De plus, les plantes de quinoa ont la capacité d'extraire les nutriments en profondeur dans le sol, les rendant disponibles pour d'autres plantes. Cette caractéristique, associée à ses besoins relativement faibles en nutriments, fait du quinoa une option précieuse pour les rotations ou l'association de cultures, contribuant ainsi à des pratiques agricoles durables (Jacobsen et Mujica, 2003).

**Efficacité de l'eau :** Le quinoa est bien adapté à la pénurie d'eau et est considéré comme une culture peu gourmande en eau. Il possède un système racinaire peu profond qui réduit les pertes d'eau par évaporation, et sa capacité à ajuster sa croissance et son développement en fonction de la disponibilité en eau contribue à optimiser l'utilisation de l'eau. Dans les régions confrontées à la pénurie d'eau et à la sécheresse, le quinoa peut être une alternative viable aux cultures demandant beaucoup d'eau, réduisant ainsi la pression sur les ressources hydrique (Ruiz et *al.*, 2014).

#### **I.2.4. Classification scientifique**

Le quinoa appartient du genre *Chenopodium* contient environ 250 espèces. On connaît environ 1800 variétés de cette espèce (Foucault, 2014).

Depuis 2009, une nouvelle classification dite phylogénétique (APG III) range le quinoa dans la famille des *Amaranthaceae*.

**Classification de Cronquist (1981)**

Règne *Plantae*

Division *Magnoliophyta*

Classe *Magnoliopsidae*

Sous-classe *Caryophyllidae*

Ordre *Caryophyllales*

Famille *Chenopodiaceae*

Genre *Chenopodium*

**Classification APG III (2009)**

Ordre *Caryophyllales*

Famille *Amaranthaceae*

**Nom binomial**

*Chenopodium quinoa* Willd., 1798

**I.2.5. Description botanique de la plante**

Le quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) est une plante herbacée, autogame, annuelle. La couleur prédominante de la plante est verte mais chez les plantes adultes, les couleurs de base sont rouges, pourpre et vertes, selon le génotype (Del Castillo et al., 2008).

**I.2.5.1. La racine**

Le système racinaire du quinoa est très robuste, pivotant, vigoureux, profond, bien ramifié et fibreux, il peut soutenir des plantes de plus de 2 m de hauteur bien que de rares cas d'affaissement des plants aient pu être observés sous l'effet du poids de leurs panicules, du vent, ou d'une humidité excessive (Gandarillas, 1979 ; Mujica et al., 2001).

Pacheco et Morlon (1978) ajoutent que la profondeur de la racine est liée à la hauteur de la plante. Des plantes de 1,70 m avec une racine de 1,50 m et d'autres de 90 cm de hauteur avec une racine de 80 cm ont été référencées.



**Figure 7.** Système racinaire de quinoa

#### **I.2.5.2. La tige**

La tige est cylindrique au niveau du collet puis devient plus anguleuse à partir des ramifications avec une position alterne des feuilles le long de chacune des quatre faces. Elle peut être unique ou bien présenter de nombreuses ramifications. Son diamètre varie entre 1 et 8 cm, et sa hauteur entre 50 cm et 2 m, selon les variétés et les conditions de culture comme la densité de semis ou la fertilisation (Mujica et *al.*, 2001).

La couleur de la tige est également très variable. Elle peut être uniformément verte, verte avec des aisselles colorées (surtout rouges), verte avec des stries violettes ou rouges, ou bien uniformément rouge. A l'intérieur de la tige, on trouve une moelle de couleur blanche à crème, de texture molle chez les jeunes plants puis devenant aérée et spongieuse à l'approche de la maturité. En revanche, le cortex est ferme et compact, constitué de tissus solides (Gandarillas, 1979).

#### **I.2.5.3. Les feuilles**

Les feuilles d'une même plante sont nettement polymorphes (FAO, 2013), les feuilles basales sont grandes et peuvent être rhomboïdales ou triangulaires (FAO, 2011). Les feuilles

alternes, ont un limbe en forme de losange, de triangle ou lancéolé, plat ou onduleux, charnu et tendre (Del Castillo et *al.*, 2008). Elles sont dentées, avec jusqu'à 43 dents sur leurs bords.

La couleur des feuilles varie du vert au rouge, en passant par le jaune et le violet, selon la nature et l'importance des pigments (FAO, 2011).

#### I.2.5.4. Panicule

Les panicules composées considérées comme de faux épis (Del Castillo et *al.*, 2008). Ils mesurent de 15 à 70 cm de long (Lutz et Bascuñán-Godoy, 2017) et 5 à 30 cm de diamètre (Yazar et İnce Kaya, 2014). Il ya trois formes de panicule : Glomériforme, Intermédiaire, Amarantiforme.

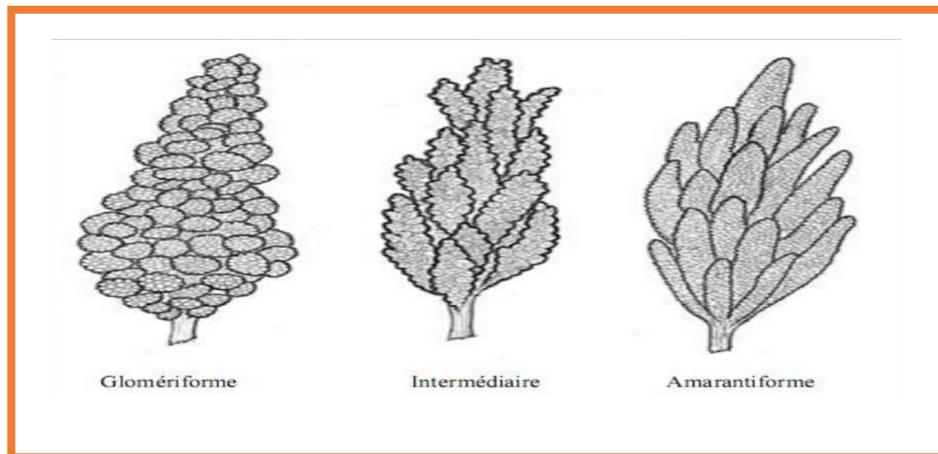


Figure 8. Forme des panicules (FAO, 2013).

#### I.2.5.5. Les fleurs

Une caractéristique importante chez le quinoa est la présence de fleurs hermaphrodites localisées à l'extrémité proximale et de fleurs femelles localisées à l'extrémité distale d'un groupe (Valencia-Chamorro, 2003).

La fleur femelle se compose d'un périgone et d'un gynécée. La fleur hermaphrodite est constituée de cinq sépales, d'un pistil avec un ovaire ellipsoïdal et deux ou trois stigmates entourés par l'androcée, lui-même composé de cinq étamines courtes et recourbées (Gandarillas, 1979) (Figure 8).



**Figure 9.** Fleurs du quinoa

#### **I.2.5.6. Le fruit**

Le fruit est un akène comprenant plusieurs couches, à savoir de l'extérieur vers l'intérieur : périgone, périsperme et épisperme. Chaque fruit contient une seule graine dont la couleur, la forme et la taille sont variables (Risi et Galwey, 1984) (Figure 9).



**Figure 10.** Fruit du quinoa

#### **I.2.5.7. Les grains**

La couleur des graines sont variables du blanc, jaune, rouge au noir, selon les espèces (Yazar et *al.*, 2014). Il existe quatre formes de graines : conique, cylindrique, ellipsoïdale et lenticulaire (FAO, 2013).

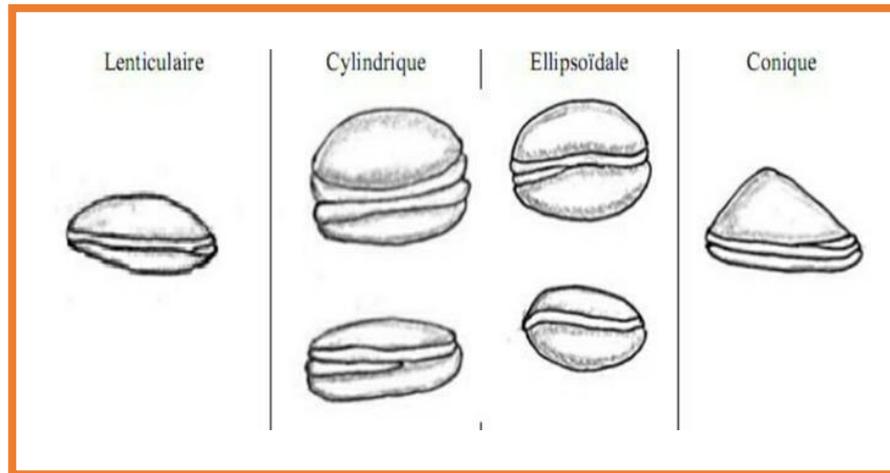


Figure 11. Forme des grains (FAO, 2013).

## I.2.6. Diversité des microorganismes telluriques associés au quinoa

### I.2.6.1. Microorganismes symbiotiques

#### I.2.6.1.1. Mycorhizes

La communauté microbienne du sol importante pour les systèmes biologiques à faibles intrants est la symbiose bénéfique entre les cultures et le champignon mycorhizien arbusculaires (AMF). L'AMF peut augmenter l'acquisition de phosphore (P) et de N par les plantes (Jeffries et *al.*, 2003) et améliorer la qualité du sol grâce à une stabilité accrue des agrégats (Wright et Anderson, 2000). La mycotrophie d'une culture donnée peut influencer l'abondance de l'inoculum d'AMF du sol et donc affecter le rendement des cultures suivantes dans la rotation (Harinikumar et Bagyaraj, 1988 ; Karasawa et *al.*, 2001 ; Vestberg et *al.*, 2005), et le quinoa appartient à la famille des Amaranthacées longtemps considérée comme non mycorhizienne (Muthukumar et Tamilselvi, 2010).

Parmi la grande diversité des organismes édaphiques, les champignons mycorhiziens à arbuscules sont ceux qui ont la plus grande capacité à établir une symbiose avec les racines du quinoa (USDA, 2016). Dans ce sens, ce type de symbiose est l'interaction la plus bénéfique entre les microorganismes édaphiques et les racines (Begum et *al.*, 2019 ; Teste et *al.*, 2020).

Le phylum Glomeromycota, est le groupe de champignons le plus important dans cette activité. Il a donc été reconnu que près de 80% des espèces végétales terrestres, y compris la quinoa, parviennent à former une symbiose avec les mycorhizes à arbuscules (Trouvelot et *al.*, 2015), même si pendant de nombreuses années, il a été rapporté que certaines espèces appartenant à la famille des *Chenopodiaceae*, et maintenant des *Amaranthaceae*, ne formaient pas de symbiose édaphique avec les champignons (Rydlová and Vosfitka, 2001 ; Chaudhry et *al.*, 2005).

L'interaction mutualiste entre le champignon mycorhizien et les racines des plantes repose sur l'échange de nutriments entre ces deux acteurs, où la plante fournit du carbone, tandis que le champignon favorise l'activité d'absorption des nutriments et de l'eau, qui se produit au moment où certaines structures du champignon colonisent les cellules corticales des racines de la plante, formant des structures complexes appelées arbuscules (Vierheilig, 2004 ; Janouskova et *al.*, 2017).

#### **I.2.6.1.2. Les Rhizobactéries Favorisant la Croissance des Plantes (PGPR)**

Les Rhizobactéries Favorisant la Croissance des Plantes (PGPR) jouent un rôle significatif dans l'amélioration de la croissance et de la productivité du quinoa. Ces bactéries bénéfiques colonisent la rhizosphère, la région entourant les racines de la plante, et établissent une relation symbiotique avec le quinoa. Elles offrent divers avantages, notamment la solubilisation des nutriments, la production de substances favorisant la croissance, le contrôle biologique des pathogènes et l'amélioration de la tolérance aux stress des plantes (Egamberdieva et *al.*, 2017).

Les PGPR améliorent la disponibilité des nutriments dans le sol en convertissant les formes insolubles de nutriments en formes disponibles pour les plantes. Ils peuvent fixer l'azote atmosphérique et le rendre accessible au quinoa, réduisant ainsi la dépendance aux engrais azotés synthétiques. De plus, les PGPR produisent des substances favorisant la croissance des plantes telles que les phytohormones, les sidérophores et les enzymes qui stimulent le développement des racines, améliorent l'absorption des nutriments et favorisent la croissance globale de la plante (Compant et *al.*, 2010).

De plus, les PGPR peuvent protéger les plantes de quinoa contre les microorganismes pathogènes en compétitionnant pour les ressources et en produisant des composés

antimicrobiens. Ils induisent également une résistance systémique chez la plante, la rendant plus résistante aux maladies et aux stress environnementaux (Bharti et *al.*, 2017).

Plusieurs études ont souligné les effets positifs des PGPR sur la croissance et la productivité du quinoa. Certaines souches spécifiques de PGPR qui ont montré des effets bénéfiques sur le quinoa comprennent *Bacillus spp.*, *Pseudomonas spp.*, *Azospirillum spp.* et *Rhizobium spp* (Cappellari et *al.*, 2021).

# **Chapitre II : Matériel et méthodes**

### I.1. Echantillonnage du sol

Dans cette étude, des échantillons de sols cultivés en quinoa (pris à partir de la rhizosphère) et non cultivés situés juste à côté, ont été prélevés dans quatre sites différents des wilayas d’Ouargla et El M’ Ghair (**Tableau 2**), pour en évaluer le nombre et la diversité des microorganismes associés à la rhizosphère de cette plante.

**Tableau 2** : situation géographique des stations étudiées

Région	Stations	Coordonnées géographiques
<b>El M’Ghair</b>	ITDAS (El Arfiane)	33.638349N, 5.983688E
<b>El M’Ghair</b>	Exploitation agricole de M. DRAM A. (Tendla)	33.638898N, 5.965341E
<b>Ouargla</b>	ITDAS (Hassi Ben Abdallah)	32.007879N, 5.462771E
<b>Ouargla</b>	Exploitation agricole de la faculté SNV	31.938909N, 5.292934E

De chaque site, quatre échantillons sont prélevés aléatoirement, à une profondeur de 30 cm de la surface, puis soigneusement mélangés pour en avoir un échantillon composite représentatif du site donné tel qu’expliqué par Akhtar et *al.* (2013).

Les échantillons sont collectés dans des sachets stériles puis transportés au laboratoire pour une étude plus approfondie. Ils ont été conservés à 4°C pour assurer un minimum d’activité microbologique. L’isolement des microorganismes a été effectué dans les 24 heures qui suivent la collecte d’échantillons (Akhtar et *al.*, 2013).

Tableau 3 : Caractéristique des stations d'études.

Stations	L'eau d'irrigation (CE dS/m)	Fertilisation	Type d'irrigation	Précédent culturales
Exploitation agricole de l'université d'Ouargla	6.7	Organique (fumier de volaille)	Goutte à goutte	Céréale
Station de l'ITDAS d'El Arfiane	8.3	Minérale	Submersion	<i>Sesbania aculéates</i>
Exploitation agricole de M. DRAM à Tendla	3.7	Minérale	Goutte à goutte	Jachère
Station de l'ITDAS de Hassi Ben Abdallah	1.9	Organique (fumier de volaille)	Aspersion	Jachère

## I.2. Analyses physico-chimiques

Dans cette étude, on s'est basée sur les paramètres de conductivité électrique (CE) et pH.

### I.2.1.pH

La mesure du pH est effectuée sur un extrait sol / eau (1/2,5) par la méthode électrométrique à l'aide d'un pH-mètre de laboratoire (Aubert, 1978).

### I.2.2.Conductivité électrique (CE)

La conductivité électrique (C.E) représente le total des sels solubles (Van Hoorn et Van Alphen, 1998 ; *in* Omeiri, 2016) mesurés par un conductimètre à une température de 25°C sur des extraits dont le rapport (terre/eau) est de 1/5. (Aubert, 1978 ; AFNOR, 1999).

### I.3. Analyses microbiologiques

#### I.3.1. Préparation des milieux de culture

Selon Meyer *et al.* (2004), un milieu de culture est une préparation au sein de laquelle des microorganismes peuvent se multiplier tout en satisfaisant leurs exigences nutritives.

Trois milieux de culture sélectifs sont préparés pour l'isolement des grands groupes des microorganismes, à savoir :

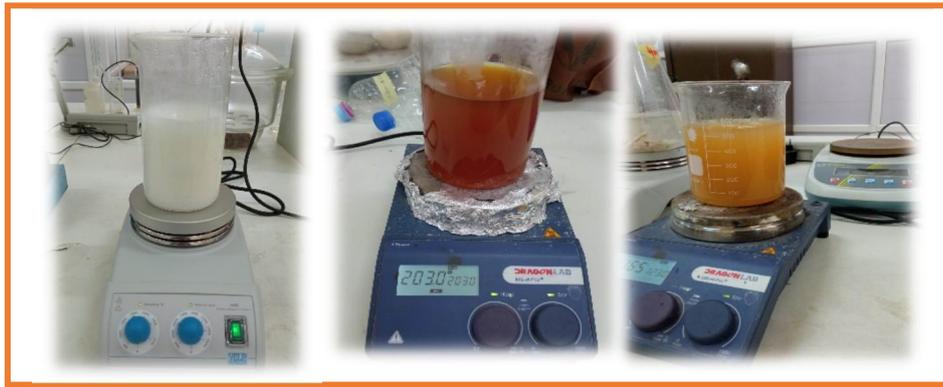


Figure 12. Préparation des milieux de culture

##### I.3.1.1. Le Milieu de Waksman (1959)

Ce milieu favorise particulièrement la culture des actinomycètes en inhibant en partie celles des autres microorganismes.

**Préparation :** pour une bonne préparation du milieu, plusieurs étapes ont été suivies :

- Ajouter 20g d'Amidon, 3g de  $\text{CaCO}_3$ , 2g de  $\text{KNO}_3$ , 1 g de  $\text{K}_2\text{HPO}_4$ , 0.5g de  $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ , 0.5g de  $\text{NaCl}$  et 0,01 de  $\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$  à 1L d'eau distillée ;
- Mélanger est mettre sur l'agitateur magnétique à  $250^\circ\text{C}$  ;
- Après la dissolution totale de tous les éléments, le pH est ajusté à 7,2-7,4 ;
- Ajouter 20 g d'agar-agar ;

Après homogénéisation, la solution est mise dans des flacons et placée à l'autoclave pour stérilisation (20 mn à  $120^\circ\text{C}$ ).

### I.3.1.2. Le Milieu de Fred et Waksman 1928

Autrement appelé gélose nutritive GN + extrait de terre, ce milieu de culture est utilisé pour le dénombrement de la microflore bactérienne du sol. Il présente l'avantage d'être pas trop riche en éléments nutritifs.

#### Préparation

- Faire chauffer 1 kg sol dans 1 litre d'eau distillée à 120°C, pendant 30 minutes. Ajouter 0,5 g de sulfate de calcium et mélanger.
- Filtrer et augmenter le filtrat à 1 litre avec de l'eau distillée.
- La gélose à l'extrait de sol a été préparée en ajoutant 0,2 g de  $K_2HPO_4$  et 15 g de gélose à 1 litre d'extrait, en chauffant pour dissoudre, puis en refroidissant pour ajuster le pH à 6,8 et en stérilisant à l'autoclave (20 mn à 120°C) (James,1958).

### I.3.1.3. Le Milieu PDA (Davet et al., 1985)

Les champignons sont cultivés sur un milieu de culture gélosé à base de pomme de terre (PDA). Le milieu PDA est un milieu non sélectif permettant d'estimer la densité de communauté fongique totale cultivable.

#### Préparation

- Dissoudre 40 g de poudre de PDA dans 1L de l'eau distillée dans un erlenmeyer et chauffer ;
- Homogénéiser à l'agitateur puis mettre à l'autoclave pour stérilisation (20 mn à 120°C).

### I.3.2. Technique de dilution

Selon Piton et Richard (1983) et Sharma et al. (2011), la préparation des dilutions suit les étapes suivantes :

- Les microorganismes ont été isolés à partir des 8 échantillons, précédemment collectés, par les méthodes de suspension dilution et étalement sur boîtes ;
- Un gramme d'échantillon de sol a été dispersé dans 9 ml d'eau distillée stérile ;
- la suspension microbienne mère est homogénéisée au vortex ;

- Des prélèvements de 1ml doivent être effectués et introduits dans des tubes contenant 9 ml d'eau distillée stérilisée jusqu'à l'obtention de la dilution  $10^{-8}$  g/ml.

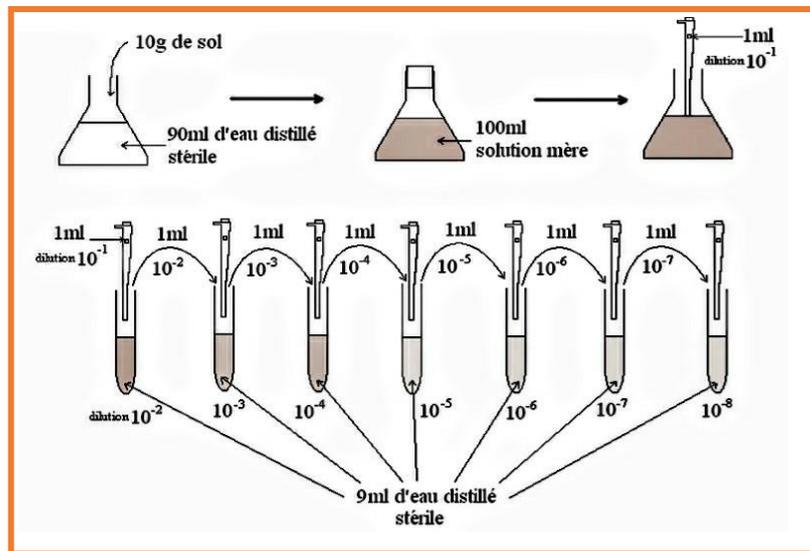


Figure 13 : Méthode de préparation des suspensions dilutions.

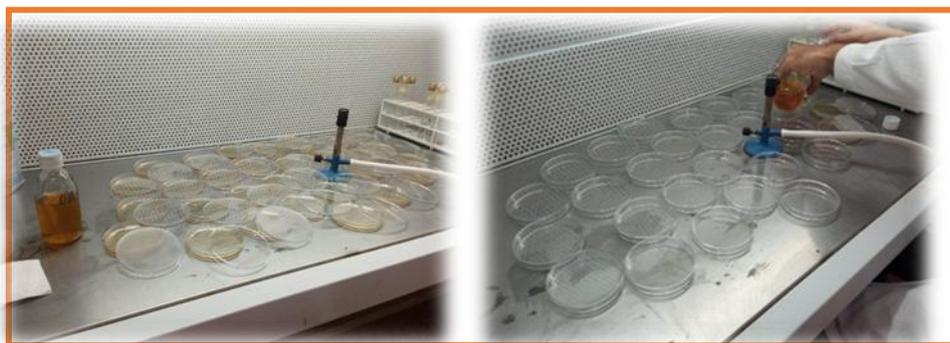


Figure 14. Préparation des suspensions dilutions

### I.3.2.3. Ensemencement

L'ensemencement est une phase importante qui comporte les étapes suivantes :

Selon Wognin et *al.* (2022), l'ensemencement est réalisé en prenant 0,1 ml de chaque dilution, de  $10^{-1}$  jusqu'à  $10^{-8}$ , prélevée à l'aide d'une micropipette et déposée dans une boîte de Pétri. Le prélèvement est étalé de façon uniforme à l'aide d'un étaleur stérile jusqu'à ce qu'il ne reste plus de liquide visible à la surface du milieu. Pour chaque tube, deux répétitions sont prévues. Les boîtes sont ensuite fermées à l'aide d'un parafilm, retournées et mises dans un incubateur pendant une période de 7 jours à  $30^{\circ}\text{C}$  pour les Actinomycètes (Waksman, 1959), à  $26\pm 2^{\circ}\text{C}$  pendant 5 à 7 jours pour les champignons (Al Saeedi et Al Ani, 2014), et à  $28\pm 2^{\circ}\text{C}$  pendant 3 à 4 jours pour les bactéries.



**Figure 15:** Technique de Ensemencement

### I.3. 3. Dénombrement

Les techniques de dénombrement des microorganismes sont fondées sur l'évaluation de leur nombre ou de leur masse par unité de volume ou du poids du milieu. Plusieurs modalités de techniques peuvent être proposées mais la plus habituelle est la culture en boîte de Pétri. Un volume fixe de culture bactérienne est ensemencé à la surface d'un milieu gélosé ou incorporé au milieu avant sa solidification (Benaissa, 2020).

Le but du comptage (ou dénombrement) microbien est de déterminer la concentration de germes renfermées dans l'échantillon initial (Benaissa, 2020).

Compter le nombre de colonies bactériennes par boîte de Petri se développant dans ou sur la gélose. En général, il faut éliminer les boîtes ayant moins de 15 colonies et plus de 300 colonies (Delarras, 2007).

Les résultats sont exprimés en UFC (nombre d'unités formation de colonies) /gramme de sol selon la formule Math ci-dessous.

$$N = \frac{\Sigma \text{ colonies}}{V \text{ ml} \times (n1 + 0,1n2) \times d1}$$

Où : **N** : Nombre d'UFC par gramme de compost ; **Σ colonies** : Somme des colonies des boîtes interprétables ; **V** : Volume de solution déposée (1ml) ; **n1** : Nombre de boîtes considéré à la première dilution retenue ; **n2** : Nombre de boîtes considéré à la seconde dilution retenue ; **d1** : Facteur de la première dilution retenue.

### I.4. Mise en évidence des mycorhizes

Selon Guizon et Selosse (2010), la mise en évidence des mycorhizes est réalisée par la coloration des racines des plantes permettant d'observer au microscope les structures fongiques des endomycorhizes (arbuscules, hyphes, vésicules), selon les étapes suivantes :

#### I.4.1. Collecte des plantes

La collecte des plantes se fait en creusant à 15 cm aux alentours de la plantes et à 20cm de profondeur pour tirer toute la motte sans couper les racines.

#### I.4.2. Préparation des racines

- Laver précautionneusement les racines et prendre les plus jeunes, couper l'extrémité sur une longueur de 1-2 cm ;
- Mettre dans un tube à essai avec la potasse à 10% (11.7g KOH /100ml), et chauffer au bain-marie à 90°C durant 20 min. Cette opération détruit le contenu des cellules végétales et décolore les tanins des racines ligneuses. La solution devient alors brun-rouge quand l'opération est terminée ;
- Filtrer dans une passoire le contenu du tube à essai. Jeter la potasse et rincer les racines avec l'eau acidifiée (100 ml eau distillée + 2 ml HCl) ;
- Placer les racines rincées dans un nouveau tube à essai. Ajouter du bleu de méthyle (100 ml eau distillée + 1g bleu de méthyle + et acide acétique 3 %). Ce colorant met en évidence la présence de callose, un composant de la paroi des champignons ;
- Mettre le tube au bain marie 10 minutes ;
- Filtrer à nouveau dans un tamis et rincer à l'eau distillée ; Monter la racine entre lame et lamelle.

# **Chapitre III : Résultats et Discussions**

**I.1 Paramètre physicochimique du sol**

Les caractéristiques physico-chimiques des 08 échantillons de sols (non cultivé et cultivé par la plante de quinoa) issus des différentes stations sont représentées dans le Tableau 4.

**Tableau 4.** Mesure de pH et la conductivité électrique et du sol sous différentes stations de

Stations		pH	C.E à 25°C (dS/m)
<b>Exploitation agricole de l'université d'Ouargla</b>	<b>Cultivé</b>	7,95	3,92
	<b>Non cultivé</b>	7,75	3,1
<b>Station de l'ITDAS d'El Arfiane</b>	<b>Cultivé</b>	8,13	10.8
	<b>Non cultivé</b>	7,8	10.27
<b>Exploitation agricole de M. DRAM à Tendla</b>	<b>Cultivé</b>	7,87	3.04
	<b>Non cultivé</b>	7,7	2.92
<b>Station de l'ITDAS de Hassi Ben Abdallah</b>	<b>Cultivé</b>	7,98	4,06
	<b>Non cultivé</b>	7,93	3,44

cultures de quinoa étudié.

Les résultats obtenus indiquent que les propriétés physiques et chimiques des sols cultivés diffèrent de ceux des sols non cultivés. La mise en culture des sols a entraîné une substantielle augmentation de pH du sol en comparaison au sol non cultivé, et a significativement augmenté la CE.

La conductivité électrique du sol de la station de l'ITDAS d'El Arfiane est de l'ordre de 10,8 (dS/m) pour le sol cultivé et 10,27 (dS/m) pour le sol non cultivé, ce qui le classe parmi les sols extrêmement salés selon les échelles USSL (1954) et Aubert (1978). Tandis que celle des autres sols cultivés tels que l'exploitation agricole de M. DRAM, l'ITDAS (Hassi Ben Abdallah) et l'exploitation de l'université de Ouargla oscille entre 3,04 dS/m et 4.06 dS/m. Cela les classe parmi les sols très salés selon les mêmes auteurs.

En effet, les sols sahariens sont à prédominance sableuse, présentant des degrés de salinités variables dus aux contraintes hydro-mécaniques, et probablement à la conduite culturale et la gestion de l'irrigation-drainage (Daddi Bouhoun, 2010).

La forte teneur en sels s'explique par les fortes évaporations dues aux températures élevées de la région, ainsi qu'aux eaux d'irrigation (karabi, 2017). qui sont fortement chargées en sels pouvant atteindre des valeurs de conductivité électrique trop élevées à l'instar de l'eau utilisée dans la station de l'ITDAS d'El Arfiane qui est de l'ordre de 8.3 dS/m. En plus, les vents fréquents qui soufflent dans les régions sahariennes accentuent le dessèchement. Ceci est d'autant plus important que le couvert végétal est faible (karabi, 2017).

En effet, la salure des eaux d'irrigation augmente la teneur en sels dans le sol. En dehors de la salinisation naturelle, la salinisation secondaire se produit fréquemment comme une conséquence de la surexploitation et de l'irrigation causée par une mauvaise gestion des installations d'irrigation, mauvais drainage interne et qualité médiocre de l'eau d'irrigation (Liang et al., 2005 ; Munns, 2009). L'irrigation des terres cultivées conduit à la salinisation de beaucoup de sols, en particulier dans les régions arides et semi-arides (Munns, 2009).

Les eaux salées dans la région saharienne d'Algérie constituent la majorité des eaux d'irrigation disponibles (Dubost, 1994). Il y a 52,7 % des terres qui sont irrigués avec des eaux très fortement salées et excessivement salées. Cependant, ces eaux conviennent au quinoa, plante tolérante à très tolérantes aux sels.

Les pH sont de l'ordre de 8.13, 7.98, 7.95 et 7.87 pour les sols cultivés des stations de l'ITDAS (El Arfiane), de l'ITDAS (Hassi Ben Abdallah), l'exploitation de l'université d'Ouargla et l'exploitation de M. DRAM respectivement. D'après les classes de pH de l'extrait 1/5 (Aubert, 1978), nos sols sont légèrement à moyennement alcalin.

En revanche, les valeurs de pH oscillent entre 7,7 et 7,93 pour les sols non cultivés. Ces derniers sont généralement légèrement alcalins (Aubert, 1978). Le pH augmente généralement avec les teneurs en calcaire dans le sol.

## I.2.Résultats des analyses microbiologiques

### I.2.1.Dénombrement des microorganismes

Les résultats relatifs au dénombrement et à la diversité des microorganismes associés au quinoa sont représentés dans le tableau (5).

**Tableau 5.** Densité des microorganismes dans les sols non cultivés et cultivés des différentes stations de culture.

Microorganismes		Champignons	Bactéries	Actinomycètes
Stations				
Exploitation agricole de de l'université d'Ouargla	Cultivé	$4,66 \times 10^6$	$1,02 \times 10^8$	$3,833 \times 10^6$
	Non cultivé	$3,43 \times 10^3$	$7,1 \times 10^6$	$2,6 \times 10^5$
Station de l'ITDAS d'El Arfiane	Cultivé	$8,45 \times 10^5$	$6,65 \times 10^6$	$1,65 \times 10^7$
	Non cultivé	$5 \times 10^4$	$5 \times 10^5$	$1,7 \times 10^4$
Exploitation agricole de M. DRAM à Tendla	Cultivé	$4,3 \times 10^6$	$6,75 \times 10^7$	$1,5 \times 10^7$
	Non cultivé	$1 \times 10^3$	$1,89 \times 10^5$	$5,3 \times 10^6$
Station de l'ITDAS de Hassi Ben Abdallah	Cultivé	$6,55 \times 10^5$	$1,495 \times 10^6$	$1,14 \times 10^5$
	Non cultivé	$4,65 \times 10^4$	$8,3 \times 10^4$	$7,65 \times 10^4$

### 1.2.2. Densité bactérienne

Les densités bactériennes ont variées grandement selon les différentes stations (**Tableau 5**). D'après les résultats obtenus, nous remarquons que les bactéries sont les microorganismes les plus dominants dans les sols. Cette dominance pourrait être attribuée à l'ubiquité des bactéries qui sont capables de coloniser des milieux différents et peuvent être actives pour de grands domaines de température, d'acidité, d'alcalinité, de pression et de salinité... (Dommergues et Mangenot, 1970).

En effet les bactéries constituent l'essentiel de la microflore du sol et sont extrêmement nombreuses. On estime par exemple que 1g de sol contient entre  $10^6$  et  $10^9$  de Bactéries (Soltner, 2003).

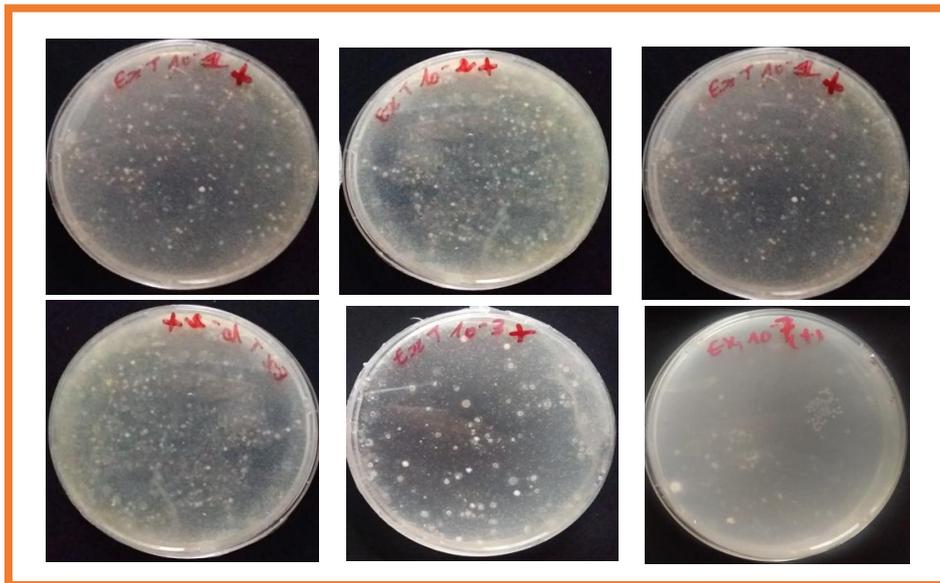
En comparant les sols des quatre stations étudiées, il ressort que le sol cultivé de l'exploitation de l'université de Ouargla possède la proportion la plus élevée de bactéries estimée à  $1,02 \times 10^8$  UFC.g<sup>-1</sup>, comparé aux autres stations. Cela est dû, probablement, à l'utilisation de la fertilisation organique (fumier de volaille), et au précédent cultural (culture de céréales).

Contrairement, la station de l'ITDAS de Hassi Ben Abdallah présente une infériorité numérique de l'ordre de  $1,49 \times 10^6$  UFC.g<sup>-1</sup>. D'après nos investigations, ceci est dû à l'humidité élevée due à l'application de l'irrigation par aspersion. En effet, l'augmentation de l'humidité du sol se traduit par une diminution de la biomasse microbienne, la saturation en eau de la porosité totale, crée des conditions d'anaérobioses et provoque la disparition des microorganismes (Chotte et *al.*, 1998).

En ce qui concerne la densité bactérienne dans les stations de l'ITDAS (El Arfiane) et de M. DRAM (Tendla), nous avons enregistré des valeurs de  $6.65 \times 10^6$  UFC.g<sup>-1</sup> et  $6.75 \times 10^7$  UFC.g<sup>-1</sup> respectivement. La supériorité numérique légère des bactéries peut être expliquée par le taux relativement élevé de matière organique et humidité qui caractérise ce sol, où la technique de submersion est appliquée au niveau de la 1<sup>ère</sup> station et le goutte à goutte au niveau de 2<sup>ème</sup>.

Les effets positifs des cultures de couverture sur la biomasse bactérienne ont été mis en évidence (Moreno et *al.*, 2009). Selon Castillo (2022), les bactéries sont surtout abondantes autour des racines de plantes de quinoa au sein de la rhizosphère, et ces dernières (ex. *Variovorax paradoxus*, *Pseudomonas fluorescens*, *Rhizobium* et *Pantoea*) sont réputées pour leur halotolérance ce qui confère à la plante de quinoa une plus grande résistance

En effet, les résultats obtenus concernant les effets de la salinité sur les espèces microbiennes, prouvent que le quinoa a la capacité de pousser dans des sols salins où la salinité atteint, comme pour la station de l'ITDAS d'El Arfiane à 10.9 dS/m, des taux trop élevés. D'après Sabaou (1980), la salinité n'a pas d'effet sur la flore bactérienne, ce qui laisse supposer que cette dernière soit plus résistante aux sels.



**Figure 16: Aspect macroscopique des colonies des bactéries.**

### 1.2.2. Champignon

Les résultats relatifs à la densité des champignons montrent, pour les sols cultivés, des valeurs de  $4.66 \times 10^6$  UFC.g<sup>-1</sup> dans l'exploitation de l'université de Ouargla ;  $4.3 \times 10^6$  UFC.g<sup>-1</sup> dans l'exploitation de M. DRAM (Tendla) ;  $8.45 \times 10^5$  UFC.g<sup>-1</sup> dans l'ITDAS (El Arfiane) et  $6.55 \times 10^5$  UFC.g<sup>-1</sup> pour l'ITDAS (Hassi Ben Abdallah), respectivement.

Pour les sols non cultivés, nous avons obtenus les valeurs allant de  $1 \times 10^3$  UFC.g.<sup>-1</sup> et  $5 \times 10^4$  UFC.g.<sup>-1</sup> dans les stations des études.

Nos résultats sont comparables à ceux de Oustani (2006) et Aloui (2014) qui ont enregistré, respectivement, une densité fongique de l'ordre de  $3.3 \times 10^4$  UFC g.<sup>-1</sup> sur un sol nu provenant de la ferme d'ERAD /AGRO SUD situé dans la zone de Hassi Ben Abdallah et des valeurs oscillant entre  $3.73 \times 10^3$  UFC.g.<sup>-1</sup> pour un sol non cultivé sous serre et  $0.26 \times 10^3$  UFC g.<sup>-1</sup> pour le sol non cultivé de plein champ de la même région. Nos résultats vont aussi avec ceux de Davet (1996) ayant enregistré une densité de la microflore fongique variant de  $8 \times 10^3$  à  $10^6$  unités par g de sol.

Le contexte physicochimique est à prendre en compte notamment la teneur en matière organique, le pH, la texture du sol. L'utilisation et l'occupation du sol ainsi que le type de travail du sol pour les parcelles agricoles peuvent avoir une forte influence sur le champignon.

Cependant, en règle générale, les champignons saprophytes pénètrent moins à l'intérieur du sol que les bactéries. Ils sont en effet le plus souvent associés à de la matière organique peu décomposée (Kilbertus et Reisinger 1975) et disparaissent pour être remplacés par les procaryotes dès que le support nutritif est épuisé (Arpin et *al.*, 1980).

Les champignons ne sont pas les plus nombreux des microorganismes du sol, mais leur poids est très important, du fait de leur grande taille, comparativement aux bactéries (Huber et Schaub, 2011). Ceci est dû à la particularité que possèdent les champignons vis-à-vis du pH. En effet, ils préfèrent les milieux acides où ils ne rencontrent pas la concurrence des bactéries (Morel, 1996). Comme le pH de nos sols est alcalin, cela explique la faible densité des champignons par rapport aux bactéries.

La sensibilité à la salinité est constatée chez les champignons, où il est admis que ces derniers sont les microorganismes les plus sensibles (Ali Haimoud et *al.*, 1980). Malgré cela, nous avons enregistré une densité fongique de l'ordre de  $8.45 \times 10^5$  UFC.g.<sup>-1</sup> dans le sol de quinoa de la station de l'ITDAS d'El Arfiane qui présente la conductivité électrique la plus importante. Certains champignons appartenant aux genres *Penicillium* et *Aspergillus* résistant bien à des teneurs élevées en NaCl (10 à 20%), de sorte que la salinité ne joue pas



toujours un rôle déterminant dans la distribution de la microflore fongique (Dommergues et Manganot, 1970). Ceci est confirmé par les résultats obtenus par Oustani (2006) sur un sol salé qui montre une densité fongique plus importante par rapport au sol non salé.



Figure 17 : Aspect macroscopique des colonies des champignons

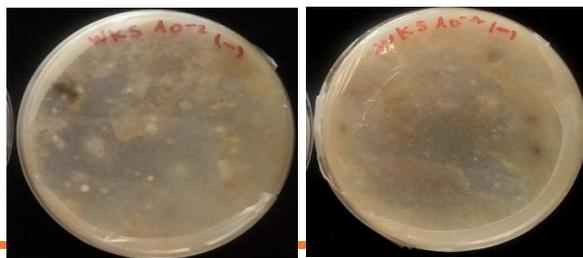
### 1.2.3. Actinomycètes

En ce qui concerne les valeurs relatives à la densité des actinomycètes, nous avons enregistré des valeurs allant de  $1,5 \times 10^7$  UFC/g et  $1,14 \times 10^5$  UFC/g dans les stations des études.

Les actinomycètes sont généralement le second groupe le plus abondant dans les sols (Coyne, 1999). Plusieurs facteurs influencent leur croissance et activité dans le sol (Jensen et Nybroe, 1999 ; Smalla et *al.*, 2001). Il s'agit essentiellement de la température, de l'humidité, de la taille des pores des particules de sol, de la qualité et de la disponibilité des nutriments et les types de stress (Josephson et *al.*, 2000).

Dans cette étude, les valeurs de pH oscillent entre 7,75 et 8,13 convient à la croissance des actinomycètes. Ils préfèrent, en général, les sols neutres ou alcalins dans une plage de pH entre 5 à 9 (Goodfellow et Williams, 1983).

Les sols étudiés sont considérés comme salin, avec une conductivité électrique de l'ordre de 3,04 et 10,8 dS/m. Nos résultats ne vont pas avec ceux de Mokrane et *al.* (2013), qui stipulent que l'importance de



la

population des actinomycètes et son pourcentage par rapport à la microflore totale est extrêmement faible dans les sols salins. Nous avons constaté, que malgré la salinité, la part des actinomycètes était relativement importante.

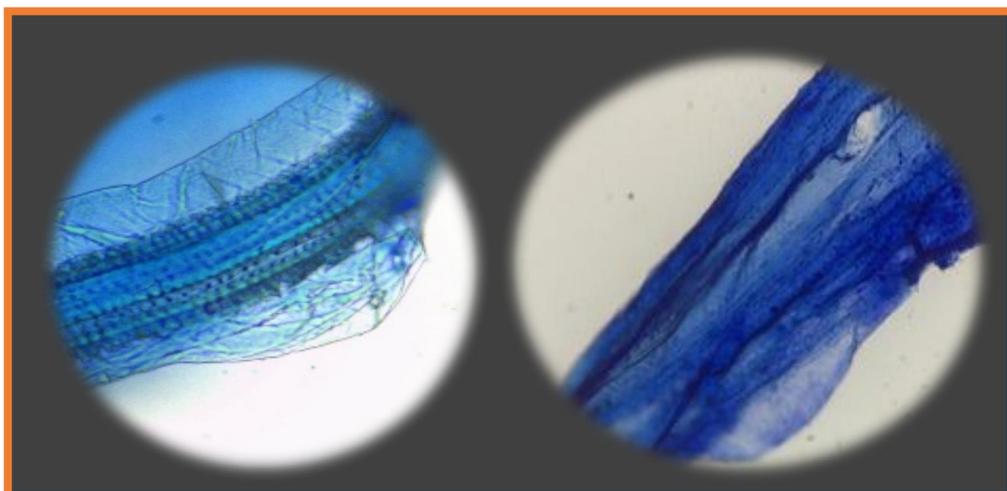


**Figure 18:** Aspect macroscopique des colonies des actinomycètes.

### 1.2.4. Les champignons mycorhiziens

En ce qui concerne les champignons mycorhiziens dans le cadre de notre étude, nous n'avons pas observé de symbiose avec la plante de quinoa, ce qui suggère qu'ils peuvent être catégorisés comme des champignons non mycorhiziens.

Il a été rapporté dans plusieurs études que le quinoa ne formait pas de symbiose mycorhiziennes avec les champignons (Rydlová and Vosfitka, 2001 ; Chaudhry et *al.*, 2005 ; Kellogg et *al.*, 2021). En parallèle, Trouvelot et *al.* (2015) ont signalé que le quinoa parvient à former une symbiose avec les mycorhizes à arbuscules.



**Figure 19:** Observation microscopique des mycorhiziens de la racine de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd).

**1.2.5. Rapport R/S germes rhizosphérique / germes de sol non cultivé (R/S).**

Dans le cas de cette étude, les valeurs des densités bactérienne, fongique et des actinomycètes des sols cultivés sont significativement plus élevées que celles enregistrées dans les sols non cultivés.

**Tableau 6 :** Rapport germes rhizosphérique / germes de sol non cultivé (R/S).

Stations	R/S		
	Champignons	Bactéries	Actinomycètes
<b>Exploitation de l'université</b>	1350	16.9	4300
<b>ITDAS (El Arfiane)</b>	14.3	13.3	357
<b>Exploitation de M. DRAM</b>	14.7	970	2.83
<b>ITDAS (de HBA)</b>	14	17.9	1.49

Les résultats montrent que la densité microbienne la plus faible est enregistrée dans le sol non cultivé. Ceci corrobore l'hypothèse selon laquelle l'absence de couvert végétal sur un sol entraîne une baisse significative de la vie du sol et donc de la biomasse microbienne (Bouthier et al., 2014). Ainsi, plusieurs études ont mis en évidence l'effet de l'utilisation des terres ou du couvert végétal sur les communautés microbiennes (Zak et Kling, 2006 ; Kasel et al., 2008 ; Lauber et al., 2008 in Zinger, 2009).

Selon Ali-Haimoud (1980) et Zombre (2006), du point de vue nutritionnel, les sols non cultivés sont beaucoup moins riches en microorganismes que les sols sous végétation et

sols cultivés. En effet, le nombre et l'activité des microorganismes dépendent essentiellement de l'énergie qui peut être libéré à la suite de la décomposition de la matière organique (Boulard et Moreau, 1962).

Campbell (1985) signale pour le rapport R/S (nombre de germes dans la rhizosphère/nombre dans le sol non cultivé) une grande variation due à la nature de la plante et des microorganismes isolés. Barea et Azcon-Aguilar (1982) rapportent des travaux montrant d'importantes fluctuations chez les populations rhizosphérique et une faible activité bactérienne dans le sol nu. L'abondance des bactéries, est quant à elle liée à la teneur en carbone organique.

Les exsudats et les débris racinaires sont la source de 30 à 40% des entrées organiques dans la grande majorité des écosystèmes terrestres. Et à cause de ces entrées, la rhizosphère constitue une zone d'activité microbienne très active (Sorensen, 1997). Cette zone du sol, située immédiatement au contact des racines, héberge une grande diversité de microorganismes (Bottner et Billes, 1987).

Pour ce qui est de Le Rapport R/S (germes rhizosphérique / germes de sol non cultivé), les valeurs obtenues sont comprises entre 4300 et 2.83. Où une différence de 4300 pour le nombre de champignons dans le sol cultivé et non cultivé de la station Exploitation de M. DRAM, et de 357 pour les bactéries de la même station. Divers chercheurs ont signalé que les populations microbiennes ont une densité dix fois plus grande dans la rhizosphère que dans un sol dépourvu de racines. A proximité de la rhizosphère, les microorganismes sont stimulés par la fixation d'azote atmosphérique et les apports de carbone et d'énergie d'origine végétale et par les composés sécrétés par les racines (Clark, 1969 *in* Batra et Monna, 1997).

#### 1.2.6. Le Rapport le ratio champignons/bactéries (C/B)

Il ressort de nos résultats que les bactéries sont les microorganismes les plus dominants dans le sol de toutes les stations étudiées par rapport aux champignons.

**Tableau 7 :** Le Rapport le ratio champignons/bactéries (C/B).

Stations	Exploitation	ITDAS d'EI	Exploitation	ITDAS de
----------	--------------	------------	--------------	----------

		de l'université	Arfiane	de M. DRAM	HBA
<b>C/B</b>	Cultivés	0.045	0.127	0.063	0.439
	Non cultivés	0.00048	0.1	0.0052	0.56

Parmi les indicateurs microbiologiques du sol, le ratio champignons/bactéries (ratio C/B) donne une information « générale » mais tout à fait pertinente. Basé en partie sur les travaux d'Elaine Ingham (1985), chercheuse en microbiologie et biologie du sol, ce ratio peut être interprété comme un indicateur du stade écologique du sol sur lequel on travaille.

Elaine Ingham a déterminé une corrélation entre le type de végétation qui se développe sur un sol et le ratio champignons (C)/bactéries (B) qui l'accompagne. Sur un sol dit « dégradé » (sol très travaillé, monoculture, etc.), il a été constaté des proportions en faveur des bactéries, et c'est ce que nous avons également trouvé dans notre étude.

La dominance de bactérie, dans les communautés microbiennes associées au quinoa, peut être due à la capacité naturelle à former des endospores qui lui permettent de survivre dans des conditions très inhospitalières telles que celles dans les régions sahariennes. La présence de bactérie associée au quinoa a une plus grande importance puisque cela intervient activement dans la germination et la mise en place des semis, en réduisant en même temps les dommages causés par le stress en activant différentes enzymes et éliciteurs.

En général, les espèces de bactérie montrent différentes activités PGPR qui peuvent inclure la fixation de l'azote, la solubilisation du phosphate, la libération de sidérophores et la production des régulateurs de croissance tels que les auxines (IAA), les cytokinines, les gibbérellines, l'éthylène et l'acide abscissique. De même, d'autres effets indirects peuvent agir de manière concomitante, notamment la production de substances inhibitrices (antibiotiques, enzymes hydrolytiques, etc.) qui agissent contre les phytopathogènes, augmentant la résistance naturelle (Castillo, 2022).

# *Conclusion générale*

## **Conclusion**

Cette étude vise à montrer l'effet du quinoa sur la composition et la diversité des microorganismes telluriques. La numération des groupes microbiens dans les sols des stations étudiés révèle des variations entre les sols en nombre de germes avec des valeurs maximales pour le sol de l'exploitation agricole de l'université de Ouargla suivi par le sol de l'exploitation de M. DRAM (Tendla), le sol de l'ITDAS d'El Arfiane et enfin le sol de l'ITDAS (Hassi Ben Abdallah). Il est noté aussi que les sols cultivés renferment un potentiel riche en microorganismes par rapport au sol non cultivés.

Une diminution de la densité des microorganismes est produite par l'effet de la salinité. En particulier, une diminution des champignons est plus marquée. Cependant, les bactéries sont mieux capables de se développer et montre une certaine adaptation à la salinité. Il est remarqué également que l'effet des types de fertilisation et d'irrigation qui a marqué la densité microbienne dans le sol en la réduisant.

Il est nécessaire de souligner l'importance de préserver la biodiversité des microorganismes telluriques dans les régions sahariennes. Cette biodiversité contribue à maintenir l'équilibre écologique des écosystèmes et à assurer des services écosystémiques essentiels tels que la décomposition de la matière organique et la disponibilité des nutriments pour les plantes.

Cependant, il est nécessaire de mener davantage de recherches pour approfondir nos connaissances sur la diversité des microorganismes telluriques associés au quinoa dans les régions sahariennes. Cela permettra de mieux comprendre les mécanismes sous-jacents de ces interactions et d'identifier les microorganismes spécifiques qui jouent un rôle clé dans la santé et la productivité du quinoa.

En somme, la biodiversité des microorganismes telluriques associés au quinoa dans les régions sahariennes est un sujet d'une grande importance. En étudiant cette dernière, nous pourrons développer des stratégies de culture plus durables et préserver les écosystèmes fragiles des régions sahariennes tout en améliorant la productivité agricole. Cela contribuera à assurer la disponibilité de cette culture nourricière dans les années à venir, tout en préservant la biodiversité pour les générations futures.

*Références*

*bibliographiques*

**Références bibliographiques**

1. Agbodjato, N., Baba-Moussa, I., Balogoun, V., Dougnon, P., Noumavo, A . (2017). Utilisation des microorganismes du sol pour accroître la productivité agricole : Manuel de travaux pratiques. CNS – Maïs /INRAB/SNRA. 38 p .
2. Akhtar, S., et al., (2013). Metal tolerance potential of filamentous fungi isolated from soils irrigated with untreated municipal effluent. Land Resources Research Institute, National Agricultural Research Center, Islamabad, Pakistan. 56p.
3. Alarcon, M., et al.,(2017). Etude des propriétés mécaniques et énergétiques des granulés produits à partir de la biomasse agricole de quinoa, haricot, avoine, quenouille et blé. Valorisation de la biomasse des déchets.
4. Alexander, M. (1982). Most probable number method for microbial populations. Methods of soil analysis Part 2 : chemical and microbiological properties., Agronomy monograph n09 ASASSSA, Madison.815-820p.
5. Ali-Haimoud, D., (1980). Contribution à l'étude des sols alfatiers : fixation d'azote symbiotique : effet du paillage sur cette activité. Mémoire de Magister USTHB Alger, 112p.
6. AL-Saeedi, S., et AL-Ani, B. (2014) Study of antagonistic capability of *Trichoderma harzianum* isolates against some pathogenic soil borne fungi. Department of Biology, College of Science, Anbar University, Ramadi , Iraq . 15-23p .
7. Alvarez, A al.,( 2021) . Microalgae, soil and plants: A critical review of microalgae as renewable resources for agriculture. Algal Research . 01p.
8. American Public Health Association,( 2005) . Standard methods for the examination of water and wastewater American Public Health Association , Washington DC (2005).
9. Angeli, V., et al.,(2020). Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.): An Overview of the Potentials of the “Golden Grain” and Socio-Economic and Environmental Aspects of Its Cultivation and Marketization. Multidisciplinary Digital Publishing Institute.
10. Araujo , A., Monterio ,R ., Abarkeli,R.B. (2003). Effect of glyphosate on the microbial activity of two Brazilian soils . Chemosphere. 52:799–804p.
11. Arpin, A., Kilbertus ,G., Ponge,J.F., Vannier,G.(1980). Importance de la microflore et de la microfaune en milieu forestier. Pesson P. Actualités d'écologie forestière : sol, ore, faune, Gauthier-Villars, 87-150p.
12. Atlas, R.M., Bartha, R .(1993). Microbial Ecology: Fundamentals and Applications. Third edition. édition The Benjamin / Cummings Publising Company, Inc. edn. Redwood City. Canada. 563 p.

13. Aubert, G. (1978). Méthodes d'analyses des sols. 2<sup>ème</sup> Edition, Centre Régional de Documentation Pédagogique, CRDP Marseille, 191p.
14. Aubert, G.(1960). Les sols de la zone aride, étude de leur formation, de leurs caractères, de leur conservation. Actes coll. Unesco de Paris sur les problèmes de la zone aride, 150p.
15. Bagyaraj, D. J., et Ashwin, R., (2017). Soil biodiversity: role in sustainable horticulture. *Biodivers .Hortic. Crops* 5,01p.
16. Baldrian, P., et al. (2017). Forest microbiome: Diversity, complexity and dynamics. *FEMS Microbiology Reviews*, 41(2) , 109–130p.
17. Barea, J.M., Azcón-Aguilar, G. (1982).Interactions between mycorrhizal fungi and soil microorganisms. *Colloq. I.N.R.A.* 13,181-193p.
18. Bartra, L., et Monna, M.C.(1997). Dehydrogenase activity and microbial biomass in saltaffected soil of semi –arid regions. *Arid soil research rehabilitation*. Edit: Taylor et Francis, 11,295-303p.
19. Bazile, D et al., (2016). The Global Expansion of Quinoa: Trends and Limits. *Frontiers in Plant Science* . 01-06p.
20. Bazile, D., Jacobsen, S.E., Verniau, A. (2016). The Global Expansion of Quinoa: Trends and Potential for the Future. *Food Reviews International* , 32(2), 142-163p.
21. Begum, N., Qin, C., Hanger, M., Raza, S., Khan, M.I., Ashraf, M., Zhang, L. (2019). Role of arbuscular mycorrhizal fungi in plant growth regulation: Implications in abiotic stress tolerance. *Frontiers in Plant Science* 10(1068): 1-15p.
22. Benaissa, A.(2020). Techniques d'analyse microbiologique. Ministère de l'enseignement supérieur et de la recherche scientifique. Université Amine Elokhal El Hadj Moussa Eg Akhamouk Tamanrasset .10-17-18p.
23. Ben-David, A., et Davidson, C.E. (2014). Estimation method for serial dilution experiments . *Journal of Microbiological Methods* Volume 107 , December 2014, Pages 214-221p.
24. Bharti, N. et al., (2017). Plant growth-promoting rhizobacteria for sustainable agricultural practices with special reference to biotic and abiotic stresses . *Plant Growth Regulation* , 83(2), 177-195p.
25. Blancou, J . (2016). Méthodes de conservation de la population microbienne du rumen in vitro. *Rev. Elev. Méd. vét. Pays trop.*, , 29 (4): 305-308p.
26. Bojanic, A.(2011). Quinoa: An Ancient Crop to Contribute to World Food Security. *FAO Fiat Panis*; Rome, Italy.

27. Bosque, H et al., (2003). Ecophysiological analysis of drought and salinity stress of Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Food Rev. Int.* 19, 111–119p.
28. Bossuyt, H., Dene, K., Six, J., Frey, S.D., Merckx, R., Paustian, K. (2001). Influence of microbial populations and residue quality on aggregate stability. *Appl Soil Ecol.* 16(3), 195–208p.
29. Bottner, P., et Billes, G.(1987). La rhizosphère : site d'interactions biologiques. *Revue d'écologie et de biologie des sols.* 24, 369-388p.
30. Boullard, B., Moreau, J. (1962) .Sol, microflore et végétation. Edit. Masson, Paris, 289p.
31. Boussena, S. (2020). Manuel des Travaux Pratiques de Bactériologie. Institut des Sciences Vétérinaires Département de Productions Animales. 17-18p.
32. Bouthier, A., Pelosi, C., Villenave, C., Peres, G., Hedde, M., Ranjard, L., Vian, J. F., Peigne J., Cortet J., Bispo A., Piron D., 2014. Impact du travail du sol sur son fonctionnement biologique. In book: Faut-il travailler le sol ?, Chapter: Impact du travail du sol sur son fonctionnement biologique, Publisher: Quae, Editors: Quae, Arvalis. 85- 108p.
33. Breuil, M. (2007). Biologie 1re année BCPST-véto. Tec & Doc, Lavoisier, Paris.
34. Bryssine, I., Toutain, G. (1970). Étude des sols des palmeraies 1, évolution d'un sol de palmeraie par la culture et la fumure. *Al Awamia*, 35p.
35. Calvet, R. (2013) . Le sol. 2ème éd. Paris : France Agricole. 678 p.
36. Campbell, R. (1985). Plant microbiology. ARNOLD ed., Londres, 191 p.
37. Cappellari, L. R. et al. (2021). *Bacillus* spp. in the rhizosphere of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.): Potential plant growth-promoting bacteria. *Frontiers in Microbiology*, 11, 604-991p.
38. Castillo, C et al.,( 2008) La quinoa en Bolivie: une culture ancestrale devenue culture de rente “ bio-équitable ”. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ. Bolivie* .12(4): 421-435p.
39. Certini, G., et Ugolini, F. C. (2013). An updated, expanded, universal definition of soil. *Geoderma*, 192, 378–379p .
40. Chaudhry, M., Bato, Z ., Khan, G. (2005). Preliminary assessment of plant community structure and arbuscular mycorrhizas in rangeland habitats of Cholistan desert, Pakistan. *Mycorrhiza* 15: 606-611p.
41. Cherif, H., Ayari, F., Ouzaria, H., Marzoratib, M., Brusettib, L., Jedidia, N., Hassena, A., Daffonchiob, D.(2009) . Effects of municipal solid waste compost, farmyard manure and chemical fertilizers on whea growth, soil composition and soil bacterial characteristics under Tunisian arid climate . *European journal of soil biology*, 45.

42. Cheng, Y. T., Zhang, L., & He, S. Y. (2019). Plant-microbe interactions facing environmental challenge. *Cell Host & Microbe*, 26(2), 183-192.
43. Chotte, J.L., Ladd, J.N., Amato, M. (1998). «Sites of microbial assimilation and turnover of <sup>14</sup>C soluble and particulate substrates decomposing in a clay soil », *Soil Biol. & Biochem.*, vol. XXX na 2, pp. 205-218p.
44. Christine, M. (1994). caractérisation de la distribution et du comportement métabolique de la microflore indigène dans un profil de sol. thèse du diplôme de doctorat. ministère de l'agriculture institut national polytechnique de lorraine ensaia. 44-45p.
45. Claire, P. (2011). Le séquençage de l'ADN pour les nuls. Furuta-sciences.
46. Clemmensen, K. E., et al. (2013). Roots and associated fungi drive long-term carbon sequestration in boreal forest. *Science*, 340(6127), 1615p.
47. Compant, S., et al. (2010). Plant growth-promoting bacteria in the rhizo- and endosphere of plants: Their role, colonization, mechanisms involved and prospects for utilization. *Soil Biology and Biochemistry*, 42(5), 669-678p.
48. Daddi Bouhoun, M. (2010). Contribution à 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 Doct. Université Badji Mokhtar Annaba, 365p.
49. Daoud, Y et Halitim, A,( 1994) Irrigation et salinisation au Sahara algérien. *Sécheresse* 5 (3), 151-160p .
50. Daoud, Y., Halitim, A.(1994). Irrigation et salinisation au Sahara algérien. *Sécheresse* 5 (3), 151-160p.
51. Das, S., Lyla, P.S., Khan S.A. (2008). Distribution and generic composition of culturable marine Actinomycetes from the sediments of Indian continental slope of Bay of Bengal, *Chin. J. Oceanol. Limnol.* 26, 166p.
52. Davet, P.(1996).La vie microbienne dans le sol et la production végétale, INRA, Edit, Paris, 383 p.
53. Djigal . (2003). Interactions entre la communauté microbienne du sol (bactéries et champignons mycorhiziens) et les nématodes bactérivores : effets sur la nutrition minérale et la croissance de différentes plantes. Dakar (SEN) ; Dakar : UCAD ; IRD, 143 p.
54. Djigal, D. (2003) . Interactions entre la communauté microbienne du sol (Bactéries et champignons mycorhiziens) et les nématodes bactérivores : Effet sur la nutrition minérale

et la croissance de différentes plantes. Thèse de Doctorat 3ème cycle : Biologie végétale  
Faculté des Sciences et Techniques.Univ, Dakar. 157p.

55. Dommergues, Y., et Mangenot F., 1970. Ecologie microbienne du sol [Microbial ecology of soil]. Masson and Cie editors, Paris, 796 p.

56. Dubost, D. (1994). Pratique de l'irrigation au Sahara. CIHEAM / IAM.

57. Egamberdieva, D., et al. (2017). Plant growth-promoting bacteria: Mechanisms and applications. *Scientifica*, 2017, 1-11p.

58. FAO, ( 2011) . Quinoa: An ancient crop to contribute to world food security. Latin America and the Caribbean, 3-14p.

59. FAO., (2013) . Quinoa et ses espèces sauvages apparentées. Bolivie. N° 538, 3-38p.

60. Fatmawati, U. et al.,(2018). Isolation of actinomycetes from maize rhizosphere from Kupang, East Nusa Tenggara Province, and evaluation of their antibacterial, antifungal, and extracellular enzyme activity. *Indonesian Journal of Biotechnology*.Indonesia. 40-41p.

61. Fierer, N. (2017) . Embracing the unknown: Disentangling the complexities of the soil microbiome. *Nature ReviewsMicrobiology*, 15(10), 579p.

62. Galwey, N.W. (1992) . The potential of quinoa as a multi-purpose crop for agricultural diversification: a review. *Ind. Crops Prod.* 1, 101–106p.

63. Gandarillas, H . (1979) . Genética y origen. Quinoa y Kañiwa, cultivos andinos. Bogota, Colombia, CIID, Oficina Regional para América Latina, 45-64p.

64. Gentry, T et al., (2021). Principles and Applications of Soil Microbiology. 3rd Edition. © Elsevier 2021.

65. Gesinski, K. (2008). Evaluation of the development and yielding potential of *Chenopodium quinoa* Willd. under the climatic conditions of Europe. *Acta Agrobot.* 61, 185–189p.

66. Gheda, S.F., et Ahmed, D.A. (2015). Improved soil characteristics and wheat germination as influenced by inoculation of *Nostockihlmani* and *Anabaena cylindrica*, *Rend. Lincei* 26. 121p.

67. Glick, BR. (1995). The enhancement of plant growth by free-living bacteria. *Can J Microbiol.*,41, 109–117p.

68. Goodfellow, M., Williams, S. T. (1983). Ecology of Actinomycetes. *Annual Review of Microbiology*, 37(1), 189–216p.

69. Halitim, A.(1988) Sols des régions arides d'Algérie. Ed. Office de publication Universitaire, Alger. 384p

70. Hatimi, A., et Tahrouch, S. (2007) Caractérisations chimique, botanique et microbiologique du sol des dunes littorales du Souss- Massa. *Biomatec Echo* [en ligne], 2 (5).85p.
71. Hawksworth, D.L., et Mound, A.,(1991). Biodiversity databases: the crucial significance of collections. In Hawksworth D. L. (ed.) *The biodiversity of microorganisms and invertebrates: its role in sustainable agriculture*. CAB International. Wallington, UK. 17-29.
72. Holajjer, P et al., (2013) . Potential of cyanobacteria for biorational management of plant parasitic nematodes: a review, *Crop Prot.* 53 . 147p.
73. Hollinger, F.B . (1993). *AIDS Clinical Trials Group Virology Manual for HIV Laboratories*, NIH (NIAID Division of AIDS), Rockville MD (1993), pp. MIC-1-MIC-5.
74. Howieson, J. G., et Dilworth, M. J. (2016). *Working with rhizobia*. Canberra, Australia: Australian Centre for International Agricultural Research (ACIAR).
75. Huber, G., et Schaub, C.(2011).*Guide des fertilisations Azotés utilisables en Bio*, Paris, 14 p.
76. Ingham, E . (1985). *Interactions of Bacteria, Fungi, and their Nematode Grazers: Effects on Nutrient Cycling and Plant Growth*.
77. Jacobsen, S.E., et Mujica, A. (2003). The Potential of Quinoa (*Chenopodium quinoa*) in Denmark. I: Domestication, Identity and Sustainability. *Biodiversity and Conservation*, 12(3), 507-526p.
78. James, N. (1958). SOIL EXTRACT IN SOIL MICROBIOLOGY. *Canadian journal of microbiology*. 365p .
79. Janouskova, M., Krak, K., Vosatka, M., Puschel, D ., Storchova, H. (2017). Inoculation effects on root-colonizing arbuscular mycorrhizal fungal communities spread beyond directly inoculated plants. *PLoS ONE* 12(7): e0181525.
80. Jayne, B., et Quigley, M. (2014). Influence of arbuscular mycorrhiza on growth and reproductive response of plants under water deficit: a meta-analysis. *Mycorrhiza* 24, 109–119p.
81. Jensen ,L.E., Nybroe ,O.(1999). Nitrogen availability to *Pseudomonas fluorescens* DF5F is limited during decomposition of barley straw in bulk soil in the barley rhizosphere. *Appl. Environ. Microbiol.* 65: 4320-4328p.
82. Kalia, A., et Gosal S.K., (2011). Effect of pesticide application on soil Microorganisms. *Arch. Agron. Soil. Sci.* 57 (6), 569-596p.

83. Karabi, M. (2017) . Fonctionnement Microbiologique Des Sols Oasiens. Cas De Quelques Sols de la regionde OUARGLA. THESE de DOCTORAT. UNIVERSITE DE OUARGLA. 11-36p.
84. Karthikeyan, N et al., (2007) . Evaluating the potential of plant growth promoting cyanobacteria as inoculants for wheat, Eur. J. Soil Bio 43. 23p .
85. Kellogg, A et *al.*, (2021). A Plant-Fungus Bioassay Supports the Classification of Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) as Inconsistently Mycorrhizal. The Author(s), under exclusive licence to Springer Science+Business Media, LLC part of Springer Nature 2021.
86. Kilbertus, G., et Reisinger, O.(1975). Dégradation du matériel végétal. Activité in vitro et in situ de quelques microorganismes, Rev. Ecol. Biol. Sol., 12, 347–358p.
87. Koch, K,(1883). Über die neuen Untersuchungsmethoden zum Nachweis der Mikrokosmen in Boden, Luft und Wasser. Vortrag auf dem XI. Deutschen Ärztetag in Berlin , Vereinsblatt für Deutschland, Komnüssions-Verlag von FCW Vogel , Leipzig ( 1883 ) , 137. 274p.
88. Koziol, M. (1992) Chemical composition and nutritional evaluation of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). Journal of Food Composition and Analysis. 5, 35-68p.
89. Kumar, S., Stecher, G., Suleski, M., Hedges, S. B. (2017). TimeTree: a resource for timelines, timetrees, and divergence times. Molecular biology and evolution, 34(7), 1812-1819p.
90. Lamoril, J et *al.*, (2008). Les techniques de séquençage de l'ADN : une révolution en marche.
91. Lavelle, P., et Spain, A. V., (2001). Soil Ecology.Kluwer Academic Publishers. Dordrecht, The Netherlands. 65 p.
92. Le Clech, B.(2000) .Agronomie « des bases aux nouvelles orientations ».Edition Synthèses Agricole.Bordeaux.260p.
93. Liu, Y., et al,(2002) .Potato Dextrose Agar Antifungal Susceptibility Testing for Yeasts and Molds: Evaluation of Phosphate Effect on Antifungal Activity of CMT-3. P 1455–1461p.
94. Lutz,M., et Bascuñán-Godoy, L.( 2017) .The Revival of Quinoa: A Crop for Health. A Crop for Health, 38-42p.
95. Macagnan, D et *al.*,(2008). Production of lytic enzymes and siderophores, and inhibition of germination of basidiospores of *Moniliophthora* (ex *Crinipellis*) *perniciosa* by phyllo plane actinomycetes. Biol Control 47(3):309p.

96. Mallouhi, N., Jacquin, F. (1988). Influence des ions sodium sur les mécanismes d'humification. *Sci. Sol*, 26 (4), 215-222p.
97. Mandic, L., Dragutin, D., Dordevic, S. (2005). Soil fungi as indicators of pesticide soil pollution. *Proc Natl Sci Matica Srpska Novi Sad*. 109,97–102p.
98. Mara, D., et Horan. N.(2003). *Handbook of Water and Wastewater Microbiology*. 1st Edition.© Academic Press 2003.
99. Meyer, A et al.(2004) *Cours de microbiologie générale avec problèmes et exercices corrigés*. 2e édition. 01.430p.
- 100.Miranda, M., Vega-Gálvez, A., Quispe-Fuentes, I., et al. (2013). Physical, Chemical, and Functional Properties of Quinoa Starch. *Food Science and Technology International*, 19(3), 257-264p.
- 101.Mokrane, S., Bouras, N., Sabaou , N., Mathieu, F.(2013). Actinomycetes from saline and nonsaline soils of Saharan palm groves:Taxonomy, ecology and antagonistic properties. *African Journal of Microbiology Research*. Vol. 7(20), 2167-2178p,
- 102.Morel, R. (1996) .*Les sols cultivés*, 2ème Ed INRA. Paris.
- 103.Morel, R.(1996).*Les sols cultivés*, 2ème Ed INRA. Paris.
- 104.Moreno, B., Garcia-Rodriguez, S., Canizares, R., Castro, J., Benitez, E.(2009). Rainfed olive farming in southeastern Spain: Long-term effect of soil management on biological indicators of soil quality. *Agri. Ecosyst. Environ*. 131,333–339p.
- 105.Mujica, A et al.(2001). Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.): ancestral cultivo andino, alimento del presente y futuro. CIP, UNAP. FAO, CD Cultivos Andinos, version 1.0. Santiago, Chile.
- 106.Munns, R.(2009). Strategies for Crop improvement in Saline Soils. Chapter 11. In M. Ashraf, M. Ozturk, H.R. Athar (ed.), *Salinity and water stress, improving crop efficiency*, Springer Science. Business Media B.V.
- 107.Narea, A. (1976). La producción de quinua en el Perú, in *Segunda Convención Internacional de las Quenopodiáceas* (Potosi: Universidad Boliviana Tomas Frias), 170–177p.
- 108.Oliver, J.D. (2010) . Recent findings on the viable but nonculturable state in pathogenic bacteria *FEMS Microbiol. Rev.*, 34 (2010), 415p.
- 109.Olivier, L .(2016). *La reproduction bactérienne Multiplication, conservation et innovation génétiques*. EPLEFPA Dijon Quetigny Plombières-lès-Dijon Site de Quetigny (21) • LEGTA Olivier de Serres Classe préparatoire ATS (Adaptation Technicien Supérieur) Biologie Préparation des Concours agronomiques et vétérinaires (voie C). 02.

- 110.Olsen, R.A., Bakken, L.R.(1987). Viability of soil bacteria : optimization of plate-counting technique and comparison between total counts and plate counts within different size groups. *Microb. Ecol.*, 13,59-74p.
- 111.Osman, K.T.(2013). *Soils: Principles, Properties and Management*. Springer ScienceBusiness Media Dordrecht, DOI 10.1007/978-94-007-5663-2
- 112.Oustani, M.(2006).Contribution à 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 (cas d'Ouargla). Mémoire de magister, Université de Ouargla, 187p.
- 113.Pacheco, A et Morlon, P .(1978) Los sistemas radicales de las plantas de interés económico en el Altiplano de Perú. Mimeo. Puno, Perú.
- 114.Piton, C et Richard, J. (1983). Influence de l'agitation des échantillons de lait cru sur les résultats de dénombrement de trois groupes microbiens d'intérêt technologique. Laboratoire de Microbiologie Laitière et de Génie Alimentaire, C.N.R.Z, - 78350 Jouy-en-Iosas (France). 405-41p.
- 115.Powlson, D.S. et Jenkinson, D.(1981). A comparison of the organic matter, biomass, adenosine triphosphate and mineralizable nitrogen contents of ploughed and direct-drilled soils. *J. Agric. Sci.* 97, 713-721p
- 116.Prasanna, R ., et al. (2013). Cyanobacteria mediated plant growth promotion and bioprotection against Fusarium wilt in tomato, *Eur. J. Plant Pathol* 136. 337p.
- 117.Ranganathan, S., Gribskov, M.,Tan, T. W. (Eds.). (2008). *Computational systems biology: From molecular mechanisms to disease*. CRC Press.
- 118.Recou, S., Lashermes, G., Bertrand, I., Garnier , P.(2015). La biomasse microbienne du sol : rôle dans le contrôle et le Couplage des cycles du carbone et de l'azote dans les systèmes Solplante. Utilisation du potentiel biologique du sol. (Colloque du 24 juin 2015).
- 119.Risi, C. J et Galwey ,N. W.(1984) Chenopodium grains of the Andes: Inca crops for modern agriculture. *Advances in applied biology*.
- 120.Robert , M.(1996) *Le sol : interface dans l'environnement, ressource pour le développement*. Masson, Paris, 241p.
- 121.Roger, P.A., et Kulasoorya, S.A. (1980) . *Blue-Green Algae and Rice*. The International Rice Research Institute, Manila, Phillipines.
- 122.Ruiz , K. B et al., (2014) Quinoa biodiversity and sustainability for food security under climate change: a review. *Agron. Sustain. Dev.* 34, 349–359p.

123. Ruiz, K.B., Biondi, S., Oses, R., et al. (2014). Quinoa—A Model Crop for Understanding Salt-Tolerance Mechanisms in Halophytes. *Plant Biosystems*, 148(4), 965-969p.
124. Rydlová, J et Vosfitka, M. (2001). Association of dominant plant species with arbuscular mycorrhizal fungi during vegetation development on coal mine spoil bank. *Folia Geobotanica* 36: 85-97p.
125. Rydlová, J., et Vosfitka, M. (2001). Association of dominant plant species with arbuscular mycorrhizal fungi during vegetation development on coal mine spoil bank. *Folia Geobotanica* 36: 85-97p.
126. Sablonnier, B. (2002). *Biologie microbienne [Microbial biology]*. pp. 157-202p.
127. Sayers, E. W., Barrett, T., Benson, D. A., Bryant, S. H., Canese, K., Chetvernin, V., Li, W. (2009). Database resources of the National Center for Biotechnology Information. *Nucleic acids research*, 37D5-D15.
128. Sharma, S et al., (2011) Isolation of Phosphate Solubilizing Microorganism (PSMs) From Soil. Institute of Biomedical Education and Research, Mangalayatan University, Beswan- Aligarh, U.P. India. 93p.
129. Singh, P. et al., (2022). *Environmental Applications of Microbial Nanotechnology. Emerging Trends in Environmental Remediation*. 1st Edition. © Elsevier 2022.
130. Soltner, D. (2003). *Les bases de la production végétale, le sol et son amélioration*. Tome I, modifier la collection science technique agricole, 472 p.
131. Sorensen, L. (1997). The rhizosphere as a habitat for soil microorganisms. In: Van Elsas J.D, Trevors I. T. & Wellington E. M. H. (eds) *Modern soil microbiology*. Marcel Dekker, INC. New York. 21-45p.
132. Swift, M. J. (2005). "Human impacts on biodiversity and ecosystem services: an overview," in *The Fungal Community its Organization and Role in Ecosystems*, eds J. Dighton, J. F. White, and P. Oudemans (Boca Raton, FL: CRC Press), 627–641p.
133. Taswell, C. (1984). Limiting dilution assays for the determination of immunocompetent cell frequencies. III. Validity tests for the single-hit Poisson model. *J. Immunol. Methods*, 29p.
134. Tate, R. L. (1995). *Soil microbiology*. John Wiley & Sons, Inc. New Jersey. USA. 398 p.
135. Teste, F., Jones, M. D., Dickie, I.A. (2020). Dual-mycorrhizal plants: their ecology and relevance. *New Phytologist* 225: 1835-1851p.

136. Thorn, G., (1997). The fungi in soil. In: Van Elsas J.D, Wellington EMH, Trevors ST (Eds. Modern Soil Microbiology, New York Marcel Dekker.63-127p.
137. Treseder, K. K., et Lennon, J. T.(2015). Fungal traits that drive ecosystem dynamics on land. *Microbiol. Mol. Biol. Rev.* 79, 243–262p.
138. Trouvelot, S., Bonneau, L., Redecker, D., Tuinen, D., Van Adrian, M., Wipf, D. (2015). Arbuscular mycorrhiza symbiosis in viticulture : A review. *Agronomy for Sustainable Development* 35: 1449-1467p.
139. USDA. (2016). Breeding and agronomy of quinoa for organic farming system. In: <https://portal.nifa.usda.gov/web/crisprojectpages/1010611-breeding-and-agronomy-of-quinoa-fororganic-farming-systems.html>
140. Valencia-Chamorro, S. A. (2003). Quinoa. In *Encyclopedia of Food Science and Nutrition*.
141. VELOSO, A. (2016). Impacts de l'essor international du quinoa. Haute École de Gestion de Genève. 13P.
142. Waksman, S.A. (1959). Strain specificity and production of antibiotic substance. X. Characterization and classification of species within the *Streptomyces griseus* group. *Proc. Natl. Acad. Sci. USA* 45, 1043–1047p.
143. Wollum, A.G. (1982). Cultural methods for soils microorganisms. In "Methods of soil analysis. Part 2. Chemical and microbiological properties". *Agronomy Monograph* n09 (2nd édition), 781- 802p.
144. Wu, T., Ayres, E., Li, G., Bardgett, R. D. (2009). Molecular profiling of soil animal diversity in natural ecosystems: Incongruence of molecular and morphological results. *Soil Biol Biochem* 41:849–857p.
145. Yandigeri, M.S., et al. (2013). Studies on mineral phosphate solubilization by cyanobacteria *Westiellopsis* and *Anabaena*, *Microbiology* 80. 558 p.
146. Yazar, A, et Kaya, C., (2014) A New Crop for Salt Affected and Dry Agricultural Areas of Turkey: Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). Çukurova University. Adana. Turkey. Vol (2). 1440-1446p.
147. Young, I.M., et CRAWFORD, J.W. (2004). Interactions and Self-Organization in the Soil- Microbe Complex. *Science* 304: 1634-1637.
148. Zahran, H.H. (1997). Diversity, adaptation and activity of the bacterial flora in saline environments. *Biol. Fertil. Soils.* 25, 211-223p.

149.Zombre, P.N. (2006). Variation de l'activité biologique dans les zipella (sols nus) en zone subsahélienne du Burkina Faso et impact de la technique du zaï (techniques des poquets). *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.* 10 (2), 139 – 148p.

*Annexes*

## Annexes

**Tableau 1 :** Echelle d'interprétation de pH dans l'extrait aqueux 1/2,5 (Aubert, 1978).

Extrait 1 /2,5	
Valeur de pH	Classe d'interprétation
<4.5	Extrêmement acide
4.5 – 5.0	Très fortement acide
5.1 – 5.5	Fortement acide
5.6 – 6.0	Moyennement acide
6.1 – 6.5	Légèrement acide
6.6 – 7.0	Très légèrement acide
7.1 – 7.5	Très légèrement alcalin
7.6 – 8.0	Légèrement alcalin
8.1 – 8.5	Moyennement alcalin
>8.6	Très fortement alcalin

**Tableau 2:** Echelle d'interprétation de la salinité pour l'extrait 1/5 (USSSL Staff, 1954 ; Aubert, 1978).

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