

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LARECHERCHE
SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE MOULOUD MAMMERI DE TIZI-OUZOU
FACULTE DES SCIENCES BIOLOGIQUES ET DES SCIENCES AGRONOMIQUES
DEPARTEMENT D'ECOLOGIE ET ENVIRONNEMENT

MEMOIRE DE MASTER

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Ecologie et Environnement

Spécialité : Biodiversité et Ecologie Végétale



THEME

**Inventaire des champignons du sol rhizosphérique
de l'espèce *Artemisia campestris* L. de la station de Chabka 2,
commune de Ain Fekka, wilaya de Djelfa (Algérie).**

Présenté par :

AINOUZ Lítica

AIT AMARA Thanina

Le : 18/09/2023

Devant le jury :

M^{me} SAADOUN N.

Professeur (UMMTO)

Présidente

M^{me} BERRACHED R.

MCB (UMMTO)

Promotrice

M^{me} MECHIAH F.

Docteur (UMMTO)

Co-promotrice

M^{er} OUDJIANE A.

MCB (UMMTO)

Examineur

Promotion : 2022 /2023

Remerciements

On remercie

Notre promotrice, Madame BERRACHED Rachda, pour avoir accepté de nous encadrer et pour nous avoir proposé ce sujet passionnant. Elle s'est toujours souciee de remplir sa tâche d'enseignante avec autant de brio que de ferveur. Elle aura marqué notre parcours d'étudiant par ses qualités scientifiques, pédagogiques et humaines notre respect et notre estime pour elle sont intarissables.

Notre co-promotrice, Mademoiselle MECHEIAH Fahima, pour nous avoir dirigé tout au long de ce travail, pour son dévouement, sa disponibilité, et son esprit critique et scientifique édifiant. Son aide permanente, son soutien et ses encouragements ont été plus que précieux. Qu'elle retrouve ici l'expression de nos sincères reconnaissances.

Le professeur SAADOUN Noria directrice du laboratoire « Ressources Naturelles » de l'Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou, pour nous avoir fait l'honneur de présider le jury de soutenance et d'examiner ce modeste travail.

Mrs OUDJIANE Ahmed pour avoir accepté d'examiner ce travail.

On remercie aussi le HCDS « Haut-commissariat au Développement de la Steppe » de Djelfa pour leur grand appui sur le terrain et leur disponibilité et leur aide toute au long de notre sortie pédagogique.

Dédicaces

Nous dédions ce modeste travail à nos chers parents qui nous ont tant soutenu ainsi qu'à tous ceux qui ont cru en nous et qui nous ont poussé à aller de l'avant en nous encourageant à ne pas lâcher prise.

Sommaire

Liste des abréviations.....	
Liste des figures	
Liste des tableaux.....	
Glossaire.....	
Introduction générale.....	1
Chapitre 1. Généralités sur les champignons.....	3
Introduction	4
1. Mode de vie	4
1.1 Saprophytes	4
1.2 Parasites.....	4
1.3 Symbiotes	4
2. Appareil végétatif des champignons.....	5
3. Principaux groupes fongiques.....	5
3.1 Chtridiomycota	6
3.2 Mucoromycota.....	6
3.3 Glomeromycota	7
3.4 Dikarya	7
3.4.1. Ascomycota.....	7
3.4.2. Basidiomycota.....	9
4. Reproduction des champignons.....	9
4.1. Reproduction asexuée.....	10
4.2. Reproduction sexuée	10
4.2.1. Oospores.....	10
4.2.2. Zygosporé.....	11
4.2.3. Ascospores	11
4.2.4. Basidiospores	11
5. Rôles des champignons du sol	11

Chapitre 2 : Présentation de l'espèce *Artemisia campestris* L.

1. Présentation d' <i>Artemisia campestris</i> L	14
2. Classification systématique	14
3. Description botanique.....	15
4. Répartition géographique et habitat	16
5. Ecologie de la plante	16
6. Composition chimique.....	17
7. Utilisation de la plante	18
8. Le sol.....	20
9. La rhizosphère	21
9.1. Étymologie	
9.2 Définition	
10. La microflore rhizosphérique.....	22
11. Fonction de la rhizosphère.....	23
12. L'extension spatiale de la rhizosphère.....	24
12. L'influence de la rhizosphère sur la nutrition.....	24

Chapitre 3. Matériel et méthodes.....

1. Description de la zone d'étude	27
1.1. Situation géographique.....	27
1.2. Climat et bioclimat de la station d'étude	28
1.2.1 Source des données climatiques.....	28
1.2.2. Précipitations.....	28
1.2.2.1. Pluviosité moyenne mensuelle.....	28
1.2.2.2. Régime pluviométrique saisonnier.....	29
1.2.2.3 Températures.....	29
1.2.3. Synthèse climatique.....	30
1.2.3.1. Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gaussen (1953).....	30
1.2.3.2. Zonation éco-climatique de Le Houérou (1995).....	31

2. Méthodologie.....	32
2.1. Echantillonnage sur le terrain.....	32
2.2. Préparation du milieu de culture.....	32
3. Isolement des souches fongiques	33
3.1. Méthode des suspensions-dilutions	33
3.2. Mise en culture	33
3.3. Méthodes d'identification des souches fongiques	34
3.3.1. Identification macroscopique	34
3.3.2. Identification microscopique.....	35
4. Analyse statistique.....	36

Chapitre 4. Résultats et discussion

1. Diversité et abondance des genres fongiques sous les touffes d' <i>Artemisia campestris</i> L	38
2. Description de quelques champignons identifiés	40
2.1. <i>Aspergillus</i>	40
2.2. <i>Fusarium</i>	41
2.3. <i>Penicillium</i>	42
2.4. <i>Cladosporium</i>	42
2.5. <i>Aureobasidium</i>	44
2.6. <i>Trichoderma</i>	44
3. Richesse spécifique des genres fongiques recensés	45
4. Analyse de variance (ANOVA).....	47
5. Analyse en composantes principales (ACP).....	49
Conclusion générale.....	54

Références bibliographiques

Liste des abréviations

- % : Pourcentage
- °C : Degré Celsius
- **ACP** : Analyse en composantes principales
- **ANOVA** : Analyse des variances
- **MA** : Mycorhiziens à arbuscules
- **PDA**: potato-dextrose-agar
- **A. C**: *Artemisia Campestris* L.

Liste des figures

Figure 1 : Structure des hyphes. (A) : Hyphe coenocytique (B) : Hyphe cloisonné ; (C) : Hyphe unicellulaire (Bouzid, 2015)	5
Figure 2 : Cycle de reproduction des Chytridiomycota (James et al., 2006).....	6
Figure 3 : Cycle de développement de <i>Rhizopus nigricans</i> (Bouchet et al., 1999).....	7
Figure 4 : <i>Penicillium brevicompactum</i> . (A) : Micrographie d'un conidiophore mûr coloré avec du bleu de coton ; (B) : Dessin de conidiophore et de conidies) (Peterson et al., 2004).....	8
Figure 5 : Principaux caractères morphologiques d' <i>Aspergillus</i> (Raper et Fennel, 1965).....	9
Figure 6 : Cycle de reproduction des Basidiomycota (Lebreton, 2018).....	10
Figure 7 : Reproduction chez les champignons (Tikour, 2018).....	11
Figure 8 : Photo de l'espèce <i>Artemisia campestris</i> L. durant la phase végétative (A) et durant la reproduction (B)	14
Figure 9 : <i>Artemisia campestris</i> : (A) Bourgeons floraux ; (B) et (C) Inflorescence : capitule ; (D) : Fructification	16
Figure 10 : Composition d'un sol.....	21
Figure 11 : Photos du sol rhizosphérique et racines de l'armoise champêtre	22
Figure 10 : Localisation de la station d'étude Chabka2	27
Figure 11 : Pluviosité moyennes mensuelles de la station de Chabka 2 (1975-2017)	28
Figure 12 : Régime pluviométrique saisonnier de la station de Chabka 2	29
Figure 13 : Données de températures représentatives de Chabka2	30
Figure 14 : Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gaussen de Chabka2 (1975-2017)	31
Figure 15 : Zonation éoclimatique de la station d'étude selon la méthode de Le Houérou (1995)	32
Figure 16 : Technique des suspension-dilutions (Rapilly, 1968)	34
Figure 17 : Observation macroscopique des culture encensé de sol d' <i>Artemisia campestris</i>	35
Figure 18 . Abondance des différents phyla fongiques recensés dans les sols rhizosphériques d' <i>Artemisia campestris</i> L. de la station de Chabka 2	36
Figure 19 . Aspect macroscopique de la colonie du genre <i>Aspergillus</i>	37
Figure 20 . Aspect microscopique des différentes structures fongiques du genre <i>Aspergillus</i>	38
Figure 21 . Photo de <i>Fusarium</i> . (A) : Aspect macroscopique de la colonie ; (B) : Aspect microscopique de différentes structures fongiques du genre <i>Fusarium</i>	39

Figure 22. Photos du genre <i>Penicillium</i> . (A) : Aspect macroscopique de la colonie ; (B) : Aspect microscopique des différentes structures fongiques	40
Figure 23. Photos du genre <i>Cladosporium</i> . (A) : Aspect macroscopique de la colonie ; (B) : Aspect microscopique des différentes structures fongiques	41
Figure24 : Photos du genre <i>Aureobasidium</i> . (A) : Aspect macroscopique de la colonie ; (B) : Aspect microscopique des différentes structures fongiques.....	48
Figure25. Photos du genre <i>Trichoderma</i> . (A) : Aspect macroscopique de la colonie ; (B) : Aspect microscopique des différentes structures fongiques.....	49
Figure 26 : ACP de la réparation des genres fongiques isolées des sols sous <i>Artemisia campestris</i> L. de la station de Chabka 2.....	51
Figure 26. Représentation de l'analyse en composantes principales (ACP) des genres mycoendophytes recensés au niveau des racines des sujets d' <i>Artemisia campestris</i> échantillonnés dans la station de Chabka2 de la wilaya de Djelfa.....	52

Liste des tableaux

Tableau 1. Relation entre les composés chimiques et les activités biologiques d' <i>A. campestris</i>	18
Tableau 2 : Nombre des microorganismes du sol sur une profondeur de 0 à 15 cm.....	22
Tableau 3 : Cumuls mensuels et annuels des précipitations (en mm) de la station Chabka 2 (1975-2017)	(annexe)
Tableau 4 : Températures mensuelles de la station de Chabka (1975-2017).....	(annexe)
Tableau 5 : Données et variables calculées utilisés dans la classification écoclimatique de LeHouérou (1995) de Chabka2	26
Tableau 6 : Abondance des genres fongiques isolés à partir des sols sous <i>Artemisia campestris</i> L	33
Tableau 7. Richesse spécifique des genres fongiques isolés à partir des sols <i>Artemisia Campestris</i> L. de la station de Chabka 2	40
Tableau 8. Résultats de l'analyse de variance (ANOVA) des genres fongiques recensés	41
Tableau 9. Résultats de l'analyse de variance (ANOVA) réalisé par Bekhti.....	
Tableau 10. Matrice de corrélation de Pearson entre les genres fongiques recensé et identifiés à la station de Chabka 2	41

Glossaire

1. **Amiboïde** : déplacement d'une cellule vivante sur son support par une reptation fondée sur l'émission d'un pseudopode vers l'avant, tel qu'on l'observe chez les amibes qui sont des Protozoaire des eaux douces ou salées, des sols humides, se déplaçant grâce à des pseudopodes.
2. **Autolyse** : destruction des tissus vivants par leurs propres enzymes, sans agent extérieur : cadavres, fruits en post-maturité (blettissement des poires).
3. **Biotrophie** : décrit un mode d'alimentation où un parasite (ou un symbiote) a besoin de son hôte pour rester en vie.
4. **Caryogamie** : fusion des noyaux mâle et femelle à la suite de la fécondation, lorsque cette fusion est retardée par rapport à celle des gamètes (C'est le cas chez les champignons supérieurs ; chez les autres groupes, la fusion des noyaux est plus souvent appelée amphimixie).
5. **Cladisme ou la cladistique** : est la théorie des clades et des cladogrammes, et de la reconstruction des relations de parenté entre les êtres vivants.
6. **Messicole** : Ce mot vient du latin *messio* qui signifie "moisson" et lorsqu'on parle de plantes messicoles, il s'agit de plantes annuelles ou parfois vivaces qui poussent dans les champs de céréales où leurs graines germent souvent à l'automne ou en hiver pour s'épanouir pleinement avant ou au moment des moissons. En fait, elles résistent au travail du sol, restent en terre et germent ensuite.
7. **Nécrotrophie** : est une stratégie parasitaire d'agents pathogènes. Le nécrotrophe est un organisme hétérotrophe qui infecte les tissus vivants de son hôte mais tire sa nourriture de tissus tués par lui avant d'être colonisé.
8. **Phylloplane** : est le siège d'interactions entre la plante et son environnement. C'est l'interface entre les tissus foliaires et les milieux abiotique et biotique.
9. **Ubiquiste** : une espèce est qualifiée d'ubiquiste ou encore ubiquitaire lorsqu'elle se maintient dans plusieurs biotopes tout en occupant des niches écologiques (très) variées, éventuellement avec une distribution géographique étendue. En écologie, l'inféodation est le caractère opposé à l'ubiquisme.
10. **Corémie**, ou synnema, est chez certains champignons une petite colonne non anguleuse composée d'un faisceau d'hyphes dressé et formant un conidiome, c'est-à-dire un regroupement de plusieurs conidiophores. Ce genre de structure est lié à la reproduction végétative car il produit des conidies. La corémie est dite « déterminée » lorsque la zone fertile est située dans la partie apicale de la colonne et « indéterminée » lorsque la zone fertile est située dans toutes les parties. Il existe aussi des corémies composées dont l'axe principal porte des ramifications latérales fertiles elles sont notamment présentes chez certains deutéromycètes.

11. Xénobiotiques : désigne ce qui est étranger à la vie (= substance, molécule, étrangères à la biosphère) ; molécules chimiques de synthèse étrangères à l'organisme et résistantes à la biodégradation. C'est une substance qui possède des propriétés toxiques, même à très faible concentration (exemple les pesticides).

Introduction

Le sol est une ressource de base pour les êtres vivants. C'est un compartiment essentiel de tous les écosystèmes continentaux, car il est le support des racines des plantes qui sont la base d'alimentation des animaux (Locatelli, 2013). À une échelle microscopique, le sol constitue un environnement où interagissent directement ou indirectement de nombreux microorganismes entre eux, mais aussi avec les composantes abiotiques du sol (matière organique, matrice minérale) et avec les racines des plantes (Albino et Andrade, 2006). Les sols des zones arides et semi-arides étaient supposés pendant longtemps, comme des milieux stériles. Mais les travaux d'exploration ont montré qu'il existe des espèces microbiennes, qui s'adaptent aux conditions climatiques extrêmes (Sasson, 1967).

Les champignons du sol sont des microorganismes filamenteux, unicellulaires, hétérotrophes et ubiquistes. Ils représentent l'un des plus importants groupes d'organismes sur terre, qui jouent un rôle clé dans un grand nombre d'écosystèmes (Mueller et Schmit, 2007) notamment dans le recyclage des matières organiques, en puisant leur énergie à partir des sources carbonées externes. Ces microorganismes sont très répandus dans la nature, généralement au niveau des végétaux en décomposition (Lecellier, 2013). Ces champignons sont capables de former une association mutualiste avec les racines des plantes, où ils échangent des nutriments et des composés organiques. En échange, ils reçoivent des sucres et autres substances essentielles produites par la plante.

Ils jouent un rôle important dans la santé des plantes et dans la fertilité du sol. Ils aident à la captation des nutriments, tels que le phosphore, et à l'amélioration de l'absorption de l'eau par les plantes. Ils peuvent également aider à la protection des racines contre les pathogènes et à la dégradation des résidus végétaux.

De nombreuses études ont été menées sur la diversité des champignons dans les sols des régions arides et semi-arides (Mouchacca, 2005 ; Ouali et Yaddaden, 2019 ; Ould Ahmed, 2019 ; Boutiba et Khelifi, 2020 ; Mechiah 2023).

L'Algérie est dotée d'un patrimoine floristique très diversifié, notamment dans le domaine des plantes aromatiques et médicinales. Le genre *Artemisia* a été considéré comme l'un des genres les plus connus, en pharmacie et dans l'industrie alimentaire. D'ailleurs, plusieurs espèces d'*Artemisia* ont attiré les chercheurs en raison de leur teneur en composants bioactifs. Parmi elles, *Artemisia campestris* L. communément appelée "Tgouft", pousse dans les sols sablonneux arides et semi-arides. Cette plante est largement utilisée en médecine traditionnelle par les populations locales (Boudjouref et al., 2018) et elle est caractérisée par plusieurs activités biologiques telles que les activités antimicrobiennes, antifongiques, anti-inflammatoires, antioxydantes, cytotoxiques, antivenimeuses et bien d'autres encore effets pharmacologiques (Al-Snafi, 2015). Cependant, les travaux concernant les interactions entre cette espèce et son environnement biotique et abiotique, à notre connaissance, n'existent pas, à l'exception de l'étude des mycoendophytes réalisée par Bekhti (2023).

Dans le cadre de notre étude, nous nous sommes intéressés à l'étude de la diversité des champignons et leurs abondances dans le sol rhizosphérique d'*Artemisia campestris* L. au niveau de la station Chabka 2, commune de Ain Fekaa, wilaya de Djelfa (Algérie). Cette étude a été réalisée au niveau du laboratoire de recherche des Ressources Naturelles de l'Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou (U.M.M.T.O) où nous avons procédé à l'isolement,

L'identification (macroscopique et microscopique) et la quantification de la microflore fongique sous les pieds de l'*Artemisia Campestris* L.

Notre mémoire est organisé en quatre chapitres :

- Le chapitre 1 résume une bibliographie sur les champignons ;
- Le chapitre 2 description de la plante étudiée *Artemisia campestris* L. ;
- Le troisième chapitre présente le matériel et les méthodes utilisés et même la description de la zone d'étude.
- Le quatrième chapitre concerne les résultats et la discussion de ces derniers

Enfin une conclusion générale rappelle les résultats originaux

Chapitre 1

Généralités sur les champignons

Les champignons constituent l'un des groupes d'Eucaryotes les plus importants qui jouent un rôle clé dans les cycles des éléments nutritifs et du carbone dans les écosystèmes terrestres (Tedersoo et *al.*, 2014). Ils sont les principaux clades de la vie, environ 80 000 espèces de champignons ont été décrites, mais le nombre réel d'espèces a été estimé à environ 1,5 million (Hawksworth et *al.*, 1995 ; Hawksworth, 2001). Les champignons sont appelés aussi « mycètes », incluant des aspects macroscopique et microscopique avec un aspect filamenteux ou levuriforme. Ils sont hétérotrophes et plus particulièrement absorbotrophes car ils absorbent les nutriments présents dans leur milieu (Lecellier, 2013). Ses espèces se trouvent dans de nombreuses niches écologiques et pratiquement dans toutes les espèces végétales et les écosystèmes. Ils peuvent décomposer des substrats organiques ou agir tant que mutualistes, parasites ou agents pathogènes. Le mode de reproduction peut être sexué ou asexué (Madelin, 1994).

1. Mode de vie

Les champignons ont un rôle très important dans la dégradation de la matière organique et constituent une part importante des décomposeurs sur terre. De plus, certains champignons peuvent être phytopathogènes ou provoquent des mycoses chez les animaux. Un troisième mode de vie, symbiotique, est également très répandu (Lutzoni et *al.*, 2004).

1.1. Saprophytisme

Le saprophytisme se caractérise par la capacité d'un être vivant de se nourrir à partir de la matière organique morte, dont il absorbe les éléments nutritifs prédigérés grâce à l'excrétion d'enzymes extracellulaires. Les champignons saprophytes, en décomposant la litière organique, produisent l'humus (Sénéquier-Crozet et Canard 2016). La plupart des champignons dits « épiphytes » retrouvés à la surface de la majorité des plantes supérieures (phylloplan) et de la litière organique, sont des saprophytes généralistes. Lors de la sénescence de ces plantes, les épiphytes saprophytes finissent par pénétrer la plante pour la décomposer (Legault, 1989).

1.2. Parasitisme

Ce mode de vie est caractérisé par la capacité d'un champignon à tirer des éléments nutritifs provenant d'un autre organisme. Cette interaction se fait au détriment de l'organisme parasité, qui est alors victime de symptômes du fait de la présence du parasite. Le parasitisme est délétère pour l'hôte et indispensable pour le parasite. Les champignons parasites peuvent être nécrotrophes ou biotrophes (Sénéquier-Crozet et Canard, 2016).

1.3. Symbiose

Le terme symbiose a été défini par le botaniste allemand de Bary (1889) comme toute relation de vie en commun quelle que soit la nature de cette relation. C'est une association à bénéfices réciproques entre deux organismes taxonomiquement différents. Il existe des relations symbiotiques entre les plantes et les champignons (Durrieu, 1993). La majorité des plantes terrestres (90%) sont capables d'établir une symbiose pour échanger mutuellement des éléments nutritifs nécessaires à leur bon développement. Les champignons hétérotrophes fournissent des éléments minéraux à la plante tel que l'azote et le phosphore et ils reçoivent des molécules carbonées issues de la photosynthèse (Duhoux et Nicole, 2004 ; Redon, 2009).

2. Appareil végétatif des champignons

L'appareil végétatif se compose d'une structure de base appelée hyphe (Matheiw, 1995 *in* Almi, 2016), qui représente des filaments tubulaires microscopiques, souvent ramifiés en différentes directions et se développant à la surface et à l'intérieur du substrat, à partir duquel les champignons se nourrissent (Bouزيد, 2015). Tout cela forme un réseau de filaments ramifiés : le mycélium (Matheiw, 1995 *in* Almi, 2016). Ce réseau a une longueur indéterminée et un diamètre qui varie selon la fonction de l'espèce et les conditions de croissance. Les hyphes croissent seulement au niveau de leurs extrémités ; ils peuvent dégénérer par autolyse ou être dégradées par d'autres organismes (hétérolyse). Chez la majorité des groupes fongiques, les hyphes ont des cloisons transversales, appelées aussi septa, disposées à des intervalles plus ou moins réguliers sur toute leur longueur. Ces cloisons divisent chaque hyphe en compartiments individuels ou cellules qui peuvent contenir un, deux ou plusieurs noyaux. Les hyphes de ce type sont dits septées et caractérisent les Ascomycota, les Basidiomycota et les Deutéromycota (Figure 1A). Les cloisons sont absentes dans les hyphes de la plupart des Chytridiomycota, des Zygomycota et des Glomeromycota excepté quand elles se forment comme des parois totales pour isoler des structures vieilles ou reproductives. Dans ce cas, les hyphes sont dits aseptées ou coenocytiques (Figure 1B) (Bouزيد, 2015).

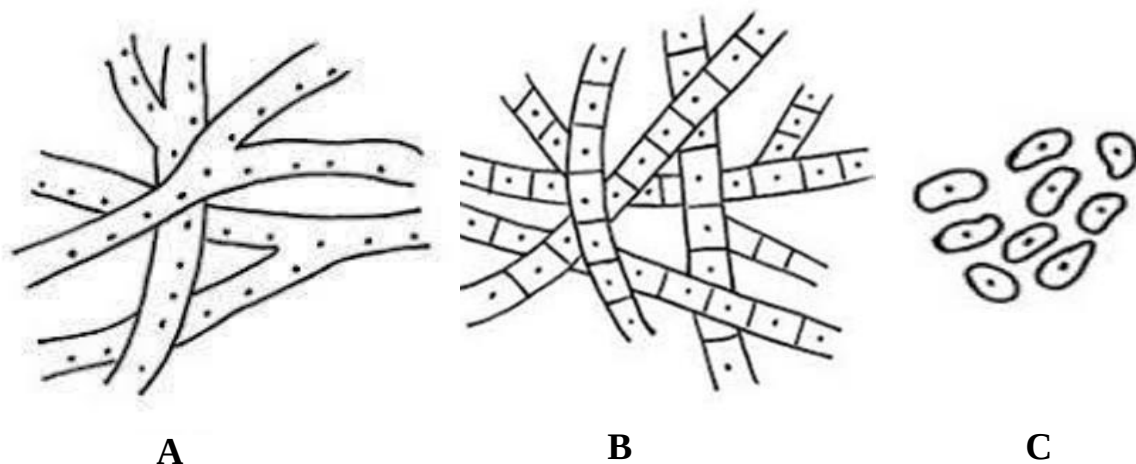


Figure 1 : Structure des hyphes. (A) : Hyphe coenocytique ; (B) : Hyphe cloisonné ; (C) : Hyphe unicellulaire (Bouزيد, 2015).

L'appareil végétatif des champignons peut être également unicellulaire et vivant comme des levures ou des organismes de type levures chez certains Chytridiomycota. Ces thalles sont formés de cellules qui sont d'habitude uninucléées (Figure 1C). Certains de ces champignons unicellulaires sont dimorphiques capables de se développer soit comme mycélium soit comme levure en fonction des conditions de croissance (Bouزيد, 2015).

3. Principaux groupes fongiques

Le monde des champignons est reconnu, par le fait de caractères propres, comme un monde vivant à part parmi les règnes vivants (Michel, 1997). Leur classification a connu de nombreuses modifications depuis 1950, en intégrant notamment le concept évolutionniste par l'intermédiaire du cladisme. Les marqueurs utilisés pour classer les espèces relèvent non

seulement des caractères macroscopiques, mais également biochimiques et génétiques. La nouvelle classification a considérablement simplifié le règne des champignons. Ce règne ne contient désormais que des organismes dépourvus de phase amiboïde. Le règne des champignons est subdivisé en cinq phyla : Chytridiomycota, Glomeromycota, Mucoromycota et les Dikarya (Ascomycota et Basidiomycota) (James et *al.*, 2006).

3.1. Chytridiomycota

Les Chytridiomycota regroupent des espèces fongiques produisant des spores uniflagellées (zoospores) constituant la lignée évolutive la plus ancienne des champignons et ils témoignent d'une vie majoritairement aquatique (James et *al.*, 2006) (Figure 2). Ce groupe comprend 4 ordres, 13 familles, 99 genres et près de 686 espèces (Kirk et *al.*, 2008 ; Lee et *al.*, 2012).

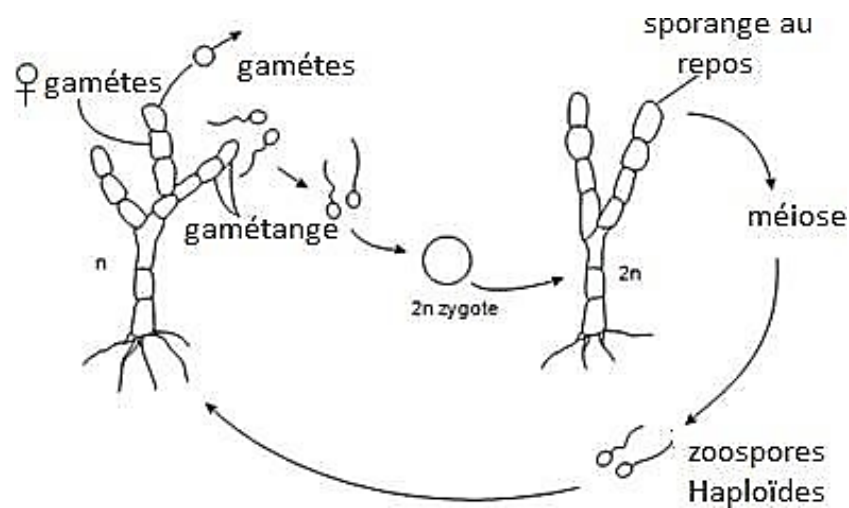


Figure 2 : Cycle de reproduction des Chytridiomycota (James et *al.*, 2006).

3.2. Mucoromycota

Les Mucoromycota étaient traditionnellement organisés en un seul phylum et deux classes, Zygomycètes et Trichomycètes. Les deux classes partagent des caractéristiques communes comme le mycélium coénocytique. Ce sont des champignons dépourvus de cellules flagellées. En effet, ils ont un zygote provenant de la fusion de deux gamétocystes plurinucléés (cryptogamie), qui devient une spore de résistance plurinucléée, appelée zygospor (Lanier et *al.*, 1978). Leur principale caractéristique est la production d'une spore au repos à paroi épaisse (zygospor) au sein d'un zygosporange communément orné, formé après la fusion de deux hyphes spécialisés appelés gamétanges. Ils constituent de véritables moisissures et vivent en parasites des animaux supérieurs et de l'homme (Bouchet, 1999). Les Mucoromycota comprennent trois ordres : les Mucorales, les Endogonales et les Endomophthorales (Bouchet et *al.*, 2005). Ils sont également très diversifiés sur le plan écologique, et très répandus, dont la plupart des espèces étant saprotrophes dans le sol et les excréments (Araújo et *al.*, 2016). Ce groupe contient plusieurs genres tels que le genre *Rhizopus* (Figure 3).

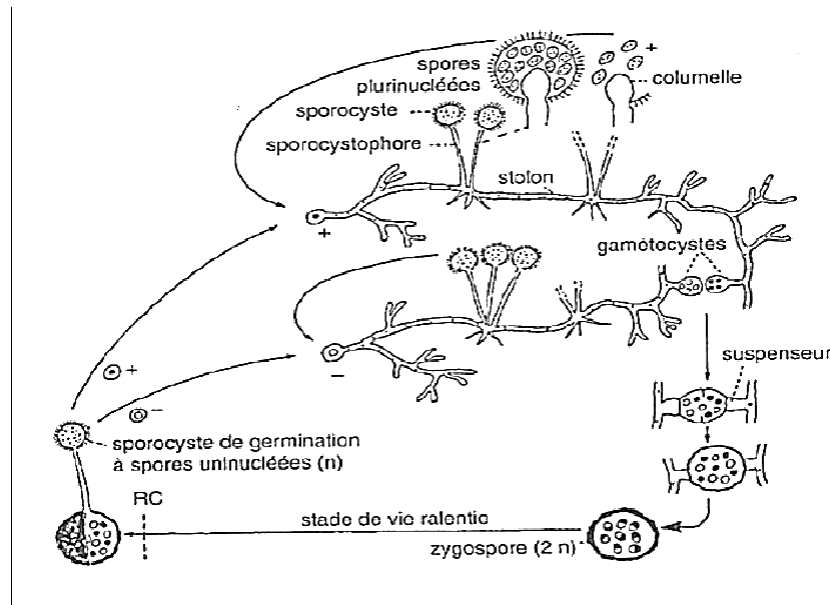


Figure 3 : Cycle de développement de *Rhizopus nigricans* (Bouchet et *al.*, 1999).

3.3. Glomeromycota

Les Glomeromycota sont plus proches des Dikarya (Ascomycota et Basidiomycota). Ils sont principalement des champignons aseptés, ce qui signifie qu'ils forment rarement des cloisons pour diviser les hyphes en cellules. Ils se reproduisent asexuellement par la formation des spores. Lorsque les conditions sont favorables, les spores germent et développent un mycélium court pour tenter de trouver une racine hôte convenable. Tous les Gloméromycota forment des mycorhizes arbusculaires (MA) avec diverses plantes terrestres. Ce sont des symbiotes obligatoires, ce qui signifie qu'ils ne peuvent pas survivre sans leur partenaire photosynthétique (Roehl, 2017). Après la mise à jour en 2019, les mycorhizes arbusculaires restent dans le statut des Gloméromycota avec 3 classes (Tedersoo et *al.*, 2018). Parallèlement à cette avancée, de nouvelles familles et de nouveaux genres ont été décrits (Blaszkowski et *al.*, 2018 ; Symanczik et *al.*, 2018 ; Jobim et *al.*, 2019 ; Corazon-Guivin et *al.*, 2019). Avec cela, nous avons actuellement 3 classes, 4 ordres, 13 familles, 44 genres et 343 espèces officiellement décrites. Les espèces les plus connues appartiennent à la famille des Glomeraceae, dont le genre *Glomus* est le plus utilisé dans les travaux d'expérimentation (Mechiah, 2015).

3.4. Dikarya

Les Dikarya sont constitués des Ascomycota et des Basidiomycota et ils représentent la majorité des espèces de champignons décrites (Calvez, 2009). Ils sont unis par la possession d'hyphes cloisonnées et une étape de la vie dicaryotique, mais différents dans les structures impliquées dans la méiose et la sporulation (Lutzoni et *al.*, 2004).

3.4.1. Ascomycota

Les Ascomycota constituent le plus grand phylum de Fungi et l'un des phyla les plus diversifiés et omniprésents des Eucaryotes et constituent la quasi-totalité des champignons capables de former des associations lichéniques (Calvez, 2009). Ils sont filamenteux avec septa

simples et un thalle multicellulaire (Hibbett et *al.*, 2018). Chez la plupart des espèces de cet embranchement, la reproduction asexuée est généralement assurée par des conidies plurinucléées. Ces dernières se forment à partir de cellules conidiogènes qui naissent au sommet d'hyphes modifiées appelées conidiophores (Raven et *al.*, 2008). Ils forment des ascospores après une caryogamie et une méiose (Sénéquier-Crozet et canard 2016). Les deux genres *Penicillium* et *Aspergillus*, sont des exemples de champignons Ascomycètes.

Penicillium se distinguent par leur organisation en pinceau. Le thalle, formé de filaments mycéliens septés et hyalins, porte des conidiopores lisses ou granuleux, simples ou ramifiés qui se terminent par un pénicille. Les conidiopores peuvent être isolés, groupés en faisceaux lâches ou agrégés en corémies bien individualisés. Les phialides sont disposées en verticilles à l'extrémité des conidiophores. Les conidies sont des spores unicellulaires, globuleuses, elliptiques, cylindriques ou fusiformes, lisses ou rugueuses, hyalines, grisâtres ou verdâtres. Certaines espèces peuvent présenter une reproduction sexuée avec la formation d'ascocarpes (Figure 4) (Botton et *al.*, 1990).

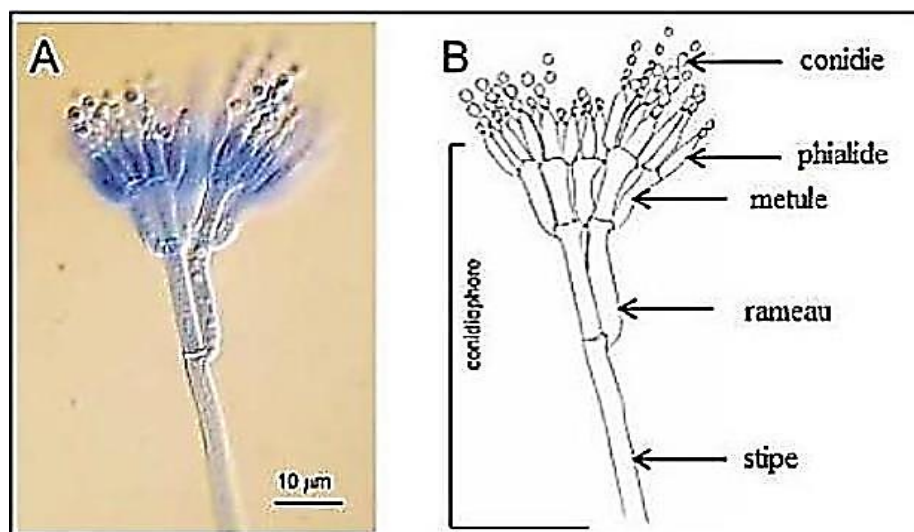


Figure 4 : *Penicillium brevicompactum*. (A) : Micrographie d'un conidiophore mûr coloré avec du bleu de coton ; (B) : Dessin de conidiophore et de conidies) (Peterson et *al.*, 2004).

L'Aspergillus, est un autre exemple de champignons Ascomycètes. C'est un champignon filamenteux, dont le thalle est hyalin, il présente un mycélium cloisonné, portant de nombreux conidiospores dressés, terminés en vésicule (Figure 6). Ils se développent sur la matière organique en décomposition dans le sol, le compost, les denrées alimentaires (Botton et *al.*, 1990). Il est ubiquiste, occupe tous les sols y compris ceux des régions arides. C'est un champignon xérophile, pouvant survivre dans les régions où les précipitations sont très faibles, voir rares. Il a été isolé des sols désertiques du Mexique, Chili, Argentine, Arabie Saoudite et Iraq (Benfoddil, 2015).

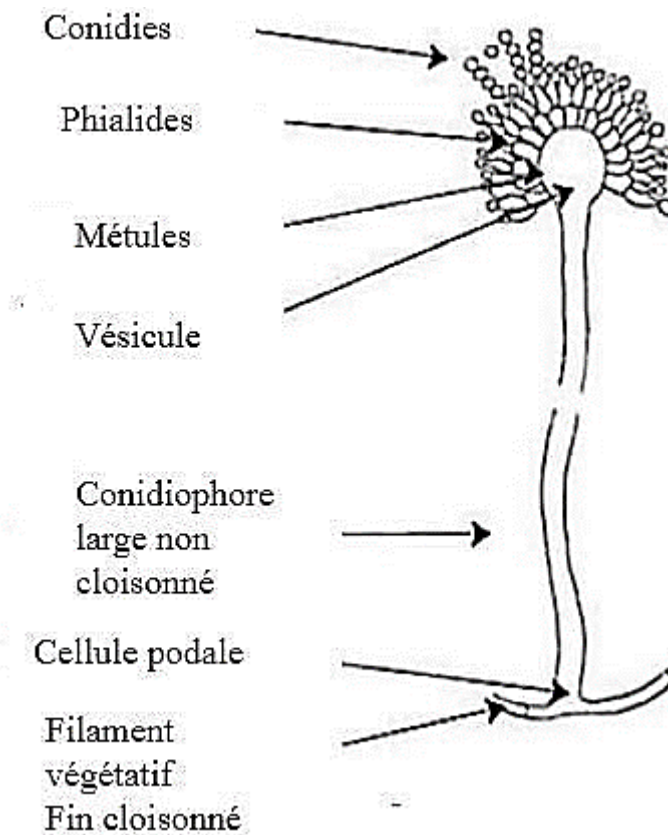


Figure 5 : Principaux caractères morphologiques d'*Aspergillus* (Raper et Fennel, 1965).

3.4.2. Basidiomycota

Les Basidiomycota, dont il existe environ 20 000 espèces, sont considérés comme les plus perfectionnés. Ils regroupent les champignons possédant des thalles unicellulaires ou pluricellulaires filamenteux septés (Canard, 2016). Ils produisent leurs spores sexuées (basidiospores) au niveau de basides. Les Basidiomycota ont également des modes de vie très variés et possèdent une phase végétative le plus souvent dicaryotique. La reproduction asexuée chez les organismes de cet embranchement est la formation d'un nouveau mycélium par fragmentation, c'est à dire à partir d'un fragment de l'hyphe, tandis que la reproduction sexuée donne une cellule œuf dans laquelle se produit immédiatement la méiose (Figure 6). Nous distinguons trois sous-divisions des Basidiomycota : Pucciniomycotina, Ustilaginomycotina et Agaricomycotina (Lebreton, 2018).

4. Reproduction des champignons

La reproduction se réalise par la sporulation, qui produit des spores ou propagules. Elle intervient selon le mode (Figure 8) :

- Asexuée : spores formées par mitose, qui est le mode le plus fréquent ;
- Sexuée : spores formées par méiose (souches téléomorphes et holomorphes) (Moulinier, 2003).

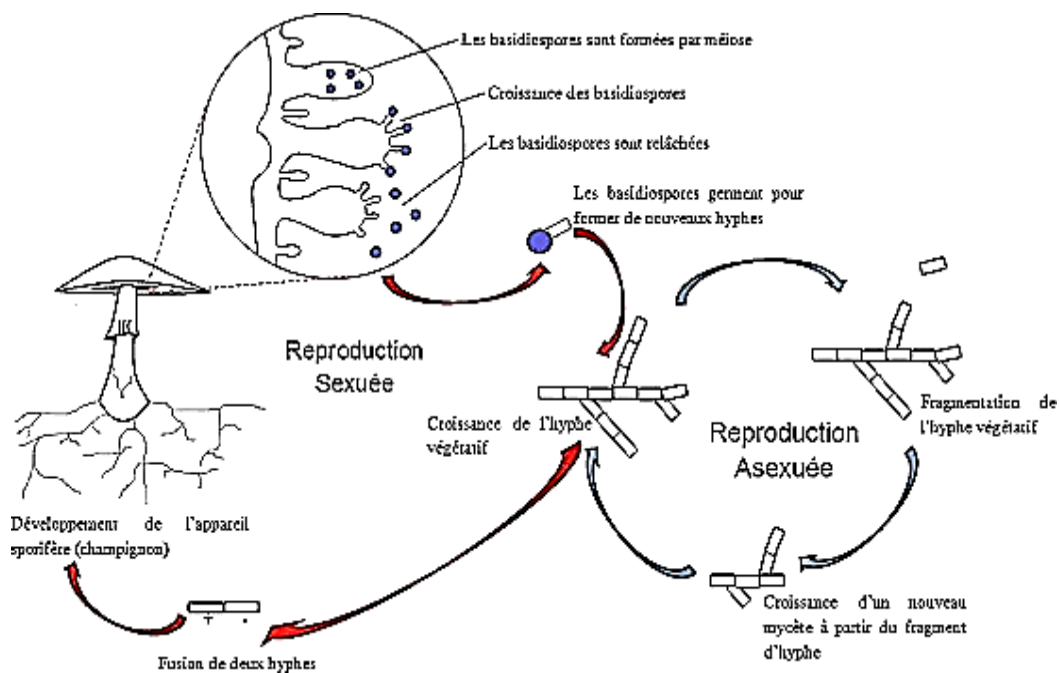


Figure 6 : Cycle de reproduction des Basidiomycota (Lebreton, 2018).

4.1. Reproduction asexuée

Les spores représentent le mode de reproduction asexuée le plus commun chez les champignons. Elles sont produites soit dans des sporanges, soit à partir des cellules d'hyphes appelées cellules conidiogènes (Raven, 2000). La sporulation peut donner différents types de spores. Les spores peuvent être le résultat de la fragmentation. Dans ce cas, un nouvel organisme se développe à partir d'un fragment parent de mycélium (arthrospores). Les spores peuvent aussi être produites de manière endogène à l'intérieur du sporocyste (sporocystiospores), ou de manière exogène en continu à l'extrémité des structures spécialisées appelées phialides (conidiospores). Ensuite, les spores se détachent du mycélium sous l'effet d'un petit choc mécanique, d'un frôlement ou d'un courant d'air (Figure 7) (Lecellier, 2013).

4.2. Reproduction sexuée

Elle est assurée par des gamètes. Les spores sont formées à la suite d'une méiose. La fécondation peut s'effectuer chez un même individu (homothallisme) ou entre deux individus différents (hétérothallisme) (Strullu, 1991). Les spores de la reproduction sexuée sont différentes selon les groupes de champignons (Meliani, 2021).

4.2.1. Oospores

Les oospores se forment par contact gamétocystique entre 2 gamétocytes morphologiquement différents. Au cours de la fécondation, le spermatocyste s'applique contre l'oogone et émet un tube copulateur par lequel un ou plusieurs noyaux s'introduisent et fusionnent avec le ou les oosphères, pour donner naissances à un ou plusieurs zygotes qui se développent en oospores (Meliani, 2021).

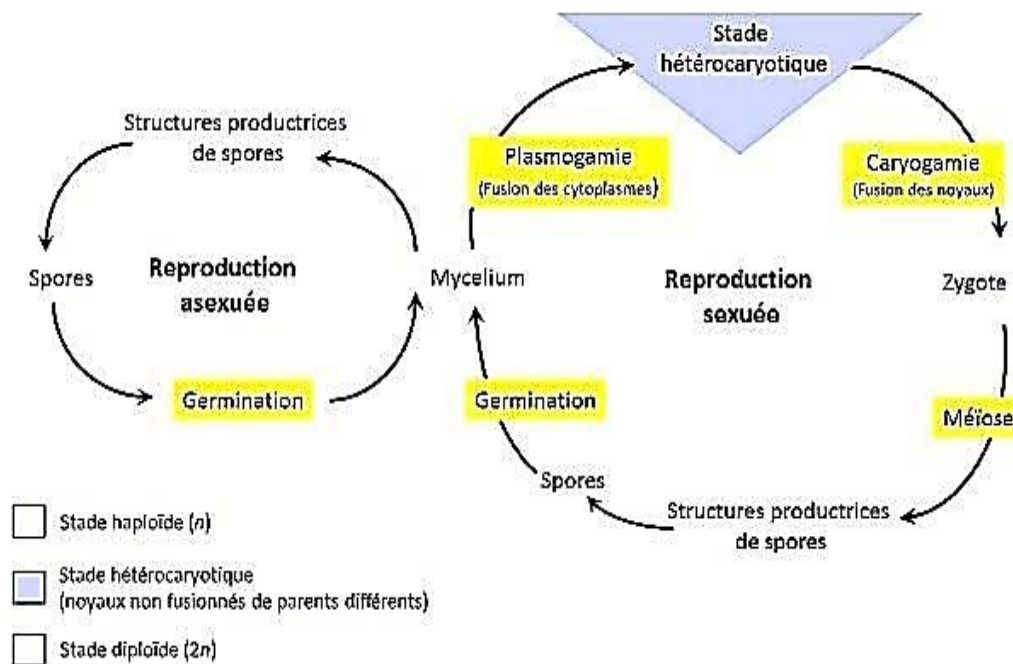


Figure 7 : Reproduction chez les champignons (Tikour, 2018).

4.2.2. Zygosporé

C'est la conjugaison gamétocystique entre 2 gamétocytes semblables qui fusionnent pour donner une zygosporé (Meliani, 2021).

4.2.3. Ascospores

Les ascospores se forment de manière endogène dans un asque. Ce dernier prend naissance généralement à partir d'un hyphe ascogène, dont les noyaux de la cellule terminale dicaryotique subissent une caryogamie, puis une méiose, suivie d'une mitose, donnant ainsi 8 noyaux haploïdes, qui évoluent en 8 ascospores (Meliani, 2021).

4.2.4. Basidiospores

Les basidiospores se forment d'une manière exogène sur une baside, à partir d'hyphes dicaryotiques, dont les dicaryons subissent une caryogamie, suivie d'une méiose, donnant 4 noyaux haploïdes qui migrent à l'extrémité de stérigmates donnant 4 basidiospores (Meliani, 2021).

5. Rôles des champignons du sol

Les champignons du sol font partie des groupes taxonomiques les plus abondants et les plus diversifiés sur Terre. Ce sont des pathogènes et des symbiotes mutualistes des plantes et des animaux et jouent des rôles essentiels dans des écosystèmes tels que la pédogenèse et les cycles des éléments nutritifs. Compte tenu de leur contribution importante aux processus terrestres clés, les informations relatives à leur écologie et à leur biogéographie sont d'une importance primordiale pour prioriser les efforts de conservation et de gestion au niveau de l'écosystème (Egidi et *al.*, 2019).

Les champignons en intervenant dans la nutrition phosphatée de la plante, ils jouent un rôle central. Par le biais des hyphes, les champignons sous forme d'une pompe, transfèrent des sols vers les racines un riche mélange d'eau et de minéraux du sol (phosphore et azote) qu'ils puisent à même son environnement immédiat. Ils reçoivent en échange les sucres et les métabolites carbonés, synthétisés par la plante hôte lors de la photosynthèse (Smith et Read, 2008).

Les champignons sont les acteurs principaux du recyclage de la matière organique morte au sein des écosystèmes terrestres. Grâce à de nombreuses enzymes qu'ils secrètent, ils possèdent la capacité unique de dégrader la totalité des polymères constitutifs du bois. Ils assurent la dégradation de la cellulose, la minéralisation et la transformation de la lignine (Mathieu, 2012). Ils sont aussi les producteurs les plus actifs de l'humus (Staehli, 2016).

En plus des éléments nutritifs, les champignons peuvent fournir plusieurs bénéfices aux plantes, tels que la protection contre les maladies (Redman et *al.*, 1999, 2001), la production de métabolites secondaires efficaces contre les agents pathogènes de l'hôte (Liu et *al.*, 2001), la protection contre des insectes ravageurs (Azevedo et *al.*, 2000 ; Anke et Sterner, 2002) et la résistance aux herbivores (Latch, 1993).

Les champignons possèdent également un système intracellulaire de détoxification impliqué dans l'élimination des composés potentiellement toxiques générés lors de la dégradation du bois, mais aussi tous autres composés xénobiotiques. Les enzymes impliquées dans la détoxification quant à elles présentent un grand intérêt en bioremédiation par exemple (Deroy, 2015).

Au-delà de leurs modes de vie, les champignons interagissent avec l'environnement et y jouent de multiples rôles, en lien avec leurs activités biochimiques, physiologiques et écologiques. Ils constituent 50% de la biomasse microbienne des sols (Després, 2012). Les champignons du sol peuvent aider les plantes à tolérer et supporter les facteurs de stress biotiques et abiotiques (stress hydrique, salin, hautes températures, etc....), en augmentant la réponse de la défense de l'hôte contre les agents phytopathogènes (Herre et *al.*, 2007). Ils peuvent aussi offrir une protection aux plantes contre d'autres bio-agresseurs.

Ces champignons participent également à structurer le sol, et la stabilisation des agrégats par leurs réseaux d'hyphes (Beare et *al.*, 1997). Cependant, les champignons restent largement négligés d'un point de vue de la caractérisation de leur diversité spécifique, mais aussi de leur rôle fonctionnel (Deacon, 2006).

Chapitre 2

Présentation de l'espèce *Artemisia campestris* L.

1. Présentation d'*Artemisia campestris* L.

L'espèce *Artemisia campestris* L. communément appelée « Armoise rouge », « Armoise Champêtre » ou « Aurone des champs », est une plante vivace appartenant au genre *Artemisia* de la famille des Asteraceae (Varsha et al., 2021). Le genre *Artemisia* est l'un des genres les plus répandus de la famille des Asteraceae et le plus grand genre de la tribu des Anthemidées.

L'origine d'*Artemisia*, basé sur des données fossiles, est située dans les steppes semi-arides des régions tempérées et le bassin méditerranéen, et s'étendent jusqu'à l'Himalaya (Vernin et al., 1995). Dans l'hémisphère sud, elles sont trouvées en Afrique du sud, l'Australie et l'Amérique du sud. L'espèce *Artemisia campestris* est originaire de l'Asie (Kyeong, 2007) (Figure8).

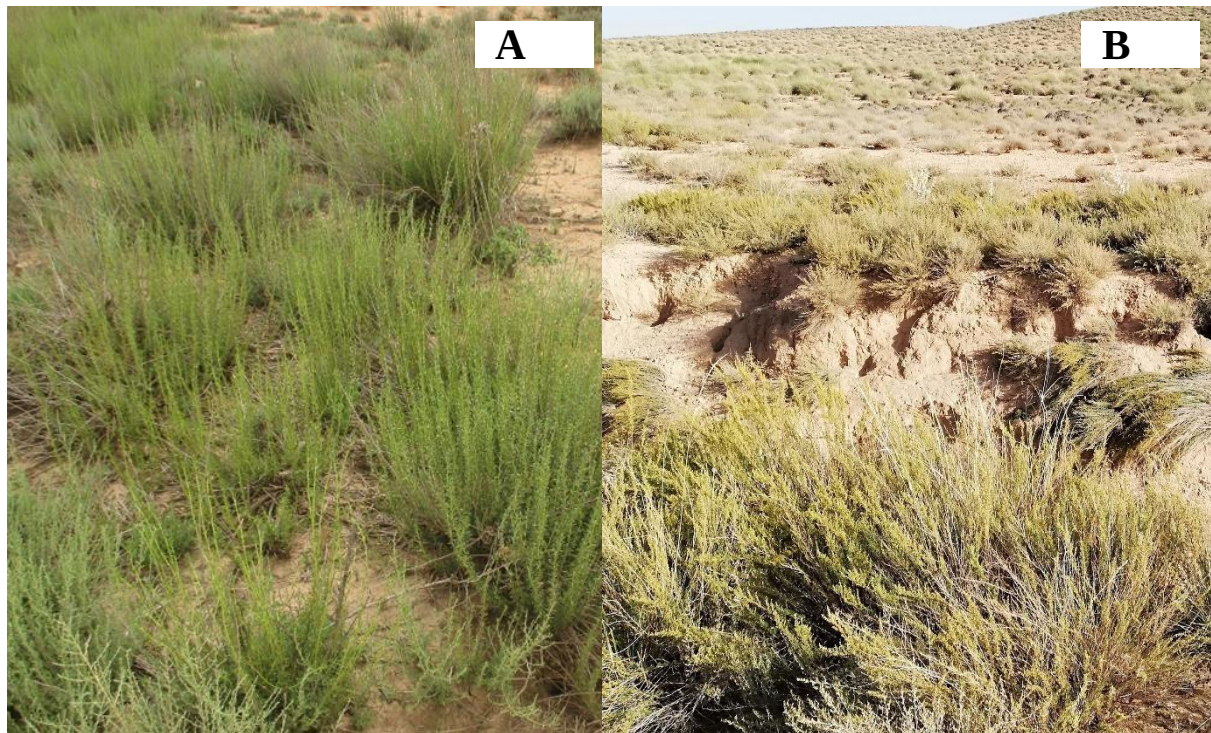


Figure 8 : Photo de l'espèce *Artemisia campestris* L. durant la phase végétative (A) et durant la reproduction (B).

2. Classification systématique

L'espèce *Artemisia campestris* L. fait partie de la famille des Asteraceae qui est une famille cosmopolite et diversifiée et renferme environ 1 600 genres et plus de 23 000 espèces dans le monde. L'Algérie présente une richesse générique des Asteraceae avec 136 genres et 557 taxons, dont 53 endémiques (Belkacem et al., 2021).

Selon Ghilissi et *al.*, (2016), l'espèce *Artemisia campestris* L. est classée de la manière suivante :

Règne	Plantae
Embranchement	Spermatophyta
Sous embranchement	Magnoliophyta
Classe	Magnoliopsida
Sous classe	Asteridées
Ordre	Asterales
Famille	Astéraceae
Sous famille	Asteroideae
Genre	<i>Artemisia</i>
Espèce	<i>Artemisia campestris</i> L.

3. Description botanique

Artemisia campestris L. est une plante vivace, aromatique, très rameuse, qui peut atteindre 30-150 cm de hauteur (Quezel et Santa, 1962-1963). Pour une description détaillée de la plante, il y'a nécessité de décrire les organes constituant l'Aurone des champs (Kreitschitz et *al.*, 2007) :

- **Les racines** sont des racines pivotantes.
- **Les tiges** sont robustes rigides, un peu couchées et ligneuses à la base ; striées. Elles sont ramifiées et ascendantes, généralement brunâtre rouge et glabre.
- **Les feuilles** sont parfumées de couleur vertes ou vert-brunâtres, glabres, soyeuses et blanchâtres avant que la plante se développe et des rameaux rougeâtres. Les feuilles inférieures bipinnatiséquées sont pétiolées alors que les supérieures sont pinnatiséquées sessiles ou subsessiles, dressées ou pendantes.
- **Fleurs** : Les fleurs jaunâtres dont le nombre varie de 8 à 12 fleurs sont réunies en de nombreux capitules très petits et ovoïdes. Le réceptacle est convexe et glabre, et entouré d'un involucre de bractées glabres distribuées selon plusieurs rangées. Les fleurs internes sont femelles, pistillées et fertiles, alors que les fleurs périphériques sont stériles, fonctionnellement mâles avec des ovaires abortives Ces derniers sont tubulaires, jaunâtres, dépourvues de calice, avec 5 pétales fusionnés, et 5 étamines fusionnées, avec la présence de de sacs sécrétoires sur les lobes de la corolle des fleurs périphériques (Chalchat et *al.*, 2003 ; Dib, 2017). La floraison a lieu de mois d'août au mois d'octobre (Boudjouref, 2011). Dans le cadre de notre travail, la floraison a été à la période de la mi-novembre.
- **Le fruit** : est un akène ovoïde dépourvu de Pappus (Mansour, 2014) (Figure09).

4. Répartition géographique et habitat

Le genre *Artemisia*, disposé autour du monde, pousse spontanément dans l'hémisphère nord d'Algérie, néanmoins, onze espèces ont été recensées dans la flore de l'Algérie (Berrouane, 2014).

L'espèce *Artemisia campestris* est présente dans toute l'Europe, à l'exception des zones arctiques et de la plupart des îles : Baléares, Corse, Sicile, Crète, Irlande, Islande, Spitzberg, aussi en Sibérie, en Asie occidentale et au Maghreb. En Algérie, elle a une distribution inégale : assez bien représentée dans le Sud et l'ouest, elle est plus rare dans les montagnes de l'Est, et plus encore dans le Nord-Est (Berrouane, 2014). Cette armoise est répandue dans, les hauts plateaux et l'Atlas saharien et également au sud notamment dans le Hoggar, plus rare au Tefedest et au Tassili des Ajjer (Dib, 2017).

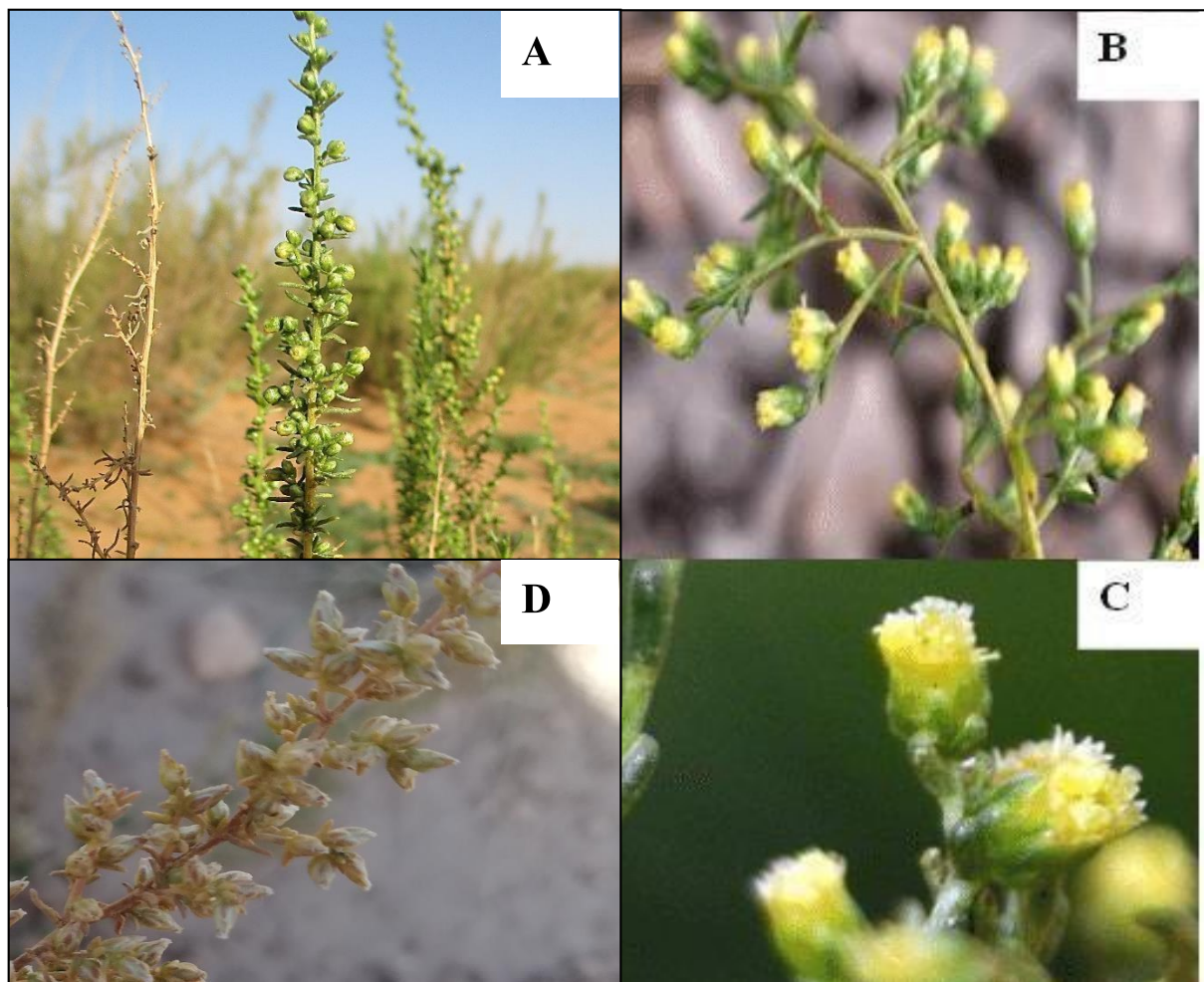


Figure 9 : *Artemisia campestris* : (A) Bourgeons floraux ; (B) et (C) Inflorescence : capitule ; (D) : Fructification.

5. Ecologie de la plante

De point de vue écologique, *A. campestris* L. est susceptible de couvrir une large amplitude écologique, qui s'étend de l'étage thermo-méditerranéen jusqu'à l'étage montagnard

méditerranéen et depuis les zones sahariennes jusqu'aux zones humides (Subally et Quézel, 2002). Il a été reporté que cette espèce peut être aussi trouvée vers le haut de l'étage supra-méditerranéen (Cariñanos et *al.*, 2013).

Selon Nabli, (1989), l'*Artemisia campestris* pousse dans les sites ouverts sur sols sablonneux et secs. Elle est également commune dans les régions arides et semi-arides et dans la steppe algérienne. Sa résistance à la sécheresse lui permet de vivre dans les régions caractérisées par un déficit hydrique (Baba Aissa, 1991 ; Chalchat et *al.*, 2003). Il a été reporté aussi que cette espèce se développe dans des habitats ouverts tels que les prairies arides, les pinèdes, les clairières et les sommets, les zones rudérales et elle tolère les sols secs (Nobis et *al.*, 2014). De plus, différentes formes d'*A. campestris* existent en fonction des différents habitats et écotypes (Turesson, 1925) :

- Une forme de dune mouvante, principalement reliée à l'écotype des dunes ;
- Une forme qui tolère les milieux salés le long de littoral ;
- Une forme liée aux champs qui pousse au niveau des champs de pâturages secs et des sols graveleux ;
- Une forme calcaire qui prédomine dans les champs de roches calcaires et les terres arides. C'est cette dernière qui correspond à l'espèce faisant objet de notre étude.

D'autre part, Subally et Quézel (2002) ont précisé que l'occurrence d'*A. campestris* est essentiellement conditionnée par les facteurs édaphiques plutôt que les facteurs climatiques. Néanmoins, au niveau des régions steppiques, les conditions édaphiques sont souvent le résultat de l'action anthropique telle que le pâturage et l'extension des cultures qui constitue un facteur prépondérant de la dégradation des sols. En effet, le pâturage favorise l'installation des chaméphytes, faiblement recherchés par le bétail, cas de *Astragalus armatus*, *Atractylis serratuloides*, *Artemisia campestris*, *Peganum harmala* et *Eryngium campestre* (Boughani, 2014). En outre, la mise en culture, qui fait disparaître la végétation, favorise l'apparition de végétation adventice et messicole, dont certaines espèces constituent les témoins d'un début de dysfonctionnement du système écologique, ou encore indiquent des types de carences édaphiques. Nous citons à ce propos l'exemple d'*Artemisia campestris* en zone aride (Le Houérou, 1995).

6. Composition chimique

De nombreuses études ont révélé que la partie aérienne d'*Artemisia campestris* est riche en métabolites secondaires tels que les polyphénols, les flavonoïdes, les tanins, les huiles essentielles, les alcaloïdes et les saponosides (Djeridane et *al.*, 2007, Naili et *al.*, 2010, Akrouit et *al.*, 2011). Plus particulièrement, Les flavonoïdes identifiés chez *Artemisia campestris* sont : flavone (apégénine), flavonol (kaempférol 7-méthyle), flavanone (naringénine), dihydroflavonols (taxifoline-7-méthyle) (Valant et *al.*, 2003). Les composés des huiles essentielles les plus abondants chez la plante *A. campestris* sont : γ -terpinène, capillène, 1- phenyl-2,4-pentadiyne, spathulenol, méthyleugenol, p-cymène et β -pinène (Akrouit et *al.*, 2001).

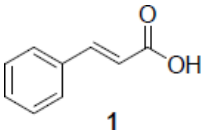
7. Utilisation de la plante

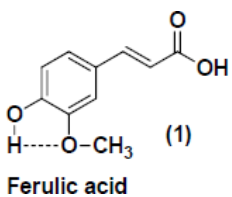
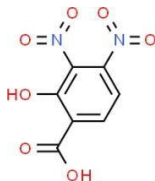
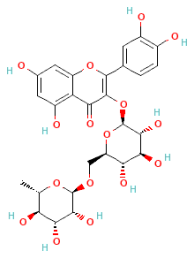
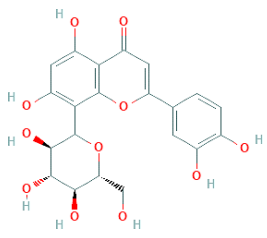
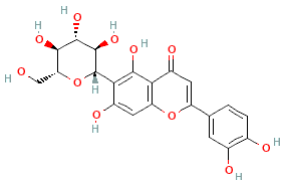
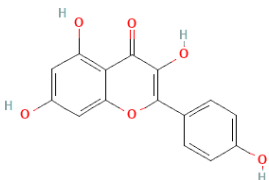
Autrefois parfumant les armoires de nos ancêtres et appréciée des jardiniers pour ses belles feuilles, l'armoise champêtre possède de nombreuses propriétés médicinales, repoussant les chenilles et les escargots et prévenant les parasites. Traditionnellement, la plante est largement utilisée grâce à ses propriétés bactéricides, antifongiques, antiinflammatoires, antihelminthiques, antivenins et analgésiques et pour traiter les troubles digestives, les ulcères et les douleurs menstruelles, le diabète, fébrifuge, vermifuge et comme agent anticancer, antitumeur (Watson, et *al.*, 2002 ; Valant-Vetschera, et *al.*, 2003 ; Dob, et *al.*, 2005 ; Saihi, 2011 ; Al snafi et *al.*, 2015). La partie aérienne est également utilisée dans le traitement de brûlures, de la diarrhée, les morsures de serpents, les piqûres de scorpions, l'eczéma, la gastroentérite, la dysenterie, le rhumatisme. Elle est utilisée également pour traiter les infections urinaires, la fièvre et la toux (Ghilissi, et *al.*, 2016).

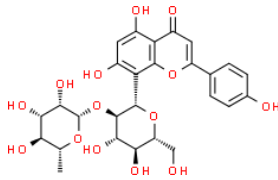
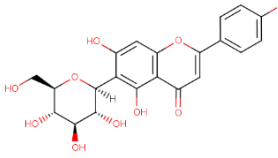
Les feuilles de l'armoise champêtre sont préparées en infusion ou en décoction, broyées en poudre et ajoutées parfois dans les sauces des aliments ou dans les bouillies. Leur goût est très amer, une seule pincée dans un plat suffit. Leur consommation est recommandée comme purificateur et régulateur de la circulation sanguine de la femme enceinte ou celle qui vient d'accoucher. C'est la raison pour laquelle on l'appelle en arabe : « mère du souffle », um nefsa. Ces feuilles sont aussi employées en cataplasme pour cicatrifier les blessures et même comme remède contre la variole au Mzab (Goichon, 1931 in Gast, 1989).

En plus de son utilisation traditionnelle, *A. campestris* possède des nombreuses propriétés biologiques, parmi lesquelles nous pouvons citer : des activités antioxydantes significatives, propriétés antibactériennes et antifongiques, effets cytotoxiques, insecticide, antipoison, anti venimeux, antidiabétique (Djeridane et *al.*, 2007 ; Bonnie, 2018). Nous présentons au niveau du tableau ci-dessous les différents composants bioactifs de l'armoise champêtre avec les activités biologiques qui leur sont liées.

Tableau 01. Relation entre les composés chimiques et les activités biologiques d'*A. campestris*

Composés chimique	Structure	Activités biologiques	Références
Cinnamic Acid	 1	Activité antioxydante Activité anti-inflammatoire Activité antiparasitaire Activité antimicrobienne Activité antivirale Activité antidiabétique Activité neurologique Activité anticancer Hépatoprotecteur	Ruwizhi et Aderibigbe (2020) Dib et <i>al.</i> , (2017)

Ferulic Acid	 (1) Ferulic acid	Activité antioxydante Activité antivirale Activité anti-inflammatoire Hépatoprotecteur Anticancéreuses	Dib et <i>al.</i> , (2017) Magdalena et <i>al.</i> , (2017). Krinat et <i>al.</i> , (2019).
Acid di nitro salicylic		Activité larvicide	Rajendra et <i>al.</i> , (2014).
Rutine		Activité antioxydante Activité biopesticide Activité Anti-inflammatoires Antihistaminique Activité antimicrobienne Néphroprotecteur Neuroprotecteur Antiplaquettaire Gastro protecteur Activité cytotoxique	Dib et <i>al.</i> , (2017) Krinat et <i>al.</i> , (2019). Metouia et <i>al.</i> , (2022).
Luteoline 8C glucoside		Activité antioxydante Activité antimicrobienne	Krinat et <i>al.</i> , (2019).
Luteoline 6C glucoside		Activité antioxydante Activité antimicrobienne	Bakchiche, et <i>al.</i> , (2019).
Monoside Kaempferol		Activité antioxydante Activité Anti-inflammatoires Gastro protecteur	Bakchiche, et <i>al.</i> , (2019). Metouia et <i>al.</i> , (2022). Dib et <i>al.</i> , (2017)

Apegénine 8C glucoside		Activité antioxydante Activité antimicrobienne	Bakchiche, et al., (2019). Krimat et al., (2019).
Apigénine 6C glucoside		Activité antioxydante Activité antimicrobienne	Bakchiche, et al., (2019). Tomasz et al., (2019).

8. Le sol

Le sol est défini comme étant une entité naturelle vivante et dynamique sur la surface de la terre, il est composé de solides (organique et minérale), liquides et gaz (Figure 1), présentant au moins l'un des deux caractères suivants :

- Composé de couches qui se différencient par leurs matières premières suite à des ajouts, des pertes ou des transformations de matière et d'énergie.
- Capacité à supporter les plantes enracinées dans un environnement naturel (**Osman, 2013**).

Le sol constitue le support de vie d'une très grande variété d'organismes vivants en interactions continues (plantes, vers, nématodes, acariens, protozoaires, algues, champignons, eubactéries, archaea, etc.) (**Scow, 2004**).



L'EAU ET L'AIR

Le sol a une structure pseudo-tissulaire avec un réseau plus ou moins relié de canaux et de pores. Un sol équilibré a 25% de son volume occupé par des cavités remplies d'eau et d'air.

LA FRACTION MINÉRALE

Après fragmentation, sous l'effet de facteurs climatiques et physico-chimiques, la roche mère se morcelle en éléments plus ou moins grossiers. Un sol dont la composition est équilibrée comprend 45% de substances minérales (avec 2/3 de sables et 1/3 de limons, d'argiles et un peu de calcaire).

LA FRACTION ORGANIQUE NON ASSIMILABLE

Les microorganismes du sol jouent le rôle d'incinérateurs biologiques. Ils peuvent être débordés dans leur action de biodégradation. Des pesticides peuvent alors s'accumuler, se loger dans des sites inaccessibles aux bactéries et adopter des structures chimiques qui les rendent réfractaires à toute attaque bactérienne, à moins que des modifications biochimiques ne favorisent un relargage des pesticides.

LA FRACTION ORGANIQUE DITE ASSIMILABLE

est représentée par :

- les débris de la couverture végétale (feuilles, rameaux, racines) et des peuplements animaux (cadavres, phanères, mues), produits du métabolisme,
- l'humus au sens strict, résultant à la fois des restes animaux et végétaux et de la néosynthèse de complexes organiques nouveaux (les pigments bruns).

Figure 10. Composition d'un sol.

9. La rhizosphère

9.1. Étymologie

Le mot rhizosphère a été introduit en 1904 par Lorenz Hiltner (**Hartmann et al., 2008**). Il est composé de deux mots :

- **Rhizo** : Vient du grec Rhiza signifiant racine (**Lombi et al., 2001**)
- **Sphère** : Qui vient du latin Sphaera ou du grec ancien Sfaira (signifiant balle). Il définit le champ d'influence du système racinaire (**Bowen et Roriva, 1991**).

9.2 Définition

La rhizosphère est la région du sol directement formée et influencée par les racines et les micro-organismes associés. C'est un lieu d'intenses échanges entre le végétal et le substrat minéral, qui peut être affecté par le tassement du sol, un ennoisement durable, sa salinisation, son eutrophisation ou la pollution, ou encore par des phénomènes d'aridification (Hinsinger et al., 1996) (Figure11).



Figure 11. Photos du sol rhizosphérique et racines de l'armoise champêtre.

La rhizosphère a été définie par Hiltner (1904) comme le volume de sol évoluant sous influence des racines et caractérisé par une intense activité microbienne résultant de la diffusion ou de l'exsudation de composés organiques au niveau racinaire (Curl et Truelove, 1986 ; Grayston et *al.*, 1997). Cet effet rhizosphère est un processus dynamique résultant d'interactions entre la plante hôte, le sol, les microorganismes telluriques et différentes caractéristiques du milieu (climat, pratiques culturales, etc.) attribuant à ce compartiment rhizosphérique des caractéristiques physico-chimiques et biologiques particulières (Yang et Crowley, 2000 ; Wieland et *al.*, 2001).

La rhizosphère désigne la mince couche de sol qui entoure les racines absorbantes et dont la composition est profondément modifiée, elle diffère de la masse du sol par son pH, son potentiel redox (Eh) par l'abondance et la composition de la matière organique et en fin par sa forte activité biologique qui se traduit par une teneur élevée en CO₂ (Darrah, 1993 *in* Duchaufour, 2001).

10. La microflore rhizosphérique

La microflore du sol est complexe et variée. Elle comprend, les bactéries, les champignons, les protozoaires, etc. cependant, les bactéries et les champignons sont les organismes les plus dominants (Tableau 1) (Hoorman et Islam, 2010). La distribution de ces microorganismes dans le sol est hétérogène et dépend des facteurs nutritionnels et des facteurs physico-chimiques (Prescott et *al.*, 2003).

Tableau 2 : Nombre des microorganismes du sol sur une profondeur de 0 à 15 cm

Microorganismes	Nombre (g/sol)	Biomasse (g/m ²)
Bactéries	108 -109	40-500
Champignons	105 -106	100-1500
Algues	104 -105	1-50
Protozoaires	103 -104	Variée

11. Fonction de la rhizosphère

Les racines exercent des actions physiques (prélèvement de l'eau), chimiques (échanges d'ions minéraux et de molécules gazeuses) et biochimiques (exsudation de substances carbonées), au quelles le sol réagit dans ses composantes, physiques ; teneur en eau et potentiel hydrique, chimiques ; variation de pH et de potentiel redox et microbiologiques ; excrétion d'enzymes par les bactéries et champignons (Girard et al., 2005).

Il a été reconnu depuis de nombreuses années que le sol près des racines diffère du sol global (Gregoriy et Hinsinger, 1999), où les conditions physiques et chimiques et biologiques sont modifiées par l'absorption et l'excrétion des éléments minéraux et par les composés organiques libérés par les racines (Brtrand et Gigou, 2000). En effet, l'effet rhizosphérique est lié au considérable flux de carbone exsudé par les racines (Hinsinger, 2001). Il est désormais admis qu'en moyenne 20% du carbone assimilé par les végétaux, par l'intermédiaire de la photosynthèse, sont libérés par les racines comme exsudation (Hinsinger et al, 2005) qui fournissent un substrat important qui stimule la croissance de divers micro-organismes (Gregory, 2006).

L'absorption d'eau et de nutriments par les racines est le moteur des flux de matière dans la rhizosphère. Il en résulte un abaissement de la concentration des ions nutritifs (nitrate, ammonium, phosphate, potassium (K), etc.). Ce phénomène contribue à rendre biodisponibles des fractions supposées non ou peu disponibles telles que le K non échangeable. Ce processus qui se produit à l'échelle millimétrique autour des racines explique la contribution majeure que peut représenter la libération de K non échangeable dans le cycle du K dans les agro-écosystèmes, comme l'ont montré de nombreux essais agronomiques de longue durée. L'abaissement de concentration dans la rhizosphère engendre par ailleurs la diffusion des ions vers la surface des racines. Pour les ions les moins diffusibles tels que le phosphate ou la plupart des micronutriments, la portée de ce processus de diffusion est limitée : dans le cas de P, il s'avère que seuls les ions situés à une distance inférieure à environ 1 mm de la surface des racines sont accessibles. Le volume de la zone d'appauvrissement en ions phosphate d'une plante peut ainsi ne représenter qu'une fraction de l'ordre du pourcent de l'horizon cultivé, d'où l'importance pour les plantes d'augmenter leur surface d'absorption, via la croissance et le développement de racines fines, de poils racinaires et la symbiose mycorhizienne. Cependant, outre ce processus d'abaissement de la concentration en ions, la disponibilité des nutriments peut à l'inverse être augmentée dans la rhizosphère par de multiples processus mettant en jeu les activités des racines et/ou les communautés microbiennes du sol.

La modification du Ph de la rhizosphère est un processus majeur à ce titre, compte tenu de l'implication du pH dans de nombreuses réactions chimiques et fonctions biologiques. Elle a pour principale cause l'absorption des nutriments par les plantes : lorsqu'une racine absorbe plus de cations (K, ammonium, calcium, magnésium) que d'anions (nitrate, phosphate, sulfate, chlorure), elle gère l'excédent de charges positives en excréant des protons dans son environnement, entraînant ainsi une acidification de la rhizosphère. Le processus inverse se produit lorsqu'elle absorbe plus d'anions que de cations. Par ailleurs, la respiration racinaire et microbienne conduit à une augmentation de la pression partielle de CO₂ et à une diminution du pH lorsque la dissociation de l'acide carbonique est significative (dans tous les sols excepté les plus acides). Dans la rhizosphère, les variations de pH peuvent atteindre jusqu'à 2 unités pH en quelques jours à peine. De telles variations de pH modifient les réactions chimiques qui régissent la biodisponibilité de nombreux nutriments dans le sol, particulièrement P, fer (Fe), zinc (Zn) et cuivre. A titre d'exemple, l'acidification de la rhizosphère peut permettre une augmentation de la disponibilité de P lorsqu'il est présent sous la forme de phosphates de calcium tels que dans les phosphates naturels.

La production par les racines et les microorganismes associés de molécules organiques visant à augmenter la biodisponibilité de nutriments est un autre trait majeur de la biogéochimie de la rhizosphère. Parmi ces molécules figurent des enzymes (protéases, phosphatases, etc.) impliquées dans la minéralisation de composés organiques aboutissant in fine à la libération de nutriments tels que N ou P. Une large part de ces enzymes a une origine microbienne, de sorte que la stimulation des activités microbiennes par la rhizodéposition joue un rôle indirect, mais les racines produisent également de telles enzymes. Par ailleurs, des molécules jouant un rôle de complexant ou chélatant de Fe et Zn peuvent être produites dans la rhizosphère, et contribuer ainsi à une augmentation de la biodisponibilité de ces micronutriments. Les Poacées ont ainsi la capacité singulière de sécréter des quantités importantes de phytosidérophores qui expliquent leur aptitude à l'acquisition de Fe (et Zn) dans les sols où sa disponibilité est faible, ce qui contribue à leur faible sensibilité à la chlorose ferrique en sols calcaires. De nombreux microorganismes produisent des sidérophores qui ont de plus ou moins fortes capacités de chélater Fe et le rendre ainsi plus biodisponible. Ce processus s'est avéré jouer un rôle important dans la régulation des interactions entre microorganismes au sein des communautés microbiennes de la rhizosphère, avec des retombées sur la santé des plantes.

12. L'extension spatiale de la rhizosphère

L'extension spatiale de la rhizosphère dépend des interactions sol-racines, de quelques millimètres de la surface de la racine en considérant la dynamique des éléments à mobilité faible tel que le potassium et le phosphore (Arrah, 1993 *in* Hinsinger, 1998), à plusieurs centimètres pour l'eau et le nitrates (Calvet, 2003).

La rhizosphère subit une évolution spatio-temporelle en fonction de la croissance, de l'activité des racines et de la nature des plants (Turpault et *al.*, 2001). En revanche, Hinsinger et *al.*, (2005) pense que l'architecture de la rhizosphère est étroitement liée à celle du système racinaire et elle change selon l'espèce et le génotype. Quand les racines sont regroupées en masse compacte, le volume peut diminuer de 30%. Quand les racines sont denses, une grande fraction du sol est directement influencée par les exsudats racinaires (De Neergard et *al.*, 2001).

13. L'influence de la rhizosphère sur la nutrition

Généralement toutes les modifications physiques et chimiques du sol dans la rhizosphère améliorent considérablement la nutrition minérale des plantes. Girard et *al.* (2005), signalent que l'ensemble des processus physico-chimiques dans la rhizosphère induit des réactions d'échange et mobilisent des éléments fortement liés à la phase solide, voire de transformer, d'altérer des minéraux silicatés mica-feldspaths ou de dissoudre des minéraux du sol comme le carbonate de calcium. Hinsinger (1998) explique que les phosphates insolubles sont mobilisés par la sécrétion de composés organique, acidifiants pour le phosphate de calcium (acide citrique, lupin), complexant pour les phosphates liés aux oxydes de fer et d'aluminium. Duchaufour (2001), quant à lui, signale que la rhizosphère modifie le cycle de l'azote et améliore la nutrition minérale.

Le système racinaire des plantes peut en effet excréter ou exsuder dans le sol des molécules organiques divers (sucres, polysaccharides, acides organiques et aminés, chélateurs tels que les phytosidérophores, etc.) en quantité assez importante pour mobiliser certains ions nutritifs. L'exsudation peut jouer un rôle important pour la nutrition minérale des végétaux, en participant à la mobilisation de micronutriments tels que le fer, le zinc, le cuivre et de nutriment majeurs tel que phosphore (Chaillou, 2008).

Chapitre 3

Matériels et méthodes

1. Description de la zone d'étude

1.1. Situation géographique

Notre station d'étude Chabka 2 se trouve au niveau de la commune de Ain Fekaa et elle est située à 150 km au nord-est du chef-lieu de la wilaya de Djelfa qui à son tour se trouve à 300 km au sud d'Alger (Figure 1). La station de Chabka 2 est située à une altitude de 863 m dont les coordonnées géographiques sont les suivantes :

- 35° 24' 20,5" N
- 003° 39' 50,2" E

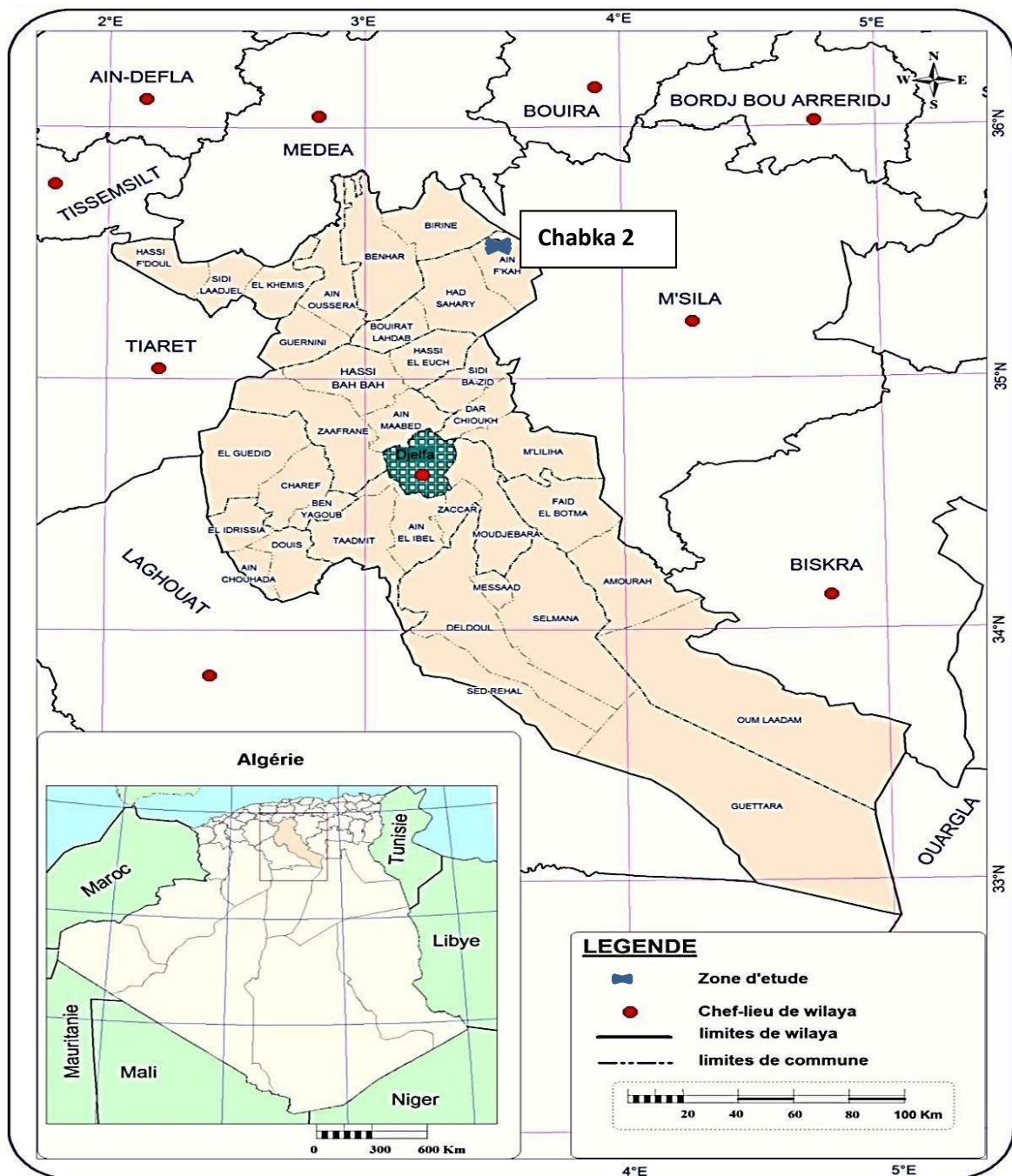


Figure 12 : Localisation de la station d'étude Chabka 2.

1.2. Climat et bioclimat de la station d'étude

Le climat est un facteur très important qui se place en amont de toute étude relative au fonctionnement des écosystèmes écologiques (Benabadji, 1991 *in* Ghezlaoui et *al.*, 2011). Il joue ainsi un rôle fondamental dans la distribution et la vie des êtres vivants (Faurie et *al.*, 1978).

Le climat de la steppe algérienne fait partie du climat des régions méditerranéennes arides et semi-arides (Seltzer, 1946 ; Daget et David, 1982 ; Djellouli 1981-1991 ; Le Houérou, 1995 ; Achir et Hellal, 2016). Les régions steppiques sont caractérisées par une longue période de sécheresse estivale et une saison pluvieuse et froide (Djebaili, 1984 ; Benabadji et Bouazza, 2000 ; Bencherif, 2011). Les précipitations sont faibles avec une grande variabilité mensuelle et interannuelle (Melzi 1986 ; Hirche et *al.*, 2007) et les températures sont de type continental (Benrbiha 1977 ; Bouazza, 1991).

1.2.1 Source des données climatiques

Pour ce travail, nous avons utilisé les données climatiques fournies par l'ONM (Office National de la Météorologie) de Djelfa pour une durée de 42 ans (1975-2017). Les données climatiques concernent la pluviosité (P), la moyenne des température minimales « m », la moyenne des températures maximales « M » et les températures moyennes mensuelles et annuelles de la station étudiée Chabka 2 (Annexe 1).

Le bioclimat de la station étudiée est calculé par la méthode d'extrapolation basée sur des gradients pluviométriques et thermiques déterminés par plusieurs auteurs. Pour la pluviosité, nous avons appliqué le gradient proposé pour l'Atlas Saharien central par Benali (1988) *in* Leban et Zidane (1995) ; à savoir 24 mm pour 100 m d'altitude. Quant à la température, nous avons appliqué les gradients proposés par Seltzer (1946). Le premier concerne la moyenne des températures minimales du mois le plus froid « m » avec 0,4 °C pour 100 m et le deuxième pour la moyenne des températures maximales du mois le plus chaud « M » avec 0,7 °C pour 100 m.

Deux facteurs en l'occurrence, la température et les précipitations sont prépondérants pour le développement de la végétation.

1.2.2. Précipitations

Dans les zones arides et hyperarides, les précipitations sont pratiquement des pluies, qui sont très faibles (Dubief, 1953 *in* Boubrima, 2014). Ce manque de pluies est dû à l'irrégularité très marquée du régime pluviométrique et à la variabilité interannuelle considérable, ce qui accentue la sécheresse de ces régions (Ozenda, 1983), (Annexe 1).

1.2.2.1. Pluviosité moyenne mensuelle

La figure 11 montre la variation de la pluviosité moyenne mensuelle de la pluviosité dans notre station d'étude sur une période de 42 ans (1975-2017). L'analyse de ces valeurs nous permet de noter que le mois le plus pluvieux est le mois de janvier (24,56 mm), alors que le

moins pluvieux est le mois de juillet (7,02 mm). Cependant, la pluviométrie moyenne annuelle est de 239,16 mm.

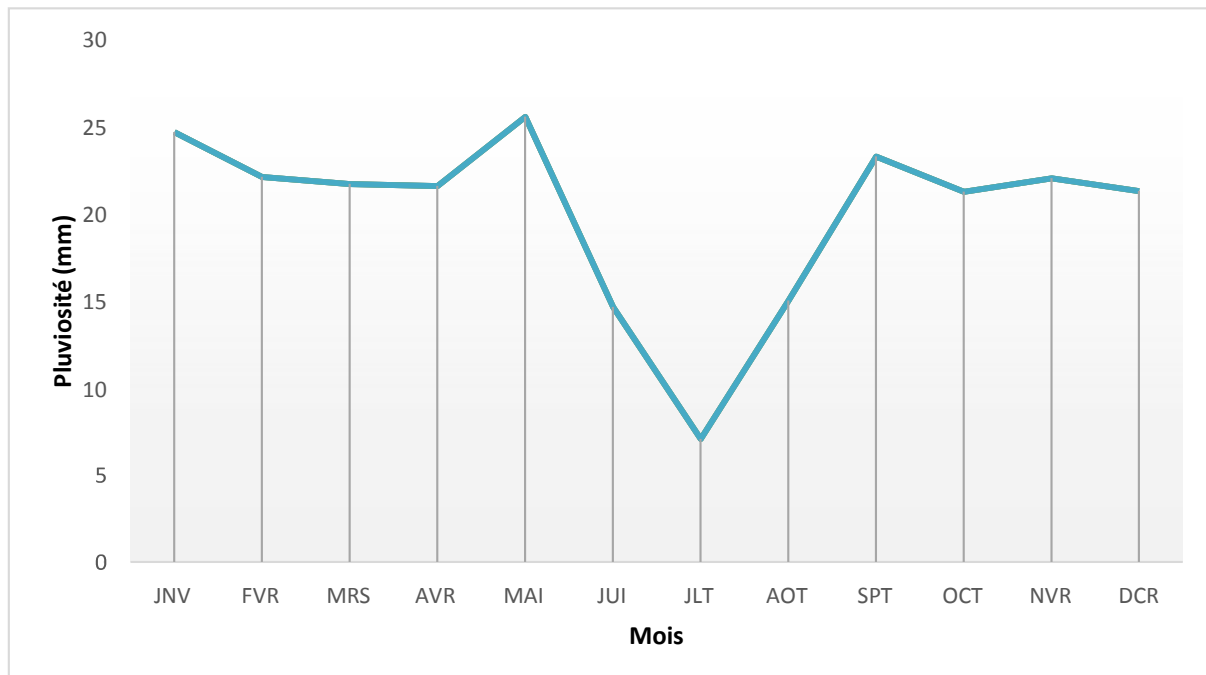


Figure 13 : Pluviosité moyennes mensuelles de la station de Chabka 2 (1975-2017)

1.2.2.2. Régime pluviométrique saisonnier

Le régime saisonnier consiste donc à calculer la somme des pluies par saison et à effectuer le classement saisonnier par ordre de pluviosité décroissante en désignant chaque saison par son initiale c'est-à-dire donner les bilans d'eau reçus saison par saison.

Selon les données, le régime saisonnier est de type PHAE.

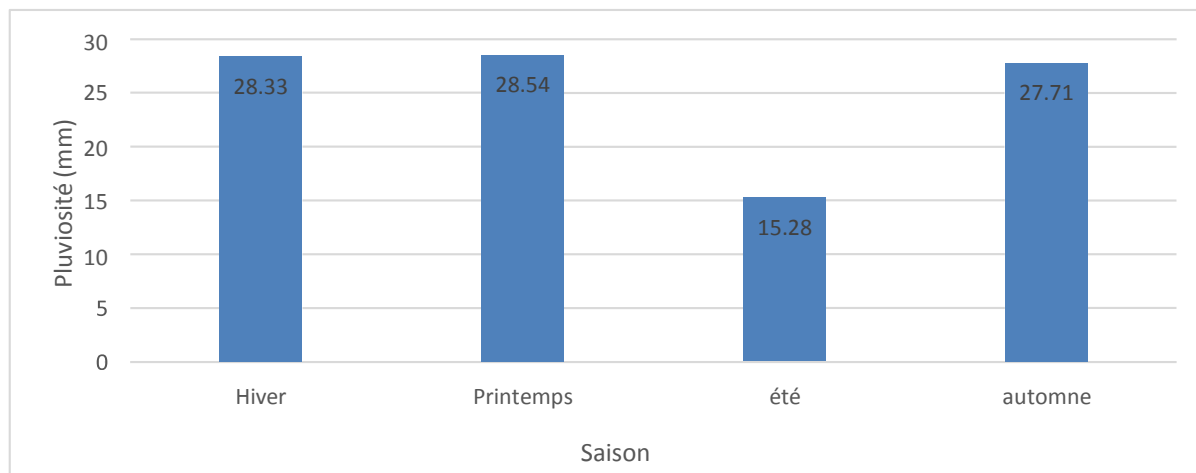


Figure 14 : Régime pluviométrique saisonnier de la station de Chabka 2.

1.2.2.3 Températures

La température représente un facteur limitant de toute première importance, car elle contrôle l'ensemble des phénomènes métaboliques et conditionne de ce fait la répartition de la

totalité des espèces et des communautés d'êtres vivants dans la biosphère (Ramade, 1984). Elle est aussi importante que la pluviosité, car la vie du végétal se déroule entre deux extrêmes thermiques : m (exprime les températures minimale) et M (exprime la température maximale).

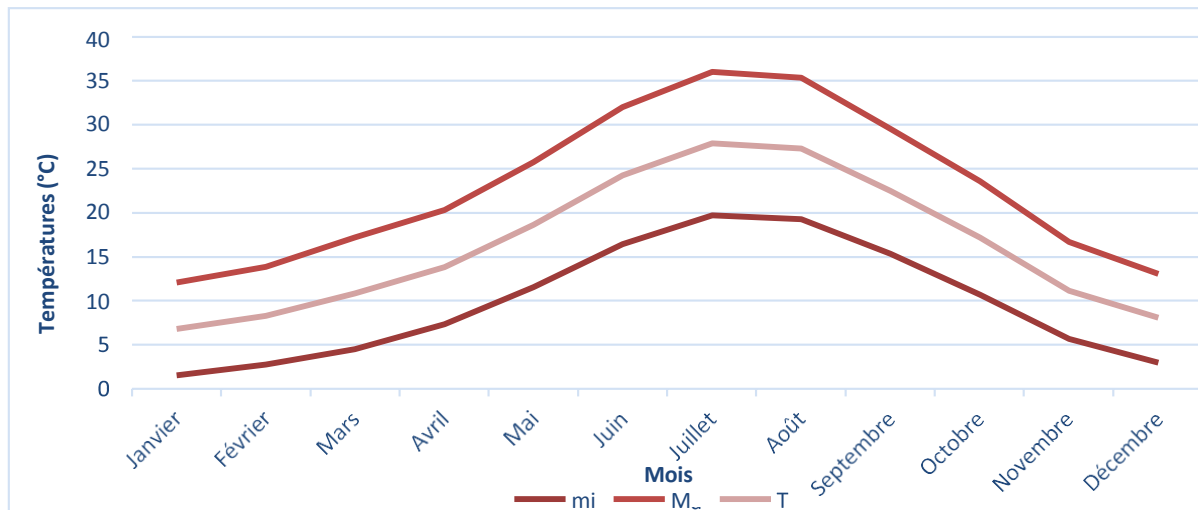


Figure 15 : Données de températures représentatives de Chabka2

- **Moyenne des températures minimales du mois le plus froid « m »** D'après le tableau (annexe) le mois le plus froid est le mois de janvier avec un minimum de 1,06 °C
- **Moyenne des températures maximales du mois le plus chaud « M »**
D'après ce tableau, il paraît que le mois de juillet correspond au mois le plus chaud avec un maximum de 36,06 °C
- **Températures moyennes annuelles**

Il y a lieu de dire que les plus fortes chaleurs coïncident avec les précipitations les plus faibles des mois de mai, juin, juillet et août

1.2.3. Synthèse climatique

1.2.3.1. Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gaussen (1953)

Le diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gaussen (1953) permet de définir la période sèche, en mettant en regard les précipitations et les températures. La saison sèche apparaît quand la courbe des précipitations se positionne au-dessous de celle des températures. Un mois biologiquement sec est celui où le total des précipitations exprimées en millimètres est égal ou inférieur au double des températures moyennes du même mois en degrés Celsius : $P \leq 2T$.

Le diagramme ombrothermique tracé pour la station d'étude pour la période (1975-2017) montre que la saison sèche dure du mois de mars jusqu'au mois de novembre (8 mois).

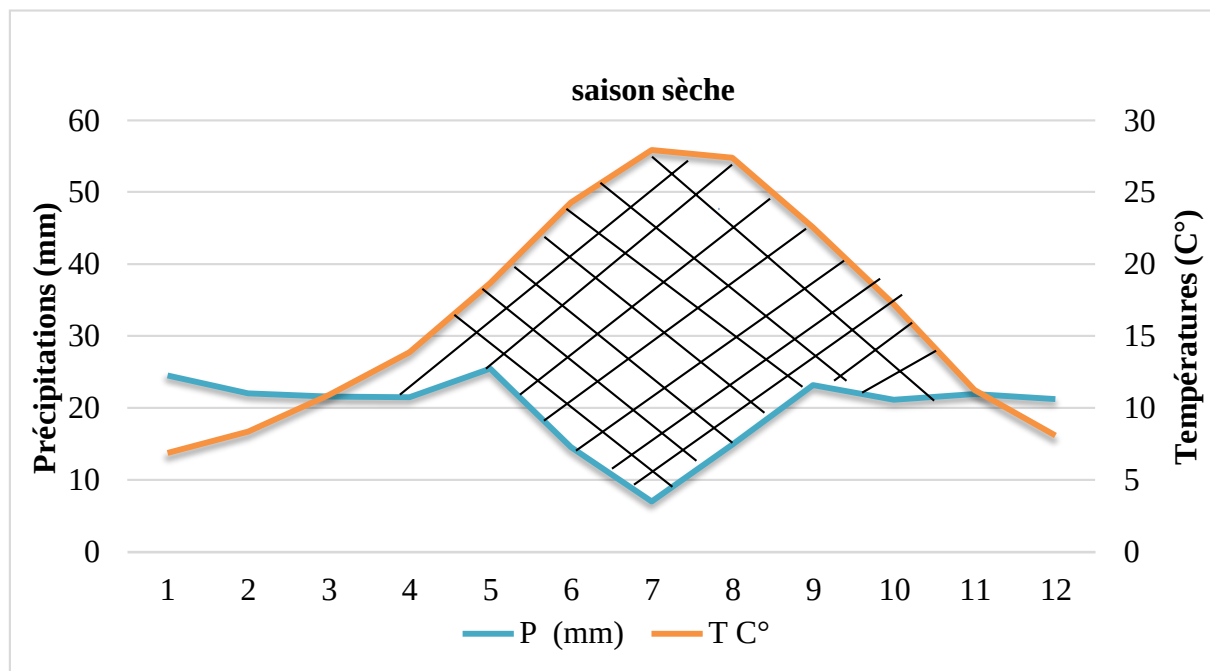


Figure 16 : Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gaussen de Chabka2 (1975-2017).

1.2.3.2. Zonation éco-climatique de Le Houérou (1995)

La zonation éoclimatique concerne spécialement les régions de l'Afrique du Nord. Elle consiste à tracer un diagramme qui porte sur les ordonnées le quotient pluvio-évapotranspiratoire (P/ETP_p) et sur les abscisses les moyennes des températures minimales du mois le plus froid. Le croisement de ces deux variables donne l'étagement bioclimatique de la région. Les données nécessaires pour la zonation éco-climatique selon la méthode de Le Houérou (1995) de notre station d'étude sont données dans le tableau 4

Tableau 5 : Données et variables calculées utilisés dans la classification éoclimatique de Le Houérou (1995) de Chabka2

Station Etudiée	Altitude (m)	P (mm)	M	m	$\frac{(M+m)}{2}$	$ETP_p \left[\frac{(M+m)}{2} \right] \times 68.64 \text{ mm}$	P/ETP_p	$\left(\frac{P}{ETP_p} \right) \times 100$	Classification
Chabka2	863	239,17	36,06	1,64	18,85	1293,86	0,184	18,5	Aride moyen à hiver frais

L'analyse du climat à travers ses différentes composantes sur une période allant de 1975 à 2017 (Tableau n°4 et Figure n°17) a révélé que Chabka2 se place dans l'étage bioclimatique aride moyen avec un hiver frais sur le climagramme de Le Houérou (1995).

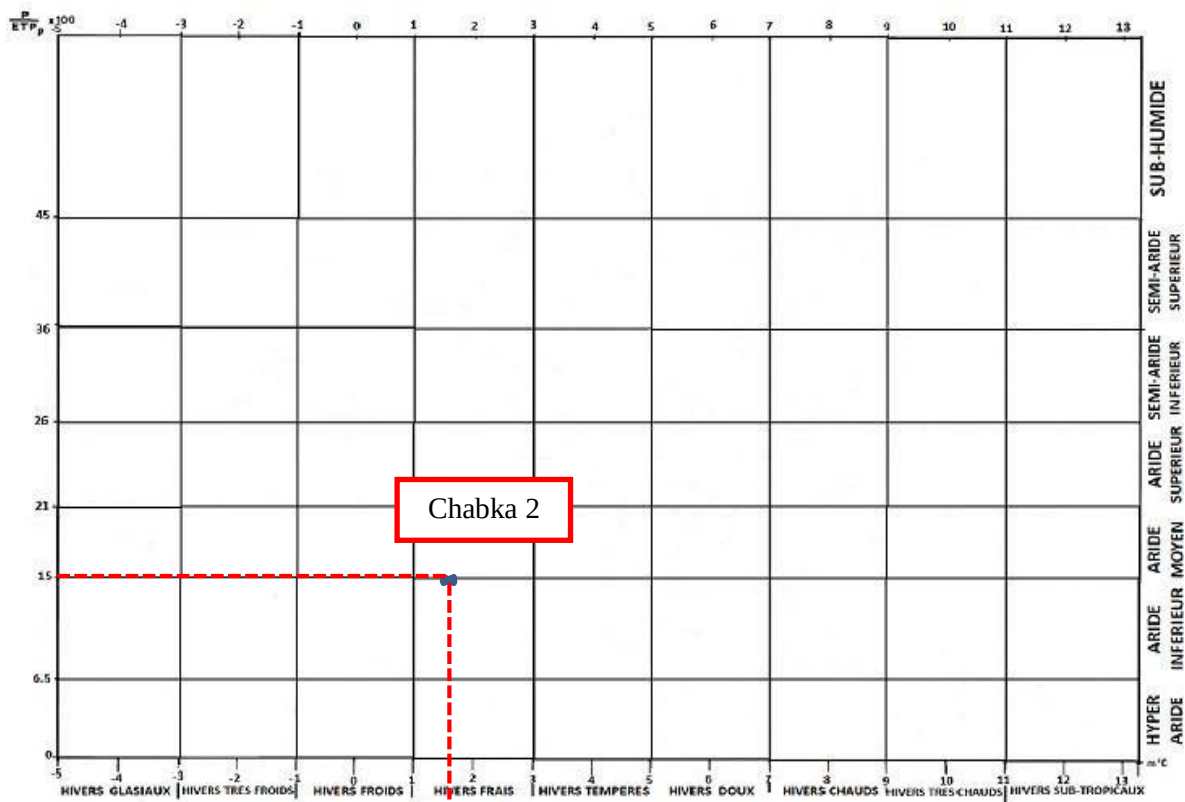


Figure 17 : Zonation écoclimatique de la station d'étude selon la méthode de Le Houérou (1995).

2. Méthodologie

2.1. Echantillonnage sur le terrain

Les sols rhizosphériques sous les touffes d'*Artemisia Campestris* ont été récoltés par mesdames Saadoun N. et Berrached R. le 4 novembre 2022, période correspondant à la phase reproductive de l'espèce. L'échantillonnage s'est porté sur dix sujets choisis de manière subjective

Les échantillons des sols ont été prélevés au long d'un transect et sur une profondeur de 20 cm. Les sols ont été conservés dans des sacs en plastique portant les informations suivantes : nom de la station, numéro du sujet, niveau échantillonné (0-20 cm). Ils sont ensuite transportés au laboratoire des Ressources Naturelle de l'Université Mouloud Mammeri (UMMTO) et conservés à une température ambiante. Les sols ont été séchés à l'air libre pendant 48 heures, puis tamisés (2 mm pour le diamètre des mailles du tamis) fin d'obtenir une terre fine.

2.2. Préparation du milieu de culture

Nous avons utilisé un milieu semi-synthétique PDA (Potato-dextrose-agar), dont la composition est la suivante :

- 200 g de pomme de terre ;
- 20 g de glucose ;

- 20 g d'agar-agar ;
- 1000 ml d'eau distillée.

Le milieu de culture se fait en faisant bouillir 200 g de la pomme de terre tranchée dans 200 ml d'eau pendant 30 min à 1h puis en laissant décanter le bouillon obtenu ou en le filtrant. A ce bouillon, nous avons rajouté 20 g de glucose et autant d'agar-agar en poudre. Par la suite, nous nous sommes passés à la dilution tout en ajoutant de l'eau distillée pour un volume final d'un litre. Il est important de faire agiter le contenu sur un agitateur pour l'homogénéiser. Dans un deuxième temps, la préparation sera stérilisée à l'étuve à 120 °C pendant 30 min et laissée ensuite pour se refroidir et nous avons rajouté quelques grammes d'antibiotique avant de verser la préparation dans les boîtes de Pétri. Après refroidissement et lorsque l'agar a durci, les boîtes de Pétri sont prêtes pour l'inoculation.

3. Isolement des souches fongiques

3.1. Méthode des suspensions-dilutions

Le principe consiste à mettre 1g de terre en suspension dans de l'eau distillée stérilisée, puis à incorporer les différentes dilutions de cette suspension dans le milieu de culture. Cette technique comprend plusieurs étapes, allant de la préparation des dilutions jusqu'à l'interprétation des résultats (Rapilly, 1968).

La préparation des dilutions consiste tout d'abord, à ajouter à 1 g de sol dans 9 ml d'eau distillée stérilisée, puis à agiter pendant 30 secondes au vortex, ce qui constitue la dilution 10^{-1} . Des prélèvements successifs de 1 ml dans cette suspension, puis dans les suivantes, auxquels nous avons ajouté à chaque fois 9 ml d'eau distillée stérilisée, vont constituer les dilutions 10^{-2} , 10^{-3} , après homogénéisation. Des suspensions de 1 ml ont été ensemencées entre deux bacs bunsen sur des boîtes contenant le milieu de culture PDA auquel nous avons incorporé un antibiotique pour inhiber la prolifération des bactéries. Les boîtes ont été codifiées selon le sol et la dilution correspondants et mises à l'obscurité. Les étapes de l'expérimentation sont illustrées dans le schéma ci-dessous (Figure 18) :

3.2. Mise en culture

Elle consiste à étaler un très faible volume (1 microlitre) de chaque dilution à la surface du milieu gélosé solidifié dans les boîtes de Pétri. La réussite de cette technique repose sur la bonne dispersion de la suspension sur l'ensemble de la surface. Une fois ensemencées, les boîtes doivent être maintenues dans des conditions aussi favorables que possible au développement des champignons et aussi défavorables que possibles à ses principaux concurrents (chaleur, ombre, milieu stérilisé). Après un certain temps, les dilutions présentant un nombre de colonies suffisantes sont repérées.

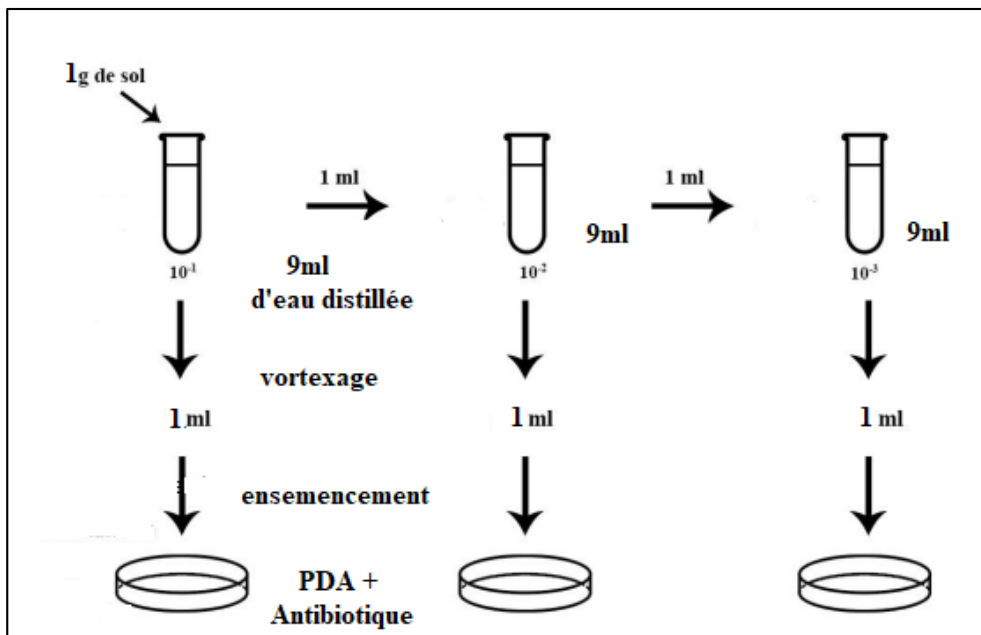


Figure 18 : Technique des suspension-dilutions (Rapilly, 1968).

3.3. Méthodes d'identification des souches fongiques

L'identification est basée sur deux types d'observation (macroscopique et microscopique) :

3.3.1. Identification macroscopique

L'observation des critères macroscopiques est basée sur plusieurs aspects distinctifs à l'œil nu, à savoir :

a) Texture

- Laineuse : mycélium aérien abondant ;
- Duveteuse : mycélium aérien court ;
- Poudreuse : mycélium aérien produisant de nombreuses conidies créant une surface d'apparence poudreuse semblable à du sucre ou de la farine
- Glabre : mycélium aérien peu abondant avec surface lisse.

b) Topographie

- Plane, surélevée, cérébriforme avec des stries radiales.

c) Couleur

- Surface, revers, pigment diffusible ;
- Brun, gris, noir = champignon dématié ;
- Blanc ou autre couleur (rouge, vert, jaune, mauve, etc.) = champignon hyalin ;

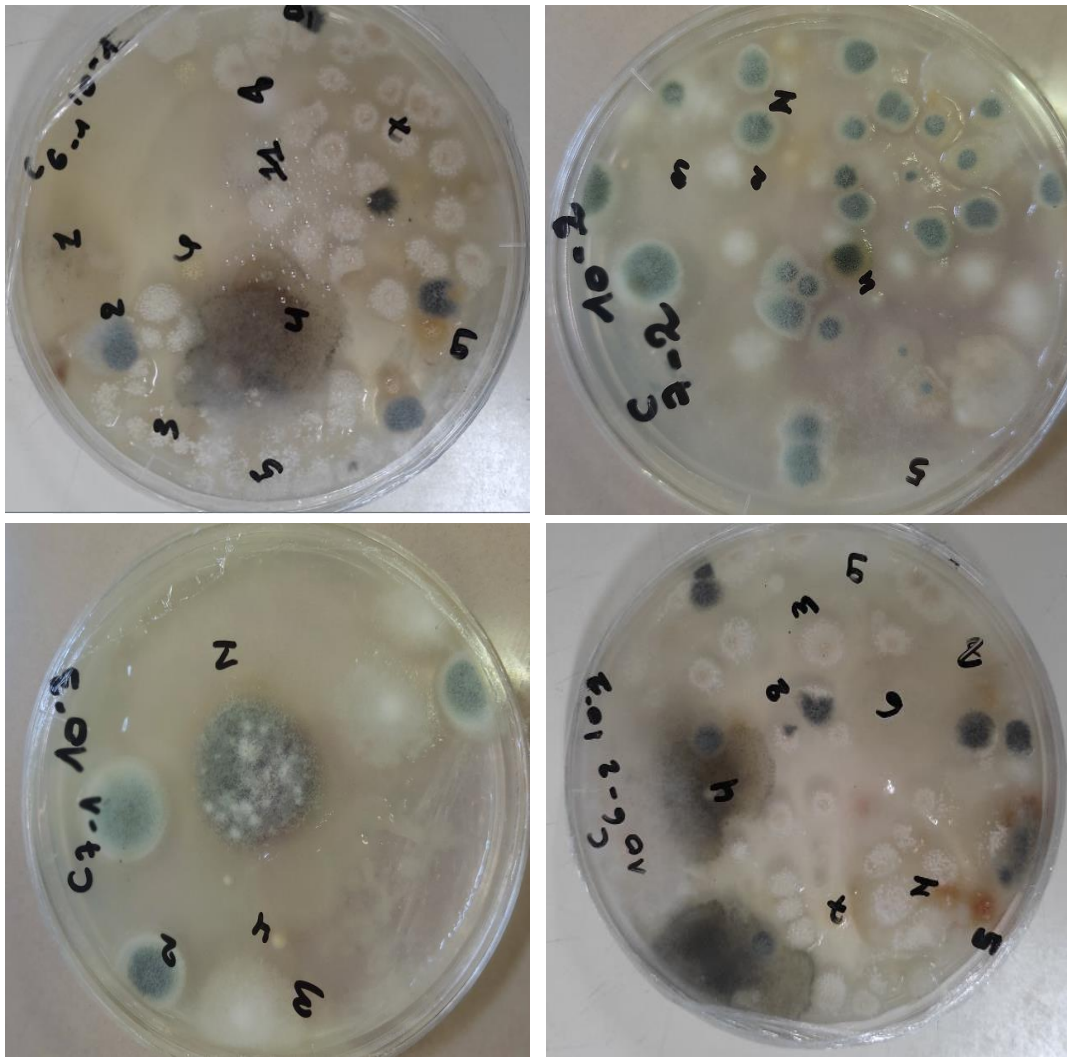


Figure 19 : Observation macroscopique des culture encemensé de sol d'*Artemisia campestris*.

3.3.2. Identification microscopique

Des fragments des souches fongiques ont été prélevés dans un milieu stérile entre deux becs bunsen avec un bistouri stérilisé. Ensuite, chaque prélèvement est conservé dans une goutte de gélatine glyciné entre lame et lamelle. Ces dernières seront aussi codifiées selon la colonie, la dilution et le sol correspondants. Nous nous sommes référés pour l'identification microscopique aux différents articles collectés (Identification des champignon d'importance médicale stage de laboratoire Philippe Dufresne Guy st-Germain mars 2021 et Les moisissures d'intérêt médical ouvrage réalisé par le laboratoire de parasitologie-mycologie du CHU d'angers Chabasse et *al*, 2002) et aux clés de détermination des Deutéromycètes de Kiffer et Morellet (1997). L'observation des critères microscopiques est basée sur plusieurs aspects, nous citons :

- Hyphes : septés, non septés, larges ($> 4 \mu\text{m}$), étroits ($< 4 \mu\text{m}$) ;
- Conidiophores : absents, simples, ramifiés ;
- Cellules conidiogènes : annélide, phialide ;

- Conidies : uni- ou pluricellulaires, solitaires, en amas ou en chaînes, forme (ronde, ovale, en massue...) ;
- Organes de fructification : périthèces, cléistothèces (sexué), pycnides (asexué) (Dufresne et Germain, 2013).

4. Analyse statistique

Les résultats obtenus ont été introduits au niveau de Excel pour le calcul des moyennes d'abondance selon la formule suivante

$$A (\%) = (N_g / N_t) * 100$$

A : abondance des genres

N_g : nombre de fois que le genre a été recensé chez un sujets

N_t : ensemble des répétitions

Dans le cadre de ce travail, nous avons effectué deux types d'analyses statistiques : une ANOVA et une ACP. Tous les analyses ont été faite sur le logiciel Stat Box 6.40.

- Analyse de la variance (ANOVA) : Des analyses de variance concernant les abondances des genres recensé sont faites pour mettre en évidence la présence de différences significatives entre les différents champignons des sols échantillonnés. Les probabilités sont comparées à un seuil de signification ($\alpha = 0,05$). Si p est inférieur à $\alpha = 0,05$, il y a une différence significative. Si p est supérieur à $\alpha = 0,05$, ces différences ne sont pas statistiquement significatives.
- Une analyse en composante principale (ACP) sont réalisées, en vue de mettre en évidence la distribution spatiale des différents genres fongiques en fonction des sujets échantillonnés.
- Une matrice de corrélation a été faite pour montrer les différentes interaction entre les genres identifiés.

Résultats et discussion

1. Diversité et abondance des genres fongiques sous les touffes d'*Artemisia campestris* L.

Dans cette étude, en se basant sur des caractères macroscopiques et microscopiques, nous avons pu identifier différents genres fongiques et estimer leurs abondances, après avoir effectué des prélèvements d'isolats fongiques des cultures des sols rhizosphériques d'*Artemisia campestris* L. Nous sommes arrivées à identifier 22 genres fongiques dont 81,81% appartiennent au phylum des Ascomycota, suivi par les Zygomycota avec 9,09% en suit les phyla des Basidiomycota, et Chytridiomycota avec 4,54% pour chacun (Figure 20). Les abondances des différents genres identifiés sont présentées dans le tableau 5.

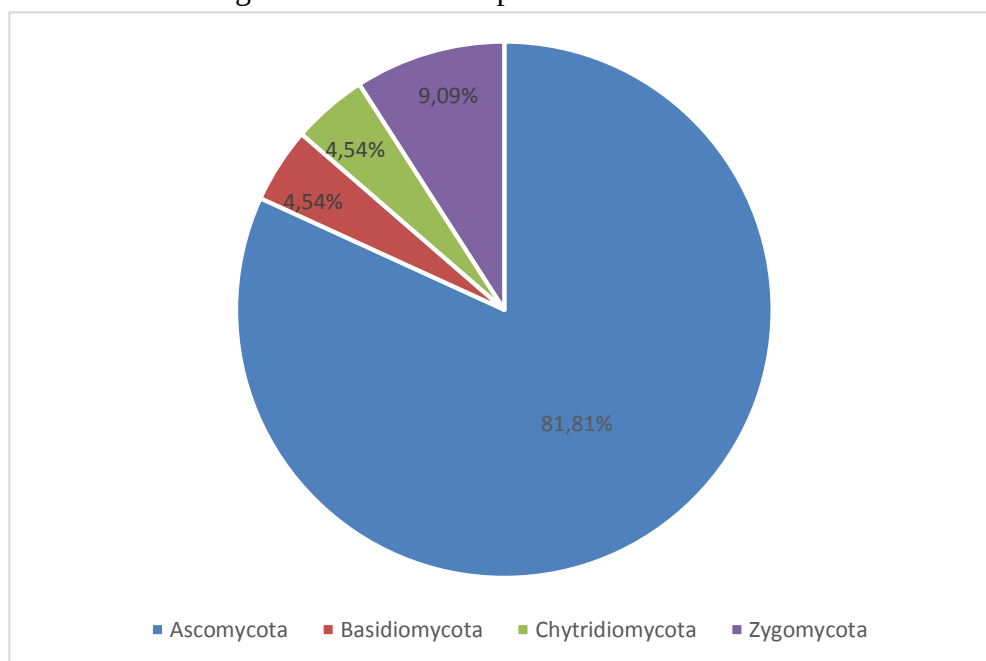


Figure 20. Abondance des différents phyla fongiques recensés dans les sols rhizosphériques d'*Artemisia campestris* L. de la station de Chabka 2.

Selon les résultats ci-dessous, nous constatons une diversité importante de champignons des sols sous les individus d'*Artemisia campestris* L. de notre station d'étude. Ces champignons sont au nombre de 22 genres et sont classés du plus abondant au plus faible comme suit : *Aspergillus* avec 31,48% qui est suivi par *Fusarium* avec 11,11%, *Penicillium* avec 9,26%, *Cladosporium* avec 7,40%, *Rhizoctonia* 5,55%, *Alternaria*, *Neoscytalidium* avec 3,70%, pour chacun d'entre eux, *Arthrrium*, *Aureobasidium*, *Bipolaris*, *Candida*, *Chaetomium*, *Eupenicillium*, *Gymnoascus*, *Mucor*, *Phoma*, *Pythium*, *Rhizopus*, *Torula*, *Trichoderma*, *Trichophyton* et *Ulocladium* (1,85%).

L'abondance élevée de ces champignons pourraient être liée à leur xérophilie. Ce qu'il leur permettrait de survivre dans des environnements où les précipitations sont très faibles, voir rares (Abdullah et al., 1986 ; Samaniego-Gaxiola et Chew-Madinaveitia, 2007). Selon Nagamani et al. (2006), la répartition de la flore fongique dépend principalement de plusieurs facteurs édaphiques. En effet, le type de sol pourrait être un facteur déterminant dans le contrôle de la composition et l'activité des communautés microbiennes.

Tableau 6 : Abondance des genres fongiques isolés à partir des sols sous *Artemisia campestris* L.

Genres	Phylum	Ordre	Famille	Abondances (%)
<i>Alternaria</i>	Ascomycota	Pleosporales	Pleosporaceae	3,70
<i>Arthrinium</i>	Ascomycota	Sordariales	Lasiophaeriaceae	1,85
<i>Aspergillus</i>	Ascomycota	Eurotiales	Trichocomaceae	31,48
<i>Aureobasidium</i>	Ascomycota	Dothideales	Dotioraceae	1,85
<i>Bipolaris</i>	Ascomycota	Pleosporales	Pleosporaceae	1,85
<i>Candida</i>	Ascomycota	Saccharomycetales	Saccharomycetaceae	1,85
<i>Chaetomium</i>	Ascomycota	Sordiales	Cheatomiaceau	1,85
<i>Cladosporium</i>	Ascomycota	Capnodiales	Davidiellaceae	7,40
<i>Eupenicillium</i>	Ascomycota	Eurotiales	Trichocomaceae	1,85
<i>Fusarium</i>	Ascomycota	Hyporeales	Nectriaceae	11,11
<i>Gymnoascus</i>	Ascomycota	Onygenales	Gymnoascaraceae	1,85
<i>Mucor</i>	Zygomycota	Mucorales	Mucoraceae	1,85
<i>Neoscytalidium</i>	Ascomycota	Botryosphaeriales	Botryosphaeriaceae	3,70
<i>Penicillium</i>	Ascomycota	Pleosporales	Pleosporaceae	9,26
<i>Phoma</i>	Ascomycota	Sphaeropsidales	Sphaerioidaceae	1,85
<i>Pythium</i>	Chytridiomycota	Pythiales	Pythiaceae	1,85
<i>Rhizoctonia</i>	Basidiomycota	Cantharellales	Ceratobasidiaceae	5,55
<i>Rhizopus</i>	Zygomycota	Mucorales	Mucoraceae	1,85
<i>Torula</i>	Ascomycota	Saccharomycetales	Saccharomycetaceae	1,85
<i>Trichoderma</i>	Ascomycota	Hypocreales	Hypocreaceae	1,85
<i>Trichophyton</i>	Ascomycota	Onygenales	Arthodermataceae	1,85
<i>Ulocladium</i>	Ascomycota	Pleosporales	Pleosporaceae	1,85

La majorité de ces genres appartiennent au phylum des Ascomycota. Ce résultat confirme les études menées sur la diversité des champignons dans les sols des régions arides et semi-arides qui ont révélés que les Ascomycota sont les plus abondants (Mouchacca, 2005 ; Ouali et Yaddaden, 2019 ; Ould Ahmed, 2019 ; Boutiba et Khelifi, 2020). D'après Schochet *al.* (2009), les Ascomycota représentent le plus grand phylum fongique. Comme il a été reporté par Siquiera *etal.* (1985), les genres fongiques des autres phyla comme les Basidiomycota ainsi que les

Zygomycota et les Chytridiomycota peuvent être avec l'extrême sécheresse du sol inhiber la germination des champignons.

En comparant avec les résultats obtenus par Bekhti (2023) qui a travaillé sur les champignons endophytes des racines d'*Artemisia campestris* de la même station, elle a noté l'abondance du phylum des Ascomycota (92.31%). Ce qui concorde avec nos résultats. Cependant, le genre le plus dominant était *Fusarium* (27,27%) avec six espèces recensées. Les genres *Alternaria* et *Phoma* avaient été en deuxième position avec un pourcentage de (13,63%) et sont représentés par trois espèces chacun. Ces deux genres sont suivis par le genre *Penicillium* (9,09%) représenté par deux espèces. Enfin par les genres *Aspergillus*, *Cephalotrichum*, *Gibberella*, *Monilinia*, *Rhizoctonia*, *Salinomyces*, *Torula* et *Ulocladium*, avec une abondance de (4,54%) dont une seule espèce a été trouvée pour chacun de ces genres.

2. Description de quelques champignons identifiés

2.1. *Aspergillus*

A partir de ces résultats, nous constatons que le genre *Aspergillus* est le plus abondant, il appartient au phylum des Ascomycota. Ce genre est connu par large répartition géographique, mais il est plus souvent associé aux régions à climat chaud. Il se développe sur la matière organique en décomposition, dans le sol, le compost, les denrées alimentaires, les céréales. Ils jouent ainsi un rôle important dans le cycle du carbone et de l'azote organiques (Quatresous, 2011). Son abondance dans la rhizosphère est en rapport avec sa physiologie (Ayari-Guentri et al., 2020), sa capacité de tolérer et supporter les facteurs de stress biotiques et abiotiques (Herre et al., 2007). La croissance de ce genre est liée à une large gamme de température optimale entre 25 °C et 40 °C et la température minimale de croissance est basse à environ 10 °C par rapport à d'autres champignons (Klich, 2002). Il est adapté à l'environnement aride et aux conditions du désert pour lesquelles de grandes différences entre les températures minimales et maximales du sol sont généralement observées (Ayari-guentri et al., 2020).

Ces champignons présentent des colonies plates ou surélevées, duveteuses, veloutées, poudreuses ou granuleuses (Chabasse et al., 2002). C'est avec la maturation des structures conidiogènes que ces colonies vont prendre leur teinte caractéristique gris-vert. Le revers est incolore à jaune, il peut aussi brunir ou rougir avec l'âge (Lyatim, 2008) (Figure 21).

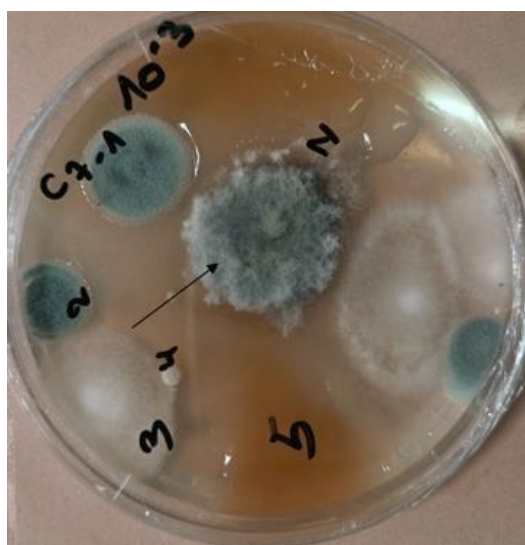


Figure 21. Aspect macroscopique de la colonie du genre *Aspergillus*.

Aspergillus est un champignon filamenteux, dont le thalle est hyalin. Il présente un mycélium cloisonné. Il se reconnaît par ses conidiophores distincts, terminés par une vésicule gonflée, portant des phialides en forme de bouteilles produisant des spores ou conidies, qui caractérisent le mode de reproduction asexuée du champignon. Les spores peuvent être de plusieurs couleurs, selon les espèces et sont produites en longues chaînes au bout des phialides (Marcel, 1997) (Figure 22).

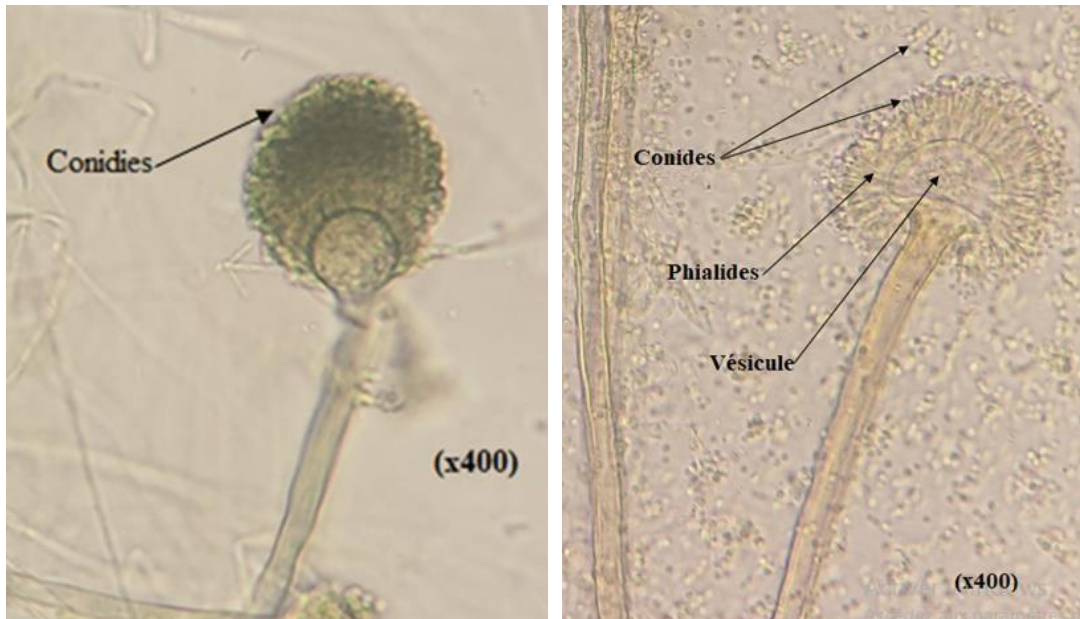


Figure 22. Aspect microscopique des différentes structures fongiques du genre *Aspergillus*.

2.2. *Fusarium*

Le genre *Fusarium* appartient au phylum des Ascomycota. C'est un champignon cosmopolite, qui peut infecter les sols et les substances organiques. Il se trouve dans les zones tropicales, les régions tempérées, les zones désertiques, montagneuses et même arctiques (Bani, 2011). Il provoque des maladies appelées fusarioses, qui peuvent infecter aussi bien les parties aériennes que les parties souterraines des plantes. De plus, beaucoup d'espèces saprophytes sont capables de se développer en tant que pathogènes secondaires sur des tissus végétaux sénescents (Podgorska-Kryszczuk et al., 2022).

Les colonies de ce champignon peuvent être duveteuses ou cotonneuses, sont de couleur variable selon l'espèce. Les colonies présentent souvent des nuances roses, jaunes, rouges ou violettes (Chabasse et al., 2002) (Figure 22 A). L'identification microscopique est basée sur l'aspect des conidies produites par des phialides ou cellules conidiogènes sans collerette. Le genre peut produire plusieurs types de spores incolores divisées par plusieurs cloisons : les macroconidies, les microconidies, les mésoconidies et les chlamydospores. Certaines espèces produisent les quatre variétés, d'autres non. L'aspect de ces conidies, la présence ou l'absence de certaines d'entre elles sont les caractères essentiels d'identification des *Fusarium* (Lyatim, 2008) (Figure 23 B).

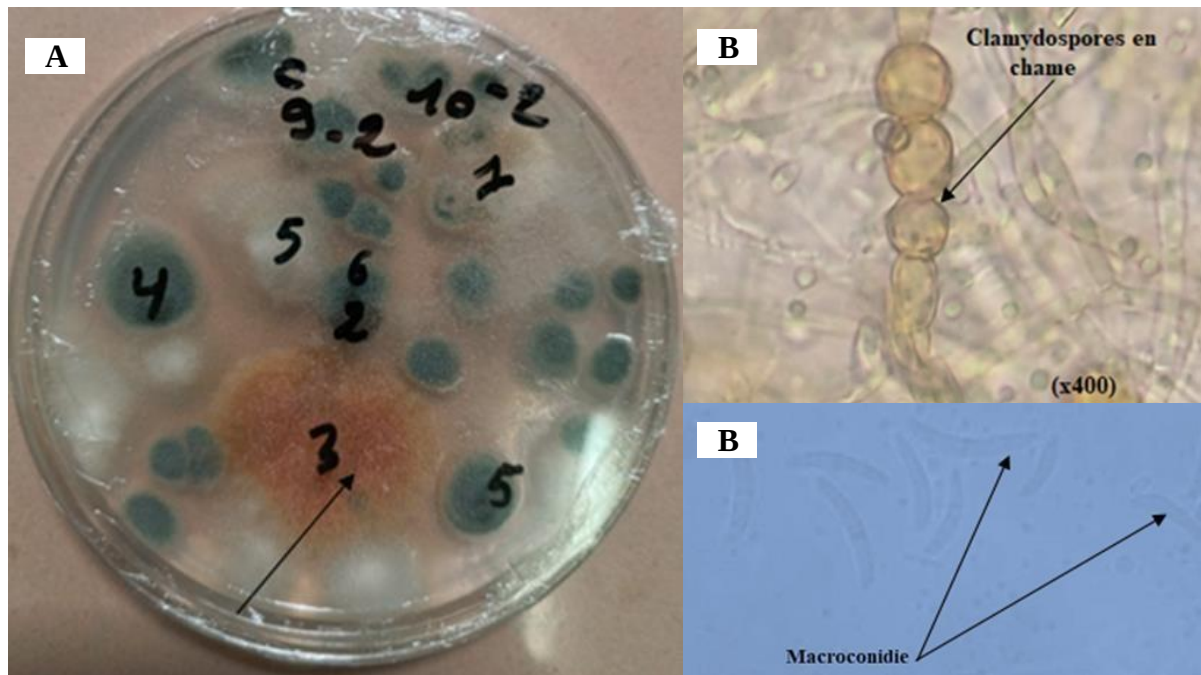


Figure 23. Photo de *Fusarium*. **(A)** : Aspect macroscopique de la colonie ; **(B)** : Aspect microscopique de différentes structures fongiques du genre *Fusarium*.

2.3. *Penicillium*

Penicillium est un champignon filamenteux des Ascomycota, cosmopolite, ubiquiste et polyphage pouvant dégrader plusieurs substrats. Il est largement présent dans le sol (Malloch, 1997). Plusieurs études ont démontré que ce champignon est antagoniste des pathogènes de la plante et que son application dans la lutte biologique pourrait être possible (Toghueo et Boyom, 2020). Les espèces de ce genre se développent dans les milieux humides, avec une température de croissance qui varie entre 5 °C à 37 °C. De ce fait, ils sont considérés comme des contaminants fréquents des régions tempérées (Pitt, 1988).

L'observation macroscopique nous montre des colonies plates, poudreuses avec une teinte quelque fois grise et d'autre verte ou brune (Chabasse et *al.* 2002 ; Lyatim, 2008) (Figure 23 A). L'étude microscopique, se distingue par une forme de pinceau ayant une extrémité porteuse de conidies ronde arrangé en chainettes (Malloche, 1997) (Figure 24 B).

2.4. *Cladosporium*

Le genre *Cladosporium* est un autre Ascomycota qui a été bien représenté au niveau de notre travail. C'est un genre mondialement répandu et qui est largement retrouvé dans le sol et sur de nombreux végétaux (feuilles et de tiges sénescents et mortes des plantes) (Brown et *al.*, 1998 ; El-Morsy, 2000). Il regroupe plusieurs espèces, dont la plupart sont parasites de végétaux, saprophytes très communs ou phytopathogènes (Botton et *al.*, 1990). Il est souvent isolé de l'air ambiant et il ne pousse généralement qu'entre 20 et 25 °C, mais certaines espèces comme *Cladosporium carrionii* et *Cladosporium bantianum* sont thermophiles (Lyatim, 2008).

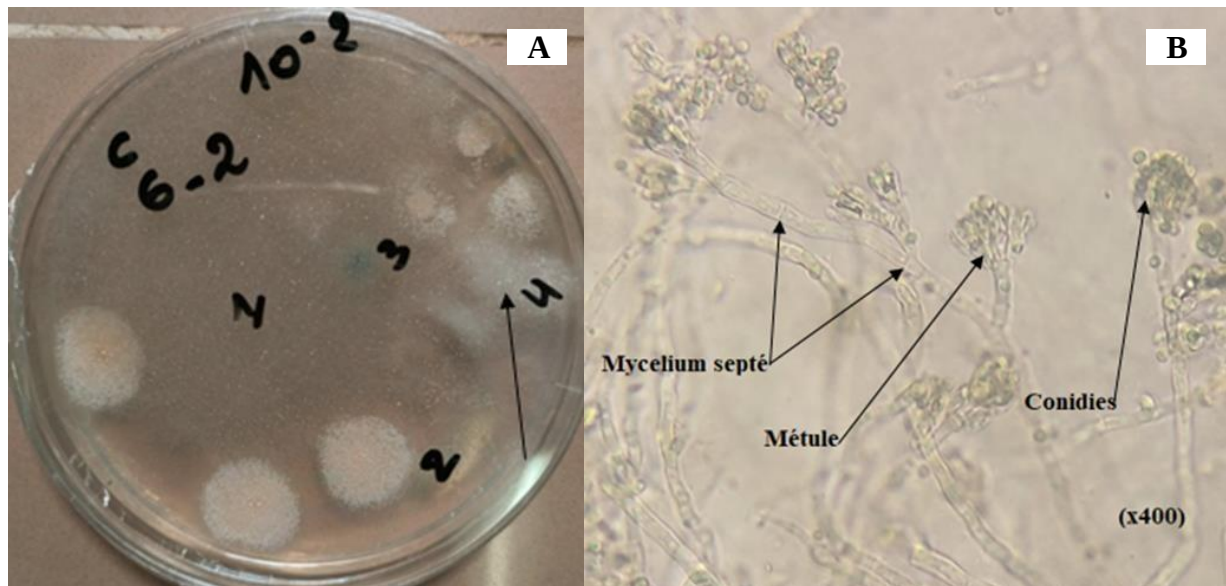


Figure 24. Photos du genre *Penicillium*. (A) : Aspect macroscopique de la colonie ; (B) : Aspect microscopique des différentes structures fongiques.

Les colonies de *Cladosporium* sont plates et denses. Elles deviennent poudreuses ou veloutées et sont vert olive à brun olive (Fiedler et *al.*, 2001 ; Partterson et *al.*, 2009) (Figure 24 A). *Cladosporium* possède des conidiophores formés latéralement, sur des filaments brun vert à brun pâle et des conidies elliptiques ou cylindriques et généralement unicellulaires, brunes olivacées (Gravesen et *al.*, 1994). Ses conidies sont simples ou possèdent une ou plusieurs cloisons. Elles sont détachées et portent des cicatrices à partir de leur point d'attache, ou au conidiophore, ou aux conidies inférieures et supérieures (Kiffer et Morelet, 1997) (Figure 25 B).

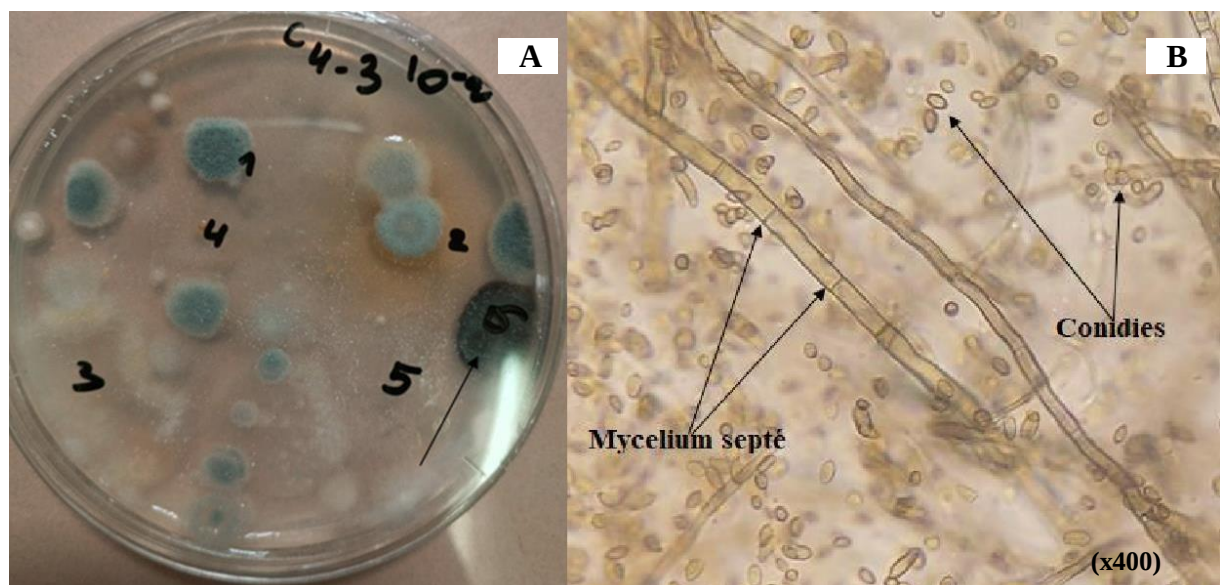


Figure 25. Photos du genre *Cladosporium*. (A) : Aspect macroscopique de la colonie ; (B) : Aspect microscopique des différentes structures fongiques.

2.5. *Aureobasidium*

Les *Aureobasidium* sont des champignons filamenteux appartenant au phylum des Ascomycota. Ce genre inclut entre 14 et 26 espèces (Patterson et *al.*, 2009). C'est un groupe de champignons omniprésents et cosmopolites (Samson et *al.*, 2004). C'est une moisissure saprophyte et ubiquitaire (Samson et *al.*, 2004).

Les colonies de *Aureobasidium* sont au début de leur croissance crème pâle ou jaune ; elles sont moites, levuriformes, de texture mucoïde, mais à maturité, elles deviennent noires et veloutées (Patterson et *al.*, 2009) (Figure 26 A). Les hyphes sont septés, hyalin au départ, devenant brun foncé avec l'âge. Certains de ces filaments sont plus épais et bien foncés. Ce champignon produit deux types de spores : les unes petites, hyalines, se développent en grappe de façon synchrone à partir des cellules conidiogènes peu différenciés, intégrées dans les filaments ou disposées en position terminale ; les autres plus grandes produites sur le mode thallique arthrique, uni ou bicellulaires et devenant rapidement foncées (Patterson et *al.*, 2009) (Figure 25 B).

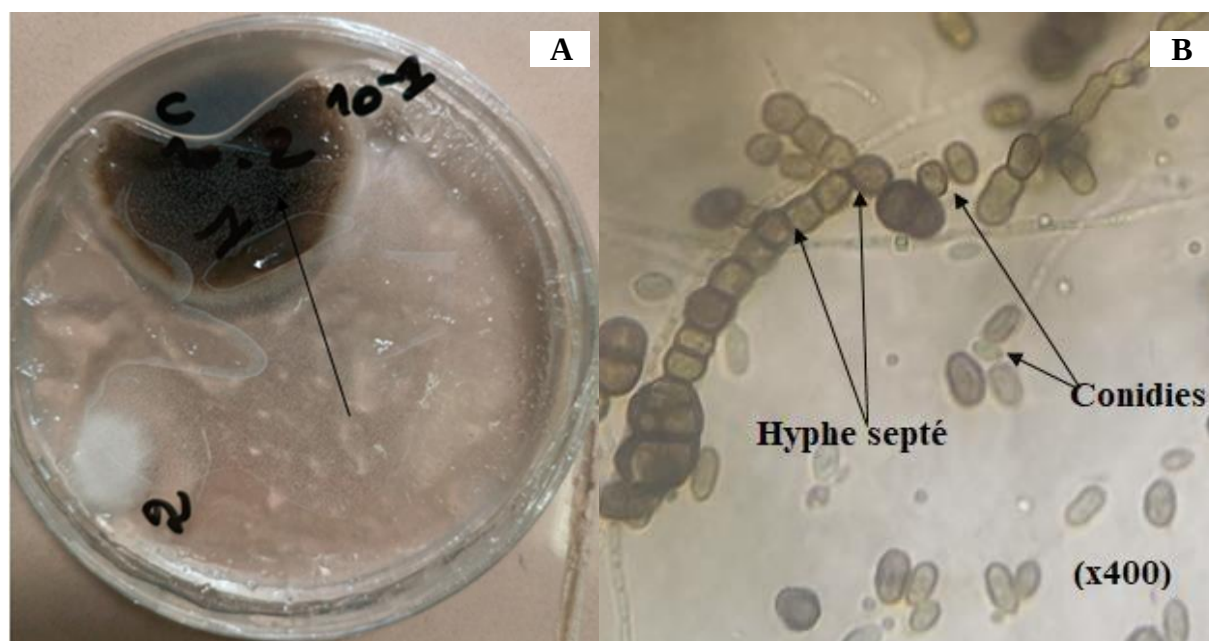


Figure 26 : Photos du genre *Aureobasidium*. (A) : Aspect macroscopique de la colonie ; (B) : Aspect microscopique des différentes structures fongiques

2.6. *Trichoderma*

Trichoderma est un champignon Ascomycota de la famille des Hypocreaceae, il interagit avec les racines, les feuilles et le sol. Ce genre est très connu par leurs propriétés antagonistes et il a été utilisé comme agent de lutte biologique contre un large spectre de phytopathogènes (Mouria et *al.*, 2007). Grâce à sa grande capacité d'adaptation aux différentes conditions climatiques, il est très répandu dans tous les sols (forestiers ou cultivés) et sur les végétaux en décomposition. Ils contaminent fréquemment le compost de la culture industrielle des champignons comestibles, mais sont rarement parasites de plantes vivantes (Benkada, 2006).

Les souches de *Trichoderma* peuvent être identifiées par des caractéristiques morphologiques communes qui sont un pigment conidien vert vif, ont une croissance rapide et sont ramifiées de manière répétitive (Zin et Badaluddin, 2020) (Figure 26 A). *Trichoderma* représente un mycélium duveteux, vert foncé et des bordures blanches avec un revers vert clair. Leur vitesse de croissance est rapide car elles envahissent le milieu dans 7 jours. L'identification microscopique révèle que les hyphes sont septés et très ramifiés, ils portent des chlamydospores et des conidiophores produisant des spores rondes (Ghorri, 2015) (Figure 27 B).

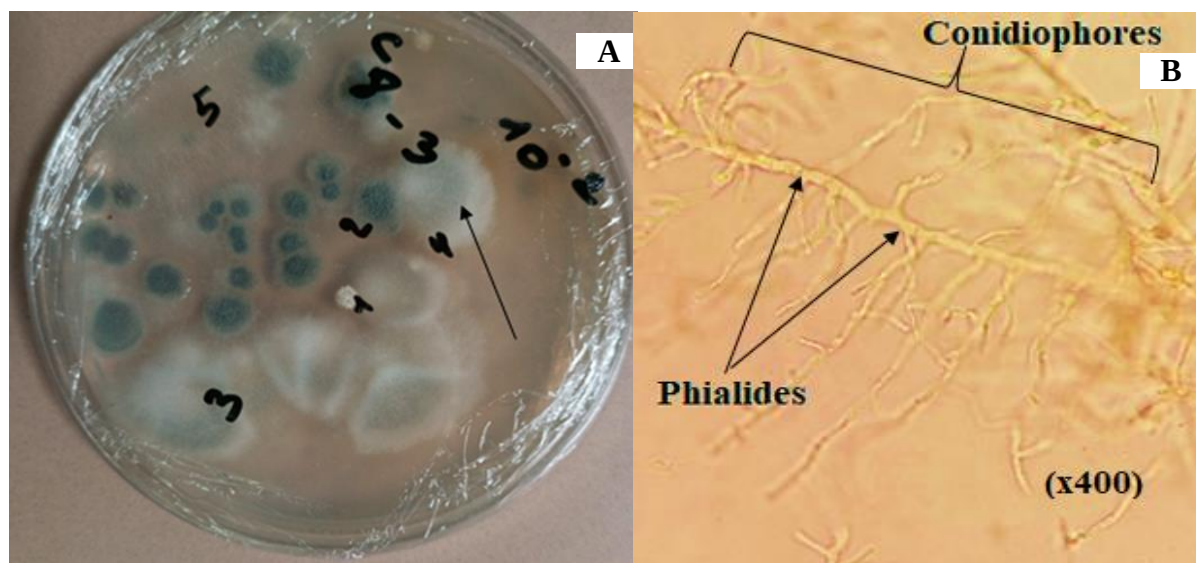


Figure 27. Photos du genre *Trichoderma*. **(A)** : Aspect macroscopique de la colonie ; **(B)** : Aspect microscopique des différentes structures fongiques

3. Richesse spécifique des genres fongiques recensés

Le nombre total des espèces recensées est de 54 espèces. La richesse spécifique est élevée pour les différents genres isolés : *Aspergillus* avec 17 espèces, *Fusarium* avec 6 espèces, *Penicillium* avec 5 espèces, *Cladosporium* avec 4 espèces, *Rhizoctonia* avec 3 espèces, *Alternaria* et *Neoscytalidium* avec 2 espèces pour chacun d'entre eux, *Chaetomium*, *Aeurobasidium*, *Eupenicillium*, *Phoma*, *Pythium*, *Rhizopus*, *Ulocladium*, *Mucor*, *Arthrinium*, *Bipolaris*, *Candida*, *Trichoderma*, *Trichophyton*, *Torula*, et *Gymnoascus* sont représentés par une seule espèce (Tableau 06).

Le genre *Aspergillus* est le plus riche en espèces (17 espèces) au niveau des sols échantillonnés. La plupart des espèces qui appartiennent à ce genre sont connues par leur tolérance aux températures élevées, ce qui a été démontré au niveau de différentes études réalisées sur des espèces d'*Aspergillus* (Coleman et al., 2002 ; Pratheeba et al., 2014). La thermotolérance de certaines souches de ce genre telle : *Aspergillus fumigatus*, leur permettrait de se développer jusqu'à 52 °C (Bougharef, 2008). Elles sont peu exigeantes et elles s'adaptent à des milieux fortement chargés en sels (osmophilie), des milieux secs (xérophilie) ou faiblement oxygénés (microaérophilie) (Bougharef, 2008 ; Lyatim, 2008).

Tableau 7. Richesse spécifique des genres fongiques isolés à partir des sols *Artemisia Campestris* L. de la station de Chabka 2.

Genres	Espèces	Genres	Espèces	Genres	Espèces
<i>Aspergillus</i>	Sp1	<i>Fusarium</i>	Sp1	<i>Alternaria</i>	Sp1
	Sp2		Sp2		Sp2
	Sp3		Sp3	<i>Neoscytalidium</i>	Sp1
	Sp4		Sp4		Sp2
	Sp5		Sp5	<i>Arthrinium</i>	Sp1
	Sp6		Sp6	<i>Aureobasidium</i>	Sp1
	Sp7	<i>Penicillium</i>	Sp1	<i>Bipolaris</i>	Sp1
	Sp8		Sp2	<i>Chaetomium</i>	Sp1
	Sp9		Sp3	<i>Candida</i>	Sp1
	Sp10		Sp4	<i>Eupenicillium</i>	Sp1
	Sp11		Sp5	<i>Gymnoascus</i>	Sp1
	Sp12	<i>Cladosporium</i>	Sp1	<i>Mucor</i>	Sp1
	Sp13		Sp2	<i>Phoma</i>	Sp1
	Sp14		Sp3	<i>Pythium</i>	Sp1
	Sp15		Sp4	<i>Trichoderma</i>	Sp1
	Sp16	<i>Rhizoctonia</i>	Sp1	<i>Trichophyton</i>	Sp1
	Sp17		Sp2	<i>Torula</i>	Sp1
			Sp3	<i>Rhizopus</i>	Sp1
<i>Ulocladium</i>				Sp1	

Le genre *Fusarium*, celui-ci est représenté par 6 espèces. Sa présence pourrait être liée au fait que le taux de croissance de ce genre est supérieur à plusieurs genres fongiques (Bekkeret *al.*, 2006 ; Raza et *al.*, 2017). De plus, ce genre est bien connu pour produire plusieurs composés toxiques qui limitent la croissance des autres espèces fongiques. Il est également bien adapté à un large éventail de sites géographiques, de conditions climatiques, d'habitats écologiques et de plantes hôtes (Backhouse et *al.*, 2001). *Fusarium* joue un rôle important dans l'absorption des nutriments, en addition, la tolérance des plantes hôtes à des conditions environnementales est fortement sollicitée (Eshel et *al.*, 2013). En effet, leur adaptation au milieu riches en sels pourrait être expliquée par la forte présence de l'espèce halophyte *Salsola vermiculata* au niveau de la station de Chabka 2 (Berrached et *al.*, 2017). Par ailleurs, le rapprochement géographique de cette station du Chott du Zahraz El Chergui pourrait être à l'origine de l'abondance du *Fusarium* au niveau de notre travail.

Le genre *Penicillium*, qui est un genre saprophyte très répandu dans l'environnement (Link, 1809), comprend des champignons très connus, polyphages responsables de nombreuses dégradations et utilisés pour la production des métabolites, tels que l'acide gluconique et les pénicillines (Botton, 1990)

4. Analyse de variance (ANOVA)

Le test d'analyse de variance (ANOVA) réalisés pour les 22 genres a montré l'existence d'une différence très hautement significative entre les sols échantillonnés ($p=0$) pour le genre *Alternaria*, *Eupenicillium* et *Trichoderma*. Une différence hautement significative pour les genres *Fusarium* et *Mucor* (0,01). Pour le reste des genres la différence n'est pas significative à savoir : *Artrinium* (0,47), *Aspergillus* (0,79), *Aurobasidium* (0,47), *Bipolaris* (0,47), *Candida* (0,47), *Chaetomium* (0,47), *Cladosporium* (0,49), *Gymnoascus* (0,47), *Neoscytalidium* (0,18), *Penicillium* (0,14), *Phoma* (0,47), *Pythium* (0,42), *Rhizoctonia* (0,14), *Rhizopus* (0,08), *Torula* (0,55), *Trichophyton* (0,26) et *Ulocladium* (0,47) (Tableau 8).

Tableau 8. Résultats de l'analyse de variance (ANOVA) des genres fongiques recensés au

Genre	Probabilité	Significativité
<i>Alternaria</i>	0,00	Très hautement significative
<i>Artrinium</i>	0,47	Non significative
<i>Aspergillus</i>	0,79	Non significative
<i>Aurobasidium</i>	0,47	Non significative
<i>Bipolaris</i>	0,47	Non significative
<i>Candida</i>	0,47	Non significative
<i>Chaetomium</i>	0,47	Non significative
<i>Cladosporium</i>	0,49	Non significative
<i>Eupenicelium</i>	0,00	Très hautement significative
<i>Fusarium</i>	0,01	Hautement significative
<i>Gymnoascus</i>	0,47	Non significative
<i>Mucor</i>	0,01	Hautement significative
<i>Neoscytalidium</i>	0,18	Non Significative
<i>Penicellium</i>	0,14	Non Significative
<i>Phuma</i>	0,47	Non significative
<i>Pytium</i>	0,42	Non significative
<i>Rhizoctonia</i>	0,14	Non Significative
<i>Rhizopus</i>	0,08	Non significative
<i>Torula</i>	0,55	Non significative
<i>Trichoderma</i>	0,00	Très hautement significative
<i>Trichophyton</i>	0,26	Non significative
<i>Ulocladium</i>	0,47	Non significative

Les résultats montrent que 17 genres ont une distribution non significative entre les sols échantillonnés sous les touffes d'*Artemisia campestris*. Ceci pourrait être expliqué par la répartition homogène de ces champignons au niveau de tous les sujets échantillonnés et qu'il n'y aurait aucun facteur particulier qui influence leur distribution dans notre station d'étude (Attrassi et al., 2005).

Les différences significatives pour les autres champignons pourraient être expliquée par l'effet des facteurs biotiques et abiotiques récurrents au niveau de notre station d'étude (Stevens et al., 2020). Les conditions climatiques lors de la période d'échantillonnage (automne), pourrait également contrôler la répartition des espèces fongiques. Cette saison est caractérisée par une baisse de température, et une baisse considérable des pluies. En effet, une humidité relativement élevée et une

température basse favorisent la germination et la reproduction des spores fongiques. Selon Bhatnagar et Bhatnagar (2005), l'activité microbienne dans les sols désertiques dépend fortement des caractéristiques écologiques telles que la température, l'humidité et la disponibilité en carbone. De plus, Les caractéristiques physico-chimiques des sols échantillonnés, comme la texture, la structure, le contenu en matière organique, le pH, les macronutriments et micronutriments peuvent être à l'origine de la variation de la communauté fongique (Bouabdelli et *al.*, 2018).

La différence de champignons entre les sols étudiés pourrait aussi être expliquée par l'effet favorable du milieu de culture (PDA) sur la sporulation et la croissance mycélienne des espèces fongiques. Selon Attrassi et *al.* (2005), les milieux de culture naturels et organiques utilisés dans son expérimentation (PDA, MEA, etc.) ont permis une bonne croissance mycélienne et une bonne sporulation pour toutes les espèces fongiques.

Tableau 9. Résultats de l'analyse de variance (ANOVA) réalisé par Bekhti

Genre	Probabilité	Comparaison	Conclusion
<i>Alternaria</i>	0,04	$0,04 < 0,05$	Significative
<i>Aspergillus</i>	0,05	$0,05 \leq 0,05$	Significative
<i>Cephalotrichum</i>	0,56	$0,56 > 0,05$	Non significative
<i>Fusarium</i>	0,12	$0,12 > 0,05$	Non significative
<i>Gibberella</i>	0,44	$0,44 > 0,05$	Non significative
<i>Monilinia</i>	0,56	$0,56 > 0,05$	Non significative
<i>Penicilium</i>	0,08	$0,08 > 0,05$	Non significative
<i>Phoma</i>	0,01	$0,01 < 0,05$	Significative
<i>Rhizoctonia</i>	0,16	$0,16 > 0,05$	Non significative
<i>Salinomyces</i>	0,44	$0,44 > 0,05$	Non significative
<i>Torula</i>	0,50	$0,50 > 0,05$	Non significative
<i>Ulocladium</i>	0,13	$0,13 > 0,05$	Non significative

Le tableau ci-dessus montre que 9 genres fongiques ont une différence de distribution non significative, ceci pourrait être expliqué par la répartition homogène de ces champignons au niveau de toutes les racines des sujets échantillonnés et qu'il n'y aurait aucun facteur particulier qui influence leur distribution dans notre station d'étude (Attrassi et *al.*, 2005).

Les différences sont significatives entre des genres *Alternaria*, *Aspergillus* et *Phoma*. Cette différence significative pourrait être expliquée par l'effet des facteurs biotiques et abiotiques récurrents au niveau de notre station (Bhatnagar, 2005). Plusieurs études ont rapporté que les conditions du site peuvent influencer une communauté fongique et la colonisation des tissus hôtes (Martín-Pinto et *al.*, 2004 ; Jia et *al.*, 2016). Les facteurs environnementaux, tels que la température, et la niche écologique peuvent affecter la variation des mycoendophytes et avoir un rôle déterminant dans la propagation et le succès de la germination des spores de mycoendophytes (Shannon et Weaver, 1963).

4. Analyse en composantes principales (ACP)

Dans le but de décrire les interactions existantes entre les différents genres fongiques des sols de la station de Chabka 2, une matrice de corrélation a été faite. En effet, ces interactions peuvent être positives ou négatives et sont présentées dans le tableau 8.

Tableau 10. Matrice de corrélation de Pearson entre les genres fongiques recensé et identifiés à la station de Chabka 2.

Genres	<i>Alternaria</i>	<i>Arthrimum</i>	<i>Aspergillus</i>	<i>Aurobasidium</i>	<i>Bipolaris</i>	<i>Candida</i>	<i>Cladosporium</i>	<i>Eupenicillium</i>	<i>Fusarium</i>	<i>Mucor</i>	<i>Rhizoctonia</i>
<i>Candida</i>	ns	1,00	ns	Ns	ns	ns	ns	ns	ns	ns	ns
<i>Chaetomium</i>	0,92	ns	ns	Ns	ns	ns	ns	ns	ns	ns	ns
<i>Gymnoascus</i>	ns	1,00	ns	Ns	ns	1,00	ns	ns	ns	ns	ns
<i>Penicillium</i>	ns	ns	ns	Ns	ns	ns	-0,80	ns	ns	ns	ns
<i>Rhizoctonia</i>	ns	ns	-0,65	0,83	ns	ns	ns	ns	ns	-0,65	ns
<i>Torula</i>	ns	ns	ns	Ns	1,00	ns	ns	ns	ns	ns	ns
<i>Trichoderma</i>	ns	ns	ns	Ns	ns	ns	ns	-0,87	-0,70	ns	ns
<i>Trichophyton</i>	ns	ns	ns	Ns	ns	ns	ns	ns	ns	0,75	ns
<i>Ulocladium</i>	ns	ns	ns	1,00	ns	ns	ns	ns	ns	ns	0,83

En gras, valeurs significatives (hors diagonale) au seuil $\alpha=0,05$ (test bilatéral) ns : corrélation non significative

A partir de ce tableau, nous avons remarqué en premier lieu la présence de très fortes corrélations positives significatives qui sont égales à **1** entre *Candida* et *Arthrimum*, *Candida* et *Gymnoascus*, *Gymnoascus* et *Arthrimum*, *Aurobasidium* et *Ulocladium* et entre *Bipolaris* et *Torula*. Nous avons également noté de fortes corrélations positives significatives entre *Alternaria* et *Chaetomium* (**0,92**), *Aurobasidium* et *Rhizoctonia* (**0,83**), *Rhizoctonia* et *Ulocladium* (**0,83**), *Mucor* et *Trichophyton* (**0,75**). Une forte corrélation positive entre deux genres pourrait s'expliquer par la nécessité de ces deux champignons d'exister ensemble pour accomplir leurs rôles convenablement, car la présence de l'un favorise la présence de l'autre, et par conséquent l'absence de l'un limite la présence de l'autre ; c'est le phénomène de la synergie. Cette relation intime indissociable entre les deux genres de champignons permet de générer des propriétés avantageuses aux deux genres de champignons et à la plante (Mechiah, 2023).

A noter qu'au niveau de cette étude cinq corrélations négatives significatives sont observées, dont celles *Aspergillus* et *Rhizoctonia* (**-0,65**), *Cladosporium* et *Penicillium* (**-0,80**), *Eupenicillium* et *Trichoderma* (**-0,87**), *Fusarium* et *Trichoderma* (**-0,70**), *Mucor* et *Rhizoctonia* (**-0,65**). Cela peut être expliqué par une forte relation antagoniste (certains champignons limitent la présence d'autres champignons sur le même substrat) ou par les relations de dominance et d'envahissement. Ces relations sont notées chez certaines espèces dominantes qui ont un grand pouvoir de contamination et d'envahissement contre d'autres espèces dites fragiles (Medjeber, 2019).

Dans le but de faciliter l'interprétation de ces interactions et d'identifier les tendances dominantes de l'ensemble des données, nous avons réalisé une analyse en composantes principales (ACP). Elle nous a fourni des indications sur la nature, la force et la pertinence des liens entre les différents sols et entre les genres fongiques recensés.

Le plan factoriel $\frac{1}{2}$ de l'analyse en composantes principales (ACP) explique 44% du phénomène, avec pour l'axe 1 (24%) et l'axe 2 (20%) de l'inertie totale. Selon l'axe 1, nous notons une individualisation de deux groupes A et B (Figure 14) :

Le groupe A :

Il renferme 4 sujets (C5, C9, C7 et C10). Ce groupe contient 10 genres fongiques (*Aureobasidium*, *Arthrinium*, *Candida*, *Cladosporium*, *Eupenicillium*, *Fusarium*, *Gymnoascus*, *Rhizoctonia*, *Rhizopus*, *Ulocladium*), avec une codominance entre *Fusarium* et *Cladosporium*. Le genre *Fusarium* pousse dans des milieux où l'activité d'eau est élevée (Liorens et al., 2004). Cependant, il a été noté que les espèces appartenant à ce genre sont adaptées à un large éventail d'habitats écologiques, de conditions climatiques (Backhouse et al., 2001). Dans une autre étude, il a été noté que les espèces de *Fusarium* des plantes médicinales sont des sources bien connues d'antibiotiques (Liang et al., 2012). Le composé « Equisetin » extrait de ce genre était non seulement responsable d'activité antimicrobienne, mais il peut également aider la plante à résister avec succès à des conditions environnementales stressantes (Ratnaweera et al., 2015). La majorité de ces champignons sécrètent des enzymes pour faciliter la décomposition de la matière organique. Les enzymes fongiques sont toujours préférées que les enzymes végétales et animales en raison de leur grande diversité et de leurs propriétés exceptionnelles. Elles sont actives dans des conditions douces de température et de pH et leur production est plus rapide, avec un rendement plus élevé (Goyal et al., 2016). Les genres *Cladosporium* et *Fusarium* exsudent les enzymes suivants : Cellulase et xylanase (Amrita et al., 2012 ; Mechiah, 2023), pour surmonter la défense de l'hôte contre l'invasion microbienne et obtenir des nutriments pour leur développement (Rana et al., 2017).

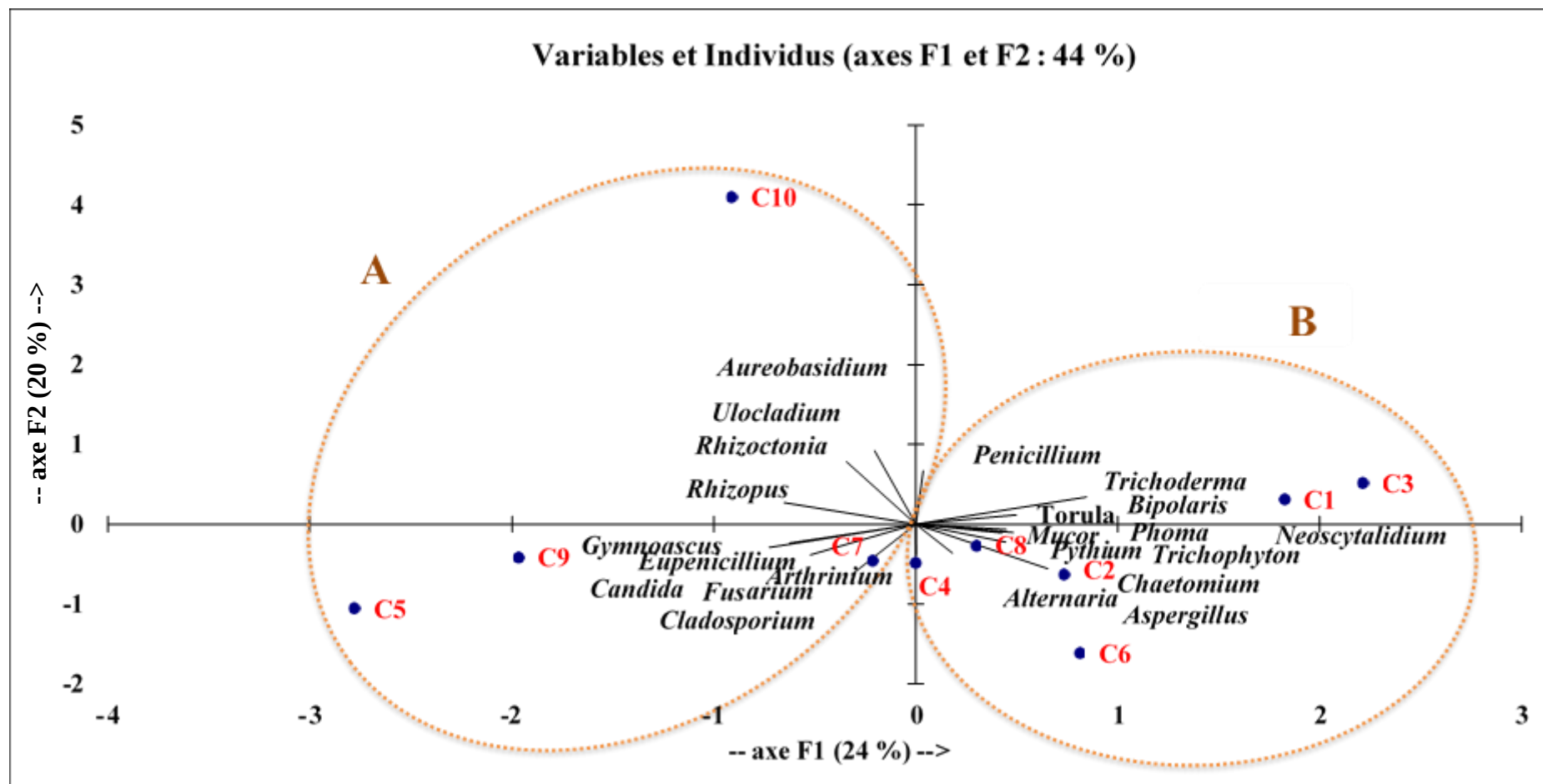


Figure 28 : ACP de la répartition des genres fongiques isolées des sols sous *Artemisia campestris* L. de la station de Chabka 2.

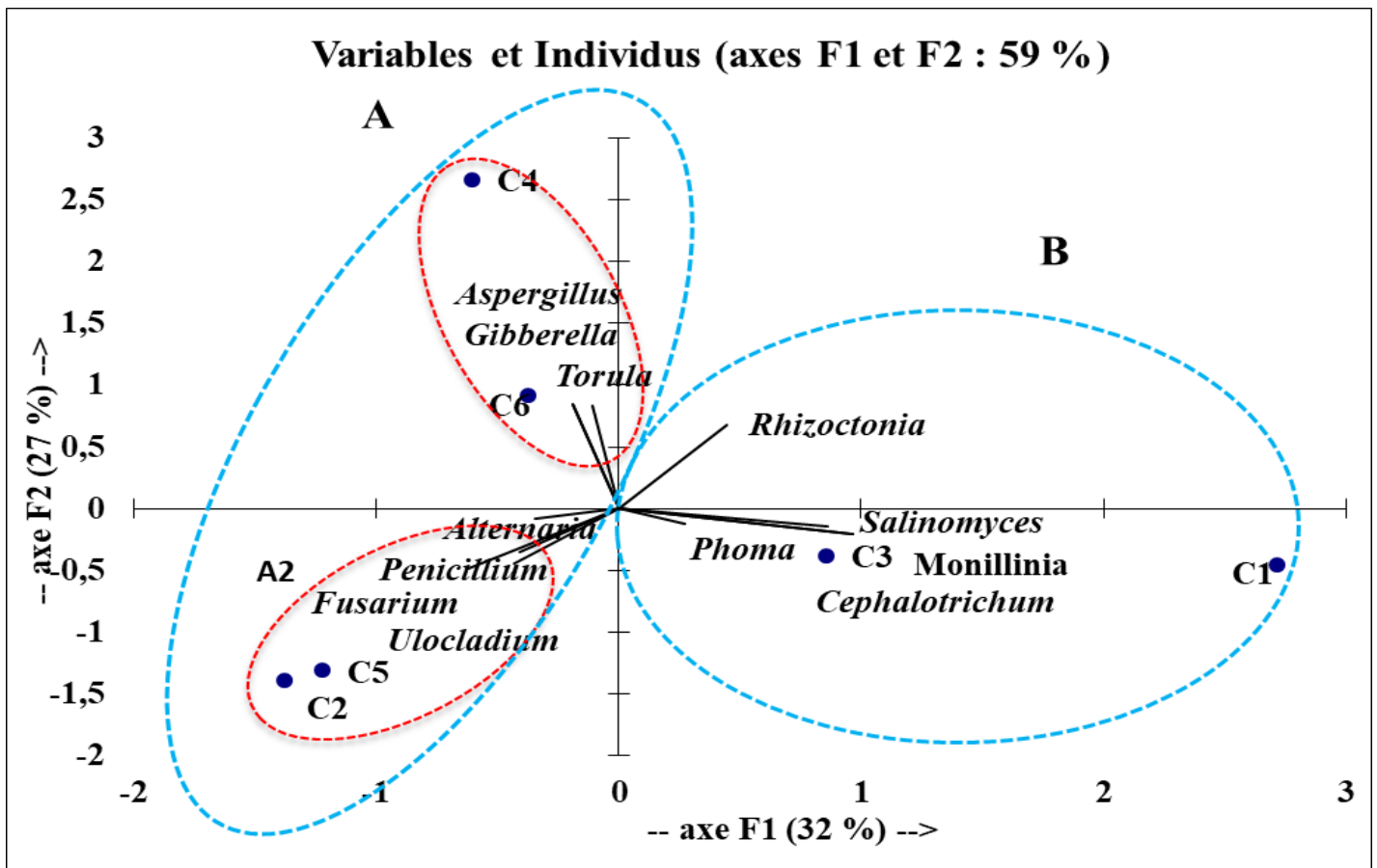


Figure 28. Représentation de l'analyse en composantes principales (ACP) des genres mycoendophytes recensés au niveau des racines des sujets d'*Artemisia campestris* échantillonnés dans la station de Chabka2 de la wilaya de Djelfa.

Le groupe B :

Ce groupe renferme 6 sujets (C1, C2, C3, C4, C6 et C8) et il comporte 12 genres (*Alternaria*, *Aspergillus*, *Bipolaris*, *Chaetomium*, *Mucor*, *Neoscytalidium*, *Penicillium*, *Phoma*, *Pythium*, *Torula*, *Trichophyton*, *Trichoderma*), avec l'abondance du genre *Aspergillus* et *Penicillium*. La présence d'*Aspergillus* et *Penicillium* peut être justifiée par leur rôle important dans un tel écosystème. Ces champignons sont connus comme des espèces xérophiles, à large répartition géographique, souvent associées aux régions à climat chaud (Tabuc, 2007). Ils peuvent croître sur des milieux à faible activité hydrique. Le genre *Aspergillus* a la capacité de produire de l'eau métabolique au cours de sa croissance, ce qui crée des niches écologiques, à conditions favorables pour les autres champignons moins xérophiles (Hubka et al., 2013).

Il a été rapporté aussi que de nombreux de ces champignons produisent de nombreux composés antioxydants, antifongiques, antibiotiques, anti-inflammatoires, antiviraux, anti-tumoraux, ainsi que d'autres composés comme les stéroïdes, les alcaloïdes (Suman et al., 2016). Ils contribuent ~~du~~ à produire des métabolites naturels qui aident à protéger et à conserver les ressources naturelles précieuses et à satisfaire les demandes de médicaments dérivés des plantes (Mishra et al., 2021).

Les champignons de genres *Alternaria*, *Penicillium*, *Chaetomium*, *Trichoderma* sécrètent de nombreuses molécules bioactives : altenuisol, chaetoglobosin A, polyketide et citrine pour assurer une activité antibactérienne (Marinho et al., 2005 ; Ratnaweera et al., 2015b ; Dissanayake et al., 2016 ; Tian et al., 2017 ; Mechiah, 2023). Les champignons tels que : *Chaetomium*, *Penicillium* et *Phoma* assurent une activité antifongique en sécrétant des molécules bioactives telles que : Gliotoxine, Pinazaphilone et b-sitosterol (Li et al., 2011 ; Wanget al., 2012 ; Liu et al., 2015 ; Mechiah, 2023).

Aspergillus et *Penicillium* sont connus aussi par leur capacité de biosynthèse des auxines (Hasan, 2002). Cette phytohormone favorise plusieurs processus physiologiques chez les plantes telles que la régulation de la croissance, et le développement des plantes (Meena et Siddhardha, 2019).

En outre, certains champignons peuvent éventuellement concurrencer les champignons pathogènes dans le sol pour l'espace et les nutriments en produisant du chitinase (Brzezinska et al., 2014) qui est utilisée comme agent de lutte à savoir : *Aspergillus* (Groupe B) qui cible *Fusarium* et *Rhizoctonia* (Groupe A) (Brzezinska et Jankiewicz (2012), *Penicillium* (Groupe B) qui cible *Cladosporium* et *Fusarium* (Groupe A) (Giambattista et al., 2001)) (Patil et al., 2014), *Trichoderma* (Groupe B) qui cible *Fusarium* et *Rhizoctonia* (Groupe A) (Viterbo et al., 2001 ; Nampoothiri et al., 2004 ; Monteiro et al., 2010;).

La plupart des champignons recensés dans cette étude sont fortement pigmentés. Il a été supposé que les plantes poussant dans des habitats extrêmes abritent des champignons profondément pigmentés, comme stratégie d'adaptation contre les environnements stressants ; le cas d'*Aspergillus*.

Il est bien connu qu'une température élevée augmente la teneur en mélanine, ce qui leur permet une tolérance aux stress abiotiques tels que les températures élevées et la sécheresse (Butler et Day, 1998 ; Cockell et Knowland, 1999). Singaravelan et al. (2008) ont suggéré que l'augmentation de la teneur en mélanine chez *Aspergillus* en réponse au rayonnement UV pourrait être une stratégie adaptative pour surmonter le stress oxydatif.

La présence des genres peu abondants dépend des genres dominants. Il semble que chaque genre se caractérise par son propre cortège fongique. En effet, la matrice de corrélation a montré les différentes interactions qui existent entre les différents genres de champignons recensés. Certains genres montrent des interactions synergiques, d'autres sont antagonistes. Les interactions entre ces genres dépendent de l'habitat de la plante (Rubini et al., 2005). Puisque l'échantillonnage a été effectué pendant l'automne (mois de novembre), différents paramètres de l'environnement tels que les précipitations, la température et l'humidité pourraient avoir un impact sur la distribution des champignons.

Conclusion

Dans le sol, les plantes interagissent avec divers organismes dans le but d'avoir accès aux nutriments nécessaires et de faire face aux différents stress. Parmi ces organismes, les champignons représentent le groupe le plus dominant dans le sol, à côté des bactéries, où ils peuvent constituer une part importante de la biomasse souterraine.

L'objectif de cette étude est de contribuer à l'élaboration d'un inventaire des champignons du sol sous *Artemisia Campestris* L., mais aussi de mettre en relief leurs éventuelles abondances et diversités. Notre étude a porté sur l'isolement et l'identification de la diversité fongique du sol sous *Artemisia* de la station Chabka 2, commune de Ain Fekaa, wilaya de Djelfa, récoltés le 4 novembre 2022, période correspondant au début de la phase reproductive de l'espèce.

Nos résultats ont mis en évidence la présence de plusieurs morphotypes appartenant majoritairement à un seul phylum : Ascomycota avec 86.36%, cependant les autres phyla « Basidiomycota et Chytridiomycota et Zygomycota » ne sont représentés que 4.54% chacun. De plus, sur les 22 genres fongiques obtenus pour les différentes répétitions et dilutions, *Aspergillus* est le plus abondant parmi tous les genres recensés avec 31,48%, suivi par le genre *Fusarium* avec 11,11 %. Et *Penicillium* avec 9,26% et *Cladosporium* avec 7,40%.

La richesse spécifique des genres fongiques identifiés est de 54 espèces et varie entre les genres. En effet, la richesse la plus élevée est enregistrée pour le genre *Aspergillus* avec 17 espèces. Par la suite, le genre *Fusarium* avec 6 espèces, *Penicillium* avec 5 espèces, *Cladosporium* avec 4 espèces, *Rhizoctonia* avec 3 espèces, *Alternaria* et *Neoscytalidium* avec 2 espèces pour chacun d'entre eux. Cependant, *Chaetomium*, *Aeurobasidium*, *Eupenicillium*, *Phoma*, *Pythium*, *Rhizopus*, *Ulocladium*, *Mucor*, *Arthrimum*, *Bipolaris*, *Candida*, *Trichoderma*, *Trichophyton*, *Torula*, et *Gymnoascus* sont représentés par une seule espèce.

Ces résultats ont fait l'objet d'une analyse statistique par un test d'analyse de variance (ANOVA) suite auquel 17 genre sur 22 ont une distribution non significative à savoir *Arthrimum*, *Aspergillus*, *Aurobasidium*, *Bipolaris*, *Candida*, *Chaetomium*, *Cladosporium*, *Gymnoascus*, *Neoscytalidium*, *Penicillium*, *Phoma*, *Pythium*, *Rhizoctonia*, *Rhizopus*, *Torula*, *Trichophyton* et *Ulocladium* et 5 genres fongiques ont montré une différence de distribution significative à très hautement significative, à savoir *Alternaria*, *Eupenicelium*, *Trichoderma*, *Fusarium* et *Mucor*.

L'analyse en composante principale ACP nous a révélé une individualisation de deux groupes A et B. Le premier groupe « A » renferme 10 genres : *Ulocladium*, *Aureobasidium*, *Rhizoctonia*, *Rhizopus*, *Gymnoascus*, *Eupenicillium*, *Arthrrium*, *Candida*, *Fusarium* et *Cladosporium*. Le second groupe « B » renferme 12 genres suivants : *Penicillium*, *Trichoderma*, *Bipolaris*, *Torula*, *Mucor*, *Phoma*, *Pythium*, *Trichophyton*, *Neoscytalidium*, *Chaetomium*, *Alternaria* et *Aspergillus*.

Enfin, pour une meilleure connaissance et identification des champignons au niveau des sols sous *Artemisia campestris* L., ce travail pourrait être poursuivi par :

- Des études plus approfondies par les techniques moléculaires, afin de déterminer les différentes espèces, car les moyens dont nous disposons nous ont juste permis de déterminer les genres ;
- Soumettre les prises de sol de plus de dilutions, afin de contribuer à l'identification d'une plus grande biomasse fongique ;
- Extraire les molécules bioactives et tester leur activité antimicrobienne ;
- Exploiter les liens entre la richesse et la diversité fongique avec les propriétés physico-chimiques du sol.

Références bibliographiques

- Abdullah S.K., Al-Khesraji T.O. et Al-Edany T.Y. (1986).** Soil mycoflora of the southern desert of Iraq. *Sydowia*. 39 : 8-11p.
- Achir M., Hellal B., 2016.** - Réflexions sur les variations pluviométriques de la région de tiaret (Algérie Occidentale) durant la période 1984 – 2015. *European Scientific Journal*, 12(11), 498-508p.
- Akrout A., Chemli R-C., Chrief., Hammami M. (2001).** Analysis of the essential oil of *Artemisia campestris* L.J Flavour Fragr. 16 : 337-339p.
- Akrout, A., Gonzalez, L. A., Eljani, H., et al. 2011.** Antioxidant and antitumor activities of *Artemisia campestris* and *Thymelae ahirsuta* froms outhier in Tunisia. *Food and Chemical Toxicology*, 49(2) : 342-347p.
- Alim H. 2016.** Étude des myco-pathogènes de *Lens culinaris* et évaluation de l'effet de deux souches de *Trichoderma harzianum* : cas de la Fusariose et de la Cylindrosporiose. Université des Frères Mentouri. 116p.
- Al-Snafi, A. E. (2015).** The pharmacological importance of *Artemisia campestris*-A review. *Asian Journal of Pharmaceutical Research*, 5(2) : 88-92p.
- Amrita R., Nancy K., Namrata P., Sourav B., Arijit D., Subbaramiah SR. 2012.** Enhancement of protease production by *Pseudomonas aeruginosa* isolated from dairy effluent sludge and determination of its fibrinolytic potential. *Asian Pacific Journal Tropical Biomedicine*. 2 (3) : 1845- 1851p.
- Anke H. et Sterner O., 2002.** Insecticidal and nematocidal metabolites from fungi. In: *The Mycota*, Vol. X, Industrial Applications (H.D. Osiewacz, K. Esser & J.W. Bennett, eds):109-128 p. Springer Verlag, Berlin, Heidelberg, New York.
- Araújo J.P.M., Hughes D.P. 2016.** Zygomycètes. in *Advances* Brian Lovett, Raymond J. St. Leger. Edition 1, Vol 94
- Attrassi B., Marabet A., Douira K., Ounine., et El Haloui 2005.** Etude de la valorisation agronomique des composts des déchets ménagers. faculté des sciences Université ibn tofai 6p
- Ayari-Guentri S. Djemouai N. Gaceb-Terrak. R, et Rahmania F. 2020** Abundance and diversity of mycoflora associated with *Hyoscyamus muticus* L. subsp. *falezlez* (Coss.) Maire; a medicinal plant from Adrar region 14(1): 141-149p.
- Azevadeo J. L., Maccheroni W., Pereira J. O. et de Araujo W. L., 2000.** Endophytic microorganisms: a review on insect control and recent advances on tropical plants. *EJB Electronic Journal of Biotechnology*, 3 : 1-36 p.

Baba Aissa, F., (1991). Les plantes médicinales en Algérie. Coédition Bouchene et Addiwane, Alger, Algérie.181p.

Backhouse D., Burgess LW., Summerell BA. 2001. Biogeography of *Fusarium*. In: Summerell, B.A., Leslie, J.F, Backhouse, D., Bryden, W.L, Burgess, L.W., (eds.). *Fusarium*. Paul, E., Nelson Memorial Symposium APS Press, St. Paul, MN. pp.122-137p.

Baffi MA., Romo-Sanchez S., Ubeda-Iranzo J., Briones-Perez AI. 2012. Fungi isolated from olive ecosystems and screening of their potential biotechnological use. *New Biotechnology*. 29 : 451-456p.

Bagnouls, F et Gaussen, H. 1953. Saison sèche et indice xérothermique Bull., Hist., Nat., Toulouse, 88 : 143-239p.

Bani M., 2011. Prospection, isolement et caractérisation phénotypique d'isolat de *Fusarium oxysporum* Schlechtendahl f. sp. *Albedinis* (killian et mairie). Biotechnologies végétales. Ecole national supérieur d'Agronomie El harach- Alger85 p.

Bar-Hen A., Mariadassou M., Poursat M.A., Vandenkoornhuyse P. 2008. Influence function for robust phylogenetic reconstructions. *Molecular Biology and Evolution*. 25 : 869-873.

Beare M.H., Hu S., Coleman D.C., Hendrix P.F. 1997. Influences of mycelial fungi on soil aggregation and organic matter storage in conventional and no-tillage soil. *Applied Soil Ecology*. 5 : 211-219.

Bekhti (2023). Inventaire de champignons endophytes des racines d'*Artemisia campestris* L. (Armoise champêtre) de la station de Chabka 2 (Djelfa, Algérie)

Bekker TF., Kaiser C., Merwe RVD., Labuschagne N. 2006. *In-vitro* inhibition of mycelial growth of several phytopathogenic fungi by soluble potassium silicate. *South African Journal of Plant and Soil*. 23 : 169-172p.

Belkacem Gordo, Seghir Hadjadj-Aoul & Mohammed Gherib, (2021) « Redécouverte de *Crepis arenaria* (Pomel) Pomel subsp. *Arenaria* (Asteraceae) en Algérie (Monts des Ksour, Aïn Sefra) », Bulletin de la Société Royale des Sciences de Liège 90 : 361-370p.

Benabadji N., Bouazza M., 2000.- Contribution à une étude bioclimatique de la steppe à *Artemisia herba-alba* Asso. Dans l'Oranie (Algérie occidentale). *Sécheresse*, 11(2), 117-123p.

Bencherif S., 2011.- L'élevage pastoral et la céréaliculture dans la steppe algérienne Evolution et possibilités de développement. Thèse Doctorat, Agro. Paris Tech., France. 269 p. + Ann.

Benfoddil O. 2015. Inventaire des champignons endophytes des feuilles de *Pistacia atlantica* Desf. De dayate El Gouffa (Laghouat, Algérie). Mémoire de Magister. Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques. Département des Sciences Biologiques. Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou, Algérie. 102p.

Benkada, M 2006. Evaluation du risque fongique en zones conchylicoles : substances toxiques de souches marines du genre *Trichoderma*. Thèse de doctorat, Chimie biologie, Université de Nantes : faculté des sciences pharmaceutiques 152 p.

Benrbiha A., 1977. – Aménagement pastoral de la région de Charef (w. Djelfa). Mém, Ing, Agr. (INA), Alger, 100 p.

Berrached R., Kadik L., Ait Mouheb H., Prinzing A., 2017. Deep roots delay flowering and relax the impact of floral traits and associated pollinators in steppe plants. PLoS ONE, 12(3): e0173921. <https://doi.org/10.1371/journal>.

Berrouane N. (2014). Étude de l'effet protecteur de l'extrait d'*Artemisia campestris* sur le stress oxydant induit chez le rat par le tétrachlorure de carbone (ccl4), magister en sciences agronomiques, alimentation et nutrition, Ecole nationale supérieur Agronomique El-Harrach Alger. 148p.

Bhatnagar A., Bhatnagar M., 2005. Microbial diversity in desert ecosystems. Current Science, VOL. 89, NO. 1.

Błaszowski J., Niezgoda P., Goto B. T., Kozłowska A. 2018b. *Halonatospora gen. nov. with H. pansihalos comb. nov. and Glomus bareae sp. nov. (Glomeromycota; Glomeraceae). Botany.* 96: 737-748 p.

Bonnie, G. (2018). Focus sur : l'Armoise *Artemisia/ Mugwort*. Journal of Bty Aly & Significant Media, 1-4p.

Botton B., Breton A., Fevre M., Gauthier S., Guy P.H., Larpent J.P., Reymond P., Sanglier J.J., Vayssier Y., et Veau P., 1990. Moisissures utiles et nuisibles : importance industrielle. 2ème édition. Masson. Collection Biotechnologies. P :34- 428.

Botton B., Breton A., Fevre M., Gauthier S., Guy P.H., Larpent J.P., Reymond P., Sanglier J.J., Vayssier Y., Veau P. (1990). Moisissures utiles et nuisibles importance industrielle. 2ème édition. Masson. Collection Biotechnologies. P :34-428p.

Bouabdelli Z. Belhadj S. Smail-Saadoun N. Mévy JP. Notonnier R. et al. 2018. Influence de l'aridité sur la variation de la colonisation mycorhizienne arbusculaire chez cinq populations naturelles algériennes du Pistachier de l'Atlas (*Pistacia atlantica* Desf.). Revue d'Écologie, 73 (3) : 330-344p.

Bouchet PH., Guignard JL., Villard J. 1999. Les champignons Mycologie fondamentales et appliqué Masson Paris. 194P.

Bouchet, P. Guignard, J.-L. Pouchus, Y.-F, 2005, Les champignons : mycologie fondamentale et appliquée, 2ème édition, Masson.191p.

Boudjourf M. (2011). Etude de l'activité antioxydante et antimicrobienne d'extraits d'*Artemisia campestris* L.Men.Mag. Bio., Université de Sétif. P : 99p.

Boughani A 2014 Contribution à l'étude phytogéographique des steppes algériennes (Biodiversité et endémisme). Thèse de Doctorat USTHB, Alger. 198p + Annexes.

Bougharef A. 2008. Les Aspergillomes et Aspergilloses pulmonaires invasives : Données de la littérature et Enquête prospective à l'Hôpital Militaire d'Instruction Mohammed V – Rabat. Disponible sur : <http://ao.um5.ac.ma/xmlui/handle/123456789/14728>.

Bakchiche, B. Gherib, A. Rosário Bronze, M. M A. Ghareeb, M A. (2019). Identification, Quantification, and Antioxidant Activity of Hydroalcoholic Extract of *Artemisiacampestris* from Algeria 16(2): 234–239p.

Boutiba et Khelifi, 2020. Inventaire des champignons des sols rhizosphériques du pistachier de l'Atlas de dayate El Gouffa (Laghout, Algérie) 46p.

Bouزيد N. 2015. Les champignons et Pseudo-champignons pathogènes des plantescultivées, L'INAT Vol 199 p.

Brown K.B., Hyde K.D. et Guest D.I. (1998). Preliminary studies on endophytic fungal communities of *Musa acuminata* species complex in Hong Kong and Australia. *Fungal Divers.* 1: 27-58p.

Brzezinska MS. & Jankiewicz U. 2012. Production of antifungal chitinase by *Aspergillus niger* LOCK 62 and its potential role in the biological control. *Current Microbiology.* 65 : 666-672p.

Butler MJ. & Day AW. 1998. Fungal melanins: a review. *Canadian Journal of Microbiology.* 44 (12) : 1115-1136p.

Calvez T., 2009. Diversité et fonctions écologiques des champignons en écosystème hydrothermal marin profond. Université de Rennes 1/ CNRS. Ecole Doctorale Vie-Agro-Santé. UFR Science de la Vie et de l'Environnement. 270 p.

Canard B. 2016. Les champignons endophytes : Impact sur écosystèmes et Production de Molécules d'intérêt Thérapeutique. Option : Pharmacie. Faculté de pharmacie de Grenoble.

Bouazza M., 1991.- Etude phytoécologique de la steppe à *Stipa tenacissima* L. au Sud de Sebdu (Oranie-Algérie). Thèse Doctorat, Univ. Aix Marseille III, France, 118 p.

Boubrima A. 2014. Diversité architecturale du système racinaire du pistachier de l'Atlas en fonction du sol sous-jacent dans deux dayas de la région de Laghouat (Algérie) : dayate Saadi, Hassi Delâa et dayate Aïat, Timzerth. Mémoire de Magister en Sciences Biologiques. Université Amar Telidji de Laghouat, Algérie. 302p.

Université Grenoble Alpes. 19-21p. **Carlile M J., Watkinson SC. 1994.** The Fungi. (Academic Press eds). 230 p.

Cariñanos, P., DE La guardia, C.D., Algarra, J.A., DE Linares, C., Irurita, J.M., 2013. The pollen counts as bioindicator of meteorological trends and tool for assessing the status of endangered species: the case of *Artemisia* in Sierra Nevada (Spain). *Clim. Change* 119(3-4) :799-813p.

Chabasse D., Vigny J., Larcher G., Tronchin G., Bouchara JP, Aissi M., 2002. Étude in vitro d'une exo protéase d'*Aspergillus fumigatus* dégradant les protéines constitutives de membranes basales. *Sciences & Technologie. A, Sciences Exactes*, (18), 85–90.

Chabasse, D ; Penn P ; Cimon B ; Bouchara J ; De Gentile L ; Brun S.(2002) Les moisissures d'intérêt médical. Cahier N°25 de formation de biologie médicale 161 p.

Chalchat, Jean-Claude, Cabassu, Patrick, Petrovic, S.D., et al., (2003) Composition of essential oil of *Artemisia campestris* L. from Serbia. *Journal of Essential Oil Research*, vol.15, no 4, p. 251-253p.

Cockell CS. & Knowland J. 1999. Ultraviolet radiation screening compounds. *Biology Reviews*. 74 (3): 311-345p.

Corazon-Guivin MA., Mendoza AC., Guerrero-Abad JC., Vallejos-Tapullima A., CarballarHernández S., da Silva GA., et al. 2019c. *Funneliglomus* gen. nov., and *Funneliglomus sanmartinensis*, a new arbuscular mycorrhizal fungus from the amazonia region in peru. *Sydowia*. 71: 17-24 p.

Daget Ph., David P., 1982.- Essai de comparaison de diverses approches climatiques de la Méditerranéité. *Ecologia mediterranea*, T VIII (1/2), 33-48p.

Deacon J., 2006. Environmental conditions for growth and tolerance of extremes. *Fungal Biology*. 142-157. **Deroy., 2015.** Evolution et adaptation des champignons saprophytes : les systèmes impliqués dans la dégradation du bois chez *Trametes versicolor*. Doctorat En Biologie Végétale et Forestière. Université de Lorraine France p 10'14 et 172-175p.

Després J. 2012. L'univers des champignons. Les Presses de l'Université de Montréal. Canada. 375 p.

Dib, I., Angenot, L., Mihamou, A., Ziyat, A. et Tits, M. (2017). *Artemisia campestris* L.: Ethnomedicinal, phytochemical and pharmacological review. *Journal of Herbal Medicine*, 7:1-10p.

Dissanayake RK., Ratnaweera PB., Williams DE., Wijayarathne CD., Wijesundera RL., Andersen RJ., de Silva ED. 2016. Antimicrobial activities of endophytic fungi of the SriLankan aquatic plant *Nymphaea nouchali* and chaetoglobosin A and C, produced by the endophytic fungus *Chaetomium globosum*. *Mycology*. 7: 1-8p.

- Djebaili S., 1984.-** Recherches phytosociologiques et phytoécologiques sur la végétation des Hautes plaines steppique et de l'Atlas saharien. O.P.U Alger, 177p. + Ann.
- Djellouli Y., 1981.** Etude climatique et bioclimatique des hauts plateaux du sud –oranaïs (wilaya de Saida). Thèse Doctorat 3ème cycle, Univ. Sci. Tech. H. Boumediene, Alger, 178 p.
- Djellouli Y., 1991.** Flores et plantes en Algérie septentrionale. Déterminisme de la répartition des plantes. Thèse Doctorat d'Etat, Univ. Sci. Tech. H. Boumediene, Alger, 262 p. + Ann.
- Djeridane A., Yousfi M., Najemi B., Vidal N., Lesgards J-F., Stocker P. (2007).** Screening of some Algerian medicinal plants for the phenolic Compounds and their antioxidant activity. Eur. Food Res. Technol. 224 : 801-809p.
- Dob, T., Dahmane, D., Berramdane, T. et Chelghoum, C. (2005).** Chemical composition of the essential oil of *Artemisia campestris* L. from Algeria. Journal of Pharmaceutical biology, 43(6) : 512-514p.
- Duhoux E. et Nicole M., 2004 :** biologie végétale : Association et interaction chez les plantes. Em. Dunod. 166 p.
- Durrieu G., 1993.** Ecologie des champignons. Edition : MASSON. 53 p.
- Egidi E., Delgado-Baquerizo M., Jonathan M., Plett., Juntao., Wang., David J. Eldridge., Richard D., Bardgett Fernando T., Maestre et Brajesh K. Singh, 2019.** A few Ascomycota taxa dominate soil fungal communities worldwide. Nature communication. 10 :2369p.
- El-Morsy E.M. (2000).** Fungi isolated from the endorhizosphere of halophytic plants from the Red Sea Coast of Egypt. *Fungal Diversity*. 5: 43-54p.
- Eshel A. & Beeckman T. 2013.** Plant roots: the hidden half. 4th eds. CRC Press.
- Faurie. 1978.** Sciences géologiques. Institut de géologie. Editeur Université Louis Pasteur de Strasbourg, Institut de Géologie, 52-55p.
- Fiedler K, Schutz E et Geh S. 2001.** Detection of microbial volatile organic compounds (MVOCs) produced by moulds on various materials 204: 111-121p.
- Gast M, (1989)** « Armoise », Encyclopédie berbère 905-908 p.
- Ghezlaoui B.E., Benabadji N., Benmansour D. & Merzouk A. 2011.** Analyse des peuplements végétaux halophytes dans le Chott El-Gharbi (Oranie-Algérie). Acta Botanica Malacitana. 36, 113-124p.
- Ghlassi, Zohra, SAYARI, Nadhim, KALLEL, Rim, et al., 2016.** Antioxidant, antibacterial, anti-inflammatory and wound healing effects of *Artemisia campestris* aqueous extract in rat. Biomedicine & Pharmacotherapy, 84 : 115-122p.

Ghorri S., (2015). Isolement des microorganismes possédant une activité anti-Fusarium, Thèse de doctorat : Bioprocédés et biotechnologies, Applications mycologiques. Université frères Mentouri Constantine 1, 155p.

Giambattista RD., Federici F., Petruccioli M., Fence M. 2001. The chitinolytic activity of *Penicillium janthinellum* P9: purification, partial characterization and potential application. *Journal of Applied Microbiology*. 91: 498-505p.

Goyal S., Ramawat K., Mérillon J. 2016. Different shades of fungal metabolites: an overview. In: Merillon JM, Ramawat K (eds) *Fungal metabolites. Reference series in phytochemistry*. Springer, Cham. Pp 1-29p.

Girard, M.C., Walter, C., Rémy, J.C., Berthelin, J. & Morel, J.L. (2005) Sols et Environnement, Chapitre 14. Dunod.

Scow K. M., 2004, Soil microbiology. In: Schaechter, M. (ed). *The Desk Encyclopedia of Microbiology*. Elsevier Ltd, China, p. 914-926

Osman K. T., 2013, Concepts of soil. In: Osman K. T. (ed) *Soils: Principles, Properties and Management*. Springer Science Business Media, Dordrecht, p 1-7.

Lombi E., Wenzel W. W., George R. G., Adriano C. D., 2001, Trace Elements in the Rhizosphere. CRC Press LLC. In: *Microbial Health of the Rhizosphere*. p.5.

Hartmann A., Rothballer M., Schmid M., 2008, Lorenz Hiltner, a pioneer in rhizosphere microbial ecology and soil bacteriology research, *Plant and Soil*. 312: 7-14

Hoorman J. J., Islam R., 2010, Understanding soil microbes and nutrient recycling. FACT SHEET. Agriculture and Natural Resources. The Ohio State University, p.1-5.

Darrah P. R., 1993, The rhizosphere and plant nutrition: a quantitative approach. *Plant and Soil*, 155: 1-20.

Bowen G. D., Rovira A. D., 1991, Microbial colonization of plant roots. *Annual Review of Phytopathology*, 14: 121-144.

Yang, C.H., Crowley, D.E., 2000. Rhizosphere microbial community structure in relation to root location and plant iron nutritional status. *Applied and Environmental Microbiology* 63, 345-351.

Prescott L. M., Harley J. P., Klein D. A., 2003, Microbiologie. De Boeck : Bruxelles. 2ème édition. p.1164.

Bertrand R. et Gigou J., 2000 : La fertilization des sols tropicaux, Ed. Maisonneuve et Larose, Paris. 397p.

- Calvet R., 2003 :** Le sol : propriétés et fonction. Tom 1 : phénomènes physiques et chimiques, application agronomiques et environnementales. Ed. France Agricole. 455p.
- Chaillou S., 2008 :** Développement racinaire, fonctionnement de la rhizosphère. 2p. (www.Dunod.com).
- Curl, E.A. et Truelove, B. 1986:** The Rhizosphere. Springer-Verlag, Berlin. 1-8p.
- Duchaufour Ph., 2001 :** Introduction à la science du sol : Sol, végétation, environnement, 6ème. Ed. Dunod, Paris, 331p.
- Grayston, S.J., Vaughan, D. et Jones, D. 1997:** Rhizosphere carbon flow in trees, in comparison with annual plants: the importance of root exudation and its impact on microbial activity and nutrient availability. *Applied Soil Ecology*, 5: 29-56.
- Gregory J., 2006:** Roots, rhizosphère and soils: the roots to a better understanding of soil science? *European journal of soil science* 57. 2-12p.
- Gregory J., Hinsinger P., 1999:** New approaches to studying chemical and physical changes in the rhizosphère : an overview. *Plant and soil* 211. INRA, Montpellier. 1-9p.
- Hinsinger P. Jaillard B. Arvieu J.C. 1996, INRA :** Département de science du sol ; Paris ; Le sol, un patrimoine menacé, le point scientifique.
- Hinsinger P., Gobran G., Gregory P., et Wenzel W.W., 2005:** Rhizosphère geometry and heterogeneity arising from root-mediated physical and chemical processes: research review. *New phytologist* 168 I.N.R.A. 293-303p.
- Turpault M.P., Ultramontain C., Bonnaud P., 2001 :** Dynamique saisonnière des propriétés physico- chimiques et mineralogiques du sol rhizosphérique et global dans un écosystème forestier acide. Ed INRA. Champenois. Nancy. 2p.
- Wieland, G., Neumann, R. et Backhaus, H. 2001:** Variation of microbial communities in soil, rhizosphere, and rhizoplane in response to crop species, soil type, and crop development. *Applied and Environmental Microbiology*, 67: 5849-5854p.
- Hinsinger P., 1998:** How do plant acquire mineral nutrient? Chemical processes involved in the Rhizosphere. *Advances in agronomy*, 64p ; 225-265pp.
- Gravesen, S., Frisvad, J. C., et Samson, RA. 1994.** Microfungi. 1ere Ed. 168 Copenhagen, Munksgaard
- Hasan H. 2002.** Gibberellin and auxin-indole production by plant root-fungi and their biosynthesis under salinity-calcium interaction. *Acta Microbiologica et Immunologica Hungarica*. 49 : 105-118p.

- Hawksworth D. L. 2001.** L'ampleur de la diversité fongique : l'estimation de 1,5 million d'espèces revisitée. 105: 1422-1432p.
- Hawksworth D.L., Kirk P.M., Sutton B.C., Pegler D.N. 1995.** In Ainsworth and Bisby's Dictionary of Fungi. (8th ed.) CAB International, Wallingford. 1-616 p.
- Herre E.A., Mejia L C., Kylo D.A., Rojas E., Maynard Z., Butler A. et Van Bael S.A. 2007.** Ecological implications of anti-pathogen effects of tropical fungal endophytes and mycorrhizae! The Ecol. Society of America Ecol. 88 (3), 550–558p.
- Hibbett D.S., Blakwell M., James T.Y., Spatafora J.W., Taylor J.W., Vilgalys R., 2018.** Phylogenetic taxon definitions for fungi, Dictyaria, Ascomycota and Basidiomycota. 291-298 p.
- Hirche A., Boughani A., Salamani M., 2007.-** Évolution de la pluviosité annuelle dans quelques stations arides algériennes. *Sécheresse*, 18 (4), 314-320p.
- Hubka V, Kolarík M, Kubátová A, Peterson SW. 2013.** Taxonomic revision of Eurotium and transfer of species to Aspergillus. *Mycologia*. 105(4):912-37p.
- James T. Y.; Kauff F.; Schoch C. L.; Matheny P. B.; Hofstetter V.; Celio G.; Gueide C.; et al.; 2006.** Reconstructing the early evolution of Fungi using a six-gene phylogeny. *Nature*. 443 :818-822p.
- Jennings D.H., Lysek G. 1996.** Fungal biology: understanding the fungal lifestyle. (Bios Scientific publishers eds). 176 p.
- Jobim K., Błaszowski J., Niezgoda P., Kozłowska A., Zubek S., Mleczko P., et al. 2019.** New sporocarpic taxa in the phylum Glomeromycota: *Sclerocarpum amazonicum* gen. et sp. nov. in the family Glomeraceae (Glomerales) and *Diversispora sporocarpia* sp. nov. in the Diversisporaceae (Diversisporales). *Mycological Progress*. 18 : 369-384 p.
- Kiffer E., et Morellet M.1997.** Les Deuteromycetes : classification et clés d'identification générique. Edition (INRA). Paris, France.1-7p.
- Kirk M. P., Cannon P.F., Minter D. W., Stalpers J.A. 2008.** Dictionary of the Fungi. Edited by P M Kirk, International Mycological Institute, Egham, UK, P F Cannon, CABI, UK, J A Stalpers, CBS. The Netherlands, Komplementmed.16 :79-90p.
- Klich M (2002)** Biogeography of *Aspergillus* species in soil and litter. *Mycologia* 94: 21-27p.
- Kreitschitz, A. et Vallès, J. (2007).** Achene morphology and slime structure in some taxa of *Artemisia L.* and *Neopallasia L.* (*Asteraceae*). *Flora-Morphology, Distribution, Functional Ecology of Plants*, 202(7): 570-580p.

- Krimat S., Metidji H., Tigrine C., Dahmane D., Nouasri A., Dob T (2019).** Analyse chimique, activités antioxydante, anti-inflammatoire et cytotoxique d'extrait hydrométhanolique d'*Origanum glandulosum* Desf. 17 (2) : 58 – 65p.
- Kyeong w.Y., Anwar M., and Jong h.K. (2007).** Effects of the Aqueous Extract from *Artemisia campestris* ssp. *caudata* on Mycorrhizal Fungi Colonization and Growth of Sand Dune Grasses. J.Plant. Biology. 50 (3) :358-361p.
- Lanier L., JOLY P., Bondoux P., Bellemere A. 1978.** Mycologie et pathologie forestière tome 1, Mycologie forestière édition Masson. 478 p.
- Latch G. C. M., 1993.** Physiological interactions of endophytic fungi and their hosts – biotic 361p.
- Le Houérou, H.N. (1995).** Bioclimatologie et biogéographie des steppes arides du Nord de l'Afrique. Diversité biologique, développement durable et désertisation. CIHEAM Options Méditerranéennes, Série B, N°10, Montpellier, France, 396 p.
- Lebane Y., Zidane A., 1995.-** Carte bioclimatique de l'Algérie septentrionale au 1/500.000. Mémoire Ingéniorat, Univ. Sci. Tech. H. Boumediene, Alger, 42 p. + Ann.
- Lebreton A. 2018.** Caractéristiques génomiques du genre fongique *Mucor* et évolution adaptative liée à différents modes et conditions de vie au sein du genre. Génomique, Transcriptomique et Protéomique. Université de Bretagne occidentale - Brest. 600p.
- Lecellier A., 2013.** Caractérisation et identification des champignons filamenteux par spectroscopie vibrationnelle. Thèse de Doctorat, en Biologie-Biophysique, Université Reims Champagne-Ardenne. 196: 9-27 p.
- Lee S S., Alias S A., Jones E.G.B., Zaunuddin N., Chan S T., 2012.** Chek list of fungi of Malaysia. Research Pamphlet. N°132. 556 p.
- Legault D. Mycoflora of *Pinus banksiana* and *Pinus resinosa* needles. II. Epiphytic fungi. Can J Bot. 1989 ; 67(Bell 1974) : 2061–5. Liu C. H., Zou W. X., Lu H. et Tan R. X., 2001.** Antifungal activity of *Artemisia annua* endophyte against phytopathogenic fungi. Journal of Biotechnology, 88: 277-282 p.
- Li HQ., Li XJ., Wang YL., Zhang Q., Zhang AL., Gao JM., Zhang XC. 2011.** Antifungal metabolites from *Chaetomium globosum*, an endophytic fungus in *Ginkgo biloba*. Biochemical Systematics and Ecology. 39 : 876-879p.
- Liang H., Xing Y., Chen J., Zhang D., Wang C. 2012.** Antimicrobial activities of endophytic fungi isolated from *Ophiopogon japonicus* (Liliaceae). BMC Complementary and Alternative Medicine. 12: 238p.
- Liores A., Mateo R., Hinojo MJ., Valle-Algara FM., Jimenez M. 2004.** Influence of environmental factors on the biosynthesis of type B trichothecenes by isolates of *Fusarium* spp. From Spanish crops. International Journal of Food Microbiology. 94: 43-53p.

- Liu Y., Yang Q., Xia G., Huang H., Li H., Ma L., Lu Y., He L., Xia X., She Z. 2015.** Polyketides with α -glucosidase inhibitory activity from a mangrove endophytic fungus, *Penicillium* sp. HN29-3B1. *Journal of Natural Products*. 78 : 1816-1822p.
- Locatelli A., 2013.** Prévalence de pathogènes humains dans les sols français, effet des facteurs pédoclimatiques, biologiques et du mode d'utilisation des sols (Doctoral dissertation, Université de Bourgogne. 3p.
- Lutzoni F., Kauff F., Mclaughlin D., Celio G., Dentinger B., Padamsee M., Hibbett D., et al., 2004.** Where are we in assembling the fungal tree of life, classifying the fungi, and understanding the evolution of their subcellular traits. *American. Journal of Botany*. 91 : 1446-1480 p.
- Lyatim S., 2008.** Moisissures d'intérêt médical. Etude récente prospective au Laboratoire de parasitologie et mycology. Thèse de Pharmacie.3-45p.
- Madelin T.M. 1994.** Fungal aerosol: a review. *Journal of aerosol science*.25 : 1405-1412 p.
- Magdalena Karama'c 1, Lidiya Koleva 2, Vessela D. Kancheva 2 and Ryszard Amarowicz (2017).** The Structure–Antioxidant Activity Relationship of Ferulates 22(4) :527p.
- Malloch, D. 1997.** Moulds : their isolation, cultivation and identification. Departement of Botany. University of Toronto 97p.
- Mansour S., (2014).** Evaluation de l'effet anti inflammatoire de trois plantes médicinales : *Artemisia absinthiu* L , *Artemisia herba Alba* Asso et *Hypericum scarboides* . Etude in vivo- . 24,105p.
- Marcel, J. (1997)** *Vers un rural postindustriel. Rural et environnement dans huit pays européens*. Paris, L'Harmattan (Coll. « Environnement »), 371 p.
- Maria GL., Sridhar KR., Raviraj NS. 2005.** Antimicrobial and enzyme activity of mangrove endophytic fungi off southwest coast of India. *Journal of Agriculture and Technology*. 1 : 67-80.
- Marinho AM., Rodrigues-Filho E., Moitinho MLR., Santos LS. 2005.** Biologically active polyketides produced by *Penicillium janthinellum* isolated as an endophytic fungus from fruits of *Melia azedarach*. *Journal of the Brazilian Chemical Society*. 16 : 280-283p.
- Marlida Y., Delfita R., Adnadi P., Ciptaan G. 2010.** Isolation characterization and production of phytase from endophytic fungus its applications for feed. *Pakistan Journal of Nutrition*. 9 (5): 471-474p.
- Mathieu, 2012.** Diversité écologique et fonctionnelle des champignons décomposeurs du bois : l'influence du substrat de la communauté à l'enzyme. L'Université de Lorraine 300 p.
- Mechiah F. 2015.** Approche des symbioses racinaires de *Pistacia atlantica* Desf. de Dayate El Gouffa (Laghout, Algérie). Option : Ecologie végétale Appliquée et Gestion de l'Environnement. Faculté des Sciences Biologique ; et Sciences Agronomiques. Département de Biologie animale et végétales UMMTO. 98-125p.

Mechiah. F. 2023. Diversité des symbiotes fongiques racinaires de *Pistacia atlantica* Desf. Dans la région de Laghouat. Thèse de doctorat. Option : Ecologie végétale Appliquée et Gestion de l'Environnement. Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques. Département de Biologie animale et végétales UMMTO 220p.

Medjeber M. 2019. Diversité et activité antimicrobienne des champignons endophytes associés aux feuilles de *Limoniastrum feei* (de Gir.) Batt. Oued Aghlal (Béchar, Algérie). Thèse de Doctorat. Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie. Département de Biologie et Physiologie Cellulaire. Université Saad Dahlab Blida 1. 233p.

Meena H., Siddhardha B. 2019. Global Scenario of Fungal White Biotechnology: Past, Present, and Future in. A. N. Yadav et al. (eds.), Recent Advancement in White Biotechnology Through Fungi. Fungal Biology. pp :535-559p.

Meliani S. 2021. Taxonomie et systématique des végétaux inférieurs. Thèse. Université des Sciences et de la Technologie d'Oran Mohamed Boudiaf. 118 p.

Melzi S., 1986.- Approche phytoécologique du processus de la désertification dans un secteur présaharien : Messad - Djelfa. Thèse Magister, Univ. Sci. Tech. H. BOUMEDIENE, Alger, 133 p.

Michel M., 1997. Les deutéromycètes. Classification et clés d'identification générique. 1ère édition. 306p.

Mishra Y., Sharma L., Dhiman M., Sharma MM. 2021. "Endophytic fungal diversity of selected medicinal plants and their bio-potential applications," in *Fungi Bio-Prospect in Sustainable Agriculture, Environment and Nano-Technology*, eds V. K. Sharma, M. P. Shah, S. Parmar, and A. Kumar (Cambridge, MA: Academic Press). 227-283p.

Monteiro VN., Silva RN., Steindorff AS., Costa FT, Noronha EF., Ricart SAO., Sousa MV., Vainstein MH., Ulhoa CJ. 2010. New insights in *Trichoderma harzianum* antagonism of fungal plant pathogens by secreted protein analysis. *Current Microbiology*. 61 : 298-305p.

Mouchacca J., 2005 - Champignons Thermophiles : Evolution des Concepts Taxonomiques. In Journées du Réseau de Mycologie, Université de Provence et de la Méditerranée, Marseille, 2-4 février 2005. Résumé de conférence, AC 51p.

Moulinier, C., 2003, Parasitologie et mycologie médicale: éléments de morphologie et de biologie ,Paris :Lavoisier ,796p.

Mouria, B., Ouazzani-Touhami, A. & Douira, A. (2007). Effet de diverses souches du *Trichoderma* sur la croissance d'une culture de tomate en serre et leur aptitude à coloniser les racines et le substrat. *Phytoprotection*, 88(3), 103–110p.

Mueller G.M., Schmit J.P. 2007. Fungal biodiversity: what do we know ?Whatcanwepredict? *Biodiversity and Conservation*. 16: 1-5p.

- Nabli M.A. (1989).** Essai de synthèse sur la végétation et la phyto-écologie tunisienne. Programme flore et végétations tunisiennes. Faculté Des Sciences de Tunis, 4(6) :193 p.
- Nagamani, A, Kunwar IK, Manoharachary C (2006).** Manuel des champignons du sol 477p
- Naili, M. B., Alghazeer, R. O., Saleh, N. A. et Al-Najjar, A. Y. (2010).** Evaluation of antibacterial and antioxidant activities of *Artemisia campestris* (Astraceae) and *Ziziphus lotus* (Rhamnaceae). *Arabian Journal of Chemistry*, 3(2) : 79-84.
- Nampoothiri KM, Baiju TV, Sandhya C, Sabu A, Szakacs G, Pandey A. 2004.** Process optimization for antifungal chitinase production by *Trichoderma harzianum*. *Process Biochemistry*. 39:1583-1590p.
- Nobis, M., Ebel, A. L., Nowak, A., Turginov, O. T., Kupriyanov, A. N., Nobis, A. et Pujadas-Salva, A. J. (2014).** Contribution to the flora of Asian and European countries: new national and regional vascular plant records, 2. *Journal of Acta Botanica Gallica*, 161(2): 209-221p.
- Ouali M., Yaddaden N., (2019).** Diversité des champignons du sol sous *Pistacia atlantica* Desf. dedayate El-Gouffa (Laghouat, Algérie). MEMOIRE DE MASTER en Sciences de la Nature et de la Vie, Spécialité Biodiversité et Ecologie Végétale 75 p.
- Ould Ahmed, O. 2019.** Isolement et identification de champignons microscopiques présents dans le sol d'un agrosystème de *Punica granatum* L. variété Messaad sous climat aride.48p.
- Ozenda, P. (1983)** Flore du Sahara. En Editions du Centre National de la Recherche Scientifique (CNRS), Paris, 21-32p.
- Patil NS. & Jadhav JP. 2014.** Single cell protein production using *Penicillium ochrochloron* chitinase and its evaluation in fish meal formulations. *Journal of Microbialand Biochemical Technology*. 2014: S4.
- Patterson T.F., Mc Ginnis MR. 2009.** The fungi: description. Site Doctor Fungus. Mycoses Study Group.
- Peterson, L.R., Massicotte, H., Melville, B. and Le wis, H. 2004.** Mycorrhizas: Anatomy and Cell Biology. NRC research press. Ottawa, 1(3): 147-153p.
- Pitt, J.I. +An appraisal of identification methods for *Penicillium* species. Novel taxonomic criteria based on temperature and water relations. *Mycology* 65, 1135-1157p.**
- Podgorska-Kryszczuk I., Solarska E., Kordowska-wiater M. (2022).** Biological control of *Fusarium culmorum*, *Fusariumgraminearum* and *Fusariumpoae* by antagonistic yeasts. *Pathogens*. p11; 11(1).
- Pratheeba M., Umaa Rani K., Ramesh B., 2014.** Studies on antimicrobial and anticancer activity of *solanum trilobatum*. *Asian J Pharm Clin Res*. 1: 213-219p.
- Quatresous, N. 2011** Aspergillose humain. Epidemiologie, diagnostic biologique, controle 136p.

Quezel. P., Santa S. 1963 1962 -Nouvelles flores d'Algérie et des régions désertiques méridionales. Tome II. Ed. CNRS Paris, 1170p.

Metouia, R. b, Mighria, H. Bouajilab, J. Znatib,c, M. El-Jania, H. Akrouta, A.(2022). Artemisia campestris dried leaf extracts: Effects of different extraction methods and solvents on phenolic composition and biological activities 151: 288-294p.

Rajendra Prasad Mondal, Anupam Ghosh, Goutam Chandra (2014). Mosquito Larvicidal Potential of Salicylic Acid and 3, 5-Di Nitro Salicylic Acid against Filarial Vector Culex quinquefasciatus 4(3) : 15-20p.

Ramade F. 1984. Elément d'Ecologie- Ecologie fondamentale. Ed. Mc Graw-Hill, Paris. 397p.

Raper K ET Fennell D.J. 1965. The genus Aspergillus”, Williams and Wilkins editors, Baltimore. 686 p.

Rapilly F (1968) Les techniques de mycologie en pathologie végétale. Ann Epiphytes, 19 Hors-série (19): 103 p.

Rapilly F. 1968. Les Techniques de mycologie en pathologie végétale. 16 : 103p.

Ratnaweera PB., de Silva ED., Williams DE., Andersen RJ. 2015a. Antimicrobial activities of endophytic fungi obtained from the arid zone invasive plant *Opuntia dillenii* and the isolation of equisetin, from endophytic *Fusarium* sp. BMC Complementary and Alternative Medicine. 15 : 220p.

Ratnaweera PB., Williams DE., Patrick BO., de Silva ED., Andersen RJ. 2015b. Solanolic acid, an antibacterial degraded steroid produced in culture by the fungus *Rhizoctonia solani* isolated from tubers of the medicinal plant *Cyperus rotundus*. Org Lett. 17 : 2074-2077p.

Raven P H., Evert R F., Eichhorn. 2008. Biologie végétale Boeck université 2 edition p 261-286p.

Raven P.E. 2000. Biologie végétale. Paris. 944p

Raza W., Ling N., Zhang R., Huang Q., Xu Y., Shen Q. 2017. Success evaluation of the biological control of *Fusarium wilts* of cucumber, banana, and tomato since 2000 and future research strategies. Crit Rev Biotechnol. 37 : 202-212p.

Redman R. S., Dunigan D. D. et Rodriguez R. J., 2001. Fungal symbiosis from mutualism to parasitism: who controls the outcome, host or invader ? New Phytologist, 151 : 705-716 p.

Redman R. S., Ranson J. C. et Rodriguez R. J., 1999. Conversion of the pathogenic fungus *Colletotrichum magna* to a nonpathogenic, endophytic mutualist by gene disruption. Molecular Plant Microbe Interactions, 12: 969-975 p.

Redon P.H., 2009 : Rôle de champignons mycorhizes à arbuscules dans le transfert du cadmium (Cd) du sol à la luzerne (*medicago truncatula*). Thèse présentée pour l'obtention du titre de Docteur en sciences du Sol. Université Hennri Poincaré. Nancy. 205p.

Roehl T, 2017. Characteristics of Division Glomeromycota. FUNGUS FACT, 015

Rognon, 1994b. Les conséquences de la sécheresse sur la pédogenèse. 173-84 p.

Rubini A, Paolocci F, Riccioni C, Vendramin GG, Arcioni S. 2005. Genetic and phylogeographic structure in the symbiotic fungus *Tuber magnatum*. *Applied and Environmental Microbiology* 71: 6584– 6589.

Saihi R. (2011). Etude phytochimique, Extraction des produits actifs de la plante *Artemisia campestris* de la région de Djelfa. Mise en évidence de l'activité biologique. Mémoire Magister : Chimie Organique. Oran : Université d'Oran. 20-21p.

Samaniego-Gaxiola J.A. et Chew-Madinaveitia Y. (2007). Diversidad de géneros de hongos en suelo en tres campos con diferentes condiciones agrícolas en la Laguna, México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*. 78: 383-390p.

Samson R.A, Hoekstra E.S et Frisvad J.C. 2004. Introduction to food and airborne fungi. 7th, Baarn, Central bureau voor Schimmelcultures, Institute of the Royal Netherlands Academy of Arts and Sciences. 389p.

Sasson A. 1967. Recherches écophysologiques sur la flore bactérienne des sols des régions arides du Maroc. Série botanique et biologie végétale. Travaux de l'Institut Scientifique chérifien et de la Faculté des Sciences, Rabat, N° 30 :27-55p.

Seltzer., 1946. Le climat de l'Algérie. Ed : Institut de météorologie et de physique du globe. Alger, 218 p.

Sénéquier-Crozet., Canard B, 2016. Les champignons endophytes : impact sur les écosystèmes et production de molécules d'intérêt thérapeutique. Science pharmaceutique. Université Grenoble Alpes. 104 p.

Singaravelan N., Grishkan I., Beharav A., Wakamatsu K., Shosuke I. 2008. Adaptive melanin response of the soil fungus *Aspergillus niger* to UV radiation stress at Be'er Sheva canyon, Mount Carmel Israel. *PLOS One*. 3 (8): 2993p.

Siqueira J. O. Sylvia D. M. Gibson J. Hubbell D. H. 1985. Spores, germination, and germ tubes of vesicular–arbuscular mycorrhizal fungi 31(11), 963p.

Smith S E., Read D.J. 2008. Mycorrhizal symbiosis, 3rd edn. Academic press, San Diego, 16-32p.

Staehli, 2016. Tout savoir sur les bactéries et les champignons du sol. Salamandre.

Stevens, B M. Propster J R. Öpik M. Gail W. T. Wilson. Alloway S L. Mayemba E. Johnson N C. 2020. Arbuscular mycorrhizal fungi in roots and soil respond differently to biotic and abiotic factors in the Serengeti 30 :79–95p.

- Strullu, D-G., 1991**, Les mycorhizes des arbres et plantes cultivés, éditeurs Tec & Doc.254p.
- Subally, D. et Quézel, P. (2002)**. Glacial or interglacial: *Artemisia*, a plant indicator with dual responses. Review of Palaeobotany and Palynology, 120(1-2): 123-130p.
- Suman A., Yadav AN., Verma P. 2016**. Endophytic microbes in crops: diversity and beneficial impact for sustainable agriculture. In : Singh D, Abhilash P, Prabha R (eds) Microbial inoculants in sustainable agricultural productivity, research perspectives. Springer, New Delhi.Pp, 117-143p.
- Symanczik S., AL-Yahya’ei MN., Kozłowska A., Ryszka P., Błaszowski J. 2018**. A new genus, *Desertispora*, and a new species, *Diversispora sabulosa*, in the family Diversisporaceae (order Diversisporales, subphylum Glomeromycotina). Mycological Progress. 17(4) : 437-449 p.
- Tabuc C. 2007**. Flore fongique de différents substrats et conditions optimales de productions de mycotoxines. Thèse de Doctorat. Instituts national polytechnique de Toulouse (France). 190p.
- Tedersoo L, Bahram M, Polme S. 2014**. Global diversity and geography of soil fungi. Science 346 :107p.
- Tedersoo L., Sánchez-Ramírez S., Koljalg U., Bahram M., Döring M., Schigel D., Abarenkov K. 2018**. High-level classification of the Fungi and a tool for evolutionary ecological analyses. Fungal Diversity. 90 (1) : 135-159 p.
- Tian J., Fu L., Zhang Z., Dong X., Xu D., Mao Z., Liu Y., Lai D., Zhou L. 2017**. Dibenzo- α - pyrones from the endophytic fungus *Alternaria* sp. Samif01 : isolation, structure elucidation, and their antibacterial and antioxidant activities. Natural Products Research. 31 : 387-396p.
- Tikour S. 2018**. Biodiversité fongique de la moule *Mytilus galloprovincialis* (Lamrak, 1819) élevé dans deux fermes conchylicoles de l’ouest Algerien Kristel et Stidia. Mémoire de Master 2. Université de Mostganem. Département des Sciences de la Mer et de l’Aquaculture. 11-75
- Toghueo, R.M.K., Boyom, F.F., 2020**. Endophytic *Penicillium* species and their agricultural, biotechnological, and pharmaceutical applications. 3 Biotech 10, 107p.
- Tomasz M. Karpiński1, Artur Adamczak, and Marcin Ożarowski (2019)**. Antibacterial activity of apigenin, luteolin, and their c- glucosides 8p.
- Turesson, G. (1925)**. The Plant Species in Relation to Habitat and Climate: contributions to the knowledge of genecological units, Ed, Hereditas, Sweden, 6(2): 147-236p.
- Valant-Vetschera K-M., Fischer R., Wollenweber E. (2003)**. Exudate flavonoids in species of *Artemisia* (Asteraceae-Anthemideae) : new results and chemosystematic interpretation. Biochem. Syst. Ecol. 31 : 487-498 p.
- Varsha, S., Tahira, B., Rana, T. et Shahdab, H. (2021)**. Phytochemical studies on some selected species of *Asteraceae* family of Rajasthan, India. Journal of Plant Archives, 21(2):62-65p.

Vernin G., Merad O., Vernin G.M.F., Zamkotsian R.M. and Parkanyi C (1995). GC-MS analysis of *Artemisia herba-alba* Asso essential oils from Algeria. *Dev. Food Sci.* 37A : 147- 205p.

Viterbo A., Haran S., Friesem D., Ramot O., Chet I. 2001. Antifungal activity of a novel endochitinase gene (chit36) from *Trichoderma harzianum* Rifai TM. *FEMS Microbiology Letters*. 200: 169-174p.

Watson, Linda E., BATES, Paul L., EVANS, Timothy M., et al. 2002. Molecular phylogeny of subtribe *Artemisiinae* (Asteraceae), including *Artemisia* and its allied and segregate genera. *BMC evolutionary Biology*, 2 (1) : 17p.

Weihua Q. & Hongzhang C. 2008. An alkali stable enzyme with laccase activity from endophytic fungus and the enzymatic modification of alkali lignin. *Bioresource Technology*. 99: 5480-5484p.

Zin, N.A., Badaluddin, N.A. 2020, Biological functions of *Trichoderma* spp. For agriculture applications 65(2), 168-178p.

Annexe 1

Tableau 3 : Cumuls mensuels et annuels des précipitations (en mm) de la station Chabka 2(1975-2017)

Mois	J.	F.	M.	A.	MAI	J.	JLT.	A.	S.	O.	N.	D.	Cum annu
P (mm)	24,56	22,02	21,60	21,50	25,46	14,58	7,02	14,95	23,17	21,18	21,93	21,19	239,

Tableau n°4 : Températures mensuelles de la station de Chabka 2 (1975-2017)

Mois D	J.	F.	M.	A.	M.	J.	Jlt.	A.	S.	O.	N	
T max. (°C)	12,08	13,88	17,22	20,34	25,78	32,05	36,06	35,38	29,59	23,63	16,73	
T min. (°C)	1,6	2,81	4,56	7,4	11,59	16,46	19,76	19,33	15,43	10,76	5,71	3,08
T moy. 11,2 (°C)	6,86 8,1	8,34	10,89	13,87	18,68	24,25	27,91	27,35	22,51	17,19		

Résumé :

Artemisia campestris L. est une espèce utilisée depuis plusieurs siècles pour ses propriétés médicinales et elle est connue sous l'appellation de « Dgouft ». En Algérie, elle est répandue au niveau des milieux steppiques et désertiques. Le présent travail consiste en une contribution à l'étude des champignons du sol rhizosphérique d'*Artemisia campestris* L. au niveau de la station de Chabka 2 de la région d'Ain Fekaa, wilaya de Djelfa (Algérie). Pour l'ensemble des 10 sujets échantillonnés le 04 Novembre 2022, 22 genres fongiques ont été identifiés : *Aeurobasidium*, *Alternaria*, *Arthrinium*, *Aspergillus*, *Bipolaris*, *Candida*, *Chaetomium*, *Cladosporium*, *Eupenicillium*, *Fusarium*, *Gymnoascus*, *Mucor*, *Neoscytalidium*, *Penicillium*, *Phoma*, *Pythium*, *Rhizoctonia*, *Rhizopus*, *Torula*, *Trichoderma*, *Trichophyton*, *Ulocladium*, dont 19 genres appartiennent au phylum des Ascomycota et 3 genres *Rhizoctonia* et *Pythium* et *Rhizopus* appartenant à 3 phyla différents. De plus, 54 espèces ont été recensées avec l'abondance d'*Aspergillus* (17 espèces) qui est suivi par *Fusarium* avec 6 espèces. L'analyse de variance a révélé que la distribution des genres *Alternaria*, *Eupenicillium*, *Trichoderma*, *Fusarium* et *Mucor* est différente entre les sols échantillonnés. Les résultats de la matrice de corrélation montrent la présence de très fortes corrélations positives et des corrélations négatives entre ces champignons. L'analyse en composantes principales (ACP) a révélé une individualisation de deux groupes A avec 10 genres dont une codominance entre *Fusarium* et *Cladosporium* et le groupe B avec 12 genres avec l'abondance du genre *Aspergillus*. Cette richesse en souches fongiques pourrait être expliquée par le fait que le sol du milieu steppique est pauvre en éléments nutritifs. En effet, la plante peut compenser ce déficit par la libération de métabolites secondaires dans la rhizosphère qui ont pour but d'attirer les microorganismes dont les champignons qui augmentent sa capacité à obtenir les sources d'azote et de carbone.

Mots clés : *Artemisia campestris* L., champignons du sol, rhizosphérique, Ascomycota, *Aspergillus*, Djelfa.

Abstract

Artemisia campestris L. has been used for centuries for its medicinal properties, and is known as "Dgouft". In Algeria, it is widespread in steppe and desert environments. The present work is a contribution to the study of the rhizospheric soil fungi of *Artemisia campestris* L. at the Chabka 2 station in the Ain Fekaa region, wilaya of Djelfa (Algeria). For all 10 subjects sampled on November 04, 2022, 22 fungal genera were identified: *Rhizoctonia*, *Aeurobasidium*, *Alternaria*, *Arthrinium*, *Aspergillus*, *Bipolaris*, *Candida*, *Chaetomium*, *Cladosporium*, *Eupenicillium*, *Fusarium*, *Gymnoascus*, *Mucor*, *Neoscytalidium*, *Penicillium*, *Phoma*, *Pythium*, *Rhizopus*, *Torula*, *Trichoderma*, *Trichophyton*, *Ulocladium*, of which 19 genera belong to the phylum Ascomycota and 3 genera *Rhizoctonia* and *Pythium* and *Rhizopus* belonging to 3 different phyla. In addition, 54 species were recorded, with *Aspergillus* (17 species) being the most abundant, followed by *Fusarium* (6 species). Analysis of variance revealed that the distribution of the genera *Alternaria*, *Eupenicillium*, *Trichoderma*, *Fusarium* and *Mucor* differed between the sampled soils. The results of the correlation matrix show the presence of very strong positive correlations and negative correlations between these fungi. Principal component analysis (PCA), revealed the individualization of two groups: Group A, with 10 genera and a codominance of *Fusarium* and *Cladosporium*; and Group B, with 12 genera and an abundance of *Aspergillus*. This richness in fungal strains could be explained by the fact that the soil in the steppe environment is poor in nutrients. The plant can compensate for this deficit by releasing secondary metabolites into the rhizosphere to attract microorganisms, including fungi, which increase its capacity to obtain nitrogen and carbon sources.

Key words: *Artemisia campestris* L., soil fungi, rhizosphere, Ascomycota, *Aspergillus*, Djelfa.