



Réf :/UAMOB/F.SNV.ST/DEP.BIO/2022

MEMOIRE DE FIN D'ETUDES

EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME MASTER

Domaine : SNV Filière : Sciences Biotechnologiques

Spécialité : Biotechnologie microbienne

Présenté par :

LEDJILOT Ikram & KECHAIRI Amina

Thème

**Isolement des agents microbiens pathogènes de l'olivier au niveau
de la région de Bouira**

Soutenu le: 04 / 07 /2022

Devant le jury composé de :

<i>Nom et Prénom</i>	<i>Grade</i>		
Mme MESSAD Sara	MCB	Univ. de Bouira	Présidente
Mme HAMID Sonia	MCA	Univ. de Bouira	Promotrice
Mme BENSMAIL Souhila	MCB	Univ. de Bouira	Examinatrice

Année Universitaire : 2021/2022

Remerciements

Tout d'abord, nous tenons à remercier Allah, le clément et le miséricordieux de nous avoir donné la force et la patience de mener à bien ce modeste travail.

Au terme de ce travail nous voudrions exprimer nos profond estime à Mme Hamid Sonia, qui a bien voulu diriger ce travail. Nous souhaitons aussi la remercier pour ses conseils, sa disponibilité et pour le temps qu'elle a consacré à ce travail.

Nous tenons également à exprimer notre profonde gratitude à Mme Messad Sara pour l'honneur qu'elle nous a fait en acceptant la présidence de ce jury.

Nous souhaitons tout particulièrement remercier Mme Bensmail Souhila pour avoir voulu examiner ce travail.

Nous remercions chaleureusement Mme Bensmail Samira pour ses conseils.

En fin, nous remercions vivement ceux et celles qui ont contribué de près ou loin à la réalisation de ce travail.

Dédicaces

Je remercie Dieu tout puissant d'avoir pu achever ce modeste travail que je dédie :

À mes très chères parents *Lounes* et *Saliha*, en témoignage de ma reconnaissance pour leur amour, soutien et encouragement. Je n'oublierai jamais leurs patiences et compréhension envers moi, et leurs aides qu'ils m'ont portée pour faciliter la tâche. Que dieu les garde et les protège.

À mes chers frères : *Fayssal*, *Mourad* et *Mohamed Lamine*.

À ma belle sœur : *Amel*.

À mes chères amies : *Wissem*, *Fatima*, *Sarah* et *Rania*

Je dédie très chaleureusement ce mémoire à mon binôme d'étude
AKRAM

À toute ma famille, grand et petit.

À toute ma promotion de master Biotechnologie Microbienne
2022

Amina

Dédicaces

À l'aide de Dieu le tout puissant, qui m'a tracé le chemin de ma vie.

J'ai le grand plaisir de dédier ce modeste travail :

À mes très chères parents *Amrane* et *Salha* qui avez fait de moi ce que je suis et je les remercie pour leurs précieux conseils, leur soutien moral et leurs encouragements.

À ma jolie sœur bien aimée : *Lilia*

À mes adorables frères.

À ma belle amie : *Bouchra*

À mes chères amies : *Akram*, *Chahrazed*, *Randa* et *Cherifa*, avec lesquelles j'ai passé des moments inoubliables.

À la fin je dédie très chaleureusement ce mémoire à mon binôme d'étude *Amina*.

Et à tous mes amis de la promotion de master de :

Biotechnologie Microbienne 2022.

AKRAM

Table de matières

Liste des abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

Introduction.....01

Partie I : Synthèse Bibliographique

Chapitre 1 : Généralités sur l'olivier

1.1 Origine et expansion.....03

1.2 Caractères taxonomiques et morphologiques de l'olivier03

1.2.1 Systématique et classification botanique03

1.2.2Caractéristiques morphologiques04

1.2.2.1 Description générale.....04

1.2.2.2 Système racinaire 04

1.2.2.3 Système aérien05

1.3 L'oléiculture algérienne.....07

1.4 Cycle de développement.....10

1.4.1 Cycle de vie de l'arbre.....10

1.4.2 Cycle annuelle de l'olivier10

Chapitre 02 : Les maladies fongiques et bactériennes de l'olivier

2.1 La Verticilliose.....15

2.1.1. Définition et nomenclature15

2.1.2 Symptômes de la maladie.....15

2.1.3 Description de l'agent pathogène16

2.1.4 Méthodes de lutte19

2.1.5 Facteur influencent la maladie21

2.2 La tuberculose21

2.2.1 Définition et nomenclature.....21

2.2.2 Symptômes21

2.2.3 Description de l'agent pathogène22

2.2.4 Méthodes de lutte24

2.3 La fumagine25

2.3.1 Définition et nomenclature25

2.3.2 Symptômes et dégâts25

Table de matières

2.3.3 Description de l'agent causale.....	26
2.3.4 Méthodes de lutte.....	27
2.4 Maladie de l'œil de paon.....	27
2.4.1 Définition et nomenclature	27
2.4.2 Symptômes et dégâts	27
2.4.3 Description de l'agent causale.....	28
2.4.4 Méthodes de lutte.....	29
2.4.5 Facteurs qui affectent la maladie	30
2.2 L'activité d'antagonisme entre <i>Penicillium</i> sp et les champignons phytopathogènes.....	31
Partie II : Expérimentale	
Chapitre 01 : Matériel et méthodes	
1. Situation géographique de la région d'étude.....	33
1.1. Caractéristiques climatiques	33
2.1 Matériel.....	35
2.2 Méthodes.....	35
2.2.1 Echantillonnage	35
2.2.2 Isolement et identification	37
2.2.3 Obtention des isolats fongiques.....	38
2.3 Isolement des champignons à partir du sol.....	39
2.3.1 Prélèvement des échantillons du sol.....	39
2.3.2 Analyses physicochimiques des échantillons du sol prélevés.....	39
2.3.3 Préparation des suspensions du sol.....	41
2.3.4 Purification et conservation des souches isolées.....	41
2.4 Identification macroscopique et microscopique des isolats fongiques	41
2.5 Technique d'antagonisme.....	43
Chapitre 02 : Résultats et discussion	
3. Identification des isolats fongiques	45
3.1 Caractéristiques physicochimiques des sol analysés.....	45
3.2 Etude macroscopique et microscopique	45
3.3 Activité d'antagonisme de la souche <i>Penicillium</i> sp. vis-à-vis des champignons phytopathogènes de l'olivier	54
3.3.1 Confrontation directe sur milieu de culture entre <i>Penicillium</i> sp. et <i>Verticillium</i> sp.....	54
3.3.2 Confrontation directe sur milieu de culture entre <i>Penicillium</i> sp. et <i>Alternaria</i> sp.....	53
3.3.3 Confrontation directe sur milieu de culture entre <i>Penicillium</i> sp. et <i>Fusarium</i> sp.....	58

Table de matières

Conclusion 61

Références bibliographiques

Annexes

Liste des abréviations

Liste des abréviations

pH : Potentiel d'hydrogène

Gr : Grossissement

PDA : *Potato Dextrose Agar*

Min : Minute

sp: Espèce

V :Volume

μS : microsiègne

g :Gramme

Liste des figures

Liste des figures

Figure 01 : Arbre de l'olivie.....	04
Figure 02 : Le tronc de l'olivier.....	05
Figure 03 : Les feuilles de l'olivier	06
Figure 04 : Les fleures de l'olivier	06
Figure 05 : Les fruites de l'olivier	07
Figure 06 : Symptômes de la verticilliose sur l'olivier.....	16
Figure 07: Aspect microscopique de <i>Verticillium</i> sp.....	17
Figure 08 : Cycle de développement de <i>V. dahliae</i>	19
Figure 09: Formation des tumeurs sur les rameaux d'olivier causés par <i>Pseudomonas savastanoi</i>	22
Figure 10: Morphologie de la bactérie <i>Pseudomonas savastanoi</i>	23
Figure 11: Rameaux infestés par la fumagine et de cochenilles.....	26
Figure 12: L'œil de paon sur une feuille d'olivier infectée.....	28
Figure 13: Cycle de la maladie de l'œil de paon de l'olivier	29
Figure 14: La carte géographique de Bouira	33
Figure 15 : Les limites administratives de Lakhdaria (Wilaya de Bouira)	36
Figure 16 : Les limites administratives de l'Asnam (Wilaya de Bouira)	36
Figure 17 : Isolement des souches fongiques.....	38
Figure 18: Repiquage des isolats fongique obtenus	39
Figure 19: Préparation de la suspension du sol	40
Figure 20 : Préparation des dilutions a partir de la solution mère.....	41

Liste des figures

Figure 21 : Technique de confrontation directe appliquée durant l'étude.....	43
Figure 22 : Effet inhibiteur par confrontation directe de <i>Penicillium</i> sp vis à vis la croissance mycélienne de <i>Verticillium</i> sp ; pour une durée d'incubation de sept jours à 27 °C.....	54
Figure 23 : Comparaison entre le développement mycélien de <i>Verticillium sp</i> traité par confrontation directe avec <i>Penicillium</i> sp, et le témoin.....	55
Figure 24 : Pourcentage d'inhibition de développement mycélien de <i>Verticillium</i> sp traité par confrontation directe avec <i>Penicillium</i> sp.....	55
Figure 25 : Effet inhibiteur par confrontation directe de <i>Penicillium</i> sp vis-à-vis <i>Alternaria</i> sp; pour une durée d'incubation de sept jours à 25°C	56
Figure 26 : Comparaison entre le développement mycélien d' <i>Alternaria</i> sp. traité par confrontation directe avec <i>Penicillium</i> sp, et le témoin.....	57
Figure 27 : Pourcentage d'inhibition de développement mycélien d' <i>Alternaria</i> sp. traité par confrontation directe avec <i>Penicillium</i> sp.....	57
Figure 28 : Effet inhibiteur par confrontation directe de <i>Penicillium</i> sp vis-à-vis la croissance mycélienne de <i>Fusarium</i> sp; pour une durée d'incubation de sept jours à 27°C :	58
Figure 29 : Comparaison entre le développement mycélien de <i>Fusarium</i> sp traité par confrontation directe avec <i>Penicillium</i> sp, et le témoin.....	59
Figure 30 : Pourcentage d'inhibition de développement mycélien de <i>Fusarium</i> sp traité par confrontation directe avec <i>Penicillium</i> sp	59

Liste des tableaux

Liste des tableaux

Tableau I : Les principales variétés d'olivier cultivées en Algérie.....	07
Tableau II : Etapes du cycle végétatif de l'olivier	12
Tableau III : La salinité des sols en fonctions de la conductivité électrique.....	40
Tableau IV : Les caractéristiques physicochimiques des échantillons du sol étudiés	45
Tableau V : Résultats d'observation macroscopique des souches fongiques isolées.....	46
Tableau VI : Résultats d'observation microscopique des souches fongiques isolées	52

Introduction

Introduction

Les plantes constituent la majorité des ressources énergétiques dont dépendent les hommes et les animaux. Malheureusement, lorsqu'une plante est atteinte d'une maladie, sa croissance, sa fertilité et sa productivité sont affectées. Des symptômes se développent et tout ou une partie de l'organisme peut mourir. Les agents responsables des maladies de plantes sont très similaires à ceux rencontrés chez l'homme et les animaux. Ils peuvent être biologiques ou physiques (l'effet de pH) (**Benizri et al., 2001**). Les maladies des plantes sont parfois regroupées par types de symptômes, par type d'organes qu'elles affectent et par type de plantes affectées, mais le critère le plus utile reste la classification selon le pathogène responsable de la maladie.

Les oliviers sont parmi les plus anciens arbres fruitiers cultivés dans le bassin méditerranéen y compris l'Algérie. L'olivier joue un rôle très important dans la vie des populations méditerranéennes qui le considèrent comme symbole de paix, de solidarité et de volonté ainsi que du commerce et d'économie (**Benjama, 2003**).

Dans le monde, plus de 8 millions d'hectares d'oliviers sont cultivés ; dont près de 98 % d'entre eux se trouvent dans le bassin méditerranéen (**Peralbo-molina de Castro et al., 2013**). En Algérie, l'olivier compte environ 32 millions d'arbres (**Bensemmane, 2009; Mendil, 2009**), répartie sur une superficie d'environ 328.884 hectares, soit 34,09% du verger arboricole national. L'oléiculture algérienne est située principalement dans la partie nord du pays, où la plupart des vergers (80%) sont situés dans des zones montagneuses avec des sols pauvres (**Faostat, 2013**).

Comme tous autres champs, l'olivier peut être attaqué par divers bioagresseurs qui sont nocifs pour cette culture en influençant sur la productivité en quantité et ainsi que le développement de l'arbre. Ces bio agresseurs peuvent être de diverses origines, ils peuvent être des arthropodes, des champignons, des bactéries ...etc (**Lataf, 2018**).

Parmi les maladies bactériennes et fongiques de l'olivier, la tuberculose causée par *Pseudomonas savastanoi* et la verticilliose causée par *Verticillium dahliae* sont les plus rencontrées en Algérie, où elles engendrent des pertes économiques considérables, ainsi, la fumagine causée par de complexes de champignons appartenant à deux groupes : *Ascomycètes* et *Deutéromycètes* et l'œil de paon causée par *Fusicladium oleagineum*.

Introduction

L'objectif de notre étude est de :

- Faire un échantillonnage à partir de 7 échantillons de l'olivier présentant des symptômes d'infestation de l'olivier, situé à deux régions de la wilaya de Bouira : l'Asnam et Lakhdaria.
- Isoler, à partir des fragments d'oliviers infectés, quelques espèces fongiques.
- Faire une identification présomptive des champignons isolés sur les oliviers touchés en s'appuyant sur des caractères macroscopiques et microscopiques.
- Isoler les champignons à partir des sol afin d'estimer l'origine et la voie de contamination de la maladie.
- Réaliser des tests d'antagonisme en confrontation directe entre *Penicillium sp* et les champignons phytopathogènes : *Verticillium sp.*, *Fusarium sp.* et *Altarnaria sp.*

Notre travail se divise en deux parties, la première partie est une synthèse bibliographique qui contient deux chapitres dont le premier concerne des généralités sur l'olivier et le deuxième présente les principales maladies fongiques et bactériennes de l'olivier. La deuxième partie est expérimentale rassemble la présentation de la région d'étude, le matériel et méthodes appliqués durant l'étude, les résultats obtenus et leur discussion enfin une conclusion.

Partie I

Synthèse bibliographique

Chapitre 01

Généralités sur l'olivier

1.1 Origine et expansion

L'origine de l'olivier est très ancienne. Son apparence et sa culture remontent à la préhistoire. Selon **Miner, (1995)**, l'origine de l'olivier se situe précisément dans les pays bordant le berceau de la civilisation méditerranéenne : Syrie, Egypte, Liban, Grèce et Rome, etc. L'origine de l'olivier reste toujours incertaine, mais l'hypothèse la plus fréquemment retenue désigne la Syrie et l'Iran comme lieux d'origines, et l'expansion de sa culture est faite de l'Est vers l'Ouest de la méditerranée grâce aux Grecs et aux Romains lors de leur colonisation du bassin méditerranéen **(Loussert et Brousse, 1978 ; Breton et al., 2006 ; Artaud, 2008)**. D'après le **(COI, 1998)**, l'olivier a poursuivi son expansion au-delà de la Méditerranée avec la découverte de l'Amérique en 1492. Au cours des périodes plus récentes, l'olivier se trouve dans l'Afrique du Sud, l'Australie, le Japon et la Chine **(Cavallès, 1938)**.

En Algérie, la culture de l'olivier remonte à la plus haute antiquité. L'olivier et ses produits constituaient alors l'une des bases essentielles des activités économiques de nos populations rurales. L'histoire de l'olivier se confond avec l'histoire de l'Algérie et les différentes invasions ont eu un impact certain sur la répartition géographique de l'olivier dont nous avons hérité à l'indépendance du pays **(Mendil et Sebai, 2006)**.

1.2 Caractères taxonomiques et morphologiques de l'olivier

1.2.1 Systématique et classification botanique

L'olivier, de la famille des oléacées, du latin « *Olea* », son fruit était « *Oliva* » et le jus que l'on tirait « *Oleum* » est devenu « *Huile* » après des transformations **(Haddou, 2017)**.

D'après **(Gharabi, 2018)**, la classification botanique de l'olivier est :

Embranchement : Spermaphytes

Sous embranchement : Angiospermes

Classe : Dicotylédones

Sous classe : *Gamopétales*

Ordre : Ligustrales

Famille : Oleacées

Sous famille : Oleoidées

Genre : *Olea*

Espèce : *Olea europaea L.*

Les variétés d'olivier sous le genre d'*Olea* comportant diverses espèces parmi lesquelles seule *Olea europaea L.* porte des fruits comestibles et qui se subdivise en trois grandes sous-espèces (**Ghout et Hadjam, 2013**) : *Euromediterranea*, *Laperrini* et *Cuspidata*. La sous-espèce *Euromediterranea* se subdiviserait en deux grands groupes :

- L'oléastre (*Olea europaea var sylvestris*) : c'est une forme sauvage d'olivier, présent sous forme spontanée avec des fruits très petite.
- L'olivier domestique (*Olea europaea var. sativa*), c'est l'olivier cultivé : un arbre qui peut vivre des milliers d'années et mesure 12 m d'hauteur. Il est caractérisé par des fruits plus gros que l'olivier sauvage (**Breton et al., 2006**).

1.2.2 Caractéristiques morphologiques

1.2.2.1 Description générale

L'olivier est un arbre typiquement méditerranéen originaire d'un climat subtropical sec, toujours vert prend couramment une forme pyramidale, peut atteindre 12 à 15 m de hauteur et qui peut vivre des milliers d'années, sa croissance est lente, il s'adapte bien à des conditions d'environnements extrêmes telles que des basses températures, la sécheresse et la salinité (**Boukroune, 2017; Maillard, 1975**). Ainsi il s'adapte à divers types de sols, son potentiel d'adaptation est dû à l'anatomie spéciale de ses feuilles, de son système racinaire et de son haut niveau de régénération morphologique (figure 1) (**Lavee, 1992**).



Figure01 : l'olivier (origine, 2022)

1.2.2.2 Système racinaire

Le développement du système racinaire de l'arbre dépend des caractéristiques physicochimiques du sol, sa profondeur, sa texture et sa structure. Dans le sol profond très

imperméable aéré et léger, le système racinaire a tendance pivotant dont les racines peuvent atteindre 6 à 7 m en profondeur (**Saad, 2009**). En revanche, dans des sols moins aérés, l'olivier adapte le système racinaire latéral plus développé. Dans un sol lourd et non aéré, en développant un réseau de racines superficielles (**Boulkroune, 2017**).

1.2.2.3 Système aérien

➤ Le tronc

C'est le principal support de l'arbre. Sur le jeune arbre, le tronc est lisse de couleur grise verdâtre, puis devient en vieillissant noueux, très dur, compact, trapu (jusqu'à 2 m de diamètre) et élargi à la base. Il prend une teinte grise foncée et donne naissance à des cordes (**Loussert et Brousse, 1978; Boukhezna, 2008; Beck et Danks, 1983**).



Figure02 : Le tronc de l'olivier (**Latéf,2018**)

➤ Les Feuilles

Sont simples, entières, à pétiole court et à limbe lancéolé qui se termine par un mucron elles sont de petite taille (3 à 8 cm de long et de 1 à 2,5 cm de large). Les feuilles sont opposées et persistantes, leur durée de vie est de l'ordre de 3 ans (**Benguendouz, 2019**). Elles possèdent des caractères nettement xérophytiques (épiderme supérieur fortement cuisiné et épiderme inférieur recouverts de poils) (**Gharabi, 2018**). La structure des feuilles rend l'olivier plus résistant au manque de pluie et à l'évaporation (**Wiesman, 2009**).



Figure03 : Les feuilles de l'olivier (**origine, 2022**)

➤ **Les fleurs**

Les fleurs sont petites, blanches, dressées en petites inflorescences (3 à 5 mm) à l'aisselle des feuilles, sur des rameaux de l'année précédentes (**Polese, 2015**). La fleur est constituée de 4 sépales, 4 pétales, 2 étamines et 2 carpelles (**Gharabi, 2018**). Elles sont hermaphrodites c'est-à-dire constituées des organes masculins et féminins (deux étamines et un pistil) (**Labdaoui, 2017**). La longueur du stade de floraison de l'olivier se situe entre avril et juin, La floraison se produit lorsque la température météorologique est établie à une température supérieure à 20 °C (**Wiesman, 2009**).



Figure04 : Les fleurs de l'olivier (**Haddou,2017**)

➤ Les Fruits

Ils sont ovoïdes gros (1,5 à 2 cm), de couleur vert puis rougeâtre et noire à complète maturité (**Ait Youssef, 2006**). Il se compose de l'extérieur vers l'intérieur d'un épicarpe (peau) qui représente 1,5 à 2% du poids total du fruit, d'un mésocarpe (pulpe) dont les cellules se gorgent d'huile à partir du mois d'aout qui représente 65 à 83% du poids total de fruit et d'un endocarpe (noyau) refermant une graine qui représente 13 à 30% du poids total du fruit (**Villa, 2003; Fantanazza, 1988**). La période de la mise à fruit s'étale d'octobre à novembre (**Rol et Jacamon, 1988**).



Figure05 : Les fruites de l'olivier (**Serdoun, 2013**)

1.3 L'oléiculture algérienne

L'oléiculture algérienne est caractérisée par une large gamme de variétés. D'après (**Loussert Brousse, (1978) et Mendil et al., (2006)**), les variétés cultivées en Algérie sont représentées essentiellement par des variétés à huile, et à un degré moindre, des variétés de table. Les principales variétés d'oliviers cultivées en Algérie sont présentées dans le Tableau I :

Tableau I : Les principales variétés d'olives cultivées en Algérie (**Loussert et Brousse, 1978; Boukhari, 2014**).

Variétés et Synonymes	Origines et diffusion	Caractéristiques
Azeradj	Petite kabylie (Oued Soummam), occupe 10% de la surface oléicole nationale	Arbre rustique et résistant à la sécheresse ; fruit de poids élevé et de forme allongée ; utilisé pour la production d'huile et l'olive de table, rendement en huile de 24 à 28%.

Blanquette de Guelma	Originaires de Guelma : Elles se trouvent en association dans la région Est du pays, assez répandue dans le Nord-est constantinois, Skikda et Guelma	Sa rigueur est moyenne, résistant au froid et moyennement à la sécheresse ; le fruit de poids moyen et de forme ovoïde, destiné à la production d'huile, le rendement est 18 à 22% ; la multiplication par bouturage herbacé donne un bon résultat 43,4%.
Bouricha, olive d'El-Arrouch	El-Harrouch, Skikda	Arbre rustique, résistant au froid et à la sécheresse ; poids faible du fruit et de forme allongée, production d'huile, (rendement de 18 à 22%).
Chemlal Syn. Achemlal	C'est la variété la plus dominante en Algérie, elle occupe près de 45% du patrimoine oléicole nationale, présent surtout en Kabylie, entend du mont Zekkar à l'Ouest aux Bibans à l'Est.	Variété rustique et tardive, le fruit est de poids faible et de forme allongée, destiné à la production d'huile, le rendement en huile de 18 à 22%.
Ferkani, ferfane	Ferfane (Tebessa), diffusée dans la région des Aurès.	Variété de vigueur moyenne, résistante au froid et à la sécheresse, le poids de fruit est moyen et de forme allongée ; production d'huile et rendement très élevés 28 à 32%, le taux d'enracinement des boutures herbacées de 52,30% ; variétés en extension en régions steppiques et présahariennes.
Grosse de Hamma, Syn. Queld Ethour	Hamma (Constantine)	Variété précoce, résistante au froid et à la sécheresse ; fruit de poids très élevé et de forme allongé, double aptitude : hile et olive de table, le rendement de 16 à 22%
Hamra, Syn. Rougette ou Roussette	Originaires de Jijel, diffusée au nord constantinois	Variété précoce, résistante au froid et à la sécheresse, le fruit est de poids faible et ovoïde, utilisée pour la production d'huile

Limli	Originnaire de Sidi-Aïch (Bejaïa), occupe 8% du verger oléicole national, localisée sur les versants montagneux de la base vallée de la Soummam jusqu'au littoral	Variété précoce, peu tolérante au froid, résistante à la sécheresse ; le fruit est de poids faible de forme allongée, utilisée dans la production d'huile, le rendement de 20 à 24%.
Longue de Maliana	Originnaire de maliana, localisée actuellement dans la région d'El- Khemis, Cherchell.	Variété tardive, sensible au froid et à la sécheresse ; le fruit est de poids moyen et de forme sphérique, utilisée pour la production d'huile et olives de table, rendement de 16 à 20%.
Rougette de Mitidja	C'est une variété à huile installée dans la plaine de Mitidja et sur le piémont de l'Atlas, à faible altitude.	Variété rustique ; le fruit est moyen et allongé, utilisé pour la production d'huile, rendement de 18 à 20% ; le taux d'enracinement des boutures herbacées donne un résultat moyen de 48,30%.
Souidi	Vallée d'Oued Arab Cherchar Khenchela	Variété tardive, résistante au froid et à la sécheresse ; fruit moyen et allongé, utilisé dans la production d'huile, le rendement de 16 à 20% ; le taux d'enracinement très faible.
Sigoise ou olive de Tlemcen ou olive de Tell	C'est une variété auto-fertile, elle représente 20% du verger oléicole national. Généralement, elle se localise à l'Ouest du pays allant de Oued Rhiou jusqu'à Tlemcen	Variété rustique, le fruit est de poids moyen et de forme ovoïde, produit une olive à deux fins, est très recherchée pour la conserverie et donne un bon rendement en huile de 18 à 22%, le taux d'enracinement moyen est de 51,6%.

Il est à montrer que le tableau I représente seulement les variétés les plus importantes et les plus cultivées. Il existe d'autres variétés comme : Cornicabra, Sevillane, Bouchouk la Fayette, Boukhenfas, Neb Djmel, Frontoio, Picholine Marocaine, Ascolana, Coratina.....)etc

1.3 Cycle de développement

1.4.1 Cycle de vie de l'arbre

➤ Période juvénile ou période de jeunesse

C'est la période d'élevage et de croissance du jeune plante, elle commence en pépinière et se termine au verger. C'est durant cette période de jeune arbre que s'installe son système racinaire, tout en développant sa frondaison. Lorsque l'équilibre feuillage-racine est atteint, il y a apparition des premières fleurs (**Loussert et Brousse, 1978**).

➤ Période d'entrée en production

Elle s'étend de l'apparition des premières productions fruitières jusqu'à l'aptitude de l'arbre à établir une production régulière et importante (**Henry, 2003**).

➤ Période adulte

C'est la plus intéressante pour l'oléiculture, sa durée est de 30 à 40 ans en culture intensive. L'olivier fournit l'optimum de sa production car il a atteint sa taille normale de développement et termine son accroissement souterrain et aérien (**Loussert et Brousse, 1978**).

➤ Période de sénescence

C'est le vieillissement de l'olivier, elle se caractérise par le ralentissement de renouvellement des jeunes ramifications et le rapport feuille/bois prend une allure descendante. L'alternance s'installe au détriment de la productivité, ce qui conduit à une diminution progressive des récoltes.

La durée de chacune de ces périodes varie en fonction des conditions de culture des arbres et des variétés (**Loussert et Brousse, 1978**).

1.4.2 Cycle annuelle de l'olivier

L'olivier se développe dans le climat méditerranéen. Le déroulement annuel de son cycle végétatif est en étroite relation avec les conditions climatiques de son aire d'adaptation




(Loussert et Brousse, 1978). Le cycle évolutif annuel est caractérisé par les processus et les changements biologiques, biochimiques et morphologiques que subit l'arbre durant l'année **(tableau : 02)**.




Pour **Boulouha (1995)**, le cycle biologique de l'olivier est caractérisé par le chevauchement de deux fonctions physiologiques différentes:


_ La floraison et la fructification de l'année en cours qui se manifestent sur les rameaux d'un an. -

_ La croissance végétative des nouvelles ramifications qui naissent sur les rameaux d'un an ou sur d'autres, d'âges différents.

Tableau02 : Etapes du cycle végétatif de l'olivier(**Loussert et Brousse, 1978**)

Phases	Période	Durée	Manifestations	Image et commentaire (Argenson et al., 1999)
Repos végétatif	Novembre – février	1 – 4 mois	Activité germinative arrêtée ou ralentie. Floraison et fructification ne se produisent pas à -1,3 et -2°C.	Stade hivernal; le bourgeon terminal et les yeux axillaires sont en repos végétatif. 
Réveil végétatif	Février- Mars	20 – 25 jours	Apparition de nouvelles pousses terminales et éclosion des bourgeons axillaires.	végétatif Le bourgeon terminal et les yeux axillaires amorcent un début d'allongement. 
L'inflorescence Apparition de boutons floraux	Mars-Avril	18 – 23 jours	Différenciation des bourgeons, donnant soit de jeunes pousses, soit des fleurs. Inflorescences se développent et prennent une couleur verte blanchâtre à maturité.	Gonflement des boutons floraux; les boutons, en s'allongeant, s'agrandissent. Ils sont portés par un pédicelle court. Les bractées situées à leur base s'écartent de la hampe florale 

Floraison	Mai – 10 Juin	7 jours	Fleurs ouvertes et bien apparentes. Pollinisation et fécondation.	Pleine floraison; la majorité des fleurs sont épanouies.	
Fructification	Fin Mai – Juin		Chute des pétales, hécatombe précoce des fleurs et des fruits.	Chute des pétales; les pétales brunissent, se séparent du calice. Ils peuvent subsister un certain temps au sein de la grappe florale.	
Développement du fruit	Juillet-Août	3-5 semaines	Sclérification de l'endocarpe. Fin de la formation des fruits,	Grossissement des fruits (1 ^{ère} stade); les fruits subsistants grossissent pour atteindre la taille d'un grain de blé.	

				<p>stade II: grossissement des fruits (2^{ème} stade); les fruits les plus développés atteignent 8 à 10 mm de long et début de lignification des noyaux.</p> 
Croissance des fruits	Août - Septembre	1.5 – 2 mois	Augmentation considérable de la taille des fruits et apparition des lenticelles.	
Début de maturation	Septembre-Décembre		Récolte des variétés à olive de table de couleur vert au rouge violacé.	
Maturation complète	Fin Octobre – Février		Fruits avec coloration uniforme, violette à noire pour les variétés à huile.	

Chapitre 02 : Les maladies fongiques et bactériennes de l'olivier

L'ensemble des maladies de l'olivier entraîne des chutes de rendement considérables et représente une menace pour l'oléiculture. La fumagine, le Cycloconium ou l'œil de paon et la Verticilliose sont des maladies fongiques qui peuvent occasionner le plus de dégâts au niveau de l'olivier car elles s'attaquent non seulement aux feuilles mais également aux fruits (Ghezlaoui, 2011).

2.1 La Verticilliose

2.1.1. Définition et nomenclature

La verticilliose est une maladie cryptogamique vasculaire connue dans de nombreuses régions du monde, dont l'agent étiologique est un champignon tellurique, *Verticillium dahliae* (Harrington et al., 2000). Cette maladie fongique a été signalée pour la première fois en Italie (Ruggieri, 1946), elle menace de plus en plus d'olive dans plusieurs pays du bassin méditerranéen. En Algérie, la maladie a été notée dans la région du Kabylie (Benchabane, 1990).

La dénomination de la maladie verticilliose tient de l'agent causale *Verticillium dahliae*, cette maladie est aussi appelée flétrissure verticillienne, trachéomycose et dépérissement de l'olivier. En Espagne, elle est connue sous le nom de verticilosis del olivo, en Angleterre, verticillium wilt, en Italie tracheovorticiliosi, en Russie vilt ucikanie et en arabe, Maradth dhouboul Azzaitoun (Tombesi et al., 2007).

2.1.2 Symptômes de la maladie

Le *V. dahliae* affecte en premier temps les racines de jeunes plantes. Il colonise les cellules du xylème et du phloème, puis les tiges ainsi que les feuilles par le flux de la sève. Cela provoque des lésions vasculaires avec des perturbations circulatoires qui se traduisent par deux types de symptômes (Jabnoun-Khiareddine et al., 2007): Le dépérissement rapide, aigu «apoplexie» et le dépérissement lent, chronique :

➤ Le dépérissement rapide ou « apoplexie »

La maladie commence d'abord par la perte de la couleur verte intense des feuilles qui prennent enfin une couleur brune et restent collées aux branches. Ce type de dépérissement s'observe généralement à l'automne et au début du printemps (Blanco-López et al., 1984; Rodríguez-Jurado, 2007; Jiménez-Díaz et al., 2012).

Ce dépérissement arrivera à toucher à la fin les branches et les rameaux. Chez les jeunes arbres (âgés de 5 à 15 ans), il est très fréquent de constater la mort de l'arbre entier. (López-Escudero et Blanco López, 2001; Bellahcene, 2004).

➤ **Le dépérissement lent**

La forme chronique ou le lent déclin apparaît au printemps et se développe lentement jusqu'au début de l'été. Elle s'observe sur les arbres matures et elle est caractérisée par une nécrose de l'inflorescence et une momification des olives qui restent suspendues aux rameaux malades (Jiménez-Díaz et al., 2012).



Figure 06 : Symptômes de la verticilliose sur l'olivier (Levin, 2003).

2.1.3 Description de l'agent pathogène

✓ **Morphologie**

Verticillium dahliae présente un mycélium végétatif hyalin, cloisonné et multinuclé. Les conidies sont hyalines, ovoïdes ou ellipsoïdes, et habituellement unicellulaires. Elles mesurent 3-6 x 1,5-2 µm. Elles peuvent être trouvées individuellement ou en groupe (Fradin et Thomma, 2006). Le champignon porte des conidiophores disposés en verticilles autour de l'axe principal de l'hyphes. Une phialide se trouve à l'extrémité de chacune de ces branches et les conidies sont formées une par une à l'extrémité de la phialide. Les conidies peuvent s'agglomérer à l'extrémité des phialides. Par ailleurs, *Verticillium dahliae* produit sous certaines conditions des microsclérotés. Cette particularité permet de le distinguer de *Verticillium albo-atrum* (Gratraud et Pinatel, 2011).

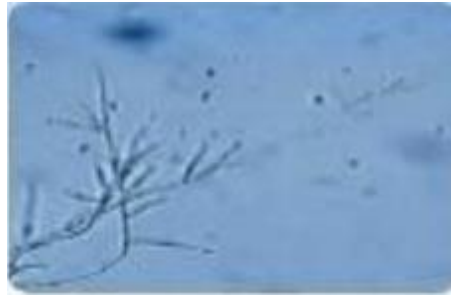


Figure 07: Aspect microscopique de *Verticillium* sp (Chabasse *et al.*, 2002).

✓ Classification

L'agent infectieux *V. dahliae* a été décrit pour la première fois comme une espèce distincte par **Klebahn (1913)**, est un champignon imparfait, haploïde et dimorphe (**Pegg et Brady, 2002; Klosterman *et al.*, 2009**),

Le classent systématique est comme suit :

Régne : Fungi

Phylum : Ascomycota

Sub-phylum : Pezizomycotina

Classe : Sordariomycètes

Sous classe : Incertae sedis

Ordre : Phyllachorales

Famille : Plectosphaerellacea

Genre : *Verticillium*

Espèce : *Verticillium dahliae* (Kleb).

Le genre *Verticillium* est composé de dix espèces phytopathogènes vasculaires avec des conidiophores verticillés qui produisent des structures de dormance de couleur brune (**Inderbitzin *et al.*, 2013**).

✓ Cycle biologique

Verticillium dahliae peut survivre dans le sol durant plusieurs années, jusqu'à 20 ans, sous forme de microsclérotés (amas de cellules de 0,1 à 0,5 mm) libres ou dans des tissus infectés

(Civantos, 1999; Julien, 2005). Son cycle de développement se déroule en 2 phases, une phase saprophytique qui comprend une période d'activité et une phase parasitaire qui se déroule dans la plante-hôte (Hiemstra, 1998) :

➤ **La phase saprophytique**

Le champignon pérennise, sous forme de microsclérotés, plus de 14 ans dans le sol, aux dépens des débris végétaux et des matériaux organiques (Triki *et al.*, 2006). C'est ainsi qu'il se dissémine par le mouvement des sols infectés, les débris végétaux infectés, l'eau d'irrigation, l'équipement agricole, le vent, les insectes telluriques, prédateurs, pollinisateurs...etc (Civantos, 1999; Klosterman *et al.*, 2009; Chawla *et al.*, 2012). Il résiste aussi bien au froid qu'à la chaleur et supporte des écarts thermiques allant de 30°C à 55°C (Schnathorst *et Mathre*, 1966). Le saprophyte s'active et redevient agressif au rétablissement des bonnes conditions de température et d'humidité du sol.

➤ **La phase parasitaire**

Le champignon débute en commence par la germination des micro sclérotés en réponse aux exsudats racinaires de l'olivier. Il en résulte une émission des hyphes qui colonisent le cortex des racines. Le mycélium s'introduit par l'extrémité ou par les cellules épidermiques (Garber, 1966) et gagne ensuite via la sève les vaisseaux du xylème, c'est l'infection primaire (Fradin *et Thomma*, 2006; Vallad *et Subbarao*, 2008).

Le parasite se reproduit asexuellement dans les vaisseaux, à l'intérieur desquels il progresse, grâce aux transports des conidies par le flux de la sève ascendante aux pièces aériennes de l'arbre (Vallad *et Subbarao*, 2008), où elles constituent des foyers secondaires d'infection ; c'est l'infection secondaire (Garber, 1966).

La poursuite ainsi de l'infection du système vasculaire conjugué aux toxines émises par le parasite, font que la plante produise des dépôts gommeux qui obstruent les vaisseaux conducteurs y entravant ainsi le transport d'eau (Klosterman *et al.*, 2009) et donne des symptômes de flétrissement qui se déclenchent sur les parties aériennes atteintes (Tombesi *et al.*, 2007; Laoune *et al.*, 2011).

A la fin du cycle d'infection, le champignon forme des microsclérotos dans les parties mortes de l'arbre. Cela permet le retour du champignon au sol et la reprise éventuelle d'un nouveau cycle infectieux (Fradin et Thomma, 2006; Klosterman et al., 2009).

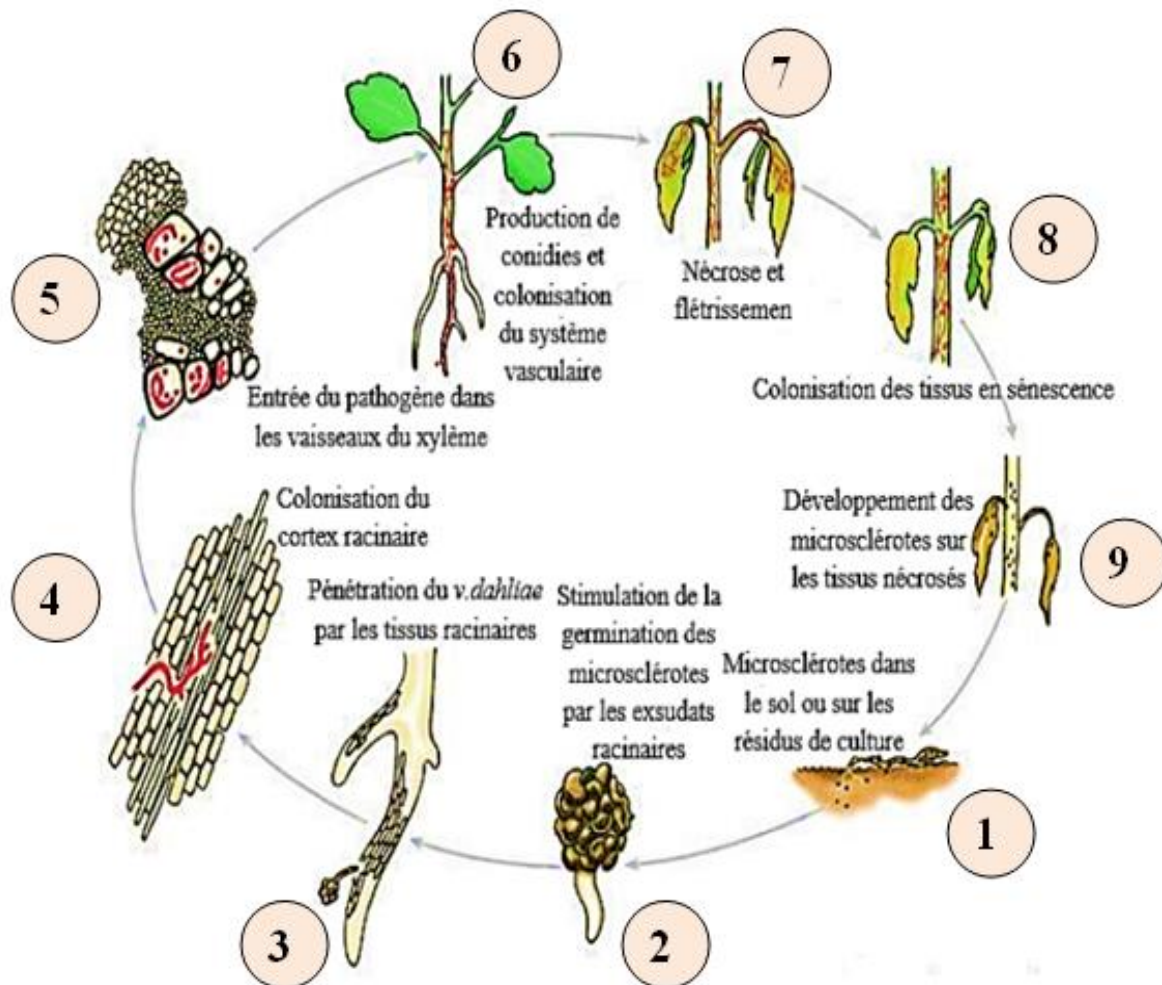


Figure 08 : Cycle du développement de *V. dahliae* (Berlanger et Powelson, 2000).

2.1.4 Méthodes de lutte

Comme la plupart des maladies vasculaires causées par des organismes fongiques, la Verticilliose d'olivier, est difficile à contrôler. Parmi les facteurs qui entravent leur contrôle sont : la large gamme des plantes-hôtes sensibles, la capacité à survivre dans le sol et l'emplacement dans le xylème, ce qui entrave l'accès pour effectuer des traitements chimiques (Ouchefoune et Chergui, 2017). Dans le cas particulier de l'olivier, le contrôle de *V. dahliae* doit être conçu dans un contexte de gestion intégrée, une série de mesures qui

commencent avant l'établissement de la plantation et devraient se poursuivre durant le développement des cultures (**Bhat et Subbarao, 1999; Ouchefoune et Chergui, 2017**).

✓ La lutte chimique

En pratique, elle se fait par stérilisation du sol à l'aide de fumigants chimiques (le bromure méthylique) (**Fravel et Larkin, 2000; Martin- Lapierre, 2011**) ou l'utilisation de fongicides systémiques (méthyl-thiophanate, thiabendazole, bénomyl et carbendazime) (**Henni, 1982; Boukenadel, 2001; Kumar et al., 2012**). Ce recours aux produits chimiques, toujours valables dans certaines situations, engendrent cependant des coûts élevés et des impacts sur l'environnement (**Nannipieri et al., 1990**). Actuellement aucun traitement curatif n'a prouvé son efficacité (**Arslan et Dervis, 2010**).

✓ La lutte biologique

Ce moyen de lutte met en œuvre différents organismes vivants, appelés auxiliaires, ou leurs produits, pour prévenir ou réduire les dégâts. Il s'agit d'utiliser surtout les microorganismes tels que *Pseudomonas* sp. et *Bacillus* sp. (**Mercado-Blanco et al., 2004; Bounoua, 2008; Lang et al., 2012**), *Streptomyces plicatus*, *Frankia* sp. (**Bonjar et Aghighi, 2005**), *Glomus mosseae*, *G. intraradices*, *G. claroideum* (**Karajeh et Al-Raddad, 1999; Porrás-Soriano et al., 2006; Kapulnik et al., 2010**) et *Trichoderma virens* (**Hanson, 2000**). Ce moyen de lutte a malheureusement dévoilé un succès limité contre la verticilliose (**Sanei et al., 2010**).

✓ La lutte génétique

La lutte génétique par l'utilisation des variétés résistantes demeurerait le moyen économiquement le plus efficace pour combattre ce fléau (**Liu et al., 2012**). Cependant, *V. dahliae* présente une diversité génétique importante qui lui confère une grande variabilité de pouvoir pathogène (**Cherrab et al., 2002**). Ainsi, la variété Oblanga réputée résistante en Californie en faisant ses preuves pendant plusieurs années (**Hartmann et al., 1971 ; Wilhelm, 1981**) s'est révélée sensible en Grèce, avec l'apparition de nouvelle variété de *V. dahliae* (**Besri et al., 1984 ; Tjamos, 1984**).

✓ La lutte intégrée

Cette lutte consiste dans l'emploi combiné et raisonné de toutes les méthodes (culturale, physique, chimique, biologique et génétique), pour réduire l'inoculum du champignon de

façon efficace et maintenir les dégâts à un seuil économiquement tolérable, tout en respectant l'environnement (**López-Escudero et Mercado-Blanco, 2010; Bubici et Cirulli, 2011**).

2.1.5 Facteur influencent la maladie

L'humidité du sol et la température extérieure méritent une attention particulière. L'incidence de la maladie est plus grande dans les oliveraies irriguées. En ce qui concerne la température, la sévérité de l'infection est favorable au printemps par des températures de l'air durant la journée qui n'excèdent pas 20 à 25°C. Pendant l'été, les moyennes maximales dûmes ne doivent pas être supérieurs à 30-35°C pour favoriser la maladie (**Manuel Civantos et Lopez-villata, 1999**).

2.2 La tuberculose (le chancre bactérien de l'olivier)

2.2.1 Définition et nomenclature

C'est une maladie bactérienne omniprésente dans le bassin méditerranéen, En Italie elle est appelée «Rogne» de l'olivier, en Espagne «Verru» ou «Tuberculos» de l'olivier, en France et en Afrique du Nord on lui donne le nom de «Tuberculose» ou chancre de l'olivier. Cette maladie est probablement la première maladie clairement décrite dans l'antiquité par Théophrastus (**Lahouazi et Madani, 2017**). L'agent pathogène est déclaré pour la première fois par Savastanoi en 1870, puis au début du 20^{ème} siècle par Smith et Rorer en 1904 (**Guido, 2005**).

2.2.2 Symptômes

Elle se manifeste par des tumeurs parenchymateuses à forme irrégulière de couleur vertes au début et à surface lisses. Le nœud d'olive apparaît comme galle bruts ou gonflement d'environ 0,5 à 2 cm de diamètre sur les rameaux, branches, tronc principal, racines, feuilles, abimées, tiges, fruits et les jeunes pousses. Après quelques mois, les galles acquièrent un aspect spongieux et irrégulier, dur et brun sur les petites pousses (**Lacobellis, 2001; Philippe, 2007**).

Selon (**Nielsen, 1990**), l'impact de la maladie se traduit sous divers aspect :

- Perte de feuilles du fait de l'étranglement mettant hors circuit l'alimentation des feuilles en aval ;
- Dessèchement du bois par suite d'une photosynthèse défailante ;

- Réduction de la production ;
- Dans une phase ultérieure, réduction même de la taille des arbres par suite d'une végétation désordonnée .

Cette maladie très contagieuse sur certaines variétés, peut être également transmise par les techniques de multiplications (greffage et bouturage) à partir de rameaux provenant d'arbres contaminés.

Elle est parmi celles qui produisent le plus de dommages sur la culture de l'olivier, affectant même la qualité des fruits et donnant naissance à des odeurs indésirables (**Hall et al., 2004; Quesada et al., 2008**).



Figure 09: formations des tumeurs sur les rameaux d'olivier causés par *Pseudomonas savastanoi* (**Boulssen et Bourraoui, 2016**).

2.2.3 Description de l'agent pathogène (*Pseudomonas savastanoi*)

✓ Morphologie

Cette bactérie a été isolée par Luigi Savastanoi (**Bradbury, 1986**). Elle est considérée comme la seule pathogène responsable de la formation des nœuds (nécroses) bactériennes des oliviers (**Philippe, 2007**).

Pseudomonas savastanoi sont des bactéries en bâtonnets(0,4-0,8x1,0-3,0 μ m). Gram négatives, catalase positive, mobiles avec un ou plusieurs flagelles polaires, une croissance plutôt lente. Les colonies sont blanches grises ou crème, lisses plates, scintillantes, produisant une réaction d'hypersensibilité sur tabac, avec un métabolisme respiratoire, n'hydrolysent pas la gélatine et l'amidon et assimilent plusieurs sucres : sucrose, L-arabinose, gluconate et caprylate (Serdoun, 2013).

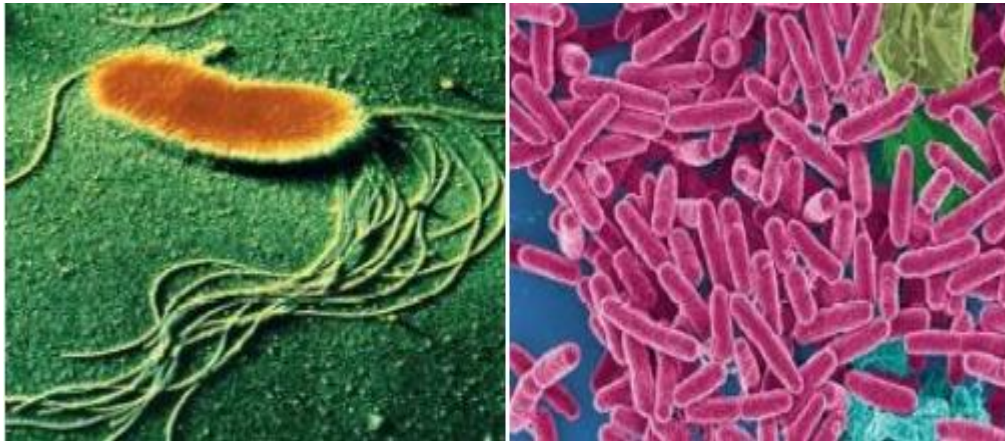


Figure 10: Morphologie de la bactérie *Pseudomonas savastanoi* (Serdoun, 2013).

✓ Classification

La classification systématique est Selon (Young *et al.*, 1996) :

Règne :*Bacteria*

Division :*Proteobacteria*

Classe :*Gammaproteobacteria*

Ordre :*Pseudomonadales*

Genre :*Pseudomonas*

Espèce :*Pseudomonas savastanoi*

✓ Cycle biologique

Le cycle biologique de *P. savastanoi* comprend deux phases :

➤ **Phase épiphyte**

Pseudomonas savastanoi pv. savastanoi survit à la fois dans les tissus des tumeurs et comme un épiphyte sur les rameaux, les feuilles et les fruits. Les populations du pathogène sont plus élevées sur les rameaux que sur les feuilles (**Ercolani, 1993**). La plage de température dans laquelle *P. savastanoi* peut déclencher l'infection se situe entre 5° et 37 °C et cet intervalle permettrait aux bactéries de causer des infections tout au long de l'année. Cependant, les conditions optimales pour le développement de la maladie sont d'environ 22°-25°C et les périodes subséquentes subissent une forte probabilité d'infection en automne et au printemps. *P. savastanoi pv. savastanoi* peut infecter des oliviers à tout moment de l'année et la formation des tumeurs se déclenche seulement quand les conditions sont favorables (**Protta, 1995**).

➤ **Phase endophyte**

Certaines rares études ont décrit la phase endophyte de *P. savastanoi pv. Savastanoi* dans les plantes d'oliviers (**Wilson et al., 1964**). Selon d'autres auteurs, la bactérie pourrait également présenter une phase endophyte, se déplaçant à travers les espaces intercellulaires et même dans les vaisseaux du bois et des zones à proximité de la première zone infectée. Les plaies de taille peuvent rester sensibles à l'infection pendant au moins 14 jours. Les cicatrices foliaires, cependant, sont les points les plus communs d'entrée des agents pathogènes et peuvent rester sensibles à l'infection jusqu'à 7 jours après la chute des feuilles (abscission) (**Penyalver et al., 2006**).

2.2.4 Méthodes de lutte

Il n'y a malheureusement, à ce jour, aucun remède connu et efficace contre ce fléau. Il faut cependant prendre quelques précautions afin de limiter la propagation de cette bactérie aux autres arbres (**Anonyme, 2001**) :

- La principale est de désinfecter soigneusement tous les outils de taille en prenant la précaution de graisser par la suite les outils afin éviter de les rouiller ;
- Toutes les parties atteintes seront, si possible, sectionner et détruites par le feu ;
- Eviter les excès d'irrigation de l'arbre ;
- Eviter de blesser l'arbre ;
- Appliquer des produits cupriques au printemps et à la fin de l'automne tel que la bouillie Bordelaise à 1% afin de désinfecter et cicatriser les plaies de taille. Des travaux ont montré

que les pulvérisations supplémentaires au printemps ainsi que l'application après la récolte habituelle permettront d'améliorer sensiblement le contrôle des maladies (**Botelho et Leda, 2006**).

2.3 La fumagine

2.3.1 Définition et nomenclature

C'est une maladie fongique provoquée par différents champignons de divers genres tels que *Capardoium*, *Cladosporium* et *Alternaria*, sous forme d'une poussière noire, se développant sur les feuilles en utilisant le miellat sécrété par les insectes suceurs de sèves comme la cochenille noire et psylle de l'olivier comme source de nutriment et empêchant ainsi l'arbre à respirer (**Gaouar, 1996**).

La fumagine est aussi appelé « noir de l'olivier », Cochenille noire ou Cochenille tortue. En Espagne, elle est connue sous le nom de Cochinilla negra, en Angleterre, Black scale, en Italie Cocciniglia mezzo grano di pepe, en Portugal Ennemcha et en arabe, Essaouda (**Tombesi et al., 2007**).

2.3.2 Symptômes et dégâts

Le noir de l'olivier est causé par un complexe de champignons. Il se manifeste par un dépôt noirâtre ressemblant à la suie qui recouvre la surface des feuilles et du bois. La fumagine est associée à la présence de cochenilles noires de l'olivier (*Saisettia oleae*) et de gouttelettes collantes de mélasse. En recouvrant la surface des feuilles, la fumagine limite la photosynthèse et les échanges gazeux de l'olivier. La croissance des arbres et la production d'olives sont réduites. Le développement de la fumagine affaiblit les arbres déjà touchés par la cochenille noire. Dans cas les plus graves, la persistance de la fumagine peut provoquer une défoliation (**Afidol, 2016**).



Figure 11: Rameaux infestés par la fumagine et de cochenilles (Afidol, 2016).

2.3.3 Description de l'agent causale

✓ Classification des agents pathogènes

La fumagine est en fait le produit d'un complexe de plusieurs champignons appartenant à deux groupes:

- ❖ *Ascomycètes*, ordre de *Périsporiales*, famille des *Capnodiaceés*, genre *Capnodium*, espèce: *Capnodium Olea arnaud*, *Méridionale arnaud*, *Herbarum link*; *Salicinum mont.* *Oleaphilum prill* (Argenson et al., 1999).
- ❖ *Deutéromycètes*, ordre des *Hyphales*, famille des *Dématiacées* : *Cladosporium herbarum Link*, *Cladosporium fumago Link*, formes conidiennes de *Capnodium salicinum Mont*, et *Alternaria tenuis Neos* (Argenson et al., 1999).

✓ Cycle biologique

Les champignons des genres *Capnodium* et *Limacinula* sont les plus fréquents. De nombreuses autres espèces composent ce complexe de champignons. Leurs spores sont transportées par les insectes, le vent ou la pluie. L'humidité favorise la croissance du mycélium. La fumagine ne répond pas aux critères d'une maladie car les champignons qui la composent n'infectent pas l'olivier (Afidol, 2016).

2.3.4 Méthodes de lutte

La meilleure solution pour limiter la fumagine consiste à réduire la population de cochenilles noires de l'olivier et à tailler les rameaux couverts de fumagine. Si un foyer se déclare, la cochenille noire doit être combattue au plus tôt, par une taille sévère ou des traitements insecticides appropriés. La fumagine ne s'installera pas ainsi. Les mesures encourageant le maintien des populations d'insectes auxiliaires dans le verger favorisent une régulation naturelle de la cochenille noire, ce qui permet de réduire la présence de la fumagine (Afidol, 2016).

2.4 Maladie de l'œil de paon (tavelure de l'olivier)

2.4.1 Définition et nomenclature

L'œil de paon est la maladie la plus répandue sur l'olivier. Elle est causée par le développement du champignon *Fusicladium oleagineum* (dénomination actuelle de *Spilocaea oleagina* et de *Cycloconium oleaginum*) (Afidol, 2018). Cette maladie est très répandue dans la région méditerranéenne et dans les zones de culture d'olivier entraînant des pertes de rendement qui peuvent aller jusqu'à 20% (Viruega *et al.*, 2011 ; Rongai *et al.*, 2012). A l'échelle national, la maladie se trouve dans toutes les régions oléicoles causant des dégâts importants (Rhimini *et al.*, 2014).

Elle est connue sous les noms vulgaires de *repilo* en espagnol; *olho de pavao* en portugais; *occhio di pavone* en italien; *tavelure de l'olivier* en français et *olive leaf spot* en anglais (Lopez-villata, 1999).

2.4.2 Symptômes et dégâts

La maladie apparaît généralement sur la face supérieure des feuilles sous forme des tâches circulaires de 2 à 10 mm de diamètre, dont la couleur varie du brun foncé au jaune orangé, moins fréquents sur le pédoncule du fruit (sec et brunir) ou l'olive (la décoloration arrondie de l'épiderme). Mal maîtrisée, la maladie peut provoquer des chutes de feuilles plus ou moins massives selon le niveau de contamination. Cela conduit à un affaiblissement général de l'olivier, avec parfois une forte diminution du rendement: capacité photosynthétique réduite, croissance végétative limitée, faible nouaison... Si le pédicelle est attaqué, les olives se dessèchent, se plissent et tombent prématurément, provoquant la perte directe de récolte (Afidol, 2018).



Figure12 : L'œil de paon sur une feuille d'olivier infectée (Afidol, 2018).

2.4.3 Description de l'agent causal

✓ Morphologie

C'est le champignon *F.oleagineum* qui se développe en colonies sous la cuticule supérieure des feuilles (Jardak, 2007). Ces colonies évoluent parallèlement à la surface foliaire et leur appareil végétatif est composée par des hyphes très fines hyalines, ramifiées et cloisonnées d'une manière intermittente.

Le mycélium croît en se dirigeant vers la superficie des lésions et acquiert la forme typique des anneaux concentriques (Lopez-villata, 1999).

✓ Classification de l'agent causale

Le champignon *F. oleagineum* est répertorié parmi les champignons de la classe des *hyphomycètes*, groupe des *Deutéromycètes* (Schubert *et al.*, 2003). Ce champignon est une espèce fongique très peu étudiée aussi bien au niveau national qu'au niveau international malgré sa proximité génétique du champignon causant la maladie de la tavelure du pommier (Schuber *et al.*, 2003).

✓ Cycle biologique

Le cycle pathologique de *F. oleagineum* comprend cinq à six phases principales. L'inoculum qui assure l'infection primaire provient habituellement de la sporulation des lésions sur les feuilles, qui ont hiverné ou estivé sur les arbres

- Phase I : l'infection qui comprend la germination des conidies et la pénétration du champignon à travers la cuticule de la feuille.
- Phase II : le développement végétatif qui consiste à la croissance des hyphes mycéliens sous la cuticule de façon intercellulaire.
- Phase III : les hyphes mycéliens font saillir à nouveau à la surface à travers la cuticule.
- Phase IV : la formation de conidiophores à la surface de la feuille.
- Phase V et VI : La sporulation et l'apparition de la tâche sur la face supérieure de la feuille (**Graniti, 1993**).

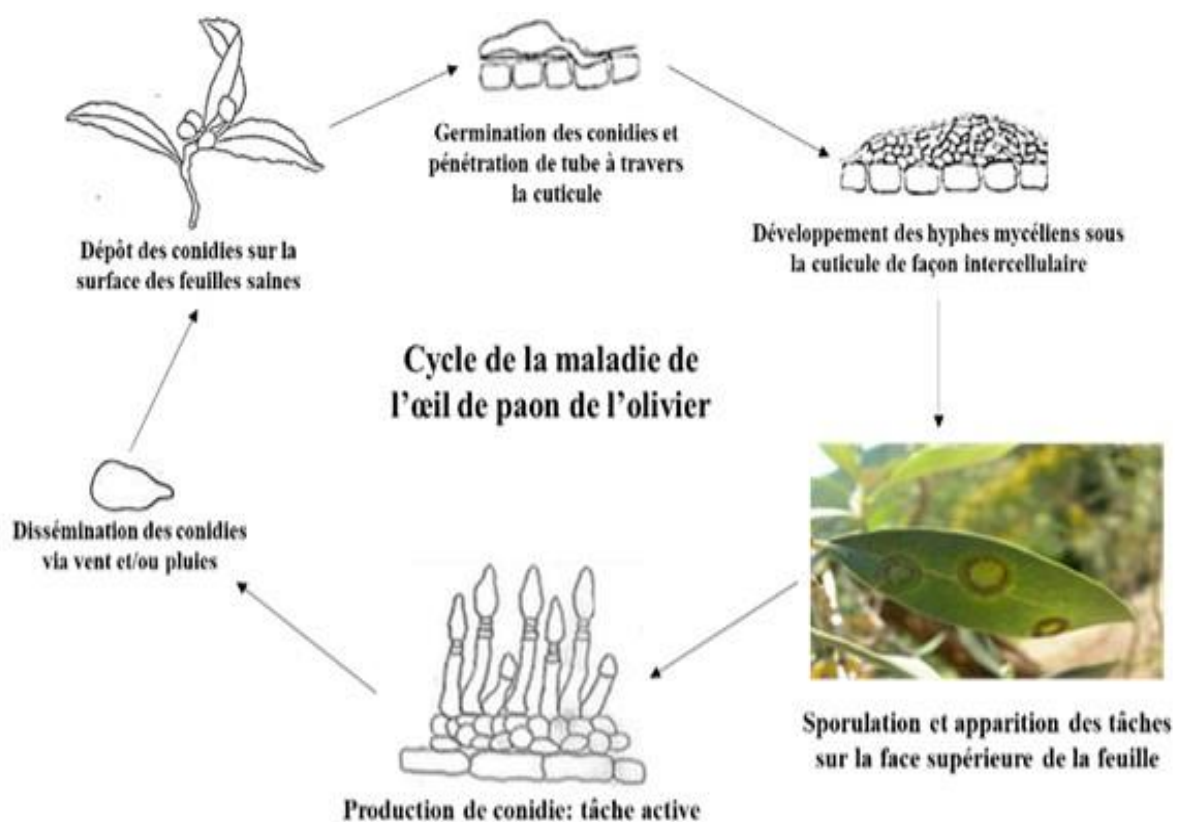


Figure 13: Cycle de la maladie de l'œil de paon de l'olivier (**Graniti, 1993**).

2.4.4 Méthodes de lutte

La maladie doit être contrôlée avant la plantation. Un matériel de pépinière avec des garanties appropriées est recommandé pour assurer la qualité hygiénique des plantes. Les précautions visant à éviter l'excès d'humidité dans le sol et à contrôler l'irrigation sont également des facteurs très importants. La prévention peut limiter la progression de la maladie. Les conditions requises pour la contamination permettent de déduire les dimensions auxquelles les

vantaux doivent être organisés pour une bonne ventilation. Il faut également prendre soin d'enlever les branches inutiles qui sont trop basses et servent de réservoirs pour l'inoculum (Roubal, 2017).

✓ La protection chimique

Après le dépassement du seuil de dangerosité de la teinture des feuilles de 10%, un traitement est nécessaire. La grande majorité des producteurs utilisent des composés de cuivre, qu'ils soient conventionnels ou biologiques. D'autres principes actifs (mancozèbe, méthylclinoxime) sont autorisés, mais ils restent marginaux d'utilisation pour plusieurs raisons. Les oléiculteurs préfèrent souvent utiliser le cuivre, qui est un traitement autorisé en agriculture biologique. Le cuivre empêche la germination de nouvelles spores dispersées sous la pluie, protégeant ainsi les feuilles d'une nouvelle contamination en réduisant l'inoculum (Teviotdale *et al.* 1989).

✓ La lutte biologique

Dans le cadre d'une oléiculture durable, la lutte biologique peut offrir de nombreuses alternatives naturelles à l'utilisation de produits biosourcés comme les extraits de plantes, les huiles essentielles et les antagonistes. Ces derniers produisent des métabolites secondaires antifongiques qui inhibent la croissance et le métabolisme des pathogènes. L'application d'antagonistes de la résistance aux maladies présente certains avantages par rapport aux fongicides synthétiques, notamment : les résidus non toxiques, la protection de l'environnement, la durabilité, l'efficacité et la facilité d'application. Des efforts de recherche ont été consacrés au développement d'agents de lutte biologique capables de réduire ou d'arrêter le développement du champignon *F. oleagineum*.

Les agents antagonistes utilisés pour lutter contre l'agent causal de l'œil de paon de l'olivier appartiennent à plusieurs groupes taxonomiques, notamment les bactéries telles que *Pseudomonas* sp. et *Bacillus* sp. (Salman, 2017).

2.4.5 Facteurs qui affectent la maladie

Les facteurs qui affectent la maladie en grande mesure le développement du champignon. Il a un développement normal entre les limites thermiques qui correspondent à un climat tempéré, avec des valeurs moyennes de 10 à 20°C. Son optimum est situé autour de 9 à 18°C.

L'agressivité de l'attaque du champignon dépend de la quantité et de la fréquence des pluies. Les zones dans lesquelles le printemps et l'automne sont pluvieux et doux ont plus des infections élevées du pathogène. De la même manière, ceci peut avoir lieu dans les zones où l'hiver est doux et l'été est peu chaud. Dans ces cas, l'activité du champignon est ininterrompue et les infections se chevauchent.

L'humidité élevée est nécessaire pour le développement du champignon. Pour cette raison, la pluie, la rosée et les humidités relatives élevées sont les facteurs importants pour que la maladie évolue favorablement (**Lopez-villata, 1999**).

2.2 L'activité d'antagonisme entre *Penicillium* sp. et les champignons phytopathogènes

L'antagonisme se manifeste généralement soit par une compétition, un hyper parasitisme, une production de sidérophores ou une antibiose (**Soufiane, 1998**). Le choix d'un milieu de culture adéquat est indispensable au bon développement du pathogène et de l'antagoniste. Le milieu PDA assure de bonnes conditions de cultures.

L'activité antagoniste a été étudiée selon deux méthodes :

➤ **Antagonisme en confrontation directe (Comporta,1985) :**

Les confrontations *in vitro* sont effectuées selon la méthode de Patel et Brown (**1969**). Dans des boîtes de Pétri de 90 mm de diamètre, contenant 15 mL de milieu PDA, deux pastilles gélosées (6 mm de diamètre), l'une portant l'agent pathogène pure et l'autre l'agent antagoniste pure. Les deux pastilles sont placées suivant un axe diamétral à 5 cm et à équidistance du centre de la boîte. Les repiquages sont effectués, en même temps (**Benhamouet et Chet, 1996**). L'incubation est réalisée à 28°C pendant sept jours. Des notations concernant l'inhibition de la croissance diamétrale des colonies de l'agent pathogène et leur envahissement par le mycélium de l'agent antagoniste sont effectuées chaque jour jusqu'à le septième jour. Le témoin est effectué par un repiquage de l'agent pathogène au centre de la boîte de Pétri qui contient le milieu PDA.

➤ **Antagonisme en confrontation indirect**

Le principe de cette méthode repose sur la technique déjà utilisée par Comporta (**1985**). Il consiste à repiquer l'antagoniste et le pathogène dans deux boîtes séparées. Ensuite, un

assemblage est réalisé par la superposition de deux boîtes, l'agent antagoniste en bas et l'agent pathogène en haut. La jonction entre les deux boîtes est assurée par des couches de para film afin d'éviter toute déperdition des substances volatiles. On expose ainsi l'isolat de l'agent antagoniste à l'influence des substances volatiles émises par la souche de l'agent pathogène. Le témoin est formé par superposition des deux boîtes, celle du haut contenant une pastille de l'agent pathogène alors que celle du bas ne contient que le milieu PDA. Les boîtes sont soumises pendant 7 jours à une température de $(26\pm 2^{\circ}\text{C})$ (**Comporta, 1985**)

Partie II :
Expérimentale

Matériel et méthode

1. Situation géographique de la région d'étude : wilaya de Bouira

La Wilaya de Bouira Est une commune algérienne, située dans la région nord-centre du pays à environ 80km au sud-est d'Alger

Entourée des chaînes montagneuses du Djurdjura et des Bibans, elle est délimitée :

- Au nord par les deux wilayas de Boumerdès et de Tizi Ouzou ;
- A l'est par les deux wilayas de Bejaïa et de Bordj Bou Arreridj ;
- Au sud par la wilaya de M'Sila ;
- A l'ouest par les deux wilayas de Blida et de Médéa.



Figure 14: La carte géographique de la Wilaya Bouira (Latéf, 2018).

1.1. Caractéristiques climatiques

Selon la Direction des services agricoles (**DSA, 2019**), les caractéristiques climatiques de cette région sont comme suite :

- **La température** : elle varie selon la saison : de 06°C à 11°C en hiver, entre 12°C à 18°C au printemps. Durant l'été, elle atteint des degrés plus élevés et varié entre 22°C et 45°C et redevient plus modérée à l'automne : avec 20°C et 25°C.
- **L'humidité** : L'humidité est très élevée surtout au printemps et l'été, elle atteint jusqu'à 60 à 80%.
- **L'évaporation** : elle est assez importante durant les mois de juillet et aout ou elle peut atteindre 70 à 75% de l'évaporation annuelle.
- **Les vents** : les vents de siroco sont les vents dominants.
- **Pluviométrie** : Les précipitations doivent être supérieures à 400 mm. Entre 450 et 600 mm, la production est possible à condition que les capacités de rétention en eau du sol soient suffisantes (sol profond, agricole-limoneux). Avec 600 mm de pluie bien répartis, les conditions sont suffisantes et l'olivier végète et produit normalement. Elles sont acceptables jusqu'à 800 mm et bonnes jusqu'à 1000 mm. La distribution doit permettre qu'il n'y ait pas de périodes de sécheresse supérieures à 30 – 45 jours ni d'inondation prolongées (**Walali et al.,2003; COI, 2007**).

2. Matériel et méthodes

L'objectif de notre travail est l'isolement des agents pathogènes qui cause les maladies chez l'olivier telles que verticilliose, alternariose et fusariose à partir des organes qui présentent des symptômes caractéristiques de chaque maladie.

Notre recherche a été réalisée au niveau de laboratoire de microbiologie de la faculté des sciences de la nature et de la vie et des sciences de la terre. Université Akli Mohand Oulhadj. Bouira.

2.1 Matériel

- ✓ Le matériel biologique végétal :
 - les plantes de l'olivier (*Olea europea*), Variété Chemlal, ont été sélectionnées pour l'isolement des agents phytopathogènes selon la symptomatologie, à partir des feuilles et ramaux touchés par les différents maladies
 - Le sol de l'olivier touché a été également récupérer.
- ✓ Le matériel non biologique utilisé pour réaliser notre étude comprend les milieux de culture, la verrerie, les équipements et les appareillages présentés dans l'annexe 01.

2.2 Méthodes

2.2.1 Echantillonnage

Deux sorties ont été organisées dans le but de diagnostiquer les maladies de l'olivier et réaliser l'échantillonnage.

La première sortie a été réalisée le 21/03/2022 au verger situé au niveau de la commune de Lakhdaria (45 km de wilaya de Bouira et à 74,30 km de la capitale Alger).

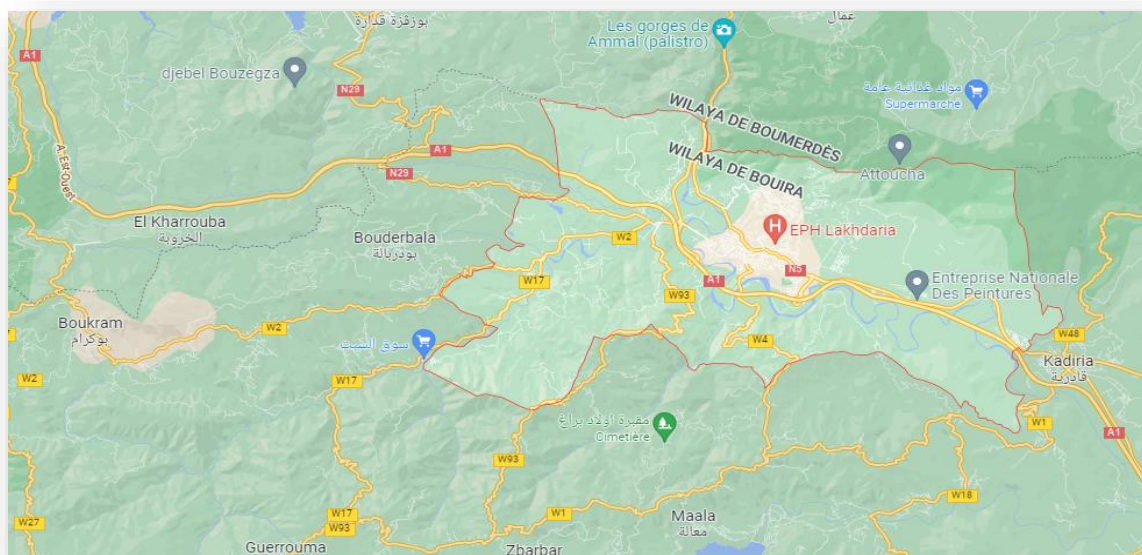


Figure15 : Les limites administratives de Lakharia wilaya de Bouira (DSA, 2010)

La deuxième sortie le 27/03/2022 au verger situé dans la commune de l'Asnam cette dernière se situe à 15 km de wilaya de Bouira et à 99 km de la capitale Alger.

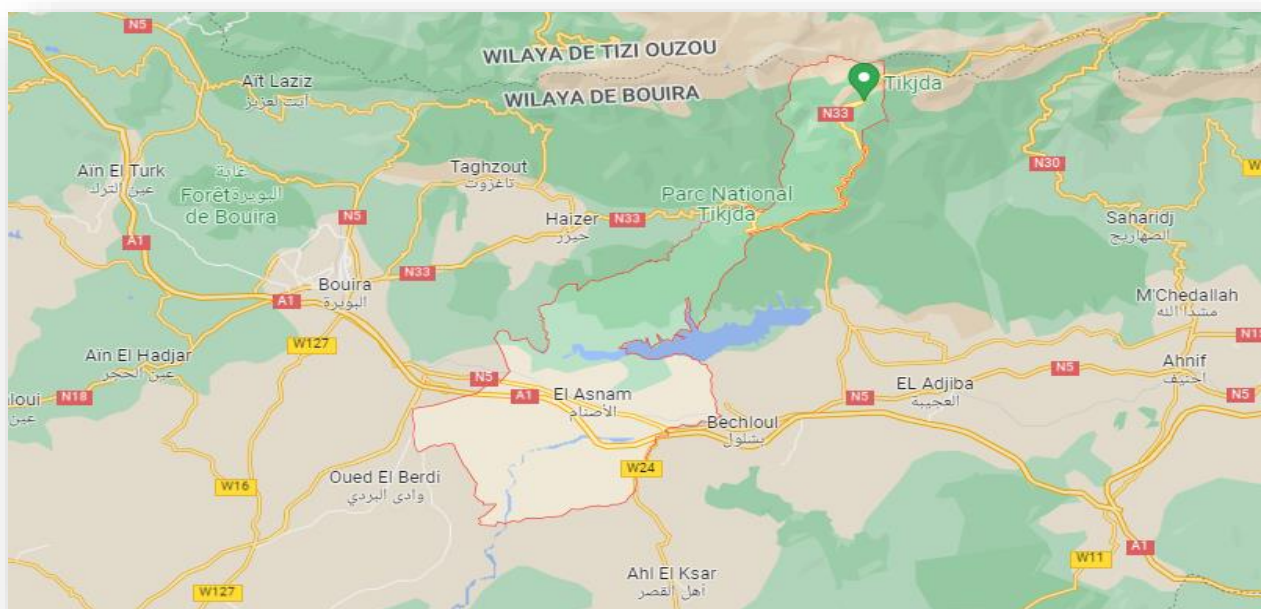


Figure 16 : Les limites administratives de L'Asnam (Wilaya de Bouira) (DSA,2010).

Les échantillons ont été prélevés durant la phase de l'inflorescence et l'apparition de boutons floraux de l'olivier. Les symptômes des maladies sont visibles sur les arbres touchés au niveau des feuilles et des rameaux.

Les prélèvements ont été réalisés à partir de sept oliviers infectés et collectés sur des distances chronologiquement espacées, des petites branches ont été coupées à l'aide d'un sécateur désinfecté.

Les échantillons ont été placés dans un sac en papier et transportés directement au laboratoire dans des conditions isothermes de 4°C.

2.2.2 Isolement et identification

L'isolement des champignons est effectué à partir des feuilles et des fragments des rameaux malades là où les tissus sont encore verts.

Le matériel végétal symptomatique est lavé soigneusement à l'eau courante les rameaux sont coupés en petits fragments au niveau du xylème. Les fragments ainsi obtenus sont trempés dans l'eau de javel, pendant deux à trois minutes, puis rincés trois fois successives à l'eau distillée stérile. Après leur séchage sur du papier filtre stérile, les fragments sont déposés à raison de 10 par boîte de Pétri sur le milieu sabourand la face interne contre ce dernier. Les boîtes sont incubées dans une étuve à 25°C, pendant 7 à 10 jours.



Figure 17: Etapes suivies pour l'isolement des souches fongiques.

2.2.3 Obtention des isolats fongiques

A partir des isolats primaires, des explants fongiques ont été prélevés de la zone périphérique des colonies fongiques et repiqués aseptiquement sur un milieu PDA en boîtes de Pétri. Les cultures sont incubées à 25°C. Des repiquages successifs se poursuivent jusqu'à l'obtention d'une culture pure des isolats.

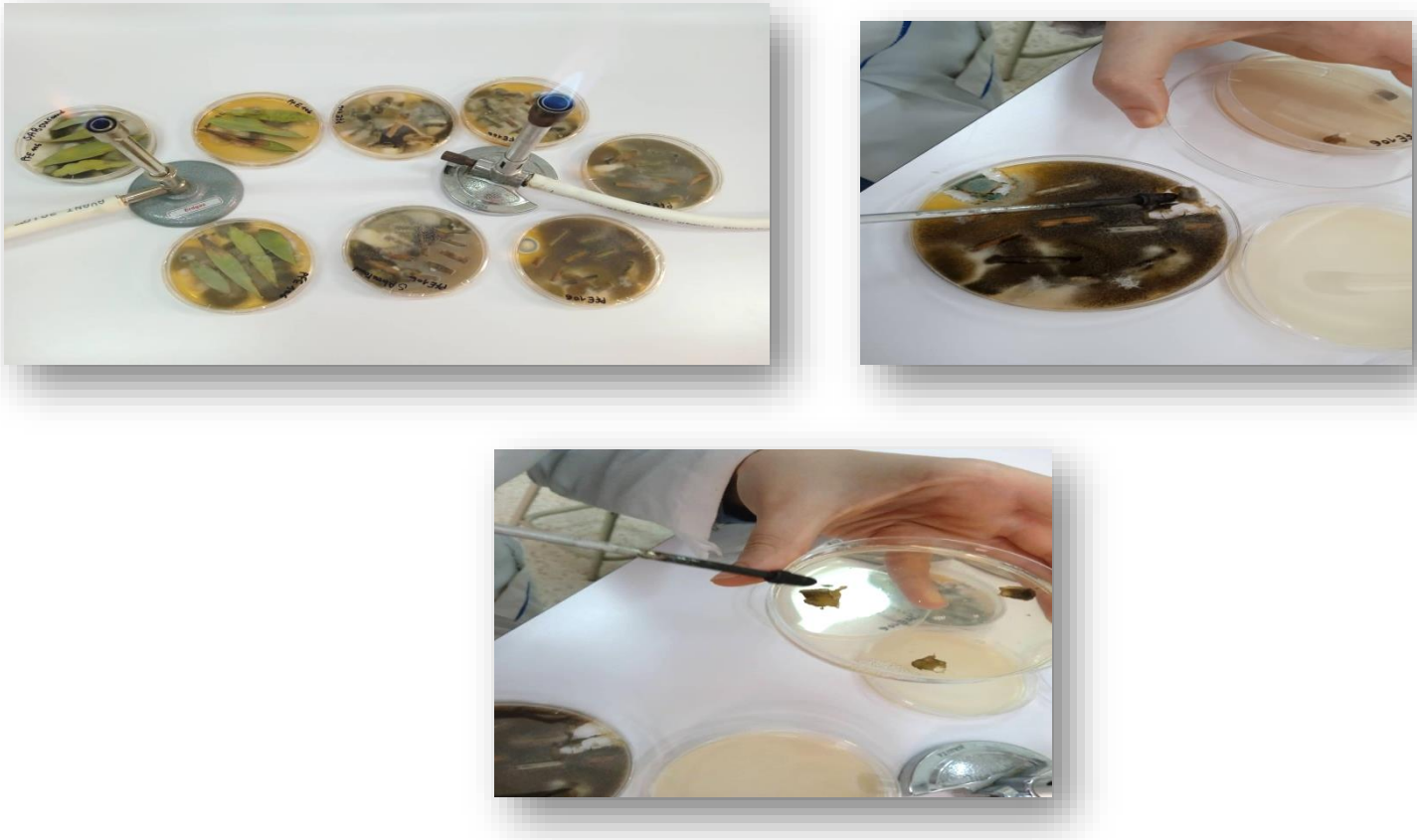


Figure 18: Repiquage des isolats fongiques obtenus

2.3 Isolement des champignons à partir du sol

Nous avons procédé à isoler et identifier des champignons à partir du sol de l'olivier de infecté (*Lakhdaria* , l'Asnam) a fin de déterminer l'origine de la contamination.

2.3.1 Prélèvement des échantillons du sol

Une quantité suffisante du sol est prélevée à l'horizon de 10 à 15 cm de profondeur puis déposée à l'aide d'une spatule sur une feuille d'aluminium stérile écartant les pierres et les débris végétaux, les échantillons ont été récupérés dans un sachet stérile, ensuite transportés immédiatement au réfrigérateur (4°C).

2.3.2. Analyse physicochimique des échantillons du sol prélevés

Deux types d'analyses ont été effectuées afin d'évaluer les propriétés physicochimiques des échantillons du sol utilisés.

La salinités des sols est en fonction de la conductivité électrique comme représente **(tableau III)**.

Tableau III : La salinité des sols en fonctions de la conductivité électrique **(Bocoum, 2004)**.

La conductivité électrique $\mu\text{S}/\text{cm}$	Type du sol
<250	Non salin
250-500	Légèrement salin
500-1000	Salin
1000-2000	Très salin
>2000	Extrêmement salin

- Détermination du pH de l'échantillon

L'analyse consiste à déterminer la valeur du pH d'une suspension de sol préparée puis en eau distillée (10g de sol pour 90 ml d'eau distillée) **(Davet, 1996)**.

On met 10 g de sol de chaque région étudiée dans des béchers contenant 90ml d'eau distillée, suivie d'agitation pendant 10 min. Après ce temps on les laisse pour reposer pendant 30 min, puis on mesure le pH à l'aide d'un pH-mètre.

- Détermination de la conductivité de l'échantillon

L'analyse consiste à déterminer la valeur de la conductivité qui se fait simultanément et par la même méthode citée précédemment, et cela à l'aide d'un conductimètre.



Figure 19 : Préparation de la suspension du sol

2.3.3 Préparation des suspensions du sol

Pour préparer les suspensions du sol, 10g de chaque échantillon a été bien tamisé et dilué dans 90 ml d'eau distillée stérile, et homogénéisé pendant 10 minutes à l'aide d'un agitateur magnétique (Clark *et al.*, 1985; Ulacio *et al.*, 1997). Cette dilution représente la solution mère à partir de laquelle d'autres dilutions sont préparées jusqu'à 10^{-3} . Chaque dilution d'un échantillon a été étalée à la surface des milieux gélosés (Sabouraud) à raison de 01ml.

Les boîtes ont été incubées à 28°C pendant 07 jours.



Figure 20: Préparation des dilutions à partir de la solution mère

2.3.4 Purification et conservation des souches isolées

Les colonies fongiques obtenues ont subi une purification, en réalisant des repiquages, sur le milieu PDA. Les boîtes ont été incubées à 28°C. Des répétitions successivement et nécessaires jusqu'à l'obtention des souches pures confirmées par l'observation macroscopique et microscopique. Les souches obtenues ont été conservées dans des tubes inclinés contenant le milieu Sabourand à (4°C).

2.4 Identification macroscopique et microscopique des isolats fongiques

➤ Analyse macroscopique de la culture

Les observations portent en particulier sur les caractères culturaux, indispensables à la détermination des genres fongiques.

L'évaluation de la croissance et du développement a été observée après 15 et 20 jours d'incubation à 28°C. Ce suivi réalisable à l'œil nu.

Lors de l'analyse macroscopique des colonies fongiques obtenues, plusieurs caractères sont observés :

- ✓ L'aspect : duveteux, laineux, cotonneux, velouté, poudreux, granuleux ou glabre
- ✓ Le relief : plat, plissé ou cérébriforme
- ✓ La taille : petite, étendue ou envahissante
- ✓ La couleur : blanche, crème ou colorée (vert, brune, orangée, violette, grises ...)
- ✓ La sporulation
- ✓ La diffusion ou non d'un pigment dans la gélose ainsi que certains paramètres telle que : la vitesse de la croissance des colonies peuvent être de bons indicateurs pour l'identification d'une moisissure.

Une deuxième lecture effectuée 3 à 4 jours après la première, permet de confirmer les caractères notés (**Mourida, 2014**).

➤ **Analyse microscopique**

Comme pour les observations macroscopiques, l'examen microscopique porte aussi bien sur le végétal que sur l'organisme isolé. Lors de l'analyse microscopique des isolats fongiques, plusieurs structures sont observées comme les organes de fructification et les spores :

- ✓ Le thalle végétatif : septé ou siphonné, paroi pigmentée (mélanisée) ou non (Hyaline).
- ✓ Les organes de fructifications : présence ou non d'organes protecteurs des conidies, modes de formation des conidies (issues directement du thalle, solitaires (aleuriospores) ou en chaînes (arthrospores), ou produites par bourgeonnement et regroupées soit en grappes, en masse, en têtes ou en chaînes basipètes ou acropètes), modes d'implantation des cellules conidiogènes.
- ✓ Les spores : endogènes (endospores) ou exogènes (conidiospores ou conidies), l'aspect des spores améropores (unicellulaires et de petite taille), didymospores (bicellulaires), phragmospores (pluricellulaires à cloisons transversales), dictyospores (pluricellulaires à cloisons transversales et longitudinales), scolécospores (étroites et effilées), présence ou non de chlamyospores.

❖ **Technique de ruban adhésif**

Cette technique consiste à adhérer à l'aide d'un bout de ruban adhésif une fraction mycélienne à partir d'une culture jeune et de la coller sur une lame (**Chabasse *et al.*, 2002**).

Les observations microscopiques sont effectuées aux grossissements X10 et X40 à l'aide d'un microscope optique.

2.5 Technique d'antagonisme

La lutte contre les maladies des plantes est basée sur différentes méthodes. La plupart de ces méthodes de lutte appliquées varient d'une maladie à une autre en fonction du pathogène. Le but final de toutes les méthodes utilisées est de combattre les maladies des plantes et alors augmenter et améliorer la quantité de la production agricole (**Nasraoui, 2006**).

Le principe de technique de confrontation directe consiste à mettre deux disques de chaque souche fongiques, l'une portant l'agent pathogène pure et l'autre agent antagoniste pure. Un disque de 08 mm de diamètre est prélevé puis déposé à l'aide d'une anse de platine stérile sur une boîte de Pétri de 90 mm de diamètre, contenant le milieu PDA.

Le témoin contient seulement un cylindre du champignon phytopathogène déposé au milieu d'une boîte de Pétri. Une lecture quotidienne s'effectue par rapport aux cultures témoins (**Hibar *et al.*, 2004**).

Trois souches fongiques phytopathogènes ont été soumises à l'action du champignon antagoniste afin de tester l'efficacité de ce dernier pour freiner le développement des champignons phytopathogènes.

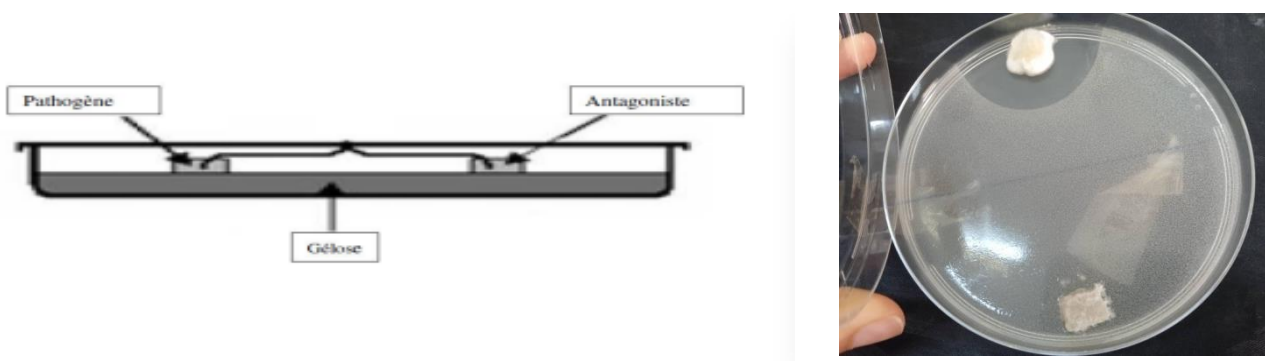


Figure 21 : Technique de confrontation directe appliquée durant l'étude (**Hibar *et al.*, 2004**)

L'incubation est faite à 28°C pendant sept jours. La lecture des résultats consiste à mesurer la distance parcourue par le champignon pathogène en direction de l'antagoniste.

Le pourcentage de l'inhibition (%) a été calculé selon la formule suivante

$$\text{(\% Inhibition)} = ((R \text{ témoin} - R \text{ test}) / R \text{ témoin}) \times 100$$

R témoin : distance radiale maximale de croissance du champignon phytopathogène.

R test : distance radiale sur une ligne en direction de l'antagoniste.

Il est à noter qu'à partir de 20%, on peut parler d'inhibition (**Wang *et al.*, 2002**).

Chapitre 03 : Résultats et discussion

Les prospections effectuées dans sept oliveraies, ont permis le recensement de trois maladies de l'olivier, d'origine fongique à savoir la verticilliose, la fusariose et l'alternariose. Les symptômes de chaque maladie sont notés. : Changement de couleur (les feuilles jaunes, les points noir...ect), des altérations des organes, des modifications anatomiques, taches foliaires depuis le point de pénétration du champignon.

3.1 Caractéristiques physicochimiques des sols analysés

Tableau IV: les caractéristiques physicochimiques des échantillons sol étudiés.

Sol	pH	Conductivité ($\mu\text{S}/\text{cm}$)
Lakhdaria	7,98	192,3
L'Asnam	8,60	142,9

- Le pH est le caractère physicochimique le plus important de sol. Selon **Aubert (1978)**, on peut classer nos échantillons de sol qui ont des valeurs de pH comprises entre 7,67 et 8,75; comme des sols légèrement alcalins (un pH supérieur à 7,5). Ce qui va influe sur le nombre des isolats fongiques à isoler.
- La salinité de nos échantillons a été estimée en fonction des valeurs de la conductivité électrique à 25°C pour les sols de la région Bouira. Nous avons enregistré une salinité de 192,3 $\mu\text{S}/\text{cm}$ pour le sol de Lakhdaria et 142,9 $\mu\text{S}/\text{cm}$ pour le sol de l'Asnam, donc le sol est considéré comme non salin.

Selon **Baatour et al.,(2004)** la salinité des sols est l'un des facteurs limitant la productivité végétale et le rendement agricole.

Moradi et al.,(2011), En plus elle est considérée comme un facteur de stress réduisant la diversité des microbes en affectant leurs fonctions et leurs activités. Le NaCl affecte considérablement la croissance des microorganismes. Toute fois lorsque la salinité dépasse 100 $\mu\text{S}/\text{cm}$, la germination et les autres paramètres liés à la croissance sont considérablement inhibés. Ce qui influe sur le nombre des germe à isoler.



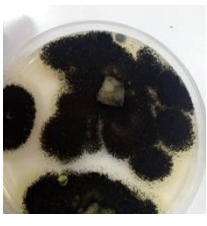


3.2 Etude macroscopique et microscopique




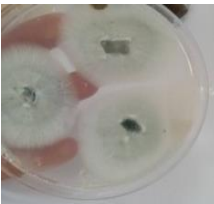



➤ Etude macroscopique








Les caractères macroscopiques de différentes souches isolées sont étudiés sur le milieu PDA. Le tableau V résume l'aspect du mycélium des souches isolées, la surface et la croissance des colonies ainsi que la présence ou l'absence de pigments caractéristiques de chaque souche. Le tableau ci-dessus représente le caractère



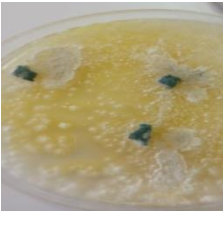


macroscopique des souches fongiques isolées.

Tableau V: Résultat d'observation macroscopique des souches fongiques isolées a partir de sol et de l'olivier.

Code de la souche	L'origine de la souche	Mycélium aérien	Caractéristiques de la colonie	Surface	Pigment au revers de la boîte	Aspect macroscopique
S1	Lakhdaria	Blanc au gris clair	Poudreuse ou souvent humide et muqueuse	Plane	Pas de pigment	
S2	Lakhdaria	Blanc	Duveteuse	Laineuse ou veloutée	Pas de pigment	
S3	Lakhdaria	Noir	Poudreuse à granuleuse	Epaisse et uniforme	Pas de pigment	
S4	Lakhdaria	Blanc	Cotonneuse	Plane	Pas de pigment	
S6	Lakhdaria	Blanc jaunâtre	Duveteuse et floconneuse	Plane	Pas de pigment	

S10	Lakhdaria	Blanc à crème	Laineuse	Plane	Pas de pigment	
S11	Lakhdaria	marron foncée olivâtre	Duveteuse à laineuse	Plane	Pas de pigment	
S13	Lakhdaria	Vert foncée	Glabre et poudreuse	Plane	Jaune orangé	
S15	Lakhdaria	Vert claire	Laineuse	Plane	Pas de pigment	
S16	Lakhdaria	Jaune orange	Poudreuse	Plane	Pas de pigment	
S17	Lakhdaria	Vert olive au a Brun noir foncé	Floconneuse	Velouté	Pigment brun noir	
S20	Lakhdaria	Blanc crème claire	Cotonneuse	Plane	Pas de pigment	

S21	Lakhdaria	Blanc devient Vert avec le développement	Poudreuse	Plane	Pas de pigment	
S23	Lakhdaria	Rose claire	Cotonneuse	Plane	Pas de pigment	
S5	L'Asnam	Blanc devient jaune	Laineuse et cotonneuse	Plane	Pas de pigment	
S7	L'Asnam	vert foncé à noir	Duveteuse à laineuse	flexueux avec plusieurs spores	Pigment jaune	
S8	L'Asnam	Marron devient vert foncé olivâtre	Cotonneux	Plane	Pas de pigment	
S9	L'Asnam	Jaune	Laineuse	Plane	Pas de pigment	
S12	L'Asnam	Blanc devient crème à brun foncé	Cotonneux	Plane	Pas de pigment	

S14	L'Asnam	Blanc au rose orangé	Cotonneuse	Plane	Un pigment rouge peut diffuser dans la gélose	
S18	L'Asnam	Blanc à crème	Duveteuse	Plane	Un pigment diffusé dans la gélose	
S19	L'Asnam	Blanc devient jaune	Duveteuse	Plane	pigment jaune	
S22	L'Asnam	Gris	Cotonneuse	Plane	Pas de pigment	
S24	L'Asnam	Jaune foncé	Poudreuse	Plane	Pas de pigment	

➤ Etude microscopique

L'étude microscopique porte sur l'observation des structures caractéristiques des souches fongiques (conidiophores, conidies, mycélium...). Neuf genres de champignons sont mis en évidence (**tableau V**). Nous avons également révélé la présence de différentes espèces pour certain nombre de genres.

L'identification des genres fongiques cités précédemment a été réalisé essentiellement selon la clef d'identification de **Barnett et Hunter (2000)**, le cahier de formation Bioforma; et le livre de **Chabasse et al., (2002)**.

- ✓ Les souches **S3, S6 et S24** présentent les caractéristiques suivantes :
 - Un mycélium cloisonné ;
 - Des conidiophores nombreux, dressés et non ramifiés, terminés en vésicule ;
 - Des phialides formés directement sur la vésicule ;
 - Des conidies en chaîne divergente ;
 - Des cellules à paroi épaisse ;

Ces souches semblent appartenir au genre *Aspergillus*.

- ✓ Les souches **S1, S2, S7, S13, S15, S16, S19 et S21** caractérisées par:
 - Des conidiophores isolés ;
 - Des pénicilles constitués de phialides branchés directement à l'extrémité du conidiophore ;

Ces souches appartiennent probablement au genre *Penicillium*.

- ✓ Quatre souches **S8, S14, S18 et S23** présentent les caractères suivants :
 - Du thalle végétatif naissent des conidiophores courts et souvent ramifiés. Ils portent des phialides qui peuvent avoir un ou plusieurs sites de bourgeonnement pour la production des conidies, ces dernières sont de 2 types :
 - ❖ Des microconidies: qui sont des conidies uni (ou bi) cellulaire, allongées, ovales ou cylindriques.
 - ❖ Des macroconidies : qui sont des conidies pluricellulaires, elles sont fusiformes, courbés, assez pointues aux extrémités.

Ces souches semblent appartenir au genre *Fusarium*.

- ✓ Souche **S11** présente les caractères suivants :
 - Des conidiophores à croissance sympodiale ;
 - Des conidies en chaînes acropétales s'allongeant au sommet, cloisonnées longitudinalement et transversalement.

Cette souche semble appartenir au genre *Alternaria*.

- ✓ Souche **S12** présente les caractéristiques suivantes :
 - Les conidiophores sont dressés, de teinte claire ;
 - Ils comprennent 3 à 4 groupes de verticilles ;
 - Les verticilles sont constitués de 3 à 4 phialides, d'où s'échappent de nombreuses conidies unicellulaires qui sont ovoïdes à ellipsoïdes.

Ces souches semblent appartenir au genre *Verticillium*.

- ✓ Trois souches **S22, S5 et S10** présentent les caractères suivants :
 - Pas de stolons ni rhizoïdes ;
 - Sporocystes globuleux ;
 - Spores rondes à ellipsoïdales, lisses ou ornementées de spicule ;
 - Chlamydo-spores parfois présentes et abondantes ;

Ces souches semblent appartenir au genre *Mucor*.

- ✓ Souche **S17** présente les caractéristiques suivantes :
 - Des conidiophores ramifiés et allongés ;
 - Des conidies en chaîne acropétale, septées avec plusieurs sites conidiogènes.

Cette souche appartient probablement au genre *Cladosporium*.

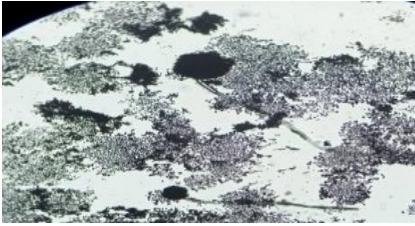
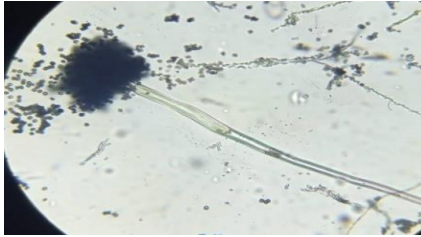
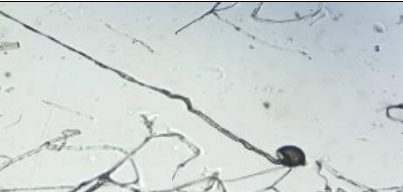






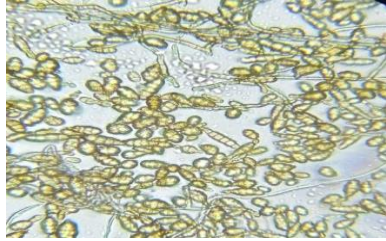


- ✓ Souches **S20 et S4** présentent les caractères suivants :
 - Filaments larges non ou peu septés ;
 - Stolons, rhizoïdes et sporocystophores sont bien différenciés. Ces 3 éléments naissent d'une même origine : le nœud ;
 - Les sporocystophores bruns sont isolés ou disposés en bouquets de 2 à 6 éléments ;
 - Les sporocystes sont globuleux avec une columelle globuleuse ou cylindrique et une apophyse courte et anguleuse. Après rupture du sporocyste, la columelle s'affaisse sur le sporocystophore (aspect en parapluie) ;
 - Les spores sont ovoïdes ;
 - Des chlamydo-spores peuvent être présentes, isolées ou disposées en chaînes.

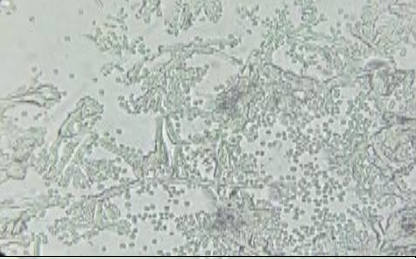
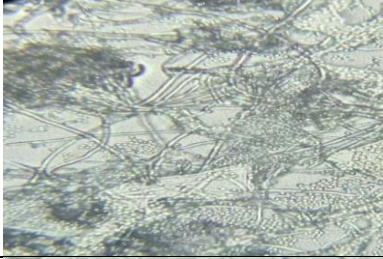

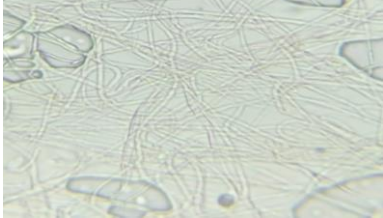

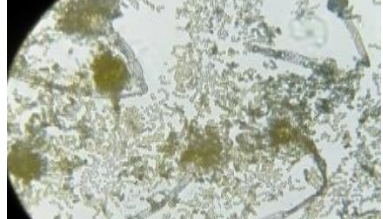
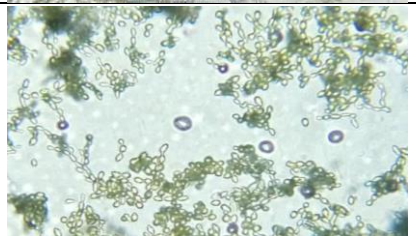
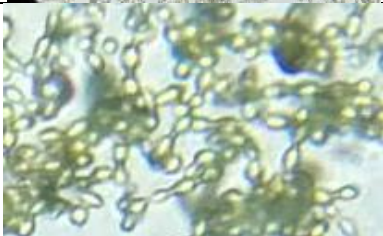
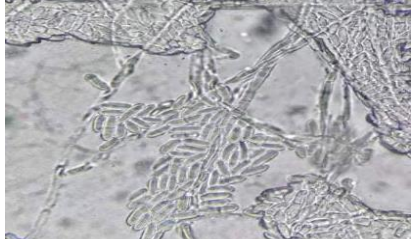

Ces souches appartiennent probablement au genre *Rhizopus*.

- ✓ Souche **S9** présente les caractères suivants :
 - Les sporocystophores sont assez courts, avec des ramifications subterminales en sympodes ;
 - Les sporocystes sont foncés (noirs), recouverts d'aspérités ;
 - Les spores sont globuleuses, lisses et hyalines.

Cette souche appartient au genre *Rhizomucor*.

Tableau VI :Résultats d'observation microscopique des souches fongiques isolées.

Code de la souche	Genre	Aspect microscopiques Obtenus	
		X10	X40
S3	<i>Aspergillus</i> sp.		
S20	<i>Rhizopus</i> sp.		
S23	<i>Mucor</i> sp.		
S6	<i>Aspergillus</i> sp.		
S11	<i>Alternaria</i> sp.		
S9	<i>Rhizomucor</i> sp.		

S19	<i>Penicillium</i> sp.		
S12	<i>Verticillium</i> sp.		
S24	<i>Aspergillus</i> sp.		
S17	<i>Cladosporium</i> sp.		
S18	<i>Fusarium</i> sp.		

Ces caractères correspondent parfaitement à ceux décrits par **Chabasse *et al* (2002)**, Collier et son équipe, (1998) pour l'identification du genre *Aspergillus*, ou ou encore par Larone, (1995); St-Germain et ses collaborateurs. (1996); **Malloch, (1997)**; Sutton et ses collaborateurs. (1998); De Hoog et son équipe. (2000) pour celle du genre *Penicillium*. On a identifié le genre *Verticillium* selon **Dufresne *et al*(2013)**.

Ainsi que ceux du genre *Altarnaria* décrits par Samson et son équipe (1981); **Guiraud, (1998) et Botton, (1990)**, Les différents caractères présentés par la souche (S17) se rapprochent énormément à ceux correspondant au genre *Cladosporium* cité par Pritchard et ses collaborateurs (1987); Sutton et son équipe (1998).

En général, les mêmes souches isolées à partir des échantillons de l'olivier ont été trouvés au niveau du sol donc on pourra estimer que ce dernier est considéré comme voie de contamination des oliviers touchés.

3.3 Activité d'antagonisme de la souche *Penicillium* sp. vis-à-vis des champignons phytopathogènes de l'olivier

Avant la mise en œuvre d'une stratégie de lutte contre les champignons phytopathogènes, il est nécessaire de connaître le comportement des agents antagonistes et leurs interactions avec le pathogène (Prescott *et al.*, 2003). Les tests d'activité antagonisme consistent à rechercher les effets antagonistes sur le développement des espèces de champignons phytopathogènes isolées et qui représente un des critères de sélection. En effet, cette étude a été faite *in vitro*, par confrontation directe entre les deux protagonistes.

3.3.1 Confrontation directe sur milieu de culture entre *Penicillium* sp. et *Verticillium* sp.

La confrontation directe entre *Verticillium* sp. et *Penicillium* sp. a montré un taux de croissance légèrement faible de *Verticillium* sp. par rapport au témoin, qui occupent une surface de 5,5 cm de diamètre et le témoin de 8 cm de diamètre et cela aux 5^{ème} jours d'incubation, donc la souche *Penicillium* sp. a faiblement diminué la fréquence de développement de *Verticillium* sp. mycélienne de *Verticillium* sp.

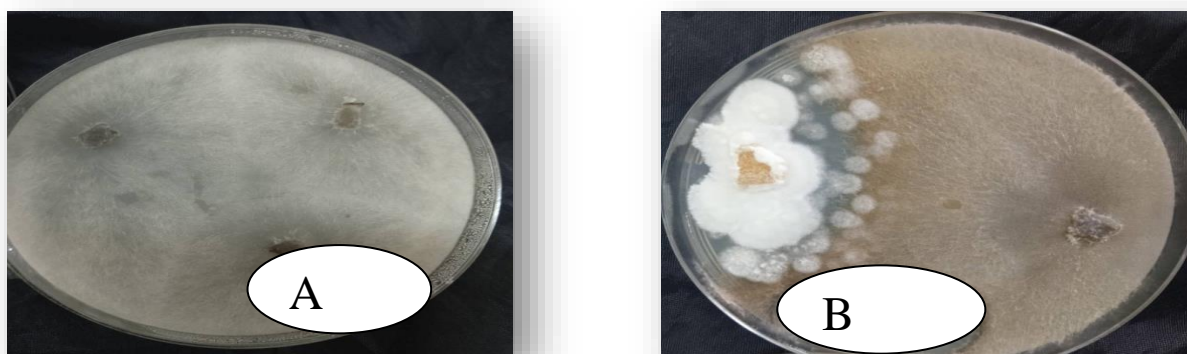


Figure 22 : Effet inhibiteur par confrontation directe de *Penicillium* sp. vis à vis la croissance pour une durée d'incubation de sept jours à 27°C (A: témoin, B: traité).

L'histogramme ci-dessus présente l'évolution de phytophathogène *Verticillium* sp. en présence de l'antagoniste *Penicillium* sp.

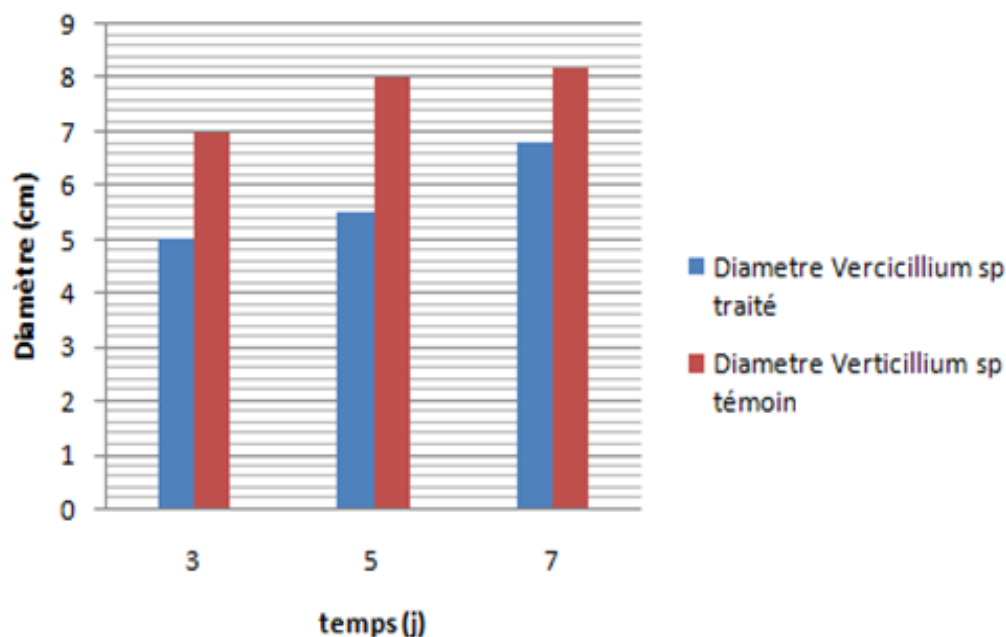


Figure 23: Comparaison entre le développement mycélien de *Verticillium* sp. traité par confrontation directe avec *Penicillium* sp. et le témoin.

Durant les 5 premiers jours de traitement, on a enregistré un diamètre plus faible de *Verticillium* sp. traité par rapport au diamètre du témoin en état normal ; cela peut être dû à l'exposition prolongée aux métabolites secondaires produits et libérés dans le milieu par la souche testée (*Penicillium* sp.).

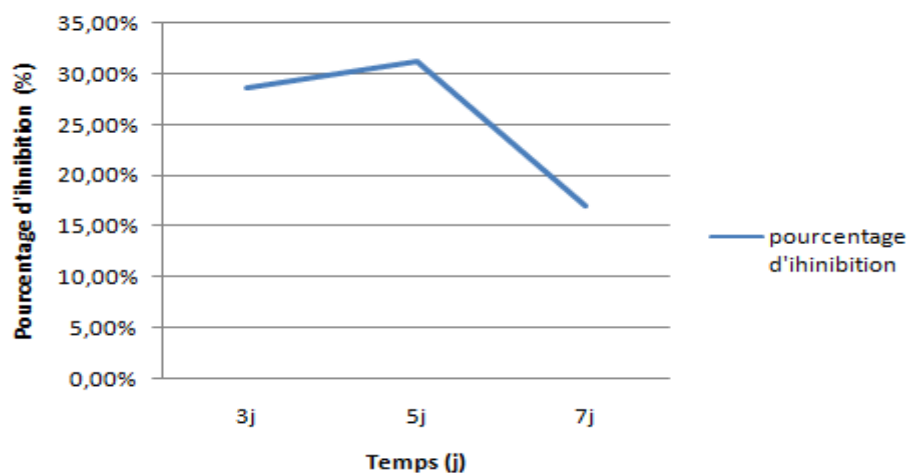


Figure 24: Pourcentage d'inhibition de développement mycélien de *Verticillium* sp. traité par confrontation directe avec *Penicillium* sp.

Après le 3^{ème} jour d'incubation, le *Penicillium* sp. a un faible effet d'inhibition sur le développement de *Verticillium* sp. avec un pourcentage de 28,57% pour 3^{ème} jour et 31,25% pour 5^{ème} jour (>20%) (Inhibition positive). Cela est peut être dû à l'exposition prolongé aux métabolites secondaires produits est libérés par la souche antagoniste (*Penicillium* sp.)

Après le 5^{ème} jour d'incubation, on a remarqué une croissance considérable de *Verticillium* sp. en présence de l'antagoniste 17,07% (<20%) (Inhibition négative). Cela est dû probablement à la libération tardive des métabolites secondaires par le phytopathogène *Verticillium* sp. ce qui démontre l'absence de l'inhibition.

3.3.2 Confrontation directe sur milieu de culture entre *Penicillium* sp. et *Alternaria* sp.

Cette étude a permis de mettre en évidence que *Alternaria* sp. traité a un taux de croissance presque normal par rapport au témoin qui occupe une surface de 5,0 cm de diamètre et le témoin de 5,5 cm et cela au 3^{ème} jour d'incubation.



Figure 25: Effet inhibiteur par confrontation directe de *Penicillium* sp. vis-à-vis *Alternaria* sp. pour une durée d'incubation de sept jours à 27°C (A: témoin, B: traité).

L'historgramme ci-dessus représente l'évolution de phytopathogène *Alternaria* sp. en présence de l'antagonisme *Penicillium* sp.

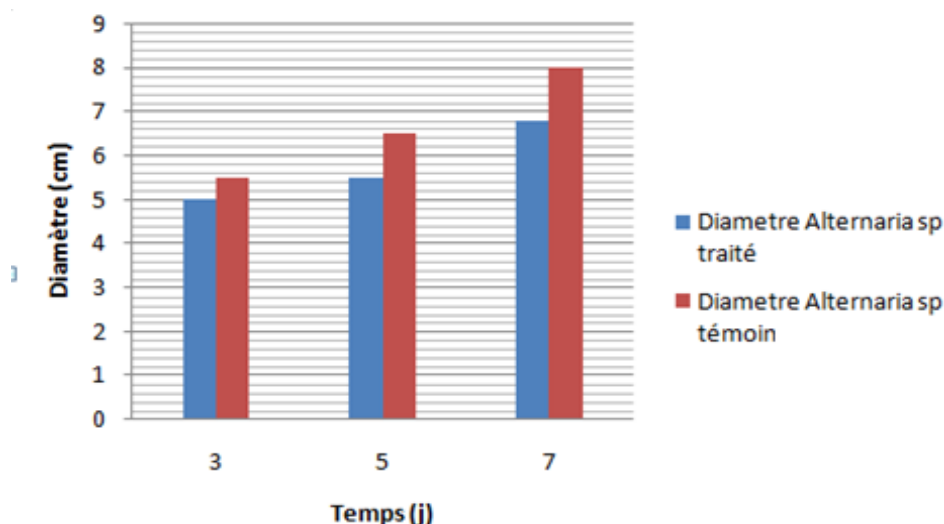


Figure 26 : Comparaison entre le développement mycélien d'*Alternaria* sp. traité par confrontation directe avec *Penicillium* sp. et le témoin.

Après 7 jours d'incubation, la colonie d'*Alternaria* sp. présente dans la boîte correspondant au témoin atteint environ 8 cm de diamètre, alors qu'en présence de *Penicillium* sp. le diamètre de croissance d'*Alternaria* sp. est de 6,8 cm, ce résultat est peut être du à l'exposition prolongés aux métabolites secondaires produits et libérés par *Penicillium* sp mais à des faibles degrés.

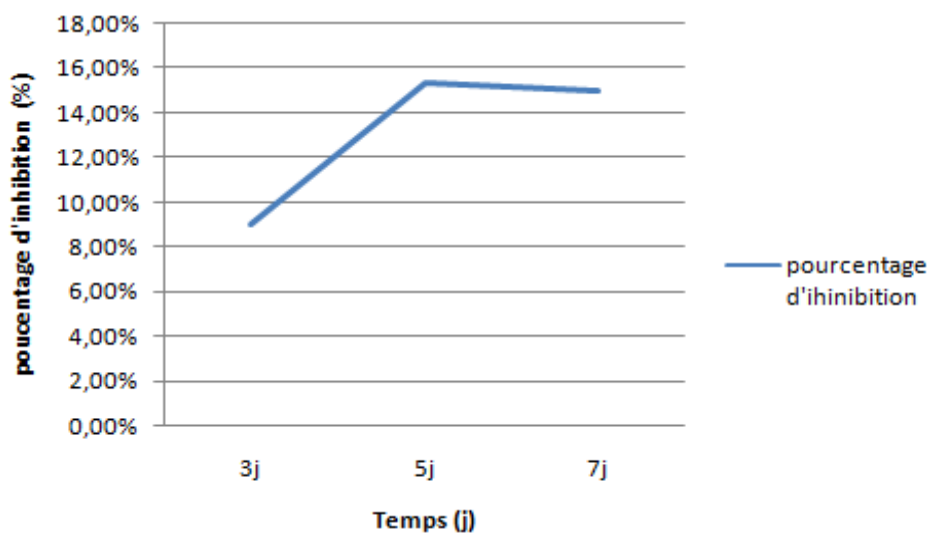


Figure 27 : Pourcentage d'inhibition de développement mycélien d'*Alternaria* sp. traité par confrontation directe avec *Penicillium* sp.

Durant les cinq premiers jours d'incubation, nous avons remarqué un taux très faible d'inhibition (<20%) de la croissance d'*Alternaria* sp. en appliquant la souche fongiques

Penicillium sp. (9% et 15.38%). Donc on pourra confirmer la résistance d'*Alternaria* sp. à l'effet antagoniste de *Penicillium* sp.

3.3.3 Confrontation directe sur milieu de culture entre *Penicillium* sp. et *Fusarium* sp.

La confrontation directe entre *Penicillium* sp. et *Fusarium* sp. sur le milieu de culture PDA, montre que *Fusarium* sp traité a un taux de croissance très faible par rapport au témoin qui occupent une surface de 2,1 cm de diamètre et le témoin de 6,5 cm et cela au 5^{ème} jour d'incubation

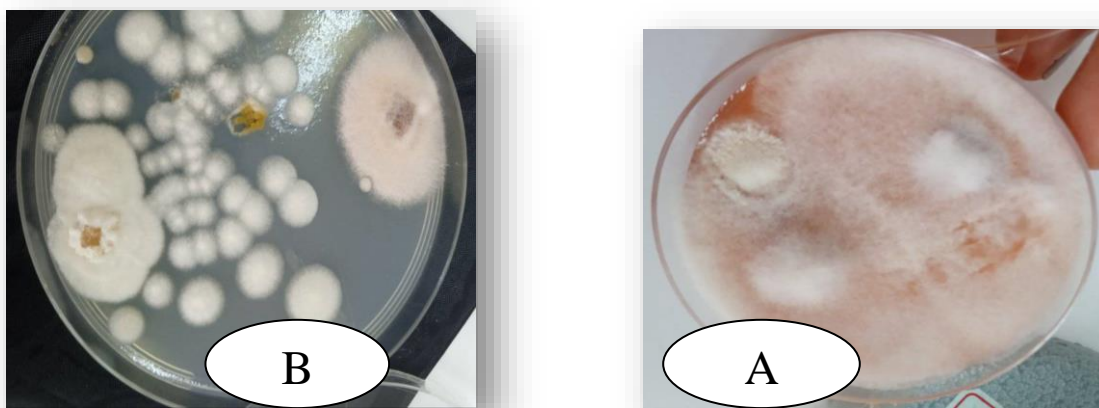


Figure28 : Effet inhibiteur par confrontation directe de *Penicillium* sp. vis-à-vis la croissance mycélienne d'*Fusarium* sp. pour une durée d'incubation de sept jours à 27°C (A: témoin, B: traité).

L'histogramme ci-dessus illustre l'évolution de phytopathogène *Fusarium* sp. en présence de l'antagoniste *Penicillium* sp.

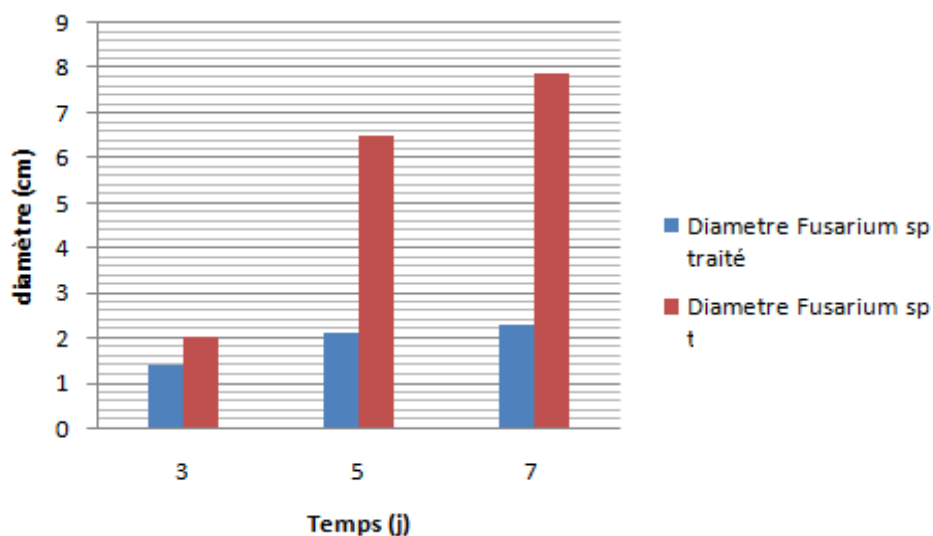


Figure 29 : Comparaison entre le développement mycélien de *Fusarium* sp. traité par confrontation directe avec *Penicillium* sp. pendant sept jours d'incubation et le témoin.

L'augmentation des taux d'inhibition avec le temps démontre que l'activité antifongique est proportionnelle à la durée d'incubation, cela peut être dû à l'exposition prolongée aux métabolites secondaires produits et libérés dans le milieu par la souche testée et qui est responsable du pouvoir antagoniste de cette dernière.

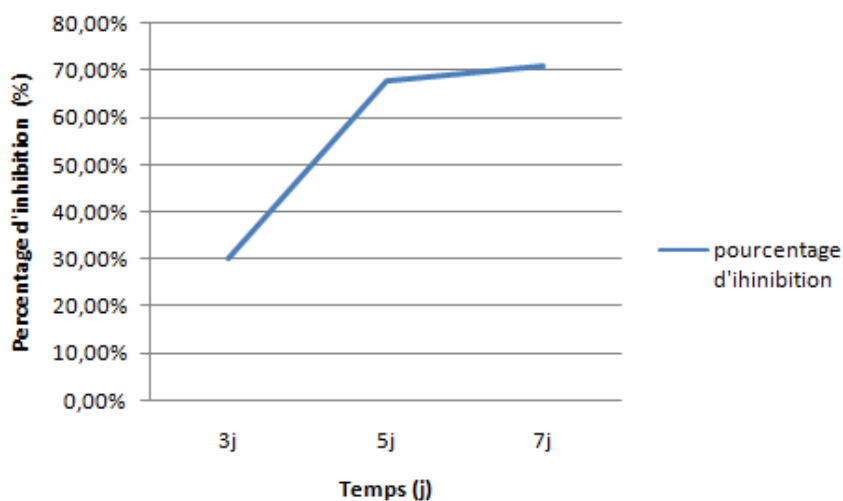


Figure30 : Pourcentage d'inhibition de développement mycélien de *Fusarium* sp. traité par confrontation avec *Penicillium* sp. directe.

La souche testée *Penicillium* sp. présente un effet inhibiteur très important (>20%) vis-à-vis *Fusarium* sp. après les 7 premiers jours, où nous avons enregistré les pourcentages suivants 30%, 67,69% et 70,89%.

On peut suggérer que *Penicillium* sp. est une souche potentiellement active et susceptible de produire des substances antifongiques (les toxines) à large spectre d'activité.

Conclusion et perspectives

Conclusion et perspectives

La Wilaya de Bouira est parmi les régions les plus connues par la culture de l'olivier, comme toutes les régions nationales et même internationales qui sont situées à proximité du bassin méditerranéen. Malheureusement, l'olivier est attaqué par différents agents phytopathogènes qui causent des dégâts importants impliquant des chutes de rendements significatives, en provoquant des diminutions de surface foliaire (indispensable à la photosynthèse) et des problèmes de croissance des arbres.

Notre travail vise à étudier les maladies les plus redoutables de l'olivier dans cette région (verticilliose, fusariose, alternariose). La recherche est basée sur l'isolement et l'identification de quelques isolats fongiques à partir de plusieurs échantillons présentant les symptômes caractéristiques de chaque maladie en deux stations : Lakhdaria et l'Asnam dans la région de Bouira.

Les tests réalisés au laboratoire ont permis d'identifier neuf genres fongiques sur les échantillons touchés : *Verticillium* , *Altarnaria* , *Rhizopus* , *Penicillium* , *Aspergillus* , *Fusarium* , *Mucor* , *Cladosporium* et *Rhizomucor*. L'analyse physico-chimique du sol de l'olivier ont montrés que le sol de Lakhdaria a une Ph de 7, 98 et une conductivité de 192,3 uS/ cm alors que le Sol de l'Asnam a une Ph de 8,60 et une Conductivité de 142,9 US/ cm respectivement donc, le sol est légèrement alcalin et non salin. Le travail effectué sur nos sols permet d'identifier presque les mêmes souches isolées à partir des échantillons de l'olivier tels que : *Fusarium* sp. , *Aspergillus* sp. , *Penicillium* sp. , *Cladosporium* sp. , *Mucor* sp. et *Rhizopus* sp. , donc on peut déduire que le sol est considéré comme la source de contamination des oliviers touchés.

L'effet antagoniste de *Penicillium* sp. contre les souches phytopathogènes " *Verticillium* sp., *Fusarium* sp. et *Altarnaria* sp." a été testé par la technique de confrontation directe. Après 7 jours d'incubation, la souche *Penicillium* sp. a montré une activité inhibitrice très importante contre la *Fusarium* sp. par contre une inhibition moyenne contre la souche *Verticillium* sp et une inhibition négative contre *Alternaria* sp.

Les résultats de ce travail nous ouvrent des voies de recherche intéressantes tels que:

- L'élargissement des prospections dans d'autres oliveraies algériennes afin d'évaluer leur état phytosanitaire et d'estimer les incidences économiques ;

Conclusion et perspectives

- Améliorer les résultats obtenus par l'application des techniques et des méthodes plus rapides et plus exactes dans l'identification des champignons.
- L'étude de l'interaction hôte – pathogène pour mieux comprendre le mode pathogénique des champignons.
- La recherche des mesures de lutte biologique ou autre afin de diminuer les dégâts dus à ces maladies fongiques.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

Afidol. (2016). La fumagine: Fiche technique de l'Afidol.

Afidol. (2018). L'œil de paon : Fiche technique de l'Afidol.

Ait Yousef, M. (2006). Plantes médicinales de Kabylie. Edition Ibis press. PP : 260, 349

Anonyme. (2001). Site : www.tela-botanica.org/bdtx-nn-44593,2001

Aouar, L. (2012). Isolement et identification des actinomycètes antagonistes des microorganismes phytopathogènes.

Argenson, C., Regis., Jourdain, J., & Vaysse, M. P. (1999). L'olivier .1er édition. paris: DS.Centre technique interprofessionnel des fruit et légume (ctifl),146p.

Arslan, M., & Dervis, S. (2010). Antifungal activity of essential oils against three vegetative-compatibility groups of *Verticillium dahliae*. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, 26(10), 1813-1821.

Aubert, G. (1978). Méthodes d'analyses des sols. France :fao

Baatour, O., Mrah, S., Ben Brahimi, N., Boulesnem, F., & Lachaal, M. (2004). Réponse physiologique de la gresse (*Lathyrus sativus*) à la salinité du milieu .Revue des régions arides ; tome N°1 Spécial : 346-358.

Barnett, H. I., & Barry Hunter, B. (2008). Illustrated genera of imperfecti fungi. Third Edition. Burgess Publishing Company. p239.

Beck, J.S., & Danks, F. (1983). Determinación del umbral de tratamiento para la mosca del olivo (*Bactrocera oleae* Gmel., *Diptera: Tephritidae*) en olivar destinado a la producción de aceite. *Bol. San. Veg. Plagas*, 21(4), 577-588.

Bellahcene, M. (2004). *La verticilliose de l'olivier: étude épidémiologique et diversité génétique de Verticillium dahliae* Kleb., agent de la verticilliose (Doctoral dissertation, Thèse de Doctorat. Université d'Oran, 145p).

Benchabane, M. (1990). Observation des cas de verticilliose de l'olivier à Cap-Djinet et Sidi-Aïch. *Rapport de mission, ITAF, Algérie*, 5.

- Benhamout, N., & Chet, I. (1996).** Parasitism of sclerotia of *Sclerotium rolfsii* by *Trichoderma harzianum*: ultrastructural and cytochemical aspects of the interaction. *Phytopathology*, 86(4), 405-416.
- Benizri, E., Baudoin, E., Di Battista-Leboeuf, C., & Guckert, A. (2001).** Des bactéries pour la santé des plantes. *Biofutur (Puteaux)*, (210), 52-55.
- Benjama, A. (2003).** Méthode d'évaluation rapide du degré d'attaque de l'olivier par la tuberculose causée par *Pseudomonas savastanoi* pv. *savastanoi*, en verger au Maroc. *Fruits*, 58(4), 213-219.
- Bensemmane, A. (2009).** Développons le secteur de l'Huile d'Olive en Algérie. *Filaha innove*, (4), 7.
- Berlanger, I., & Powelson, M.L. (2000).** Verticillium wilt. The Plant Health Instructor. DOI: 10.1094/PHI-I-PHI-I-2000-0801-01 P45.
- Besnard, G., & Berville, A. (2005).** Les Origines de l'Olivier (*Olea europaea* L.) et des oléastres. Ed. AITAE, AEP.
- Besri, M., Zroui, M., & Beye, I. (1984).** Appartenance Raciale et Pathogenie Comparée de Quelques Isolats de *Verticillium dahliae* (Kleb.) Obtenus a Partir de Tomates Résistantes au Maroc. *Journal of Phytopathology*, 109(4), 289-294.
- Bhat, R. G., & Subbarao, K. V. (1999).** Host range specificity in *Verticillium dahliae*. *Phytopathology*, 89(12), 1218-1225.
- Blanco-López, M. A., Jiménez-Díaz, R. M., & Caballero, J. M. (1984).** Symptomatology, incidence and distribution of *Verticillium* wilt of olive trees in Andalucía. *Phytopathologia Mediterranea*, 1-8.
- Bocoum, M. (2004).** Méthodes d'analyses des soles. Document de travail. Institut National de Pédologie, Dakar-Sénégal. 55p.
- Bonjar, G. H.S., & Aghighi, S. (2005).** Chitinolytic and microsclerostatic activity of Iranian strains of *Streptomyces plicatus* and *Frankia* sp. on olive isolate of *Verticillium dahliae*. *Biotechnology*, 4(2), 108-113.

- Botelho, G. R., & Mendonça-Hagler, L. C. (2006).** Fluorescent *Pseudomonas* associated with the rhizosphere of crops: an overview. *Brazilian Journal of Microbiology*, 37, 401-416.
- 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 d'importance industrielle. 2ème édition. Masson. Collection Biotechnologies. p : 34-428.
- Boukenadel, F. (2001).** Contribution à l'étude de *Verticillium dahliae* Kleb, agent de la Verticilliose de l'olivier. Mém. Magister, Univ. Tlemcen (Algérie), 103p.
- Boukhari, R. (2014).** Contribution à l'analyse génétique et caractérisation de quelques variétés d'olivier et l'influence de l'environnement sur leurs rendements au niveau de la wilaya de Tizi-Ouzou (Doctoral dissertation, Université de Tlemcen-Abou Bekr Belkaid).
- Boukhezna, B. (2008).** Contribution à l'étude de l'oléiculture dans les zones arides : Cas de l'exploitation de Dhaouia (Wilaya d'El-Oued). Université Kasdi Merbah-Ouargla. Mémoire d'Ingénieur d'Etat en Agronomie Saharienne. 77p.
- Boulkoroune, H. (2017).** L'oléiculture en petite kabylie: améliorer la qualité du produit participe au développement durable de la filière. Thèse Présentée en vue de l'obtention du diplôme de Doctorat Université Ferhat Abbas Sétif 1, 186p.
- Boulouha, B. (1995).** *Olivae*, 58: 54-57.
- Bounoua, M. D. (2008).** Essais d'utilisation des *Pseudomonas* spp. et *Bacillus* spp. dans le biocontrôle de *Fusarium oxysporum f. sp. lycopersici* sur tomate et *Verticillium dahliae* sur l'olivier (Doctoral dissertation, Université d'Oran1-Ahmed Ben Bella).
- Bradbury, J. F. (1986).** *Guide to plant pathogenic bacteria*. CAB international.
- Breton, C., Médail, F., Pinatel, C., & Bervillé, A. (2006).** De l'olivier à l'oléastre: origine et domestication de *Olea europaea* L. dans le Bassin méditerranéen. *Cahiers Agricultures*, 15(4), 329-336.
- Bubici, G., & Cirulli, M. (2011).** *Verticillium* wilt of olives. In Schena L, Agosteo GE, Cacciola SO (eds) Olive diseases and disorders. Research Signpost, Kerala, (India), ISBN: 1-14.
- C.O.I. (1998).** L'Olivier, l'huile, l'olive - Madrid / Espagne.

- C.O.I. (2007).** Techniques de production en oléiculture. Conseil oléicole international, Madrid, Espagne, 346 p
- Camporta, P. (1985).** Antagonisme in vitro de *Trichoderma* spp. vis-à-vis de *Rhizoctonia solani* Kühn. *Agronomie*, 5(7), 613-620.
- Cavaillès, H. (1938).** L'olivier dans le bassin méditerranéen. In *Annales de Géographie* (Vol. 47, No. 270, pp. 617-620). Armand Colin.
- Chabasse, D., Bouchara, J.P., Centile, L., Brun, S., Cimon, B., & Penn, P. (2002).** Les moisissures d'intérêt médical. Cahier N°25 de formation de biologie médicale, pp. 25-27
- Chawla, S., Woodward, J. E., & Wheeler, T. A. (2012).** Influence of *Verticillium dahliae* infested peanut residue on wilt development in subsequent cotton. *International Journal of Agronomy*, 2012 p25-30.
- Cherrab, M., Zaoui, D., Bennani, A., & Serrhini, M. N. (2002).** Étude du pouvoir pathogène des isolats de *Verticillium dahliae* Kleb. Issus de l'olivier (picholine marocaine) au Maroc. *Revue Marocaine des Sciences Agronomiques et Vétérinaires*, 22(1), 31-37.
- Civantos, L. (1999).** Contrôle des parasites et des maladies de l'olivier. COI (Ed.), Madrid p18.
- Clark, D. A., & Harris, P. S. (1985).** Composition of the diet of sheep grazing swards of differing white clover content and spatial distribution. *New Zealand journal of agricultural research*, 28(2), 233-240.
- Collier, L., Balows, A., & Sussman, M. (1998).** Topley & Wilson's Microbiology and Microbial Infections, 9, (4). Arnold, London, Sydney, Auckland, New York.
- Criquet, S., & Calvert, V., (2008).** IMEP UMR CNRS 6116. Planche Tp mycologie.
- D.S.A. (2010).** Direction des services agricoles à Bouira
- D.S.A. (2019).** Direction des services agricoles à Bouira.
- Davet, P. (1996).** Vie microbienne du sol et production végétale. Editions Quae P43.
- De Hoog, G. S., Guarro, J., Gene, J., & Figueras, M. J. (2000).** Atlas of Clinical Fungi, 2nd ed, vol. 1. Centraal bureau voor Schimmelcultures, Utrecht, The Netherlands.
- Dufresne, P., & St-Germain, G. (2013).** Identification des champignons d'importance médicale. *Environ. Microbiol.* 56: 2142-2145.

Ercolani, G. L. (1993). Comparison of strains of *Pseudomonas syringae* pv. *savastanoi* from olive leaves and knots. *Letters in applied microbiology*, 16(4), 199-202. Espagne, pp. 111-144.

Faostat.(2013). Site web: <http://faostat.fao.org/>.

Fontanazza, G. (1988). Comment cultiver en vue de la qualité de l'huile. *Olivae* 24: 36, 43.

Fradin, E. F., & Thomma, B. P. (2006). Physiology and molecular aspects of *Verticillium* wilt diseases caused by *V. dahliae* and *V. albo-atrum*. *Molecular plant pathology*, 7(2), 71-86.

Fravel, D. R., & Larkin, R. P. (2000). Effect of sublethal stresses on microsclerotia of *Verticillium dahliae*. *Book Chapter*. Fungi. Institute of the Royal Netherlands Academy of Arts and Science. p: 4 - 42.

Gaouar, B. (1996). Apport de la biologie de la mouche de l'olivier *Bactocera oleae* dans la région de Tlemcen (Doctoral dissertation, thèse de doctorat à l'université de Tlemcen P: 116).

Garber, R. H. (1966). Penetration and development of *Verticillium albo-atrum* in the cotton plant. *Phytopathology*, 56, 1121-1126.

Gardan, L., Bollet, C., Ghorrah, M. A., Grimont, F., & Grimont, P. A. D. (1992). DNA Relatedness among the Pathovar Strains of *Pseudomonas syringae* subsp. *savastanoi* Janse (1982) and Proposal of *Pseudomonas savastanoi* sp. nov. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, 42(4), 606-612.

Gharabi, D. (2018). Effet du stress salin sur le comportement physiologique et morpho-biochimique de jeunes plants de variétés d'olivier cultivé (*Olea-europea*) locales et introduites non greffés et greffés sur oléastre (Doctoral dissertation) université Djilali liabes de sidi bel Abbes P11 .

Ghezlaoui, M. (2011). Influence de la variété, nature du sol et les conditions climatiques sur la qualité des huiles d'olive des variétés Chemlal, sigoise et d'Oléastre dans la wilaya de Tlemcen. Mémoire de Magister. Université Tlemcen, 213p.

Ghout, L., & Hadjam, K. (2013). Contribution à l'étude morphologique de quelques variétés d'olivier (*Olea europaea* L.) algériennes. Mémoire de Master en Environnement et Sécurité Alimentaire. Université Abderrahmane MIRA de Bejaia. 78p

Girona, J., Luna, M., Arbonés, A., Mata, M., Rufat, J., & Marsal, J. (2001). Respuesta de olivos jóvenes (*Olea europaea*, cv. 'Arbequina') a diferentes cantidades de agua de riego. *Determinación de las funciones de producción. Fruticultura Prof*, 120, 29-34.

Graniti, A. (1993). Olive scab: a review 1. *Eppo Bulletin*, 23(3), 377-384.

Gratraud & Pinatel . (2011). Le nouvel olivier : 18-2.

Guido, M., Carlo, V., Luciana G ., & Guisepe, S. (2005). Spread of levan positive populations of *Pseudomonas savastanoi* pv. *savastanoi*, the causal agent of olive knot, in central Italy, *European journal of plant pathology* (2005). 112: 101-112.

Guiraud, J. (1998). Microbiologie alimentaire .p 8-101. Edition Donod, Paris.

Haddou, D. (2017). L'infestation de la teigne de l'olivier dans quelques vergers .mémoire de master en agronomie : amélioration végétale. Université de Tlemcen, P4

Hall, B. H., Cother, E. J., Whattam, M., Noble, D., Luck, J., & Cartwright, D. (2004). First report of olive knot caused by *Pseudomonas savastanoi* pv. *savastanoi* on olives (*Olea europaea*) in Australia. *Australasian Plant Pathology*, 33(3), 433-436.

Hanson, L. E. (2000). Reduction of *Verticillium* wilt symptoms in cotton following seed treatment with *Trichoderma virens*.

Harrington, M. A., & Dobinson, K. F. (2000). Influences of cropping practices on *Verticillium dahliae* populations in commercial processing tomato fields in Ontario. *Phytopathology*, 90(9), 1011-1017.

Hartmann, H., Schnathorst, W., & Whisler, J. (1971). Oblonga... a clonal olive rootstock resistant to *verticillium wilt*. *California Agriculture*, 25(6), 12-15.

Henni, J.E. (1982). Contribution à la lutte contre le Verticilliose : facteurs physico-chimiques et biologiques inhibant la germination des microsclerotes de *Verticillium dahliae* Klebahn. Thèse. Doct. D'Etat. Univ. Paris (France). pp150.

Henry, S. (2003). L'huile d'olive: son intérêt nutritionnel, ses utilisations en pharmacie et en cosmétique (Doctoral dissertation, UHP-Université Henri Poincaré) p31.

- Hibar, K., Daami-Remadi, M., Khiareddine, H., & El Mahjoub, M. (2004).** Effet inhibiteur in vitro et in vivo du *Trichoderma harzianum* sur *Fusarium oxysporum* f. sp. *radicis-lycopersici*. BASE p12.
- Hiemstra, J.A., & Harris, D.C. (1998).** A compendium of *Verticillium wilts* in tree species. Ponsen & Looijen, Wageningen p25.
- Inderbitzin, P., Davis, R. M., Bostock, R. M., & Subbarao, K. V. (2011).** The ascomycete *Verticillium longisporum* is a hybrid and a plant pathogen with an expanded host range. *PLoS one*, 6(3), e18260.
- Inderbitzin, P., Davis, R. M., Bostock, R. M., & Subbarao, K. V. (2013).** Identification and differentiation of *Verticillium* sp. species and *V. longisporum* lineages by simplex and multiplex PCR assays. *PLoS one*, 8(6), e65990. Institut national de santé publique. Laboratoire santé publique de Québec.
- Jabnoun-Khiareddine, H., Daami-Remadi, M., Ayed, F., Jebari, H., & El Mahjoub, M. (2007).** Incidence of *Verticillium wilt* of melon in Tunisia. *The African Journal of Plant Science and Biotechnology*, 1, 10-15.
- Jardak, T. (2007).** Protection phytosanitaire. In : Conseil Oléicole International(COI) .Techniques de production en oléiculture. Espagne: Artegraf, S. A., 215 –301.
- Jimenez-Diaz, R. M., Cirulli, M., Bubici, G., del Mar Jimenez-Gasco, M., Antoniou, P. P., & Tjamos, E. C. (2012).** *Verticillium wilt*, a major threat to olive production: current status and future prospects for its management. *Plant Disease*, 96(3), 304-329.
- Jullien, J. (2005).** Verticilliose des arbres: la mort par apoplexie. *Revue horticole: la revue technique des pépiniéristes, horticulteurs et maraichers*, (474), 44-47.
- Kado, C.I. (1992).** Plant pathogenic bacteria, In: The Prokaryotes: a handbook on the biology of bacteria: ecophysiology, isolation, identification, applications, Balows, A., Truper, H. G., Dworkin, M., Harder, W. & Schleifer, K.H., Vol. I, pp. 659-674, Springer-Verlag, ISBN 0387972587, New York, USA.
- Kapulnik, Y., Zipori, I., Hazanovsky, M., Wininger, S., & Dag, A. (2010).** Effect of AMF application on growth, productivity and susceptibility to *Verticillium wilt* of olives grown under desert conditions. *Symbiosis*, 52(2), 103-111.

- Karajeh, M., & Al-Raddad, A. (1999).** Effect of *Mycorrhizal Fungus* (*Glomus mosseae* Gerd & Trappe). *Dirasat, Agricultural Sciences*, 26(3).
- Klebahn, H. (1913).** Beitrage zur Kenntnis der Fungi Imperfecti. IV. Eine Pesta-lozzia auf *Darlingtonia californica*. *Mycol. Centralbl*, 3, 109-115.
- Klosterman, S. J., Atallah, Z.K., Vallad, G.E., Subbarao, & K.V.(2009).** Diversity, pathogenicity and management of verticillium species. *Annu. Phytophal.* 47 :39-62.
- Kumar, R., Tapwal, A., & Borah, R. K. (2012).** Identification and controlling *Verticillium wilt* infecting *Parkia roxburghii* seedlings in Manipur India. *Res J For*, 6, 49-54.
- Labdaoui, D. (2017).** Impact socio-économique et environnemental du modèle d'extraction des huiles d'olives à deux phases et possibilités de sa diffusion dans la région de Bouira (Algérie). Thèse de doctorat. Université Abdelhamid Ibn Badis de Mostganem. 178 pages.
- Lacobellis, N. S. (2001).** Olive knot.in, (encyclopaedia of plant pathologie).vol.2.(Eds Ocmalloy.ID murroy).713-715p.(john wiley and sons).
- Lahouazi, A., & Madani, H. (2017).** Contribution à l'étude de l'entomofaune de l'olivier dans la région de Haizer (Bouira) (Doctoral dissertation, Université de Bouira) p25.
- Lang, J., Hu, J., Ran, W., Xu, Y., & Shen, Q. (2012).** Control of cotton *Verticillium wilt* and fungal diversity of rhizosphere soils by bio-organic fertilizer. *Biology and fertility of soils*, 48(2), 191-203.
- Laouane, H., & Lazrek, H. B. (2011).** Synthesis and toxicity evaluation of cinnamyl acetate: a new phytotoxin produced by a strain of *Verticillium dahliae* pathogenic on olive tree. *International Journal of Agriculture and Biology*, 13(3).
- Larone, D. H.(1995).** Medically Important Fungi - A Guide to Identification, 3rd ed. ASM p27.
- Latef, A. (2018).** Contribution à l'étude de deux maladies de l'olivier rencontrées dans la région de M'chaddellah-Bouira: cas de dépérissement et de la tuberculose de l'olivier (Doctoral dissertation, Université de Bouira).
- Lavee, S. (1992).** Evolution of cultivation techniques in olive growing).In olive oil quality. Florence,pp. 37-44.

- Levin, A. G., & Lavee, S. (2003).** Epidemiology and effects of *Verticillium wilt* on yield of olive trees (cvs. Barnea and Sour) irrigated with saline water in Israel. *Phytoparasitica*, 31(4), 333-343.
- Liu, S. P., Zhu, Y. P., Xie, C., Jue, D. W., Hong, Y. B., Chen, M., & Yang, Q. (2012).** Transgenic potato plants expressing *StoVe1* exhibit enhanced resistance to *Verticillium dahliae*. *Plant Molecular Biology Reporter*, 30(4), 1032-1039.
- López-Escudero, F. J., & Blanco-López, M. A. (2001).** Effect of a single or double soil solarization to control *Verticillium wilt* in established olive orchards in Spain. *Plant Disease*, 85(5), 489-496.
- López-Escudero, F. J., & Blanco-López, M. A. (2005).** Effects of drip irrigation on population of *Verticillium dahliae* in olive orchards. *Journal of Phytopathology*, 153(4), 238-239.
- Lopez-Escudero, F.J., & Mercado-Blanco, J. (2010).** *Verticillium wilt* of olive : a case study to implement an integrated strategy to control a soil-borne pathogen. *Plant, Soil*, 1-50.
- López-villata, M.C. (1999).** Control des parasites et des maladies de l'olivier p :151-167.
- Loussert, R., & Brousse, G. (1978).** L'olivier. Ed Maisonneuve et Larose, Paris. P 404-464.
- Loussert, R., & Brousse, G. (1978).** L'olivier. Techniques agricoles et production méditerranéennes. *Maisonneuve et Larose, Paris*, 460.
- Malloch, D., (1997).** Moulds isolation, cultivation and identification. University of Toronto.
- Martin-Lapierre, A. (2011).** Application de composts et de fumigants pour lutter contre la verticilliose (*Verticillium dahliae*) du fraisier.
- Mendil, M. (2009).** Olive growing: Algerian experiences. *Revue fillaha Innove* N°4 April May 2009.23p.
- Mendil, M., & Sebai, A. (2006).** Catalogue national des variétés de l'olivier.70p.
- Mercado-Blanco, J., Rodriguez-Jurado, D., Hervás, A., & Jiménez-Díaz, R. M. (2004).** Suppression of *Verticillium wilt* in olive planting stocks by root-associated fluorescent *Pseudomonas* spp. *Biological Control*, 30(2), 474-486.

Millard, R. (1975). L'olivier, comité technique de l'olivier aï-en Provence et institut national de vulgarisation pour les fruits, légumes et champignons, avril, Paris, P: 21.

Miner, J.M.M. (1995). L'huile d'olive, un luxe quasi éternel. Revue *Olivae* N°59 décembre 1995. pp36-37.

Mouradi, A., A. Tahmourespour, M. hoodaji, F., & Khorandi. (2011). Effect of salinity on free living-diazotroph and total bacterial populations of two saline soils. *Afr. J. Microbiol.* RES.05(2) :144-148.

Nannipieri, P., Greco, S., & Ceccanti, B. (1990). Ecological significance of the biological activity in soil. *Soil biochemistry*, 293-356.

Nasraoui, B. (2006). Les champignons parasites des plantes cultivées. Collection M/Science de l'ingénieur. Centre de publication universitaire Tunisie, 456.

Nilsen, J. W., Dickson, J. S. & Crousse, J. D. (1990). Use of a bacteriocin produced by *Pediococcus acidilactici* to inhibit *Listeria monocytogenes* associated with fresh meat. App.

Ouchefoune, I., & Chergui, Z. (2017). *Diagnostic des maladies de l'olivier dans la région de l'asnam (wilaya de bouira)* (Doctoral dissertation, Université de Bouira).

Pegg, G.F., Brady, B.L. (2002). *Verticillium wilts.* (Éditeur : CAB International). CABI Publishing, Wallingford, UK. 552p.

Penyalver, R., García, A., Ferrer, A., Bertolini, E., Quesada, J. M., Salcedo, C. I., ... & López, M. M. (2006). Factors affecting *Pseudomonas savastanoi* pv. *savastanoi* plant inoculations and their use for evaluation of olive cultivar susceptibility. *Phytopathology*, 96(3), 313-319.

Peralbo-Molina, Á., Castro, M.D.L. (2013). Potential of residues from the Mediterranean agriculture and agrifood industry. *Trends in Food Science & Technology*, 32(1), 16-24.

Philippe. (2007). les procaryotes phytopathogènes. Chapitre 4 phytopathologies. Edi. Feeman, New York. 432p

Polese, J. (2015). L'olivier. Italie : les presses de l'imprimerie papergraf à padoue. 93p

Porrás-Soriano, A., Marcilla-Goldaracena, I., Soriano-Martín, M. L., & Porrás-Piedra, A. (2006). Development and resistance to *Verticillium dahliae* of olive plantlets inoculated

with mycorrhizal fungi during the nursery period. *The Journal of Agricultural Science*, 144(2), 151-157.

Prescott, L.M., Harley J.P., & Klein D.A. (2003). Microbiologie. 2^{ème} édition: De Boeck Press, Washington, D.C p35.

Pritchard, R. C., & Muir, D. B.(1987). Black fungi: a survey of dematiaceous hyphomycetes from clinical specimens identified over a five year period in a reference laboratory. *Pathology*. 19. p: 281-4.

Protta,U. (1995). Le malattie dell'olivo. Informatore, Fitopatologico, No.12, pp. 16-26, ISSN 0020-0735.

Quesada, J. M., Penyalver, R., & López, M. M. (2008). Epidemiological Basis for an Efficient Control of *Pseudomonas savastanoi* pv. *savastanoi* on Olive Trees. In *Pseudomonas syringae Pathovars and Related Pathogens—Identification, Epidemiology and Genomics* (pp. 57-64). Springer, Dordrecht.

Rallo, P., Dorado, G., & Martin, A. (2000). Development of simple sequence repeats (SSRs) in olive tree (*Olea europaea* L.). *Theoretical and Applied Genetics*, 101(5), 984-989.

Rhimini, Y., Chliyeh, M., Ouazzani Chahdi, A., Touati, J., Ouazzani Touhami, A., Benkirane, R., & Douira, A. (2014). Influence of certain cultural practices and variable climatic factors on the manifestation of *Spilocaea oleagina*, olive peacock spot agent in the northwestern region of Morocco. *Int. J. Pure App. Biosci*, 2 (5): 1-9.

Rodríguez Jurado, D., & Bejarano Alcázar, J. (2007). Dispersion of *Verticillium dahliae* in irrigation water used in olive orchards in Andalucía, southern Spain. *Boletín de Sanidad Vegetal. Plagas (España)*.

Rol,R ., & Jacanon,M. (1988) .Flore des arbustes et arbrisseaux. Ed.la Maison rustique, Paris. 51p

Rongai, D., Basti, C., & Di Marco, C. (2012). A natural product for the control of olive leaf spot caused by *Fusicladium oleagineum* (Cast.) Ritschel & Braun. *Phytopathologia Mediterranea*, 276-282.

Roubal, C. (2017). Tavelures du pommier et de l'olivier: réalisation de modèles épidémiologiques par des méthodes exploitant des observations biologiques acquises au verger (Doctoral dissertation, Université d'Avignon) p26.

- Saad, D. (2009).** Etude des endomycorhizes de la variété Sigoise d'olivier (*Olea europea* L.) et essai de leur application à des boutures semi-ligneuses (Doctoral dissertation, Université d'Oran1-Ahmed Ben Bella) p22.
- Salman, M. (2017).** Biological control of *Spilocaea oleagina*, the causal agent of olive leaf spot disease, using antagonistic bacteria. *Journal of plant pathology*, 741-744.
- Sanei, S. J., Razavi, S. E., Okhovvat, S. M., & Pahlavani, M. H. (2010).** *Verticillium Wilts*. Peik-e-Reihan publication, Gorgan, 652p.
- Schnathorst, W. C., & Mathre, D. E. (1966).** Host range and differentiation of a severe form of *Verticillium albo-atrum* in cotton. *Phytopathology*, 56(10), 1155-1161.
- Schubert, K., Rischel, A., & Braun, U. (2003).** A monograph of *Fusicladium s. lat.*(hyphomycetes). *Schlechtendalia*, 9, 1-132.
- Serdoun, B. (2013).** Détection de *Pseudomonas savastanoi* , agent causal de la tuberculose de l'olivier évaluation et comparaison d'une technique d'isolement sur milieux de cultures et d'une techniques sérologiques (immunofluorescence),mémoire de master . univ d'oran.
- Smith, E.F. (1920).** Pathogenicity of the olive knot organism on hosts related to the olive. *Phytopathology*, Vol. 12, pp. 271-278, ISSN 0031- 949X.
- Soufiane, B. (1998).** Isolement à partir de la rhizosphère des conifères de bactéries et d'actinomycètes antagonistes aux champignons phytopathogènes. National Library of Canada= Bibliothèque nationale du Canada, Ottawa.
- Subbarao, K. V. (2009).** Diversity, pathogenicity, and management of *Verticillium* species. *Annual review of phytopathology*, 47, 39-62.
- Teviotdale, B., Sibbett, G., & Harper, D. (1989).** Several copper fungicides control olive leaf spot. *California Agriculture*, 43(5), 30-31.
- Tjamos, E. C. (1984).** Race 2 and defoliating T-1 strain of *Verticillium dahliae* in Greece and other Mediterranean countries. *Phytopathologia Mediterranea (Italy)*.
- Tombesi, A., Tombesi, S., Saavedra, M.S., Fernández-Escobar, R., d'Andria, R., Lavini, A.,& Jardak .T. (2007).** (Eds). Conseil Oléicole Internationale. Techniques de production en oléiculture. Madrid (Espagne), ISBN. 1ère édition, 348p.

- Triki, M. A., Hassaïri, A., & Mahjoub, M. (2006).** Premières observations de *Verticillium dahliae* sur olivier en Tunisie. *EPPO Bulletin*, 36(1), 69-71.
- Ulacio, D., Pérez, C., & Pineda, J. (1997).** Microflora asociada a las raíces de plantas de tabaco (*Nicotiana tabacum*) provenientes del estado Portuguesa. *Bioagro*, 9(1), 3-11.
- Vallad, G. E., & Subbarao, K. V. (2008).** Colonization of resistant and susceptible lettuce cultivars by a green fluorescent protein-tagged isolate of *Verticillium dahliae*. *Phytopathology*, 98(8), 871-885.
- Villa, P. (2003).** La culture de l'olivier, Editions De Vecchi S.A. Paris, 143p.
- Viruega, J. R., Roca, L. F., Moral, J., & Trapero, A. (2011).** Factors affecting infection and disease development on olive leaves inoculated with *Fusicladium oleagineum*. *Plant disease*, 95(9), 1139-1146.
- Walali, L. D., Skiredj, A., Elattir, H. (2003).** Bulletin mensuel d'information et de liaison du PNTTA n°105 (MADER/ DERD), Rabat, Maroc: 4 p.
- Wang, S.L., Hsaiiao, W.J., & Chang, W.T. (2002).** Purification and characterization of an antimicrobial chitinase extracellularly produced by *Monascus purpureus* CCR31499 in a shrimp and shell powder medium. *J. Agric. Food. Chem.*, 50: 2249-2255.
- Wiesman, Z. (2009).** *Desert olive oil cultivation: advanced bio technologies*. Academic Press p 20.
- Wilhelm, S. (1981).** Sources and genetics of host resistance in field and fruits crops. In fungal wilt diseases of plants. Mace ME, Belle AA, Beckman CH (eds.). Academic Press, New York, USA, 300-369.
- Wilson, E. E., & Magie, A. R. (1964).** Systemic invasion of the host plant by the tumor-inducing bacterium, *Pseudomonas savastanoi*. *Phytopathology*, 54(5), 576-579.
- Young, J.M., Sandler, G.S., Takikawa, Y., Deboer, S.H., Vauterin, L., Gardan, L., Gvozdyak, R.I., & Stread, D. E. (1996).** Names of plant pathogenic bacteria, review of plant pathology. 75 :721-763.
- Zitouni, F. A. H. (2019).** Caractérisation morphologique et étude phytochimique de l'extrait des feuilles de trois variétés d'olivier *olea europaea* L. dans la région de Biskra.

Zoubir, B. E. K. (2017). Enquête sur la verticilliose de l'olivier dans la région de Tlemcen, Mémoire en Master, Option : Amélioration végétale. Université Abou Bekr Belkaid Tlemcen. P56.

Annexe n 01 : Matériel non biologique

Verrerie et petit matériel	Appareillage	Produits chimique réactifs	Milieu de culture
Boites de pétri stériles	Balance de précision	Eau distille stérile	Sabourand
Lame de microscope	Autoclave		PDA
Papier filtre	Bac bunsen		
Béchar	Agitateur		
Spatule	Réfrigérateur		
Barreaux magnétiques	Microscope optique		
Anse de platine			

Annexe n 02 : Résultats des tests d'antagonismes

Tableau I : Représente les résultats obtenus par confrontation directe entre *Penicillium sp* et *Alternaria sp*, et leur pourcentage d'inhibition exercé.

Jours	Diamètre d' <i>Altarnaria</i> sp. témoin (cm)	Diamètre d' <i>Altarnaria</i> sp. traité (cm)	Pourcentage d'inhibition (%)
3 ^{ème}	5,5	5	9
5 ^{ème}	6,5	5,5	15,38
7 ^{ème}	8	6,8	15

Tableau II: Représente les résultats obtenus par confrontation directe entre *Penicillium sp* et *Verticillium sp*, et leur pourcentage d'inhibition exercé.

Jours	Diamètre de <i>Verticillium sp</i> témoin (cm)	Diamètre de <i>Verticillium sp</i> traité (cm)	Pourcentage d'inhibition (%)
3 ^{ème}	7	5	28,57
5 ^{ème}	8	5,5	31,25
7 ^{ème}	8,2	6,8	17,07

Tableau III : Résultats obtenus par confrontation directe entre *Penicillium sp* et *Fusarium sp*, et le pourcentage d'inhibition exercé.

Jours	Diamètre de <i>Fusarium sp</i> témoin (cm)	Diamètre de <i>Fusarium sp</i> traité (cm)	Pourcentage d'inhibition (%)
3 ^{ème}	2	1,4	30
5 ^{ème}	6,5	2,1	67,69
7 ^{ème}	7,9	2,3	70,89

Annexe 03: Composition en grammes par litre d'eau distillée des Milieu de culturePDA (Potato Dextrose Agar) (**Shadwick, 1938**)

Composant	Quantité (g)
Pomme de terre	200
Glucose	20
Agar	15
Eau distillée	1000ml
pH =5,6	

Résumé

Dans cette étude, nous nous sommes intéressés à prévaluer des maladies fongiques de l'olivier rencontrées dans la région de Bouira en deux stations : Lakhdaria et l'Asnam : verticilliose, fusariose, alternariose. Des prospections sont effectuées sur les oliveraies en se basant sur une symptomologie, suivies par l'isolement et l'identification au niveau du laboratoire de microbiologie. Plusieurs champignons ont été isolés à partir des oliviers. L'étude des caractères macroscopiques et microscopiques des champignons isolés ; nous a permis d'identifier les genres suivants : *Altarnaria*, *Rhizopus*, *Penicillium*, *Aspergillus*, *Fusarium*, *Verticillium*, *Mucor*, *Cladosporium*, *Rhizomucor*. Le criblage de l'activité antagonisme de champignon *Penicillium* sp. contre les champignons phytopathogènes : *Verticillium* sp, *Fusarium* sp, *Altarnaria* sp. Réalisé *in vitro* par confrontation directe a montrée que : la souche *Penicillium* sp. a une activité inhibitrice moyenne contre la souche *Verticillium* sp. et inhibition négative contre *Altarnaria* sp. Par contre, la même souche Présente un effet inhibiteur très important vis à vis *Fusarium* sp. qui s'est manifestée par un ralentissement de la croissance des colonies de germe pathogène.

Mots clés : olivier, verticilliose, fusariose, alternariose , champignons phytopathogènes , antagonisme .

Summary

In this study, we were interested in pre-evaluating fungal diseases of the olive tree encountered in the region of Bouira in two stations: Lakhdaria and Asnam case of: verticillium wilt, fusarium wilt, alternariose. Surveys are carried out on the olive groves based on symptomatology, followed by isolation and identification in the microbiology laboratory. Several fungi have been isolated from olive trees, studying the macroscopic and microscopic characters of the isolated fungi; allowed us to identify the following genera: *Altarnaria*, *Rhizopus*, *Penicillium*, *Aspergillus*, *Fusarium*, *Verticillium*, *Mucor*, *Cladosporium*, *Rhizomucor*. Screening of the antagonism activity of *Penicillium* sp. fungus against phytopathogenic fungi: *Verticillium* sp., *Fusarium* sp, *Altarnaria* sp. The test was carried out *in vitro* by direct confrontation showed that: the *Penicillium* sp. strain showed an average inhibitory activity against the *Verticillium* sp. strain and negative inhibition against *Altarnaria* sp. On the other hand, the *Penicillium* sp. strain exhibits a very significant inhibitory effect with respect to *Fusarium* sp which is manifested by a slowing down of the growth of the colonies of the pathogenic germ.

Key words: olive tree, verticillium wilt, fusarium wilt, alternaria wilt, phytopathogenic fungi, antagonism.

الملخص

في هذه الدراسة، اهتمنا بالتقييم المسبق للأمراض الفطرية لشجرة الزيتون التي ظهرت في منطقة البويرة في محطتين: الأخرية وأسنام حالة الذبول الفطري، الذبول الفيوزاريوم، الترنايوز. يتم إجراء المسوحات في بساتين الزيتون بناءً على الأعراض، يليها العزل والتعرف في مختبر الأحياء الدقيقة. تم عزل عدة فطريات من أشجار الزيتون ودراسة الخصائص الماكروسكوبية والميكروسكوبية للفطريات المعزولة. سمح لنا بتحديد الأجناس التالية: *Altarnaria* sp, *Rhizopus* sp, *Penicillium* sp, *Aspergillus* sp, *Fusarium* sp, *Verticillium* sp, *Cladosporium* sp, *Mucor* sp. Screening of the antagonism activity of *Penicillium* sp. fungus against phytopathogenic fungi: *Verticillium* sp., *Fusarium* sp, *Altarnaria* sp. The test was carried out *in vitro* by direct confrontation showed that: the *Penicillium* sp. strain showed an average inhibitory activity against the *Verticillium* sp. strain and negative inhibition against *Altarnaria* sp. On the other hand, the *Penicillium* sp. strain exhibits a very significant inhibitory effect with respect to *Fusarium* sp which is manifested by a slowing down of the growth of the colonies of the pathogenic germ.

الكلمات المفتاحية: شجرة الزيتون، ذبول الفطر، ذبول الفيوزاريوم، الذبول البديل، الفطريات الممرضة للنبات، العداء.