



Réf :/UAMOB/F.SNV.ST/DEP.AGRO/2019

MEMOIRE DE FIN D'ETUDES EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME MASTER

Domaine : SNV

Filière : Sciences Agronomiques

Spécialité : Phytopathologie

Présenté par :

MANSOURI Selma & OUKACI Karima

Thème

**Identification des champignons phytopathogènes de
l'olivier *Olea europaea* associés aux attaques de la mouche
d'olive *Bactrocera oleae* en vue d'une lutte biologique par
Bacillus dans la région de Bouira.**

Soutenu le : 10 / 07 / 2019

Devant le jury composé de :

<i>Nom et Prénom</i>	<i>Grade</i>		
LAMINE. S	MCA	FSNVST/Univ. de Bouira	Président
BOUBEKKA. N	MAA	FSNVST/Univ. de Bouira	Examineur
KEBDANI. M	MCB	FSNVST/Univ. de Bouira	Promoteur
TAFIFET. L	MAA	FSNVST/Univ. de Bouira	Co-promotrice

Année Universitaire : 2018/2019

Remerciements

Le grand Merci nous le réservons à DIEU le tout puissant pour le courage et la volonté qu'il nous a accordé pour mener à bien notre travail.

Au terme de ce travail, Nous tenons tout d'abord à exprimer nos grandes gratitudes et nos sincères remerciements à notre promoteur Mr. KEBDANI M et Co-promotrice Mme. *TAFIFET L*, qui nous ont énormément aidé et ouvert la voie par leurs conseils et leurs dévouement tout au long de l'élaboration de ce mémoire en mettant en œuvre tout le fruit de leur expérience.

Notre profonde gratitude va particulièrement à Mr. MIDOUNE F et Mr. MERDOUDE R. pour leur aide à surmonter les nombreuses difficultés du terrain.

Nous tenons aussi à remercier Mme. MILOUDI Dj la directrice de la Station Régionale de Protection des Végétaux Draa Ben Khedda (SRPV DBK) pour son accueil au sein de la station.

Nos remerciements s'adressent au personnel de la station SRPV DBK spécialement Mme HASNAOUI, Mr MIDOUN F et Mme KEBIR N pour leur précieux apport technique tout au long de l'expérimentation.

Nous remercions également les membres du jury qui nous ont fait un grand honneur en acceptant de participer à l'évolution de notre travail de mémoire.

Merci à tous nos enseignants pour leurs efforts puissants au cours de toutes ces années et nous leur exprimons toute notre gratitude pour leur aide. Nous saluons également toutes leurs qualités humaines si rares de nos jours.

Nous tenons à remercier également Mr. GUECHOUD Idir et Mr. OUKACI Farid, pour leur générosité et leur disponibilité.

Un grand merci chaleureux pour tous nos collègues. Nous avons partagé ensemble nos doutes et nos craintes, nous n'oublierons jamais tous les moments que l'on a partagés ensemble.

Dédicace

Je dédie ce modeste travail...

*À celui qui m'a toujours nourrit d'amour et de tendresse, qui grâce à ses encouragements,
son soutien et son compréhension et surtout son affection
j'ai pu avancer dans la vie. L'être le plus cher à mon cœur, mon très cher papa.*

*À celle qui m'a toujours encouragé « à sa manière », et qui m'a appris de ne jamais me
contenter du minimum et que dans les études comme dans la vie il faut persévérer pour
atteindre ses buts, m'a appris la soif scientifique et l'amour de la patrie, la prunelle de mes
yeux ma très chère maman.*

À mes chers sœurs : Rania , Yasmine et ma petite Cylia

À mon petit frère Abd el haq.

À mes tantest, oncles, cousins et cousines

*À mes très chères amies et sœurs, celles qui m'ont aidé et soutenu et
prit soin de moi : Karima, Sihame, Sylia, Fahima, Fatiha , melisa,, Nadia.*

À tous mes enseignantes en particulier : Monsieur Kébdani et madame Tafifet.

Selma

Dédicace

Je dédie ce modeste travail à :

Les deux êtres les plus chères au monde pour toute leur tendresse et les sacrifices consentis à mon éducation et ma formation et qui n'ont d'égal que le témoignage de la profonde reconnaissance.

Mon père et Ma mère

A mes chers frères : Karim et Farid .

A mes chères sœurs : Nadia, Souhila et ma petites Amina.

A mon cher grand père et ma grande mère .

A tous mes oncles et mes tantes.

A tous mes cousins et mes cousines: Sofiane ,Amine, Imane, Dawia , Nadia, Manal , Nawal ,Sabrina ,Souad, Samia , Nora et Dalila .

A mes chers collègues amies : Selma, Fahima, Mélisa, Sylia ,Nadia .

A tous mes enseignants en particulier :Monsieur Kébdani et madame Tafifet.

Karima

Liste des tableaux

Tableau 1 : Superficie oléicole des pays membres du Conseil Oléicole International.....	3
Tableau 2 : Principales variétés d'oliviers cultivées dans le monde	4
Tableau 3 : les principales variétés nationales.....	5
Tableau 4: Stades phénologiques de l'olivier.....	8
Tableau 5: Principaux ravageurs de l'olivier	11
Tableau 6: Principales maladies bactériennes et fongiques de l'olivier.....	16
Tableau 7 : Sites et dates des sorties réalisées sur les oliveraies de Bouira.....	28
Tableau 8: Les souches bactériennes testées pour leur activité antagoniste vis à Vis <i>Alternaria sp</i> , <i>Aspergillus flavus</i> , <i>Fusarium oxysporum</i> et <i>Penicillium digitatum</i>	32
Tableau 9: Résultats comparatifs par Blast après séquençage des produits PCR de l'ensemble des souches de la collection.....	33
Tableau 10 : Les aspects macroscopiques et microscopiques des différents champignons identifiés.....	38
Tableau 11: Les résultats de l'isolement des agents pathogène à partir d'olivier.....	41
Tableau 12 : Pourcentages d'inhibition des souches <i>Bacillus thuringiensis</i> (B1 et BEN1) et <i>Bacillus cereus</i> (B10) confrontées avec <i>Alternaria sp</i> , en fonction du temps.....	46
Tableau 13 : Pourcentages d'inhibition des souches <i>Bacillus thuringiensis</i> (B1 et BEN1) et <i>Bacillus cereus</i> (B10) confrontées avec <i>Fusarium oxysporum</i> , en fonction du temps.....	47
Tableau 14 : Pourcentages d'inhibition des souches <i>Bacillus thuringiensis</i> (B1 et BEN1) et <i>Bacillus cereus</i> (B10) confrontées avec <i>Aspergillus flavus</i> , en fonction du temps.....	48
Tableau 15 : Pourcentages d'inhibition des souches <i>Bacillus thuringiensis</i> (B1 et BEN1) et <i>Bacillus cereus</i> (B10) confrontées avec <i>Penicillium digitatum</i> , en fonction du temps.....	49

Liste des figures

Figure 1 : Les principales parties d'un olivier	7
Figure 2 : Œuf pondue dans une olive verte	12
Figure 3 : Larve de la moche de l'olive	13
Figure 4 : Pupa de la moche de l'olive dans le sol	13
Figure 5 : A: femelle, B: male de la mouche d'Olivier.....	14
Figure 6 : Dégâts qualitatifs causer par les piqures de la mouche sur le fruit d'olive	15
Figure 7 : Dégâts quantitatifs de la mouche sur les fruits	15
Figure 8 : Variation des températures dans la région de Bouira durant la période	22
Figure 9 : Précipitations de la région de Bouira durant la période de	23
Figure 10 : Diagramme ombrothermique de Bagnoles et Gaussen pour la région de Bouira.....	24
Figure 11 : Climagramme d'Emberger (Q2) de la région de Bouira pour la période.....	25
Figure 12 : Carte satellitaire de la wilaya de Bouira montrant les sites de prospection (Google earth pro. Original, 2019).....	26
Figure 13 : Piège delta accroche a l'arbre de l'olivier.....	27
Figure 14 : Olives présentent des symptômes des attaques de la mouche d'olive.....	28
Figure 15 : Feuilles d'olivier mises dans des sachets stériles.....	29
Figure 16 : Boîtes pétri contenant les fragments des fruits mises à l'étuve	30
Figure 17 : Fragments de tissus végétales mises dans des boîtes pétri contenant le milieu PDA...	31
Figure 18 : L'arbre Phylogénétique réalisé à partir des résultats du séquençage et Blast.....	34
Figure 19 : La variation du nombre de mouches capturées pendant la période d'étude.....	36
Figure 20 : Pourcentages des espèces fongiques identifiées à partir de l'olivier (feuilles et fruits) par rapport au nombre total des moisissures isolés.....	42
Figure 21 : La croissance des souches pathogènes de ,A: <i>Fusarium oxysporum</i> , B: <i>Aspergillus flavus</i> , C: <i>Alternaria sp</i> et D: <i>Penicillium digitatum</i> , en présence de <i>Bacillus thuringiensis</i> (BEN1) après 5 jours d'incubation à 32°C.....	44
Figure 22 : La croissance des souches pathogènes de A: <i>Fusarium oxysporum</i> , C: <i>Aspergillus flavus</i> , D: <i>Alternaria sp</i> et C : <i>Penicillium digitatum</i> , en présence de <i>Bacillus thuringiensis</i> (B1) après 5 jours d'incubation à 32°C.....	44
Figure 23 : La croissance des souches pathogènes de A : <i>Fusarium oxysporum</i> , B : <i>Aspergillus flavus</i> , C : <i>Alternaria sp</i> et D : <i>Penicillium digitatum</i> , en présence de <i>Bacillus cereus</i> (B10) après 5 jours d'incubation à 32°C.....	45
Figure 24 : Témoins des souches pathogènes (A : <i>Fusarium oxysporum</i> , B : <i>Aspergillus flavus</i> , C : <i>Alternaria sp</i> et D : <i>Penicillium digitatum</i>) sur milieu MEA après 5 jours d'incubation à	

32°C.....	45
Figure 25: Taux d'inhibition des souches de <i>Bacillus thuringiensis</i> (B1 et BEN1) et <i>Bacillus cereus</i> (B10) confrontées au <i>Alternaria sp</i> en fonction du temps.....	46
Figure 26 : Taux d'inhibition des souches de <i>Bacillus thuringiensis</i> (B1 et BEN1) et <i>Bacillus cereus</i> (B10) confrontées au <i>Fusarium oxysporum</i> en fonction du temps.....	47
Figure 27: Taux d'inhibition des souches de <i>Bacillus thuringiensis</i> (B1 et BEN1) et <i>Bacillus cereus</i> (B10) confrontées au <i>Aspergillus flavus</i> en fonction du temps.....	48
Figure 28 : Taux d'inhibition des souches de <i>Bacillus thuringiensis</i> (B1 et BEN1) et <i>Bacillus cereus</i> (B10) confrontées au <i>Penicillium digitatum</i> en fonction du temps.....	49

Table des matières
Liste des figures
Liste des tableaux
Liste des abréviations

Introduction.....	1
.....	
Chapitre I : synthèse bibliographique	
I - Historique de l'olivier.....	3
II- Distribution géographique actuelle de la culture d'olivier.....	3
II -1- Dans le monde	3
II -1-1- Principales variétés d'olivier au monde	4
II -2- En Algérie	4
II-2-1- Variétés Algérienne de l'olivier	5
III- Botanique de l' <i>Olea europaea</i>	5
III-1- Classification.....	5
III-1-1 Olivier sauvage ou oléastre	6
III-1- 2 Olivier cultivé	6
III-2- Morphologie de la plante	6
III-3- Cycle végétatif	7
IV - Exigences climato-édaphiques	9
IV -1-Température	9
IV -2-Pluviométrie	10
IV -3- Hygrométrie	10
IV -4- Lumière	10
IV -5- Exposition	10
IV-6- Sol	10
V- Ravageurs de l'olivier	11
V-1- Mouche d'olive (<i>Bactrocera oleae</i>)	11
V-1-1- Répartition et plantes hôtes	12
V-1-2- Position systématique	12
V-1-3 Description morphologique des stades larvaires du ravageur	12
V-1-3-1- L'œuf	12
V-1-3-2- Larve	13
V-1-3-3- Nymphe (Pupe)	13
V-1-3-4- Adulte	14
V-1-4- Biologie	14
V-1-5- Principaux dégât.....	14
V-1-6-Lutte contre <i>Bactrocera oleae</i>	15
V-1-6- 1- Procédés culturales	15
V-1-6- 2- Lutte chimique	16
V-1-6- 3- Lutte biologique	16
VI- Principales maladies de l'olivier	16
VI-1-Méthodes de lutte contre les maladies de l'olivier	17
VI-1-1-Méthodes culturales	17
VI-1-2- Lutte chimique	18
VI-1-3- Lutte biologique	18
VI-1-3-1-1- Genre <i>Bacillus spp</i>	19
VI-1-3-1-2- Principales caractéristiques	19
VI-1-3-1-3- Classification du genre <i>Bacillus</i>	19

VI-1-3-1-4- Genre <i>Bacillus</i> comme agent de lutte biologique	20
Chapitre II : Matériel et méthode	
I-Description de la zone d'étude	21
I-1-Situation géographique de la wilaya de Bouira	21
I-2-Occupation des sols de la wilaya	21
I-3- L'organisation agricole	21
I-3-1- L'oléiculture dans la wilaya de Bouira	21
I-4- Hydrologie	21
I-4-1- Ressources et Mobilisation des Eaux.....	22
I-5- Climatologie	22
I-5-1- Températures	22
I-5-2- Précipitations.....	23
I-5-3- Synthèse bioclimatique	23
I-5-3-1 - Diagramme ombrothermique de Bagnoles et Gausson	23
I-5-3-2 - Quotient pluviothermique et climagramme d'Emberger.....	24
I-6- Sites de prospection et de prélèvement des échantillons	25
II-Etude entomologique (de la mouche d'olive)	26
II-1-la méthode de piégeages	26
III-Etude microbiologique.....	27
III-1-L'échantillonnage.....	27
III-1-1 Echantillonnage des fruits	28
III-1-2- Echantillonnage des feuilles.....	29
III-2- Isolement et caractérisation de la flore fongique	29
III-2-1- Matériel utilisé	29
III-2-2- Les milieux de culture utilisés pour l'isolement et l'identification des champignons...	30
III-2-3- Isolement et identification des champignons phytopathogène de l'olivier	30
III-2-3-1- Isolement à partir des fruits	30
III-2-3-1-1- Mise en culture.....	30
III-2-3-1-2- Purification	30
III-2-3-2- Isolement à partir des feuilles	30
III-2-3-2-1- Mise en culture	30
III-2-3-2-2- Purification	31
III-2-4- Identification des champignons	31
III-2-4-1-Etude macroscopiques	31
III-2-4-2-Etude microscopique	32
III-2-4-2-1- Observation directe.....	32
V- L'activité antifongique in vitro des souches antagonistes <i>Bacillus spp</i>	32
V-1- Les milieux de culture utilisés pour les tests	32
V-2- Bactéries antagonistes utilisées	32
V-3- Revivification des souches de <i>Bacillus</i>	34
V-4- Protocole expérimentale.....	35
Chapitre III : Résultats et discussion	
I-Résultats de l'étude entomologique	36
II- Etude microbiologique	37
II-1- Identification des champignons isolés	37
III- Effet antagoniste des souches de <i>Bacillus</i> vis-à-vis les champignons phytopathogènes de l'olivier	44
III-1- Taux d'inhibition	45
III-1-1- Activité antifongique de <i>Bacillus spp</i> sur <i>Alternaria sp</i>	46

III-1-2- Activité anti-fongique de <i>Bacillus spp</i> sur <i>Fusarium oxysporum</i>	47
III-1-3- Activité anti-fongique de <i>Bacillus spp</i> sur <i>Aspergillus flavus</i>	48
III-1-4- Activité anti-fongique de <i>Bacillus spp</i> sur <i>Penicillium digitatum</i>	48
Conclusion	54
Références bibliographique	
Annexes	
Résumé	
Abstract	
ملخص	

Introduction

L'olivier (*Olea europaea* L.) est l'un des arbres fruitiers domestiqués les plus anciens et les plus cultivés dans le monde (**Fabbri et al., 2009**). Elle est concentrée entre les latitudes 30°-45° dans les hémisphères nord et sud des régions climatiques de type méditerranéen. Ainsi, 97% de la superficie mondiale cultivée est située dans le bassin méditerranéen, 0,8% dans les Amériques, 1,5% en Asie et 0,01% en Océanie (**FAO, 2008**). En fait, le patrimoine génétique oléicole mondial est très riche en variétés. Il est constitué par plus de 2,600 variétés différentes (**Muzzalupo et al., 2014**).

L'Algérie, comme de nombreux pays du bassin méditerranéen, offre des conditions écologiques très favorables à la culture de l'olivier. Le climat et le sol, en particulier le long de la côte et dans les zones entourées, sont idéals pour que cet arbre prospère. L'oléiculture est située principalement dans la partie Nord du pays, où la plupart des vergers (80%) sont situés dans des zones montagneuses. Les régions les plus connues par cette culture sont la région de la grande Kabylie (Tizi-Ouzou, Bejaia et Bouira), ces trois wilayas sont spécialisées beaucoup plus dans la production d'huile (**Lamani et al., 2016**).

L'olivier présente une remarquable rusticité et une plasticité lui permettant de produire dans des conditions difficiles (adaptation à une large gamme de sol et une insuffisance de l'irrigation), mais sa productivité reste toujours limitée par plusieurs facteurs biotiques et abiotiques. Avec le retour du printemps, les maladies et les ravageurs peuvent s'attaquer cette culture. L'un des insectes ravageurs les plus importants qui attaquent l'olivier est la mouche (*Bactrocera oleae* (Rossi) anciennement appelée *Dacus oleae* (Diptera : Tephritidae) dont les larves causent habituellement de grandes pertes économiques annuelles en rendement de fruits en creusant des tunnels sur les fruits qui favorisent l'installation et l'infection des champignons. (**Al-Raddad et Mustafa, 2008**).

L'olivier et ses produits peuvent être endommagés par de nombreuses maladies et parasites. Les plus dangereuses sont la bactérie *Pseudomonas savastanoi*, qui produit des tubercules sur les branches et les tiges, le champignon *Cycloconium oleaginum* qui endommage les feuilles et les fruits (**Trapero 1995; Viruega et al., 1997**), *Verticillium dahliae* qui est nuisible pour le système racinaire et la croissance des plantes (**Caballero et al., 1980; Jiménez-Díaz, 1985; Blanco-Lopez et al., 1984**), et plusieurs autres espèces fongiques ayant une importance secondaire telles que *Alternaria* sp qui est le responsable de la pourriture des fruits et tache foliaire (**Sanchez-Hernandez et al., 1998**), *Fusarium oxysporum* (**Sanchez-Hernandez et al., 1996**), *Aspergillus flavus* ; le responsable de la pourriture des fruits d'olive (**Iliasse et al., 2011**).

Pour lutter contre ces maladies l'utilisation non raisonnée des pesticides peut entraîner la pollution de l'environnement et les eaux souterraines et l'apparition de souches pathogènes

Introduction

résistantes. A cet effet, des études scientifiques profondes sont nécessaires pour identifier des méthodes alternatives pour la protection des végétaux, qui sont moins dépendantes des produits chimiques et plus respectueuses de la santé humaine et de l'environnement (**Prapagdee et al., 2008**).

Le contrôle biologique avec les microorganismes bénéfiques permet d'augmenter le rendement en supprimant directement l'inoculum pathogène et/ou en induisant la résistance des plantes. Plusieurs travaux ont été entrepris pour la sélection des agents antagonistes potentiels qui seront utilisés comme agents de lutte biologique vis-à-vis des microorganismes phytopathogènes. En effet, les bactéries appartenant au genre *Bacillus* sont fréquemment utilisées dans le processus de la lutte contre ces agents phytopathogènes, ce moyen alternatif de protection des plantes par des antagonistes bactériens semble être une solution à la fois efficace et respectueuse de l'environnement, elle répond aux exigences économiques et écologiques (**Bouzerouata, 2017**). Cette forme de bio-protection permet de réduire et ou d'inhiber la croissance et le développement des champignons phytopathogènes. (**Saidi et al., 2009**).

Dans ce contexte, ce présent travail a pour objectifs :

- Une étude entomologique concernant les attaques de la mouche *Bactrocera oleae* sur la variété Chemlal de l'olivier.
- Une étude microbiologique : qui consiste à identifier la mycoflore qui s'attaque aux olives des vergers étudiés.
- Et enfin, une étude d'effet antagoniste de deux espèces du genre *Bacillus* (*Bacillus thuringiensis* et *Bacillus cereus*) par confrontation directe avec les champignons isolés.

Le document est ainsi divisé en trois chapitres ; le premier chapitre est consacré en une synthèse bibliographique. Le second chapitre rassemble la présentation de différentes caractéristiques de la région d'étude, les techniques utilisées sur le terrain et au laboratoire et les indices employés pour l'exploitation des résultats et le troisième chapitre présente les résultats et leur discussion. Et enfin, une conclusion générale résumera les différents résultats obtenus.

I - Historique de l'olivier

Les premières traces sauvages de l'Olivier ont été retrouvées en Asie mineure et date d'il y a plus de 14000 ans (**Loumou ,2002**). De tous les peuples antiques, seuls les assyriens et les babyloniens en ignoraient l'existence (**Loussert et Brousse, 1978 ; Civantos, 1998**).

Selon **Loussert et Brousse (1978)**, cet arbre a une origine très ancienne; son apparition et sa culture remonteraient à la préhistoire. Parmi les vestiges les plus anciens, des fossiles de feuilles d'olivier ont été trouvés dans les gisements Phéocéniques de Montardino en Italie (**Blazquez, 1997**). La culture de l'olivier trouve ses origines dans les cultures phénicienne, assyrienne, égyptienne et grecque ainsi que d'autres cultures méditerranéennes moins connues.

De la Grèce à l'Espagne en passant par l'Égypte, l'Italie, la Tunisie, le Maroc et la France. L'olivier va s'implanter durablement sur tout le pourtour méditerranéen (**Moreaux, 1997**). Ainsi, lorsque les romains arrivèrent en Afrique du Nord, les berbères savaient greffer les oléastres (**Loussert et Brousse, 1978**).

II– Distribution géographique actuelle de la culture d'olivier

II -1- Dans le monde

Selon le **COI (2015)**, les oliviers couvrent plus de 11 millions d'hectares dans 47 pays des cinq continents. Notons que la surface totale des oliveraies des pays membres du Conseil Oléicole International est de 9 954 169 ha de la surface oléicole mondiale (**Tab.1**), soit 89 %. Dans cette superficie cultivable, l'on compte plus de 1.5 milliard de pieds d'oliviers. Signalons enfin que plus de 6.7 millions de familles dans le monde ont des oliviers, soit 1.67 ha/famille en moyenne. Les principaux vergers sont recensés en Espagne, Italie, Turquie, Tunisie.

Tableau 1 : Superficie oléicole des pays membres du Conseil Oléicole International (**COI, 2015**).

Pays	Superficie (ha)
Espagne	2 584 564
Tunisie	1 839 600
Italie	1 350 000
Grèce	1 160 000
Maroc	1 020 000
Turquie	798 493
Portugal	358 513
Algérie	330 000
Iran	136 619
Jordanie	132 582
Liban	53 646
Total (ha)	9 954 169

II -1-1- Principales variétés d'olivier dans le monde

Le patrimoine génétique oléicole mondial est très riche en variétés d'olivier (*Olea europaea* L.), cultivées et spontanées (**Tab.2**). D'après **Muzzalupo et al. (2014)**, actuellement sur la base des évaluations de la FAO, ce patrimoine est constitué par plus de 2,600 variétés différentes, ce nombre est certainement plus élevé à cause du manque d'informations pour beaucoup de cultivars locaux et écotypes (**Cantini et al., 1999**).

Tableau 2 : Principales variétés d'oliviers cultivées dans le monde (**COI ,2013**).

Pays	Principales variétés
Albanie	Kaliniot.
Algérie	Chemlal; Sigoise; Azeradj; Limli; Blanquette de Guelma.
Egypte	Aggezi Shami; Hamed; Toffahi.
Espagne	Alfafara;; Cornicabra;; Gordal Sevillana; Hojiblanca; Lechin de Granada.
France	Aglandau; Bouteillan; Grossane; Lucques; Picholine Languedoc; Salonenque; Tanche.
U.S.A	Mission
Grèce	Adramitini; Chalkidiki; Kalamone; Koroneiki; Mastoidis; Megaritiki; Valanlia.
Italie	AscolanaTenera; Biancolilla; Bosana; Canino: Leccino; Majatica di Ferrandina;
Maroc	Haouzia; Menara; Meslala; Picholine Marocaine.
Palestine	Nabali Baladi
Syrie	Abou-Satl; Doebli; Kaissy; Sorani; Zaity.
Tunisie	Chemlali de Sfax; Chétoui; Gerboui; Meski; Oueslati.

II -2- En Algérie

Selon **COI (2010)**, la surface oléicole en Algérie est répartie dans trois principales régions : Le centre, avec 54. 3% de la superficie totale, l'Est, avec 28% et l'Ouest, avec 17%, et le Sud avec 0.4%.

L'oléiculture en 1999 est déployée au Nord de l'Algérie : Chlef, Guelma, Sétif, Boumerdes. Avec le temps est développée dans les régions sahariennes tel que : Biskra, Bechar, Saida, Batna.

II-2-1- Variétés Algérienne de l'olivier

L'oléiculture algérienne est caractérisée par une large gamme de variétés grâce à sa situation géographique et à sa diversité pédoclimatique, les variétés cultivées en Algérie sont représentés essentiellement par des variétés à huile par un degré très important par rapport aux variétés de table (Loussert *et al.*, 1978 ; Mendil *et al.*, 2007) (Tab.3).

Tableau 3 : les principales variétés nationales (Saad, 2009).

Variétés	Origine et diffusion
Azeradj	Petit Kabylie (oued Soummam), occupe 10% de la surface oléicole nationale.
Chemlal	Occupe 40% des verges oléicole national, «présente surtout en Kabylie » s'étend des monts Zekkar à l'ouest aux Bibans à l'est.
Limli	Originaire de sidi-aiche (Bejaia), occupe 8% du verger oléicole national, localisée sur les versants montagneux de la base vallée de Soummam jusqu'au littoral.
Sigoise ou olive de Tlemcen ou olive de tell	Elle est dominante depuis Oued rhiou jusqu'à Tlemcen.
Rougette de Mitidja	Plaine Mitidja
Grosse de Hamma, Oued Ethour	Hamma (Constantine)
Bouriche, olive d'El-Harrouch.	El-Harrouch, Skikda.

III- Botanique de l'*Olea europaea*

III-1- Classification

L'olivier (*Olea europaea*) appartient à la famille des Oléacées et en genre *Olea* qui se compose de 33 espèces dont la plupart se rencontrent en Europe en Afrique de l'Est et en Afrique australe, ainsi que' en Asie tropicale (Van Der Vossen, *et al.*, 2007).

Il existe deux types d'olivier : Le type sauvage (oléastre) *olea europaea oleaster* et le type cultive *olea europaea sativa* (Polese ,2007).

III-1-1 Olivier sauvage ou oléastre

C'est un arbuste buissonnant de 6 m de haut maximum, souvent beaucoup plus petit. Il a la particularité de posséder des rameaux épineux, des feuilles rondes et légèrement allongées et des fruits très petits âpres et renferment très peu d'huiles. On le retrouve dans les maquis des régions méditerranéennes et il forme même de vraies forêts en Espagne, en Algérie et en Asie Mineure. (Polese ,2007).

III-1- 2 Olivier cultivé

Est un arbre qui peut vivre des milliers d'années et mesurer de 5 à 12 m de haut. Il possède un tronc sinueux, des feuilles lancéolées et le fruit devient noir à complète maturité de forme et de teneur en huile assez variables selon la variété considérée (Van Der Vossen, *et al.*, 2007).

Selon Argenson *et al.* (1999), la systématique de l'olivier est comme suit :

Embranchement : Phanérogames.

Sous-embranchement : Angiospermes.

Classe : Dicotylédones.

Ordre : Ligustrales.

Famille : Oléacées.

Genre : *Olea*.

Espèce : *Olea Europaea*.

Sous-espèce: *Olea Europaea. Sativa*.

Sous-espèce : *Olea Europaea.Oleaster*.

III-2- Morphologie de la plante

Selon Baptiste de vilmorin (2003), L'olivier cultivé est un arbre vigoureux qui peut atteindre de 10 à 12 m de haut, mais il est la plupart de temps taillé pour des raisons de productivité et de facilités la récolte. Ses dimensions et ses formes varient avec les conditions climatiques, l'expansion, la fertilité du sol, et les variétés (Argenson *et al.*, 1999) (Fig.1).

L'olivier développe un système racinaire localisé à une profondeur de 50 à 60 cm, principalement sous le tronc, du quel sortent les branches principales sur lesquelles insérées les branches secondaires (Argenson *et al.*, 1999).La hauteur du tronc varie en fonction des zones de culture et des cultivars (Loussert et Brousse ,1978).

Argenson *et al.* (1999) souligne que les feuille d'olivier persistent de deux à trois ans sur les rameaux, ayant une position opposées, de forme ovale oblongue a quelque fois linéaires selon les

variétés, de dimension de 3 à 8 cm de long et de 1 à 2.5 cm de large ,portées par un court pétiole. La face supérieure est luisante et coriace, de couleur vert foncée. la face inférieure présente un aspect argenté consécutif à la présence de poils tecteurs en forme de disque ou de parasol. **(Brousse et Loussert, 1978).**

Les fleurs sont réunies en grappes, pouvant comporte de 10 à 40 fleurs suivant la variété **(Henry, 2003)**. Les fleurs sont petites, à symétrie régulière, généralement hermaphrodites ou parfaites, avec une formule florale composée de quatre sépales, quatre pétales deux étamines, deux carpelles, les fleurs sont de couleur blanc-jaunâtre, très légèrement odorantes et très sensible au froid et au vent **(Argenson *et al.*, 1999)**.

Le fruit est une drupe charnue, de forme sphérique ou elliptique, sa dimension est de 1 à 3 cm de longueur et de 0.60 à 2 cm de diamètre selon la variété **(Argenson *et al.*, 1999)**.

Le fruit d'olive se compose de l'épicarpe (peau de l'olive). Elle est recouverte d'une matière cireuse, la cuticule, qui est imperméable à l'eau, le mésocarpe (pulpe) qui est la partie comestible de fruit et l'endocarpe (noyaux), y compris la graine **(Loussert et Brousse, 1978)**.

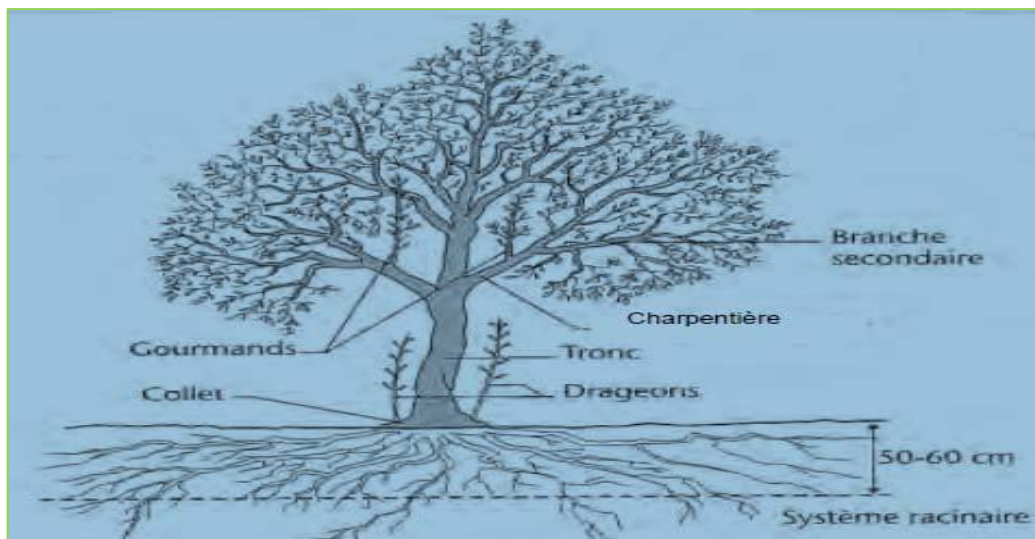


Figure 1 : Les principales parties d'un olivier **(Argenson *et al.*, 1999)**.

III-3- Cycle végétatif

Le tableau suivant résume les différents stades de cycle végétatif de l'olivier **(Tab.4)**.

Tableau 4: Stades phénologiques de l'olivier (**Argenson et al., 1999**).

Stade	Caractéristiques	Image
Repos végétatif.	Période : novembre – février. Le bourgeon terminal et les yeux axillaires sont en repos végétatif.	
Réveil végétatif.	Période : février – mars. Le bourgeon terminal et les yeux axillaires amorcent un début d'allongement.	
Inflorescence. Appariation des boutons Floraux	Période : mars – février. Les boutons s'agrandissent en gonflant. Ils sont portés par un pédicelle court. Les bractées alluées à leur base s'écartent de la hampe florale.	
Floraison	Période : mai – 10 juin. Pleine floraison La majorité des fleurs sont épanouies.	

Fructification	Période : fin mai – juin. Chute des pétales. Les pétales brunissent et se séparent du calice. Ils peuvent subsister un certain temps au sein de la grappe florale.	
Développement de fruit	Période : juillet – août. Grossissement des fruits (1^{er} stade). Les fruits subsistant grossissent pour atteindre la taille d'un grain de blé.	
	Grossissement des fruits (2^{ème} stade). Les plus développées atteignent 8-10 mm de long et début de lignification de noyaux.	

IV - Exigences climato-édaphiques

IV -1-Température

La culture de l'olivier est très sensible aux températures hivernales inférieures à 0° C et même pour celles inférieures à 10° C qui contribuent à l'arrêt du processus de fécondation pendant la période de floraison. Ceci a pour effet une mauvaise fécondation des fleurs, par conséquent une réduction de l'arbre (**Ahmidou et Hammadi, 2007**). La température moyenne du développement de l'olivier se situe entre 12° C et 22°C (**Maillard, 1975**).

IV -2-Pluviométrie

L'olivier (*Olea europaea L.*) est un arbre méditerranéen par excellence. Naturellement évolue sous des précipitations supérieures à 400 mm par an. Cet arbre peut se contenter d'une pluviométrie très basse, la limite est estimée à quelques 200 mm par an. Pour une bonne rentabilité, l'olivier exige une pluviométrie bien supérieure à (350-450 mm) (**Loussert et Brousse, 1978**).

D'après **Pagnol (1975)**, la pluviométrie et la nature du sol sont des facteurs déterminants. A moins de 500 mm de pluie, la culture sans le recours à l'irrigation ne peut être économiquement rentable.

IV -3- Hygrométrie

L'humidité excessive de l'air est l'un des facteurs défavorables à la floraison et à la fructification de l'olivier. Selon **Pagnol (1985)**, les taux élevés d'humidité provoquent la chute des fruits et diminuent le rendement en huile.

IV -4- Lumière

Selon **Baldy (1979)**, Les rayonnements solaires sont indispensables, soit pour la croissance ou pour la fructification. **Baldy et al. (1985)** ont montré que les feuilles d'olivier sont des organes de pleine lumière. C'est-à-dire que leur photosynthèse nette n'est importante qu'avec une forte énergie incidente.

IV -5- Exposition

Selon **Gereaud (2006)**, l'olivier résiste au gel à condition de bénéficier d'un hiver sec. Les meilleurs lieux de cultures se situent sur les pentes orientées au sud des coteaux, mais il faut éviter les zones aux risques élevés de gel : tel que les bas fonds, bords des rivières.

IV-6- Sol

D'après (**Loussert et Brousse, 1978**), dans les zones arides les sols sablonneux conviennent mieux pour la culture de l'olivier car ils ont une grande perméabilité (l'eau de pluie arrive rapidement aux racines), ainsi, ils ont une faible capacité de rétention, ce qui signifie que l'évaporation est très réduite. Par contre, dans les zones qui ont des sols lourds, moins perméables et a une grande capacité de rétention en eau, l'olivier a besoin d'une pluviométrie très élevée.

Le sol doit être bien aéré pour permettre l'apport d'oxygène aux racines. L'oxygène est nécessaire à une bonne assimilation de l'eau et des éléments minéraux (**Argenson et al., 1999**).

V- Ravageurs de l'olivier

Les ennemis de l'Olivier sont très nombreux et diversifiés. Ils comptent près de 250 ennemis importants qui sont signalés par différents auteurs (**Cautero, 1965**). Dont les ravageurs sont repartis entre 110 insectes 13 Arachnides, 11 nématodes, 5 oiseaux et 4 mammifères etc. (**Gaouar, 1996**). (Tab.5).

Tableau 5: Principaux ravageurs de l'olivier (Saad, 2009).

Désignation de ravageur	Dégâts et conséquences
Mouche del'olive (<i>Dacus oleae</i> Gmel.)	-Olives véreuses, -Perte de récolte . -Baisse de qualité .
Cochenillenoire (<i>Saissetiaoleae</i> Bern.)	-Développementde fumagine. -Affaiblissementde l'olivier.
Teigne del'olivier (<i>Prays oleae</i> Bern.)	-Chute des boutons florauxet des olives. -Perte de récolte.
Neiroun ou Scolyte (<i>Phloeotribusscaraboeides</i> Bern.)	-Tronc présentant desamas de sciureblanche. -Mort rapide de l'olivier.
Pyrale du jasmin (<i>Euzophera pinguis</i> H. W.)	-Attaque des bourgeons terminaux. - Difficulté de reprisesur jeunes vergers.
Hylésine de l'olivier (<i>Hylesinus oleiperda</i> F.)	-Dessèchement des rameaux. -Affaiblissement del'arbre et perte de récolte.
Psylle de l'olivier (<i>Euphyllura olivina</i> Cos ta.)	-Développement de Fumagine.
Otiorrhynque (<i>Otiorrhynchus cribricollis</i> Gyll.)	-Attaque des feuilles et des bourgeons terminaux. -Difficulté de reprise sur jeunes vergers.

V-1- Mouche d'olive (*Bactrocera oleae*)

Selon l'INPV (2009) la mouche de l'Olive *Bactrocera (Dacus) oleae* est le ravageur le plus préoccupant pour les Oléiculteurs causant des dégâts sur fruits pouvant aller jusqu'à 30 % de fruits

abimés et non utilisables. Les attaques de mouche conduisent également à une altération de la qualité de l'huile, provoquant une augmentation du taux d'acidité.

V-1-1- Répartition et plantes hôtes

L'espèce *B.oleae* est présente dans tout le bassin méditerranéen, aux Iles Canaries, au Proche-Orient, en Afrique du Nord, de l'Est et du Sud. Cette aire couvre celle du genre *Olea*.

La mouche de l'olive semble inféodée aux fruits du genre *Olea*, en Afrique elle a été trouvée sur *O.europaea africana* (MILL). Mais sa plante hôte principale est *O.europaea* forme cultivée ou sauvage (oléastre). Toutes les variétés (cultivars) d'olivier peuvent être attaquées par *B. oleae* (Arambourg, 1986).

V-1-2- Position systématique

La mouche *B. oleae* a été décrite pour la première fois par **Rossi et al. (1978)**, il s'agit d'un insecte de l'ordre des Diptères appartenant au groupe des Schizophora, à la superfamille des Muscoidea, à la famille des Tephritidae et la sous-famille des Dacinae dont la plupart des espèces vivent dans les zones tropicales. Cette sous-famille comprend deux tribus où les Dacini ne sont représentés que par le genre *Bactrocera* caractérisé par la nervation des ailes, une arista nue et un abdomen court et épais. (Arambourg, 1986).

V-1-3 Description morphologique des stades larvaires du ravageur

V-1-3-1- L'œuf

Il a une forme allongée avec la partie antérieure un peu élargie et un micropyle tuberculiforme à l'extrémité postérieure. La partie dorsale est convexe et la partie ventrale plate. La couleur est blanchâtre avec une réticulation polygonale très fine. Sa longueur est de 0,7 mm environ et son diamètre est de 0,2 mm (Arambourg, 1986) (Fig.2).

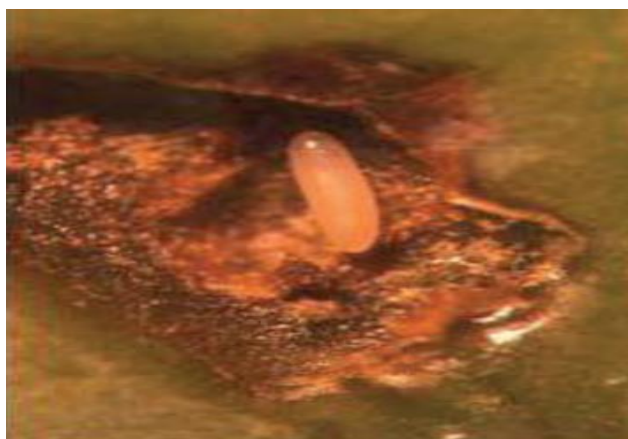


Figure 2 : Œuf pondue dans une olive verte (Guario et La Notte, 1997)

V-1-3-2- Larve

Les trois stades larvaires sont caractérisés par la forme, la dimension de l'armature buccale et la disposition des stigmates : la larve de premier stade est de type metapneustique, celles du second et troisième stade sont de type amphipneustique.

La forme des stigmates prothoraciques permet de distinguer le deuxième stade du troisième. La tête, de forme trapézoïdale, porte à l'extrémité antérieure deux antennes minuscules composées de trois segments. L'armature buccale possède un crochet simple, avec une dent préapicale marquée chez les larves du premier stade seulement. La longueur du troisième stade atteint 7 mm (**Arambourg, 1986**) (**Fig.3**).



Figure 3 : Larve de la moche de l'olive (**AFIDOL, 2011**)

V-1-3-3- Nymph (Pupe)

Elle se développe à l'intérieur d'un puparium issu du dessèchement de l'épiderme larvaire. Le puparium est de forme elliptique. Ses dimensions et celles de la nymphe varient suivant l'alimentation des larves (entre 3 et 4,5 mm). Sa couleur varie du jaune ocre au blanc crème selon le stade de dessèchement de l'épiderme (**Arambourg, 1986**) (**Fig.4**).



Figure 4 : Pupe de la moche de l'olive dans le sol (**Bonifacio et al., 2009**).

V-1-3-4- Adulte

Les adultes, de 4 à 5 mm de long environ, ont la tête jaune-rougeâtre avec la face plus pâle et deux taches noires au-dessus des antennes. L'abdomen est de couleur fauve avec deux taches noires de dimension variable sur les segments 1 et 4. Les soies sont noires et la pubescence jaune. Le sixième tergite de la femelle est presque entièrement recouvert par le cinquième, et la partie basale de l'ovipositeur est noire et longue de 1 mm (**Arambourg, 1986**) (**Fig.5**).

Selon **Blachowsky et Mesnil (1935)**. La mouche de l'olive se reconnaît par la présence d'une tache noirâtre à l'extrémité de chaque aile.

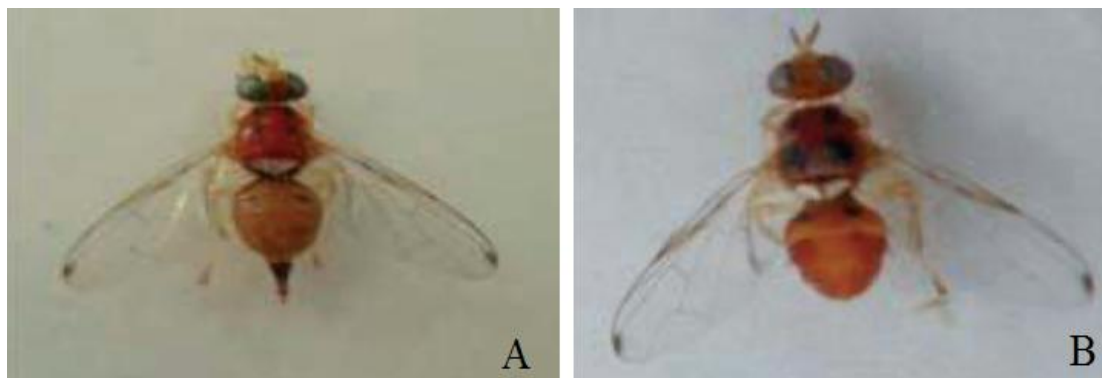


Figure 5: A: femelle, B: male de la mouche d'Olivier. (Guario et La Notte, 1997).

V-1-4- Biologie

La mouche passe l'hiver sous forme d'adulte ou de puppe, dans les cinq premiers centimètres du sol. Au printemps, les adultes émergent et 4 ou 5 générations se succèdent du début de l'été jusqu'au mois d'octobre à basse altitude. De 3 à 4 générations dans les altitudes les plus hautes. Après l'accouplement la femelle dépose un œuf sous l'épiderme de l'Olive. Elle a une fécondité moyenne de 300 à 400 œufs. Après quelques jours, une larve éclot et commence à se nourrir de la pulpe de l'Olive. Son développement dure 9 à 14 jours et compte 3 stades larvaires. A la fin de son développement, celle-ci se transforme en puppe dans l'Olive pour les générations d'été. Après une dizaine de jours, un nouvel adulte va émerger de la puppe et de l'Olive. Pour la dernière génération, la larve quitte le fruit et tombe au sol (**I.N.P.V., 2009**).

V-1-5- Principaux dégâts

Selon l'**INPV (2009)** la mouche de l'olive cause des dégâts à la fois qualitatifs et quantitatifs. Les fruits attaqués ont un aspect fripé. L'adulte quitte le fruit en creusant un trou de 1 mm de diamètre environ parfaitement visible et caractéristique, il forme une petite tache brune aux bords nécrosés. Le développement de la larve à l'intérieur de l'olive affecte directement l'alimentation du

fruit, sa maturation et sa force d'attachement au pédoncule, provoquant ainsi une chute accélérée. En mettant la pulpe de l'olive au contact de l'air et des déjections de la larve, la qualité de l'huile est altérée par augmentation du taux d'acidité (**Fig.6 et 7**).



Figure 6: Dégâts qualitatifs causer par les piqûres de la mouche sur le fruit d'olive (AFIDOL , 2011).



Figure 7 : Dégâts quantitatifs de la mouche sur les fruits (Bonifacio et Cargese et Sartene, 2009).

V-1-6-Lutte contre *Bactrocera oleae*

V-1-6- 1- Procédés culturales

D'après l'INPV (2009), Elle est dirigée contre le stade nymphal de *Bactrocera* en hibernation. En effet, le travail du sol avec un léger labour ou à l'aide d'un cover crop pourrait constituer un facteur clé de mortalité des pupes hivernantes. Le retournement du sol en hiver pourrait provoquer la mortalité des pupes exposées à la surface du sol. En plus de la pratique de la taille, l'anticipation sur la date de récolte permet de réduire les niveaux d'infestation des Olives par la mouche en assurant une production intéressante en huile d'Olive.

V-1-6- 2- Lutte chimique

Deux types de traitement insecticide sont utilisés contre *B. oleae* ; les appâts empoisonnés (hydrolysate de protéines mélangé à un insecticide) contre les adultes ; et les pulvérisations de couverture contre les stades larvaires dans les olives.

Le premier type est préventif, le second est curatif. Les opérations de traitement généralement déclenchées en se basant sur la capture de 3 à 5 mouches tous les 5 jours (**Neuenschwander *et al.*, 1986**).

En Algérie, la lutte dirigée contre la mouche de l'olive est organisée annuellement. Depuis 1979, un système d'avertissement agricole a été mis au point. Ce système est basé sur l'observation de l'activité de la mouche et du stade de réceptivité des fruits. Les seuils des taux de piqures devant décider le déclenchement des traitements pour les plantations en masse de la variété Sigoise, situées dans les plaines ouest du pays, est de 1 %. Pour les plantations isolées, le seuil est de 3 %. Pour toutes les autres zones plantées (Chemlal), le seuil du taux de pique est de 5 %, le seuil de capture des adultes est de 3 mouches par piège. et par jour en moyenne pour deux relevés consécutifs (**Grioua, 1989**).

V-1-6- 3- Lutte biologique

Depuis les années 1960, un effort important été fait en Italie spécialement utiliser *O. concolor* en lâchers invasifs contre *B. oleae* (**Neuenschwander *et al.*, 1986**), alors que ce n'est pas les cas en Algérie.

VI- Principales maladies de l'olivier

L'oléiculture est confrontée à plusieurs problèmes en particulier les attaques causées par des microorganismes (bactéries, champignons et virus) (**Tab.6**).

Tableau 6: Principales maladies bactériennes et fongiques de l'olivier (**Saad, 2009**).

Désignation de la maladie	Symptômes
Œil de paon (<i>Cycloconium oleaginum</i>)	-Tâches foliaires circulairess'accroissant depuis le point de pénétration duchampignon. -Chute massivedes feuilles. -Affaiblissementdes arbres. - Perte de récolte.

Verticilliose (<i>Verticillium dahliae</i>)	-Dessèchement rougeâtre desrameaux. -Sortie importante de rejets. -Perte d'unecharpentière ou de l'arbre.
Cercosporiose (<i>Cercospora cladosporioides</i> Sacc)	- Des zones chlorotiques irrégulières sur la feuille. -Taches brunes foncées légèrement déprimés sur le fruit. -Jaunissement des feuilles.
Tuberculose(<i>Pseudomonas savastanoi</i>)	-Tumeurs, nodules sur le bois. -Eclatement de l'écorce. -Baissedu vigueur et deproduction.

Concernant les maladies d'origine virale, la plupart des virus, à l'exception du cryptovirus sont associés à des dégâts plus ou moins graves aux plantes qu'ils parasitent qui se traduisent par des pertes quantitatives et/ou qualitatives de la récolte (**Clara et al., 1997**).

VI-1-Méthodes de lutte contre les maladies de l'olivier

La gestion des maladies fait partie intégrante de la culture de l'olivier et constitue un élément-clé de la production d'une huile de qualité. Elle doit donc être prise en compte dans toutes les décisions prises tout au long de la culture, à commencer par la plantation elle-même. Ensuite, les principales mesures de lutte contre les maladies de l'oléiculture sont développées, en tenant compte du fait que les ennemis de l'olivier font partie de la biodiversité de l'agrosystèmes oléicole et que les actions de la culture ne doivent pas viser à éliminer totalement ses ennemis, mais à vivre avec eux, c'est-à-dire à maintenir une population compatible avec une production durable et qualitative. (**Trapero et al., 2011**).

VI-1-1-Méthodes culturales

Des mesures de lutte contre les maladies dans l'olivieraie doivent être prises avant la plantation. Il est recommandé d'acheter les plantes en pépinières avec les garanties appropriées, afin d'assurer la qualité sanitaire de la plante commercialisée. Une fois la bonne plante choisie, il est nécessaire d'assurer l'absence de pathogènes dans le sol avant de la planter. Les mesures préventives visant à éviter l'excès d'humidité dans le sol (travaux de drainage, sous-solage, évitement des trous de plantation profonds, plantation en billons).L'utilisation de variétés résistantes est recommandée afin de limiter l'infection et/ou la colonisation de l'agent pathogène dans l'olivier (**Trapero et al., 2011**).

Il est également conseillé d'utiliser des cadres de plantation à faible densité et des fertilisations équilibrées qui permettent une ventilation adéquate de la couronne, ce qui réduit le temps d'humectation foliaire et limite la capacité infectieuse des principaux pathogènes foliaires : *Fusicladium oleagineum*, *Pseudocercospora cladosporioides*, *Colletotrichum spp.* (**Roca et al., 2005**). D'autre part, lors de la taille, il est recommandé d'effectuer des coupes lisses et inclinées pour éviter l'accumulation d'eau qui peut favoriser l'entrée d'agents pathogènes (**Trapero et Blanco, 2008**).

VI-1-2- Lutte chimique

L'application de fongicides est la mesure de lutte la plus répandue contre les agents pathogènes qui affectent la partie aérienne de l'olivier. Parmi ces fongicides ; les produits cuivriques (hydrosides, oxydes, oxychlorures, sulfates), qui sont efficaces contre *Fusicladium oleagineum*, *Pseudocercospora cladosporioides*, et dans une moindre mesure les *Colletotrichum spp* (**Trapero et al., 2011**).

Dans la lutte chimique, l'utilisation de produits phytosanitaires pour lutter contre les maladies des cultures présentent des impacts sur l'environnement, sur la santé et résistance de certains agents pathogènes. Par conséquent, Les chercheurs ont développé des méthodes alternatives pour lutter contre les maladies des plantes entre autres la lutte biologique (**Trapero et al., 2011**).

VI-1-3- Lutte biologique

Dans un contexte d'oléiculture durable, la lutte biologique peut offrir de nombreuses méthodes alternatives naturelles en utilisant des produits d'origine biologique tels que les extraits végétaux, les huiles essentielles et les agents antagonistes (**Trapero et al., 2011**).

La lutte biologique utilisant le potentiel antagoniste naturel contre les pathogènes est une alternative potentiellement viable et écologique (**Jiménez-Díaz et al., 2011**). L'antagonisme est un phénomène par lequel l'action des antagonistes supprime ou inhibe la croissance, le développement et l'activité normale des agents phytopathogènes qui se trouvent à proximité (**Heydari et Pessarakli, 2010**).

Ces microorganismes produisent des métabolites secondaires antifongiques qui inhibent la croissance et le métabolisme des agents pathogènes. L'application des agents antagonistes dans la lutte contre les maladies présentent certains avantages par rapport aux fongicides synthétiques, notamment : l'absence de résidus toxiques, respectueuse de l'environnement, durable, efficace, facile à appliquer (**Bonatterra et al., 2012**).

Les agents antagonistes utilisés pour lutter contre les champignons pathogènes appartiennent à plusieurs groupes taxonomiques, notamment les bactéries telles que *Pseudomonas sp* et *Bacillus sp.* (Mercado-Blanco *et al.*, 2004), et champignons tels que *Trichoderma virens* (Hanson, 2000).

VI-1-3-1-1- Genre *Bacillus spp*

Bacillus est l'un des genres les plus courants de bactéries libres présentes dans le sol. Dans cet habitat, on le retrouve dans les couches les plus superficielles aux plus profondes et il colonise la rhizosphère des plantes. Il a été démontré que ces bactéries ont une large distribution dans toutes les régions géographiques de la planète, atteignant environ 24% du total des bactéries isolées dans le sol (López-Escudero et Mercado-Blanco, 2010). Ces espèces sont largement utilisées dans la lutte biologique contre les microorganismes phytopathogènes. (OrberáRatón *et al.*, 2005).

VI-1-3-1-2- Principales caractéristiques

Les bactéries du genre *Bacillus* présentent une croissance aérobie ou parfois anaérobie facultative, une morphologie bacillaire à Gram positif et une motilité flagellaire. La taille de ces espèces varie entre 0,5 à 10 µm ; la croissance optimale étant dans un pH neutre, avec un large intervalle de températures de croissance. Bien que la plupart des espèces soient mésophiles (température entre 30 et 45 °C), la diversité métabolique est liée au développement de plantes et au contrôle des agents pathogènes (Tejera-Hernández *et al.*, 2011). D'autres caractéristiques qui se distinguent sont la capacité à produire des endospores (ovales ou cylindriques) comme mécanisme de résistance à divers types de stress (Calvo et Zúñiga, 2010 ; Layton *et al.*, 2011 ; Tejera-Hernández *et al.*, 2011)

VI-1-3-1-3- Classification du genre *Bacillus*

Le genre *Bacillus* a été signalé pour la première fois par Cohn (1872), qui l'a décrit comme une bactérie produisant des endospores résistantes à la chaleur.

Selon Maughan et van der Auwera (2011), les espèces de *Bacillus* appartiennent au :

Règne : Bacteria.

Embranchement : Firmicutes.

Classe : Bacilli.

Ordre : Bacillales.

Famille : Bacillaceae.

Genre : *Bacillus*.

Actuellement, Ce genre comprend plus de 336 espèces qui, en raison de leur similitude génétique peuvent être classées dans différents groupes dont les plus importants sont les suivants :

Le groupe de *B. cereus*, qui comprend *B. cereus*, *B. anthracis* et *B. thuringiensis* et les bacilles de l'environnement, qui sont typiquement présents dans différents habitats, comme le groupe de *Bacillus subtilis* ; composé de *B. subtilis*, *B. licheniformis* et *B. pumilus* et le groupe de *B. clausii-halodurans* (Alcaraz *et al.*, 2010).

VI-1-3-1-4- Genre *Bacillus* comme agent de lutte biologique

Une grande diversité d'espèces du genre *Bacillus* s'est avérée avoir une activité antagoniste contre divers microorganismes phytopathogènes dans les cultures agricoles, comme le maïs, le riz, les arbres fruitiers (Wang *et al.*, 2014 ; Li *et al.*, 2015).

Plusieurs espèces du genre *Bacillus* sont efficaces dans le biocontrôle de divers champignons phytopathogènes (Williams et Asher, 1996 ; Landa *et al.*, 1997 ; Commare *et al.*, 2002 ; Swain et Ray, 2006). Certains des principaux moyens par lesquels ces souches évitent l'établissement et le développement d'organismes phytopathogènes passent par différents mécanismes, dont : la sécrétion d'antibiotiques, les sidérophores, les enzymes lytiques, les toxines et la résistance systémique de la plante (ISR) (Layton *et al.*, 2011 ; Tejera-Hernández *et al.*, 2011).

Les espèces de *Bacillus* productrices d'antibiotiques sont *B. subtilis*, *B. polymyxa*, *B. brevis*, *B. licheniformis*, *B. circulans*, *B. cereus*. Les antibiotiques polypeptidiques produits par *Bacillus* les plus utilisés dans les traitements médicaux sont la bacitracine, la gramycidine S, les polymyxines, la tyrotridine (Morikawa *et al.*, 1992 ; Perez *et al.*, 1993 ; Drablos *et al.*, 1999). Ils ont un large spectre d'action et sont utilisés comme agents antifongiques (Milner *et al.*, 1995).

La plupart de ces *Bacillus* ont été capables d'inhiber la croissance de *Fusarium oxysporum* efficacement *in vitro*. D'autres pathogènes parmi le *F. oxysporum* dont *F. o. ciciris*, *F. o. phasioli* et *F. o. melonis* sont inhibés par des isolats de *Bacillus spp.* de la rhizosphère du pois chiche (Landa *et al.*, 1997).

I -Description de la zone d'étude

I -1-Situation géographique de la wilaya de Bouira

La wilaya de Bouira est située dans la région Centre Nord du pays. Elle s'étend sur une superficie de 4.456,26km² représentant 0,19% du territoire national. Le chef lieu de wilaya est situé à environ 120 km de la capitale Alger. La grande chaîne du Djurdjura d'une part et les monts de Dirah d'autre part, encadrent la wilaya qui s'ouvre de l'Ouest vers l'Est sur la vallée de la Soummam (DSA, 2018).

La wilaya de Bouira est délimitée au Nord par la wilaya de Tizi-Ouzou, à l'Est par la wilaya de Bordj Bou Areridj, au Sud par la wilaya de M'Sila et à l'Ouest par les wilayas de Médéa et de Blida.

I -2-Occupation des sols de la wilaya

L'agriculture constitue la vocation prédominante de l'activité économique de la wilaya avec une superficie agricole totale de 291.423 ha dont 178.998 ha de surface utile à l'agriculture, soit 61% de la superficie agricole totale (DSA, 2018).

I -3- L'organisation agricole

Selon la DSA (2018) la superficie agricole utile de la wilaya est estimée à 190.060 ha, soit 42,67% de la superficie de la wilaya dont 11.411 ha de superficie irriguée, soit 6% de la superficie agricole utile.

La wilaya dispose de deux grands périmètres agricoles:

- Le périmètre de M'chedallah à l'Est avec 1.600 ha.
- Le périmètre des Aribes (Ain Bessem) à l'Ouest avec 2.200 ha.

La production agricole au niveau de la wilaya est à prédominance céréalière et oléicole.

I-3-1- L'oléiculture dans la wilaya de Bouira

L'oléiculture constitue une activité importante au niveau de la wilaya de Bouira avec une superficie d'environ 18.025 ha. Avec cette superficie la wilaya occupe la troisième place dans la répartition des superficies oléicoles au niveau national avec environ 8,7% de la superficie totale (DSA, 2005).

I -4- Hydrologie

Selon la DSA, 2018 la wilaya de Bouira s'étend du point de vue hydrographique sur quatre (04) bassins versants :

- Soummam: 2 240 km².
- Isser: 1 166 km².

- Hodna: 675 km².
- Hamiz: 56 km².

I-4-1- Ressources et Mobilisation des Eaux

Les ressources hydriques prouvées s'élèvent à 235,4 Hm³ soient 3550 0000m³ en eaux souterraines et 199 900 000m³ en eaux superficielles. Les eaux superficielles, sont mobilisées par les ouvrages suivants : Barrage Telisdit Bechloul (167000000m³). Barrage d'Oued Lakhel (30000000 m³). Les 25 retenues collinaires (2900 000m³) (DSA, 2018).

I-5- Climatologie

Le climat est un ensemble de circonstances atmosphériques et météorologiques d'une région donnée. Le climat méditerranéen est un climat de transition entre la zone tropicale, avec un été très chaud et très sec et la zone saharienne à hiver très froid. Ce climat est tempéré seulement en bordure de la mer, l'hiver est frais et plus humide (Estienne et Godar, 1970). Pour apprécier le climat de la zone d'étude, nous prenons en considération les principaux paramètres climatiques notamment les précipitations et les températures.

Ces paramètres nous permettant de situer la zone d'étude au niveau de l'étage bioclimatique à partir de quotient pluviométrique d'Emberger (1942) et de déterminer la période sèche à partir du diagramme ombrothermique de Bagnoules et Gaussen (1953).

I-5-1- Températures

La température moyenne mensuelle de la région de Bouira (2005- 2016) (Annexe.1) ; la plus élevée est de 27.95°C en Juillet suivi par 27,28°C pour le mois d'Aout. Par contre la plus basse est de 08.26°C pour le mois de Décembre (Fig.8).

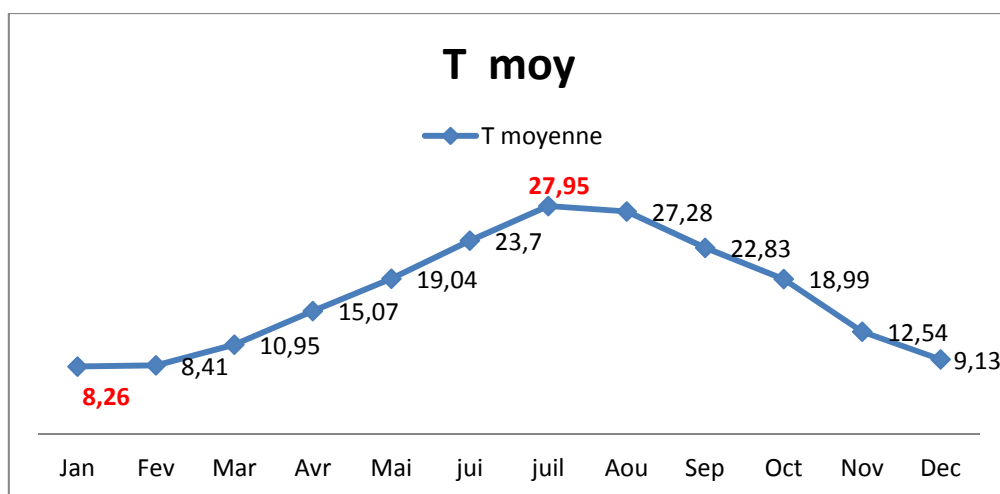


Figure 8 : Variation des températures dans la région de Bouira durant la période (2005-2016).

I -5-2- Précipitations

Les données pluviométriques de la wilaya de Bouira s'étalant de 2005 jusqu'à 2016 (**Fig.9**). On constate que le mois le plus pluvieux est celui de Mars avec une moyenne de l'ordre de 80,96mm suivi par le mois de Février avec une pluviométrie moyenne de 84,48 mm. Par contre le mois le plus sec est juillet avec 3,03 mm (**Annexe.2**).

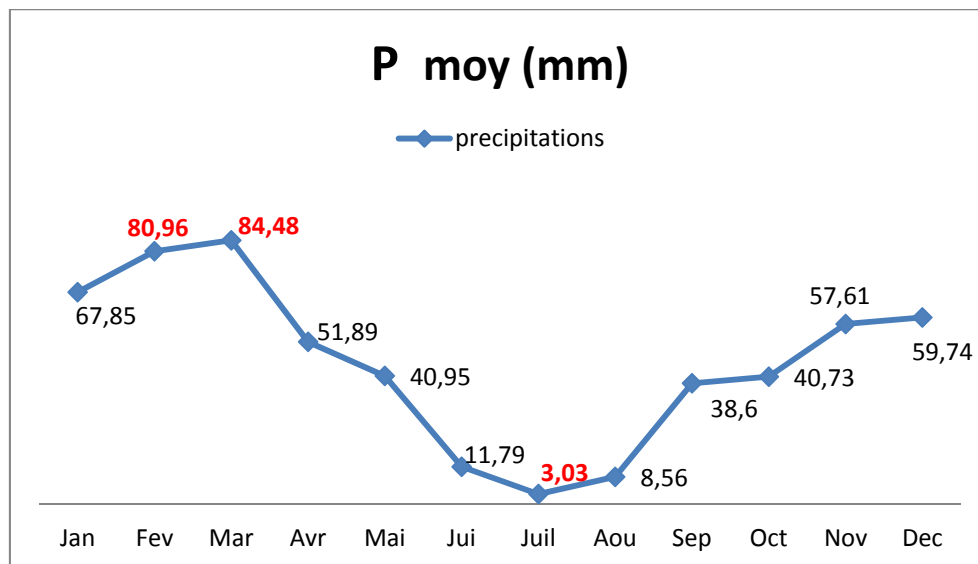


Figure 9 : Précipitations de la région de Bouira durant la période de (2005-2016).

I -5-3- Synthèse bioclimatique

Les différentes phases du cycle du développement des pathogènes durant les épidémies phytopathologiques sont très influencées par les facteurs climatiques. Aussi ils influencent la réceptivité des plantes hôtes ainsi que l'interaction hôte-pathogène (**Lepoivre, 2003**). En conséquence une étude climatique de la région prospectée est indispensable. Les indices les plus importants à étudier sont :

- Quotient pluviothermique et climagramme d'Emberger.
- Diagramme ombrothermique de Bagnoles et Gaussen.

I -5-3-1 - Diagramme ombrothermique de Bagnoles et Gaussen

D'après **Bagnoles et Gaussen (1957)** cité par **Rebbas (2014)** : un mois est considéré comme sec lorsque le total des précipitations P , exprimé en (mm), est égal ou inférieur au double de la température moyenne T du mois, « $P < 2T$ » exprimée en degré centigrade. Partant de ce principe,

la durée et l'importance de la période sèche peuvent être déterminées par le diagramme ombrothermique proposé par ces deux auteurs.

Selon le diagramme de Bagnoules et Gaussen de la wilaya de Bouira pour la période 2005/2016 ; la saison sèche et chaude englobe les mois de Mai, Juin, Juillet, Août, Septembre et octobre. Tandis que la période humide s'étend sur les mois Octobre, Novembre, Décembre, Janvier, Février, Mars et Avril (Fig.10).

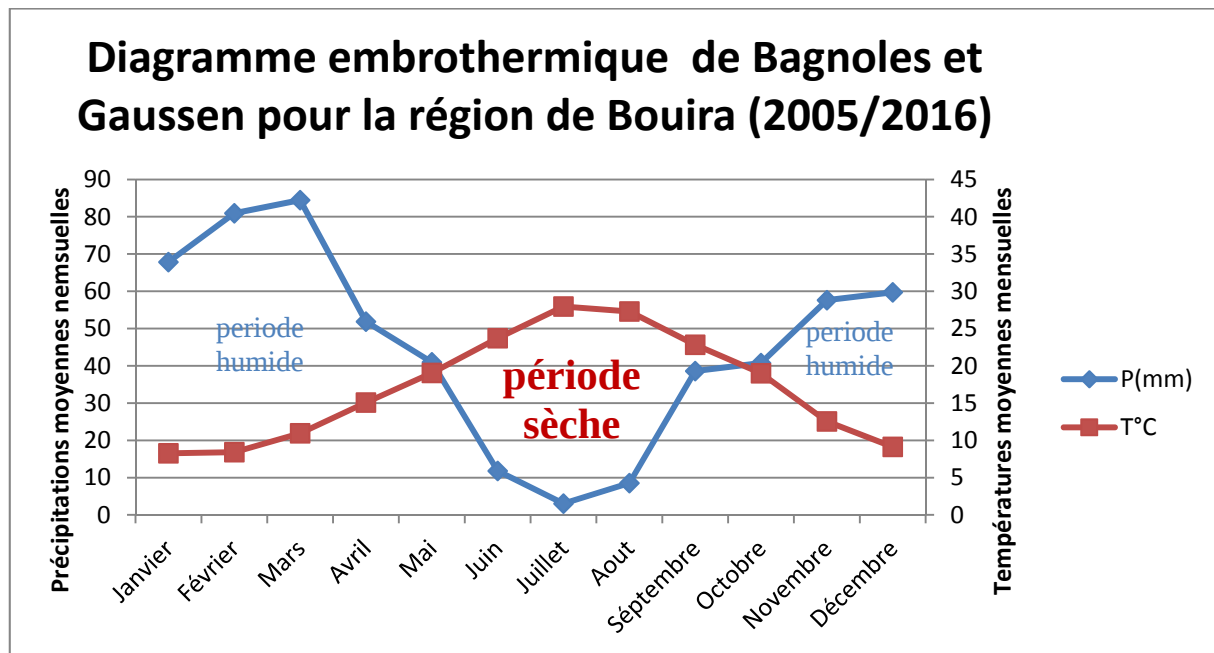


Figure 10 : Diagramme ombrothermique de Bagnoules et Gaussen pour la région de Bouira (2005-2016).

I -5-3-2 - Quotient pluviothermique et climagramme d'Emberger

Emberger (1930) a établi un quotient pluviothermique « Q₂ » qui est spécifique au climat méditerranéen. Il est le plus utilisé en Afrique du Nord. Le diagramme correspondant permet de déterminer la position de chaque station météorologique et de délimiter l'aire bioclimatique d'une espèce ou d'un groupe végétale.

Ce quotient a été formulé de la façon suivante :

$$Q_2 = \frac{1000P}{\frac{M+m}{2}(M-m)}$$

Dans laquelle :

P : Somme des précipitations annuelles exprimées en mm.

M : Moyenne des températures maxima du mois le plus chaud.

m : Moyenne des températures minima du mois le plus froid.

Les valeurs du quotient combinées à celles de « m » sur le climagramme d'Emberger, permettent de déterminer l'étage et les variantes climatiques.

Les données météorologiques de la période 2005-2016 ont permis de situer la région de Bouira dans l'étage bioclimatique Semi-aride à variante fraîche (**Fig.11**). Ce type de bioclimat est dominant dans cette wilaya excepté sur la région montagneuse où règnent d'autres types de bioclimats.

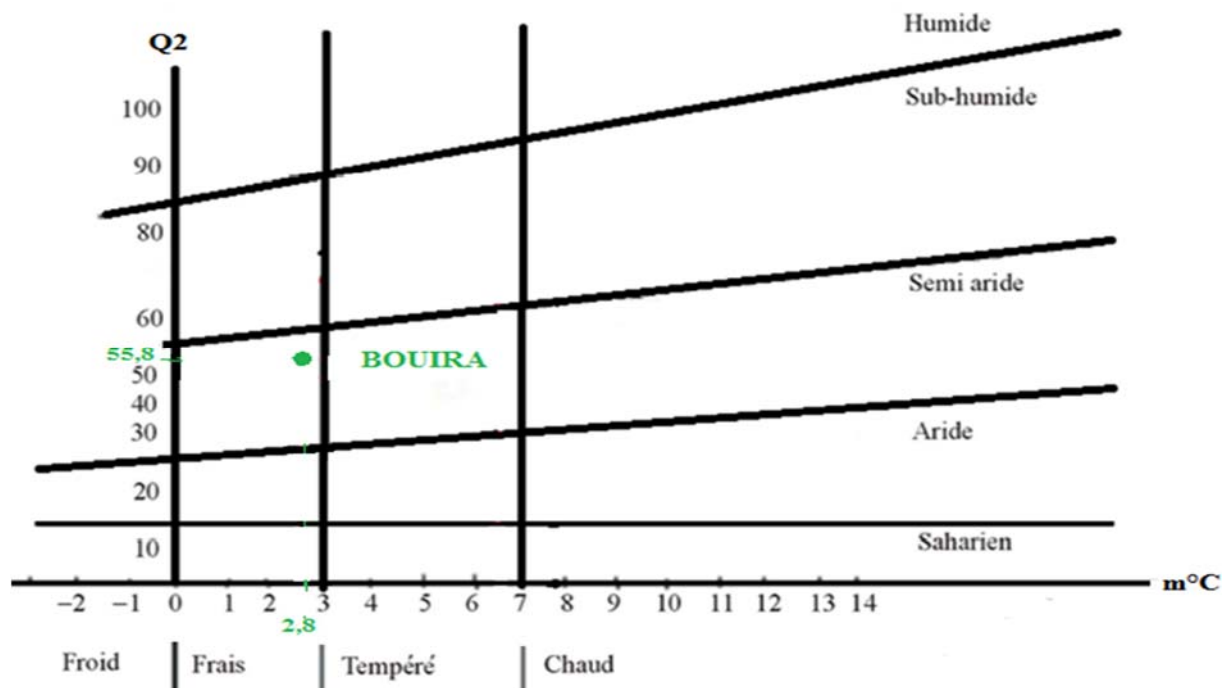


Figure 11 : Climagramme d'Emberger (Q2) de la région de Bouira pour la période (2005-2016).

I-6- Sites de prospection et de prélèvement des échantillons

La prospection a touché quatre stations, Il s'agit de M'chedallah, El-Asnam, Bechloul et Haizar (**Fig.12**).



Figure 12 : Carte satellitaire de la wilaya de Bouira montrant les sites de prospection (Google earth pro. Original, 2019).

II-Etude entomologique (de la mouche d'olive)

Les problèmes phytosanitaires de l'olivier constituent le facteur principal de la faible productivité de cette culture, elle peut être fortement attaquée par la mouche de l'Olivier (*Bactrocera oleae*) qui est son principal ravageur. Cette espèce est connue par ces dégâts qui touchent les olives.

II-1-la méthode de piégeages

Le piège Delta est un piège à phéromone, plaque prédécoupée en plastique à fermeture latérale (**Fig.13**). Les dimensions 28×20×12.5 cm. Le piège est utilisé pour le piégeage des lépidoptères et de certains diptères. La période d'utilisation est pendant les vols des adultes (**Haddou, 2017**).

Dans notre travail, un comptage de la mouche d'olive capturée a été effectué en prospectant les pièges Delta a raison d'une fois par semaine, afin de suivre l'évolution de la population au cours de la période qui s'étale du mois de Juillet jusqu'au mois de Novembre de l'année 2018. Pendant chaque sortie, les plaques engluées sont échangées. Tandis que la phéromone est remplacée une fois par mois.



Figure 13 : Piège delta accroche a l'arbre de l'olivier (Original, 2019).

III-Etude microbiologique

La microbiologie est l'un des domaines des sciences appliquées les plus utilisés dans l'étude de la pathologie végétale, elle s'intéresse à l'identification et à la caractérisation des micro-organismes, à l'étude de leur origine et de leur évolution, à définir leurs caractéristiques, les produits de leurs activités et leurs besoins, et à comprendre les relations qu'ils entretiennent entre eux et avec leur milieu naturel ou artificiel (Patrick.D ,2010).

Cette étude vise à déterminer la contamination de l'olivier dans la wilaya de Bouira par des champignons phytopathogène et de les identifier. Afin de proposer le moyen de lutte le plus adéquat et le plus sélectif.

III-1-L'échantillonnage

Dans le but de réaliser l'échantillonnage des feuilles et des fruits d'olivier, deux sorties ont été organisées pour quatre stations, dans chaque station deux vergers ont été visités soit un totale de 8 vergers, de 10/12/2018 jusqu'a 22/01/2019. L'échantillonnage a été choisi aléatoirement soit pour les feuilles ou pour les fruits d'olive variété Chemlal (Tab.7).

Tout échantillon ont été examiné à l'œil nu pour constater la présence ou l'absence des symptômes des maladies, dont le site de prélèvement a été choisi en fonction de la présence des altérations sur la plante.

L'échantillonnage est effectué sur 10 oliviers dans chaque verger. Les échantillons collectés ont été coupés à l'aide d'un sécateur désinfecté à l'alcool 90%, puis placés dans des sachets stériles et étiquetés (date, site et direction de l'échantillonnage) et transportés directement au laboratoire.

Tableau 7 : Sites et dates des sorties réalisées sur les oliveraies de Bouira.

Commune	Verger	Date des sorties	
		Sortie 1	Sortie 2
M'Chedallah	Verger 1	10/ 12/ 2018	17/ 12/ 2018
	Verger 2		
Bechloul	Verger 1	07/ 01/ 2019	13/ 01/ 2019
	Verger 2		
El-Asnam	Verger 1	07/ 01/ 2019	13/ 01/ 2019
	Verger 2		
Haizar	Verger 1	14/ 01/ 2019	22/ 01/ 2019
	Verger 2		

III-1-1 Echantillonnage des fruits

Les olives sont prélevées respectivement suivant les quatre points cardinaux, à une hauteur de 1.5 à 1.9 m, les prélèvements ont été effectués pour des fruits sains et des fruits malades qui présentent des symptômes des maladies cryptogamiques et des attaques de la mouche d'olive (Fig.14).



Figure 14 : Olives présentent des symptômes des attaques de la mouche d'olive. (Original, 2019).

III-1-2- Echantillonnage des feuilles

Au niveau de chaque arbre 40 feuilles ont été prélevées de la frondaison suivant les quatre points cardinaux, les prélèvements ont été effectués sur des feuilles saines et des feuilles malades qui présentent des symptômes de maladies (des zones chlorotiques, irrégulières à différents endroits, des lésions). Ces feuilles ont été mises dans des sachets stériles portant le nom de la région, la localité du verger et le numéro d'arbre (numéro d'échantillon). Une fois l'échantillonnage terminé tous les sachets sont transporté au laboratoire pour examinations (**Fig.15**).



Figure 15: Feuilles d'olivier mises dans des sachets stériles (**Original, 2019**).

III-2- Isolement et caractérisation de la flore fongique

III-2-1- Matériel utilisé

Au laboratoire, plusieurs outils sont mis à disposition pour mener à terme l'expérimentation (**Annexe.3**).

- Une balance de précision.
- Un pH mètre.
- Un agitateur magnétique.
- Une lame à bistouri et un scalpel.
- Papier filtre.
- Béchers et Entonnoir.
- Mousseline.
- Pince.
- Des pipettes pasteur.
- Une anse de platine.
- Un autoclave et une étuve.
- Hotte à flux lamellaire.
- Des boîtes de Pétri stériles.
- Un bec benzène.

III-2-2- Les milieux de culture utilisés pour l'isolement et l'identification des champignons

Nous avons utilisé deux types des milieux de nutritifs favorables au développement d'un grand éventail de champignons. Il s'agit d'un milieu PDA (*Potato dextrose agar*) qui est le meilleur support pour la croissance de nombreux champignons, bactéries et certaines levures (Harold E, 1998) et d'un autre milieu (milieu spécifique à base des feuilles d'olivier) pour favoriser le développement de la microflore spécifique de l'olivier (Annexe.4).

III-2-3- Isolement et identification des champignons phytopathogènes de l'olivier

III-2-3-1- Isolement à partir des fruits

III-2-3-1-1- Mise en culture

Dans des conditions aseptiques, les fragments des olives malades sont découpés séparément en petits morceaux à l'aide d'un scalpel stérile.

Les fragments sont déposés dans des boîtes de Pétri stériles, contenant le milieu PDA. Les boîtes sont mises à incuber sous une température de 28°C pendant 3 à 7 jours (Fig.16).



Figure 16: Boîtes pétri contenant les fragments des fruits mises à l'étuve (Original, 2019).

III-2-3-1-2- Purification

La purification est réalisée par des repiquages successifs des différents aspects de colonies obtenus après la première mise en culture sur des boîtes contenant le milieu de culture PDA, à une température de 28°C, pendant 3 à 7 jours, jusqu'à l'obtention des colonies pures.

III-2-3-2- Isolement à partir des feuilles

III-2-3-2-1- Mise en culture

Pour l'isolement des feuilles la technique utilisée consiste en un transfert direct de fragments des tissus végétales qui ont été découpées à l'aide d'une lame à bistouri stérile. Les fragments

obtenus sont déposés aseptiquement dans les boîtes de Pétri qui contiennent le milieu nutritif (milieu PDA et milieu à base des feuilles d'olivier) (**Fig.17**).

Les boîtes sont mises dans l'étuve pour incubation à 25°C pendant 3 à 7 jours.

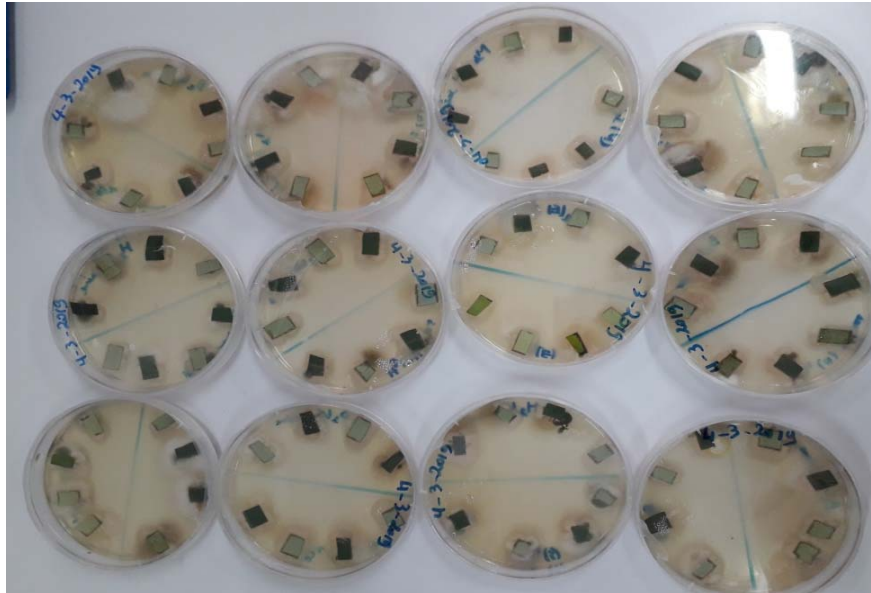


Figure 17: Fragments de tissus végétales mises dans des boîtes pétri contenant le milieu PDA (**Original, 2019**).

III-2-3-2-2- Purification

La purification est réalisée par des repiquages successifs des différents aspects de colonies obtenus après la première mise en culture sur des boîtes contenant le milieu nutritif (milieu PDA et milieu à base des feuilles d'olivier) à une température de 28C°, pendant 3 à 7 jours, jusqu'à l'obtention des colonies pures.

III-2-4- Identification des champignons

L'identification des isolas fongiques est basée sur des études macroscopique et microscopique (**Rappily, 1968**), en référant aux guides d'identification des champignons de **Barnett et Hunter (1972)** et **Rieuf (1985)**.

III-2-4-1-Etude macroscopiques

Elle consiste à observer à l'œil nu ou à la loupe binoculaire permettent d'étudier certains caractères des isolats : la vitesse de croissance, la pigmentation et la couleur de la colonie, l'aspect, la surface et l'envers des cultures et la présence ou non de micro-sclérotés et macro-sclérotés.

III-2-4-2-Etude microscopique

III-2-4-2-1- Observation directe

Afin de prélever des spores et des filaments mycéliens de la souche fongique à identifier, un morceau de papier adhésif (scotch) est mis sur la culture puis déposé sur une lame contenant une goutte de bleu coton qui permet de gonfler les filaments de mycélium et donner une meilleure observation.

L'observation microscopique permet la visualisation de la forme du mycélium et les spores caractéristique des champignons pathogènes.

V- L'activité antifongique *in vitro* des souches antagonistes *Bacillus spp*

L'objectif de recherche de cette partie consiste à étudier le potentiel antagoniste de deux souche de l'espèce *Bacillus thuringiensis* et une autre de l'espèce *Bacillus cereus* vis-à-vis quatre champignons déjà identifiés dans la partie précédente de la présente étude à partir de l'olivier : *Fusarium oxysporum*, *Alternaria sp*, *Penicillium digitatum* et *Aspergillus flavus*.

V -1- Les milieux de culture utilisés pour les tests

Les deux milieux utilisés sont : milieu GN (gélose nutritive), BN (bouillon nutritive) et milieu MEA (*Malt Extract Agar*), ces derniers nous ont servi dans l'ensemencement des bactéries de genre *Bacillus* et pour l'utilisation des tests de lutte biologique *in vitro* (**Annexe.4**).

V -2- Bactéries antagonistes utilisées

Les trois souches bactériennes utilisées dans cette partie proviennent d'une grande collection de souches du laboratoire d'écologie et de gestion des écosystèmes naturels, département d'écologie et d'environnement, université Abou Bakr Belkaid, Imama, Tlemcen, Algérie.

Les souches BEN1, B1 et B10 ont été isolées à partir des sols des vergers d'oranger *Citrus sinensis* et identifiées par PCR 16S (**Kebdani ,2017**).

Tableau 8: Les souches bactériennes testées pour leur activité antagoniste vis à vis *Alternaria sp*, *Aspergillus flavus*, *Fusarium oxysporum* et *Penicillium digitatum*.

La bacterie	Nom de la souche	Origine
<i>Bacillus thuringiensis</i> KM272764.1	BEN1	Un verger agrumicole dans la région d'Ain defla.
<i>Bacillus thuringiensis</i> KJ679218.1	B1	Un verger agrumicole dans la région de Tlemcen.
<i>Bacillus cereus</i> EU240373.1	B10	Un verger agrumicole dans la région de Tlemcen.

Tableau 9: Résultats comparatifs par Blast après séquençage des produits PCR de l'ensemble des souches de la collection (Kebdani, 2017).

STRAIN	Homology (%)	closest relative (nucleotide collection)	Acc. N.	phylogenetic group
S6DSP	99	Bacillus pumilus	KJ526885.1	Bacteria; Firmicutes; Bacilli; Bacillales; Bacillaceae; Bacillus; Bacillus cereus group.
S6DSG	99	Bacillus thuringiensis	KJ011876.1	Bacteria; Firmicutes; Bacilli; Bacillales; Bacillaceae; Bacillus; Bacillus cereus group.
S3DSG	100	Bacillus mycoides	EU924505.1	Bacteria; Firmicutes; Bacilli; Bacillales; Bacillaceae; Bacillus; Bacillus cereus group.
S2DSP	99	Bacillus subtilis	KU821696.1	Bacteria; Firmicutes; Bacilli; Bacillales; Bacillaceae; Bacillus; Bacillus cereus group.
S2DSG	99	Bacillus thuringiensis KJ937088.1	KJ937088.1	Bacteria; Firmicutes; Bacilli; Bacillales; Bacillaceae; Bacillus; Bacillus cereus group.
BSUBG	99	Bacillus subtilis	JQ361065.1	Bacteria; Firmicutes; Bacilli; Bacillales; Bacillaceae; Bacillus; Bacillus cereus group.
BM5	99	Bacillus subtilis	HM590703.1	Bacteria; Firmicutes; Bacilli; Bacillales; Bacillaceae; Bacillus; Bacillus cereus group.
BM3	99	Bacillus thuringiensis	HM068889.1	Bacteria; Firmicutes; Bacilli; Bacillales; Bacillaceae; Bacillus; Bacillus cereus group.
BM14	100	Bacillus subtilis	KM492825.1	Bacteria; Firmicutes; Bacilli; Bacillales; Bacillaceae; Bacillus; Bacillus cereus group.
BM13	99	Bacillus thuringiensis	KM280648.1	Bacteria; Firmicutes; Bacilli; Bacillales; Bacillaceae; Bacillus; Bacillus cereus group.
BIS	99	Bacillus thuringiensis	KJ123714.1	Bacteria; Firmicutes; Bacilli; Bacillales; Bacillaceae; Bacillus; Bacillus cereus group.
BEN3	100	Bacillus thuringiensis	KJ769222.1	Bacteria; Firmicutes; Bacilli; Bacillales; Bacillaceae; Bacillus; Bacillus cereus group.
 BEN1	100	Bacillus thuringiensis	KM272764.1	Bacteria; Firmicutes; Bacilli; Bacillales; Bacillaceae; Bacillus; Bacillus cereus group.
B9	99	Bacillus cereus	EU240373.1	Bacteria; Firmicutes; Bacilli; Bacillales; Bacillaceae; Bacillus; Bacillus cereus group.
B8	99	Bacillus cereus	KF758385.1	Bacteria; Firmicutes; Bacilli; Bacillales; Bacillaceae; Bacillus; Bacillus cereus group.
B7	99	Bacillus thuringiensis	KJ722441.1	Bacteria; Firmicutes; Bacilli; Bacillales; Bacillaceae; Bacillus; Bacillus cereus group.
B6	99	Bacillus mojavensis	KF600759.1	Bacteria; Firmicutes; Bacilli; Bacillales; Bacillaceae; Bacillus; Bacillus cereus group.
B5	99	Bacillus thuringiensis	KJ769221.1	Bacteria; Firmicutes; Bacilli; Bacillales; Bacillaceae; Bacillus; Bacillus cereus group.
B4F	99	Bacillus thuringiensis	CP010089.1	Bacteria; Firmicutes; Bacilli; Bacillales; Bacillaceae; Bacillus; Bacillus cereus group.
B3	100	Bacillus thuringiensis	CP010089.1	Bacteria; Firmicutes; Bacilli; Bacillales; Bacillaceae; Bacillus; Bacillus cereus group.
B2C	99	Bacillus subtilis	KM492825.1	Bacteria; Firmicutes; Bacilli; Bacillales; Bacillaceae; Bacillus; Bacillus cereus group.
 B10	100	Bacillus cereus	EU240373.1	Bacteria; Firmicutes; Bacilli; Bacillales; Bacillaceae; Bacillus; Bacillus cereus group.
 B1	100	Bacillus thuringiensis	KJ769218.1	Bacteria; Firmicutes; Bacilli; Bacillales; Bacillaceae; Bacillus; Bacillus cereus group.
10	99	Bacillus cereus	EU240373.1	Bacteria; Firmicutes; Bacilli; Bacillales; Bacillaceae; Bacillus; Bacillus cereus group.

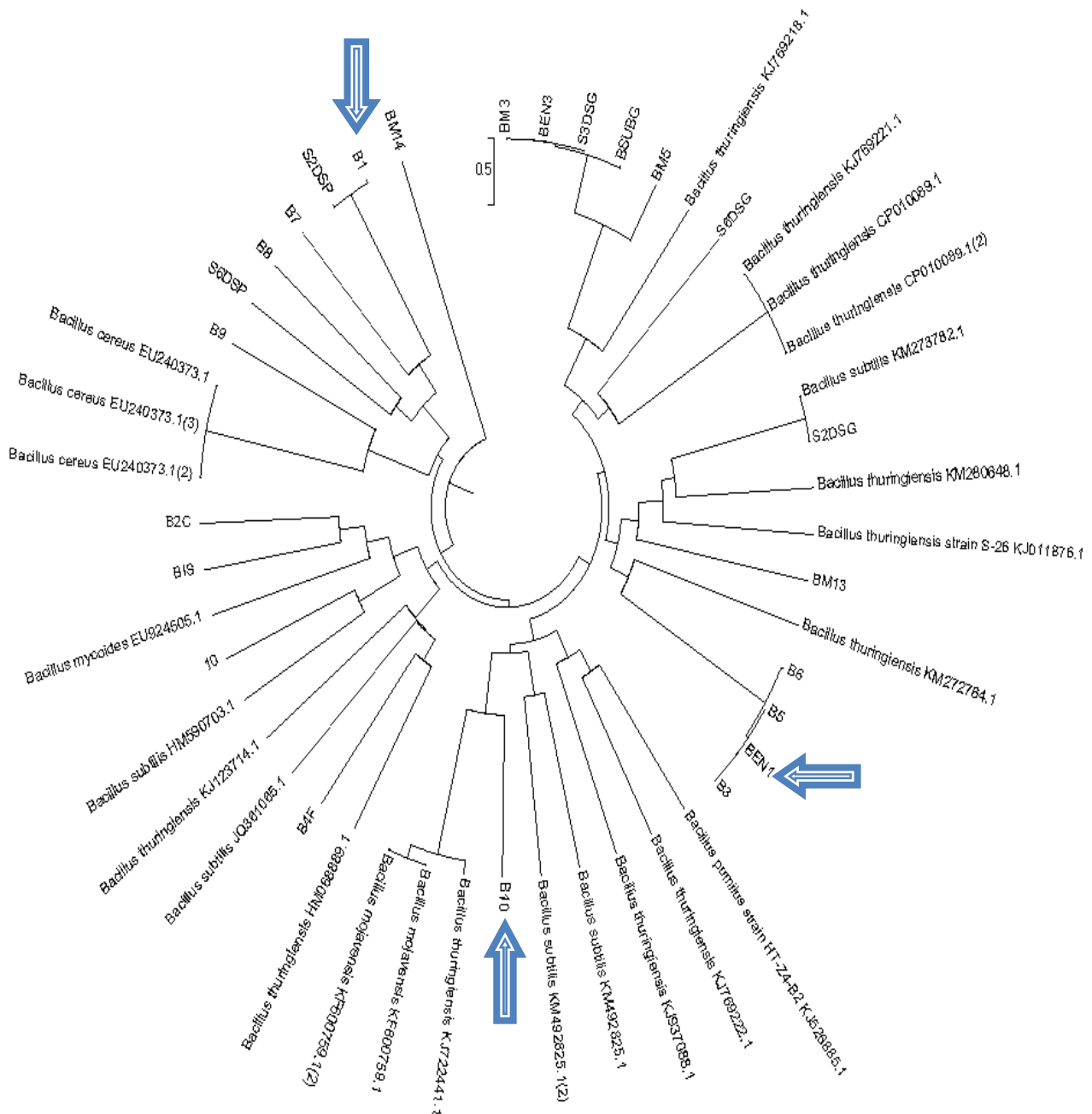


Figure 18 : L'arbre Phylogénétique réalisé à partir des résultats du séquençage et Blast (Kebdani, 2017).

V -3- Revivification des souches de *Bacillus*

La revivification des souches BEN1, B1 et B10 a été réalisée sur milieu de culture liquide GN, dont la composition est mentionnée dans l'annexe.4 ; durant 6 jours à 37°C sous agitation. La purification a été réalisée par un passage successif sur ce même milieu solide et liquide (BN) additionné de 8% de NaCl pour éviter toute contamination.

V -4- Protocole expérimentale

La confrontation du champignon et de la bactérie en boîte de Pétri consiste à inoculer sous forme d'une strie rectiligne longitudinale la boîte en la partageant en deux parties égales.

Deux disques, de 5 mm de diamètre, d'une culture de champignon en croissance actif sur gélose a l'extrait de malt à pH 7, sont déposés de part et d'autre de la strie à 1 cm du bord de la boîte. Chaque souche bactérienne est confrontée au champignon à raison de 3 répétitions (**Inam Elhaq et al., 2003**).

Les boîtes témoins sont ensemencées avec les disques du champignon en absence de la bactérie antagoniste. Les diamètres de la croissance des champignons ont été mesurés et comparé par rapport au témoin. On en déduit le pourcentage d'inhibition.

Les pourcentages d'inhibition sont calculés selon la formule :

$$(T - d / T) \times 100$$

d= diamètre du test.

T= diamètre du témoin.

I- Résultats de l'étude entomologique :

La variation du nombre d'adultes de la mouche *Bactrocera olea* sur l'olivier durant la période allant du mois de Juillet jusqu'au mois de Novembre 2018 au niveau de la région de Bouira (**Annexe.5**), estimées par le taux de mouches capturées par date est présentées dans **la figure 20**.

Les quatorze captures montrent la présence de trois pics, dont deux sont importants qui correspondent à deux générations successives en mois d'octobre et en mois de Novembre ; avec un maximum de captures (50 mouches/piège) enregistré le 08 Octobre 2018.

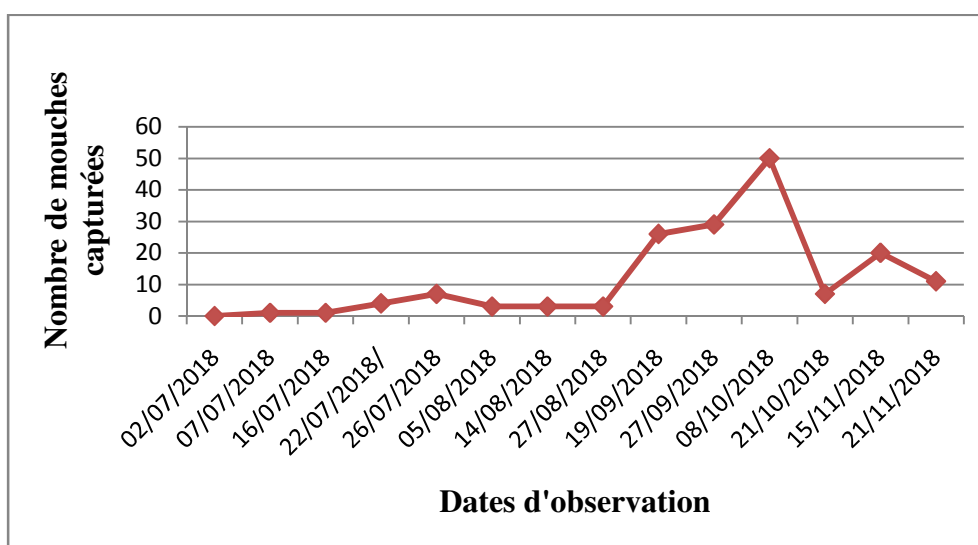


Figure 20: La variation du nombre de mouches capturées pendant la période d'étude.

Les premières mouches sont apparues au cours de la première semaine de juillet. Un faible niveau de population de mouches des oliviers est observé pendant les mois chauds et secs de l'été et la capture/piège moyenne n'a jamais dépassé 7 mouches/piège. En effet, **Arambourg (1986)** rapporte qu'en général, les premières captures ont lieu à la fin juin début juillet dans le bassin méditerranéen.

Neuenschwander et Michelakis (1978), affirment que l'infestation par *Bactrocera oleae* peut commencer très tôt, mais généralement les dégâts ne sont importants qu'à partir de septembre et octobre et ce jusqu'à la récolte.

Cette variation enregistrée constitue un indice de variation du taux d'infestation d'olive dans le verger examiné tout au long de la période d'étude. Il semble évident que les conditions climatiques influent grandement sur les populations de *B. oleae*.

Les températures variables enregistrées au cours de la saison fructifère ont entraînées des fluctuations dans la population de la mouche qui se sont traduites par les variations dans l'attaque des fruits. D'une saison à l'autre, le taux d'infestation peut varier très fortement (**Gaouar, 1996**).

La température, l'un des facteurs écologiques primordiaux joue un rôle de facteur limitant pour les populations de *Bactrocera oleae*, raison pour laquelle on peut prédire une diminution de l'infestation avec la baisse de la température au delà de l'intervalle de tolérance de cette espèce. Ceci rejoint les résultats rapportés par **Fletcher et Kapatos (1983)** qui ont trouvé que l'attaque de la mouche de l'olivier dépend des conditions météorologiques et la maturité des fruits.

Les variations des températures dans la région du Bouira durant la période 2005-2016, de fin Août à Octobre se situent entre 20 et 27 °C ce qui favorise le développement de la mouche ces dernières années dans la région de Bouira, nos résultats concordent avec ceux de **Stancic et Bouzouane (1982)** qui ont prouvé que la température optimale pour l'évolution de *Bactrocera oleae* se situe autour de 20 C°, au-dessus de 32 C° cesse la ponte des œufs, ainsi que l'activité du vol augmente au dessus de 14°C.

Des travaux menés par **Bouktir (2003)** dans la région de Tizi-Ouzou, ont montré également que les premières piqures sont observées au début septembre avec un taux d'infestation de 8 % et le taux d'olives piquées augmente pour atteindre 73 % au début décembre.

Les attaques de l'olivier *Olea europaea* par le ravageur *Bactrocera olea* se traduisent par des trous de pontes qui favorisent l'installation d'une microflore, souvent pathogène, que nous avons voulu identifier.

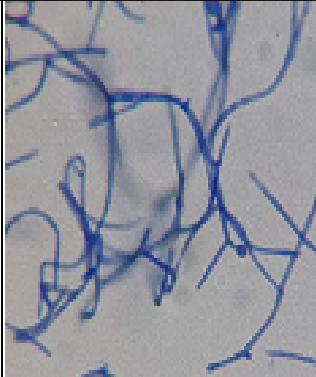
II-Etude microbiologique

L'impact des moisissures sur la qualité d'olive était de plus en plus perçu, le besoin de les mieux connaître conduit à élaborer des méthodes permettant de déterminer la nature des microorganismes présents.

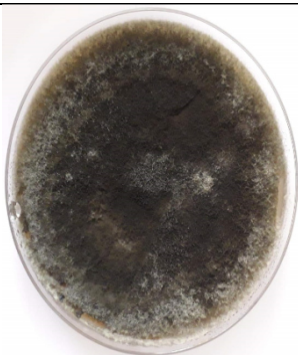
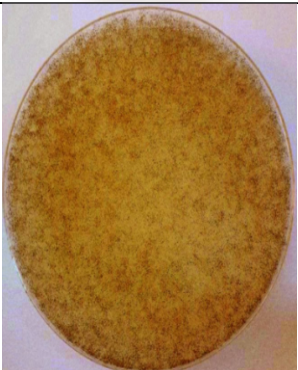
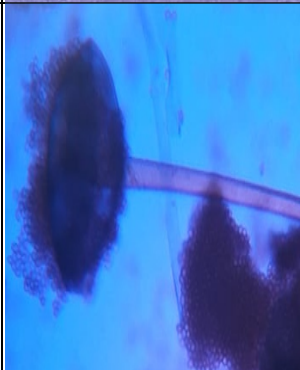
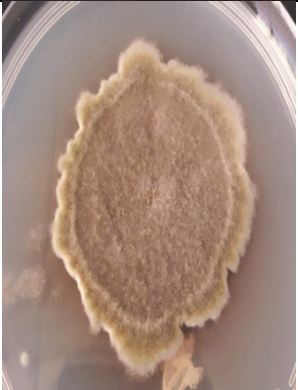
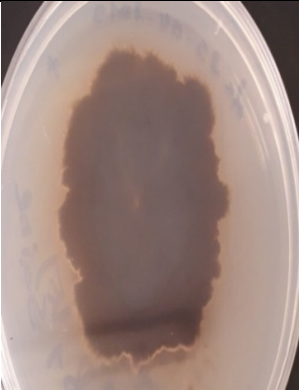
II-1- Identification des champignons isolés

L'identification des souches des champignons phytopathogènes (*Alternaria sp*, *Aspergillus flavus*, *Fusarium oxysporum*, *Penicillium digitatum*, *Trichoderma veridae*, *Verticillium albo-atrum*, *Verticillium sp*), s'est basée sur l'étude macroscopique et microscopique.

Tableau 9 : Les aspects macroscopiques et microscopiques des différents champignons identifiés.

Le champignon	Code de boîte	L'aspect macroscopique			L'aspect microscopique	
		Face supérieure	Face inférieure	Description	Description	
<i>Trichoderma viride</i>	S2			-Croissance rapide commence par des touffes blanches moelleuses qui deviennent vertes en raison de la production de conidies -Aspect :cotonneux . -Périphérie : régulière. -Couleur : vert claire. -L'inverse est d'une couleur brune.		-Mycélium :hyalins septés. -Conidiophores :court. -Conidies : unicellulaire ,rondes à ellipsoïdales et lisses.
<i>Verticillium sp</i>	MIN			-Croissance :rapide avec des colonies plutôt plates qui peuvent être légèrement surélevé au centre. -Aspect :cotonneux. -Périphérie :régulière. -Couleur :blanche à crème. -L'inverse est blan.		-Mycélium: hyalin. -Conidies: hyalines, unicell-ulaires et ellipsoïdales.

<i>Verticillium albo-atrum</i>	B2E			-Croissance :rapide. -Aspect : cotonneux ou même feutrées comme il arrive à maturité. -Périphérie : régulière. -Couleur :blanche àcrème ou rose. -L'inverse :est pâle , jaunâtre à grisâtre en couleur.		-Mycélium :hyalin. -Conidies : uni-cellulaires,rondes à ovales.
<i>Fusarium oxysporum</i>	b			-Croissance :rapide avec des colonies plates de texture laineuse à cotonneuse. -Couleur :blanchâtre. -Renverse de la colonie est pâle.		-Mycélium :hyalin septé. -Conidiophore :assez courtes -Microconidies: ellipsoïdale et légèrement incurvée. -Macroconidies sont fusiformes.

<i>Alternaria sp</i>	H1N			-Croissance : très rapide. -Périphérie : régulière. -Aspect : cotonneux avec des colonies jaunes qui deviennent noires avec un mycélium laineuse et quelque peu granulaire.		-Mycélium :septé -Conidiophores :courts, Septé,bruns avec un aspect plus ou moins sinueux(enzigzag), portent de grandes conidies simples ou ramifiées, ovoïdes ou ellipsoïdes, segmentées par des cloisons.
<i>Aspergillus flavus</i>	2NE			-Croissance : rapide. -Périphérie : irrégulière. -Aspect : velouté à poudré. -Couleur : vert ou d'un gris -vert, avec une bordure blanche. -L'inverse : brun rougeâtre plus intense.		-Mycélium :septé et hyalin. -Les conidiophores : hyalins, rugueux ou fortement rugueux, et assez longue.
<i>Penicillium digitatum</i>	2S			-Croissance : rapide. -Périphérie : irrégulière. -Aspect : velouté à poudré. -Couleur : vert ou d'un gris -vert, avec une bordure blanche. -L'inverse : brun rougeâtre plus intense.		-Mycélium : cloisoné,un peu vert . -Conidiophore : ramifiées possède une forme ressemblant à celle d'un pinceau .

Les critères macroscopiques et microscopiques des champignons identifiés ressemblent à ceux du Laboratoire de santé publique du Québec et de site Fun With Microbiology (Yuri, 2017).

Les résultats de l'isolement des champignons à partir des deux lots (fruits et feuilles) d'olivier malades sont représentés dans le (Tab.10). En effet nous avons isolé et caractérisé un total de 11 souches d'*Alternaria sp*, 9 souches d'*Aspergillus flavus*, 9 souches de *Fusarium oxysporum*, 8 souches de *Penicillium digitatum*, 3 souches de *Trichoderma viride*, 2 souches de *Verticillium albo-atrum*, 2 souches de *Verticillium sp*.

Tableau 10: Les résultats de l'isolement des agents pathogène à partir d'olivier.

Région	Sites des prélèvements	L'organe prélevé	Champignons isolé
Bouira	M'Chedallah	Feuille	2 souches d' <i>Aspergillus flavus</i> . 1 souche de <i>Fusarium oxysporum</i> . 1 souche d' <i>Alternaria sp</i> .
		Fruit	2 souches d' <i>Aspergillus flavus</i> . 3 souches d' <i>Alternaria sp</i> . 1 souche de <i>Fusarium oxysporum</i> . 2 souches de <i>Penicillium digitatum</i> .
	Bechloul	Feuille	1 souche de <i>Fusarium oxysporum</i> . 1 souche de <i>Verticillium albo-atrum</i> .
		Fruit	1 souche d' <i>Aspergillus flavus</i> . 1 souche d' <i>Alternaria sp</i> . 1 souche de <i>Fusarium oxysporum</i> . 4 souches de <i>Penicillium digitatum</i> .
	El-Asnam	Feuille	2 souches d' <i>Aspergillus flavus</i> . 1 souche de <i>Verticillium albo-atrum</i> .
		Fruit	1 souche d' <i>Aspergillus flavus</i> . 4 souches d' <i>Alternaria sp</i> . 1 souche de <i>Fusarium oxysporum</i> . 2 souches de <i>Penicillium digitatum</i> .
	Haizar	Feuille	2 souches de <i>Fusarium oxysporum</i> . 2 souches de <i>Verticillium sp</i> . 3 souches de <i>Trichoderma viride</i> .

		Fruit	1 souche d' <i>Aspergillus flavus</i> . 2 souches d' <i>Alternaria sp.</i> 2 souches de <i>Fusarium oxysporum</i> .
--	--	-------	---

Les analyses mycologiques ont montrés la dominance des genres *d'Alternaria sp*, *Aspergillus sp*, *Fusarium sp* et *Penicillium* suivis par les genres *Trichoderma viride*, *Verticillium sp* et *Verticillium albo-atrum*. (**Fig.21**).

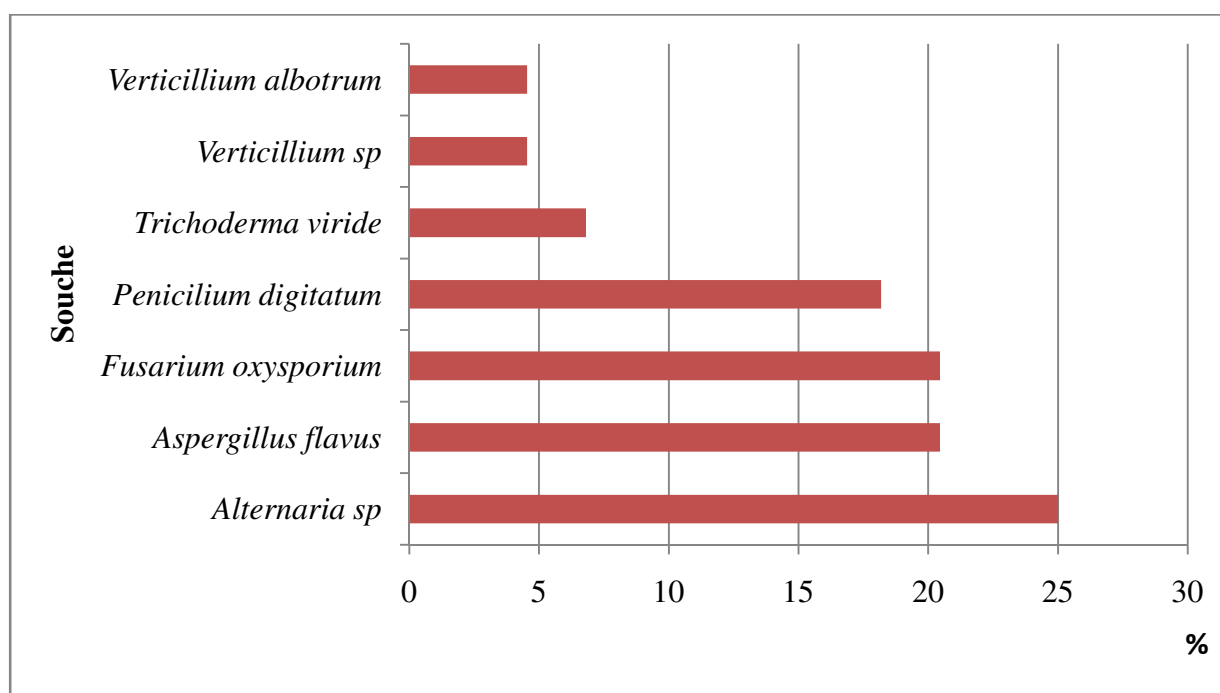


Figure 21 : Pourcentages des espèces fongiques identifiées à partir de l'olivier (feuilles et fruits) par rapport au nombre total des moisissures isolés.

Dans Cette étude, 44 espèces fongiques ont été identifiées à partir des feuilles et fruits de la variété chamlal d'olivier, dont les fruits collectés présentent des petites taches brunes aux bords nécrosés autour des trous creusés par les larves de la mouche *Bacterocara olea* ce qui favorisent l'installation et l'infection des champignons. En outre **Lazzizera et al. (2008)** ont montré que la plupart des espèces fongiques responsables de la pourriture des fruits de l'olivier sont des saprophytes communs ou des envahisseurs secondaires qui pénètrent par les blessures causées par des facteurs biotiques ou abiotiques.

D'après nos résultats, les espèces *Fusarium oxysporum*, *Aspergillus flavus*, *Trichoderma viride* *Verticillium sp*, *Verticillium albo-atrum* ont été isolées a partir des feuilles d'olivier .D'autre part

quatre espèces de champignons de moisissure ont été identifiées à partir de fruits d'olivier suite à l'infestation par la mouche de l'olivier, dont *Alternaria sp*, *Aspergillus flavus*, *Fusarium oxysporum*, *Penicillium digitatum*. Selon de nombreux auteurs les genres *Alternaria sp*, *Aspergillus sp*, *Fusarium sp*, *Penicillium sp* ont été trouvés associés à l'infestation de mouches *Bactrocera oleae* sur l'olivier (Al-Ameiri et al., 2015 ; Aouar ,2012 ; Nyongesa et al., 2015 ; Creppy, 2002).

Il faut reconnaître que nous avons obtenu plusieurs aspects macroscopiques du genre *Verticillium sp* et *Alternaria sp* sans pouvoir approfondir l'identification jusqu'à l'espèce.

Nous avons constaté qu'*Alternaria sp* était la moisissure la plus dominante (25 %). **Woudenberg et al. (2013)** a également signalé que *Alternaria sp* est l'un des champignons communs sur plusieurs matrices et largement connu comme pathogène facultatif responsable de maladies sur feuilles et fruits d'olivier. Ce champignon est commun sur les drupes d'olivier et bien qu'il agisse généralement comme un saprophyte, il peut causer de graves infections et dans des conditions environnementales favorables, peut réduire la qualité et le rendement des fruits et de l'huile (**Frisullo et Carlucci, 2011**).

Les espèces *Fusarium oxysporum* et *Aspergillus flavus* était largement représentés dans cette étude (20,45%). D'ailleurs, selon **Ikhoul (2011)**, *Fusarium sp* est l'un des principaux agents responsables de la détérioration des fruits commercialisés en Algérie. De plus l'étude de **Roussos et al. (2006)** a confirmé que le genre *Aspergillus* représentait la majorité des champignons mésophiles isolées à partir des olives infestés par la mouche *Bactrocera oleae* au Maroc. Selon **Boulila et Mahjoub (1994)** *Aspergillus flavus* est l'un des principales espèces des champignons responsables de la pourriture des fruits d'olive et la contamination par ce dernier nécessite des blessures.

Le *Penicillium digitatum* était aussi présent avec une incidence importante (18,18%). Par ailleurs, **Tokuşoğlu et al. (2012)** ont signalé que les espèces *Penicillium crustosum*, *P. roqueforti* et *P. viridicatum* étaient la flore dominante des olives de table noires et les espèces les plus fréquemment rencontrées dans la région de Marmara au Turquie.

En ce qui concerne les espèces *Trichoderma veride*, *Verticillium albo-atrum* et le genre *Verticillium sp*, ils sont présents avec une faible incidence dont les proportions varient entre 4 à 6 %.

Des résultats similaires ont été rapportés par **Chliyah et al. (2014)** sur la mycoflore associée à l'olivier dans différentes régions du Maroc indiquent que le genre *Verticillium* présent avec une moindre importance (4%).

III- Effet antagoniste des souches de *Bacillus* vis-à-vis les champignons phytopathogènes de l'olivier

Les deux souches de l'espèce *Bacillus thuringiensis* (BEN1 et B1) et de l'espèce *Bacillus cereus* (B10) ont été confrontées avec quatre souches fongiques identifiées (*Aspergillus flavus*, *Fusarium oxysporum*, *Penicillium digitatum* et *Alternaria sp*) sur milieu extrait de Malt (MEA).

Les figures (21), (22) et (23) illustrent la capacité des souches de *Bacillus thuringiensis* et *Bacillus cereus* à inhiber la croissance mycélienne des trois souches de moisissures.

Cette inhibition se traduit par la réduction du diamètre de croissance mycélienne des colonies *Aspergillus flavus*, *Fusarium oxysporum*, *Alternaria sp* et *Trichoderma viride*. Par rapport aux témoins (**Fig.24**)

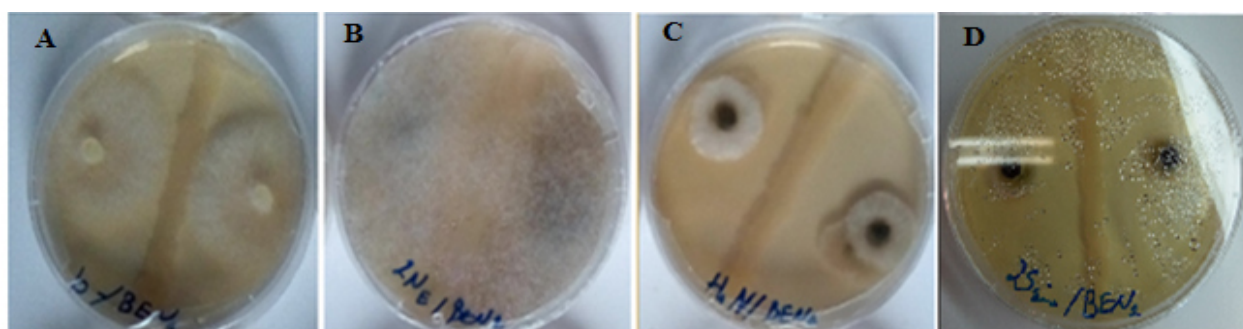


Figure 21 : La croissance des souches pathogènes de **A** : *Fusarium oxysporum*, **B** : *Aspergillus flavus*, **C** : *Alternaria sp* et **D** : *Penicillium digitatum*, en présence de *Bacillus thuringiensis* (BEN1) après 5 jours d'incubation à 32°C.

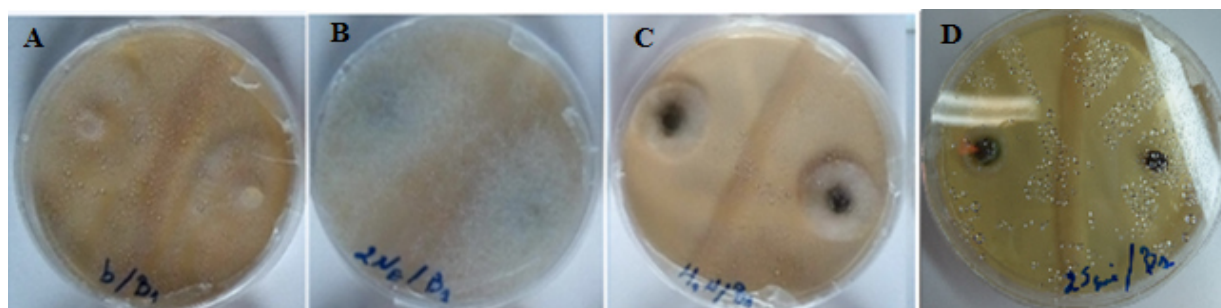


Figure 22 : La croissance des souches pathogènes de **A** : *Fusarium oxysporum*, **C** : *Aspergillus flavus*, **D** : *Alternaria sp* et **C** : *Penicillium digitatum*, en présence de *Bacillus thuringiensis* (B1) après 5 jours d'incubation à 32°C.

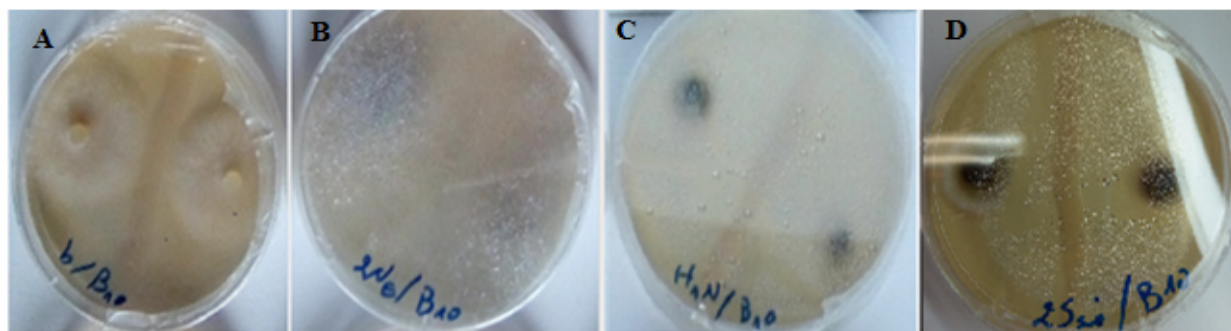


Figure 23 : La croissance des souches pathogènes de **A** : *Fusarium oxysporum*, **B** : *Aspergillus flavus*, **C** : *Alternaria sp* et **D** : *Penicillium digitatum*, en présence de *Bacillus cereus* (B10) après 5 jours d'incubation à 32°C.

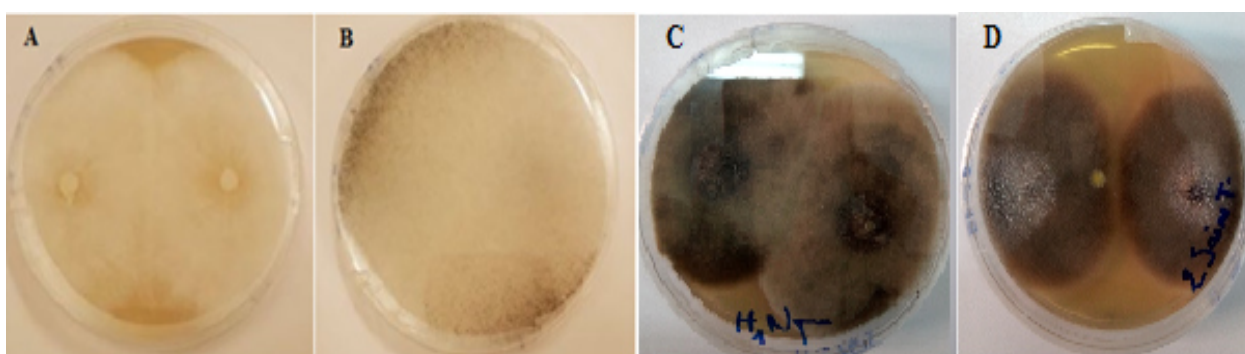


Figure 24 : Témoins des souches pathogènes (**A** : *Fusarium oxysporum*, **B** : *Aspergillus flavus*, **C** : *Alternaria sp* et **D** : *Penicillium digitatum*) sur milieu MEA après 5 jours d'incubation à 32°C.

III-1- Taux d'inhibition

L'agriculture biologique a été adoptée comme solution alternative à l'agriculture intensive, dans le but de diminuer les risques liés à l'usage des pesticides. Il s'agit d'une politique agricole qui exclut l'utilisation des produits phytosanitaires chimiques et utilise des traitements naturels dits « Biopesticides » (COLEACP, 2011). La majorité des biopesticides microbiens utilisés à travers le monde sont d'origine bactérienne (Shoresh et al., 2010).

Les résultats obtenus montrent que la croissance mycélienne des souches témoins est plus importante par rapport à celle obtenue avec les différentes confrontations (Pathogène- Antagoniste).

Après 5 à 7 jours d'incubation, une action inhibitrice exercée par les souches de *Bacillus thuringiensis* (B1, BEN1) et *Bacillus cereus* (B10) vis-à-vis de la croissance mycélienne a été observée. Les pourcentages d'inhibition, calculés pour les différentes confrontations sur milieu de culture MEA, sont indiqués dans les tableaux (11), (12), (13), et (14).

III-1-1- Activité antifongique de *Bacillus spp* sur *Alternaria sp*

Après 5 jours d'incubation la souche B10 semble la plus active sur *Alternaria sp* avec un taux d'inhibition de 51,85 % par rapport à la souche BEN1 et B1, dont les taux d'inhibition sont respectivement 24,07 % et 14,81%.

Après 6 jours d'incubation la souche BEN1 semble la plus active sur *Alternaria sp* avec un taux d'inhibition de 32% par rapport à la souche B1 et B10, dont les taux d'inhibition sont respectivement 26,29% et 24,29%.

Après 7 jours d'incubation la souche BEN1 semble la plus active sur *Alternaria sp* avec un taux d'inhibition de 32,86 % par rapport à la souche B10 et B1, dont les taux d'inhibition sont respectivement 30,95% et 28,57%.

Tableau 11 : Pourcentages d'inhibition des souches *Bacillus thuringiensis* (B1 et BEN1) et *Bacillus cereus* (B10) confrontées avec *Alternaria sp*, en fonction du temps.

Le temps \ La souche	5j	6j	7j
B10	51,85 %	24,29 %	30,95 %
B1	14,81 %	26,29 %	28,57 %
BEN1	24,07 %	32 %	32,86 %

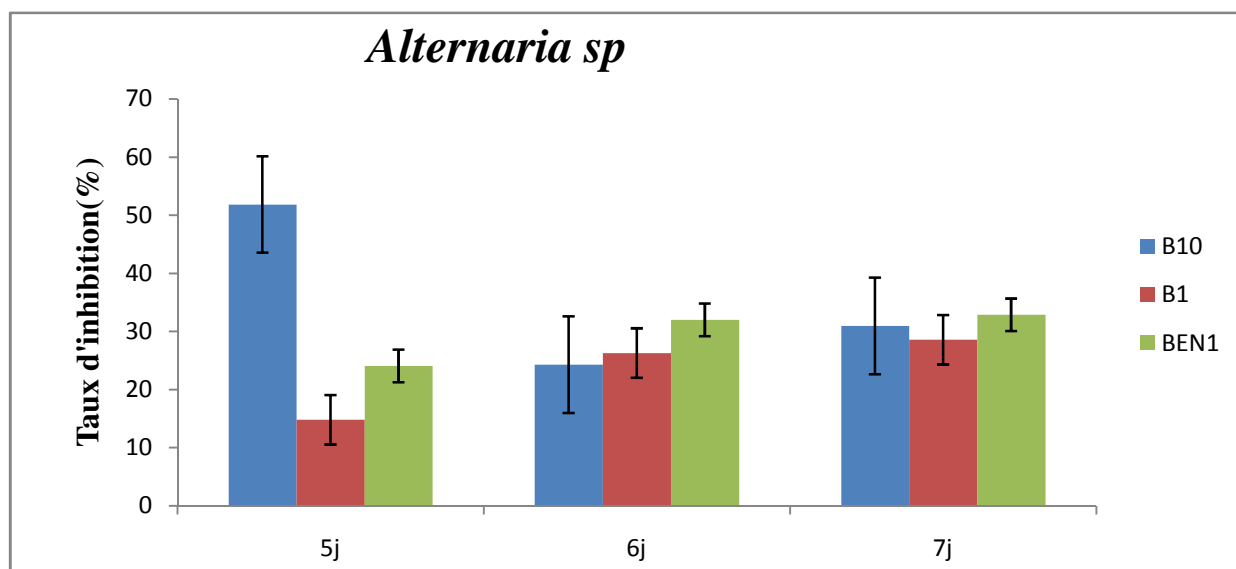


Figure 25: Taux d'inhibition des souches de *Bacillus thuringiensis* (B1 et BEN1) et *Bacillus cereus* (B10) confrontées au *Alternaria sp* en fonction du temps.

III-1-2- Activité anti-fongique de *Bacillus spp* sur *Fusarium oxysporum*

Après 5 jours d'incubation la souche B1 semble la plus active sur *Fusarium oxysporum* avec un taux d'inhibition de 29,76% par rapport à la souche B10 et BEN1, dont les taux d'inhibition sont respectivement 17,29 % et 9,52%.

Après 6 jours d'incubation la souche B1 semble la plus active sur *Fusarium oxysporum* avec un taux d'inhibition de 19,05% par rapport à la souche B10 et BEN1, dont les taux d'inhibition sont respectivement 11,19 et 9,52.

Après 7 jours d'incubation la souche B10, BEN1 et B1 sont moins efficaces sur *Fusarium oxysporum*, dont les taux d'inhibition sont respectivement 9,52 %, 9,05 % et 7,86%.

Tableau 12 : Pourcentages d'inhibition des souches *Bacillus thuringiensis* (B1 et BEN1) et *Bacillus cereus* (B10) confrontées avec *Fusarium oxysporum*, en fonction du temps.

Le temps \ La souche	5j	6j	7j
B10	17,26 %	11,19 %	9,52 %
B1	29,76 %	19,05 %	7,86 %
BEN1	9,52 %	9,52 %	9,05 %

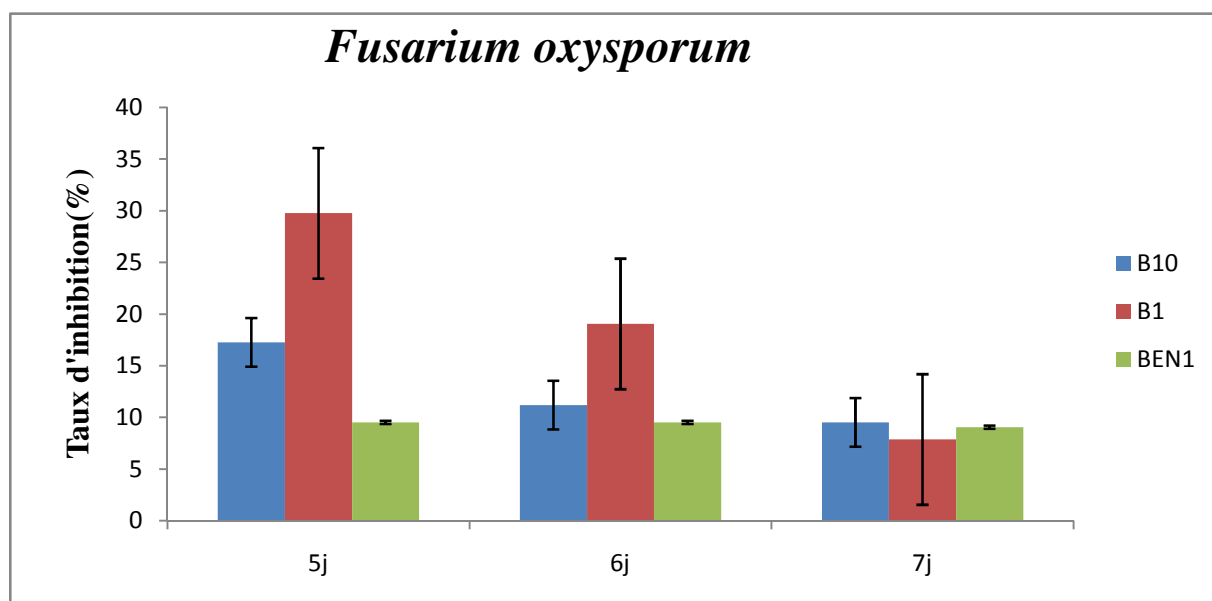


Figure 26 : Taux d'inhibition des souches de *Bacillus thuringiensis* (B1 et BEN1) et *Bacillus cereus* (B10) confrontées au *Fusarium oxysporum* en fonction du temps.

II-1-3- Activité anti-fongique de *Bacillus spp* sur *Aspergillus flavus*

Après 5 jours d'incubation *Bacillus thuringiensis* (B1) est la seule souche qui a un pouvoir d'inhibition sur le champignon *Aspergillus flavus* avec un pourcentage de 25,60.

Après 6 et 7 jours d'incubation les souches B10, B1 et BEN1 ne présentent aucun effet d'inhibition sur *Aspergillus flavus*.

Tableau 13 : Pourcentages d'inhibition des souches *Bacillus thuringiensis* (B1 et BEN1) et *Bacillus cereus* (B10) confrontées avec *Aspergillus flavus*, en fonction du temps.

Le temps La souche	5j	6j	7j
B10	0 %	0 %	0 %
B1	25,60 %	0 %	0 %
BEN1	0 %	0 %	0 %

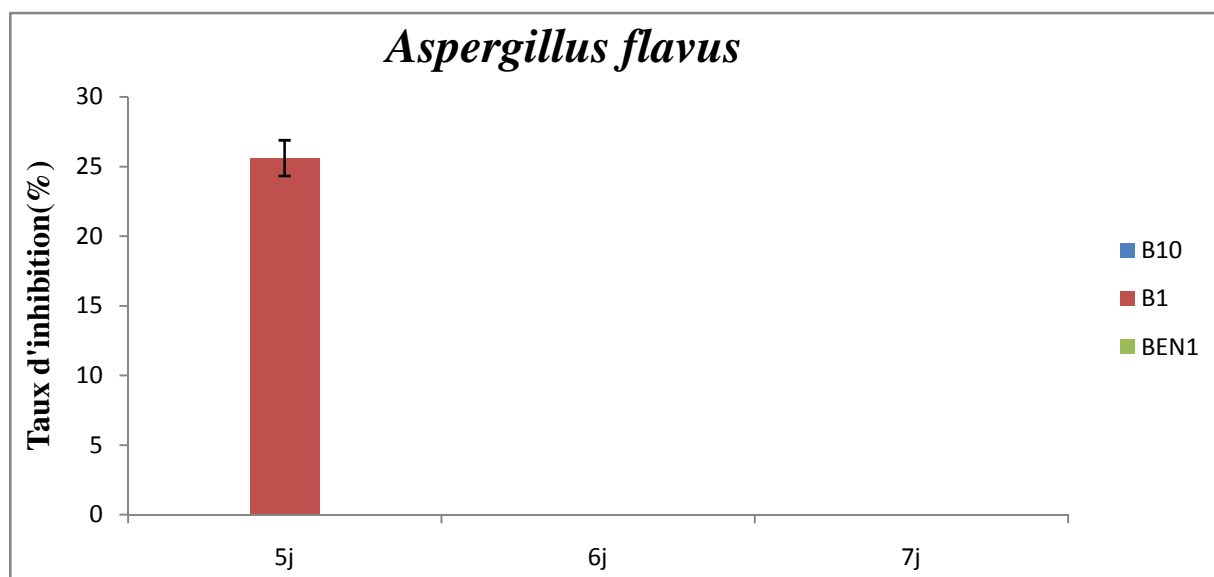


Figure 27: Taux d'inhibition des souches de *Bacillus thuringiensis* (B1 et BEN1) et *Bacillus cereus* (B10) confrontées au *Aspergillus flavus* en fonction du temps.

III-1-4- Activité anti-fongique de *Bacillus spp* sur *Penicillium digitatum*

Après 5 jours d'incubation les souches B10, B1 et BEN1 ont un pouvoir d'inhibition très important sur *Penicillium digitatum*, dont les proportions varient entre 63,01 % et 80,82 %.

Après 6 jours d'incubation les souches BEN1 et B1 présentent une inhibition très importante sur *Penicillium digitatum*, dont les taux d'inhibition sont respectivement 77,26 %, 74,52% par rapport à la souche B10 avec un pourcentage de 32,05.

Après 7 jours d'incubation la souche B1 semble la plus active sur *Penicillium digitatum* avec un taux d'inhibition de 60,53% par rapport à la souche BEN1 et B10, dont taux d'inhibition sont respectivement 44,74 % et 15,26%.

Tableau 14 : Pourcentages d'inhibition des souches *Bacillus thuringiensis* (B1 et BEN1) et *Bacillus cereus* (B10) confrontées avec *Penicillium digitatum*, en fonction du temps.

Le temps La souche	5j	6j	7j
B10	63,01 %	32,05 %	15,26 %
B1	80,82 %	74,52 %	60,53 %
BEN1	78,45 %	77,26 %	44,74 %

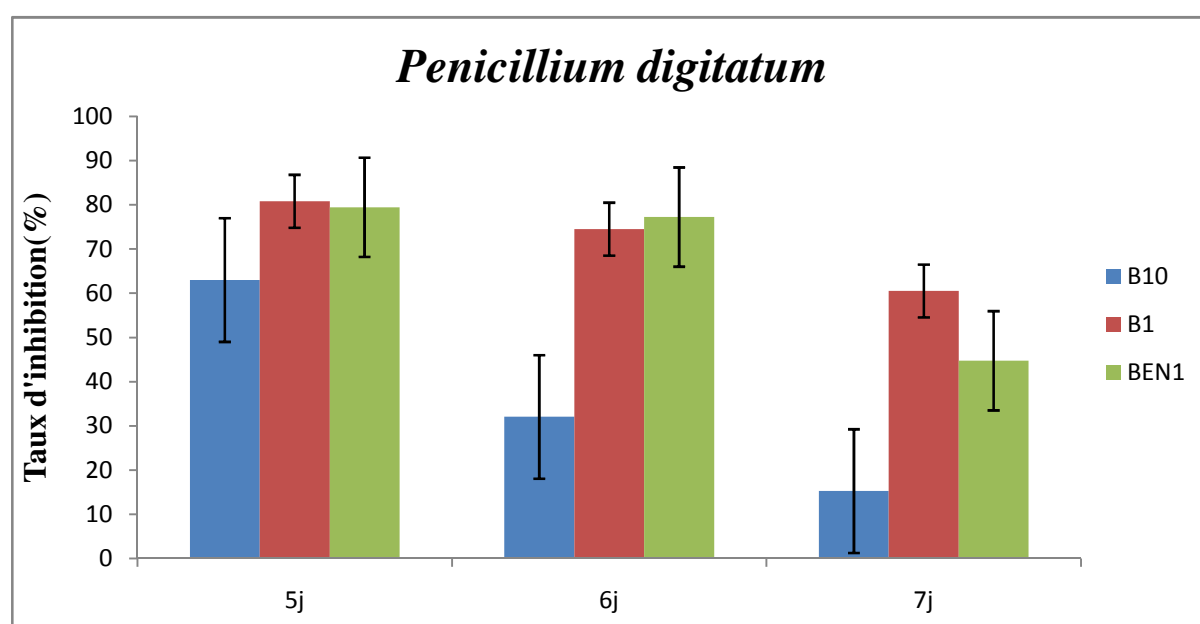


Figure 28 : Taux d'inhibition des souches de *Bacillus thuringiensis* (B1 et BEN1) et *Bacillus cereus* (B10) confrontées au *Penicillium digitatum* en fonction du temps.

Nous avons testé les champignons phytopathogènes les plus dominants dans la région de Bouira: *Alternaria sp*, *Aspergillus flavus*, *Fusarium oxysporum* et *Penicillium digitatum*, par des souches de *Bacillus thuringiensis* (B1, BEN1) et *Bacillus cereus* (B10).

Ces souches ont été isolées à partir des sols des différents vergers d'orange *Citrus sinensis* à travers le territoire national et identifiées par PCR 16S, ainsi utilisées dans les testes de toxicité contre la mouche des fruits méditerranéenne *Ceratitis capitata* où elles ont prouvée un pouvoir entomopathogène très important avec des CL50 qui sont $1,42 \cdot 10^5$ pour la souche B1, de $1,12 \cdot 10^3$ pour BEN1 et de $3,55 \cdot 10^3$ pour B10 (Kebdani, 2017).

Les produits formulés *Bacillus thuringiensis* sont appliqués directement sous forme de pulvérisations (Ali et al, 2010). Un procédé alternatif et très efficace pour délivrer les toxines à l'insecte cible consiste à exprimer les gènes codant pour la toxine dans des plantes transgéniques (Barton et al., 1987 ; Vaeck et al., 1987 ; Qaim et Zilberman, 2003 ; Walter et al., 2010 ; Chen et al., 2011).

Ces gènes qui codent des protéines toxiques pour les insectes lépidoptères et diptères ont été appelés gènes cryII, gènes cryIII. Bien que les deux mécanismes d'action semblent différés, avec une série d'événements en aval suite à la liaison de la toxine aux récepteurs sur les membranes cellulaires cibles, il y a un degré de convergence mais initialement, les cristaux doivent être solubilisés in vivo (Aronson et al., 1991 ; De Maagd et al., 2001 ; Soberón et al., 2009) ou in vitro (Lambert et al., 1992, Zhang et al., 2006) et activé avant par les protéases (Zhang et al., 2005, 2006) et / ou après la liaison (Gómez et al., 2002, Soberón et al., 2009) à des récepteurs tels que la cadhérine. Il a été démontré que l'intestin moyen des insectes lépidoptères et diptères est alcalin (Gringorten et al., 1993), ce qui améliore la solubilité des toxines (Bravo et al., 2004).

Le genre *Bacillus* et les membres du groupe *B. cereus* en particulier, constituent de bons candidats pour diverses applications biotechnologiques, pharmaceutiques, agricoles et agroalimentaires (Senesi et al., 2004). Par exemple ; Plusieurs espèces de *Bacillus* sont utilisées pour protéger les terrains agricoles contre les moisissures phytopathogènes. Il s'agit de *B. amyloliquefaciens*, *B. licheniformis*, *B. pumilus* et *B. subtilis* (Fravel, 2005).

Parmi les cultures traitées, on note l'avocat, les céréales, la betterave sucrière, le pois chiche, le soja, le haricot, le coton, les petits pois, les arachides, la pomme de terre, le piment, la tomate, la pomme, la poire et autres (Perez-Garcia et al., 2011 ; Cawoy, 2012).

Des études de **Sadfi et al. (2001)** signale que parmi 83 bactéries formant des spores appartenant au genre *Bacillus* ont été isolé du sol tunisien ,cinq souches supplémentaires de *Bacillus thuringiensis*, préalablement sélectionné pour leur efficacité contre les insectes, ont été testés in vitro et in vivo contre *Fusarium roseum subsp. sambucinum*.

Aussi, plusieurs genres bactériens sont des agents de bio-contrôle antifongique (**McLoughlin et al., 1992 ; Duijff et al., 1993 ; Vicedo et al., 1993 ; Korsten et al., 1997 ; Ramamoorthy et al., 2001 ; Esitken et al., 2002 ; Badji et al., 2005**). Les bactéries les plus utilisées sont : *Pseudomonas fluorescens*, *P. putida*, *Erwinia herbicola*, *Bacillus subtilis* et *Enterobacter cloacae*.

Selon de nombreux auteurs les espèces du genre *Bacillus* sont efficaces dans le bio-contrôle de divers champignons phytopathogènes (**Williams et Asher, 1996 ; Landa et al., 1997 ; Commare et al., 2002 ; Swain et Ray, 2006**).

D'après nos résultats la souche *Bacillus cereus* (B10) est la plus active sur *Alternaria sp* dont le meilleur taux d'inhibition est de 51,85%, après 5 jours d'incubation à 32°C. Les recherches de **Hernández et al. (2013)**, ont montré que *Bacillus spp* présente un certain effet d'inhibition du mycélium pathogène *Alternaria dauci* et *Rhizoctonia solani*, jusqu'à 50%.

La souche *Bacillus thuringiensis* (B1) présente une inhibition de 29,76% sur *Fusarium oxysporum* alors que *Bacillus cereus* (B10) présente une inhibition de 17,26 %. **Landa et al. (1997)**, mentionnent que la plupart des *Bacillus sp* sont capables d'inhiber la croissance de *Fusarium oxysporum* efficacement in vitro, d'autres pathogènes parmi le *F. oxysporum* dont *F.o. ciciris*, *F.o. phasioli* et *F.o. melonis* sont inhibés par des isolats de *Bacillus spp* de la rhizosphère du pois chiche.

On constate que la souche *Bacillus thuringiensis* (B1) est la seule souche active sur *Aspergillus flavus* dont le taux d'inhibition est de 25,60 % après 5 jours d'incubation à 32°C. Il a été prouvé par **Benyahia.L** en 2016 que des souches de Bt, présentent une activité antifongique très marquée contre *Aspergillus niger* ATCC 6275. Ces résultats sont aussi en accord avec ceux trouvées par **Kayalvizhi et Gunasekaran, (2008)** qui ont démontré que leurs souches de *Bt* testées présentent une activité inhibitrice contre des levures.

Les résultats obtenus montrent que les trois souches de *Bacillus thuringiensis* (B1 et BEN1) et *Bacillus cereus* (B10) ont un pouvoir d'inhibition très important sur *Penicillium digitatum* dont les pourcentages varient entre 60% à 80%. Une étude similaire montre après avoir réalisé un test

d'activité antifongique de *Bacillus* mésophile vis-à-vis de champignons phytopathogènes in vitro que le taux d'inhibition de la croissance mycélienne de *Penicillium* est de 70% (Saidi et al., 2009).

Selon (Bonmatin et al., 2003), les souches *Bacillus spp* mésophiles sont capables de produire des lipopeptides, de type fengycine et iturine, qui permettent d'augmenter l'effet protecteur des plantes contre les pathogènes. Ces substances sont impliquées dans l'induction du phénomène de résistance systémique.

Selon (Trachuk et al., 2008), les souches de *Bacillus* mésophile peuvent parasiter les microorganismes phytopathogènes en dégradant leurs parois. Plusieurs espèces du genre *Bacillus* sont efficaces dans le bio-contrôle des divers champignons phytopathogènes (Williams et Asher, 1996) et la plupart ont été capables d'inhiber la croissance de *Fusarium*, *Aspergillus*, et *Penicillium* (Landa et al., 1997).

La souche *Bacillus cereus* UW85 a la capacité de réduire les maladies des plantes causées par les Oomycètes (Handelsman et Stabb, 1996), grâce à la production des antibiotiques Zwittermicine (Milner et al., 1996) et Kanosamine (Milner et al., 1996).

Des études antérieures s'intéressaient à l'étude de l'activité antifongique des enzymes chitinases produites par différentes souches de *B.thuringiensis*. Ramirez et al. (2004) ont utilisé *Bacillus thuringiensis subsp israelensis* pour produire de la chitinase sur les déchets de crevettes. L'activité antifongique de cette chitinase sur les champignons phytopathogènes a été étudiée sur les cultures en croissance et sur les graines de soja infestées par *Sclerotium rolfsii*. L'inhibition fongique s'est révélée être de 100% pour *S. rolfsii*; 55% à 82% pour *A. terreus*, *A. flavus*, *Nigrospora sp*, *Rhizopus sp*, *A. niger*, *Fusarium sp*, *A. candidus*, *Absidia sp* et *Helminthosporium sp*, 45% pour *Curvularia sp* et 10% pour *A. fumigatus*. Lorsque les graines de soja ont été infectées par *S. rolfsii*, la germination a été réduite de 93% à 25% ; l'ajout de la chitinase a augmenté la germination à 90%.

Des enzymes comme les glucanases et chitinases produites par certaines bactéries sont également impliquées car elles dégradent les parois des champignons. La compétition nutritive, comme mécanisme général est aussi un mécanisme spécifique quand elle porte soit sur une source de carbone particulière, soit sur un oligo-élément indispensable à la physiologie du champignon. Un exemple existe autour de l'élément fer. Mais Comme le milieu extrait de malt utilisé dans l'expérience de confrontation directe est riche en nutriments, la compétition peut être exclue comme mode d'action de ces isolats (Landa et al., 1997).

Les essais de lutte biologique à l'aide de ces souches bactériennes ont montré qu'il est possible de limiter l'incidence du *Aspergillus flavus*, *Fusarium oxysporum*, *penicilium digitatum* et *Alternaria sp.*

L'utilisation de ce traitement biologique permet de maintenir la maladie à un seuil acceptable, d'autant plus que les mesures prophylactiques préconisées seront effectivement mises en pratique.

Les mécanismes qui régissent les interactions plante-bactérie-champignon sont complexes. Il est primordial de ne pas considérer la maladie seulement comme une relation entre la plante hôte et le parasite, mais de tenir compte aussi des organismes non pathogènes, du phylloplan et /ou de la rhizosphère.

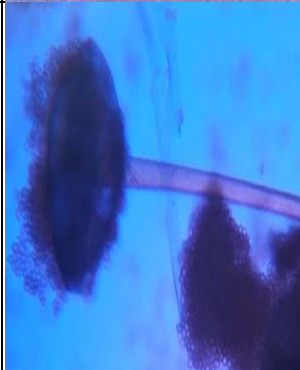
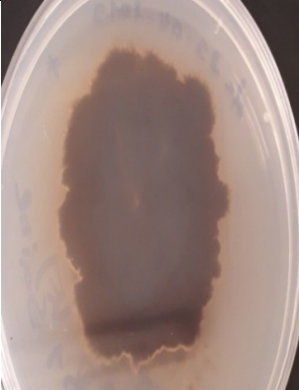
L'équilibre entre ces trois éléments est fragile, il dépend grandement des conditions extérieures, tels que le climat et la nature du sol (**Bora et Ozaktan, 1998**).

L'ensemble des résultats obtenus dans le présent travail en plus de ceux obtenus par **Kebdani (2017)** montrent que nous aurions la possibilité d'utiliser des produits à base des souches de *Bacillus thuringiensis* et *Bacillus cereus*, soit comme des Bio-insecticide pour l'éradication de la mouche d'olive *Bactrocera olea*, puisqu'elles ont déjà prouvé un pouvoir entomopathogène important contre un ravageur diptère ou des bio-fongicides contre les champignons phytopathogènes de l'olive, dans le cadre d'un programme de lutte biologique.

Tableau 9 : Les aspects macroscopiques et microscopiques des différents champignons identifiés.

Le champignon	Code de boîte	L'aspect macroscopique			L'aspect microscopique	
		Face supérieure	Face inférieure	Description	Description	
<i>Trichoderma viride</i>	S2			-Croissance rapide commence par des touffes blanches moelleuses qui deviennent vertes en raison de la production de conidies -Aspect : cotonneux . -Périphérie : régulière. -Couleur : vert claire. -L'inverse est d'une couleur brune.		-Mycélium :hyalins septés. -Conidiophores :court. -Conidies : unicellulaire ,rondes à ellipsoïdales et lisses.
<i>Verticillium sp</i>	M1N			-Croissance :rapide avec des colonies plutôt plates qui peuvent être légèrement surélevé au centre. -Aspect :cotonneux. -Périphérie :régulière. -Couleur :blanche à crème. -L'inverse est blan.		-Mycélium: hyalin. -Conidies: hyalines, unicell-ulaires et ellipsoïdales.

<i>Verticillium albo-atrum</i>	B2E			-Croissance :rapide. -Aspect : cotonneux ou même feutrées comme il arrive à maturité. -Périphérie : régulière. -Couleur :blanche àcrème ou rose. -L'inverse :est pâle , jaunâtre à grisâtre en couleur.		-Mycélium :hyalin. -Conidies : uni-cellulaires,rondes à ovales.
<i>Fusarium oxysporum</i>	b			-Croissance :rapide avec des colonies plates de texture laineuse à cotonneuse. -Couleur :blanchâtre. -Renverse de la colonie est pâle.		-Mycélium :hyalin septé. -Conidiophore :assez courtes -Microconidies: ellipsoïdale et légèrement incurvée. -Macroconidies sont fusiformes.

<i>Alternaria sp</i>	H1N			-Croissance : très rapide. -Périphérie : régulière. -Aspect : cotonneux avec des colonies jaunes qui deviennent noires avec un mycélium laineuse et quelque peu granulaire.		-Mycélium :septé -Conidiophores :courts, Septé,bruns avec un aspect plus ou moins sinueux(enzigzag), portent de grandes conidies simples ou ramifiées, ovoïdes ou ellipsoïdes, segmentées par des cloisons.
<i>Aspergillus flavus</i>	2NE			-Croissance : rapide. -Périphérie : irrégulière. -Aspect : velouté à poudré. -Couleur : vert ou d'un gris -vert, avec une bordure blanche. -L'inverse : brun rougeâtre plus intense.		-Mycélium :septé et hyalin. -Les conidiophores : hyalins, rugueux ou fortement rugueux, et assez longue.
<i>Penicillium digitatum</i>	2S			-Croissance : rapide. -Périphérie : irrégulière. -Aspect : velouté à poudré. -Couleur : vert ou d'un gris -vert, avec une bordure blanche. -L'inverse : brun rougeâtre plus intense.		-Mycélium : cloisoné,un peu vert . -Conidiophore : ramifiées possède une forme ressemblant à celle d'un pinceau .

Conclusion

L'Olivier présente une importante rusticité lui permettant de produire dans des conditions difficiles. Toutefois, sa productivité est limitée par plusieurs facteurs biotiques et abiotiques.

Les problèmes phytosanitaires de l'olivier constituent le facteur principal de la faible productivité de cette culture, parmi lesquels l'attaque de la mouche d'olive (*Bactrocera oleae*), et certains agents fongiques responsables de maladies très redoutables et d'autres ayant une importance secondaire telles que *Fusarium oxysporum* et *Alternaria spp.* Ces agents parasites entraînent des pertes de récolte non négligeables allant jusqu'à l'anéantissement total de la récolte.

Ce travail a été mené dans le cadre d'une étude entomologique concernant les attaques de la mouche *Bactrocera oleae*.

Les résultats de l'étude de l'infestation de l'olivier par la mouche d'olive (*Bactrocera olea*), montrent une évolution saisonnière marquée par trois pics, dont deux sont importants qui correspondent à deux générations successives en mois d'octobre et en mois de Novembre; avec un maximum de 50 mouches capturées par piège. Les variations des températures dans la région du Bouira durant la période 2005-2016, de fin Août à Octobre se situent entre 20 et 27 °C ce qui favorise le développement de la mouche ces dernières années.

Au cours de ce travail, nous avons également effectué des prospections et des prélèvements d'échantillons de fruits et feuilles présentant les dégâts de la mouche dans quatre sites de la wilaya de Bouira raison de deux sorties pour chaque site. Ces vergers sont situés aux communes de M'chedallah, El-Asnam, Bechloul et Haizar.

En effet, l'isolement de la mycoflore associée aux attaques de la mouche d'olive à partir des feuilles et des fruits d'olive malades, nous a permis de caractériser par voie macroscopique et microscopique un total de 11 souches d'*Alternaria sp.*, 9 souches d'*Aspergillus flavus*, 9 souches de *Fusarium oxysporum*, 8 souches de *Penicillium digitatum*, 3 souches de *Trichoderma viride*, 2 souches de *Verticillium alboatrum*, 2 souches de *Verticillium sp.*

Enfin, le test de l'activité antifongique a été réalisé *in vitro* dans le cadre de lutte biologique de des trois souches de *Bacillus* (deux souches de *Bacillus thuringiensis* (B1 et BEN1) et une souche de *Bacillus cereus* (B10)) par confrontation directe vis-à-vis des champignons isolés.

D'après nos résultats, la meilleure efficacité de l'activité antifongique a été obtenue par la souche *Bacillus cereus* (B10) avec un pourcentage d'inhibition de la croissance mycélienne de 51,85% sur *Alternaria sp* et 17,26 % sur *Fusarium oxysporum*.

Conclusion

La souche *Bacillus thuringiensis* (B1) présente une inhibition de 29,76% sur *Fusarium oxysporum* et 25,60 % sur *Aspergillus flavus*. Sur *Penicillium digitatum* les pourcentages d'inhibition des trois souches de *Bacillus thuringiensis* (B1 et BEN1) et *Bacillus cereus* (B10) varient entre 60% à 80%.

Les résultats obtenus montrent que lors de la mise en place d'un programme de lutte éventuel nous aurions la possibilité d'utiliser ces souches comme des bio-fongicides contre les champignons phytopathogènes de l'olive.

A la fin, Il serait intéressant de faire des recherches dans le proche avenir, dans le but de trouver d'autres souches du genre *Bacillus spp* qui ont un pouvoir antagoniste sur les champignons d'olivier. Ainsi, il est souhaitable d'étudier le mécanisme d'action de cet agent à l'échelle moléculaire

Il faut aussi tester le pouvoir antagoniste des *Bacillus spp in vivo* en utilisant une plante hôte (l'olivier) afin de confirmer leur efficacité et leur application sur terrain. Enfin, d'identifier les métabolites actifs à effet inhibiteur de la croissance des agents fongiques.

Afidol ,(2011).Protection raisonnée et biologique en oléiculture.

Ahmidou,O. et Hammadi, C.(2007) : Guide du producteur de l'huile d'olive. ONUDI.Vienne. pp 4-34.

Al-Ameiri ,Nofal S., Karajeh ,Muwaffaq R. and Qaraleh,Samer Y. (2015). Molds Associated with Olive Fruits Infested with Olive Fruit Fly (*Bactrocera oleae*) and their Effects on Oil Quality. Department of Nutrition and Food Technology, Faculty of Agriculture, Mutah University, Karak 7, Jordan. Volume 8, Number 3, pp 217 - 220

Alcaraz, L.D., Moreno-Hagelsieb, G., Eguiarte, L.E., Souza, V., Herrera-Estrella,L .et Olmedo,G. (2010).Understanding the evolutionary relationships and major traits of bacillus through comparative genomics. BMC Genomics, N° 11, pp332.

Ali S., Zafar Y., Ali GM., Nazir, F. (2010) Bacillus thuringiensis and its application in agriculture. Afr J Biotechnol V:9N°:14,pp2022–2031

Al-Raddad,A and Mustafa ,T. (2008). Home and Garden Pests. 2nd edition,Deanship of Scientific Research, The University of Jordan, Jordan,p11

Aouar ,L., Sylvain,L ., Ouffroukh,A., Boulahrouf, A & Beaulieu , C (2012).Taxonomic identification of rhizospheric actinobacteria isolated from Algerian semiarid soil exhibiting antagonistic activities against plant fungal pathogens.« Canadian Journal of plant Pathology »,pp 165-176.

Arambourg, (1986) .Entomologie oléicole. Édité par le Conseil Oléicole International, Juan Bravo, Madrid, p360.

Arambourg, Y. (1986).Traité d'entomologie oléicole. Les Tephritidae. *Dacus oleae* GMEL. Ed Cone.Oleic. Int., pp115-159.

Argenson C, Regis S, Jourdain JM, Vaysse P (1999). The olive tree. L'olivier. Centre technique interprofessionnel des fruits et légumes pp 08-27.

Argenson, C., Regis- srpv paca, S., Jourdain, J. M et vaysse, P. (1999). L'olivier. Ed, Centre Technique des Fruits et Légumes(CTIFL), paris, 204p.

- Aronson,A.I., Han, E.S., McGaughey, W.and Johnson,D.(1991)** the solubility of inclusion proteins from *Bacillus thuringiensis* is a factor in toxicity to insects. *App. Enviro. Microbiol.* 57, pp981-986.
- Badji, B., Riba, A., Mathieu, F., Lebrihi, A., Sabaou, N. (2005).** Activité antifongique d'une souche d'*Actinomyces* d'origine saharienne sur divers champignons pathogènes et toxigènes. *Journal de Mycologie Médicale*, 15, pp 211-219.
- Bagnols, F. & Gaussen, H. (1957).** Les climats biologiques et leur classification. *Ann. Géogr.fr*; 355: 193-220.
- Balachowsky, A. et L.Mesnil. (1935).** Les insectes nuisibles aux plantes cultivées, p. 697. Paul Lechevalier, Paris, France
- Baldy, C. (1979).**Quelques directions de travail concernant la bioclimatologie de l'olivier.Document ronéotypé. Juin, 1979.
- Baldy, C., Lhotel, J.C. et Hanoqc, J.F. (1985).** Effet du rayonnement solaire sur l'activité photosynthétique de l'olivier (*Olea europea* L.). *Revue «Olivae »*. N°8. Ed.COI.1985, pp : 18-23.
- Bangouls, F. et Gaussen, H. (1953).** Saison sèche et indice xérothermique. *Bull. soc. His. Nat.Toulouse*, 88 :3-4.
- Baptiste,J de vilmorin. (2003)** .histoire d'arbre. editions jean paul gisserot,paris.p 114.
- Barnett,H.I., Barry Hunter , B. (1972).** Illustrated genera of imperfecti fungi.Third Edition. Burgess Publishing Company. p239.
- Barton, K., Whitely, H. and Yang, N.S. (1987).** *Bacillus thuringiensis* d-endotoxin in transgenic *Nicotiana tabacum* provides resistance to lepidopteran insects. *Plant Physiology* 85:1103-1109.
- Benyahia,L. (2016)** Criblage de collection souches locales de *Bacillus thuringiensis* ayant une activité antimicrobienne produite au cours de la croissance. Universitaire M'hamed Bougara De Boumerdes. p81
- Blanco-Lopez, M.A., Jimenez-Diaz, R.M. et Caballero, J.M. (1984).** *Phytopathologia Mediterranea*, 23: 1-80.
- Blázquez, J.M. (1997).** Origine et diffusion de la culture. In: *Encyclopédie mondiale de l'olivier*. COI (Ed.), Madrid, Espagne, pp. 19-58.

- Bonatterra, A., Badosa, E., Cabrefiga, J., Frances, J. and Montesinos, E. (2012).**Prospects and limitations of microbial pesticides for control of bacterial and fungal pomelo fruit tree diseases. *Trees* 26 (1):215–226.
- Bonmatin, J.M., Laprévoté, O., Peypoux, F. (2003)** Diversity among microbial cyclic lipopeptides: iturins and surfactins. Activity–structure relationships to design new bioactive agents. *Comb Chem High Throughput Screen* 6:541–556
- Bora, T., Ozaktan, H. (1998).** Biological Control of Plant Diseases, Turkey, Prizma Press, 205p.
- Bouktir, O.(2003).** Contribution à l'étude de l'entomofaune dans trois oliveraies à Tizi Ouzou et étude de quelques aspects bio-écologiques de la mouche d'olive *Bactrocera oleae* Gmelin et Rossi 1788 (Diptera - Tephritidae).Thèse. Mag. INA.EL Harrach. 191 pp.
- Boulila, M. et El Mahjoub, M.(1994)** .Bulletin OEPP. 24(4): 817-823.
- Boutkhil S., (2012).** Les principales maladies fongiques de l'olivier (*Olea europaea* L.) en Algérie : repartition géographique et importance, mémoire de Magister en Biotechnologie, Université d'Oran. p34.
- Bravo A., Gomez I., Conde J., Munoz-Garay C., Sanchez J., Miranda R., Zhuang M., Gill S.S., Soberon M. (2004).** Oligomerization triggers binding of a *Bacillus thuringiensis* Cry1Ab pore-forming toxin to aminopeptidase N receptor leading to insertion into membrane microdomains. *Biochim. Biophys. Acta-Biomembr.*;1667:38–46.
- Caballero, J.M., Pérez-Hernández, J., Blanco-López, M.A., Jiménez- Díaz, R.M. (1980).** In: Proc 5th Cong Medit Phytopath Union. Patras,p 50.
- Calvo,P et Zuñiga, D. (2010).** caracterización fisiológica de cepas de *Bacillus* spp. Aisladas de la rizosfera de papa (*Solanum tuberosum*). *Ecología aplicada*. 9:31-39.
- Cantini, C., Cimato, A., Sani, G. (1999).** *Euphytica*, 109 (3): 173-181.
- Cautero, F. A. (1965)** .Enfermedades y plagas del olivo. Pub. Del Ministerio de l'agricultura, Madrid. p. 17.
- Cawoy, H., Bettiol, W., Fickers, P., Ongena, M. (2012).** *Bacillus*-Based Biological Control of Plant. Thèse disponible sur: www.intechopen.com/download/pdf/21989 l.

- Chen, M., Shelton, A. (2011)** Insect-resistant genetically modified rice in china: from research to commercialization. *Annu Rev Entomol* 56:81–101
- Chliyh, M., Rhimini, Y., Selmaoui, K., Ouazzani, T.A., Filali-Maltouf, A., El Modafar, C., Moukhli, A., Oukabli, A., Benkirane, R., and Douira, A. (2014).** Bibliographic Inventory of the Olive Tree (*Olea europaea* L.) Fungal Diseases in the World. *International Journal of Recent Scientific Research*. 5 (1): 136-141.
- Civantos, L. (1998).** L'olivier, l'huile et l'olive. Edi. C.O.I., Madrid, 121p.
- Clara M.I., Rei F.T., Félix M.R., Leitao F.A., Serrano J.F., Potes M.F. (1997).** Les virus qui affectent *Olea europea* L. et les techniques de diagnostic. *Olivæ*, 66: 56-60.
- Cohn, F. (1872).** Untersuchungen über bakterien. *Beitrage zur Biologie Pflanz*. 1:127-1224.
- COI (2013).** conseil oléicole international.
- COI, (2014).** Conseil oléicole international.
- COLEACP. (2011).** Lutte biologique et protection intégrée. Source : pip.coleacp.org/files/documents/COLEACP_Manuel_10_FR.pdf
- Commare, R.R., Nandakumar, R., Kandan, A., Suresh, S., Bharthi, M., Raguchanger, T., Samiyappan, R. (2002).** *Pseudomonas fluorescens* based formulation for the management of sheath blight disease and leaf folder insect to rice. *Crop Prot.*, 21, pp.671-677.
- Creppy, E.E. (2002).** Update of survey, regulation and toxic effects of mycotoxins in Europe. *Toxicol Letters*, 127: 19-28.
- De Maagd, R.A., Bravo, A., Crickmore, N., (2001).** How *Bacillus thuringiensis* has evolved specific toxins to colonize the insect world. *Trends in Genet.*; 17:193–199.
- Drablos, F., Nicholson, D., Ronning, M. (1999).** Exafs study of zinc coordination in Bacitracin A. *Biochim. Biophys. Acta.*, 1431, pp.433–442.
- DSA, (2005).** Direction des services oléicoles de Bouira (Algérie).
- DSA, (2018).** Direction des services oléicoles de Bouira (Algérie).

- Duijff, B.J., Meijer, J.W., Bakker, P.A.H.M., Schippers, B. (1993).** Siderophore-mediated competition for iron and induced resistance in the suppression of Fusarium wilt of carnation by fluorescent *Pseudomonas* spp. *Neth. J. Pathol.*, 99, pp.277-289.
- Emberger, L. (1930).** La végétation de la région Méditerranéenne. Essai d'une classification des groupements végétaux. *Rev. Géo. Bot.*, 42. Pp: 341-404.
- Emberger, L. (1942).** Un projet de classification des climats de point de vue phytogéographie. *Bull.Hist. nat. Toulouse, France*, p. 77.
- Erskine, W., Bayaa, B. (1996).** Yield loss, incidence and inoculum density associated with vascular wilt of lentil. *Phytopathol. Mediterr.*, 35, pp.24-32
- Estienne P., et Godar A., (1970).** « Climatologie ». Collection 3ème édition, p 80.
- Fabbri, M., Lambaradi, A. et Tokatli, Y.O. (2009).** Olive breeding in breeding plantation tree crops: Tropical species. *Spinger New York*, 423-465.
- Fabrice, I. (2010).** Institut supérieur agro- vétérinaire de Kimwenza RDC - Ingénieur technicien en agriculture et en élevage, p1.
- FAO, (2008).** Food and Agriculture Organization of the United Nations. <http://www.fao.org/corp/statistics/en/>
- FAO, 2013.** Food and Agriculture Organisation.
- Fletcher, B.S., Kapatós, E.T (1983)** .An evaluation of different temperature-development rate models for predicting the phenology of the olive fly *Dacus oleae*. Fruit flies of economic importance Proceedings of the CEC/IOBC International Symposium, Athens, Greece, 16 19 November 1982. 1983; 321 329, Rotterdam Netherlands: A.A. Balkema
- Fravel, D.R. (2005).** Commercialization and implementation of biocontrol. *Ann Rev Phytopathol.* 43: 337-359.
- Frisullo, S., Carlucci, T. (2011).** Minor fungal diseases of olive. In: Schena L., Agosteo G.E. Cacciola S.O. (eds). *Olive Diseases and Disorders*, pp. 291-304. • **Gaouar, N. (1996).** Apport de la biologie de la mouche de l'olivier par *Dacus Olea* dans la région de Tlemcen. *Univ. Tlemcen*. p. 18.
- Gaouar, N. (1996).** Apport de la biologie de la mouche de l'olivier par *Dacus Olea* dans la région de Tlemcen. *Univ. Tlemcen*. p. 18.

- Gereaud , X. (2006) :** Le calendrier du jardin ; L'olivier. Revue de presse N°1000445.- Mendil M. et Sebai A., 2006. L'olivier en Algérie. ITAF, Alger, Algérie, 99 p.
- Gereaud, X. (2006) :** Le calendrier du jardin ; L'olivier. Revue de presse N°1000445.
- Gómez .I., Miranda-Rios, J., Rudiño-Piñera, E., Oltean, D.I., Gill, S.S., Bravo, A., Soberón, M. (2002).** Hydropathic complementarity determines interaction of epitope 869HITDTNNK876 in *Manduca sexta* Bt-R1 receptor with loop 2 of domain II of *Bacillus thuringiensis* Cry1A toxins. *J Biol Chem*; 277:30137–30143.
- Gonzalez-Andujar, J.L. (2009).** *Expert Systems with Applications*, 36: 3278–3283.
- Gringorten, J.L., Crawford, D.N., Harvey, W, R. (1993)** High pH in the ectoperitrophic space of
- Grioua, N. (1989).**Le principali avversità parassitarie dell'olivo .Assessorato agricoltura ,alimentazione ,Foreste ,Caccia e Pesca, Riforma Fondiaria . 134p
- Guario, A. et La Notte, F.(1997) .** La mouche de l'olive en zone méditerranéenne connaissances actuelles et stratégies de lutte. *Phytoma, la défense des végétaux*, n°493, p11.
- Haddou, D. (2017).** L'infestation de la Teigne de l'olivier dans quelques vergers. Université de Tlemcen.
- Handelsman, J., Raffel, S., Mester, E.H., Wunderlich ,L., Grau, C.R.(1990).** Biological Control of Damping-Off of Alfalfa Seedlings with *Bacillus cereus* UW85. *Appl Environ Microbiol.* Mar;56(3):713–718
- Hanson, L.E. (2000).**Reduction of *Verticillium* wilts symptoms in cotton following seed treatment with *Trichoderma virens*. *J. Cotton. Sci.*, 4 : 224-231.
- Harold, E, (1998).** Making Bacteria Media from Potato, 14045 Huff St., Palmyra IN 47164).....PDA
- Henry, S. (2003).** L'huile d'olive : son intérêt nutritionnel, ses utilisations en pharmacie et en cosmétique. Thèse Doct. D'Etat. Pharmacie. Univ. Henry Poincaré, Nancy 1 (France), 10-90.
- Hernández-Martínez, Carmen Sara., Hernández, Rodríguez, Jeroen Van Rie., Baltasar, Escribana, Juan, Ferréa.(2013).** Insecticidal activity of Vip3Aa, Vip3Ad, Vip3Ae, and Vip3Af from *Bacillus thuringiensis* against lepidopteran corn pests. *Journal of Invertebrate Pathology* .Volume 113, Issue 1, Pages 78-81

- Heydari, A., et Pessarakli, M. (2010).** A review on biological control of fungal plant pathogens using microbial antagonists. *J. Biol. Sci.* 10 (4):273–290.
- I.N. P. V. (2009)** .Fiche technique sur *Bactocera oleae*, p. 2.
- Ikhoul, L., (2011).** Biological control of bacterial wilt of potatoes: attempts to induce resistance by treating tubers with bacteria. *Plant disease*, 67(5), 499-503.
- Ilias, F., Wahiba, K., Nassira, G., Chahrazed, B., Atik, B.F., J. (2011).** *Microbiol. Biotech. Res*, 1 (2): 69-73.
- Inam-El-Haq, M., Javed, N., Ahmed, R., Rehman A. (2003).** Evaluation of different strains of *Pseudomonas fluorescens* for the biocontrol of *Fusarium* wilt of chickpea. *Pakistan Journal of Plant Pathology*, 2 (1); 65-74.
- Jean-Baptiste de Vilmorin. (2003).** Histoire d'arbre. éditions Jean Paul Gisserot, Paris .p 114
- Jiménez Díaz, R.M. (1985).** *Olivæ*, n°. 6: 7, 8.
- Jiménez Díaz, R.M., Melgarejo, P., Bonaterra, A., Landa, B., Monte, E., Montesinos, E. (2010).** Manejo integrado del enfermedades causadas por hongos. En: Jiménez Díaz, R.M. y Montesinos, E. (Eds.). *Enfermedades de las plantas causadas por hongos y oomicetos. Naturaleza y control integrado*. Phytoma España / S.E.F. Valencia, pp. 87-108.
- Jiménez-Díaz, R. M., Olivares-García, C., Landa, B. B., del Mar Jiménez-Gasco, M., and Navas-Cortés, J. (2011).** Region-wide analysis of genetic diversity in *Verticillium dahliae* populations infecting olive in southern Spain and agricultural factors influencing the distribution and prevalence of vegetative compatibility groups and pathotypes. *Phytopathology* 101, 304–315.
- Kayalvizhi, N. and Gunasekaran, P. (2008).** Production and characterization of a low-molecular weight bacteriocin from *Bacillus licheniformis* MKU3. *Lett. Applied Microbiol.*, N°:47: 600-607pp.
- Kebdani Mohammed, (2017).** "Identification des souches locales de *Bacillus thuringiensis* en vue d'une lutte biologique contre *Ceratitis capitata* et autres pathogènes de l'oranger *Citrus sinensis*", Thèse de doctorat en écologie et environnement, sous la direction de Gaouar Nassera, Tlemcen, Laboratoire d'écologie et de gestion des écosystèmes naturels, département d'écologie et d'environnement, université Abou Bakr Belkaid, Imama, 195p.

- Korsten, L., De Villiers, E.E., Wehner, F.C., Kotze, J.M. (1997).** Field sprays of *Bacillus subtilis* and fungicides for control of preharvest fruit disease of avocado in South Africa. *Plant Dis.*, 81, 455-459 pp.
- Lamani, O., Ilbert, H. (2016)** Spécificités de l'oléiculture en montagne (région kabyle en Algérie) : pratiques culturelles et enjeux de la politique oléicole publique (INRAA). *algerie*. pages 149-159 pp.
- Lambert et al. (1992), Lambert, B. and Peferoen, M. (1992).** Insecticidal promise of *Bacillus thuringiensis*. *Bioscience* N°:42, 112-121 pp.
- Landa, B.B., Hervas, A., Bethiol, W., Jimenez-Diaz, R.M. (1997).** Antagonistic activity of bacteria from the chickpea rhizosphere against *Fusarium oxysporum* f.sp. *ciceris*. *Phytoparasitica*, N°25, pp 305-318 .
- Layton .C., Maldonado, E., Monroy ,L., Corrales ,L.C. y Sanchez, L.C.(2011).** *Bacillus* spp.; Perspectiva de su efecto biocontrolador mediante antibiosis en cultivos afectados por fitopatógenos. *Revista NOVA Publicacion Científica en Ciencias Biomedicas*. N° 9, pp 177-187.
- Lazzizera, C., Frisullo, S., Alves, A., Lopes, J., Phillips, A.J.L. (2008)** Fungal Diversity. N°31, pp 63–71.
- Lepoivre, P. (2003).** *Phytopathologie*. Edi. De Boeck, Bruxelles (Belgique), 427p.
- Li ,Y., Gu,Y., Li,J., Xu ,M., Wei,Q. and Wang,Y.(2015).** Biocontrol Agent *Bacillus amyloliquefaciens* Ij02 induces systemic resistance against cucurbit powdery mildew. *Frontiers microbiology*. N°6, pp 883.
- López-Escudero, E.J., Mercado-Blanco, J., Roca, J.M., Valverde-Corredor, A., Blanco-López, M.A. (2010).** Verticillium wilt of olive in the Guadalquivir Valley (southern Spain): relations with some agronomical factors and spread of *Verticillium dahliae*. *Phytopathologia Mediterranea* N°:49, pp 370-380.
- Loumou, A. & Giourga, C. (2002).** Olive groves: «the life and the identity of the mediterranean ». in *Agriculture and Human values*, (20) : 87 – 95
- Loussert, R., Brousse G. (1978).** *L'olivier. Techniques Agricoles et de Production Méditerranéennes*, Edi. Maisonneuve et Larose, Paris (France), 464 p.

- Loussert, R., Brousse, G. (1978).** L'olivier. Techniques agricoles et productions mediterraneennes. (eds.) maisonneuve et larousse, paris, france, 480 p.
- Maillard, R. (1975).** L'olivier .Ed. Invulfec.p:147.
- Maughan, H., Van Der Auwera, G. (2011).** Bacillus taxonomy in the genomic era finds phenotypes to be essential though often misleading. Infection, genetics and evolution. 11
- McLoughlin, T.J., Quinn, J.P., Bettermann, A., Bookland, R. (1992).** Pseudomonas cepacia suppression of sunflower wilts fungus and role of antifungal compounds in controlling the disease. Appl. Environ. Microbiol, N°58, pp.1760-1763.
- Mercado, J., Rodríguez, A., Hervás, A., Tejedor, E., Jiménez Díaz, R.M. (2002).** Pseudomonas spp. asociadas a raíces de olivo controlan eficientemente la Verticilosis del olivo. Phytoma España N°144, pp103-106.
- Mercado-Blanco J., Rodriguez-Jurado D., Hervas A., JiménezDíaz R.M. (2004).** Suppression of Verticillium wilt in olive planting stocks by root-associated fluorescent Pseudomonas spp. Biol. Control. N°30, PP 474–486.
- Milner, J. L., Raffel, S.J., Lethbridge, B.J., Handelsman, J. (1995).** Culture conditions that influence accumulation of zwittermicin A by bacillus cereus UW85. APPL. Microbiol. Biotechnol. N°43, PP.685-691.
- Milner, J.L., Stohl, E.A., Handelsman, J. (1996).** Zwittermicin A resistance gene from Bacillus Cereus. J. Bacteriol., N°187, pp.4266-4272.
- Moreaux, S. (1997).** L'Olivier, ed. Actes Sud. France.
- Morikawa, M., Ito, M., Imanaka, T. (1992).** Isolation of a new surfactin producer Bacillus pumilus A-1, and cloning and nucleotide sequence of the regulator gene, psf-1. Journal of fermentation and bioengineering, V:74, N°5, pp. 255-261.
- Muzzalupo I ; Vendramin G.G et Chiappetta A. (2014).** Genetic Biodiversity of Italian Olives (Olea europaea) Germplasm Analyzed by SSR Markers. The Scientific World Journal, 12 pages.
- Neuenschwander, P., Michelakis S. (1978).** The infestation of Dacus oleae (Diptera –Tephritidae) at harvest time and its influence on yield and quality of olive oil in Crete Greece. Bull. Soc. Ent. N°86, 420-433.

- Nyongesa, B. W., Okoth, S., & Ayugi, V. (2015).** Identification Key for *Aspergillus* Species Isolated from Maize and Soil of Nandi County, Kenya. *Advances in Microbiology*, V:5,N°04, p205
- Orberá Ratón, T., Pérez Portuondo, I., Ferrer Salas, D., Cortés Ramos, N., González Giro, Z. (2005)** .Aislamiento de cepas del genero bacillus sp. con potencialidades para la bioprotección y la estimulación del crecimiento vegetal *Revista Cubana de Química Université d'Orient Santiago de Cuba* V. XVII, N. 1, pp. 189-195.
- Pagnol, J. (1975).** L'olivier .4 édition, 18p.
- Pagnol, J. (1985).**L'olivier. Ed. Au Banel. P : 287.
- Perez, C., Suarez, C., Castro, G.R. (1993).** Antimicrobial activity determined in strains of *Bacillus circulans* cluster.*Folia Microbiol*, N°38, pp.25-28.
- Perez-Garcia, A., Romero, D., De Vicent, A. (2011).** Plant protection and growth stimulation by microorganisms: biotechnological applications of Bacilli in agriculture.
- Polese, J.M. (2007).** la culture des oliviers édition Artemis pp.16-19.
- Qaim et Zilberman, 2003,** Qaim M, Zilberman D. Yield effects of genetically modified crops in developing countries. *Science*.N°299,pp 900–902
- Ramamoorthy, V., Viswanathan, R., Raguchander, T., Prakasam, V., Samiyappan, R. (2001).**Induction of systemic resistance by plant growth promoting rhizobacteria in crop plants against pests and diseases.*Crop Prot*.N° 20, pp.1-11.
- Ramírez-Reyes A, Escudero-Abarca BI, Aguilar-Uscanga G, Hayward-Jones PM, Barboza-Corona JE (2004).** Antifungal activity of *Bacillus thuringiensis* chitinases and its potential for the biocontrol of phytopathogenic fungi in soybean seeds. *J Food Science* .N.69,pp131–134.
- Rappily, F. (1968).** Les techniques en mycology en pathologie vegetale. *Annuelles des Epiphytes*, vol.19. Institut National de Recherche Agronomique, Paris (France), 102p.
- Rebbas, K. (2014).** Développement durable au sein des aires protégées algériennes, cas du Parc National de Gouraya et des sites d'intérêt biologique et écologique de la région de Béjaïa, Thèse de Doctorat d'Etat en Sciences Biologique option ecologie. Université Ferhat Abbas Sétif .N.1,p114.
- Rieuf, P. (1985).** Clé d'identification des champignons rencontres sur les plantes maraîchères. Publication INRA, Paris.

- Roca, L., J. viruega, A. ÁvilA, R. oliveirA et A. Trapero. 2005.** “Los fungicidas cúricos en el control de las enfermedades del olivo” (en línea).N°7, p21.
- Rossi ,R., Carpita, A., Vita ,G. (1978) .** Related compounds as attractants of the olive fruit fly, *Dacus oleae* (Gmelin) (Diptera: Tephritidae. Gazz Chim Ital N°108, pp709–712
- Roussos, S., Zaoula, N., Salih, G., Tantaoui-Elaraki, A., Lamrani, K., Cheheb, M., Hassouni, H., Verh, F., Perraud-Gaime, I., Augur, C. and Ismaili-Alaoui, M.(2006).** Characterization of filamentous fungi isolated from Moroccan olive and olive cake: toxigenic potential of *Aspergillus* strains. *Molec Nutr Food Res.*N°50, pp 500-506
- Saad, D. (2009).** Etudes des endomycorhizes de la variété Sigoise d’olivier (*Olea europea* L.) et essai de leur application à des boutures semi-ligneuses multipliées sous nébulisation. Mémoire de Magister en Biotechnologie,Univ. Oran, 124 p.
- Sadfi ,N., Cherif, M., Fliss, I., Boudabbous ,A., Antoun ,H. (2001)** Evaluation of bacterial isolates from salty soils and *Bacillus thuringiensis* strains for the biocontrol of *Fusarium* dry rot of potato tubers. *J Plant Pathol:* pp101–117
- Saidi, N., Kouki, S., M’Hiri, F., Hajlaoui, M. R., Mahrouk, M., Ouzari, H., Hassen, A. (2009).**Characterization and selection of *Bacillus* sp. strains, effective biocontrol agents against *Fusarium oxysporum* f. sp. *radicis-lycopersici*, the causal agent of *Fusarium* crown and root rot in tomato. *Annals of microbiology.*V:59, N°2, pp191-198.
- Sanchez, M.E., Ruiz Davila, A., Perez de Algaba, A., Blanco Lopez, M.A. and Trapero Casas. A.,Eur. J. (1998).** *Plant Pathol.* N°104 pp, 347-357.
- Sánchez-Hernández, M.E., Pérez de Algaba, A., Blanco López, M. A., Trapero-Casas, A. (1996).***Agricultura, Revista Agropecuaria.* V : 65.N°772 pp 928-932.
- Senesi, S., Ricca, E., Henriques, A. O., Cutting, S. M. (2004).** *Bacillus* spores as probiotics products for human use. In *Bacterial Spores: Probiotics and Emerging Applications.* Eds. Horizon Scientific Press: London.132-141 pp.
- Shores, M., Harman, G., Mastouri, F. (2010).** Induced systemic resistance and plant responses to fungal biocontrol agents. *Annual Review of Phytopathology.* N°48, pp21-43.
- Soberón,M., Gill, S.S., Bravo, A. (2009)** Signaling versus punching hole: how do *Bacillus thuringiensis* toxins kill insect midgut cells? *Cell Mol Life Sci* V :66 N°8 ,pp1337–1349.

- Stancic ,J., Bouzouane, R.(1982).** Les insectes ravageurs d'olivier, importance économique, biologique, lutte. Cours international de l'oléiculture. Inst. Nat. Protec. Végé., Alger. 64 p.
- Swain, M.R., Ray, R.C. (2006).** Biocontrol and other beneficial activities of *Bacillus subtilis* isolated from cowdung microflora. *Microbiological Research*. N°30 , pp 305-304
- Tejera-Hernández,B., Rojas-Badía ,M.M. et Heydrich-Pérez, M. (2011).** Potencialidades del genero bacillus en la promocion del crecimiento vegetal y el control de hongos fitopatogenos. *Revista CENIC Ciencias Biologicas*. N°42, pp131-138.
- Tokuşoğlu,Ö., Alpas, H. and Bozoğlu, F.(2012).** High hydrostatic pressure effects on mold flora, citrinin mycotoxin, hydroxytyrosol, oleuropein phenolics and antioxidant activity of black table olives. *Riv Ital Sostanze Grass*. N°89, pp 117-125.
- Trapero, A. (1995).** *Olivar y Aceite*, N°750 ,pp 62-64.
- Trapero, A., Blanco, M. A. (2008).** Enfermedades. En: Barranco, D., Fernández Escobar, R, Rallo, 1. (Eds.). *El cultivo del olivo*. Coedición Junta de Andalucía j MundiPrensa, Madrid, pp. 595-656.
- Trapero, A., Roca. Luis, F. , Moral. J., Trapero. C., López-Escudero. F.J., (2011).**Capítulo 7: las enfermedades y su manejo en el olivar ecológico, editors: junta de andalucía, pp.206-256
- Vaeck, M., Reynaerts, A., Hoftey, H., Jansens, S., DeBeuckleer, M., Dean, C., Zabeau, M., Van Montagu, M. and Leemans, J. (1987).** Transgenic plants protected from insect attack. N°327,pp 33-37.
- Van der Vossen, H. A. M., Mkamilo, G. S. (2007).** Ressources végétales de l'Afrique tropicale 14 oléagineux (Editors). PROTA (Plant Resources of Tropical Africa / Ressources végétales de l'Afrique tropicale), Wageningen, pays bas, V :5 N°16 ,p139.
- Vicedo, B., Penalver, R., Asins, M.J., Lopez, M.M. (1993).** Biological control of *Agrobacterium tumefaciens* colonization and pAgK 84 transfers with *Agrobacterium radiobacter* K84 and the tra mutant strain K1026. *Appl. Environ. Microbiol.*, N°59, pp.309-315.
- Viruega, J.R., Lique, F. et Trapero, A. (1997) .***Fruticultura Profesional* ,N°88: 48–54.
- Walter, C., Fladung, M., Boerjan ,W. (2010)** The 20-year environmental safety record of GM trees. *Nat Biotechnol* V:28 N°7,pp656–658.

Wang,X., Wang ,L., Wang ,J., Jin ,P., Liu,H. et Zheng,Y. (2014). *Bacillus cereus* ar156-induced resistance to *colletotrichum acutatum* is associated with priming of defense responses in loquat fruit. PLOS ONE. V:9.N°11 PP 111-116.

Williams, G.E., Asher, M.J.C. (1996). Selection of rhizobacteria for the control of *Pythium ultimum* and *Aphanomyces cochlioides* on sugar-beet seedlings. Crop prot. N°15,pp479-486.

Woudenberg, J.H.C., Groenewald, J.Z., Binder, M. (2013). *Alternaria* redefined Studies in Mycology. N°75, pp. 171-212.

Zhang ,X., Candas ,M., Griko, N.B., Taussig ,R., Bulla, L.A., (2006). A mechanism of cell death involving an adenylyl cyclase/PKA signaling pathway is induced by the Cry1Ab toxin of *Bacillus thuringiensis*. Proc. Natl. Acad. Sci. USA.N°103 , pp 9897–9902.

Annexe 01 : Température mensuelles de la période (2005-2016) de la région de Bouira.

Année /Mois	J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
2005	5,0	5,5	11,7	14,3	20,9	24,8	27,9	25,9	21,9	18,8	11,8	8,2
2006	6,6	7,6	12,3	17,2	21,4	25,1	28,1	25,6	22,3	20,9	14,4	9,4
2007	9,2	10,8	10,0	14,1	18,3	23,1	27,7	27,0	22,4	17,6	11,1	8,4
2008	8,6	9,9	10,9	14,6	18,2	22,9	28,1	27,6	23,2	18,0	11,3	8,2
2009	8,3	8,0	11,2	12,0	20,4	25,4	29,9	27,4	21,5	17,6	13,5	10,7
2010	9,2	10,2	12,0	15,1	16,6	22,0	27,8	27,0	22,5	17,6	12,3	8,9
2011	8,2	7,8	11,1	16,0	18,5	22,5	27,2	28,4	23,6	17,6	13,5	9,3
2012	7,6	4,8	7,6	14,0	19,3	26,5	28,0	30,2	23,5	18,9	13,9	9,3
2013	8,4	7,0	12,2	14,7	16,4	21,2	27,0	26,1	22,7	21,9	8,1	8,8
2014	9,8	11,2	10,6	16,3	18,9	23,4	26,8	27,5	25,1	20,0	14,7	8,5
2015	7,7	7,5	12,0	16,7	21,0	23,8	29,3	28,2	22,6	18,4	12,4	9,8
2016	10,6	10,7	10,5	15,9	18,6	23,8	27,6	26,5	22,7	20,6	13,2	10,1
Moyenne	8,26	8,41	10,95	15,07	19,04	23,70	27,95	27,28	22,83	18,99	12,54	9,13

Annexe 02 : Précipitations mensuelles de la période (2005-2016) de la région de Bouira.

Année /Mois	J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
2005	131,0	79,6	24,4	20,3	2,1	2,1	1,5	0,8	5,3	43,2	50,6	92,0
2006	60,4	92,2	31,5	24,5	63,5	4,8	14,6	4,0	59,9	3,6	28,2	94,0
2007	9,3	37,3	233,4	120,9	22,7	11,0	4,0	10,1	68,9	95,2	105,1	46,1
2008	19,2	33,2	95,6	45,9	58,9	23,0	1,0	5,2	64,2	75,7	61,5	66,1
2009	145,1	36,8	69,6	110,2	22,7	1,9	0,2	14,9	102,6	19,9	73,1	79,4
2010	48,7	68,3	48,7	23,3	49,8	18,8	0,8	11,6	5,0	72,2	76,9	22,9
2011	37,0	128,1	67,5	87,9	87,5	31,0	1,2	20,9	5,4	40,6	56,4	50,1
2012	48,3	146,6	64,7	99,0	20,5	1,7	0,1	8,9	3,4	42,5	71,4	27,4
2013	114,0	128,4	68,2	54,0	59,9	2,5	6,7	22,8	34,7	3,2	73,5	36,2
2014	54,3	44,4	127,2	1,1	18,4	31,8	0,2	2,4	18,3	29,4	23,0	147,8
2015	100,1	126,5	38,9	1,5	13,5	11,5	00	1,2	49,4	40,1	31,8	00
2016	46,8	50,2	144,1	34,1	72,0	1,4	6,9	00	46,7	23,2	39,9	54,9
Moyenne	67,85	80,96	84,48	51,89	40,95	11,79	3,03	8,56	38,60	40,73	57,61	59,74

Annexe 03

Matériels utilisés

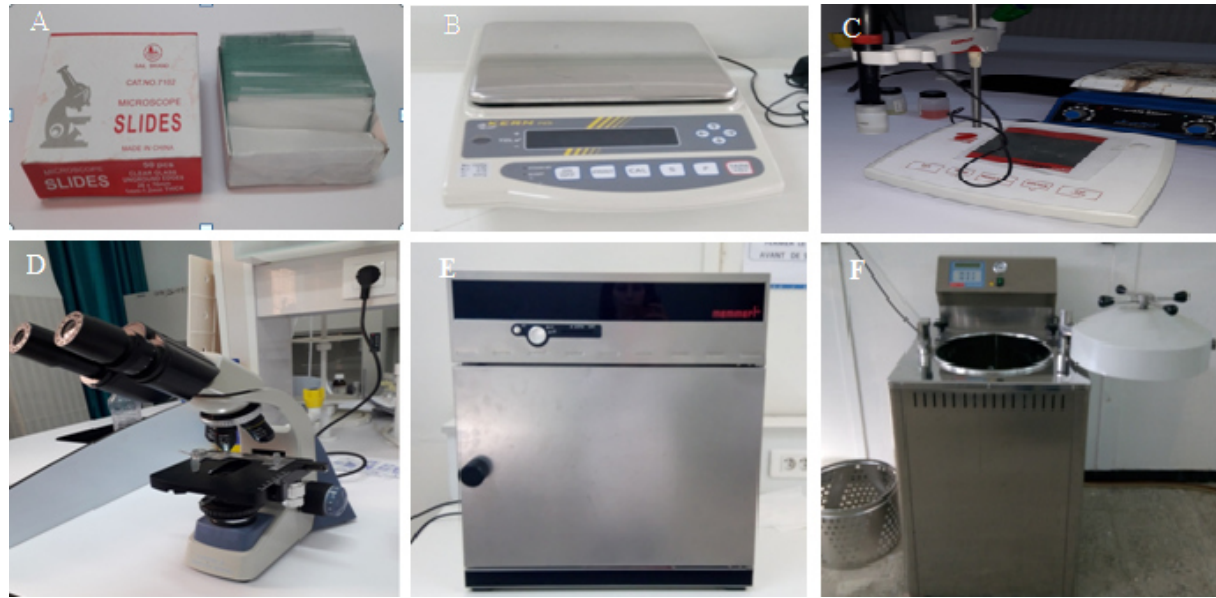


Figure : **A :** Lame et lamelle en pyrex, **B :** balance de précision, **C :** pH mètre **D :** Microscope optique, **E :** autoclave, **F :** Etuve. (Originale 2019)

Annexe 04

Milieu P.D.A **(Potato dextrose agar)**

Pomme de terre.....200g.
Agar agar.....20g
Glucose.....20g
Eau distillée.....1000ml

Milieu à base de feuilles d'olivier

Feuilles fraîches.....200g
Agar-agar.....20g
Glucose.....20g
Eau distillée.....1000ml

MEA

(Gélose à l'extrait de malt)

Extrait de malt.....30g

Agar -agar.....15g

Eau distillée.....1000ml

Milieu GN

(Gélose nutritif)

Extrait de levure.....2 g

Extrait de viande.....1g

Peptone.....5g

Chlorure de sodium.....5 g

Agar.....15g

pH=7,2

Milieu BN

(Bouillon nutritif)

Extrait de levure.....2 g

Extrait de viande.....1g

Peptone.....5g

Chlorure de sodium.....5 g

Annexe .5

Tableau : Nombre de mouches capturées pendant la période d'étude.

Dates	Nombre de mouches capturées
02/07/2018	0
07/07/2018	1
16/07/2018	1
22/07/2018	4
26/07/2018	7
05/08/2018	3
14/08/2018	3
27/08/2018	3
19/09/2018	26
27/09/2018	29
08/10/2018	50
21/10/2018	7
15/11/2018	20
21/11/2018	11

Résumé

L'olivier est parmi les plus anciens arbres fruitiers cultivés principalement dans les pays méditerranéens, cette culture peut être endommagée par de nombreuses maladies et parasites.

Le but de ce travail était d'une part réaliser une étude entomologique concernant les attaques de la mouche *Bactrocera oleae* et d'autre part d'isoler et identifier la mycoflore qui s'attaque aux feuilles et les olives des vergers étudiés appartenant à la variété Chemlal. Enfin, de tester l'activité antifongique de trois espèces du genre *Bacillus* (2 *Bacillus thuringiensis* et 1 *Bacillus cereus*) par confrontation directe avec les champignons isolés.

Dans cette étude, un total de 44 espèces fongiques ont été identifiées dont *Alternaria sp*, *Aspergillus flavus*, *Fusarium oxysporum*, *Penicillium digitatum*, *Trichoderma viride*, *Verticillium albo-atrum*, *Verticillium sp*. La dominance des genres *Alternaria sp*, *Aspergillus sp*, *Fusarium sp* et *Penicillium sp* peut être due au grand pouvoir de dissémination et compétitif par rapport aux autres champignons.

L'étude du pouvoir antagoniste de *Bacillus sp.* *in vitro* s'est basé sur sa capacité à inhiber la croissance mycélienne des moisissures phytopathogènes, *Penicillium digitatum*, *Alternaria sp*, *Fusarium oxysporum* et *Aspergillus flavus*, les taux d'inhibition sont respectivement : 80,82%, 51,85%, 29,76% et 25,60%. Les résultats obtenus montrent que lors de la mise en place d'un programme de lutte éventuel nous aurions la possibilité d'utiliser ces souches comme des bio-fongicides contre les champignons de l'olivier.

Mots clés : Olivier, *Bactrocera oleae*, champignons, isolement, *Bacillus spp.* Lutte biologique.

Abstract

The olive tree is one of the oldest fruit trees grown mainly in Mediterranean countries, this crop can be damaged by many diseases and parasites.

The purpose of this work was to carry out an entomological study on *Bactrocera oleae* fly attacks and to isolate and identify the mycoflora that attacks the leaves and olives of the studied orchards belonging to the Chemlal variety. Finally, to test the antifungal activity of three species of the genus *Bacillus* (2 *Bacillus thuringiensis* and 1 *Bacillus cereus*) by direct comparison with isolated fungi.

In this study, a total of 44 fungal species were identified including *Alternaria sp*, *Aspergillus flavus*, *Fusarium oxysporum*, *Penicillium digitatum*, *Trichoderma viride*, *Verticillium albo-atrum*, *Verticillium sp*. The dominance of the genera *Alternaria sp*, *Aspergillus sp*, *Fusarium oxysporum* and *Penicillium digitatum* can be due to the great spreading power and competitive compared to other fungi.

The study of the antagonistic power of *Bacillus sp.* *in vitro* was based on its ability to inhibit the mycelial growth of phytopathogenic molds, *Penicillium digitatum*, *Alternaria sp*, *Fusarium oxysporum* and *Aspergillus flavus*, the inhibition rates are respectively: 80.82%, 51.85%, 29.76% and 25.60%. The results obtained show that when setting up a possible control programme we would have the possibility to use these strains as bio-fungicides against olive fungi.

Key words: *Bactrocera oleae*, fungus, isolation, *Bacillus spp.* biological control.

ملخص

شجرة الزيتون من بين أقدم أشجار الفاكهة التي تزرع أساسا في بلدان البحر الأبيض المتوسط، وهذا المحصول يمكن أن يتضرر من أمراض وطفيليات كثيرة.

الهدف من هذا العمل هو إجراء دراسة ائتمولوجية التي تخص دبابه الزيتون من جهة و عزل و تحديد الفطريات المتسببة في حدوث امراض على مستوى اوراق و ثمار شجرة الزيتون من نوعية شمال من جهة اخرى. اخيرا القيام باجراء اختبار تثبيط نمو الفطريات المعزولة باستعمال عصيات الترنجيسيس و عصيات السيروس.

في هذه الدراسة 44 هو مجموع الفطريات التي تم التعرف عليها وهي كالتالي: *Alternaria sp*, *Aspergillus flavus*, *Fusarium oxysporum*, *Penicillium digitatum*, *Trichoderma viride*, *Verticillium albo-atrum*, *Verticillium sp* ، حيث وجدت بنسب مختلفة مع اقلية مطلقة *Alternaria sp*, *Aspergillus sp*, *Fusarium sp* و *Penicillium sp*

بهذه النسب استندت دراسة الفعالية المعادية لعصيات باسيلوس الى قدرتها على تثبيط نمو الفطريات المتسببة في الامراض الفطرية *Penicillium digitatum*, *Alternaria sp*, *Fusarium oxysporum* et *Aspergillus flavus* 80,82%, 51,85%, 29,76% et 25,60% على التوالي

أظهرت النتائج التي تم الحصول عليها أنه خلال إنشاء برنامج مكافحة، سوف نتمكن من استخدام هذه السلالات كمبيدات فطريات حيوية ضد فطريات الزيتون.

الكلمات المفتاحية : الزيتون، دبابه الزيتون، الفطريات، عزل، عصيات ، مكافحة بيولوجية.