

UNIVERSITE SAAD DAHLAB DE BLIDA

Faculté des Sciences de la nature et de vie

Département des biotechnologies

MEMOIRE DE MAGISTER

En Sciences Agronomiques

Spécialité : amélioration des productions végétales

**ETUDE EPIDEMIOLOGIQUE DE LA VERTICILLIOSE DANS LES
OLIVERAIES DE LA KABYLIE**

Par

FELLAK Ahmed

Devant le jury composé de:

A. BOUTEKRABT	Professeur, U.S.D.B. Blida 1	Président
M. BENCHABANE	Professeur, U.S.D.B. Blida 1	Promoteur
H. BELKAHLA	Professeur, U.S.D.B. Blida 1	Examinatrice
A. RIBA	Professeur, U.M.B.B. Boumerdes	Examineur

Blida, Juin 2015

RESUME

La culture de l'olivier revêt une grande importance socio-économique dans les pays méditerranéens. Pour L'Algérie, l'oléiculture occupe la première place, en superficie, par rapport aux autres cultures fruitières; elle est répartie dans plusieurs zones, mais reste essentiellement concentrée au centre du pays et en particulier dans la région de la Kabylie. Cette région qui se trouve confrontée à l'instar des autres régions oléicoles algériennes à une maladie vasculaire « la verticilliose » causée par *Verticillium dahliae* (Kleb.) qui est actuellement répandue dans tout le bassin méditerranéen. Notre travail s'est intéressé d'une part aux aspects étiologiques et épidémiologiques de la maladie, d'autre part à l'étude de la dynamique de l'agent causal (les microsclérotés) dans le sol.

A travers l'étude épidémiologique, mener en Kabylie (Bouira), nous avons localisé au niveau des 35 vergers prospectés, 7 vergers sur 11 touchés par la maladie à El Esnam, un verger sur 8 à Haizer et un verger sur 2 à Oued El Bardi, avec respectivement des taux d'infestation moyens de 11%, 3% et 13%. L'influence de l'âge, de la composition variétale et de la conduite culturale sur la fréquence et la gravité des attaques, a été analysée et confirmée par notre étude. L'analyse quantitative des microsclérotés dans le sol a montré que la grande partie de leur densité se localise dans la fraction granulométrique comprise entre 50 et 100 μm . Comme il est à noter que l'étude de leur dynamique saisonnière a révélé les époques opportunes où les interventions peuvent être plus efficaces pour freiner ou inhiber la germination des microsclérotés et éventuellement interrompre et perturber le cycle infectieux ce cet agent de trachéomycose.

Mots clés : olivier, verticilliose, microsclérotés, épidémiologie.

ABSTRACT

Epidemiological study of *Verticillium* wilts of olive-tree in area of Kabylie

Olive cultivation take a great socio-economic importance in the Mediterranean countries. For Algeria, oleiculture occupies the first place, in surface, compared to the other arboricultural cultures; it is distributed on different area but it is primarily concentrated in the center of the country and in particular in the area of Kabylie. An area which is confronted following the example of other Algerian olive-growing areas to a vascular disease *Verticillium* wilt of olive (VWO) caused by *Verticillium dahliae* (Kleb.) who is currently answered in all the Mediterranean basin.

During this epidemiological study that we carried out in Kabylie (Bouira), we have located on the 35 prospected orchards, 7 orchards touched by the disease on 11 in El Esmam, 1 orchard out of 8 in Haizer, 1 orchard out of 2 in Oued El Bardi with respectively an average rates of infestation of 11%, 3% and 13%. The effect of age, varietal composition and farming control on the frequency and the gravity of the attacks, was analysed and confirmed by our study. A great proportion of the whole number of microsclerotia detected by analysis was located in sieve residues including between 50 and 100 μm . As it should be noted that the study of their seasonal dynamics revealed the convenient times where the interventions can be more effective to slow down or inhibit the germination of the microsclerotia and possibly to stop and disturb the infectious cycle of this agent of trachéomycose.

Key words: olive-tree, *Verticillium* wilt of olive, microsclerotia, epidemiology, Kabylie.

الملخص

دراسة إبيدميولوجية لمرض ذبول الزيتون في منطقة القبائل

تحظى زراعة الزيتون بأهمية كبيرة من الجانب الاجتماعي والاقتصادي في بلدان حوض البحر الأبيض المتوسط وبالنسبة للجزائر فهذا المحصول يحتل المرتبة الأولى من حيث المساحة مقارنة مع محاصيل الأشجار المثمرة الأخرى ، وتنتزع زراعة الزيتون على عدة مناطق من التراب الوطني لكنها تتمركز أساسا في المناطق الوسطى خاصة في منطقة القبائل، منطقة تواجه مثل مناطق الجزائرية الأخرى مرض عرقي "مرض ذبول الزيتون" ناتج عن الفطر *Verticillium dahliae* المنتشر في البلدان المتوسطية .

عبر الدراسة الإبيدميولوجية التي أجريناها في منطقة القبائل (البويرة) حددنا من بين 35 بستان زيتون مستكشف: 7 بساتين مصابة بالمرض من بين 11 بستانا في الأسنام، بستان واحد في حيزر من بين 8 بساتين وبستان آخر في واد البردي من أصل بستانان. وتقدر نسبة الإصابة ب: 11%، 3% و 13% على التوالي و تأكدنا من تأثير السن، الصنف والتقنيات الزراعية على حدة المرض . كما وجدنا أن الكم الأكبر من إجمالي عدد المكروسكليروت المرصودة تقع في طبقة التربة المحصورة بين 50 و 100 μm واستنتجنا فترتين زمنيتين مناسبتين للتدخل بهدف وقف إنبات المكروسكليروت وإحداث اضطرابات في دورة حياة هذا الفطر.

الكلمات المفتاحية: الزيتون، مرض ذبول الزيتون، المكروسكليروت، إبيدميولوجية، منطقة القبائل.

REMERCIEMENTS

*En premier lieu, je tiens à remercier chaleureusement mon promoteur, Monsieur **Benchabane Messaoud**, professeur à l'université Saad Dahlab de Blida, d'avoir accepté de diriger ce travail. Je tiens à le remercier pour ses orientations, ses conseils pertinents, et pour la confiance qu'il m'a accordé pour réaliser ce modeste travail.*

*J'adresse également mes remerciements à monsieur **Boutekrabt Ammar**, Professeur à l'Université Saad Dahlab de Blida, pour l'honneur qu'elle m'a fait en acceptant de présider mon jury.*

*Que madame **Belkahla. H**, Professeur à l'Université Saad Dahlab de Blida, trouve ici l'expression de mes sincères remerciements pour m'avoir fait l'honneur d'examiner ce travail.*

*Mes sincères remerciements vont également à Monsieur **Riba Amar**, professeur à l'Université Mohamed Bouguerra de Boumerdes, d'avoir accepté de faire partie du jury.*

*Ma gratitude est destinée à Mm. **Fadil**, ingénieur de labo à l'Université Saad Dahlab de Blida qui sans son aide, ce travail n'aurait j'amaï pu voir le jour. Qu'elle trouve ici toute ma gratitude.*

*Je tiens à remercier amplement Mr. **Yousfi Yehya**, ingénieur agronome au niveau de la subdivision agricole d'El Esmam, et Mr **Kerfouf Hamid** délégué communale d'Ahl Laksar ainsi que Mr **Amour Hamid**, Chef de la subdivision agricole de Haizer, qui m'ont accompagné tout au long de mon travail sur terrain.*

Je remercie également toute personne ayant contribué de loin ou de près à la réalisation de ce modeste travail.

Enfin, une affectueuse pensée à ma famille, en particulier mon épouse pour son soutien et son dévouement.

TABLE DES MATIERES

RESUME	1
ABSTRACT	2
ملخص	3
REMERCIEMENTS	4
TABLE DES MATIERES	5
LISTE DES ILLUSTRATIONS ET GRAPHIQUES ET TABLEAUX	8
INTRODUCTION	10
CHAPITRE 1 : SYNTHESSES DES DONNEES SUR L'OLEICULTURE ET LA VERTICILLIOSE DE L'OLIVIER	
1.1 Généralités sur l'oléiculture	12
1.1.1 Historique et aire de culture de l'olivier	12
1.1.2 Classification et description botanique de l'olivier	13
1.1.3 Importance de l'olivier dans le monde	14
1.1.4 L'oléiculture en Algérie	15
1.1.5 Principales maladies de l'olivier	18
1.2 Données sur la verticilliose de l'olivier	21
1.2.1 Importance actuelle de la verticilliose de l'olivier	21
1.2.2 Symptomatologie de la verticilliose	22
1.2.3 L'agent causal: taxonomie, caractéristiques généraux et gamme d'hôtes	25
1.2.4 Cycle de la maladie	28
1.2.5 Diversité de <i>Verticillium dahliae</i>	30
1.2.6 Facteurs favorisant le développement de la maladie	33
1.2.7 Moyens de Lutte contre la verticilliose de l'olivier	38

CHAPITRE 2 : MATERIELS ET METHODES

2.1 Présentation de la zone d'étude	42
2.1.1 Situation géographique	42
2.1.2 Données climatiques	43
2.2 Prospection sur terrain	44
2.3 Diagnostic symptomatologique et taux d'infection	47
2.4 Prélèvement des échantillons	47
2.5 Diagnostic au laboratoire	48
2.5.1 Préparation du milieu de culture	48
2.5.2 Isolement à partir du végétal affecté	48
2.5.3 Identification de l'agent pathogène	49
2.6 Analyse quantitatives de la répartition dans le sol de <i>Verticillium dahliae</i>	49
2.7 Etude de la dynamique saisonnière de <i>Verticillium dahliae</i> dans le sol	51

CHAPITRE 3 : RESULTATS ET DISCUSSION

3.1 Diagnostic symptomatologique	52
3.2 Taux d'infestation	57
3.3 Identification de l'agent pathogène	58
3.4 Discussion	60
3.5 Dynamique de <i>Verticillium dahliae</i> dans le sol	62
3.5.1 Analyse quantitative des microsclérotés	62
3.5.2 Dynamique saisonnière des microsclérotés	66
3.5.3 Discussion	68

CONCLUSION GENERALE	70
----------------------------	----

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	72
------------------------------------	----

ANNEXES	81
----------------	----

LISTE DES ILLUSTRATIONS, GRAPHIQUES ET TABLEAUX

Figure 1.1: Aire de culture de l'olivier à travers le monde [15].	13
Figure 1.2 : Structure de la surface oléicole en Algérie. [20].	16
Figure 1.3 : principaux producteurs de l'huile d'olives (%) [15].	17
Figure 1.4 : les différents symptômes de la verticilliose de l'olivier [36].	24
Figure 1.5 : Conidiophore et conidies de <i>Verticillium dahliae</i> (www.APSnet.org).	27
Figure 1.6 : microsclérotés de <i>Verticillium dahliae</i> (www.APSnet.org).	27
Figure 1.7 : Cycle infectieux de <i>Verticillium dahliae</i> [48].	29
Figure 1.8 : Dendrogramme simplifiée de la distance génétique.	32
Figure 1.9 : Stratégie de contrôle intégré de la verticilliose de l'olivier [109].	41
Figure 2.1 : Situation géographique de la zone d'étude (Bouira). (ANIREF 2011)	42
Figure 3.1 : Dépérissement sectoriel d'un olivier atteint de verticilliose à El Esnam	52
Figure 3.2 : Dépérissement généralisé d'un olivier a El Esnam.	53
Figure 3.3 : coloration orange violacée des branches et rameaux (El Esnam).	53
Figure 3.4 : Chute des feuilles de l'extrémité des branches âgées (El Esnam).	54
Figure 3.5 : Chute des feuilles à la base des jeunes pousses (El Esnam).	54
Figure 3.6 : Enroulement des feuilles en gouttière (El Esnam).	55
Figure 3.7 : Présence d'une touffe de rejets anarchiques à la base de l'arbre.	55
Figure 3.8 : Arbre complètement dénudé avec olives momifiées à l'extrémité des branches (El Esnam).	56
Figure 3.9 : Dépérissement accru et généralisé dû à la présence massive des galles sur l'ensemble du bois (Haizer).	56
Figure 3.10 : Observation macroscopique du <i>Verticillium dahliae</i> sur milieu PDA isolé à partir du végétal.	58

Figure 3.11 : Observation microscopique de <i>Verticillium dahliae</i> isolé de fragments	59
Figure 3.12 : proportion des microsclérotés en fonction de la fraction granulométrique.	62
Figure 3.13 : Répartition des microsclérotés en fonction de la fraction granulométrique analysée.	63
Figure 3.14 : Evaluation quantitatives saisonnière des populations <i>V. dahliae</i> dans le sol d'El Esnam	66
Tableau 1.1 : les maladies abiotiques chez l'olivier [21].	18
Tableau 1.2 : les principales maladies fongiques et bactériennes de l'olivier.	19
Tableau 1.3 : les principaux ravageurs de l'olivier.	20
Tableau 2.2 : localisation des sites prospectés dans les différentes communes.	45
Tableau 3.1 : Taux d'infestation par le <i>Verticillium dahliae</i> enregistrés dans les oliveri des régions infestées.	57
Tableau 3.2 : Evaluation de la population de microsclérotés de <i>Verticillium dahliae</i> dans le sol en fonction des classes granulométriques.	64
Tableau 3.3 : Répartition des microsclérotés en fonction de la fraction granulométrique analysée.	65
Tableau 3.4 : Répartition du nombre total de microsclérotés en fonction des mois et des classes Granulométriques.	67

INTRODUCTION

L'olivier (*Olea europaea* L.), de la famille des Oléacées est une espèce d'une longévité légendaire qui revêt une importance qui dépasse l'aspect économique. L'huile extraite de ces drupes fait partie de la culture et de l'histoire de l'humanité, utilisée en alimentation, lampe à huile, médicaments et cosmétiques ou dans des rituels sociétaux. De nombreuses preuves archéologiques démontrèrent la signification de cet arbre, de son fruit et de son huile dans l'histoire et la culture des différents peuples méditerranéens. L'olivier est cité dans le coran et la bible et il est fréquemment représenté en mythologie grecque.

Comme tout pays méditerranéen, en Algérie l'oléiculture représente une culture d'intérêts économique, social et nutritionnel. Dans les zones oléicoles, les oliveraies sont en majorité un héritage ancestral (Kabylie et Centre) ou créées depuis l'époque coloniale (Ouest). Au début des années 2000, la culture de l'olivier a été relancée, grâce au programme du plan national de développement agricole (PNDA), permettant ainsi avec le financement et le subventionnement de plusieurs oléiculteurs, à travers le pays, l'extension de la surface oléicole même au niveau des régions intérieures et du sud. Ce programme projetait son évolution à plus d'un million d'hectares à partir des années 2010 -2012.

La région de la Kabylie est considérée comme une zone oléicole par excellence et l'oléiculture constitue, pour une grande partie de sa population, une activité de base et une culture vivrière. Comme, les autres régions du pays où l'oléiculture est ancrée, le potentiel productif reste globalement en deçà de l'objectif visé et tributaire des aléas climatiques. En plus, d'une conduite traditionnelle à caractère d'exploitations extensives, avec une gamme variétale étroite et en l'absence d'appui technique, les rendements moyens restent faibles et varient de 12 à 17 qx/ha. Ces dernières années les incendies, particulièrement en période estivale, ont participé fortement dans la réduction des potentialités de production et sont la cause directe de disparition de plusieurs oliveraies.

Malgré l'adaptation de l'espèce, les problèmes phytosanitaires sont nombreux et entravent l'amélioration des rendements qualitativement et quantitativement [1, 2, 3, 4, 5]. Parmi les pathologies à craindre sur l'olivier,

la verticilliose est l'une des principales maladies communes dans tous les pays méditerranéens. Elle a été signalée en Algérie dès le début des années 90 [6], et ne cesse depuis de s'étendre sur de nombreuses oliveraies du pays [7, 8, 9, 10]. Il s'agit d'une maladie difficile à combattre moyennant des mesures traditionnelles à cause de la nature de la maladie vasculaire et des caractères écologiques et biologiques de son agent causal *Verticillium dahliae* Kleb, notamment son aptitude à attaquer, en plus de l'olivier, plusieurs espèces arboricoles fruitières à noyaux (abricotier, amandier) et d'autres espèces maraîchères [11]. Les formes de conservation de cet agent pathogène « les microsclérotés » sont produits à la fin de la phase parasitaire de son cycle de vie, dans les tissus dépéris ou en voie de dépérissement des arbres infectés. Ces formes de survie peuvent résister à des conditions défavorables, supporter des températures de -30 à +80°C et se conserver pendant de longues périodes ; Sur des particules de sol, comme parasites sur hôtes cultivés et spontanés ou saprophytes dans les débris des plantes atteintes, dans les débris végétaux et les sols peu cultivés ou sans cultures. La dispersion des microsclérotés se réalise par divers moyens naturels (érosion hydriques et éolienne du sol, irrigation, etc.) et humains (outil de travail du sol). C'est l'importance de ces facteurs qui explique la grande distribution de la maladie dans certaines zones oléicoles. De ce fait les études suscitées ont démontré l'importance des dégâts de cette trachéomycose et les conséquences néfastes, souvent irréversibles, affectant de nombreuses oliveraies avec des taux d'infection élevés.

L'objectif de notre étude est de mener une enquête épidémiologique sur le développement et l'évolution de cette pathologie dans la région de la Kabylie (Bouira). Notre étude s'intéressera à localiser les foyers d'infection et à évaluer les fréquences et la gravité des attaques, sur la base d'un protocole de travail relatif à ce pathosystème. Outre le diagnostic symptomatologique de base, notre analyse portera aussi sur l'étude de la variabilité de la maladie par rapport à l'âge, la composition variétale et la conduite culturale dans les différentes oliveraies à prospecter. En raison des difficultés d'isolement de l'agent pathogène, qui possède un faible pouvoir compétitif par rapport à la flore microbienne tellurique et associée à l'olivier, l'étude va également porter sur l'analyse quantitative du *Verticillium dahliae* dans le sol et sur la dynamique saisonnière de ses microsclérotés

CHAPITRE 1

GENERALITES SUR L'OLEICULTURE ET LA VERTICILLIOSE DE L'OLIVIER

1.1 Généralités sur l'oléiculture

1.1.1 Historique et aire de culture de l'olivier

L'olivier est l'une des plus anciennes plantes cultivées et c'est la seule espèce à fruit comestible au sein de la famille des oléacées. Il a été domestiqué aux environs de 6000-5000 A.C, probablement à partir d'oliviers sauvages (*O.europea L. subsp. sylvestris*). La présence abondante de bourgeons latents dans son bois simplifie sa propagation ce qui a fortement contribué dans sa culture dans les anciens temps [12, 13]. Les historiens ne sont pas unanimes sur l'origine et la domestication de l'olivier, mais il semblerait qu'il serait originaire de la région limitée par le sud du Caucase, le haut plateau Perse et la côte Syrienne. Son expansion à travers le bassin méditerranéen a eu lieu à partir de la péninsule anatolienne, de Chypre et d'Égypte, au début par les grecques et les phéniciens, ensuite par les carthaginois, romains et arabes. Ainsi l'olivier est lié à l'histoire de la plupart des anciennes civilisations méditerranéennes. Par la suite, au temps des grands voyages océaniques vers les 15^{ème} et 16^{ème} siècles, il est arrivé en Amérique et il a été introduit et cultivé en Afrique du sud, en Chine, au Japon et en Australie. [14].

L'oléiculture se concentre entre la latitude 30° Nord et 45° Sud dans les régions au climat méditerranéen typique (Fig1.1). Ainsi, 97% de son aire de culture globale (approximativement 10.5 millions ha) se situe dans le bassin méditerranéen, 0.8% en Amérique, 1.5% en Asie et 0.01% en Océanie [15].

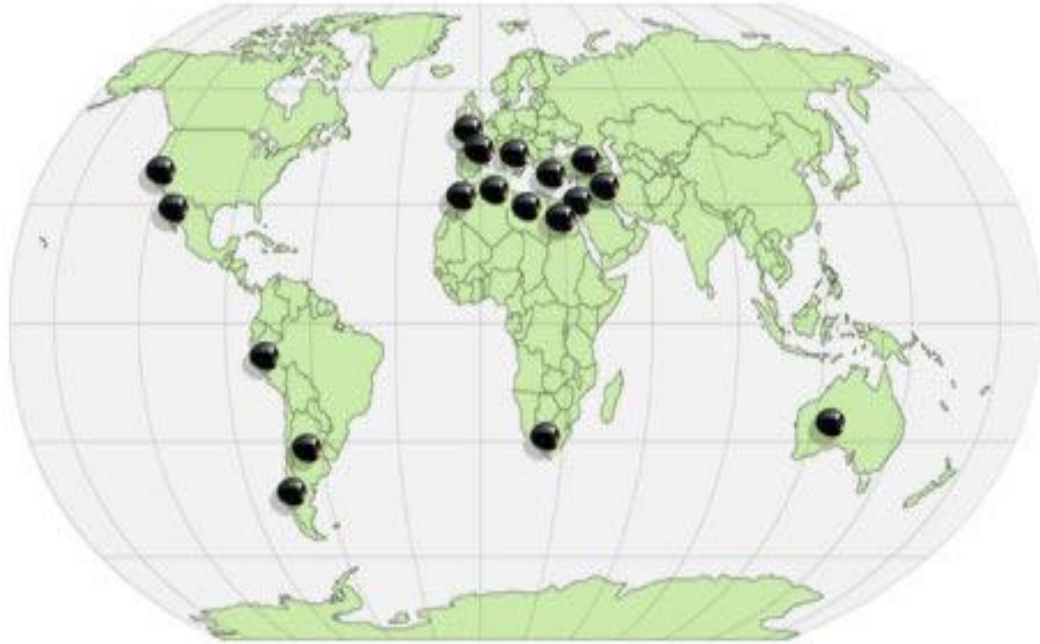


Figure 1.1 : Aire de culture de l'olivier à travers le monde [15]

1.1.2 Classification et description botanique de l'olivier

Comme le troène, le lilas et le frêne, l'olivier appartient à la famille des oléacées, au genre *Olea* qui comporte plusieurs espèces dont l'*Olea europaea* qui se divise en deux sous-espèces: *Olea europaea* var *sylvestris* (Mill) ou oléastre c'est à dire l'olivier sauvage et *Olea europaea sativa* ou l'olivier cultivé. La position taxonomique de l'olivier d'après Hammich [16] se présente comme suit :

Règne : Plantae
 Division : Magnoliophyta
 Classe : Magnoliopsida
 Ordre : Magnoliophuriales
 Famille : *Oleaceae*
 Genre : *Olea*
 Espèce : *Olea europaea* L.

Olea europaea L. est un arbre caractéristique des régions méditerranéennes, il peut atteindre une hauteur de 10-15 m, mais en général, il a une hauteur de 3 à 7 m afin de rendre possible l'entretien et la récolte. Les feuilles sont persistantes, dures, petites, gris-vert et de forme allongée, portées par un court pétiole. La nervure médiane de la feuille est saillante à la face inférieure. Les

fleurs sont disposées en grappes sur une longue tige. Il produit deux sortes de fleurs, une, parfaite qui contient les deux sexes et une autre staminée. Le fruit est une drupe avec une pulpe charnue riche en matière grasse. D'abord vert, il devient noir à maturité complète, en octobre-novembre. Le noyau très dur, osseux, contient une graine, rarement deux. Il produit en abondance des fruits charnus dont la taille et la couleur de la chair différent selon les variétés et atteignent leurs poids maximal 6 à 8 mois après la floraison [17].

L'olivier connaît un cycle végétatif qui se déroule dans l'année. Après le ralenti hivernal qui s'étend de novembre à février, le réveil printanier se manifeste en mars-avril par l'apparition de nouvelles pousses terminales et l'éclosion de bourgeons axillaires. La floraison a lieu en Avril . C'est en juillet-aout que l'endocarpe se durcit. Les fruits atteignent leur maturation en septembre-octobre. La récolte s'effectue de la fin septembre pour les variétés précoces récoltées en vert, jusqu'en février pour les variétés tardives à huile [18].

1.1.3 Importance de l'olivier dans le monde

La culture de l'olivier était pratiquée depuis l'antiquité pour l'obtention d'olives et de l'huile d'olive. L'oléiculture est concentrée dans la région méditerranéenne; avec 97% des oliviers assurant 90% de la production mondiale d'huile d'olives. Le patrimoine mondial est évalué à plus de 900 millions d'arbres avec des densités qui varient entre 17 à 400 arbres/ha [19].

La culture de l'olivier occupait dans le monde une superficie de 10,2 millions d'hectares en 2012, pour une production de 16,3 millions de tonnes d'olives. Les principaux pays producteurs sont énumérés dans le tableau de l'annexe 1, parmi lesquels: l'Espagne, l'Italie, la Grèce et la Turquie qui représentent à elles seules 80% de la superficie oléicole mondiale [15]. La production mondiale d'olives se concentre principalement dans les pays du pourtour méditerranéen: l'Espagne, l'Italie, la Grèce, la Turquie, la Syrie, la Tunisie et le Maroc (tableau de l'annexe 2). La production de ces pays représente 94% de la production mondiale [15].

Des fluctuations considérables marquent la production mondiale oléicole, qui sont liées aux aléas climatiques telles que: la sécheresse (l'Espagne durant la campagne 1995/1996), les gels (la Grèce durant la campagne 2001/2002) et

l'alternance biologique qui est l'une des caractéristiques de l'olivier qui fait que les années de forte récolte sont généralement suivies de productions plus faibles [19].

1.1.4 L'oléiculture en Algérie

1.1.4.1 L'oliveraie

D'une surface de 179.670 ha. (Situation d'avant le lancement du programme de développement agricole (PNDA). Seuls 23800 Ha conduits en irriguée. Près de 20 % à moins de 10 ans, mais aussi moins de 5% du verger dont la densité supérieure à 150 arbres à l'hectare. Avec une consommation qui ne dépasserait pas 1 litre d'huile /habitant / an et une production annuelle variant de 10 à 30.000 ou très rarement au-delà de 40.000 Tonnes d'huile, dont presque la totalité est autoconsommée au sein des zones traditionnelles oléicole [20]. D'environ 309.500 ha en 2010 (après le PNDA) l'oliveraie représente près de 35% du verger arboricole et viticole. Elle occupe traditionnellement le Nord Centre et Nord Est du pays pour l'olive à huile et le nord-ouest pour l'olive de table. Depuis quelques années, elle se répand plus au Sud et même dans les régions sahariennes. L'oliveraie algérienne génère environ 1% des produits oléicoles dans le monde.

La surface oléicole (Fig.1.2) est répartie sur trois régions : le Centre, avec 54,3 % de la superficie totale, l'Est avec 28,3 % et l'Ouest, avec 17 %. La plupart des oliveraies (80%) sont situées dans des zones de montagne, sur des terrains accidentés et marginaux, peu fertiles et caractérisés par une pluviométrie moyenne comprise entre 400 et 900 mm/an. Le reste des oliveraies (20 %) sont situées dans les plaines occidentales du pays (Mascara-Sig-Relizane), où la pluviométrie moyenne annuelle est de 300-400 mm [18].

1.1.4.2 Principales variétés d'olives produites en Algérie

- **La Siguoise** : qui constitue 95% de l'olive de table : C'est une olive à très bon potentiel d'exportation. Appelée aussi olive de Tlemcen ou du Tell, elle se cultive de Oued Rhiou jusqu'à Tlemcen. Sa zone d'extension déclinante arrive à la Mitidja.
- **Chemlal** : La plus réputée en Algérie, c'est une olive à huile. Son aire de distribution va de l'Atlas blidéen jusqu'aux Bibans et le Guergour. Sa grande vigueur lui permet de rentabiliser des sols maigres pour donner des huiles de qualité. Accompagné des «**Azeradj**» et «**Bouchouk**», dont le fruit est parfois

conservé, le vaste peuplement de «*Chemlal*» est bordé par des variétés locales de très faibles extension.

- **Limli** : C'est la variété des versants montagneux de la basse vallée de la Soummam jusqu'à la mer. C'est une bonne variété à huile.
- **Sévilane ou Gordal** : D'origine hispanique, cette variété présente de très gros fruits et se localise dans les plaines sub-littorales oranaises. Elle est utilisée uniquement pour la production d'olives de table en vert.
- **Rougette de la Mitidja** : Fréquente dans la plaine de la Mitidja et sur le piémont de l'Atlas, à faible altitude, c'est une variété à huile.
- **Rougette et Blanquette de Guelma** : deux variétés à huile qui coexistent en mélange dans les régions de l'Est du pays.

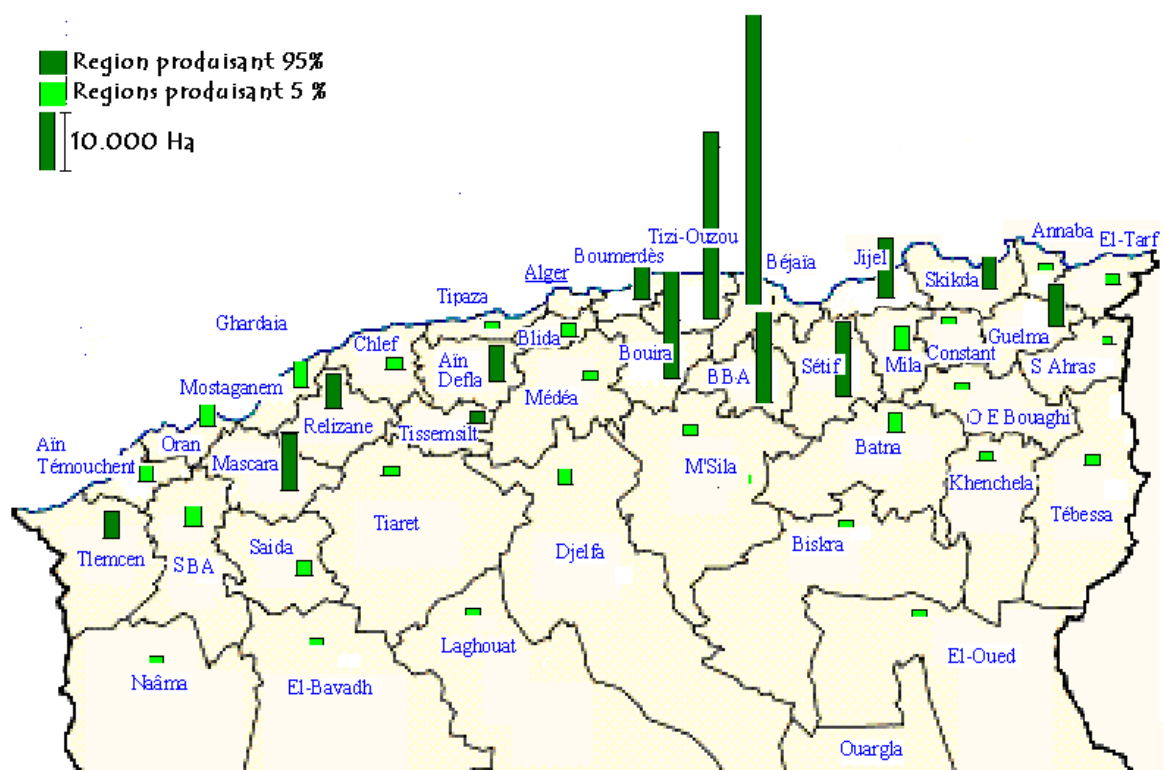


Figure 1.2 : Structure de la surface oléicole en Algérie. [20]

1.1.4.3 Les performances de la filière oléicole algérienne

L'oléiculture algérienne est l'une des moins compétitives du bassin méditerranéen. La production a ainsi régulièrement baissé en raison des phénomènes d'insécurité, du faible accroissement des rendements, de l'absence d'entretien et de renouvellement des vergers, de la concurrence des autres huiles végétales et de la désaffection envers l'oléiculture. Dans les zones montagneuses, l'oléiculture est devenue un produit de cueillette plus qu'une denrée culturale. Elle

est un produit d'appoint pour les familles rurales pratiquant une agriculture de subsistance. De nos jours, le même constat peut être fait et pratiquement, les mêmes causes sont responsables de la situation de crise actuelle de l'oléiculture algérienne.

Le rendement moyen des oliviers a faiblement crû; de 13 kg/arbre en 2000 à 15 kg/arbre en 2006. En moyenne, il se situe à 14 kg/arbre, ce qui est peu par rapport à la capacité de rendement de l'olivier qui atteint les 50Kg/arbre (MADR, 2007).

Comparativement aux autres pays de la Méditerranée, l'Algérie est considérée comme ayant une faible production et consommation (1,7% de la production mondiale et 1,5% de la consommation mondiale). L'olivier s'étend sur plus de 2,3 millions d'hectares en Espagne, 1,5 M ha en Tunisie, plus de 1 M Ha en Italie et au Maroc, 700 000 ha en Grèce, 500 000 en Syrie et 350 000 au Portugal. La production de ces pays varie de plus d'un million de tonnes pour l'Espagne, à plus de 670 000 t pour l'Italie, 395 000 t pour la Grèce, 160 000 t pour le Maroc, 145 000 t pour la Tunisie, 135 000 t pour la Syrie et 120 000 t pour la Turquie (Fig1.3).

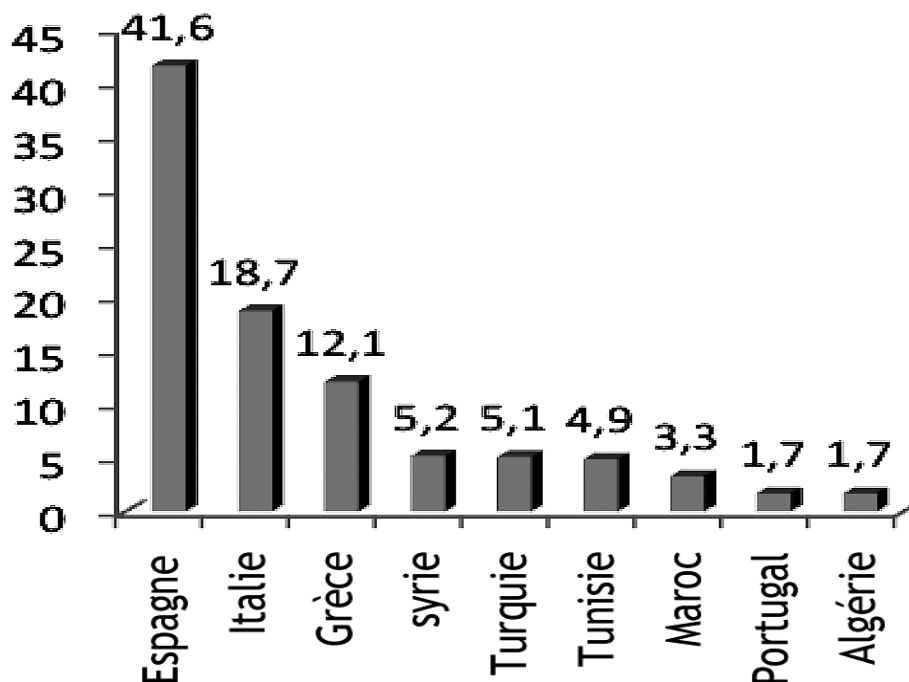


Figure 1.3 : Principaux producteurs de l'huile d'olives (%) [15].

1.1.5 Les principales maladies de l'olivier

Maladies d'origine abiotique : Il existe plusieurs maladies abiotiques chez l'olivier (Tableau 1.1).

Maladies biotiques : L'oléiculture est confrontée à de nombreux problèmes en particulier les attaques causées par des microorganismes (bactéries, champignons et virus) ainsi qu'à certains ravageurs (Tableaux 1.2 et 1.3).

Tableau 1.1 : les maladies abiotiques chez l'olivier [21].

Type d'incidents	Facteurs favorisants	Manifestation des symptômes
Accidents climatiques	Le gel	Chute des feuilles ; nécrose des jeunes pousses, infection parasitaires.
	Brulures par insolation	Dégâts sur jeunes plantations, sur les tissus du tronc et charpentières.
Accidents météorologiques	Neiges abondantes	Cassures des frondaisons.
	La grêle	Cassures et blessures des jeunes pousses, dissémination de la tuberculose.
	Les vents violents	Cassures des charpentières, réduction de la récolte.
Asphyxie racinaire	Terrains trop humides et trop argileux.	Chlorose, défoliation, arrêt de la croissance végétative, chute prématuré des fruits.
Chlores alimentaires	Carences en éléments Indispensables (azote, calcaire et ions Cl ⁻ et Na ⁺).	Troubles physiologiques graves du végétal.

Tableau 1.2: les principales maladies fongiques et bactériennes de l'olivier.

Maladie (agent causal)	Facteurs favorisants	Dégâts et conséquences	Méthodes de lutte	Références
Œil de paon (<i>Cycloconium oleaginum</i> Cast)	Températures entre 10 et 25° C associées à des pluies Sensibilité variétale.	Taches foliaires circulaires s'accroissant depuis le point de pénétration du champignon. Chute massive des feuilles. Affaiblissement des arbres et perte de récoltes.	Tailler l'olivier régulièrement. Maintenir une protection Fongicide avant les pluies en automne et au printemps.	(Guechi et Girre, 2002).
Verticilliose (<i>Verticillium dahliae</i> KLeb)	Jeunes vergers de moins de 10 ans avec précédent cultural. Présence de certains adventices.	Dessèchement rougeâtre des rameaux. Sortie importante de rejets. Perte d'une charpentière ou de l'arbre.	Eviter de planter sur terrain à risque. Ne pas travailler le sol et constituer un enherbement de graminées. Limiter la fertilisation et l'irrigation.	Benchabane (1990) Bellahcene et al (2000) Mattalah (1998)
Bactériose (<i>Pseudomonas savastanoi</i> Smith.)	Humidité et température supérieure à 18°C Variétés sensibles Blessures diverses.	Tumeurs sur le bois Eclatement de l'écorce. Baisse de vigueur et de production.	Désinfection du matériel de taille. Tailler les arbres atteints en dernier. Ne pas gratter le nodule. Pulvérisations cupriques après la taille ou un passage de grêle.	Assawah et ayat (1985).

Tableau 1.3 : les principaux ravageurs de l'olivier.

Ravageurs	Biologie	Dégâts et conséquences	Méthodes de lutte	Références
Mouche de l'olive (<i>Dacus Olea</i> Gmel.)	Environ 1 génération par mois, de juillet à octobre, la femelle pond dans l'olive et l'asticot creuse une galerie dans la pulpe, déclenchement du traitement par piégeage, traitement préventif ou curatif selon le pourcentage d'olive piquées observées.	Olives vireuses, Perte de récolte Et diminution de la qualité.	Seuil d'intervention : 2 mouches capturées/piège/ Jour. appliquer à chaque vol un traitement localisé avec un attractif plus un insecticide autorisé, alterner les produits.	Loussert et Brousse (1978). Gaouar-Benyelles (1996)
Cochenille noire (<i>Saissetia Oleae</i> Bern.)	1 génération par an : se nourrit de la sève de l'arbre et produit un miellat poisseux, les jeunes larves sont mobiles et de couleur orangée.	Développement de fumagine, affaiblissement de l'olivier.	Seuil d'intervention : 1 cochenille vivante/rameau, appliquer un insecticide autorisé sur jeunes larves (juillet-août), lâchers de métaphycus au printemps ou à l'automne, les coccinelles et les hyménoptères sont très efficaces pour diminuer la population.	Loussert et Brousse (1978). Gaouar-Benyelles (1996)
Teigne de l'olivier (<i>Prays Oleae</i> Bern.)	3 générations par an : printanière la chenille se nourrit des boutons floraux, estivale ou coprophage : la chenille pénètre dans le fruit et se nourrit de l'amande du noyau, hivernale ou phyllophage : la chenille se développe dans les feuilles.	Chute des boutons floraux et des olives, perte de récolte	Seuil d'intervention : 10% de feuilles minées en début de printemps, traitement avec <i>Bacillus thuringiensis</i> au stade gonflement des boutons floraux.	Gaouar-Benyelles (1996)

1.2-Données sur la verticilliose de l'olivier

1.2.1 Importance actuelle de la verticilliose de l'olivier

La verticilliose de l'olivier est considérée comme l'une des plus importantes maladies biotiques de l'olivier. Elle s'étale sur toute l'aire de culture de l'olivier causant de sérieux problèmes aux oléiculteurs, pépiniéristes et à l'industrie oléicole. La maladie a été signalée pour la première fois en Italie [22], et depuis la liste des régions oléicoles où la maladie a été rapportée n'ont pas cessé de s'élargir. Une estimation précise des dégâts économiques actuels causés par la verticilliose dans les vergers d'olivier est difficile à cause de multiples raisons liées à la nature de la maladie et aux caractéristiques de l'arbre. Les oliviers subissent habituellement des infections répétées, au cours de la même saison ou durant des saisons successives, à partir des propagules de *V. dahliae* présents dans le sol, ce qui peut aboutir au déclin entier de l'arbre. Il est plus commun, cependant, qu'un arbre ne soit affecté que partiellement par la maladie pendant une saison donnée avec une sévérité variable des symptômes (dépérissement de quelques branches, défoliations partielles ou nécrose des inflorescences) arrêtant ou limitant la croissance et la production de l'arbre. La floraison n'a lieu que dans les pousses âgées d'un an. Par conséquent, si ces pousses sont affectées par la maladie, la production de la saison suivante sera perdue. Néanmoins, les arbres affectés peuvent par la suite surmonter la maladie par la production de nouveaux tissus autour des lésions nécrotiques précédentes, et les branches récupérées peuvent atteindre les saisons suivantes des niveaux normaux de rendement. Également la longévité de l'olivier qui lui procure une productivité durant plusieurs décennies pose des problèmes pour une évaluation exacte de la valeur économique des pertes résultant de la verticilliose.

Le manque accru et systématique de données induit à une description non exhaustive de l'expansion et de l'importance de la maladie. Néanmoins, des descriptions partielles sur l'incidence et les pertes de récolte dues à la verticilliose ont été élaborées. A titre d'exemple, Thanassouloupoulos et al [23], ont rapporté une incidence de 2 à 3% (mortalité d'arbre 1%), et des pertes de l'ordre de 1% de la production nationale grecque. En Espagne, des prospections entre 1980-1983 ont prouvé que la maladie était présente dans les provinces méridionales près de la vallée de Guadalquivir avec une incidence de 38,5% dans les 122 vergers

adultes inspectés [24]. Les prospections de la période 1994-1996 ont révélé des taux significatifs de la maladie (39,5% dans 112 vergers nouvellement établis) dans des sites situés loin de ceux où la maladie a été détectée la première fois [25]. Depuis, l'incidence et la sévérité des attaques de la verticilliose n'ont pas cessé de croître dans les différentes régions oléicoles d'Espagne [26, 27].

Al-Ahmad et Mosli [28] estimaient une perte de 1-2,3% du fait que 0,9-4,5% des oliviers examinés étaient affectés en Syrie. Au Maroc, Serrhini et Zeroual [29] ont constaté que la verticilliose touche 10-30% d'arbres dans 60% des vergers inspectés. En Algérie, la maladie est présente dans la plupart des régions productrices d'olives, affectant jusqu'à 90% des vergers examinés, avec une incidence moyenne de 12% [10]. Dans le sud de l'Italie 16% des vergers examinés ont été infestés par *V. dahliae* et ce dernier se trouve dans 50% des pépinières analysées [30].

Une étude récente couvrant 90% la superficie oléicole turque a indiqué que le *V. dahliae* est répandu dans 35% des vergers inspectés avec un indice d'infestation de 3,1% [31]. Des rapports confirment également la présence de la maladie dans des pays non traditionnellement oléicoles tels que l'Australie [32] et l'Argentine [33]. La verticilliose semble être un problème mineur jusqu'ici dans ces régions, néanmoins des actions devraient être prises afin d'éviter davantage la diffusion de la maladie.

1.2.2 Symptomatologie de la verticilliose

Traditionnellement, on distingue deux syndromes (figure 1.4) qui touchent l'arbre : une forme aiguë « apoplexie » et une forme chronique « le déclin lent » [34].

L'apoplexie: apparaît entre la fin de l'hiver et le début du printemps sous les conditions méditerranéennes ; elle se caractérise par la mort rapide des pousses, des rameaux principaux et secondaires. Les feuilles perdent leur coloration verte et virent au marron clair, elles s'enroulent longitudinalement en gouttière et restent attachées à l'arbre. Au final, l'arbre subit un dépérissement rapide et étendu des rameaux et des branches (fig.1.4 a). Dans le cas où l'apoplexie touche les jeunes arbres, elle aboutit souvent à la mort de l'arbre entier [24, 35, 34, 36].

Le déclin lent : se caractérise par la défoliation importante des branches (fig.1.4 b), une chlorose foliaire et une momification et mort des inflorescences (fig.1.4 c) et progresse lentement du début du printemps au début de l'été. La défoliation affecte usuellement une partie des branches et se distingue par le fait que les feuilles encore vertes situées à l'extrémité des branches restent attachées à celles-ci (Fig.1.4 b). Les branches affectées et même le tronc principal de l'arbre montrent une coloration violacée et de longues lésions nécrotiques peu profondes qui correspondent à la distribution longitudinale des vaisseaux du xylème infectés.

Les arbres infectés que la maladie n'a pas tués, peuvent être récupérés. De tels arbres peuvent produire de nouveau tissu vasculaire qui peuvent complètement enfermer les vieux vaisseaux nécrotiques du xylème, permettant une nouvelle croissance végétative des rameaux et des branches affectées [36, 37]. De même, les arbres malades qui ont pu récupérer produisent habituellement des drageons à la base du tronc. La compréhension de ce phénomène de rétablissement naturel peut être d'une grande importance pour le développement d'une stratégie de gestion intégrée et efficace de la maladie.

Il est important de mentionner que la sévérité des symptômes de la verticilliose dépend, entre autres, de la sensibilité de la variété d'olivier, du potentiel d'inoculum du pathogène (densité) dans le sol et des conditions environnementales.



Figure 1.4 : les différents symptômes de la verticilliose de l'olivier [36].

(a) : un verger d'olivier avec des arbres sévèrement affectés par le syndrome d'apoplexie.

(b), (c), (d) : Symptômes du syndrome du déclin lent:

(b) : défoliation des feuilles vertes.

(c) : nécrose des inflorescences.

(d) : Momification des fruits sur un arbre dépéri.

1.2.3 L'agent causal: taxonomie, caractéristiques généraux et gamme d'hôtes

L'agent responsable de la verticilliose est un champignon tellurique, imparfait ; *Verticillium dahliae* Kleb. (Klebahn 1913) [38], qui appartient à :

Règne : Fungi
 Division : Amastigomycota
 Groupe : Deutéromycètes
 Classe : Hyphomycètes
 Ordre : Moniliales
 Famille : Moniliaceae
 Genre : *Verticillium*
 Espèce : *Verticillium dahliae* (Kleb)

C'est une espèce hemibiotrophique haploïde, pour laquelle aucune forme sexuelle n'a été identifiée à ce jour [11, 39, 40, 41]. Ce champignon constitue en culture *in vitro* des colonies plus au moins blanchâtres, cotonneuses, subaériennes qui présentent un rythme de croissance moyen dans les milieux de culture et affichent une large gamme de morphologies [42]. Il se caractérise par un mycélium hyalin, cloisonné sur lequel prend forme des conidiophores à ramifications de trois verticilles avec trois à quatre phialides à l'extrémité de chacune d'elle (fig1.5). Les conidies sont disposées individuellement [43] ou regroupées sous forme de petites gouttelettes renfermant des conidies hyalines unicellulaires, ellipsoïdales à sub-cylindriques, irrégulières de dimensions 3-6x1.5-2µm [44, 45]. Les cellules des hyphes, des phialides et des conidies examinées jusqu'à maintenant sont mononucléaires alors que le bout des hyphes peut avoir jusqu'à 15 noyaux.

V. dahliae se différencie morphologiquement des autres espèces phytopathogènes du genre *Verticillium* comme *V.albo-atrum* par la formation de structures mélaniques résistantes typiques de survie ; les microsclérotés (Fig1.6). Les microsclérotés sont de tailles comprises entre 30 et 60 µm, de formes variables ; globuleuses, allongées sphériques ou rectangulaires [44], elles sont marron foncé à noir dus à un pigment, la mélanine. Ils se forment par augmentation de taille, épaissement et mélanisation de la paroi des hyphes [46]. Les microsclérotés sont produits à la fin de la phase parasitaire du cycle de

vie de *V. dahliae* dans les tissus dépéris ou en voie de dépérissement des arbres infectés. Les formes de survie de *Verticillium dahliae* peuvent résister à des conditions défavorables, supporter des températures de -30 à +80°C et se conserver pendant de longues périodes :

- Sur des particules de sol, jusqu'à 15 ans [45, 47].
- Comme parasites sur hôtes cultivés (poivron, aubergine, tomate, coton, cucurbitacées,...) ou spontanés (morelle noire, amarante...).
- Comme saprophytes dans les débris des plantes atteintes, soit libres ou dans des tissus infectés [43].
- Dans les débris végétaux sous forme de mycélium.
- Dans les sols peu cultivés ou sans cultures.

Verticillium dahliae est l'une des l'espèce les plus importantes du genre *Verticillium* en raison de sa grande distribution et de sa large gamme d'hôtes. En effet, ce champignon pathogène est la cause de graves maladies vasculaires de beaucoup d'espèces herbacées et ligneuses d'importance économique. Il est également susceptible d'infecter de nombreux arbres forestiers [11, 47, 48] et à cause de ses implications épidémiologiques, il est important de mentionner la susceptibilité de nombreuses mauvaises herbes d'héberger ce pathogène [49, 50, 51].

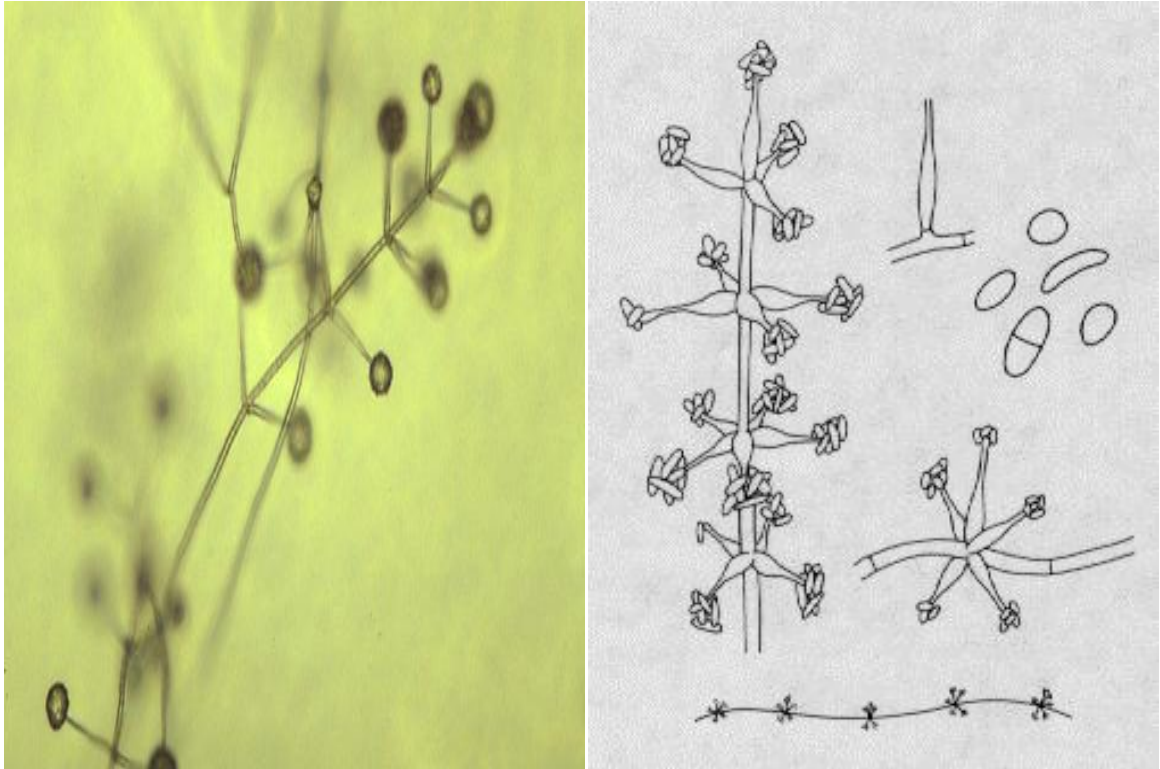


Figure 1.5 : Conidiophore et conidies de *Verticillium dahliae* (www.APSnet.org)

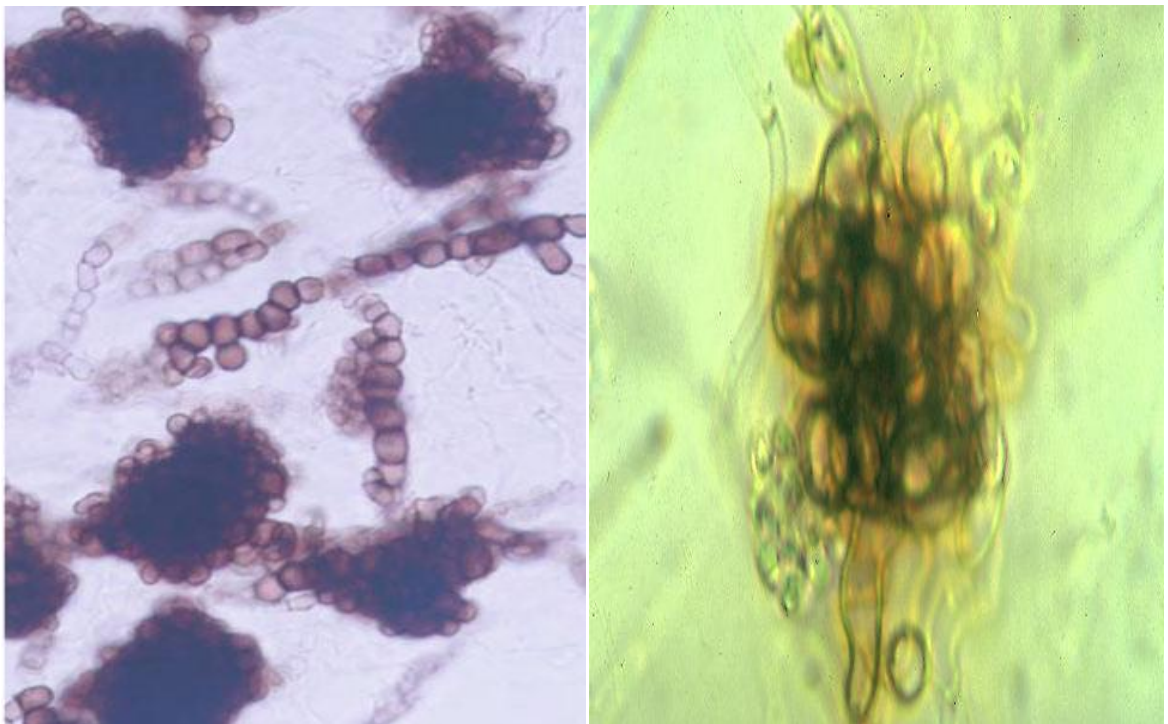


Figure 1.6 : microsclérotos de *Verticillium dahliae* (www.APSnet.org)

1.2.4 Cycle de la maladie

Les microsclérotos sont les structures de survie dans le sol pendant la phase non-parasitaire du cycle de vie de *V. dahliae* (fig.1.7). En plus, ils représentent la forme principale de dispersion ainsi que les propagules infectieuses primaires [52, 53]. Les microsclérotos sont produits dans les tissus morts ou en voie de l'être (particulièrement dans les feuilles, branches et rameaux herbacés) des plantes infectées vers la fin de la phase parasitaire du cycle de vie du pathogène. Par la suite ils sont incorporés au sol avec la dégradation des débris de la plante.

Durant un certain temps, les microsclérotos ne s'associent pas aux racines de la plante hôte, ces structures passives peuvent résister aux conditions physiques, chimiques et biologiques défavorables du sol et rester viables pour plus de 15 ans [52]. À l'opposé, les hyphes et les conidies de *V. dahliae* perdent leurs viabilités dans le sol en un court laps de temps [54, 55]. Les microsclérotos peuvent donc demeurer en dormance en attendant les conditions environnementales favorables ou/et la présence d'exsudats racinaires des plantes hôtes qui vont stimuler leurs germination. Ils peuvent également germer et infecter des hôtes alternatifs et il est important de mentionner l'existence de nombreux hôtes tolérants et porteurs des symptômes de *V. dahliae* qui représentent un réservoir important contribuant en l'augmentation de la densité et de la répartition de l'inoculum du pathogène pendant la phase non parasitaire, la dispersion des microsclérotos se réalise par divers moyens naturels (érosion hydrique et éolienne du sol, irrigation,...etc.) et humains (outil de travail du sol). L'importance de ces facteurs explique la grande distribution de la maladie dans certaines zones oléicoles.

La phase parasitaire du cycle biologique de *Verticillium dahliae* commence par la germination des microsclérotos dans le sol, un processus stimulé par la présence d'exsudats racinaires des plantes hôtes. La germination provoque la formation d'hyphes infectieuses qui pénètrent dans les racines et se développent dans les tissus du xylème produisant le mycélium et des spores et finalement elles gagnent la partie aérienne de la plante aidés par le transport des spores dans le flux de transpiration du xylème [11]. Lorsque l'infection est répandue, l'expression des symptômes se déclenche (dépérissement des pousses, défoliation,

dessèchement des inflorescences, etc.). Au stade final de la maladie, les microsclérotos se forment dans les tissus végétaux morts ou en voie de l'être et une biomasse du pathogène peut se former à l'extérieur des tissus vasculaires flétris. L'incorporation et la décomposition qui suit des débris végétaux, particulièrement les feuilles infectées [56, 57, 58], facilite la libération des microsclérotos dans le sol ce qui clôture la phase parasitaire de *V. dahliae* et augmente le nombre de propagules infectieux [59]. Les microsclérotos en dormance restent dans le sol jusqu'à ce que les conditions favorables à la germination apparaissent, à ce moment une nouvelle infection se déclenche et débute une nouvelle phase parasitaire [11].

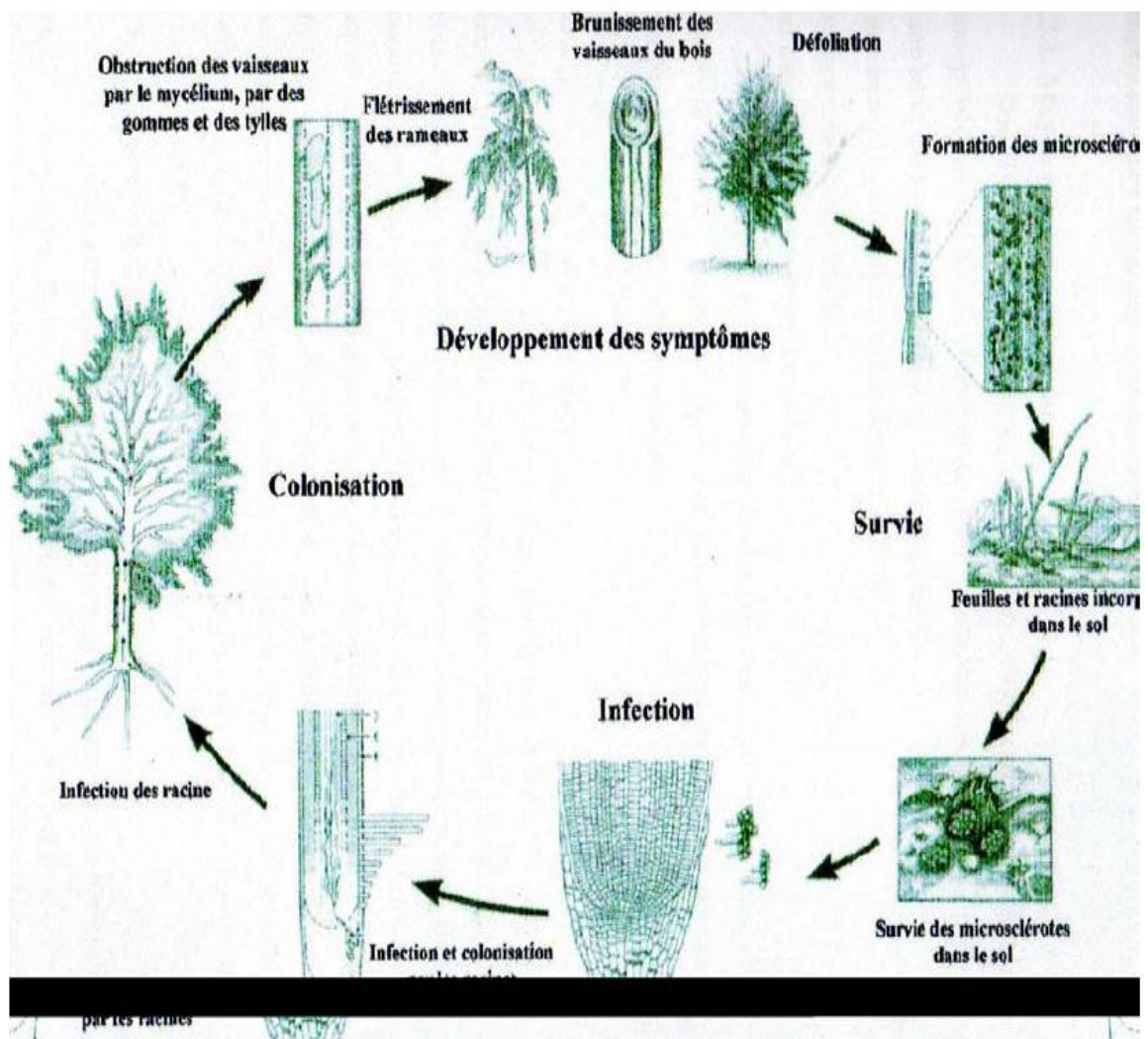


Figure 1.7 : Cycle infectieux de *Verticillium dahliae* [48].

1.2.5 Diversité de *Verticillium dahliae*

1.2.5.1 Variabilité morphologique et physiologique

Verticillium dahliae montre une grande diversité morphologique et physiologique: grandes différences dans la forme et la couleur des colonies développées dans différents milieux de culture et des types variables de conidiophores et microsclérotas peuvent être rencontrés [11]. Toutefois, les critères morphologiques ne peuvent pas être utilisés à eux seuls pour établir une distinction appropriée parmi les groupes de sous-espèces qui peuvent afficher par exemple une pathogénicité et virulence différentes. Ainsi, diverses études ont montré que la morphologie des microsclérotas produits par *V. dahliae* sur les différents milieux de culture pourrait être corrélée avec la virulence de l'isolat. Par exemple, López-Escudero et Blanco- López [60] ont indiqué des différences significatives dans la moyenne du rapport longueur / largeur des microsclérotas produits par différents isolats sur « polypectate sodium agar » modifié, qui est un milieu de culture commun utilisé pour évaluer la densité d'inoculum des agents pathogènes dans le sol. En effet, les microsclérotas produits par des isolats très virulents étaient allongés et ont montré une moyenne du rapport longueur / largeur de 4.06, tandis que ceux produits par des isolats légèrement virulents étaient plus arrondis et avaient montré un rapport moyen de 2,92.

Les isolats de *Verticillium dahliae* provoquant le syndrome de défoliation du coton et de l'olivier peuvent détoxifier le benzylisoquinoline (alcaloïde), et ils ont une température optimale de croissance de 24 à 27 ° C, tandis que les isolats qui ne provoquent pas la défoliation dans ces hôtes ne sont pas capables de détoxifier ce composé et leur température optimale se situait entre 21 et 24 ° C [61].

1.2.5.2 Groupes de pathogénicité

La gravité des attaques de la verticilliose dépend de la virulence du pathotype de *V. dahliae* qui infecte l'arbre. Les isolats de *V. dahliae* infectant l'olivier sont traditionnellement classés en pathotype défoliant (D) et non défoliant (ND), en fonction de leur capacité à provoquer la chute complète des feuilles [35]. Fait intéressant, une différence de virulence affichée par des isolats infectant le coton (*Gossypium hirsutum* L.) était également décrite chez l'olivier [62]. Le pathotype D est hautement virulent et provoque des symptômes graves,

flétrissement, chlorose, défoliation, réduction sévère de la hauteur et, éventuellement, la mort de l'arbre (López-Escudero et Blanco [36, 63]. Le pathotype ND provoque presque les mêmes symptômes que le pathotype D mais avec un moindre degré de sévérité (défoliation de feuilles vertes) ou modérée (dépérissement chlorose ou Nécrose). De même, il induit une réduction du poids et une faible hauteur sous des conditions environnementales favorables. Une différence dans la virulence existe entre les cultivars d'olivier [31, 64, 65, 66].

1.2.5.3 La diversité génétique: groupes de compatibilité végétative

Verticillium dahliae est un champignon à reproduction strictement asexuée. Par conséquent, la structure génétique de ses populations est déterminée par la diversité génotypique qui est influencée par des paramètres tels que: la taille de la population (densité de l'inoculum), la dérive génétique, taux de mutation, la distribution et la diffusion du pathogène par du matériel de plantation, résidus végétaux et /ou sol infestées par l'agent pathogène, la migration (flux) des génotypes, taux de mortalité, ou le mode de la reproduction asexuée [67]. De plus, la seule voie possible pour *V. dahliae* à l'échange de matériel génétique entre les populations est à travers l'anastomose des hyphes (fusion des hyphes) suivie d'une hétérokaryose (fusion des noyaux). Par conséquent, les deux isolats qui peuvent anastomoser leurs hyphes et former un hétérocaryon stable sont considérées comme compatibles et appartiennent au même groupe de compatibilité végétative (GCV) [68].

Les GCV de *Verticillium dahliae* sont surtout identifiés à l'aide des mutants spontanés non assimilant les nitrates (*nit*). Si deux isolats appartiennent au même GCV, leurs mutants *nit* seront anastomosés et produiront des types sauvage [69]. Les isolats appartenant à un même GCV ont le potentiel de partager le même «pool» de gènes et seraient génétiquement séparés des autres individus appartenant à un autre GCV grâce aux mécanismes d'incompatibilité [68]. Les isolats de *V. dahliae* de différents GCV sont considérés comme des populations génétiquement isolées, potentiellement variables pour un certain nombre traits écologique, physiologique et de virulence [70]. L'étude de la GCV a traditionnellement servi à explorer la diversité génétique au sein des Populations de *V. dahliae* à partir des perspectives de l'origine géographique et / ou la provenance de la plante hôte des isolats. Actuellement, GCV 1 (A et B), GCV 2 (A

et B), et GCV 4 (A et B) [71,72] Sont admis. La différenciation en sous-groupes A et B se fonde sur la fréquence et la vigueur de complémentation des mutants *nit* [73,74]. Autre GCV, sont moins répandue ou localisée dans des zones géographiques bien définie, ont été rapportés (à savoir GCV 3 GCV 5, GCV 6, GCV Br ou GCV Ba) [75, 76, 77, 78, 79]. Pour ce qui est des isolats de *V. dahliae* infectant l'olivier, seuls les représentants des GCV 1A, GCV 2A, GCV 2B, et GCV 4B ont jusqu'ici été identifiés [80, 81, 82, 83, 84, 85, 86, 87], (Fig.1.8).

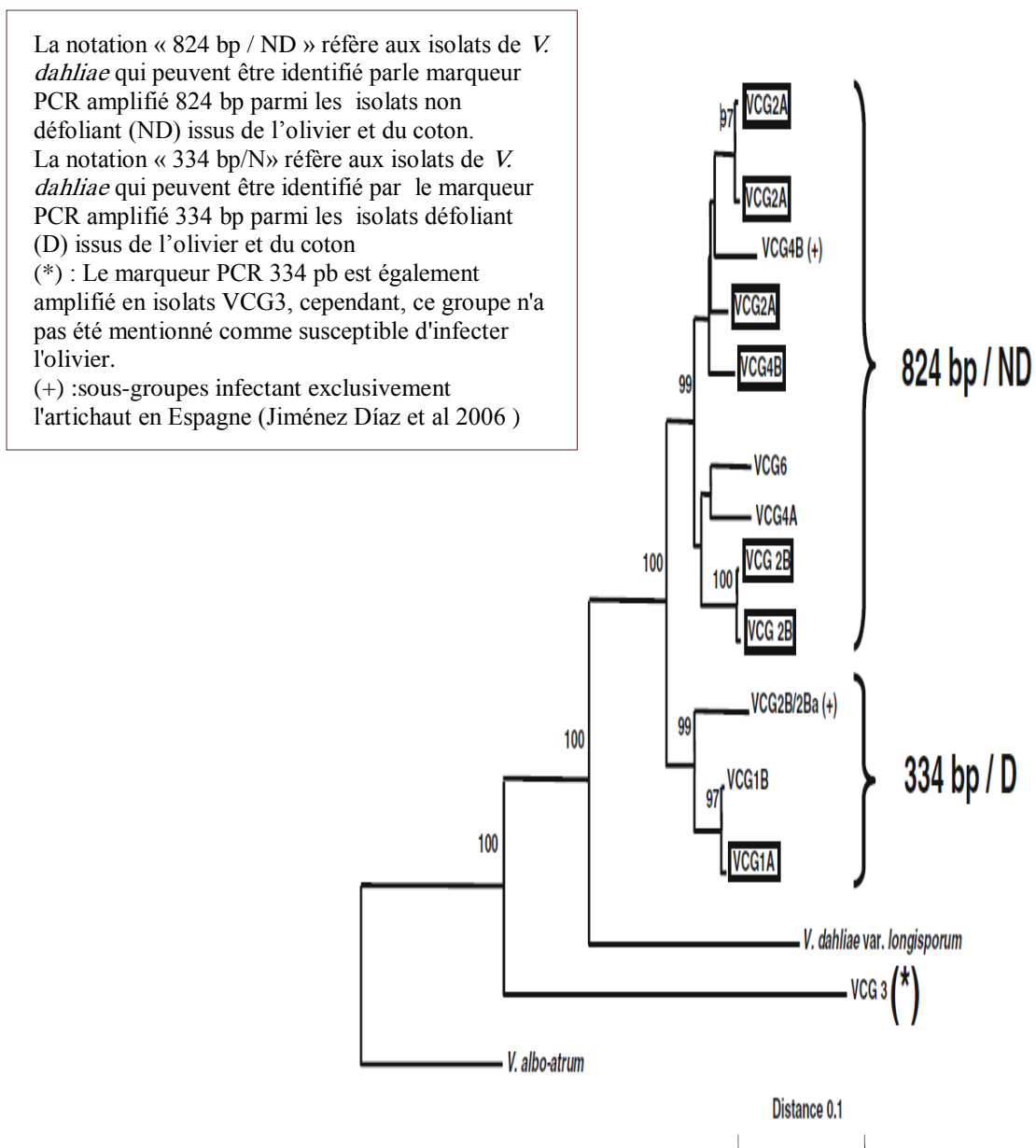


Figure 1.8 : Dendrogramme simplifiée de la distance génétique (simples méthode de correspondance) provenant de l'analyse de quelque 580 fragments AFLP d'une large collection d'isolats de *Verticillium dahliae* (> 200) (des représentants de *V.albo-atrum* et *V. dahliae* var. *longisporum* étaient également inclus dans l'analyse).

1.2.6 Facteurs favorisant le développement de la maladie

Il existe un certain nombre de facteurs principaux qui contribuent dans l'importance la distribution et l'expansion de la verticilliose de l'olivier, ces facteurs sont liés à l'agent pathogène, l'hôte et /ou l'environnement : sol et matériel infesté, efficacité de la dispersion du pathogène, croissance prédominante de cultivars sensibles, excès de fertilisation et d'irrigation, pratiques de gestion inapproprié du sol et des récoltes, facteurs édaphiques et climatiques...etc.

1.2.6.1 Age des arbres

Communément il est admis que l'incidence et la sévérité des attaques de la verticilliose sont habituellement plus importantes dans les vergers jeunes et établis nouvellement (5-10ans) à partir des études effectuées en Grèce [23], en Espagne [24], en Syrie [28] et au Maroc [29]. Egalement il est important de mentionner que l'expansion actuelle de la maladie, en particulier en Espagne et en Turquie [24, 31] a été associée au passage des techniques traditionnelles aux techniques nouvelles de culture (irrigation goutte à goutte, culture intensive...etc.) cependant les attaques de verticilliose peuvent avoir lieu aussi dans les vieux vergers (plus de 50 ans) ; dans ce cas les symptômes sont moins importants et transitoires.

1.2.6.2 Densité d'inoculum du pathogène

Les attaques de *Verticillium dahliae* sont favorisées par la capacité de ces microsclérotés de survivre longtemps dans le sol où ils sont incorporés à la fin de la phase parasitaire avec les débris végétaux infectés [52]. Ce pathogène peut persister dans le sol et même augmenter son potentiel d'inoculum en colonisant un nombre important de cultures herbacées et ligneuses ainsi que certaines espèces horticoles sauvages. En plus de nombreuses adventices sensibles au pathogène sont fréquemment rencontrées dans les oliveraies (Lamium, Malva, Matricaria, Medicago, Senecio, Solanum, Veronica. etc.) ce qui contribue à la prolifération et la dispersion du pathogène dans le sol [88, 89, 51]. Bien que des espèces monocotylédones de plantes cultivés et de plantes adventices ne soient pas considérées comme hôtes de *Verticillium dahliae*. Une colonisation externe des racines d'avoine, d'orge, de maïs et de blé a été décrite [90, 91], par conséquent leur contribution en l'augmentation du nombre de propagules

infectieuses du pathogène dans les oliveraies ne peut être complètement éliminé puisque certaines espèces monocotylédones principalement l'orge et le blé sont utilisés comme cultures intercalaires.

1.2.6.3 Matériel végétale et sol infestés

L'utilisation de matériel végétal infecté (greffon, bourgeons, boutures, jeunes pousses) a été décrit comme l'un des moyens majeurs de dissémination de *Verticillium dahliae* [23]. Manifestement l'établissement de programme de certification qui vise à produire des plants d'olivier indemnes de pathogènes est une mesure obligatoire. La transmission par graines peut aussi avoir lieu chez l'olivier, comme c'est le cas chez les plantes herbacées [92, 93], d'autant plus que *V. dahliae* a été détecté dans les graines d'olives par la technique PCR [94]. Cependant la propagation du pathogène dans de nouveaux verger par la transmission verticale est négligeable, puisque l'olivier se multiplie presque exclusivement par des boutures racinées. Toutefois les fruits et graines infectés par *V. dahliae* constitues une source supplémentaire d'inoculum du pathogène qui augmente le taux de ce dernier dans le sol et sa dispersion dans de nouvelles régions.

La diffusion des particules de sol et des débris végétaux comportant les propagules infectieuses de *V. dahliae* pour de long ou courtes distances est féliciter par un certaines nombres de moyens, permettant ainsi au MS d'atteindre des régions non infestés par le pathogène. En effet les MS présent dans les sols infestés peuvent être dispersés par le vent [95], par le transport des résiduels de cultures affectés à des régions saines [53], ou par les outils de travail [28, 29] qui causes en plus des blessures racinaires qui facilitent l'infection [5]. Ajouter à ceci la diffusion des débris de tissus végétaux contaminés, particulièrement les feuilles par les opérations de taille [96].

1.2.6.4 Les facteurs agronomiques

Irrigation : Les pertes occasionnées par la verticilliose sont particulièrement importantes dans les périmètres irrigués chez de nombreux hôtes et compris l'olivier [11]. Ainsi, la tendance à passer de la culture en sec aux systèmes irrigués répondue au cours des dernières décennies dans les différents domaines oléicoles peuvent avoir contribué à l'expansion de la verticilliose à des zones où la

maladie n'a pas été indiquée précédemment ou c'était juste un problème mineur [31]. Cela peut être particulièrement vrai avec l'application d'eau à grandes doses ou hautes fréquences d'irrigation et à des moments qui pourrait être particulièrement propice à l'infection par *V. dahliae* [42]. En fait, les cultivars résistants à la sécheresse dans plusieurs cultures (par exemple, le coton) ne sont pas affectés par la verticilliose lorsque les précipitations de pluie de l'automne est la seule source d'eau disponible, et la maladie apparaît lorsque l'irrigation est introduit [51].

L'effet de l'irrigation dans l'apparition et le développement de la verticilliose a été signalé à plusieurs reprises dans les pays méditerranéens. Ainsi, les valeurs de l'indice d'infection en vergers non irrigués et irrigués ont atteint respectivement 9% et 21%, au Maroc [29], 4,5 et 13% en Syrie [28], 17% et 40% dans le sud de l'Espagne [24] et dans une étude plus récente, 18,3% et 20,3% dans trois grandes provinces oléicoles dans cette dernière zone [42]. En fin, l'irrigation en combinaison avec la forte densité de plantation semble favoriser l'incidence de la verticilliose de l'olivier [96].

Fertilisation : L'influence de la fertilisation sur la verticilliose a été étudiée pour un large éventail de cultures [11, 97, 98]. Cependant, la plupart des informations dont on dispose sur cette question sont liées aux plantes herbacées et il existe peu de connaissances pour les espèces ligneuses y compris l'olivier. La nutrition affecte la croissance de la plante et ses mécanismes de défense contre les attaques des agents pathogènes, particulièrement la fertilisation azotée [98]. Dans le cas de la verticilliose, l'utilisation d'intrants faibles en azote est associée à une faible incidence et sévérité de la maladie [11]. Pour olivier, c'est largement admis que la fertilisation azotée excessive, notamment associée à de fortes doses d'irrigation ou fréquences d'arrosage favorisant une croissance végétative rapide, peut augmenter l'incidence et la gravité de l'infection par *V. dahliae*, comme indiqué pour le coton [99]. Cependant, l'information est contradictoire dans de nombreux cas de figure, et des études ont montré que les résultats dépendent de la dose ou de la forme chimique N appliquées. Ainsi, il a été trouvé que la fertilisation azotée sous forme d'ammoniaque réduit le nombre de propagules de *V. dahliae* dans le sol et, par ailleurs, accroît l'activité biologique des antagonistes de pathogènes [11].

Densité de plantation : L'influence de fortes densités d'arbres sur le déclenchement de la verticilliose et son incidence au fil du temps a été rarement étudiée. López-Escudero et al. [100] ont récemment évalué que les systèmes de culture d'oliviers moderne, soit intensive (> 200 arbres / ha) ou super-intensif (2000 arbre / ha, disposés en haies), peuvent avoir des conséquences sur l'occurrence de la verticilliose. Les résultats ont montré que la densité des arbres ne semble pas influencer l'incidence de la verticilliose sur le terrain. En fait, le seul effet significatif observé quand un cultivar sensible est présent été une réduction du laps de temps écoulé entre l'établissement du verger et l'apparition des premiers symptômes de la maladie. Par conséquent, il est probable que des facteurs tels que la sensibilité du cultivar, la virulence des isolats de l'agent pathogène présents dans le sol et leur distribution, la gestion du sol, ou l'interaction entre l'un d'eux, sont plus décisive que la densité des arbres elle-même.

Travail du sol : L'adoption de systèmes de gestion des sols abusives peut également poser des risques phytopathologiques pour une oliveraie, avec le labour qui est signalé comme un facteur important de la dispersion du *V. dahliae* dans et entre les parcelles cultivées en plantes hôtes herbacées et ligneuses [11, 48]. En outre, il est admis que le laboure pourrait endommager les racines facilitant ainsi leurs infection par l'agent pathogène sur coton [62] Ou olivier [57], qui en particulier produit de nombreuses racines secondaires superficielles qui peuvent favoriser la pénétration racinaire par l'agent pathogène. D'autres auteurs ont également affirmé l'existence d'une corrélation positive entre l'incidence de la verticilliose et l'utilisation des chisels et des charrues a disques [29] dans le travail du sol, ou encore le nombre de discages du sol [28]. D'autre part, les systèmes non-labour devraient être complétés par un contrôle exhaustif des mauvaises herbes par herbicides pour éviter l'augmentation des sources d'inoculum du pathogène.

1.2.6.5 Les facteurs environnementaux

Température : Même si la température est l'une des plus importantes variables dans les études épidémiologiques, son influence dans le déclenchement de la verticilliose et son développement a été à peine étudiée. La température optimale pour *V. dahliae* varié entre 22 et 25 ° C, ce qui coïncide avec la température

favorable pour le développement de nombreuses verticilliose [101]. La gravité des attaques de la verticilliose est favorisée par des températures de 20-25 ° C pendant les jours de printemps, suivies par des étés avec une amplitude thermique plus large, mais avec des pics journaliers ne dépassant pas 30-35 ° C [36]. Cependant, si pendant les jours d'été les températures sont supérieures à 25 ° C pendant une période de temps prolongée, la colonisation pathogénique et le développement des symptômes s'arrête tous les deux naturellement.

Facteurs édaphiques : De même, on sait peu sur l'influence des facteurs édaphiques sur la présence et l'augmentation de *V. dahliae* dans le sol, ou sur l'apparition de la verticilliose et son développement. Cependant, l'effet de facteurs tels que les changements du pH dans sol après l'application des amendements organiques sur le contrôle de la verticilliose chez plusieurs hôtes herbacée a été étudiée [11, 102, 103]. *Verticillium dahliae* se développe naturellement dans les sols alcalins (pH 6-9), dis que le pH est acide (inférieur à 5,5) croissance de l'agent pathogène et la production est survie des MS sont inhibés. En outre, les effets toxiques de l'agent pathogène causé par l'accumulation de Mn et Al dans les tissus de la plante hôte à faible pH pourraient par la suite éradiquer la croissance mycélienne. La réduction des teneurs en Ca dans le sol, ou l'augmentation de K ou Mg (par exemple, par l'application de certains amendements organiques), peut diminuer la gravité de la maladie [11]. Cependant, l'effet individuel de ces paramètres sur l'agent pathogène et la maladie pourrait être masqué par l'interaction avec des facteurs tels que la texture du sol, le taux de minéralisation de la matière organique, l'activité microbienne du sol...etc. [102, 103].

Interactions biotiques : L'interaction entre *V. dahliae* et d'autres agents pathogènes transmis par le sol des oliveraies est un aspect avec des conséquences épidémiologiques importantes. A titre d'exemple, la maladie de la pourriture racinaire de l'olivier, principalement causée par un oomycète *Phytophthora inundata* et *P. megasperma*. [104], a récemment expérimenté une importante augmentation concomitante avec l'augmentation de la verticilliose dans de nouvelles plantations d'oliviers. Les deux espèces se retrouvent fréquemment dans le sol et leurs infections, associées à des conditions d'inondation ou d'irrigation excessive, se produisent à des fréquences élevées. Il est intéressant

de noter que les deux *Phytophthora* spp. et *V. dahliae* peuvent survivre dans le sol sous forme de structures résistantes (oospores et MS, respectivement), coexister dans le même domaine, et ne peuvent donc infecter simultanément le même arbre dans des conditions appropriées [104, 105]. Dans ce contexte, les interactions synergiques peuvent avoir lieu entre les deux agents pathogènes, influençant ainsi le développement de l'un des deux syndromes. Une attention particulière doit être accordée à la possibilité que les infections par *Phytophthora* spp. Peuvent provoquer un changement dans le niveau de résistance des cultivars d'olivier résistants au *V. dahliae*, augmentant ainsi leur sensibilité à la verticilliose voire même briser leurs résistance.

1.2.7 Moyens de Lutte contre la verticilliose de l'olivier

Les maladies vasculaires causées par des champignons pathogènes du genre *Verticillium* y compris la verticilliose de l'olivier, sont des maladies très difficiles à contrôler à causes de diverses facteurs lié à la nature du pathogène et à ces caractéristiques biologiques et épidémiologiques. Par conséquent, un control efficace nécessite la mise en place d'une stratégie de gestion intégrée de la maladie (Fig.1.9), où aucune des méthodes de contrôle disponibles n'est suffisamment efficace lorsqu'elles sont appliquées individuellement. Cette stratégie devrait être basée sur des mesures de contrôle préventive (pré-installation) et curatives (post-installation) [34].

1.2.7.1 Méthodes culturales

Cette méthode qui combine plusieurs pratiques culturales reste d'ordre prophylactique. Elle vise d'une part à prévenir l'introduction de germes pathogènes ou de leurs vecteurs dans les cultures et d'autre part à réduire leurs importance ou même à éliminer ceux qui seraient présents. Elle consiste à :

- Le choix du terrain: il est préférable d'éviter les terrains ayant servi à la production légumière (tomate, aubergine, pomme de terre, melon), l'ensemble des hôtes herbacées en culture intercalaire avec l'olivier ainsi que les vergers d'abricotier, pêcher, cerisier [45].
- Eviter les monocultures des plantes susceptibles : une rotation judicieusement appliquée peut contribuer à réduire l'inoculum de l'agent pathogène afin d'empêcher et retarder l'apparition de la maladie, par

exemple, la culture sur trois ans de luzerne+ trèfle blanc supprime la verticilliose du coton [106].

- Arracher et détruire les plants très infectés : les débris végétaux y compris les racines. Eliminer les adventices comme la morelle noire, l'amarante [107], pour réduire le taux d'inoculum.
- Supprimer les façons culturales au cours d'une saison végétative : pour ne pas provoquer des blessures aux racines (pioche, bêche, herse, motoculteur) ce qui permet de diminuer les conséquences de la maladie [1].
- Eviter de transférer des plants d'une zone contaminée vers une zone saine : les outils utilisés doivent être rincés soigneusement à l'eau afin de les débarrasser de la terre [45].
- Désinfecter les instruments agricoles régulièrement avant et après usage avec de l'alcool méthylique à 70% ou de l'eau de javel diluée à 2,5%.
- Choisir des variétés d'olivier résistantes qui restent le moyen de contrôle le plus sûr des populations pathogènes.
- Diminuer et contrôler les irrigations afin d'éviter une croissance rapide de l'agent pathogène en période de sécheresse.

1.2.7.2 Méthodes chimiques

La lutte chimique reste le moyen le plus dominant des différentes stratégies de lutte contre la verticilliose, cependant elle n'a montré qu'une efficacité limitée jusqu'à présent :

- Enfouir des engrais verts et des amendements organiques avant la plantation, ceci permet d'activer la prolifération de la microflore antagoniste au *Verticillium dahliae* dans le sol.
- Utiliser des fongicides : dérivés de benzimidazoles appliqués à la base des arbres, sur la partie aérienne et au niveau du tronc (Tanassouloupoulos et Bris, 1980). Des fongicides systémiques tels que les thiabendazoles, bénomyl, et carbendazime qui s'est révélé le produit le plus actif sur la croissance mycélienne du champignon in-vitro et qui assure une protection des arbres plus de deux ans [108].

- Utiliser la pâte de neem : une substance organique riche en éléments nutritifs provenant de la graine de neem qui tue les microsclérotés de *Verticillium dahliae*.
- Désinfecter chimiquement le sol : par un mélange de produit composé de mancozébe et de méthylthiophanate. Qui a donné des résultats encourageants en Syrie sur des arbres malades. toutefois ce procédé reste non satisfaisant à cause de la localisation du champignon à des profondeurs importantes dans le sol.
- Appliquer des amendements azotés qui éliminent les microsclérotés de *Verticillium dahliae* : la forme NH_4 diminue l'action du pathogène sur coton, pomme de terre, aubergine et tomate [106]. Car certaines formes d'engrais azotés augmentent la gravité des maladies dues aux *Fusarium sp* et *Verticillium sp*.

1.2.7.3 Méthodes biologiques

La lutte biologique consiste en l'utilisation des organismes vivants pour réduire les dégâts du pathogène. Parmi les principaux antagonistes de *Verticillium dahliae* on peut citer selon Civantos (1999) :

- *Trichoderma sp*, *Talaromyces flavus* et *Penicillium griseofulvum* : incorporés dans le sol, ils permettent de réduire les attaques du *Verticillium dahliae* en inhibant la germination des microsclérotés.
- *Pseudomonas fluorescens*, *Streptomyces diatychromogenes* peuvent réduire significativement les flétrissements verticilliens.
- Certains *Bacillus subtilis* ont un effet sur le champignon.

1.2.7.4 Méthodes physiques

La solarisation est une technique de traitement des sols par effet solaire. Elle consiste à recouvrir le sol par un film plastique polyéthylène transparent pendant les périodes chaudes de l'été durant 6 à 9 semaines. Cette technique réduit la densité d'inoculum dans le sol. Elle a été utilisée en Andalousie, et a donné des résultats très intéressants contre les microsclérotés de *Verticillium dahliae* sur olivier [44].

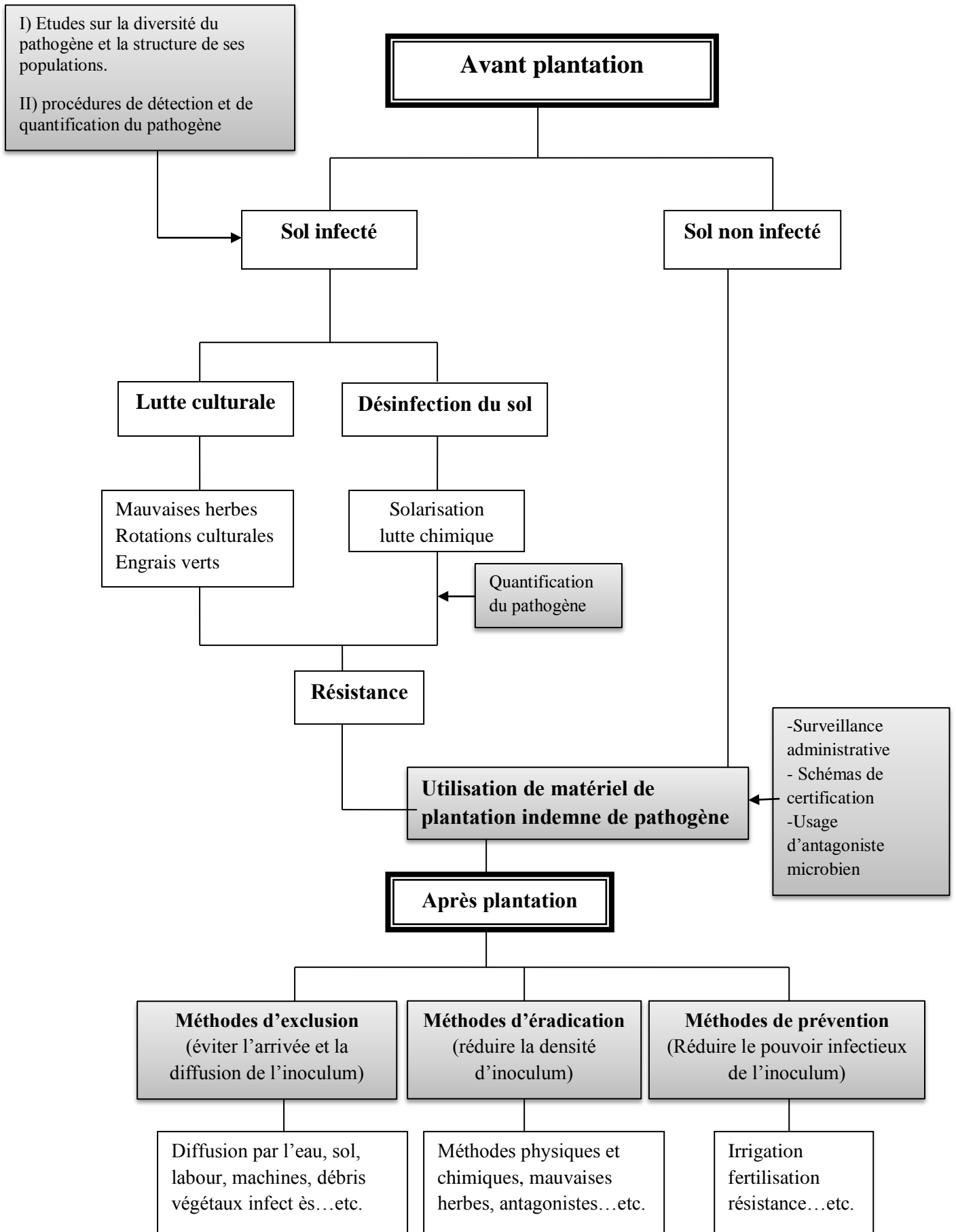


Figure 1.9 : Stratégie de contrôle intégré de la verticilliose de l'olivier [109]

CHAPITRE 2

MATERIELS ET METHODES

2.1 Présentation de la zone d'étude

2.1.1 Situation géographique

La wilaya de Bouira est située dans la partie nord de l'Algérie et elle représente le sud de la région de la Kabylie (fig. 2.1). Elle est limitée par les wilayas suivantes :

- Boumerdes et Tizi-Ouzou au Nord.
- Msila et Médéa au Sud.
- Blida et Médéa à l'Ouest.
- Bejaia et Bordj Bou Arreridj à l'Est.

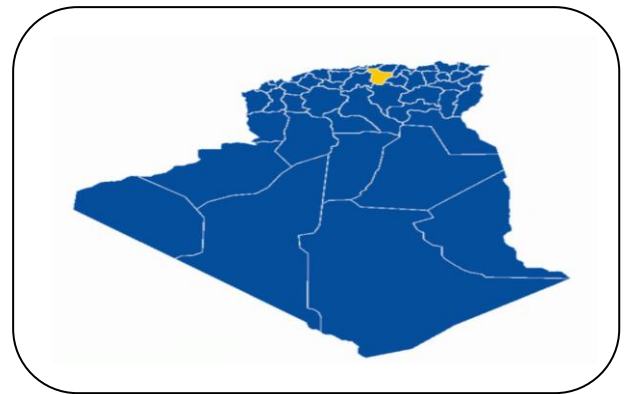


Figure 2.1 : Situation géographique de la zone d'étude (Bouira).
(Source : ANIREF 2011)

Le relief est contrasté et comporte cinq (5) grands ensembles physiques :

- La dépression centrale (pleine des Arribs, plateau d'El Esnam, la vallée d'Oued d'hous et Oued Sahel).
- La terminaison orientale de l'Atlas Blideén.
- Le versant sud du Djurdjura (Nord de la wilaya).
- La chaîne des Bibans et les hauts reliefs du sud.
- La dépression sud Bibanique.

2.1.2 Données climatiques

Le climat de Bouira est chaud et sec en été, froid et pluvieux en hiver. Il est défini en se référant à la station météorologique de Ain Bessam disposant d'une série de 11 années. En matière de températures, la station d'Ain Bessam considérée comme représentative de la wilaya a enregistré des moyennes mensuelles de 11 années (annexe 3, Tableau 2.1). Ces données dégagent deux périodes :

- Une période chaude correspondant aux mois de juin, juillet, aout et septembre.
- Une période froide correspondant aux mois de Décembre à mars.

Les températures moyennes maximale et minimale sont, respectivement de 28 °C et de 7.8°C.

La pluviométrie est caractérisée par l'irrégularité et l'agressivité, elle est suffisante en hivers et faible en été, se situant autour de 200 mm/an dans la zone sud, elle augmente au niveau des plaines du centre (500 mm/an) pour culminer sur les hauteurs montagneuses nord et la zone de Lakhdaria à plus de 700 mm/an. En ce qui concerne la répartition des précipitations, nous relevons une période humide s'étalant d'Octobre à Mars, suivi d'une période sèche de Jin à Aout. Le mois le plus pluvieux correspond au mois de décembre et le mois le moins pluvieux est le mois de juillet. Les précipitations moyennes mensuelles obtenues sont caractérisées par une croissance qui s'étend de mois de Septembre jusqu'au mois de décembre et une décroissance qui s'étend de mois de Janvier jusqu'au mois de Mars.

La grêle cause des dégâts importants pour l'agriculture dans la wilaya, elle cause en moyenne annuellement environ 10% des pertes. Elle peut engendrer des dommages considérables sur les cultures par son action mécanique, par sa fréquence et son intensité sur les organes en croissance. Ces dégâts peuvent aussi conduire à des contaminations cryptogamiques. La période d'hivers est caractérisée par la présence de la gelée blanche qui est très néfastes pour les cultures.

En période estivale (été), le sirocco dans la région peut avoir une grande influence en réduisant la quantité d'eau dans la plante.

2.2 Prospection sur terrain

Les premières prospections sur terrain ont été réalisées dès le début du mois d'octobre 2013. Elles ont eu lieu dans quelques oliveraies du sud de la Kabylie (Bouira) et plus précisément dans des régions potentiellement oléicoles en l'occurrence : El Esmam, Haizer, Ahl Laksar, Oued El Bardi et Bouira centre.

Les paramètres utilisés pour le choix des sites d'échantillonnage se résument comme suit :

- Facilité d'identification du site ; nom du propriétaire, accessibilité, informations phytotechniques du verger.
- Age de l'oliveraie (choix de verger relativement jeunes en plus de vieux vergers).
- Régions à haute densité oléicole.

L'institut national de protection des végétaux (INPV) avait lancée à partir de 2006 un programme pour localiser les sites infestés par la verticilliose de l'olivier dans les principales zones oléicoles du pays. La troisième année du programme a été consacrée à la wilaya de Bouira, par conséquent dans notre choix des sites à prospector, nous avons tenu compte des résultats de L'INPV et nous nous sommes intéressés aux sites non prospectés par cette dernière.

Au total 35 vergers oléicoles comprenant d'ancienne et de nouvelles plantations ont été prospectés à travers des régions aux caractéristiques édapho-climatiques différentes les uns des autres (Tableau 2.2).

Tableau 2.2: Localisation des sites prospectés dans les différentes communes :**Bouira et Oued El Bardi :**

région	site	Propriétaire	Superficie (nombre d'arbres)	variété	Age
Bouira	OuledKfifa	EAC Hammouch	5 ha (550)	chemlal	4 ans
Bouira	Domaine Si Lakhdar	EAC Rane	4 ha (400)	chemlal	>50 ans
Oued El Bardi	Sonda	EAC	1 ha (100)	chemlal	>50 ans
Oued El Bardi	Sidi Khaled	Kehhan (Privé)	1.5 ha (150)	chemlal	>50 ans
			1.5 ha (150)		3 ans

Haizer

site	Propriétaire	Superficie (nombre d'arbres)	variété	Age
Village Tiftissine	Karkar et frères (Privé)	1.5 ha (150)	chemlal	>50 ans
Guentour	Famille Agbach (Privé)	5 ha (500)	chemlal	>50 ans
Village Mizabelle	RezkiHammouch (Privé)	2.5 ha (250)	chemlal	14 ans
Tikboucht	Barkat Lakhdar (Privé)	1 ha (100)	chemlal	7 ans
Tighiltntalguith (Tikboucht)	Bougrida (Privé)	1 ha (100)	chemlal	>50 ans
Laachoufalkou	Chebbab (Privé-forêt)	3 ha (100)	chemlal	14 ans
Taghzout	Famille Abdedou (Privé)	1 ha (100)	chemlal	>30 ans
Merkala	Famille guendouz (Privé)	1 ha (100)	chemlal	>50 ans

El Esmam

Sites	Propriétaires	Superficie (nombre d'arbres)	Variétés	Age
Abbas boudjnan	EAC Abbas	1 ha(100)	chemlal	> 50 ans
Abbas boudjnan	EAC Hanache Slimane	3.5 ha(350)	chemlal	> 50 ans
Abbas boudjnan	EAC Slimani	1 ha(100)	chemlal	> 50 ans
Abbas boudjnan	EAC Bouchalkia Rabah	3 ha(300)	chemlal	> 50 ans
Taourirtamar	EAC Guendouz	0.5 ha(50)	chemlal	> 50 ans
Taourirtamar	EAC Bechkir	1 ha(100)	chemlal	> 50 ans
Taourirtamar	EAI Azzizi	2 ha(200)	chemlal	10 ans
Taourirtamar	Danni Lakhdar (Privé)	2 ha(200)	chemlal	4 ans
Abbas boudjnan	Azzi Alaoua(Privé)	1.5 ha(150)	chemlal	> 50 ans
El Bardi	Moumou. M(privé)	2.5 ha (250)	sigoise	11 ans
		1.5 ha (150)	chemlal	10 ans
Thakharouvt	Ramaci	6 ha (600)	chemlal	> 30 ans
		1 ha (100)		13 ans

Ahl Laksar

Sites	Propriétaire	Superficie (nombre d'arbres)	variété	Age
Tarcha	EAC Fadhli Ghoumari	6 ha (600)	chemlal	45 ans
Tarcha	EAC Boudhraf Achour	6 ha (600)	chemlal	45 ans
(AissaOuyoucef)	Kharroubi (Privé)	2 ha (200)	chemlal	50 ans
AissaOuyoucef	NourineTouhami (Privé)	0.5 ha (500)	chemlal	50 ans
Tilliwa	EAC Kassouri	1 ha (75)	chemlal	50 ans
Ain Tizza	KiratAkouche (Privé)	1 ha (100)	chemlal	50 ans
Taachach	EAI RazzigSaid	5 ha (500)	chemlal	14ans
IghzarBelghoum	Razkalla (Privé)	4 ha (400)	chemlal	50 ans
IghzarBelghoum	Plantion des forêts	7 ha (700)	chemlal	10 ans
IghzarBelghoum	DabouHamou (privé)	2ha (200)	chemlal	11 ans
IghzarBelghoum	KerfoufSaid (privé)	1.5 ha (150)	chemlal	10 ans
IghzarBelghoum	Kerfouf Rabah (privé)	1 ha (100)	chemlal	11 ans

2.3 Diagnostic symptomatologique et taux d'infection

Les observations et les notations d'infection sont basées sur un diagnostic symptomatologique pouvant indiquer la présence de la verticilliose de l'olivier. Ce diagnostic s'appuie sur le descriptif établi par Rafael et Jiménez [44] :

- Mort rapide des pousses, des rameaux principaux et secondaires aboutissant au dépérissement rapide et généralisé de l'arbre.
- Coloration des écorces des pousses et des branches en marron claire.
- Brunissement des tissus vasculaires.
- Dépérissement des branches d'olivier du haut vers le bas de façon sectorielle puis généralisée.
- Enroulement des feuilles en gouttière vers la face inférieure.
- Chlorose (perte de la coloration verte) des Feuilles affectées.

Avant de procéder au prélèvement des échantillons destinés aux analyses de laboratoire, le taux d'infection a été évalué selon la formule suivante :

$$ID (\%) = \frac{\text{nombre d'arbres atteints}}{\text{Nombre total d'arbres du site}} \times 100. \text{ (ID : indice disease).}$$

2.4 Prélèvement des échantillons

Les échantillons destinés au diagnostic en laboratoire sont composés de fragments végétaux. Les prélèvements ont été effectués sur de jeunes rameaux suspectés malades munis de leurs feuilles. Un total de 27 échantillons a été collecté. Chaque échantillon est mis dans un sac en papier sur lequel sont notées toutes les informations qui le concernent (site, variété, âge, date de prélèvement...). Les échantillons ont été prélevés 24 à 48 h et conservés au froid (à 4°C) avant leur utilisation au laboratoire, à cause du faible pouvoir compétitif de notre agent pathogène.

2.5 Diagnostic au laboratoire

2.5.1 Préparation du milieu de culture

Pour l'isolement du *Verticillium dahliae*, dont l'isolement est relativement difficile à cause de son faible pouvoir compétitif en présence d'une forte flore fongique saprophyte, nous avons utilisé le milieu PDA (*Potato Dextrose Agar*). Ce milieu comme le constatent Caballero et al (1980), assure une bonne reproduction pour ce champignon.

Ingrédients: 200 g de pommes de terre coupées en dés, 20 g d'agar en poudre, 20 g de dextrose, 1 litre d'eau distillée.

Mode préparatoire :

- Lavez et pesez les pommes de terre et coupez-les en petits morceaux.
- Faites-les bouillir pendant 15 à 20 minutes jusqu'à ce qu'elles soient tendres.
- Ecartez les pommes de terre, mais gardez l'eau de cuisson.
- Ramenez le niveau de l'eau de cuisson à exactement 1 litre en ajoutant de l'eau distillé.
- Ajoutez le dextrose et l'agar.
- Chauffez doucement en remuant jusqu'à ce que l'agar ait fondu. L'agar doit être chaud quand on le verse dans les éprouvettes ou les flacons pour éviter la formation de grumeaux.
- Remplissez les récipients jusqu'au quart environ puis fermez hermétiquement les éprouvettes et les flacons avec un tampon de coton.
- Autoclavage à 120°C pendant 20 minutes.
- Après refroidissement, le milieu est réparti dans des boites de Pétris ou dans des tubes à essai.

2.5.2 Isolement à partir de fragments végétaux

Les bois des rameaux et branches au niveau de la zone de brunissement du xylème, ainsi que les feuilles sont découpés en petits fragments et doivent subir les opérations suivantes :

- Désinfection par l'eau javellisée à 2% pendant 5 minutes.
- Rinçage trois fois dans l'eau distillée préalablement stérilisée. La durée de chaque opération est de 5 minutes.
- Séchage à l'aide de papier filtre stérile.
- Disposition dans des boîtes de Pétri contenant le milieu PDA à raison de 5 fragments par boîte. Chaque boîte doit porter les indications relatives au matériel végétal, sa provenance et la date de sa mise en culture.
- Incubation à 25°C pendant 5 à 7 jours.

2.5.3 Identification de l'agent pathogène

Une fois les opérations de repérage et de purification des colonies ciblées, la détection et l'identification de l'agent causal se basent sur des observations macroscopiques et microscopiques :

2.5.3.1 Caractérisation macroscopique

Après purification des colonies sélectionnées, la caractérisation culturelle repose sur l'observation des colonies fongiques développées sur le milieu de culture à l'œil nu ou à l'aide d'une loupe binoculaire, portant sur l'aspect des colonies, leurs formes, leur couleur et leur disposition dans la boîte.

2.5.3.2 Caractérisation microscopique

L'étude microscopique est une suite logique de l'identification de l'agent pathogène ayant présenté les caractéristiques macroscopiques culturelles recherchées. Elle est basée sur l'utilisation de la clé de détermination de Barnett [110]. Cette clé dans sa partie réservée aux champignons imparfaits (absence de reproduction sexuée) prend en considération la structure hyphale (hyphes) et les structures conidiennes (conidiophores, conidies...etc.).

2.6 Analyse quantitative de *Verticillium dahliae* dans le sol

L'analyse quantitative de *V. dahliae* dans le sol s'intéresse à la quantification des microsclérotés de ce champignon dans le sol. Les échantillons de sol analysés sont prélevés dans un verger de la région d'El Esnam et dans un verger de la région de Haizer. Les prélèvements ont été effectués aléatoirement

aux pieds des arbres à une profondeur de 30 cm. Nous avons prélevé dix (10) échantillons de chaque verger à des endroits répartis sur l'ensemble de la parcelle. Les dix échantillons de chaque sol sont mélangés au préalable et homogénéisés. Un échantillon représentatif est prélevé parmi ce mélange pour l'analyse quantitative de *V. dahliae* dans le sol, par le dénombrement des microsclérotés dans les différentes fractions granulométriques analysées.

2.6.1 Technique d'analyse

Les échantillons de sol destinés pour l'analyse sont mis à sécher à l'aire libre durant quelques jours, ensuite émiétés et tamisé en fonction des fractions granulométriques. En raison du faible pouvoir compétitif de *Verticillium dahliae* sur les milieux de culture habituels, et afin de favoriser son développement par l'inhibition ou l'élimination de la microflore saprophytique tellurique, nous avons opéré sélectivement par l'addition de substances antibiotiques et par des méthodes physiques [111].

La méthode utilisée comporte quatre (04) facteurs de sélectivité :

- Tamisage de l'échantillon du sol à travers un tamis de 2 mm de pores pour éliminer les cailloux et les débris organiques et assurer son homogénéité. Le sol dont les dimensions est inférieur à 2 mm est récupéré est tamisé à son tour à sec respectivement aux fractions granulométrique suivantes : 1000/ 500/ 200/ 100/ 50 μm .
- Standardisation du broyage à sec des échantillons pour assurer une certaine régularité dans l'estimation des populations de *V. dahliae* dans le sol [111].
- Traitement de l'échantillon du sol à l'hypochlorite de sodium (NaOCl) afin d'induire l'élimination d'une partie de la microflore tellurique.
- Utilisation du milieu de culture de Menzies et Giebel [112]. (annexe 3), dans lequel sont ajoutées des solutions d'antibiotiques (Streptomycine et Oxytetracycline à 5% les deux) et une solution de NaOCl à 0.5 %.

Chaque fraction subit un broyage à sec pendant quelques minutes, pur libérer les microsclérotés des agrégats et est réparti en plusieurs portions de dix (10) grammes chacune. Chaque portion est versée dans un bécher contenant 250 ml d'une solution de NaOCl à 0.5%, la fraction du sol subit l'action du NaOCl

pendant dix minutes avec trois mises en suspension de 30 secondes chacune. La solution de NaOCl est éliminée par filtration et lavage à l'eau courante à travers un tamis qui correspond à la fraction traitée.

La fraction retenue est incorporée dans 100 ml de milieu Menzies et Giebel maintenu en surfusion additionné de 1.5 ml de NaOCl à 0.5% et de 0.5 ml d'une solution de sulfate de streptomycine à 5%. Le milieu ainsi obtenu après une légère agitation est reparti dans une dizaine de boîtes de Pétri de manière à avoir un (1) gr de sol par boîte pour chaque fraction granulométrique analysée, puis les boîtes sont incubées à 25°C. Pour estimer la quantité de *V. dahliae* dans le sol, on procède au comptage des microscélérotés germés après 20 jours d'incubation. Le comptage s'effectue à l'échelle de chaque boîte sur cinq carrés de 1cm² chacun, délimités aléatoirement sur la surface de la boîte.

Les résultats obtenus représentent le nombre de microscélérotés / 1cm² de milieu gélosé contenant l'échantillon du sol, qui correspond à la moyenne des cinq observations des différentes répétitions effectuées pour le même échantillon du sol (10g); Les répétitions assurent la normalité de la distribution des prélèvements réalisés aléatoirement pour permettre la quantification des microscélérotés avec une précision statistique satisfaisante.

2.7 Etude de la dynamique saisonnière de *Verticillium dahliae* dans le sol

Cette étude a été effectuée dans un verger de la région d'El Esnam. Les échantillons de sol sont prélevés et analysés selon la même technique utilisée pour l'analyse de la répartition dans le sol (cf.2.6.1). Pour cette étude les prélèvements ont eu lieu pendant la deuxième quinzaine de chaque mois depuis le mois d'octobre jusqu'au mois de mai. Le comptage des microscélérotés germés s'effectue après 10 jours d'incubation et les résultats obtenus représentent le nombre des unités germées contenues dans l'échantillon du sol ; qui correspond à la moyenne de quatre observations.

CHAPITRE 3

RESULTATS ET DISCUSSION

3.1 Diagnostic symptomatologique

Dans les vergers prospectés, les symptômes rencontrés sur les oliviers atteints, sont des flétrissements caractéristiques sectoriels (fig.3.1) ou affectant la totalité de la frondaison (fig.3.2) et une coloration orange violacée de l'écorce des rameaux et des branches (fig.3.3).

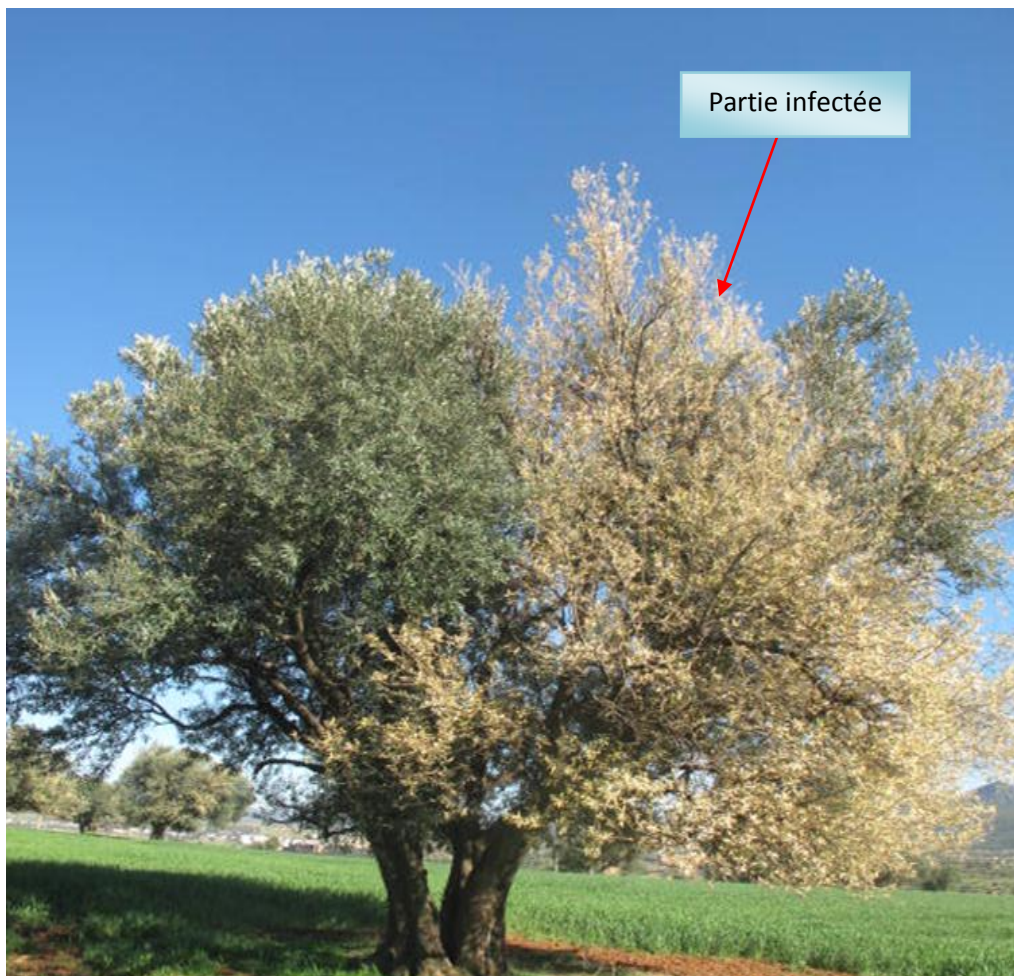


Figure 3.1 : Dépérissement sectoriel d'un olivier atteint de verticilliose à El Esnam



Figure 3.2 : Dépérissement généralisé d'un olivier à El Esnam



Figure 3.3 : coloration orange violacée des branches et rameaux (El Esnam)

Les branches âgées sont dénudées à leurs extrémités et gardent quelques feuilles desséchées à la base (fig.3.4). Les jeunes pousses sont totalement défeuillées à la base, alors qu'à leur extrémité les feuilles restent en place mais d'une couleur brunâtre (fig.3.5).



Figure 3.4 : Chute des feuilles de l'extrémité des branches âgées (El Esnam)



Figure 3.5 : Chute des feuilles à la base des jeunes pousses (El Esnam)

Certaines pousses présentent des feuilles très cassantes, totalement desséchées et enroulées en gouttière vers leur face intérieure (fig.3.6). Aux pieds de certains arbres malades, nous avons observé le développement d'une touffe de rejets anarchiques, sur le reste de la frondaison de ces arbres les branches présentent cependant un feuillage normal (fig.3.7). Les coupes longitudinales, réalisées sur tiges atteintes, montrent le développement de zones brunes et diffuses au niveau des tissus vasculaires.



Figure 3.6 : Enroulement des feuilles en gouttière (El Esnam)



Figure 3.7 : Présence d'une touffe de rejets anarchiques à la base de l'arbre (El Esnam)

Certains arbres sont presque dépourvus de feuilles avec certaines olives momifiées restés accrochées à l'extrémité de branches à coloration orangée (fig.3.8). Dans de nombreux sites prospectés, nous avons constaté un dépérissement accru et généralisé dû à la présence massive des galles sur l'ensemble du bois (fig.3.9), causées par *Pseudomonas savastanoi* pv. *savastanoi* agent de la tuberculose de l'olivier, ce qui n'a pas permis de déceler nettement les dégâts provoqués par *Verticillium dahliae* Kleb.



Figure 3.8 : Arbre complètement dénudé avec olives momifiées à l'extrémité des branches (El Esnam)



Figure 3.9 : Dépérissement accru et généralisé dû à la présence massive des galles (*Pseudomonas savastanoi* pv *savastanoi*) sur l'ensemble du bois (Haizer)

3.2 Taux d'infection

Sur les 35 vergers étudiés, toute localité confondue, 9 vergers ont montré l'existence de symptômes typiques de la verticilliose (El Esmam 7/11, Haizer 1/8, Oued El Berdi 1/2). Les taux d'infection moyens calculés sont de 11% à EL Esmam, 3% à Haizer et 13% à Oued El Bardi. Le taux d'infestation maximum se localise dans la région d'El Esmam où nous avons enregistré 24% pour la variété Chemlal (Tab 3.1). Les régions d'Ahl Laksar et celle de Bouira centre sont pour le moment considérées comme indemne de cette maladie.

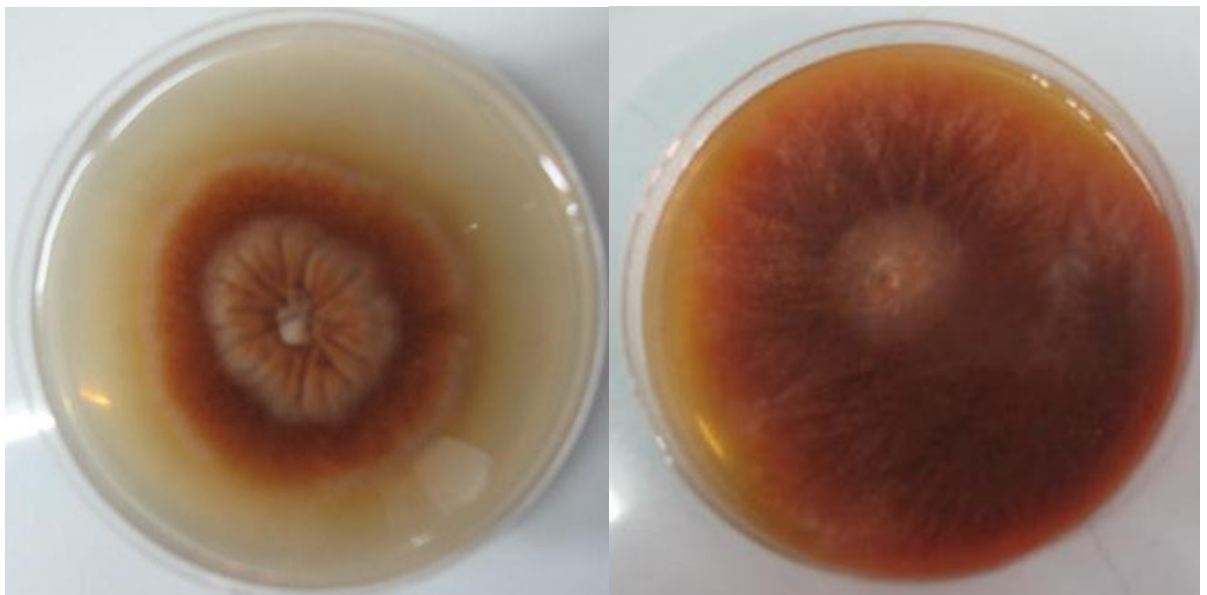
Tableau 3.1 : Taux d'infection par le *Verticillium dahliae* enregistrés dans les oliveraies des localités infestées.

Localités	Sites	Taux d'infection (%)	Observations
El Esmam	Abbas Boudjnan (EAC Abbas)	7	Dépérissement sectoriel ou total
	Abbas Boudjnan (EAC Hanache .S)	12.5	
	Abbas Boudjnan (EAC Slimani)	24	
	Abbas Boudjnan (EAC Bouchalkia .R)	5	Défoliation très importante
	Abbas Boudjnan (Azzi-Privé)	8	Coloration marron violacée
	Taurirt Amar (EAC Guendouz)	10	
	Taurirt Amar (EAC Bchkir)	10	
Haizer	Tikboucht (Bougrida-Privé)	3	Le verger dont certains individus portent des symptômes de verticilliose est situé sur une aire (Tighiltntalguith) considéré comme la continuité de la localité d'El Esmam.
Oued El Bardi	Sonda	13	Le verger porteur de la maladie (Sonda) est situé dans une aire de culture de pomme de terre.

3.3 Identification de l'agent pathogène

3.3.1 Caractérisation macroscopique

Des fragments confectionnés à partir du végétales sont disposées dans des boîtes de Pétri sur milieu PDA et mis en incubation à 25°C. Après incubation, nous avons remarqué l'apparition plus rapide de colonies fongiques d'*Alternaria* et d'*Aspergillus* par rapport à celles de *Verticillium dahliae*. Après plusieurs repiquages successifs, toujours sur milieu PDA, nous avons pu purifier quelques colonies de *Verticillium dahliae*. La colonie à un aspect cotonneux et de couleur plus ou moins blanchâtre (Fig.3.10).



A

B

Figure 3.10 : Aspects macroscopique de *Verticillium dahliae* sur milieu PDA isolé à partir du végétal.

A : 3 jours d'incubation 25°C.

B : 7 jours d'incubation à 25°C.

3.3.2 Caractérisation microscopique

Les observations microscopiques portées sur les colonies issues des fragments végétaux, après sept jours d'incubation, ont permis d'identifier l'agent pathogène. Il s'agit de *Verticillium dahliae* (fig.3.11) qui se caractérise par :

- Un mycélium hyalin et cloisonné.
- Conidiophores avec 2 à 3 verticilles de 3 à 4 phialides.
- Des phialides portant à leurs extrémités des conidies unicellulaires et ellipsoïdales ou un amas de conidies sous forme d'une gouttelette d'eau.

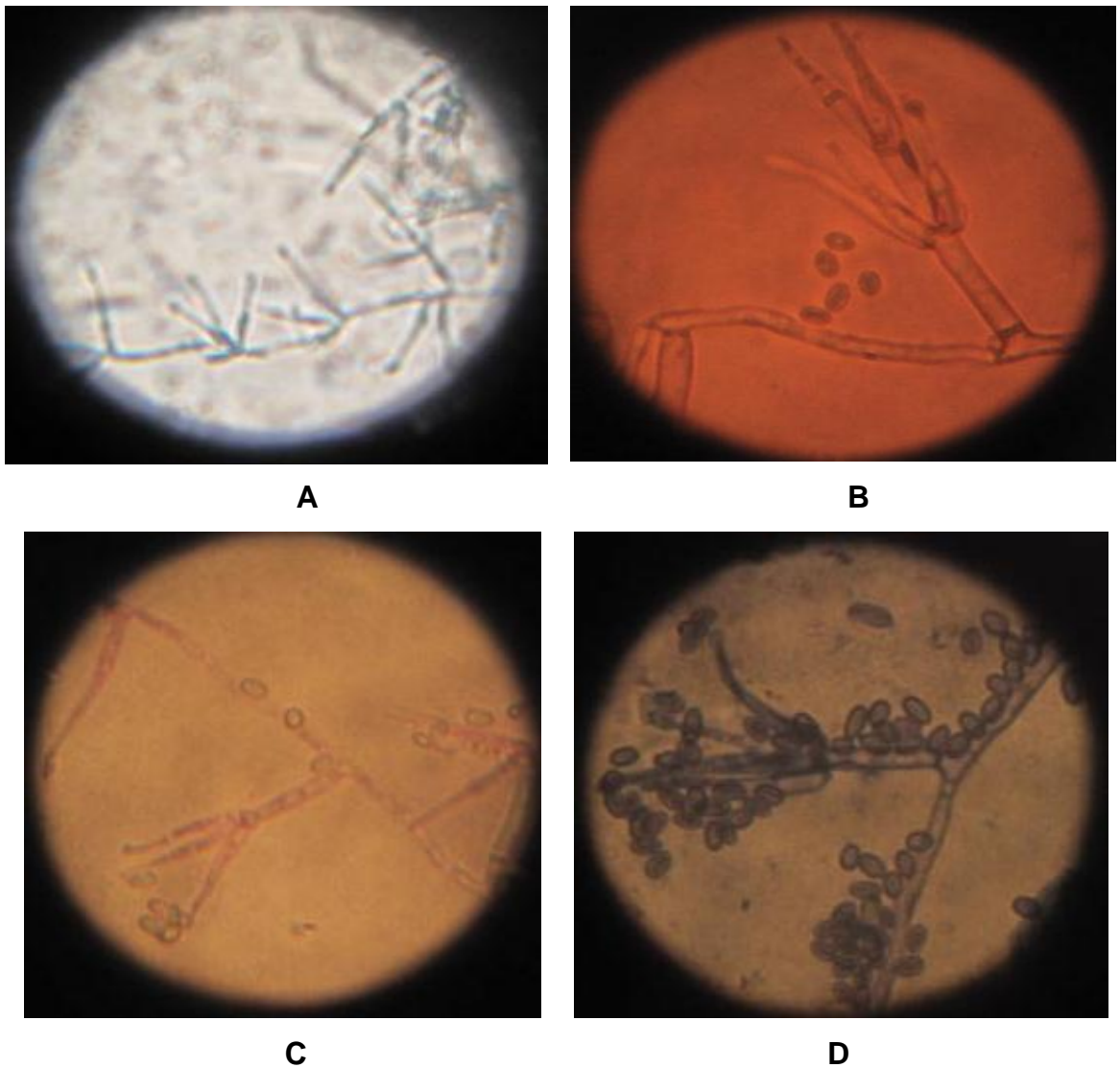


Figure 3.11 : Observations microscopiques de *Verticillium dahliae* isolé de fragments végétaux (GX 40). **A** et **B** : mycélium et conidiophores verticillés. **C** et **D** : phialides et conidies unicellulaires.

3.4 Discussion

Les résultats enregistrés, concernant cinq zones oléicoles au niveau de la wilaya de Bouira (Kabylie) dans les quelles 35 vergers ont été prospectés, démontrent que *Verticillium dahliae* est présent en végétation au niveau de 11 oliveraies. Ceci confirme la large distribution de la maladie rencontrée dans tous les pays oléicoles tel que l'Espagne [24], Le Maroc [29] et la Syrie [28].

Les arbres infectés au niveau des différents sites touchés par la maladie étaient tous des arbres de la variété Chemlal, variété décrite par Abderrahmani [8] comme étant très sensible à la verticilliose et âgés (> 50 ans). Communément il est admis que l'incidence et la sévérité des attaques de la verticilliose est habituellement plus importante dans les vergers jeunes et nouvellement établis (5-10ans) dans des études effectués en Grèce [23], en Espagne [24], en Syrie [28] et au Maroc [29]. Cependant les attaques de verticilliose peuvent avoir lieu aussi dans les vieux vergers (plus de 50 ans), dans ce cas les symptômes sont moins importants et transitoires, et même parfois réversibles d'une saison à l'autre.

Les vergers malades étaient tous situées au voisinage de périmètres de culture de pomme de terre qui fait partie de la large gamme d'hôte de *Verticillium dahliae*, ce qui fait de cette culture une source importante d'inoculum du pathogène. Donc il est recommandé d'éviter la pomme de terre en cultures intercalaires. Egalement les arbres de ces vergers bénéficient de la fertilisation, de l'irrigation et même de travail du sol destinés à la base pour la culture de pomme de terre.

L'effet de l'irrigation dans l'apparition et le développement de la verticilliose a été signalé à plusieurs reprises dans les pays méditerranéens. Ainsi, les valeurs de l'indice d'infection en vergers non irrigués et irrigués a atteint respectivement 9% et 21% au Maroc [29]; 4,5 et 13% en Syrie [28]; 17% et 40% dans le sud de l'Espagne [24.] Dans une autre étude, l'effet de l'irrigation dénote des proportions de 18,3% et de 20,3% dans trois grandes provinces oléicoles espagnoles [42]. En fin, l'irrigation en combinaison avec la forte densité de plantation semble favoriser l'incidence de la verticilliose de l'olivier [96].

Pour l'influence de la fertilisation sur la verticilliose, l'utilisation d'intrants faibles en azote est associée à une faible incidence et sévérité de la maladie [11]. Pour l'olivier, il est largement admis que la fertilisation azotée excessive, notamment associée à de fortes doses d'irrigation ou fréquences d'arrosage favorisant une croissance végétative rapide, peut augmenter l'incidence et la gravité de l'infection par *V. dahliae*, comme indiqué pour le coton [99]. Cependant, l'information est contradictoire dans de nombreux cas de figure, et des études ont montré que les résultats dépendent de la dose ou de la forme chimique N appliquées. Ainsi, il a été observé que la fertilisation azotée sous forme d'ammoniaque réduit le nombre de propagules de *V. dahliae* dans le sol et, par ailleurs, accroît l'activité biologique des antagonistes du pathogène [11].

Concernant le travail du sol, le labour est signalé comme étant un facteur important de la dispersion de *V. dahliae* dans et entre les parcelles cultivées en plantes hôtes herbacées et ligneuses (pour notre cas; la pomme de terre) [11]. En outre, il est admis que le labour pourrait endommager les racines facilitant ainsi leurs infection par l'agent pathogène sur cotonnier [62], et olivier [57], qui en particulier produit de nombreuses racines secondaires superficielles qui peuvent favoriser la pénétration racinaire par l'agent pathogène. D'autres auteurs ont également affirmé l'existence d'une corrélation positive entre l'incidence de la verticilliose et le travail mécanique du sol, notamment avec l'utilisation des chisels et des charrues à disques [28].

3.5 Dynamique de *Verticillium dahliae* dans le sol

3.5.1 Analyse quantitative des microsclérotés

Les résultats des tableaux 3.2 et 3.3 montrent que la répartition des microsclérotés est en fonction de la dimension des fractions granulométrique du sol. Dans les fractions supérieures à 1000 μm , aucune population de microsclérotés n'a été détectée. Ces derniers sont estimés à partir de la fraction comprise entre 500 et 1000 μm avec 18.5 microsclérotés en moyenne dans le sol de Haizer et 15.7 microsclérotés dans le sol d'El Esnam, soit respectivement 6.45% et 1.09% de la totalité des germes dénombrés ce qui est relativement faible comme proportions. Les populations augmentent ensuite de façon progressive pour atteindre le maximum dans les fractions inférieures à 100 μm , où le nombre moyen de microsclérotés trouvé est de 142 à Haizer et de 1285.5 à El Esnam, soient respectivement 49.5% et 88.9% du nombre total (fig. 3.12). Le nombre de germes total de *V. dahliae* dans le sol d'El Esnam qui est de 1444.9 propagules/cm² de milieu gélosé contenant l'échantillon de sol, est nettement supérieur à celui de Haizer qui est de 186.7 propagules/cm², soit cinq fois plus (fig. 3.13)

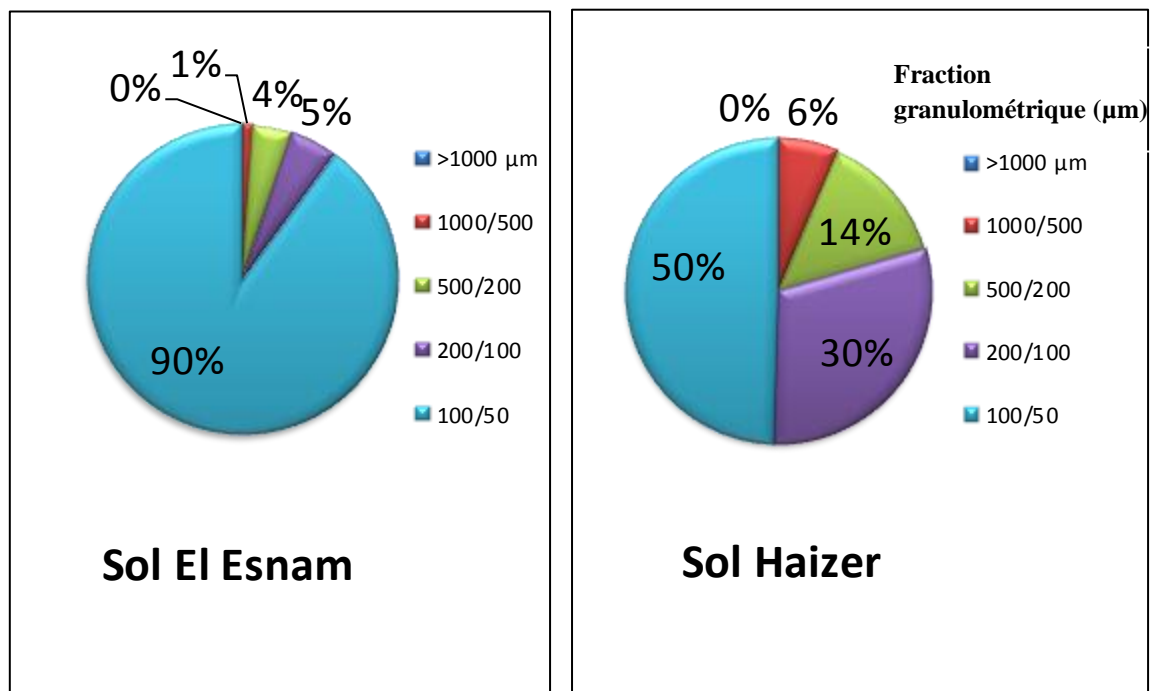


Figure 3.12 : Proportion des microsclérotés en fonction de la fraction granulométrique.

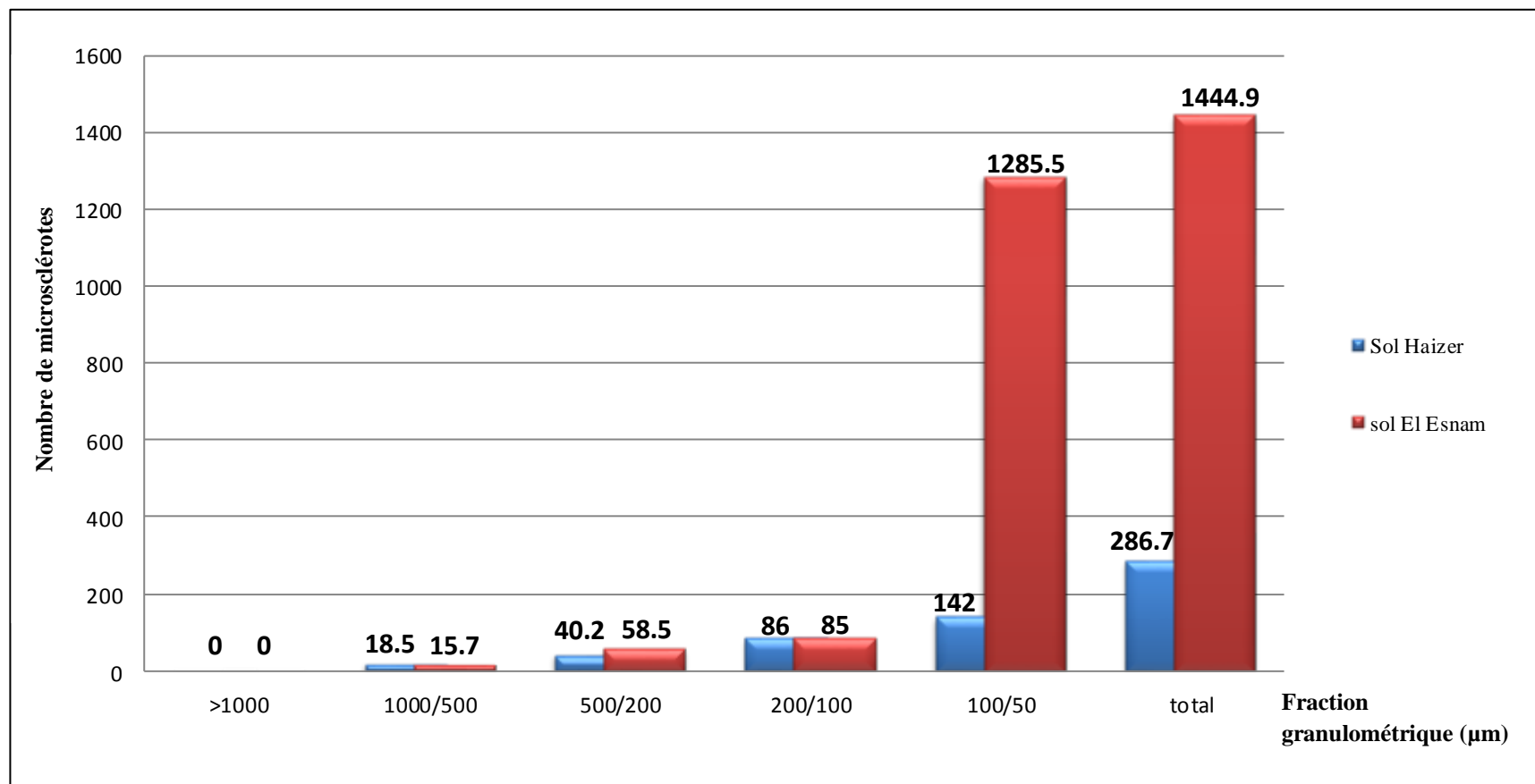


Figure 3.13 : Répartition des microclerotes en fonction de la fraction granulométrique analysée.

Tableau 3.2 : Evaluation de la population de microsclérotés de *Verticillium dahliae* dans le sol en fonction des classes granulométriques.

Classe granulométrique (µm)	Numéro Des boites	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	ΣX_i	X	SCE	(a)
		>1000	S1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	S2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
1000/500	S1	10	25	17	38	20	12	15	28	10	10	185	18.5	788.5	18.5+/- 6.69
	S2	20	22	18	15	10	10	15	25	12	10	157	15.7	262.1	15.7 +/- 3.86
500/200	S1	89	16	30	19	63	30	25	35	15	80	402	40.2	6621.6	40.20+/- 19.40
	S2	80	60	60	35	85	45	42	35	60	80	582	58.2	3191.6	58.2 +/- 13.47
200/100	S1	71	30	100	15	259	110	80	75	60	60	860	86.0	40612	86.0 +/- 48.05
	S2	20	50	30	150	60	150	120	110	80	85	855	85.5	19422.5	85.5 +/- 33.22
100/50	S1	150	100	300	500	100	100	30	80	20	40	1420	142.0	200160	142.0 +/- 106.67
	S2	3640	700	850	3460	360	770	920	435	950	770	12855	1285.5	8435846.4	1285 +/- 692.11

S1 = Sol Haizer

a = Nombre de germes au risque $\alpha= 5\%$

S2= Sol El Esnam

$$(a) = X \pm t_{1-\alpha/2} \sqrt{\frac{SEC}{N(N-1)}}$$

X= Moyenne des dix boites

n= Nombre de boites = 10

SEC= Somme des carrés des écarts ($t_{1-\alpha/2}= 2.262$)

Tableau 3.3 : Répartition des microscférotes en fonction de la fraction granulométrique analysée.

Fraction granulométrique (μm)		> 1000	1000/500	500/200	200/100	100/50	TOTAL
Nombre de germes moyen (10 répétitions)	Sol Haizer	0	18.50 +/- 19.40	40.20 +/- 19.40	86.00 +/- 48.05	142 +/- 106.67	286.70
	Sol El Esnam	0	15.70 +/- 3.86	58.20 +/- 13.47	85.50 +/- 33.22	1285.50 +/- 692.11	1444.90
% de germes dans chaque fraction	Sol Haizer	0	6.45	14.02	30.00	49.53	100
	Sol El Esnam	0	1.09	4.03	5.91	88.97	100

3.5.2 Dynamique saisonnière des microsclérotés

Le comptage des microsclérotés a été entamé à partir du mois d'octobre avec un nombre total de 6379 microsclérotés/40g de sol qui augmente progressivement pour atteindre son maximum le mois de janvier avec 22656 microsclérotés/40g de sol. Puis chute brutalement au mois de février avec 4006 microsclérotés/40g de sol. Ce nombre continue de diminuer jusqu'à atteindre son minimum qui est de 2619 au mois Mai (fig.3.14). De cette figure, nous constatons un maximum en Hiver (Décembre-Janvier) et deux minimums, en automne (Octobre- Novembre) et au printemps (Février- Mai). L'expression relative par gramme de sol donne, respectivement pour ces périodes, (510-566), (159-370) et (100-65) microsclérotés (Tab 3.4).

L'évolution des populations de *V. dahliae* dans le sol d'El Esmam se fait essentiellement dans la fraction granulométrique comprise entre [50-100] et elle est pratiquement constante dans les fractions granulométriques les plus élevées (Tab.3.4).

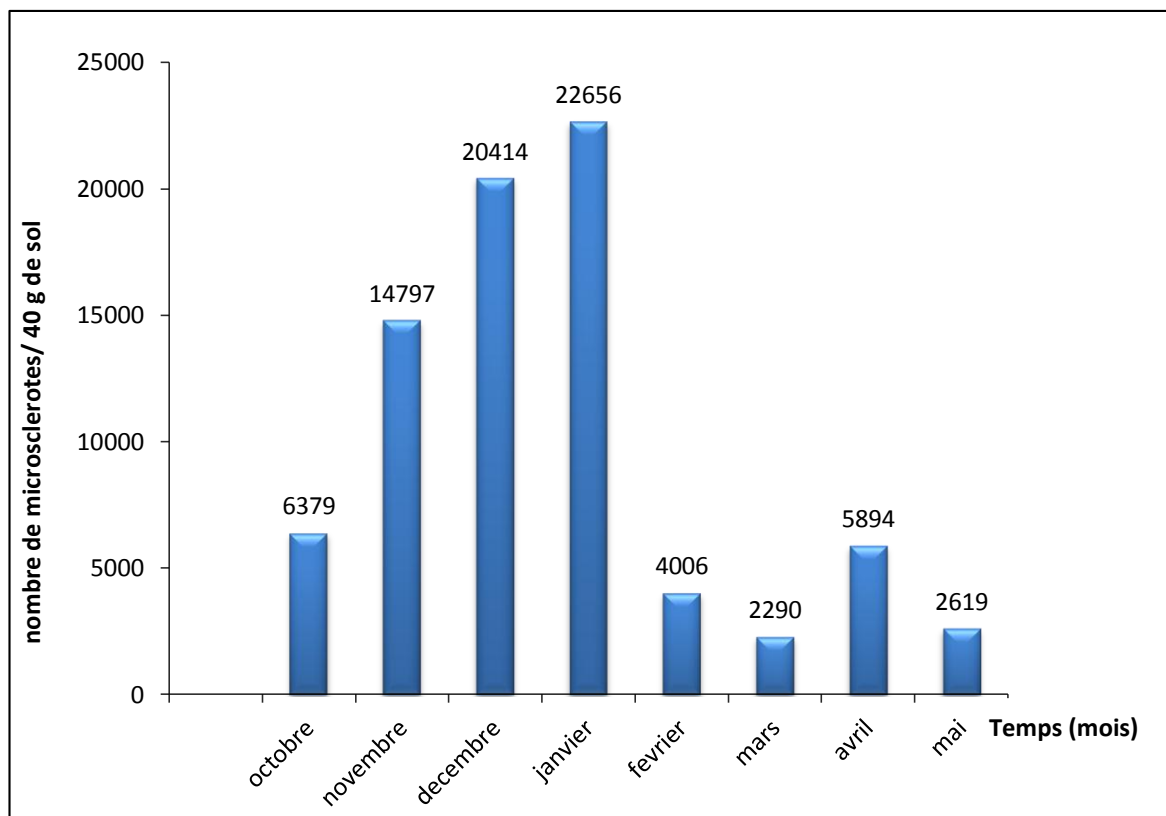


Figure 3.14 : Evaluation quantitatives saisonnière des populations *V. dahliae* (microsclérotés) dans le sol d'El Esmam.

Tableau 3.4 : Répartition du nombre total de microsclérotés en fonction des mois et des classes granulométriques.

classe granulométrique (µm)	Mois							
	Octobre	Novembre	Décembre	janvier	Février	Mars	Avril	Mai
500/1000	363	130	172	200	239	88	170	103
200/500	395	219	612	675	514	139	436	163
100/200	2050	1243	1110	1379	1345	322	500	838
50/100	3571	13205	14520	20402	1908	1741	4788	1515
Total	6379 (159)*	14797 (370)*	20414 (510)*	22656 (566)*	4006 (100)*	2290 (57)*	5894 (147)*	2619 (65)*

* : Estimation théorique du nombre de microsclérotés/g de sol.

3.5.3 Discussion

Les résultats de l'analyse quantitative des microsclérotés sont plus au moins indicateurs d'une manière approximative du taux de microsclérotés de *V. dahliae* dans le sol. Il est difficile d'estimer avec précision le taux de germes du pathogène vu les problèmes de sous-estimation des populations à la suite de la germination des microsclérotés après leur mise en culture dans le milieu. Asworth et al [113] signalent que le nombre de colonies observées dans un sol après broyage, dépend de la préparation de l'échantillon du sol, nous avons effectivement réalisé le tamisage à sec après broyage de l'échantillon du sol, ce qui a permis de faire éclater les agrégats de sol qui renfermaient les particules de microsclérotés, ainsi que leur division en plusieurs unités. Globalement, les microsclérotés se localisent dans les fractions granulométriques de 50 à 100 µm, ce qui est corrélatif à leurs dimensions qui sont inférieurs à 100 µm.

Le nombre de germes total de *V. dahliae* dans le sol d'El Esmam est nettement supérieur à celui de Haizer, ceci peut expliquer le taux d'infestation élevé observé sur les oliviers d'El Esmam en le comparant avec celui de Haizer; toutefois dans le cas d'une extrapolation de ces résultats à l'échelle de grenades quantités de sol, nous constatons que dans les deux sols analysés, les populations du pathogènes sont élevées et constituent un réservoir d'inoculum primaire important.

Les résultats de l'étude de la dynamique saisonnière des microsclérotés dans le sol confirment les résultats de l'analyse quantitative et démontrent qu'en effet, la répartition quantitative évolue progressivement avec la diminution de la fraction granulométrique. Cependant, notre travail de l'étude de la dynamique saisonnière des populations de microsclérotés de *Verticillium dahliae* dans le sol d'El Esmam reste ponctuel et ne permet pas d'estimer les variations du nombre total de germes au cours d'un cycle saisonnier, en relation avec des modifications d'ordre climatiques ou écologiques.

Dans notre étude, le maximum du nombre de microsclérotés dans le sol, correspondant à l'hiver, est attribuable au froid tandis qu'au début du printemps (fin Février) nous avons observé une variation marquée qui peut avoir comme origine, la germination des microsclérotés due essentiellement aux facteurs de

l'environnement, comme la température et surtout les exsudats racinaires qui engendrent une source nutritive pour les champignons telluriques. Il faut tenir compte du fait que durant cette période l'olivier est en pleine activité physiologique. Ce qui peut expliquer une éventuelle relation entre les stades physiologique intenses de l'olivier et l'activité du champignon au printemps, notamment en mois de mai. D'une manière générale, les variations saisonnières des densités de microsclérotés de *V. dahliae* sont le reflet des effets combinés de nombreux facteurs de l'environnement, dont les plus importants sont la température et les apports de substrats énergétiques par les organismes producteurs notamment les végétaux (exsudats racinaires).

L'évolution des populations de *V. dahliae* dans le sol d'El Esnam se fait essentiellement dans la fraction granulométrique comprise entre [50-100], ce qui confirme d'une part l'abondance des microsclérotés dans la fraction granulométrique inférieures à 100 μm et d'autre part le suivi de l'évolution du champignon peut s'effectuer uniquement dans cette fraction.

Après l'étude de l'évolution des populations de *V. dahliae* dans le sol et la connaissance des époques où la germination de ce dernier est possible, nous pouvons tirer profit de ce travail en envisageons des interventions dont l'action réside dans l'inhibition de la germination en respectant l'époque où le potentiel infectieux est important.

Les époques appropriées aux interventions sont ; l'automne (octobre-novembre) et le printemps (fin février- jusqu'à fin avril). Durant ces époques le nombre de microsclérotés est faible ce qui veut dire que leurs pouvoir germinatif est élevé donc les interventions tenteront d'inhiber la germination et éventuellement stopper le cycle infectieux.

CONCLUSION GENERALE

La verticilliose de l'olivier est considérée comme une maladie très grave pouvant provoquer le dépérissement total de l'arbre. Les pertes occasionnées par cette affection sont considérables sur le plan socio-économique.

Au même titre que les travaux précédents [6, 7, 8, 9] de Benchabane (1990), Alia (1991), Abderrahmani (1992), et Benadjal (2007), notre étude à travers les prospections effectuées dans les différentes oliveraies de Bouira (Kabylie), a permis l'observation de symptômes typiques et la localisation des foyers de verticilliose. Les arbres touchés présentent une vigueur faible et une frondaison moindre par rapport aux arbres sains. Le taux d'infection moyen enregistré dans les 11 vergers atteints sur les 35 prospectés est de 9 %, le maximum est de 24 % observé dans un site au niveau de la localité d'El Esmam, qui est la région la plus touchée par la maladie. Le minimum d'infection (3 %) a été enregistré à Haizer. Toutefois, même les taux d'infection les plus faibles peuvent constituer un danger permanent pour l'avenir de ces oliveraies, dans la mesure où ils constituent une source d'inoculum de grande importance pour la propagation et le développement de cette maladie.

L'agent causal; *Verticillium dahliae* a été isolé au laboratoire, confirmant la causalité, surtout avec la présence des symptômes typiques de la verticilliose de l'olivier. Après l'analyse de l'influence de certains facteurs sur la maladie, nous pouvons conclure que : les attaques de verticilliose peuvent bien avoir lieu dans les vieux vergers (plus de 50 ans), notamment avec la variété Chemlal. Cette variété a été déjà décrite comme sensible à la verticilliose [8]. La conduite culturale (fertilisation, irrigation et travail du sol) peut favoriser le développement de cette trachéomycose, transmise surtout au niveau du sol, via les racines.

L'analyse quantitative des microsclérotés dans le sol a révélé l'existence d'un nombre important de germes dans les échantillons de sols analysés, que ce soit dans le cas de Haizer ou dans le cas d'El Esmam. Le maximum de concentration en propagules est localisé dans la fraction granulométrique comprise entre 50 et 100 µm pour les sols des deux localités. Ce qui constitue une

source de contamination et de propagation d'une première importance de l'agent pathogène.

L'évolution des populations de microsclérotos de *Verticillium dahliae* dans le sol d'El Esmam présente deux minimums annuels ; l'un au printemps avec 65 microsclérotos/1g de sol au mois de Mai, l'autre en automne avec 159 microsclérotos/g de sol au mois d'Octobre, qui correspondent aux époques opportunes pour les interventions afin de stopper la germination de ces microsclérotos. Les valeurs maximales ont été observées en hiver, maximum au mois de Janvier avec 566 microsclérotos/g de sol, ce qui correspond à l'époque de survie du champignon. En outre, l'évolution des populations de microsclérotos de *V. dahliae* se réalise en parallèle avec les stades physiologiques de l'olivier ce qui laisse à dire qu'il peut y avoir une relation étroite entre l'évolution des populations du champignon tellurique avec les stades physiologiques intenses de l'olivier.

Enfin, pour développer la culture de l'olivier, cultivé dans la majorité des cas en monoculture et occupe des zones aux caractéristiques pédoclimatiques déficientes, où les autres espèces arboricoles trouvent de grandes difficultés pour s'adapter et se développer, il faudrait élargir les études épidémiologiques et étiologiques sur cette maladie, dans le but de sauvegarder les oliveraies existantes et de freiner son extension aux jeunes vergers créés ces dernières années. Il est important de mener des investigations sur les rôles potentiels des cultures associées ou sous oliveraies, notamment les espèces hôtes de *V. dahliae*, telles que les cultures maraichères, céréalières et fourragères. Comme il devient évident d'orienter les études sur des aspects biologiques et génétiques pour une meilleure caractérisation, selon les régions et les conditions culturales, des aspects pathogéniques (pouvoir pathogène) et les variabilités éventuelles des souches de ce pathogène polyphage.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. Vigouroux A (1975) *Verticillium dahliae*, agent d'un dépérissement de l'olivier en France. *Ann Phytopathologie* 7:37–44.
2. Barbé, L. 1983. La verticilliose de l'olivier. *Arboriculture fruitière*, 355 : 32-35.
3. Caballero JM, Pérez-Hernández J, Blanco-López MA, Jiménez-Díaz RM (1980) Olive, a new host of *Verticillium dahliae* in Spain. In: *Proc 5th Cong Medit Phytopath Union*. Patras, p 50.
4. Jiménez-Díaz, R.M. 1985. Maladies de l'olivier. *Olivae*, :24-28.
5. Tjamos EC (1993) Prospects and strategies in controlling *Verticillium* wilt of olive. *Bull OEPP/EPPO Bull* 23:505–512.
6. Benchabane, M. 1990. Observation des cas de verticilliose à Cap-Djinet et Sidi-Aich. Rapport de mission, ITAFV : 5 P.
7. Alia, A. 1991. La verticilliose dans les oliveries de la Kabylie : estimation du taux d'infection, caractérisation de l'agent causal et analyse quantitative des microsclérotés dans le sol. Mémoire d'ingénieur d'état. INES de Blida. 60 P.
8. Abderrahmani F. 1992 Etude du comportement variétal de l'olivier vis-à-vis du *Verticillium dahliae* et dynamique saisonnière des populations de microsclérotés dans la station oléicole de Cap Djinet. Mémoire d'ingénieur d'état. INES de Blida. 77 P.
9. Benadjel, N. 2007. Contribution à l'étude de la distribution de la verticilliose de l'olivier : caractérisation et essai de lutte par solarisation. Mémoire d'ingénieur d'état. Université Saad Dahlab de Blida. 59 P.
10. Bellahcene M, Fortas Z, Geiger JP, Matallah A, Henni D (2000) *Verticillium* wilt in olive in Algeria: geographical distribution and extent of the disease. *Olivae* 82:41–43.
11. Pegg GF, Brady BL (2002) *Verticillium* wilts. CAB International, Wallingford.
12. Zohary D, Spiegel-Roy P (1975) Beginnings of fruit growing in the old world. *Science* 187:319–327.
13. Caballero JM, del Río C (2008a) Métodos de multiplicación. In: Barranco D, Fernández-Escobar R, Rallo L (eds) *El cultivo del olivo*, 6th edn. Junta de Andalucía and Ediciones Mundi-Prensa, Madrid, pp 93–125.

14. Civantos L (2008). La olivicultura en el mundo y en España. In: Barranco D, Fernández-Escobar R, Rallo L (eds) El cultivo del olivo, 6th edn. Junta de Andalucía and Ediciones Mundi-Prensa, Madrid, pp 17–35.
15. www. fao. org. 2012.
16. Hammiche, V. 1995. Morphologie et systématique botanique. Collection de cours pharmacie. Département de pharmacie, INESSEM d'Alger, office des publications universitaires, 151-152.
17. Metzidakis, I. T ;Voyiatzis, D.G. 1997. Proceeding of the third international symposium on olive growing : Volume 1. Acta Horticulture n° 474, Crete, Chania & Greece.
18. Rebour, H. 2005. Situation actuelle de l'oléiculture en Algérie. Série économique n°46 : 6 pages.
19. www. coi. Org/2005.
20. Moussouni A., 2009. «L'oléiculture: Technologie et développement», Filaha Innove, N. 4. pp. 8-9.
21. LOUSSERT R. et BROUSSE C., 1978 – L'olivier, Techniques culturales et productions méditerranéennes, Edit, C.P, Maisonneuve et Larousse, Paris, 437p.
22. Ruggieri G (1946) Una nuova malattia dell'olivo. L'Italia Agricola 83:369–372.
23. Thanassouloupoulos CC, Biris DA, Tjamos EC (1979) Survey of Verticillium wilt of olive trees in Greece. Plant Dis Rep 63:936–940.
24. Blanco-López MA, Jiménez-Díaz RM, Caballero JM (1984) Symptomatology, incidence and distribution of Verticillium wilt of olive trees in Andalucía. Phytopathol Mediterr 23:1–8.
25. Sánchez-Hernández ME, Ruiz-Dávila A, Pérez de Algaba A, Blanco-López MA, Trapero-Casas A (1998) Occurrence and aetiology of death of young olive trees in southern Spain. Eur J Plant Pathol 104:347–357.
26. Jiménez-Díaz RM, Trapero-Casas JL, Boned J, Landa del Castillo BB, Navas-Cortés JA (2009) Avances en el control biológico de la verticilosis del olivo. Vida Rural 296:50–58 .
27. Rodríguez E, García-Garrido JM, García PA, Campos M (2009a) Large-scale epidemiological study and spatial patterns of Verticillium wilt in olive orchards in southern Spain. Crop Prot 28:46–52.

28. Al-Ahmad MA, Mosli MN (1993) Verticillium wilt of olive in Syria. Bull OEPP/EPPO Bull 23:521–529.
29. Serrhini MN, Zeroual A (1995) Verticillium wilt in Morocco. Olivae 58:58–61.
30. Nigro F, Gallone P, Romanazzi G, Schena L, Ippolito A, Salerno MG (2005) Incidence of Verticillium wilt on olive in Apulia and genetic diversity of Verticillium dahliae isolates from infected trees. J Plant Pathol 87:13–23.
31. Dervis S, Mercado-Blanco J, Erten L, Valverde-Corredor A, Pérez-Artés E (2010) Verticillium wilt of olive in Turkey: a survey on disease importance, pathogen diversity and susceptibility of relevant olive cultivars. Eur J Plant Pathol 127:287–30.
32. Sergeeva V, Spooner-Hart R (2009) Olives diseases and disorders in Australia. 4th European Meeting of the IOBC working Group Integrated Protection of Olive Crops, Book of Abstracts, Córdoba, Spain, p 30.
33. Pérez BA, Oriolani EJ, Otero ML, Roca MME, Becerra V, Brancher N, Matías CA, Ladux JL, Arias F, Funes C (2010) Sanitary status of olive (*Olea europaea*) in Argentina. 28th International Horticultural Congress (ISHS). Book of Abstracts (volume II, Symposia. Lisbon, Portugal, pp 369.
34. Jiménez-Díaz RM, Tjamos EC, Cirulli M (1998) Verticillium wilt of major tree hosts. Olive. In: Hiemstra JA, Harris DC (eds) A compendium of Verticillium wilts in tree species. Ponsen and Looijen, Wageningen, pp 13–16.
35. Rodríguez-Jurado D, Blanco-López MA, Rapoport H, Jiménez-Díaz RM (1993) Present status of Verticillium wilt of olive in Andalucía (southern Spain). Bull OEPP/EPPO Bull 23:513–516.
36. López-Escudero FJ, Blanco-López MA (2001) Effect of a single or double soil solarization to control Verticillium wilt in established olive orchards in Spain. Plant Dis 85:489–496.
37. Tjamos EC, Biris DA, Paplomatas EJ (1991) Recovery of olive trees from Verticillium wilt after individual application of soil solarisation in established olive orchards. Plant Dis 75:557–562.
38. Klebahn H (1913) Beiträge zur Kenntnis der Fungi Imperfecti I. Eine Verticillium-Krankheit auf Dahliaen. Mycologisches Zentralblatt 3:49–66.
39. Barbara DJ, Clewes E (2003) Plant pathogenic Verticillium species: how many of them are there? Mol Plant Pathol 4:297–305.

40. Fradin EF, Thomma BPHJ (2006) Physiology and molecular aspects of Verticillium wilt diseases caused by *V. dahliae* and *V. albo-atrum*. *Mol Plant Pathol* 7:71–86.
41. Klosterman SJ, Atallah ZK, Vallad GE, (2009) Diversity, pathogenicity and management of Verticillium species. *Annu Rev Phytopathol* 47:39–62.
42. López-Escudero FJ, Martos-Moreno C, Blanco-López MA (2003) Análisis y significado epidemiológico de la población de *Verticillium dahliae* en el suelo. Servicio de publicaciones de la Universidad de Córdoba.
43. Civantos, L. 1999. Control des parasites et des maladies de l'olivier. (eds.). Conseil oléicole international, Madrid, Espagne, 207 P.
44. Rafael, M ; Jiminez, D 1997. Importancia y perspectivas de control de la verticiliosis del olivar. *Phytoma Espana*. N°88 : 14-24.
45. Blancard, D ; Lot, H and Maisonneuve, B. 2003. Maladies des salades : identifier, connaitre et maitriser. Institut national de la recherche agronomique. Paris : 267-271
46. Krikun, J ; Bernier, C. 1990. Morphology of microsclerotia of *Verticillium dahliae* in roots of gramineous plants. *Can. J. plant pathol.* 12 :439-441.
47. Lahlou, H. 1974. Etude des caractéristiques morphologiques et biologiques de champignons parasites du genre *Verticillium*. Leurs valeurs taxonomiques pour identifier les souches isolées au Maroc. *Awamia*, 50 :1-88.
48. Hiemstra JA, Harris DC (eds) (1998) A compendium of Verticillium wilts in tree species. Ponsen & Looijen, Wageningen. The Netherlands.
49. Thanassoulopoulos CC, Biris DA, Tjamos EC (1981) Weed host as inoculum source of Verticillium in olive orchards. *Phytopathol Mediterr* 20:164–168.
50. Vargas-Machuca R, Martin C, Galindez W (1987) Recovery of *Verticillium dahliae* from weed plants in farmers' fields in Peru. *Plant Dis* 71:756–758.
51. Yildiz A, Doğan MN, Boz Ö, Benlioğlu S (2009) Weed host of *Verticillium dahliae* in cotton fields and characterization of *V. dahliae* isolates from weeds. *Phytoparasitica* 37:171–178.
52. Wilhelm S (1955) Longevity of the Verticillium wilt fungus in the laboratory and field. *Phytopathology* 45:180–181.

53. Schnathorst WC (1981) Life cycle and epidemiology of *Verticillium*. In: Mace ME, Bell AA, Beckman CH (eds) Fungal wilt diseases of plants. Academic, New York, pp 81–111.
54. Green RJ Jr (1969) Survival and inoculum potential of conidia and microsclerotia of *Verticillium albo-atrum* in soil. *Phytopathology* 59:874–876.
55. Schreiber LR, Green RJ Jr (1962) Comparative survival of mycelium, conidia, and microsclerotia of *Verticillium albo-atrum* in mineral soil. *Phytopathology* 52:288–289.
56. Wilhelm S, Taylor JB (1965) Control of *Verticillium* wilt of olive through natural recovery and resistance. *Phytopathology* 55:310–316.
57. Tjamos EC, Botseas D (1987) Occurrence of *Verticillium dahliae* in leaves of *Verticillium*-wilted olive trees. *Can J Plant Pathol* 9:86.
58. Tjamos EC, Tsougriani H (1990) Formation of *Verticillium dahliae* microsclerotia in partially disintegrated leaves of *Verticillium* affected olive trees. 5th Int *Verticillium* Symposium, Book of Abstracts, Leningrad, Soviet Union, p 20.
59. Navas-Cortés JA, Landa BB, Mercado-Blanco J, Trapero-Casas JL, Rodríguez-Jurado D, Jiménez-Díaz RM (2008) Spatiotemporal analysis of spreads of infections by *Verticillium dahliae* pathotypes within a high tree-density olive orchard in Southern Spain. *Phytopathology* 98:167–180.
60. López-Escudero FJ, Blanco-López MA (2005c) Isolation and morphologic characterization of microsclerotia of *Verticillium dahliae* isolate from soil. *Biotechnology* 4:296–304.
61. Bejarano-Alcázar J, Blanco-López MA, Melero-Vara JM, Jiménez-Díaz RM (1996) Etiology, importance, and distribution of *Verticillium* wilt of cotton in southern Spain. *Plant Dis* 80:1233–1238.
62. Schnathorst WC, Sibbett GS (1971a) T-1 *Verticillium* strain: major factor in cotton and olive wilt. *Calif Agric* 25:3–5.
63. Birem F, Alcántara E, Blanco-López MA, López-Escudero FJ (2009) Physiological differences expressed by susceptible and resistant olive cultivars inoculated with *Verticillium dahliae*. 10th International *Verticillium* Symposium, Book of Abstracts, Corfu Island, Hellas, p 71.

64. López-Escudero FJ, del Río C, Caballero JM, Blanco-López MA (2004) Evaluation of olive cultivars for resistance to *Verticillium dahliae*. Eur J Plant Pathol 110:79–85.
65. López-Escudero FJ, Blanco-López MA, del Río RC, Caballero Reig JM (2007a) Response of olive cultivars to stem puncture inoculation with a defoliating pathotype of *Verticillium dahliae*. HortScience 42:294–298.
66. Martos-Moreno C, López-Escudero FJ, Blanco-López MA (2006) Resistance of olive cultivars to the defoliating pathotype of *Verticillium dahliae*. HortScience 41:1313–1316.
67. McDonald BA, Linde C (2002) Pathogen population genetics, evolutionary potential, and durable resistance. Ann Rev Phytopathol 40:349–379.
68. Leslie JF (1993) Fungal vegetative compatibility. Annu Rev Phytopathol 31:127–150.
69. Korolev N, Katan T (1997) Improved medium for selecting nitrate nonutilizing (nit) mutants of *Verticillium dahliae*. Phytopathology 87:1067–1070.
70. Katan T (2000b) Vegetative compatibility in populations of *Verticillium*: an overview. In: Tjamos EC, Rowe R, Heale JB, Fravel DR (eds) Advances in *Verticillium*: research and disease management. Proc. 7th Int *Verticillium* Symp. The American Phytopathological Society, St. Paul, MN, pp 69–86.
71. Daayf F, Nicole M, Geiger J (1995) Differentiation of *Verticillium dahliae* populations on the basis of vegetative compatibility and pathogenicity on cotton. Eur J Plant Pathol 101:69–79.
72. Dobinson KF, Harrington MA, Omer M, Rowe RC (2000) Molecular characterization of vegetative compatibility group 4A and 4B isolates of *Verticillium dahliae* associated with potato early dying. Plant Dis 84:1241–1245.
73. Joaquim TR, Rowe RC (1991) Vegetative compatibility and virulence of strains of *Verticillium dahliae* from soil and potato plants. Phytopathology 81:552–558.
74. Strausbaugh CA (1993) Assessment of vegetative compatibility and virulence of *Verticillium dahliae* isolates from Idaho potatoes and tester strains. Phytopathology 83:1253–1258.
75. Bhat RG, Subbarao KV (1999) Host range specificity in *Verticillium dahliae*. Phytopathology 89:1218–1225.

76. Bhat RG, Smith RF, Koike ST, Wu BM, Subbarao KV (2003) Characterization of *Verticillium dahliae* isolates and wilt epidemics of pepper. *Plant Dis* 87:789–797.
77. Joaquim TR, Rowe RC (1990) Reassessment of vegetative compatibility relationships among strains of *Verticillium dahliae* using nitrate-non-utilizing mutants. *Phytopathology* 80:1160–1166.
78. Strausbaugh CA, Schroth MN, Weinhold AR, Hancock JG (1992) Assessment of vegetative compatibility of *Verticillium dahliae* tester strains and isolates from Californiapotatoes. *Phytopathology* 82:61–68.
79. Jiménez-Díaz RM, Mercado-Blanco J, Olivares-García C, Collado-Romero M, Bejarano-Alcázar J, Rodríguez- Jurado D, Giménez-Jaime A, García-Jiménez J, Armengol J (2006) Genetic and virulence diversity in *Verticillium dahliae* populations infecting artichoke in eastern-central Spain. *Phytopathology* 96:288–298.
80. Pérez-Artés E, García-Pedrajas MD, Bejarano-Alcázar J, Jiménez-Díaz RM (2000) Differentiation of cotton defoliating and nondefoliating pathotypes of *Verticillium dahliae* by RAPD and specific PCR analyses. *Eur J Plant Pathol* 106:507–517.
81. Cherrab M, Bennani A, Charest PM, Serrhini MN (2002) Pathogenicity and vegetative compatibility of *Verticillium dahliae* Kleb. isolates from olive in Morocco. *J Phytopathol* 150:703–709.
82. Tantaoui A, Lachqer K, Sedra MH (2002) Vegetative compatibility and pathogenicity of *Verticillium dahliae* isolates from olive (*Olea europea*). *Phytopathol Mediterr* 41:19–27.
83. Tsror L, Levin AG (2003) Vegetative compatibility and pathogenicity of *Verticillium dahliae* Kleb. isolates from olive in Israel. *J Phytopathol* 151:451–455.
84. Bellahcene M, Fortas Z, Fernandez D, Nicole M (2005b) Vegetative compatibility of *Verticillium dahliae* isolates from olive trees (*Olea europaea* L.) in Algeria. *Afr J Biotechnol* 4:963–967.
85. Sanei SJ, Okhovvat SM, Javan-Nikkhah M, Saremi H (2005) Vegetative compatibility and pathogenicity of *Verticillium dahliae* Kleb. isolates from olive in Iran. *Commun Agric Appl Biol Sci* 70:323–325.
86. Collado-Romero M, Mercado-Blanco J, Olivares-García C, Valverde-Corredor A, Jiménez-Díaz RM (2006) Molecular variability within and among *Verticillium dahliae* vegetative compatibility groups determined by

- fluorescent amplified fragment length polymorphism and polymerase chain reaction markers. *Phytopathology* 96:485–495.
87. Dervis S, Erten L, Soylu S, Tok FM, Kurt S, Yildiz M, Soylu EM (2007) Vegetative compatibility groups in *Verticillium dahliae* isolates from olive in western Turkey. *Eur J Plant Pathol* 119:437–447.
88. Ligoxigakis EK, Vakalounakis DJ, Thanassouloupoulos CC (2002) Weed hosts of *Verticillium dahliae* in Crete: susceptibility, symptomatology and significance. *Phytoparasitica* 30:511–518.
89. Uremis I (2005) Determination of weed species and their frequency and density in olive groves in Hatay province of Turkey. *Pak J Biol Sci* 8:164–167.
90. Benson DM, Ashworth LJ Jr (1976) Survival of *Verticillium albo-atrum* on nonsuscept roots and residues in field soil. *Phytopathology* 66:883–887.
91. Levy J, Isaac I (1976) Colonization of host tissue of varying resistance to *Verticillium dahliae*. *Trans Br Mycol Soc*.
92. Toit LJ, Derie ML, Hernandez-Perez P (2005) *Verticillium* wilt in spinach seed production. *Plant Dis* 89:4–11.
93. Vallad GE, Bhat RG, Koike ST, Ryder EJ, Subbarao KV (2005) Weed-borne reservoirs and seed transmission of *Verticillium dahliae* in lettuce. *Plant Dis* 89:317–324.
94. Karajeh MR (2006) Seed transmission of *Verticillium dahliae* in olive as detected by a highly sensitive nested PCR-based assay. *Phytopathol Mediterr* 45:15–23.
95. Easton GD, Nagle ME, Bailey DL (1969) A method of estimating *Verticillium albo-atrum* propagules in field soil and irrigation water. *Phytopathology* 59:1171–1172.
96. Rodríguez E, García-Garrido JM, García PA, Campos M (2008) Agricultural factors affecting *Verticillium* wilt in olive orchards in Spain. *Eur J Plant Pathol* 122:287–295.
97. Huber DM, Thompson IA (2007) Nitrogen and plant disease. In: Datnoff LE, Wade HE, Huber DM (eds) *Mineral nutrition and plant disease*. APS, St. Paul, 278 pp.

98. Datnoff LE, Rodrigues FA, Seebold KW (2007) Silicon and plant disease. In: Datnoff LE, Wade HE, Huber DM (eds) Mineral nutrition and plant disease. The American Phytopathological Society, St. Paul.
99. El-Zik KM (1985) Integrated control of *Verticillium* wilt of cotton. *Plant Dis* 69:1025–1032.
100. López-Escudero FJ, Roca LF, Trapero A, Blanco-López MA (2009c) An outbreak of *Verticillium* wilt in hedgerow olive orchards in Andalucía (Southern Spain). 4th European Meeting of the IOBC Working Group Integrated Protection of Olive Crops. Book of Abstracts, Córdoba, Spain, p 101
101. Garber RH, Presley JT (1971) Relation of air temperature to development of *Verticillium* wilt on cotton in the field. *Phytopathology* 61:204–207.
102. Lazarovits G, Conn K, Tenuta M (2000) Control of *Verticillium dahliae* with soil amendments: efficacy and mode of action. In: Tjamos EC, Rowe RC, Heale JB, Fravel DR (eds) Advances in *Verticillium* research and disease management. APS, St. Paul, pp 274–291.
103. Goicoechea N (2009) To what extent are soil amendments useful to control *Verticillium* wilt? *Pest Manag Sci* 65:831–839.
104. Sánchez-Hernández ME, Ruiz-Dávila A, Pérez de Algaba A, Blanco-López MA, Trapero-Casas A (1998) Occurrence and aetiology of death of young olive trees in southern Spain. *Eur J Plant Pathol* 104:347–357p.
105. Sánchez-Alcalá I (2005) Evaluación de la eficacia de sustancias fungicidas para el control de la verticilosis del olivo y de la podredumbre radicular del olivo. Trabajo Profesional Fin de Carrera University of Córdoba, Spain, 211p.
106. Corbaz, R. 1990. Principes de phytopathologie et de lutte contre les maladies des plantes. Presses polytechniques et universitaires romandes : 103-286.
107. Mesturino, L. 1990. Possible hosts of *Verticillium dahliae* Kleb. *Revista dispatologia vegetal*, 26 : 2-3.
108. Erwin, D. C ; Buchenauer, H. 1971. The challenge and possibilities, for control of *Verticillium* wilt by application of systemic chemical. *Proceedings of the first international Verticillium symposium wye, college* : 12-21 p.
109. Trapero A, Blanco-López MA (2008) Enfermedades. In: Barranco D, Fernández-Escobar R, Rallo L (eds) *El Plant Soil* (2011) 344:1–50 49 cultivo

de olivo. Coedición Junta de Andalucía/Mundi- Prensa, Madrid, pp 595–656 (in Spanish)

110. Barnett, H. L, Barry Hunter, B. 1972. Illustrated genera of imperfectai fungi. Third Eddition. Burgess Publishing Company. 239 P.
111. Comporota, P. Rpuxel, F. 1977. Intérêt du broyage et du tamisage à sec dans la technique d'isolement du *Verticillium dahliae* à partir du sol. Ann. Phytoparhol. 9 (1) : 77-81.
112. Menzies, J.D., Griebel, G.E. 1967. Survival end saprophytic growth of *Verticillium dahliae* in incorpored soil. Phytopathology. 57 : 703-709.
113. Asworth, L. Jr., Harper, D.M. and Anodris, H.L. 1974. Tha influence of air dry upon apparent inoculum density and propagule size of *verticillium albo-atrum*. Phytopathology. 64 : 629-632.

ANNEXE 1

Les superficies oléicoles durant l'année 2012 (Source: F.A.O., 2012)

pays	Surfaces cultivés (ha)	Pourcentage (%)
Espagne	2, 427,500	23,79
Italie	1, 125,382	11,03
Grèce	934,400	09,15
Turquie	805,500	07,89
Tunisie	1, 800,000	17,64
Maroc	968,123	09,49
Egypte	55,000	0,53
Algérie	328,884	03,22
Portugal	345,700	03,38
France	17,055	0,16
Monde	10, 201,495.00	–

ANNEXE 2

La production oléicole par pays en 2012 (Source: F.A.O., 2012)

pays	Production d'olives (tonne)	%
Espagne	3, 626,600	22,22
Italie	3, 017,537	18,49
Grèce	2, 080,800	12,75
Turquie	1, 820,000	11,15
Tunisie	963,000	5,90
Maroc	1, 315,794	8,06
Egypte	465,000	2,84
Algérie	393,840	2,41
Portugal	389,900	2,38
France	27,969	0,17
Monde	16, 317,089	—

Annexe 3

Tableau 2.1 : Les températures moyennes de la période 1997-2007.

Mois	Jan	Fév.	Mars	Avril	Mai	Juin	Juil.	Aout	Sep	Oct.	Nov.	Déc.
Températures (°C)	7.84	8.52	10.41	14.15	19.52	24.93	28.06	27.42	22.71	1.37	12.45	8.58
Précipitations (mm)	56.5	52.5	41.78	47.77	50.15	5.93	4.17	12.65	39.37	42.61	49.1	66.25

Source : station météorologique d'Ain Bessam

Milieu Menzies et Griehl (1967)

Mettre 1 kg de sol de jardin dans 1 litre d'eau courante, porter à ébullition pendant 30 minutes. Après décantation et filtration, prendre 25 ml de la solution se sol et ajouter :

- KH_2PO_4 1.5 gr.
- K_2HPO_4 4.0 gr.
- Agar 15 gr.

Ajuster à PH= 7, autoclaver durant 20 mn à 120°C et après autoclavage ajouter :

- 1.5 ml d'hypochlorite de Sodium (NaOCl).
- 0.5 ml de Streptomycine à 5%
- 0.5 ml Oxytetracycline à 5%

Annexe 4

Évaluation des populations des microscélérotés de *Verticillium dahliae* dans le sol d'El Esnam en fonction des classes granulométriques du mois d'Octobre.

Numéro Des boites													% de germes dans chaque fraction	SCE	(a)
Classe granulo- métrique (µm)	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	ΣX_i	X			
500/1000	20	7	28	27	54	22	65	60	50	30	363	36.3	5.09	3398.66	36.3+/- 13.9
200/500	31	21	35	55	50	65	22	29	40	47	395	39.5	6.19	1908.5	39.5+/- 10.41
100/200	68	136	88	134	164	222	294	290	315	339	2050	205	32.13	72539.9	205+/- 74.35
50/100	493	610	171	182	1228	124	119	175	49	420	3571	357.1	55.98	1149256.8	357.1+/- 296.06
TOTAL	612	774	322	398	1496	433	500	554	454	836	6379	637.9	100	-	-

X= Moyenne des dix boites

a = Nombre de germes au risque $\alpha= 5\%$

SEC= Somme des carrés des écarts ($t_{1-\alpha/2}= 2.262$)

$$(a) = X \pm t_{1-\alpha/2} \sqrt{\frac{SEC}{N(N-1)}}$$

n= Nombre de boite = 10

Annexe 5

Évaluation des populations des microsclérotés de *Verticillium dahliae* dans le sol d'El Esnam en fonction des classes granulométriques du mois de Novembre.

<div style="display: flex; justify-content: space-between;"> Numéro Des boites Classe granulo- métrique (µm) </div>	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	ΣX_i	X	% de germes dans chaque fraction	SCE	(a)
500/1000	13	7	8	18	8	5	19	16	20	16	130	13	0.87	278	13+/-3.97
200/500	36	23	30	13	17	11	10	21	25	33	219	21.9	1.48	762.9	21.9+/- 6.58
100/200	240	162	128	168	103	111	107	57	91	86	1243	124.3	8.40	24792.1	124.3+/- 37.54
50/100	570	970	1089	1162	4429	689	888	1067	1397	944	13205	1320.5	89.24	1122530.1	1320.5+/- 798.85
TOTAL	859	1162	1245	1361	4557	816	1024	1161	1533	1079	14797	1479.7	100	—	—

Annexe 6

Évaluation des populations des microsclérotés de *Verticillium dahliae* dans le sol d'El Esnam en fonction des classes granulométriques du mois de Décembre

<div style="display: flex; justify-content: space-between;"> Numéro Des boîtes Classe granulo- métrique (µm) </div>	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	ΣX_i	X	% de germes dans chaque fraction	SCE	(a)
500/1000	15	24	18	27	15	11	15	26	11	10	172	17.2	0.84	363.6	17.2+/- 4.54
200/500	100	70	55	25	90	69	50	40	38	75	612	61.2	2.99	5125.6	61.2+/- 17.07
100/200	50	45	70	120	160	205	100	120	145	95	1110	111	5.43	22690	111+/-35.91
50/100	4850	8000	1100	850	930	780	667	320	245	778	14520	1852	90.72	57841858	1852+/- 813.4
TOTAL	5015	8139	1243	1022	1195	1065	832	506	439	958	20414	2041.4	100	—	—

Annexe 7

Évaluation des populations des microscélérotés de *Verticillium dahliae* dans le sol d'El Esnam en fonction des classes granulométriques du mois de Janvier.

Numéro Des boites Classe granulo- métrique (µm)	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	ΣX_i	X	% de germes dans chaque fraction	SCE	(a)
500/1000	18	25	19	30	17	12	16	30	18	15	200	20	0.88	348	20+/-4.44
200/500	120	80	60	30	85	70	68	51	29	82	675	67.5	2.97	6652.5	67.5+/-19.44
100/200	66	58	60	105	180	175	170	150	200	215	1379	137.9	6.08	32830.9	137.9+/- 43.20
50/100	5000	8115	1502	1010	985	2020	895	525	440	910	20402	2040.2	90.05	56614143	2040+/- 1736.04
TOTAL	5204	8278	1641	1175	1267	1277	1149	756	687	1222	22656	2256.6	100	—	—

Annexe 8

Évaluation des populations des microsclérotés de *Verticillium dahliae* dans le sol d'El Esnam en fonction des classes granulométriques du mois de Février

Numéro Des boites													% de germes dans chaque fraction	SCE	(a)
Classe granulo- métrique (µm)	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	ΣX_i	X			
500/1000	47	31	33	27	22	20	17	16	11	15	239	23.9	5.96	1050.9	23.9+/-7.72
200/500	101	58	75	72	58	57	35	24	17	17	514	51.4	12.83	6946.4	51.4+/-19.87
100/200	114	170	143	112	169	146	56	180	127	128	1345	134.5	33.57	11912.5	134.5+/-26.02
50/100	180	274	188	258	205	122	124	225	197	135	1908	190.8	47.62	25281.6	190.8+/-37.91
TOTAL	442	573	439	496	454	345	22	445	352	295	4006	400.6	100	—	—

Annexe 9

Évaluation des populations des microscélérotés de *Verticillium dahliae* dans le sol d'El Esnam en fonction des classes granulométriques du mois de Mars

Numéro Des boites													% de germes dans chaque fraction	SCE	(a)
Classe granulo- métrique (µm)	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	ΣX_i	X			
500/1000	13	18	19	3	0	8	11	10	9	7	88	8.8	3.84	223.6	8.8+/-3.56
200/500	15	13	21	18	8	14	10	12	7	21	139	13.9	6.06	220.9	13.9+/-3.54
100/200	18	24	25	26	27	31	42	53	48	28	322	32.2	14.06	1183.6	32.2+/-8.20
50/100	150	213	402	68	85	114	132	181	190	206	1741	174.1	76.02	79930.9	174.1+/-67.41
TOTAL	196	268	457	115	120	167	195	256	254	262	2290	229	100	—	—

Annexe 10

Évaluation des populations des microscélérotés de *Verticillium dahliae* dans le sol d'El Esnam en fonction des classes granulométriques du mois d'Avril

<div style="display: flex; justify-content: space-between;"> Numéro Des boîtes Classe granulo- métrique (µm) </div>	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	ΣX_i	X	% de germes dans chaque fraction	SCE	(a)
500/1000	15	21	10	25	22	20	14	12	16	15	170	17	0.28	206	17+/-3.42
200/500	24	53	52	39	42	38	42	45	50	51	436	43.6	7.99	498.4	43.6+/-5.32
100/200	32	52	34	48	61	58	55	53	55	52	500	50	8.98	836	50+/-6.98
50/100	100	250	385	425	502	1125	703	402	558	338	4788	478.8	81.27	708585.6	478.8+/-208.7
TOTAL	171	376	481	537	627	1241	814	512	679	456	5894	589.4	100	—	—

Annexe 11

Évaluation des populations des microsclérotés de *Verticillium dahliae* dans le sol d'El Esnam en fonction des classes granulométriques du mois de Mai

<div style="display: flex; justify-content: space-between;"> Numéro Des boîtes Classe granulo- métrique (µm) </div>	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	ΣX_i	X	% de germes dans chaque fraction	SCE	(a)
500/1000	5	8	3	11	12	19	4	14	20	7	103	10.3	3.9	324.1	10.3+/-4.29
200/500	15	19	35	18	12	21	9	11	10	13	163	16.3	6.22	534.1	16.3+/-5.51
100/200	39	65	71	85	102	42	82	112	205	305	838	83.8	31.99	22473.6	83.8+/-35.74
50/100	104	68	38	102	402	275	93	70	62	301	1515	151.5	57.84	142988.5	151.5+/-90.16
TOTAL	163	160	147	216	528	357	188	207	297	356	2619	261.9	100	—	—