

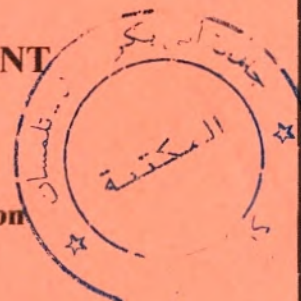
REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE ABOU BEKR BELKAID
FACULTE DES SCIENCES
DEPARTEMENT DE BIOLOGIE ET ENVIRONNEMENT

Laboratoires :

- Ecologie et gestion des écosystèmes naturels
- Valorisation des actions de l'homme pour la protection de l'environnement et application en santé publique



Mémoire en vue de l'obtention
du
Diplôme de Magister

OPTION:
ECOLOGIE ET BIOLOGIE DES POPULATIONS

**Réponses biochimiques, par les substances
phénoliques, des olives contre les attaques
parasitaires, bactériennes et fongiques.**

Présenté par : M^{elle} ILIAS FAIZA

Soutenu le Juin 2009 devant les membres du jury représenté par :

Présidente :	Mme ABDELLAOUI-HASSAINE KARIMA	Maitre de conférences
Promoteur :	Mme GAOUAR NASSIRA	Maitre de conférences
Co-promoteur :	Mme KHELIL NIHEL	Maitre de conférences
Examineur :	Mr ABDELWAHID DJAMEL	Maitre de conférences
Examineur :	Mr BEGHDED MOHAMMED CHOKRI	Chargé de cours

Année Universitaire : 2008-2009

Remerciements

Je remercie le bon Dieu de m'avoir accordé le courage de terminer ce travail.

Ce travail n'aurait pu être réalisé sans l'aide de différentes personnes. Je leur exprime ici ma plus profonde gratitude :

Je remercie **Mme Gaouar née Benyelles Nassira**, Maître de Conférence qui a bien voulu accepter la charge de diriger cette thèse ; sa rigueur, ses suggestions nombreuses et ses conseils éclairés m'ont été d'un précieux concours pour valoriser les résultats. Qu'elle trouve ici l'expression de mes remerciements les plus sincères pour tout le temps qu'elle m'a consacré (sa rigueur scientifique sans faille m'a remis de nombreuses fois dans le droit chemin).

Je remercie **Mme Khelil N**, Maître de conférences, pour avoir accepté de co-diriger ce travail.

Je suis très honoré que **Mme Abdellaoui-Hassaine K**, Maître de conférences, ait voulu accepter de présider mon jury et je l'en remercie pour ses conseils durant ma formation de Magister et son aide par le matériel.

Mes plus sincères remerciements pour **Mr Baghdad C** pour ses conseils qui m'ont été d'une très grande aide et pour avoir accepté d'être rapporteur de ce travail.

J'adresse toute ma gratitude et toute mon admiration envers **Mr Abdelwahed D**, qui a voulu examiner ce travail.

Mes remerciements à **Mr Gaouar A**, pour les analyses pédologiques du sol de notre verger.

Je tiens à remercier **Mr Tabeti**, Doyen de la faculté de science pour son aide par les produits chimiques

Je remercie également Mlle Kholkhal Wahiba, Magister en microbiologie et inscrite en 3^{ème} année Doctorat pour son aide et ses précieux conseils comme spécialiste en microbiologie, qui m'ont permis d'améliorer et de valoriser les résultats obtenus.

Je tiens à remercier **Mr Elhaci Imad**, Magister en biochimie, pour son aide et ses conseils durant la manipulation de cette thèse.

Mes plus vifs remerciements vont à **Mr Yazit** et **Mr Bouafia M**, Magisters en Physiologie pour ses aides et ses encouragements et qui ont contribué à une ambiance de travail tour à tour dynamique, enrichissante et joyeuse.

Je remercie les techniciens : **Mr Dahmani A, Mr Sliman et Mr Dib F** pour ses aides.

Je remercie **Mr Mimoune Hamid** responsable de bibliothèque pour son aide.

Je remercie **Mr Larbi** Magister en Microbiologie pour son aide et ses conseils.

Je remercie **Bensenouci**, Ingénieur en écologie animale, pour son aide.

J'exprime ici mes plus sincères remerciements à toutes les personnes qui au cours de cette thèse m'ont apporté leurs conseils et leurs aides de près ou de loin.

Dédicace

Je dédie ce modeste travail témoin à mes chers parents que dieu me les garde.

À mes frères Mohammed et Omar et à ma belle petite sœur Yasmine.

À toutes mes amies et mes amis.

Enfin à la promotion de Magister (2006-2007) avec plus de succès et à tous les Professeurs de l'université Abou Bekr Belkaid.

Résumé

Le présent travail a pour objectif d'évaluer l'infestation de *Bactrocera oleae* qui reste le ravageur le plus redoutable de l'olivier par les dégâts qu'il occasionne : augmentation du taux d'acidité et oxydation de la pulpe ; perte de rendement due à la chute prématurée des fruits attaqués.

Dans les pays méditerranéens, elle transmet également des champignons provoquant la pourriture des fruits. Des maladies fongiques peuvent entraîner des pertes de récolte importantes ou le dépérissement des arbres.

Pour toutes ces raisons, nous avons jugé utile d'étudier les attaques du phytophage *Bactrocera oleae* et de la **microflore** pathogène qui lui est associée dans la région de Oudjlida (Tlemcen)

Nous avons identifié les différents 7 genres bactériens et 11 genres cryptogamiques présents dans nos échantillons puisque l'ensemble de ces germes entraîne des chutes de rendement considérables chez l'olivier et représente une menace pour l'oléiculture.

Par ailleurs, des travaux effectués sur d'autres plantes ont montré que les végétaux agressés par des insectes sécrètent des composés phénoliques qui jouent un rôle prépondérant dans la défense contre les agressions phytopathogènes ; par ce modeste travail nous avons vérifié que l'olivier utilise également ce moyen de résistance, de nature biochimique, pour lutter contre les attaques parasitaires, bactériennes et fongiques.

Mots-clés : *Olea europea* ; *Bactrocera oleae* ; bactéries ; champignons ; composés phénoliques.

Summary

This work aims to evaluate the infestation of *Bactrocera oleae* which remains the most frightening ravageur of the olive-tree by the damage that it causes: increase in the rate of acidity and oxidation of pulp; loss of output due to the premature fall of the attacked fruits. In the Mediterranean countries, it also transmits mushrooms causing the rot of the fruits.

Fungic diseases can involve important losses of harvest or the deterioration of the trees. For all these reasons, we considered it useful to study the attacks of phytophagous *Bactrocera oleae* and the pathogenic microflora which is associated to him in the area of Oudjlida.

We identified different the 7 bacterial kinds and 11 kinds cryptogamic present in our samples since the whole of these germs involves considerable falls of output at the olive-tree and represents a threat for oleiculture.

In addition, of the work carried out on other plants showed that the plants attacked by insects secrete phenolic compounds which play a dominating part in defence against the aggressions phytopathogenes; by this modest work we checked that the olive-tree also uses this means of resistance, of biochemical nature, to fight against the parasitic attacks, bacterial and fungic.

Key words: *Olea europea*; *Bactrocera oleae*; bacteria; mushrooms; phenolic compounds.

Table des matières

Introduction :	01
I. Etude bibliographique	
Présentation de la plante hôte	
I.1. Botanique :	03
I.1.1. Classification :	03
I.1.2. Description du végétal :	03
I.1.2.1. Système racinaire :	04
I.1.2.2. Le tronc :	04
I.1.2.3. Les fleurs :	04
I.1.2.4. Les feuilles :	05
I.1.2.5. Le fruit ou drupe :	05
I.1.2.6. Cycle végétatif :	06
I.2. Exigences de l'olivier :	06
I.2.1 Exigences climatiques	06
I.2.1.1 La température :	06
I.2.1.2. L'hygrométrie :	06
I.2.1.3. Les vents :	06
I.2.1.4. L'altitude :	06
I.2.2 Exigences pédologiques :	06
I.3. Les variétés de l'olivier en Algérie :	07
I.3.1. Variétés à huile :	07
I.3.2. Variétés de table :	07
I.3.3. Critères de qualité pour l'olive :	07
I.3.3.1. Pour les olives de table :	08
I.3.3.2. Pour les olives à huile :	08
I.4. Répartition de l'olivier :	08
I.4.1. L'oléiculture dans le monde :	08
I.4.2. L'oléiculture en Afrique du Nord:	10
I.4.2.1. L'oléiculture en Libye :	10
I.4.2.2. L'oléiculture au Maroc :	11
I.4.2.3. L'oléiculture en Tunisie:	11
I.4.2.4. L'oléiculture en Algérie :	12
I.4.2.5. L'oléiculture à Tlemcen :	12
I.5. Risques encourus par l'olivier :	14
I.5.1. Risques abiotiques:	14
I.5.1.1. Les accidents :	14
a. Le gel :	14
b. Brûlures par insolation :	14
c. Autres accidents météorologiques :	14
d. Asphyxie racinaire :	14
I.5.2. Risques biotiques :	14
I.5.2.1. La mouche de l'olive :	14
a. Position taxonomique :	15
b. Aire de répartition :	15
c. Différents stades du ravageur :	15
d. La ponte :	16
e. Le développement larvaire :	16

f. La pupaison :	16
g. Emergence des adultes :	17
h. Ecologie :	17
i. Répartition des infestations :	18
j. Importance des dégâts :	18
K. Estimation des dégâts :	19
l. Lutte contre <i>Bactrocera oleae</i> :	19
1.5.2.2. La teigne de l'olivier (<i>Prays oleae</i>) :	19
1.5.2.3. La cochenille noire (<i>Saissetia oleae</i>) :	20
1.5.2.4. Le neiroun ou scolyte de l'olivier :	21
1.5.2.5. Les autres ravageurs :	21
1.5.3. Les maladies fongiques et bactériennes :	21
1.5.3.1 Les maladies fongiques :	21
a. L'œil de paon :	21
b. La fumagine :	21
c. Le pourridié :	22
d. Anthracnose :	22
e. Cercosporiose :	23
f. La verticilliose :	23
1.5.3.2. Les maladies bactériennes :	24
a. La Tuberculose de l'olivier :	24
1.5.4. Les virus :	24
1.6. La protection intégrée des olives :	25
1.7. Les composés phénoliques :	26
1.7.1. Généralités :	26
1.7.2. Rôle des composés phénoliques :	26
1.7.3. Les polyphénols et la résistance des plantes :	27
1.7.4. Principaux composés phénoliques :	32
1.7.4.1. Les tanins :	32
a. Les tanins hydrolysables :	32
b. Les tanins condensés :	32
c. La toxicité des tanins :	33
1.7.4.2. Les alcaloïdes :	34
1.7.4.3. Les flavonoïdes :	36
a. Propriété des flavonoïdes :	37
b. Les flavonoïdes comme antioxydant :	37
II. Matériels et méthodes :	
II.1 Présentation de la zone d'étude :	38
II.1.1. Situation géographique de la wilaya de Tlemcen :	38
II.1.2. Les ressources hydriques :	38
II.1.3. Agriculture :	38
II.1.4. Description de la zone d'étude :	38
II.1.5. Le climat :	40
II.1.5.1. Les précipitations et les variations saisonnières :	40
II.1.5.2. Les températures :	42
II.1.5.3. Synthèse bioclimatique :	42
a- Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gausson (1953) :	43
b- Quotient pluviothermique et climagramme d'Emberger :	45
II.1.5.4. Les vents :	45

II.1.5.5. Pédologie :	45
II.2. Echantillonnage des oliviers :	45
II.2.1. Prélèvement des olives :	46
II.2.2. Estimation du taux d'infestations :	46
II.2.3. Analyses statistiques des données :	46
II.2.3.1. Analyse de variance à un critère de classification :	46
II.2.3.2. Corrélation et régression :	47
a. Coefficient de corrélation linéaire :	47
b. Droite de régression :	47
II.3. Etude microbiologique :	47
II.3.1. Echantillonnage :	47
II.3.2. Analyses mycologiques :	47
a. Isolement :	47
b. Identification :	48
II.3.3. Analyses bactériologiques :	49
a. Isolement :	49
1. Milieu d'isolement :	49
2. Ensemencement et incubation :	49
3. Conservation des souches :	49
b. Identification :	49
1. Caractères morphologiques :	49
2. Caractères biochimiques :	50
II.4. Etude des composés phénoliques :	50
II.4.1. Récolte et séchage :	50
II.4.2. Détermination de la teneur en eau :	50
II.4.3. Tests phytochimiques :	51
II.4.3.1. Les composés phénoliques :	53
a. Test pour les tanins :	53
b. Test pour les flavonoïdes :	53
c. Test pour les alcaloïdes :	53
II.4.3.2. Matériel et méthodes d'extraction :	53
a. Extraction au Soxhlet :	53
II.4.3.3. Extraction sélective :	54
a. Extraction des tanins :	54
b. Extraction des flavonoïdes :	54
c. Extraction des alcaloïdes :	54
II.4.4. Dosages des composés phénoliques :	55
II.4.4.1. Dosages des phénols totaux :	55
a. Extraction :	55
b. Dosage par la méthode de Folin Ciocalteu :	55
c. Expression des résultats :	56
II.4.4.2. Dosage des tanins :	56
a. Extraction des tanins par le polyvinyle polypyrrolidone (PVPP) :	56
b. Dosage indirect des tanins par la méthode de Folin Ciocalteu :	57
II.4.4.3. Dosage des flavonoïdes :	57
II.5. La chromatographie sur couche mince pour l'identification des composés phénoliques de l'olive :	58
III. Résultats et Discussion :	
III.1. Résultats :	61

III.1.1. Etude des attaques de <i>Bactrocera oleae</i> dans la station d'Oudjlida :	61
III.1.1.1. Etude de l'infestation :	61
a. Variation du nombre de piqûres selon la date :	61
b. Variation du nombre de trous de sortie selon la date :	62
c. Relation entre piqûres et trous de sortie :	63
III.1.2. Analyse mycologique :	63
III.1.3. Analyses bactériologiques :	70
III.1.4. Etude phytochimique :	74
III.1.4.1. Teneur en eau :	74
III.1.4.2. Tests phytochimiques :	74
III.1.4.3. Rendement massique :	75
III.1.4.4. Dosage des phénols totaux :	76
III.1.5. Dosage des tanins :	77
III.1.6. Dosage des flavonoïdes :	78
III.1.7. Chromatographie sur couche mince (C.C.M) :	78
III.2. Discussion :	80
III.2.1. Variation de l'infestation en fonction de certains facteurs écologiques :	80
III.2.2. Etude microbiologique :	82
III.2.2.1. La flore mycologique :	83
III.2.2.2. La flore bactérienne :	86
III.2.3. Étude pyhtochimique :	88
Conclusion :	92
Références bibliographiques	94
Liste des tableaux	
Listes des figures	
Annexes.	



INTRODUCTION

INTRODUCTION

Arbre de paix, d'espoir et d'abondance, l'olivier revêt un caractère sacré, quasiment mythique, il a été pendant très longtemps considéré comme la plante guide de la région méditerranéenne (Quezel et Santa., 1963).

L'olivier utilisé pour définir l'aire climatique méditerranéenne, est l'arbre emblématique de la Méditerranée. Il marque beaucoup les économies agraires traditionnelles et reste de première importance: 98% des oliviers mondiaux se concentrent sur 3 millions d'exploitations dans les pays méditerranéens.

En effet, l'olivier est la principale espèce fruitière cultivée en Méditerranée, cet arbre légendaire dépasse en longévité le chêne ; il est exposé à un complexe parasitaire très diversifié: ravageurs, oiseaux, maladies cryptogamiques et plantes parasites. L'ensemble des maladies de l'olivier entraîne des chutes de rendement considérables et représente une menace pour l'oléiculture.

Les maladies des plantes peuvent réduire la valeur économique et biologique de toutes les espèces. La plupart de ces maladies sont dues à des champignons, des bactéries, des virus, des nématodes et des protozoaires.

Le présent travail a pour objectif d'évaluer l'infestation de *Bactrocera oleae* qui reste le ravageur le plus redoutable de l'olivier par les dégâts qu'il occasionne : augmentation du taux d'acidité et oxydation de la pulpe ; perte de rendement due à la chute prématurée des fruits atteints (Mayet, 1898 ; Sylvestris, 1908 ; Balachowsky et Mesnil., 1935 ; Fletcher, 1987 ; Gaouar, 1996 ; Belhoucine, 2003...).

Dans les pays méditerranéens, elle transmet également des champignons provoquant la pourriture des fruits.

Parmi les pathogènes existants, certains peuvent avoir des conséquences graves et leur transmission par insectes et autres vecteurs rend leur contrôle difficile. Des maladies fongiques peuvent entraîner des pertes de récolte importantes ou le dépérissement des arbres.

Pour toutes ces raisons, nous avons jugé utile d'étudier les attaques du phytophage *Bactrocera oleae* et de la microflore pathogène qui lui est associée dans la région de Oudjlida (Tlemcen).

Nous avons identifié les différents genres bactériens et cryptogamiques présents dans nos échantillons puisque l'ensemble de ces germes entraîne des chutes de rendement considérables chez l'olivier et représente une menace pour l'oléiculture.

Par ailleurs, des travaux effectués sur d'autres plantes ont montré que les végétaux agressés par des insectes sécrètent des composés phénoliques qui jouent un rôle prépondérant dans la défense contre les agressions phytopathogènes Macheix et al., (2005) ; par ce modeste travail nous espérons vérifier si l'olivier utilise également ce moyen de résistance, de nature biochimique, pour lutter contre les attaques parasitaires, bactériennes et fongiques.

En effet, les composés phénoliques ont un rôle majeur dans l'interaction de la plante avec son environnement, ils peuvent être soumis à d'importantes fluctuations face aux agressions du milieu contrairement aux composés du métabolisme primaire.

De ce fait, les composés phénoliques ont une grande importance en écophysiologie, relations plantes-environnement ; la résistance à certains parasites peut être associée à la présence de composés phénoliques (phytoalexines) (Dietz, 2007).

INTRODUCTION

Des mécanismes très importants sont mis en place par la plante lors de phénomènes de résistance vis-à-vis du stress abiotique (stress thermique, hydrique,...) ou stress biotique engendrée par les pathogènes (**White et Elson-Harris., 1992**).

Notre travail est composé de trois chapitres :

-Le premier chapitre est une étude bibliographique exhaustive de l'olivier en tant que plante-hôte avec ses pathogènes et les différents moyens de lutte dont les composés phénoliques et leur rôle dans la défense de cette plante ;

-le second chapitre est consacré à la présentation de la zone d'étude avec le matériel et méthodes expérimentales et statistiques utilisés ;

-les résultats et leur discussion sont présentés dans le troisième chapitre ; qui est subdivisé en trois parties :

- **Une étude entomologique** : concernant les attaques de *Bactrocera oleae* et l'impact de la date d'observation, avec toutes les variations climatiques qui lui sont associées, sur le degré d'infestation ;
- **Une étude microbiologique** qui consiste à déterminer la microflore et la mycoflore totale de nos fruits, avec identification des genres pour en déduire les agents pathogènes responsables des maladies ;
- **une étude biochimique** qui détermine les différents composés phénoliques que comporte la pulpe des olives saines et infectées, leur nature et leur concentration.

Enfin, une conclusion générale, permettant de récapituler les plus importants résultats de notre travail et les perspectives à envisager.

**ETUDE
BIBLIOGRAPHIQUE**

Présentation de la plante hôte

La culture de l'olivier est l'une des plus anciennes de l'humanité, elle s'est diffusée dans l'ensemble du Bassin méditerranéen où sont concentrées 96% des plantations mondiales, dont l'Algérie qui est placée à la 9ème place, l'oléiculture fait vivre des milliers de familles.

L'olivier a une origine très ancienne, son apparition et sa culture remonteraient à la préhistoire. Les lieux d'origine seraient (selon la thèse la plus fréquemment retenue) la Syrie et l'Iran. De là, l'expansion de la culture oléicole se fit d'Est en Ouest et se répandit dans tout le Bassin méditerranéen (**Bec, 1999**). Mais les dernières recherches génétiques montrent que l'origine de l'olivier cultivé, n'est peut être pas orientale. Selon les résultats de recherches d'une équipe de l'INRA Montpellier cette origine pourrait être simultanée à l'Est et à l'Ouest du bassin méditerranéen.

L'olivier appartient à la famille des Oléacées, comme le jasmin, le frêne et le lilas... et au genre *Olea* qui comporte 30 espèces réparties dans le monde. *Olea europea* L. est l'unique espèce méditerranéenne ayant des fruits contenant de l'huile ; Il y a plus de 850 millions d'oliviers productifs dans le monde entier, qui occupent une surface d'environ 8514300 ha (**F.A.O. STAT, 2006**).

I.1 Botanique :

I.1.1 Classification :

D'après **Pagnol (1975)**, La position taxonomique de l'olivier est la suivante :

Embranchement	: Spermaphytes
Sous Embranchement	: Angiospermes
Classe	: Cotylédons
Sous Classe	: Gamopétales
Ordre	: Gentianales
Famille	: Oléacées
Genre	: <i>Olea</i>
Espèce	: <i>Olea europea</i>

I.1.2. Description du végétal :

Olea europea est ordinairement un arbre 3 à 5 m (**fig. 01**) parfois un arbrisseau de 1.5 à 2m (**Bonnier, 1990**). C'est un arbre pouvant atteindre 15 à 20 m de haut selon **Bec (1999)**. L'olivier se distingue des autres espèces fruitières par sa très grande longévité pouvant donner des arbres plusieurs fois centenaires. L'olivier est également réputé pour sa grande rusticité ; ses feuilles sont persistantes (durée de vie de l'ordre de trois ans) et opposées ; les fleurs sont en cymes ou grappes plus ou moins ramifiées à calice et corolle plus ou moins tubuleux ou nulles. Les étamines sont plus ou moins soudées au tube de la corolle, placées transversalement. L'ovaire a deux carpelles en général bi ovulées. Le fruit est une drupe ou baie (**Quezel et Santa., 1963**).

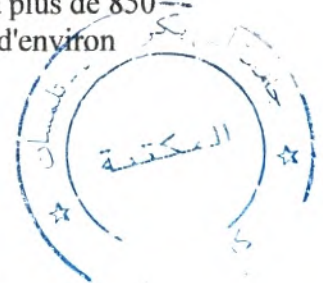




Figure 01 : arbre de l'olivier (https://tice.aix-mrs.iufm.fr/spip_test/IMG/jpg/Olivier-2.jpg)

Du bas vers le haut, l'arbre de l'olivier comprend les parties suivantes :

I.1.2.1. Système racinaire :

Il est puissant, fasciculé après sa solide implantation issue des nodosités qui se forment à la base du tronc, organisme jouant un rôle important pour la croissance de l'arbre. L'olivier adaptera son système racinaire à la profondeur du sol, suivant sa texture et sa structure et en fonction de l'eau (**Loussert et Brousse., 1978**).

Il s'enfonce à des profondeurs très grandes dans les sols légers, en surface dans les sols superficiels, formant une souche ligneuse importante, véritable accumulateur de réserves, assurant la résistance à la sécheresse de l'olivier.

I.1.2.2. Le tronc :

Elargi à la base, il prend une teinte gris foncé, presque noire. Sur les jeunes arbres, le tronc est circulaire et droit, en vieillissant il donne naissance à des cordes (**fig.02**) (**Bec, 1999**).

I.1.2.3. Les fleurs :

Discrètes, blanches et odorantes, elles sont réunies en grappes de 10 à 40 fleurs (**fig.03**). Cette inflorescence s'établit à l'aisselle des feuilles de l'année précédente.



Figure 02 : Tronc d'un olivier très vieux (<http://krapoarboricole.unblog.fr/files/2008/04/tronc4641x855.jpg>).



Figure 03: Fleurs (<http://pagesperso-orange.fr/scanice/images/Fleurs0308/Fleur%20d'olivier.jpg>).

I.1.2.6. Le bois :

Il est jaunâtre puis passe au brun très clair, résiste à la pourriture, et lorsque le haut de l'arbre est tué par les dommages mécaniques ou environnementaux extrêmes, se pose une nouvelle croissance de la racine système.

I.1.2.7. L'écorce :

Elle est très mince, percevant le moindre choc mécanique et sous le coup, se déchire facilement. L'épiderme devient épais, rude, crevassé et se détache en plaque.

I.1.2.8. Cycle végétatif :

Selon **Sans- Cortés et al., (2002)**, l'olivier passe par ces étapes :

- La période de repos hivernal s'étend de novembre à février.
- Le réveil printanier (mars-avril) se manifeste par l'apparition de nouvelles pousses terminales et début de gonflement des bourgeons ; ces bourgeons, bien différenciés, donneront soit du bois (jeune pousse) soit des fleurs (bourgeons non mixtes).
- La floraison a lieu en mai-juin.
- En juillet-août, l'endocarpe (noyau) se sclérifie (durcissement), les fruits grossissent pour atteindre leur taille normale en septembre-octobre. Suivant les variétés, la maturation est plus ou moins rapide.
- La récolte s'effectue de août à fin septembre pour les variétés précoces récoltées en vert, jusqu'en février pour les variétés tardives à huile.

I.2. Exigences de l'olivier :

I.2.1 Exigences climatiques :

L'olivier demande un climat méditerranéen avec un hiver pluvieux, un printemps court, un été chaud et sec et une période automnale longue (**Charlet, 1975**).

I.2.1.1. La température :

L'olivier craint le froid, les températures négatives peuvent lui être dangereuses, particulièrement au moment de la floraison; néanmoins, il supporte une température à -5°C, au repos végétatif, et gèle à -12°C. Son activité démarre au dessus de 10°C mais s'arrête à 35°C (**Baudet, 1996**).

I.2.1.2. L'hygrométrie :

L'olivier redoute des taux d'humidité de l'air élevés, ce qui interdit sa culture à proximité immédiate de la mer; une humidité excessive et permanente favorise le développement de certains parasites (**Loussert et Brousse., 1978**).

I.2.1.3. Les vents :

Peuvent provoquer la chute des fruits ainsi que la cassure des branches et lors de la floraison ils assurent une bonne pollinisation s'ils sont modérés.

I.2.1.4. L'altitude :

D'après **Loussert et Brousse., (1978)**, la culture de l'olivier à des altitudes de 900 à 1000m peut l'exposer au risque de gel ou de neige ; Il est préférable de ne pas dépasser les 800 m d'altitude en exposition sud et les 600 m en exposition nord.

I.2.2. Exigences pédologiques :

Le système racinaire ayant besoin d'un sol aérant non asphyxiant, l'olivier affiche une grande indifférence au niveau du pH du sol (**Bec, 1999**). L'olivier préfère les sols argilo-limoneux riches en alluvions de texture moyenne.

I.3. Les variétés de l'olivier en Algérie :

D'après les travaux de **Mendil et al., (2007) et Anonyme (2008)**, les variétés cultivées en Algérie représentent essentiellement des variétés à huile et après des variétés de table:

I.3.1 Variétés à huile :

-**Variété Chemlal** : Représente 40% des oliviers nationaux, cultivée essentiellement en grande Kabylie, le rendement en huile est de 18 % à 22 %.

-**Variété Limli** : cultivée sur les versants montagneux de la basse vallée de la Soummam, représente 8% du verger national, le rendement d'huile est de 20% à 24 %.

-**Variété Rougette et blanquette de Guelma** : ces deux variétés se trouvent en mélange dans l'Est du pays, un rendement de 18 % à 22 %.

-**Variété de Rougette de la Mitidja** : On la trouve dans la plaine et sur les piedmonts de l'Atlas, à faible altitude, rendement 18% à 20%.

-**Variété Azeradj** : Occupe 10% de la superficie oléicole nationale, se trouve à Kabylie, les fruits sont assez gros avec un rendement de 24 % à 28 %.

-**Ferkani** : Origine de Tébessa, le rendement en huile est très élevé de 28% à 32%.

-**Bouchouk** : Se trouve à la petite Kabylie, représente 5 % du verger oléicole algérien ; les fruits sont assez gros avec un rendement de 15 %.

I.3.2. Variétés de table :

-**La Sigoise** : ou olive de Tlemcen appelée aussi olive du Tell ou picholine marocaine, origine SIG (Mascara) elle est cultivée dans l'Ouest Algérien. Sa zone d'extension paraît s'arrêter à la Mitidja, elle représente 20% des oliviers ; le rendement d'huile varie entre 18 % et 22 %.

-**La Sévillane ou Gordal** : Originnaire d'Espagne, cette variété à très gros fruits, est cultivée essentiellement dans la plaine sublittoral oranaise.

Il existe d'autres variétés à huile et variétés de table mais avec un rendement plus faible comme : Akerma, Bouricha, Hamra, Mekki, Ronde de Miliana, Souidi...

Actuellement, les variétés les plus importantes par rapport aux superficies qu'elles occupent sont : Chemlal (40%), Sigoise (15%), Azeradj (08%) et Limli (05%).

Les variétés localisées au sud-est du pays (région de Khenchela considéré comme région semi aride) ont une résistance élevée à la sécheresse produisent des quantités importantes d'olive, avec une teneur en huile supérieur à la variété la plus dominante à savoir Chemlal (**Anonyme, 2008**).

I.3.3. Critères de qualité pour l'olive :

Les caractéristiques essentielles de qualité demandées aux olives dépendent de leur destination : olive de table ou huile d'olive.

I.3.3.1. Pour les olives de table :

- Poids et taille : le poids varie de 1 à 15 g. selon les variétés ;
- le contenu en sucre : il doit être toujours supérieur à 4% du poids de la pulpe ;
- le contenu en huile : il doit être au contraire le plus bas possible (15 à 20 % du poids de la pulpe) car l'huile affecte considérablement la conservation et la consistance de la pulpe ;
- la consistance de la pulpe : la pulpe peut être modifiée lors de la transformation et du stockage . L'épiderme doit être mince, élastique et résistant aux chocs, à l'action des hydroxydes de sodium et au sel. Le noyau doit se séparer assez facilement de la pulpe (**Bec, 1999**).

I.3.3.2. Pour les olives à huile :

- Teneur en huile ;
- taux d'acidité (1 à 3°) ;
- humidité (<0,2%).

I.4. Répartition de l'olivier :

I.4.1 L'oléiculture dans le monde :

Dans le monde, il y'a environ 840 millions d'oliviers (**fig.07**) qui produisent selon les années entre 2 et 2.5 millions de tonnes d'huile et 700 000 tonnes d'olives de table. Plus des trois quarts des oliveraies (650 millions d'oliviers) sont plantées en Europe, dans les pays du pourtour méditerranéen: Espagne, Italie, Grèce, Portugal, France, Turquie (**Anonyme, 2007**).

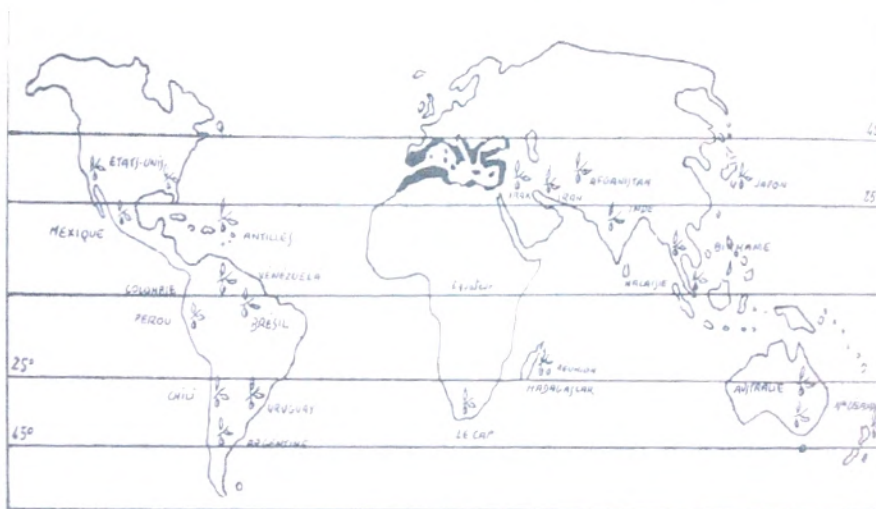


Figure 07 : Répartition de l'olivier dans le monde (Pagnol, 1975).



Figure 08 : Répartition de l'olivier dans la Méditerranée (Amouretti, 1989).

Limites dues : Au froid ———
 À l'humidité - - - -
 À la sécheresse ———

L'Espagne arrive largement et en tête des pays européens avec 2 millions d'hectares d'oliveraies et plus d'un millions de tonnes d'huiles produites chaque année. Sa production présente plus de la moitié de celle de l'Europe et 40% de la production mondiale, en suite on trouve l'Italie 28% puis la Grèce 19% et loin derrière le Portugal 2% (Anonyme, 2007).

En moyenne, la production mondiale d'olives de table pour les années de récolte 1999 à 2003 est de 1485300 tonnes (COI, 2004). Dans le monde la production des olives de table a augmenté et a atteint un niveau record de 1773500 tonnes pour la saison 2002/2003 (près de 50% d'augmentation basé sur la saison 1990/1991). la production pour la campagne 2004/2005 est estimée à 1465500 tonnes (COI, 2004). L'essentiel de la production se produit dans les pays autour du Bassin méditerranéen et au Moyen-Orient (fig.09).

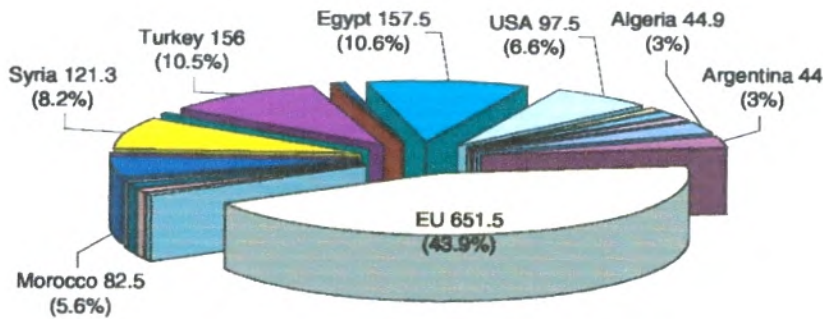


Figure 09 : Moyenne de la production mondiale d'olives de table pour la récolte 1999 à 2003 (COI, 2004).

L'huile d'olive est obtenue à partir du fruit de l'olivier, elle se compose de 98 à 99 % de triglycérides (triacylglycérols). Elle contient également des acides gras libres, dont la proportion est variable et dépend de l'hydrolyse des triglycérides. La composition en acide gras de l'huile d'olive change selon la variété, les conditions climatiques, et l'origine géographique.

L'huile d'olive vierge se compose principalement d'acides gras mono-insaturés (72%), de 14% d'acides gras poly-insaturés, et de 14% d'acides gras saturés.

Les constituants mineurs de l'huile d'olive peuvent être utilisés comme des indicateurs de son authenticité physico-chimique, et lui prêtent ses propriétés sensorielles et biologiques distinctives (Harwood et al., 2000). Parmi ses constituants mineurs, on trouve :

-les **tocophérols et tocophénols**, qui peuvent être classés parmi les antioxydants primaires (Machlin, 1980). Les tocophérols ont une double action bénéfique, comme vitamine (Vitamine E) et comme antioxydant (Burton et al., 1986).

-les **composés phénoliques** dont certains sont responsables de la saveur caractéristique d'une huile, et qui ont des propriétés antioxydants marquées. L'huile d'olive, par exemple, contient des composés phénoliques simples et complexes qui augmentent sa stabilité oxydante, et améliorent considérablement sa saveur (Fedeli, 1977). La maturité du fruit d'olive, le sol et les conditions climatiques affectent principalement la composition en phénols de l'huile d'olive vierge. Les composés phénoliques trouvés dans l'huile d'olive vierge sont : l'oleuropéine, le diméthylolcamphène, le ligstroside, l'acide caféique (Bianchi et al., 1994). Pour la consommation, 90 % de la production mondiale d'huile d'olive sont consommés dans les pays producteurs eux-mêmes.

En moyenne, la production mondiale d'huile d'olive pour la récolte des années 1999 à 2003 a été de 2 564 800 tonnes (COI, 2004). L'Union européenne est le plus grand producteur d'huile d'olive avec 43,9% du total (fig. 10).

Pour la consommation, 90 % de la production mondiale d'huile d'olive sont consommés dans les pays producteurs eux-mêmes.

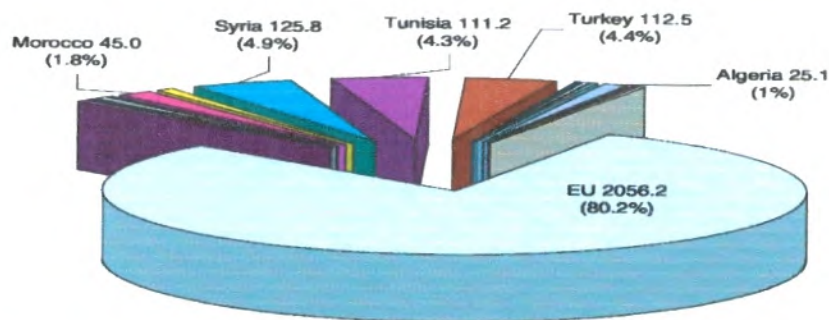


Figure 10 : Moyenne de la production mondiale d'huile d'olive pour les années de récolte 1999 à 2003 (COI, 2004).

1.4.2. L'oléiculture en Afrique du Nord:

1.4.2.1. L'oléiculture en Libye : (Anonyme, 2006)

La culture de l'olivier est une activité de grande tradition dans ce pays. On dispose de nombreux témoignages qui démontrent l'importance de cette culture en Libye depuis le début de l'ère chrétienne. Toutefois, la Libye est un petit producteur d'olives : 7 300 t/an d'olives ont été produites en moyenne au cours des années 90 ce qui n'est pas suffisant pour faire face à une consommation moyenne intérieure qui était de 10 800 t/an pendant la même période.

La surface actuelle (année 2005) consacrée à la culture de l'olivier est d'environ 120 000 ha, soit 6% de la surface cultivée du pays. En 2010 cette superficie ne devrait augmenter que de 2.000 ha et atteindre les 122.000 ha.

Pour les variétés, on peut affirmer que celles originaires du pays Rasli, Induri, Hamudi, Zarrazi dans le Djebel Oriental, et Chemlali dans l'Est présentent de bonnes caractéristiques de production.

La production a été en moyenne de 2 750 t au cours de la période 1999-2003 et de 3 500 t pour la campagne 2003-2004.

1.4.2.2. L'oléiculture au Maroc : (Anonyme, 2006)

L'olivier constitue la principale espèce fruitière cultivée au Maroc. Sa faculté de végéter et de produire dans diverses situations de culture et son adaptation aux conditions pédoclimatiques les plus critiques, a permis son développement sur pratiquement tout le territoire marocain. Les plantations oléicoles, qui totalisaient au début des années 1960-1961 quelques 128 500 ha, occupent aujourd'hui une superficie de près de 600 000 ha, soit 6 % de la surface cultivée du pays. Concernant l'extension de la culture de l'olivier, le potentiel mobilisable à l'horizon 2010 est évalué à 400 000 ha.

L'oléiculture marocaine est constituée essentiellement de la variété Picholine marocaine, qui représente plus de 96 % du patrimoine oléicole. Le reste, soit 4 %, est constitué de plusieurs variétés, en particulier : Picholine de Languedoc, Dahbia et Meslala, concentrées sur des terrains cultivés en régime irrigué et de quelques variétés espagnoles et italiennes : Picual, Manzanilla, Gordal, Frantoio, etc. La variété Picholine demeure une variété bien adaptée au contexte de production marocain : c'est une variété rustique et son entrée en production est de durée moyenne. Il s'agit d'une variété à double fin dont la productivité est élevée et alternante.

Avec une production moyenne de 93 000 t/an (6 % du total mondial) au cours des années 2000-2004, le Maroc occupe le quatrième rang parmi les producteurs mondiaux. Le Maroc est en outre le deuxième exportateur mondial de ce produit après l'Espagne, avec une moyenne de 61 300 t/an (14,3 % du total) exportées au cours des campagnes 2000-2004.

I.4.2.3. L'oléiculture en Tunisie: (Anonyme, 2006).

La Tunisie est le pays oléicole le plus important du Sud de la Méditerranée, plus de 30 % de ses terres agricoles sont consacrées à l'oléiculture (1,68 millions d'ha). Si l'on exclut l'Union européenne, la Tunisie est la grande puissance mondiale dans le secteur de l'huile d'olive.

L'oléiculture tunisienne joue un des rôles les plus importants dans la vie sociale et économique du pays et constitue presque 15 % de la valeur totale de la production agricole finale. Aujourd'hui, le patrimoine oléicole tunisien est estimé à plus de 65 millions d'arbres qui couvrent une superficie de 1 680 000 hectares. La Tunisie occupe ainsi le quatrième poste au niveau mondial en nombre d'arbres et le second en superficie.

Le patrimoine variétal tunisien est constitué d'une grande variété de cultivars. Parmi les variétés à huile, on peut citer Chemlali, Chetoui, Oueslati, Gerboua, Zalmati, Zarazi, Barouni et Chemlali de Gafsa. En ce qui concerne les variétés à olives de table, on peut citer Meski, Besbesi, Bidh el Haman, Limli et Limouni.

Cependant cette oléiculture est constituée essentiellement de deux variétés principales : **La Chemlali** de Sfax, qui occupe 60 % de la surface oléicole, elle est localisée de préférence dans le nord-est, sa productivité est élevée et alternante, son rendement est moyen à élevé et peut atteindre 25 %. C'est une variété résistante à la sécheresse, moyennement tolérante à la salinité et sensible à la tuberculose.

La Chetoui : occupe 35 % de la surface oléicole du pays et s'étend surtout sur la bande côtière septentrionale de la Tunisie. Elle est utilisée principalement pour l'extraction d'une huile qui s'avère de bonne qualité. Elle est résistante aux maladies les plus communes bien qu'elle soit sensible à l'œil de paon.

I.4.2.4. L'oléiculture en Algérie :

En 2006, la culture de l'olivier en Algérie occupait une superficie de 263 352 hectares, soit 33 % des 500 000 hectares de superficie arboricole nationale et 2 % des terres agricoles cultivables (**Anonyme, 2008**). En 2010, les prévisions de superficies oléicoles portent sur 309500 ha. La participation du secteur oléicole à la production finale agricole du pays était en moyenne de 21% en 1999-2000 (**Anonyme, 2006**).

L'oléiculture présente sur l'ensemble du territoire d'est, ouest et du nord au sud (jusqu'à Tamanrasset). La surface oléicole est répartie dans quatre régions :

- Le Centre avec 56 % de la superficie totale soit 148 385 ha ;
- L'Est avec 23 % soit 60 010 ha ;
- L'Ouest avec 19 % soit 50 193 ha, dont la plupart sont destinée à la production d'olive de table,
- Le Sud 2% soit une superficie de 4 764 ha.

L'analyse des données statistiques de la superficie oléicole de la dernière décennie (1990-1999) montre que la surface plantée a enregistré une baisse continue entre 1990 et 1995 en raison principalement de l'absence de soutien de l'Etat. La restructuration du secteur agricole en 1997 a permis d'augmenter de nouveau les surfaces oléicoles; cette tendance s'est confirmée avec la relance du Plan National de Développement Agricole (PNDA) en 2000 et grâce au financement du secteur par le Fonds National de Régularisation et Développement Agricole (FNRDA).

Les prévisions à l'horizon 2010 sont de 189 500 ha en production et de 120 000 ha qui ne seraient pas encore en production, soit une superficie totale de plantations régulières (sans compter les arbres isolés) de 309 500 ha. Le Ministère de l'Agriculture et du développement rural a mis en place un programme spécial pour le développement de l'oléiculture en intensif dans les zones steppiques, présahariennes et sahariennes pour l'année 2006/2007 en vue d'augmenter les productions et de diminuer les importations d'huiles végétales.

La production est nettement évoluée au cours des six dernières campagnes pour l'huile d'olive la moyenne de 1995 à 1999 est de 22 000 tonnes et pour 2000 à 2006 est de 33 000 tonnes avec un pic à 7500 tonnes en 2003-2004. Pour l'olive de table la moyenne est de 27 000 tonnes pour 1995 à 1999 et de 54 800 tonnes pour 2000 à 2006.

La production a enregistré des fluctuations importantes en raison de la sécheresse persistante dont ce pays a souffert au cours de la décennie concernée et du phénomène de l'alternance de l'olivier (**Anonyme, 2008**).

***Projection de la production d'huile d'olive à l'horizon 2010 :**

La projection de la production d'huile d'olive à l'horizon 2010 se base sur l'impact de l'entrée en production des nouvelles plantations et sur la modernisation du secteur de la transformation (**Tableau 01**).

L'entrée en production de 75 000 ha avec une production moyenne de 10kg/arbre à l'horizon 2010 apporterait une nouvelle production de 15 000 t d'huile d'olive pour un rendement estimé de 20 %. La production nationale moyenne actuelle de 34 000 t pourrait donc passer à une moyenne d'environ 50 000 t par an à l'horizon 2010. On notera qu'au cours de la campagne 2003-2004, l'Algérie a produit 69 500 t (**Anonyme, 2006**).

Tableau 01 : évolution de la superficie oléicole en (ha) (Anonyme, 2006).

Années	Superficies plantées dans l'année		Superficie totale cultivée	
	Oliviers à huile	Oliviers à fruits de table	Oliviers à huile	Oliviers à fruits de table
1996	1410	850	110 300	33 010
1997	-	-	110 300	33 010
1998	1 500	490	111 800	33 500
1999	200	60	112 000	33 560
2000	2 000	80	114 000	33 640
2001	4 000	460	118 000	34 100
2002	8 000	3 500	126 000	37 600
2003	14 000	3 300	140 000	40 900
2004	18 000	4 500	158 000	45 400
2005	16 050	4 500	174 050	49 900
2006	15 450	755	189 500	50 655



1.4.2.3.L'oléiculture à Tlemcen :

L'oléiculture représente 36% de l'arboriculture totale au niveau de la région de Tlemcen (Benaissa, 1987). Les variétés qui se trouvent à Tlemcen sont : Sigoise, Verdal, Conicabra, Sevillane, Chemlal et Tlemcenienne. Le **tableau (02)** montre l'évolution de la superficie plantée par l'olivier :

Tableau 02 : l'évolution de la superficie oléicole à Tlemcen de 2001-2008 (DSA, 2008).

Année	2001	2002	2003	2004	2005	2006	2007	2008
Surfaces occupées (ha)	306	3356	3633	4353	4760	5577	7042	6109
Olivier en Masse	328510	339016	374615	477150	476000	622020	749500	610900
Olivier en Isolés	217815	220772	222468	230930	222870	241960	234700	230823
nombres total d'olivier cultivés	546325	559788	597083	708080	698870	863980	984200	841723

Tableau 03 : Bilan de l'évolution de la production et du rendement de 2001 à 2008 (DSA, 2008).

Année	2001	2002	2003	2004	2005	2006	2007	2008
Production Olive Total QX	49099	38000	47278	57520	62500	65000	48000	47500
Production Olive Huile QX	49541	34000	53477	67880	52800	59500	38500	32400
Production Totale QX	98640	72000	100755	125400	115300	124500	86500	79900
Production Huile	6947	4800	7472,78	10180	7899,85	8630	5390	4950

Depuis la mise en œuvre des différents programmes de développement et plus particulièrement le FNRDA, le potentiel agricole a connu une augmentation d'une campagne à l'autre ce qui justifie l'intérêt que réservent les agricultures de la wilaya à l'olivier (Tableau 03).

Les productions enregistrées en pleine campagne demeurent faibles avec des rendements irréguliers, dus aux facteurs suivants :

- Aléas climatiques ;
- tarissement prématuré des points d'eau ;
- non maîtrise de l'itinéraire technique (entretien- taille – traitement...) ;
- techniques de récolte.

Pour la campagne 2009-2013, selon le programme de plantation d'oliviers, les perspectives de développement de l'oléiculture dans la wilaya se présentent comme suit :

Tableau 04: projet de plantations d'oliviers dans la wilaya de Tlemcen (DSA, 2008).

année	Superficies (ha)	Nombre de communes
2009	100	25
2010	150	31
2011	220	29
2012	250	28
2013	250	29

Comme nous le constatons, il existe une prise de conscience réelle de la part des autorités et des agriculteurs, mais elle reste insuffisante relativement à la demande toujours accrue de la population pour laquelle l'huile d'olive et les olives sont des aliments indispensables faisant partie de leurs coutumes culinaires et thérapeutiques ancestrales.

1.5. Risques encourus par l'olivier :

1.5.1. Risques abiotiques:

1.5.1.1. Les accidents :

a. Le gel : les froid hivernaux et surtout les gels tardifs printaniers sont des facteurs limitants de la culture de l'olivier, de faibles gelées font toujours chuter des feuilles et provoquent des éclatements des jeunes écorces, ce qui favorise les infestations parasites et rend l'arbre plus sensible aux attaques des différents prédateurs. Les fortes gelées hivernales peuvent gravement endommager la charpente de l'arbre (**Bec, 1999**).

b. Brûlures par insolation : les oliviers peuvent être endommagés par des coups de soleil. Ces dégâts sont surtout fréquents sur les jeunes plantations où les tissus du tronc ne sont pas protégés par l'ombre de la frondaison ; il peut être utile, dans ses situations, de procéder au blanchiment des troncs avec du lait de chaux ou de les protéger en les enveloppant de paille.

c. Autres accidents météorologiques :

- En zone montagneuse, si les neiges sont abondantes, elles peuvent peser sur la frondaison et provoquer des cassures.
- La grêle peut provoquer des dégâts importants, particulièrement en automne, juste avant la récolte (dégâts des fruits). Les grêlons peuvent aussi provoquer des blessures sur les jeunes écorces, favorisant ainsi la dissémination de la tuberculose.

d. Asphyxie racinaire : Des conditions d'asphyxie se produisant régulièrement et durant plusieurs mois sont très dangereuses et peuvent compromettre l'avenir du verger. Les premiers symptômes sont un jaunissement du feuillage (chlorose), une défeuillaison importante, un arrêt de croissance végétative et une chute précoce des fruits. Toute la croissance de l'arbre est compromise et si les conditions persistent, l'arbre se dessèche et meurt ; il conviendra pour éviter ce problème, d'améliorer le drainage (**Bec, 1999**).

e. Chlorose alimentaire : Les chloroses apparaissent sous forme de décoloration plus ou moins intense du feuillage qui jaunit (disparition progressive de la chlorophylle), se dessèche, se nécrose et tombe. Dans les cas graves, l'arbre peut mourir; les causes sont multiples, la mauvaise nutrition en certains éléments indispensables, comme l'azote, un excès de calcaire ou d'ions Cl et Na dans le sol peut provoquer respectivement un blocage de certains éléments minéraux dans le sol, provoquant des carences, ou des troubles physiologiques graves du végétal (**Bec, 1999**).

1.5.2. Risques biotiques :

1.5.2.1. La mouche de l'olive: *Bactrocera oleae* Bern

La mouche de l'olive *Bactrocera oleae* est un diptère qui s'attaque essentiellement aux fruits. Il est considéré comme l'ennemi le plus redoutable des cultures oléicoles.

De très nombreux travaux ont été effectués sur la biologie et l'écologie de ce ravageur notoire de l'olivier depuis le siècle dernier (**Mayet, 1898 ; Sylvestris, 1908 ; Balachowsky et Mesnil, 1935 ; Gaouar, 1996 ; Belhoucine, 2003...**).

❖ Position taxonomique

Bactrocera oleae a été décrit pour la première fois par Gmelin et Rossi en 1888. Cet insecte appartient à l'ordre des Diptères, au groupe des Schizophora, à la superfamille des Muscoïdæ, à la famille des Tephritidæ et à la sous famille des Dacinae, dont la plupart des espèces vient des zones tropicales.

❖ Aire de répartition

La mouche de l'olive *B.oleae* est un ravageur des olives dans la plupart des pays méditerranéens, en Inde, en Asie occidentale, aux Iles Canaries, en Afrique et partout où les olives (genre *Oleae*) sont produites dans le monde. Elle a été signalée en Californie en octobre 1998.

Bactrocera oleae peut être retrouvée sur d'autres arbres fruitiers tels que le pêcher ou le noyer, en absence d'olives (**Martin, 1952 ; Economopoulos et al., 1982**).

❖ Différents stades du ravageur

- **L'œuf** : de forme allongée, sa couleur est blanchâtre avec une réticulation très fine. Sa longueur est de 0,7 mm et son diamètre de 0,2 mm.
- **La larve** : les trois stades larvaires sont caractérisés par la forme, la dimension de l'armature buccale et la disposition des stigmates : la larve du premier stade (L_1) est de type métapneustique (absence de stigmates thoraciques) ; celles du second stade (L_2) et troisième stade (L_3) sont de type amphipneustique (présence de stigmates prothoraciques). La larve du dernier stade compte 12 segments, et atteint une longueur de 6 à 8mm.



Figure 11 : Jeune asticot (Bec, 1999)

- **La pupe ou nymphe** : elle est de forme elliptique, segmentée. Sa couleur varie du jaune-ocre au blanc-crème selon le stade de dessèchement de l'épiderme. Sa taille varie de 3,5 à 4,5 mm selon l'alimentation des larves. La mue nymphale intervient une journée après la formation du puparium; dans les trois premiers jours de sa formation, la pupe accuse une perte de poids de 10 % puis se stabilise à une moyenne de 6,3 mg pour les mâles et 7.3mg pour les femelles.



Figure 12 : Les pupes (Bec, 1999)

- **L'adulte** : C'est un individu ailé mesurant 5 à 8mm. La coloration du corps est jaune plus ou moins rougeâtre. La tête est jaune avec des sillons antennaires présentant chacun une tâche circulaire noire. Le thorax est gris plus ou moins foncé. Le mésonotum porte trois bandes noirâtres longitudinales. L'abdomen est maculé de tâches noires pouvant parfois disparaître presque totalement. Les ailes sont hyalines, légèrement irisées avec une tâche enfumée à leur extrémité. Les pattes sont rougeâtres. La femelle se reconnaît par la présence au bout de son abdomen d'un ovipositeur utilisé pour perforer l'olive et déposer les œufs.



Figure 13: *Bactrocera oleae* (mâle)
(Bec, 1999)

❖ La ponte

La ponte débute généralement six à dix jours après l'émergence des adultes, les œufs sont déposés sous la cuticule des olives. Une femelle pond en moyenne soixante à cent œufs mais elle peut en pondre jusqu'à mille en laboratoire.

Habituellement la même femelle ne dépose qu'un œuf par fruit. Le jus qui se dégage des blessures de ponte inhibe les ovipositions simultanées (Cirio et Gherardini, 1984). Dans les conditions naturelles, l'incubation des œufs dure deux à quatre jours en été, dix jours environ en automne et de douze à dix-neuf jours en hiver (Arambourg, 1984).

❖ Le développement larvaire

La jeune larve, dès l'éclosion, dévore la pulpe de l'olive, creuse une galerie sinueuse dont le diamètre augmente en fur et à mesure du développement larvaire et se rapproche progressivement du noyau. Fréquemment, une seule larve se développe par fruit, mais en conditions naturelles, il n'est pas rare d'en trouver plusieurs simultanément (**Fletcher, 1987**).

La durée de l'évolution larvaire est très variable, selon les conditions climatiques, la variété de l'olivier et leur maturité. En général, le développement des larves est de douze à treize jours à 18 °C et de neuf à quatorze jours à 25 °C, selon la variété de l'olivier et la maturité des fruits.

A son complet développement, la larve sort du fruit par un trou de 2mm de diamètre qu'elle a foré dans la pulpe.

❖ La pupaison

La nymphose des larves du troisième stade s'effectue soit dans l'olive, soit dans le sol. En règle générale, toutes celles des générations estivales se nymphosent dans le fruit alors que celles des générations automnales le font dans le sol (**Kapatos et Fletcher., 1984**). Selon **Prokopy (1977)**, les larves pupent dans le sol pour éviter la dessiccation et les ennemis naturels.

La durée du développement nymphal en conditions naturelles et la période d'émergence des adultes du sol varient selon la date d'enfouissement et les conditions climatiques.

Dans les conditions de laboratoire à 25°C, elle dure de 10 à 14 jours, avec une valeur moyenne de 11 jours (**Laudého et al., 1979**).

La nature du substrat et la température influent sur la profondeur de la pupaison (**Tsitsipis et Papanicolaou., 1977**).

❖ Emergence des adultes

L'émergence de *B. oleae* est contrôlée par les cycles circadiens (cycles de lumière) et la température (**Fletcher, 1987**).

L'accouplement des femelles à 25°C se fait dès le deuxième ou troisième jour. Les mouches restent accouplées pendant environ deux heures. Les mâles sont polygames et capables de s'accoupler pendant quelques semaines mais les femelles sont oligogames (**Neuenschwander et al., 1986**). Les œufs se forment dans les ovaires 1 à 2 jours après l'accouplement. L'oviposition commence immédiatement après la formation des œufs (**Fletcher, 1987**).

❖ Ecologie

Plusieurs facteurs environnementaux peuvent influencer la distribution et la démographie des populations de ces ravageurs, en affectant directement ou indirectement la survie, le taux de développement des différents stades de vie et la fécondité des femelles.

En début d'été, la capacité reproductive des femelles est nulle en raison des hautes températures et de basses humidités relatives.

Les pupes se trouvant en basse altitude se développent plus rapidement que celles qui sont situées en haute altitude (**Sigwalt et al., 1977**).

Les vols de cette espèce se manifestent pendant toute l'année (**Longo et Benfatto., 1982**). Les distances maximales de déplacement varient selon la topographie, les conditions climatiques, la présence ou l'absence des olives. Les mouches ne volent pas la nuit ni le jour, quand il y a du vent ; l'activité du vol augmente seulement quand la température monte au dessus de 14 à 18°C (**Neuenschwander et al., 1986**).

B. oleae est capable de survivre plusieurs mois voire presque un an à l'état adulte, et c'est sous cette forme qu'elle hiverne dans la majorité des cas (**Arambourg et Pralovorio., 1970**). L'hivernation de la mouche de l'olive a lieu sous diverses manières, si les arbres portent des fruits abandonnés, elle peut s'y reproduire pour peu que la température ne soit pas trop basse. On se trouve alors au printemps avec une population jeune. Lorsqu'il n'y a pas de fruits disponibles, l'hivernation de la mouche est réalisée sous forme d'adultes éclos en novembre ou décembre et qui, grâce à la remarquable longévité de l'insecte, peuvent demeurer ainsi tout l'hiver (**Arambourg, 1984**).

Les fruits sont réceptifs dès que leur épicarpe atteint une épaisseur de 0,6 cm (**Jerraya et al., 1982**). Le nombre d'œufs par olive dépend de son poids (**Cirio et Gherardini., 1984**).

❖ Répartition des infestations

Les premières attaques efficaces, provoquent des dégâts supérieurs au seuil de tolérance fixé à 10% elles ont lieu en juin dans les zones du littoral, en juillet à Tlemcen et seulement en août pour les régions situées à plus de 1000m d'altitude. Le climat a une incidence particulièrement significative (**Gaouar et Debouzie., 1991**).

La distribution spatiale d'une population d'insectes est l'une de ses propriétés caractéristiques (**Debouzie et Thioulouse., 1986**). Elle varie au cours d'une journée l'adulte change de comportement suivant l'heure de la journée (cycle circadien), au cours du développement de l'insecte, selon le stade considéré et enfin les structures spatiales peuvent changer selon les saisons.

La structure horizontale des infestations révèle qu'il existe une certaine hétérogénéité entre les arbres d'un même verger. D'après **Affalah et al., (1996)**, il semble que la mouche de l'olive présente une préférence pour les parties sud, hautes et externes de l'arbre dont la grosseur et la maturation des olives a montré que ces parties se distinguent par leur précocité (**Montiel et Moreno., 1984**). L'épaisseur et le degré de maturation des fruits semblent également influencer le déclenchement des premières infestations (**Jerraya et al., 1982**).

En ce qui concerne la répartition verticale des attaques, la partie basse de l'arbre est plus infestée que la strate haute. Ce gradient a été observé du début des infestations jusqu'à la récolte, en fin novembre (**Gaouar, 1996**).

❖ Importance des dégâts

C'est un diptère qui s'attaque essentiellement aux fruits, il est classé au premier rang des insectes nuisibles de la production oléicole. En effet, les pertes causées par *Bactrocera olea* seraient de l'ordre de 50 à 60 % des pertes globales. Seule la larve de cet insecte est nuisible : naissant d'un œuf pondu sur un fruit, elle creuse une galerie vers le noyau, sans l'atteindre, et sillonne la pulpe.

Les dégâts causés par cet insecte sont de trois ordres :

- Perte de récolte par la chute des fruits ;
- Diminution du rendement en huile ;
- Détérioration de la qualité de l'huile par augmentation de son acidité.

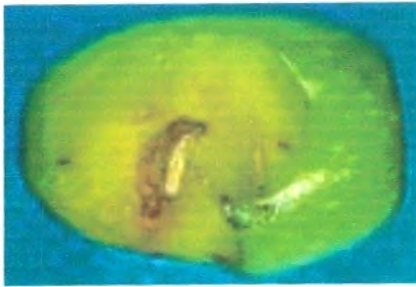


Figure 14 : Olive attaquée par la mouche

(<http://www.agriteck.ma/files/pics/comment/big/9.jpg>).



Figure 15 : trou de sortie d'un adulte

(http://www.afidoltek.org/index.php?title=La_mouche_de_l%27olive).

Les dégâts engendrés par la mouche de l'olive sont à la fois d'ordre quantitatif et qualitatif :

- chute d'olives immatures, estimée par certains auteurs entre 30 et 50%.
- dépréciation et dévaluation commerciale des olives de table.
- détérioration de la qualité technologique des olives destinées à la trituration.
- l'augmentation du taux d'acidité au niveau de huile et autres conséquences secondaires du développement de la larve et du creusement de son orifice de sortie, provoquant des oxydations ultérieures de la pulpe ;
- l'infection fongique résultant de la prédation des larves de la cécidomyie de l'olive (*Prolasioptera berlesiana*) sur les oeufs de la mouche de l'olive.

Pour la production d'olive à huile, la présence de plus de 10% d'olives véreuses est préjudiciable. En ce qui concerne les olives de table, la norme commerciale tolère un maximum de 2% d'olives véreuses.

❖ Estimation des dégâts

-Piégeage évaluatif ou piégeage de contrôle

Le piégeage permet de détecter la présence des adultes de *Bactrocera oleae* et ainsi de déterminer le début des vols.

-Comptage des piqûres de ponte

Les piqûres de ponte se caractérisent par une tâche brune d'un demi-millimètre de diamètre en forme de triangle ou d'ovale.

❖ Lutte contre *Bactrocera oleae*

Afin d'assurer un contrôle adéquat des ennemis de l'olivier, on optera pour une approche globale illustrée ci-dessous :

- Connaissance de la morphologie, de la biologie et de l'écologie du ravageur
- Observations visuelles et suivi quotidien des ravageurs
- Installation des pièges et Monitoring du ravageur
- Traçabilité et enregistrement des données de suivi

-Lutte curative

Elle a été largement utilisée lorsque l'apparition d'insecticides de synthèse chlorés puis organophosphorés a permis un développement de la protection phytosanitaire en oléiculture. Ces traitements se font par pulvérisation d'insecticides qui tuent les adultes par contact et les larves dans le fruit par effet semi systématique. Ils tendent à régresser actuellement en raison de leur effet secondaire soit au niveau de l'olivier, quand ils sont utilisés par voie terrestre, soit au niveau de toute la zone oléicole traitée, y compris le sol lorsqu'ils sont réalisés par voie aérienne.

Ce traitement curatif présente l'inconvénient de détruire l'intégralité de la faune utile (Aversenq et Pinatel., 2000).

1.5.2.2 Les autres ravageurs :

Le Psylle (*Euphyllura olivina*), l'Hylesine, les Pyrales, le Thrips, l'Otiorrhynque ...etc.) sont plus facilement contrôlables.

La lutte contre les insectes dans la culture de l'olivier s'appuie de plus en plus sur des systèmes de lutte intégrée comprenant le contrôle continu, le piégeage par phéromones, l'introduction des ennemis naturels des ravageurs, les insecticides à base de *Bacillus thuringiensis* et les techniques culturales comme la taille et l'irrigation.

❖ La teigne de l'olivier (*Prays oleae*) :

Le cycle biologique de ce papillon se présente comme la succession de trois générations différentes :

-La génération phyllophage, dont les chenilles vivent dans les feuilles où elles creusent des galeries entre les deux épidermes foliaires; les dégâts restent minimes.

-La génération anthophage, dont les chenilles naissent sur les boutons floraux dévorent les organes floraux. Cette génération est très nuisible et les années de fortes pullulations, peut détruire jusqu'à 95% des fleurs, entraînant une récolte nulle.

-La génération carpophage, dont les chenilles naissant sur les jeunes fruits, pénètrent jusqu'au noyau du fruit provoquant ainsi leur chute.

Environ 30 à 40 % des pertes globales serait imputable à la teigne de l'olivier. Les méthodes de lutte chimique, à base d'insecticides organiques de synthèse, visent à détruire les chenilles des trois générations :

-Poudrage organophosphoré pour la génération anthophage ;

-Diméthoate pour la génération carpophage ;

-Biopesticide à base de *Bacillus thuringiensis* (Bti) une bactérie toxique pour les lépidoptères pour la génération phyllophage, elle vit naturellement dans les sols. On l'utilise efficacement partout dans le monde comme agent de lutte biologique pour combattre le ravageur de l'olivier entre autres ravageurs (Navrozidis et al., 2000). Durant l'étape de sporulation de son cycle de vie, le Bti produit une protéine cristallisée, qui est toxique uniquement pour les larves de mouches (Navrozidis et al., 2000).

La lutte biologique existe : parasite endophage (*Chelonus eleaphilus*) et la lutte intégrée faisant appel à l'insecticide d'origine bactérienne *Bacillus thuringiensis*.



Figure 16: *Prays olea* (Bec, 1999)

❖ **La cochenille noire (*Saissetia oleae*) :**

En absorbant des quantités importantes de sève, une forte population de cochenille affaiblit l'arbre qui peut se défolier complètement et dépérir. À cela s'ajoute souvent une prolifération de la fumagine.

La lutte contre ce ravageur est difficile car la cochenille est protégée par sa carapace qui constitue un bouclier cireux, la mettant à l'abri du contact de la plupart des insecticides. Seules les jeunes larves peuvent donc efficacement être touchées.

La période optimale de traitement est de mars à mai (insecticide organophosphoré de type Méthidation). La lutte biologique peut se faire par un hyménoptère parasite, *Metaphycus bartletti*, qui pond ses œufs à l'intérieur de la carapace des cochenilles et aussi la lutte intégrée par l'insecticide d'origine bactérienne *Bacillus thuringiensis*.



Figure 17 : *Saissetia oleae*
(<http://www.fredon-corse.com/imageBank/4>)



Figure 18: scolyte de l'olivier
(<http://aramel.free.fr/Phloeotribus-scarabaeoides.jpg>).

❖ **Le neiroun ou scolyte de l'olivier (larve xylophage) :**

Ce coléoptère s'attaque au bois coupé de la taille: tout le long des branches, on remarque des petites boucles de sciure cachant un petit trou. Pour éviter sa propagation, il faut brûler tous les résidus de taille.

1.5.3. Les maladies fongiques et bactériennes :

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

Des conditions favorisant l'apparition de ces champignons sont :

- L'humidité et une température élevées;
- Un arbre affaibli et des racines blessées ;
- Des racines mortes et pourrissantes ;
- Des débris végétaux ligneux enterrés avant décomposition ;
- Un amendement avec du fumier frais et non décomposé.

1.5.3.1 Les maladies fongiques :

a. L'œil de paon :

Est connu depuis le 19^{ème} siècle (**Raggi et Armini., 1966; Sanchez et al., 1998; Tjamos et al., 1993 ; Trapero et Blanco., 2001**), il est dû au champignon *Cycloconium oleaginum* qui est répandu dans la zone méditerranéenne et dans les zones de culture de l'olivier, il est responsable de graves pertes de rendement dans de nombreuses régions oléicoles partout dans le monde. Au Maroc, pendant les années les plus humides, la défoliation de l'olivier peut atteindre 98% (**Tajnari, 1998**).

En Algérie selon les travaux de **Guéchi et al., (1998)**, la maladie est présente dans différents régions de notre pays : Bejaia, Sétif, Skikda, Chlef, Mascara, Oran et Rélizane. Il faut choisir des variétés résistantes et les traitements doivent être préventifs (oxychlorure de cuivre) avant la germination des zoospore.

b. La fumagine :

La Fumagine est un complexe formé de plusieurs espèces de champignons ou cryptogames parasites à savoir : *Capnodium meridionale*, *Ceratocarpia cactorum*, *Cladosporium herbarum*, *Alternaria tenuis*...etc.

Elle se développe sur le miellat sécrété par les insectes piqueurs comme les cochenilles et les pucerons. Les mycéliums s'installent à la surface des bois, des feuilles et des fruits pour former une pellicule noire qui provoque un vieillissement prématuré par asphyxie en bloquant la photosynthèse et en diminuant les échanges de gaz (**Fig.21**). Elle ralentit la croissance et laisse une couche noirâtre sur les feuilles. Il faut contrôler les insectes sécrétants de miellat avec pulvérisation au printemps et en automne d'oxychlorure de cuivre.

c. Le pourridié :

Le pourridié est une maladie mortelle pour l'olivier et très contagieuse, causée par un champignon *Armillaria mellea* dont le mycélium s'installe entre le bois et l'écorce (**Fig.20**). Le traitement est difficile et peu efficace. Les symptômes apparaissent plusieurs années après la contamination. Cette maladie est souvent fatale pour l'olivier et très contagieuse pour ses voisins.



Figure 19 : l'œil de paon

(http://www.oleiculteur.com/maladies_files/cyclonium.jpg).



Figure 20 : le pourridié

(http://www.oleiculteur.com/maladies_files/armillaria%20mycelium.jpg).



Figure 21: la fumagine

(<http://bonsaicreation.free.fr/images/common/maladies/fumagine.jpg>).

d. Anthracnose :

Elle provoque le dessèchement des fruits et la chute des feuilles. Sur les fruits, des tâches rondes et brunes de dessèchement apparaissent. L'anthracnose peut affaiblir la plante en diminuant son capital feuillu, elle est nuisible à la production fruitière, mais ne menace pas directement la vie de la plante.

Au Portugal, l'anthracnose est une des principales contraintes qui affectent la production d'olive et la qualité de l'huile (**Carvalho et al., 2006**). On soigne cette maladie par l'utilisation de produits à base de cuivre.

e. Cercosporiose :

C'est une maladie grave des olives. Elle est causée par *Pseudocercospora cladosporioides*. Cette maladie, qui est généralement associée à un haut niveau de la défoliation, peut provoquer un retard dans la maturation des fruits et une diminution de la productivité, elle provoque des zones brunes sur les feuilles (**Figueres, 1991**).

Elle est plus importante dans les années avec un taux élevé d'humidité et des températures modérées. Elle est largement distribuée dans la plupart des régions de culture de l'olivier où les cultivars sensibles sont cultivés, (**Trapero, 2004**) : Algérie, Argentine, Australie, Chili, Chine, Grèce, Inde, Italie, Portugal, Espagne, Tanzanie, Tunisie, USA, (**Crous et Braun., 2003**). Les symptômes de la maladie sont non spécifiques, et ils sont souvent confondus avec ceux causés par d'autres pathogènes tels que *Spilocaea oleaginea*, et *Colletotrichum*.

f. La verticilliose :

C'est l'une des maladies les plus importantes qui se produisent en oléiculture. La maladie a été décrite pour la première fois par **Ruggieri (1946)** en Italie, en Californie par **Snyder (1950)**, en Grèce par **Sarejanni et al., (1952)** et **Zachos (1963)**, en Turquie par **Saydam et Copcu., (1972)**, en France par **Vigouroux (1975)**, en Espagne par **Caballero et al., (1980)**, en Syrie par **Al-Ahmad et Mosli., (1993)** en Maroc par **Serrhini et Zeroual., (1995)**.

C'est une maladie vasculaire causée par un champignon filamenteux *Verticillium dahliae*. Il pénètre dans l'arbre par les racines et bouche les vaisseaux conducteurs. On observe alors un dépérissement de l'arbre : les feuilles deviennent ternes, puis s'enroulent vers leur face inférieure puis deviennent brunes, sa dissémination se fait grâce à sa conservation sous forme de microsclérotés (**Daayf, 1993**), il se conserve jusqu'à 14 ans

dans le sol, et il peut se disséminer par l'eau d'irrigation, le vent, le matériel végétal infesté.

La verticilliose peut réduire considérablement la production des vergers d'oliviers (**Thanassoulopoulos, 1979**).

Verticillium dahliae menace de plus en plus l'olive dans plusieurs pays du Bassin méditerranéen. En Algérie, la maladie a été notée dans la région de Kabylie (**Benchabane, 1990**). Il est aujourd'hui largement répandu dans les principales oliveraies en Algérie où il cause de graves dommages (**Bellahcene et al., 2000**). Plusieurs oliveraies sont également infestées dans la région de Tlemcen (**Boukenadel, 2002**).

La lutte contre cette maladie repose sur la bonne connaissance de la structure de la population et de la diversité génétique de la verticilliose. Toutes les études réalisées à ce jour sur la lutte contre la verticilliose par les produits chimiques indique que les fongicides actuellement disponibles ne parviennent pas à lutter contre la maladie (**Tjamos, 1993**).

La meilleure façon de gérer cette maladie c'est à travers une stratégie intégrée, impliquant l'application de mesures de contrôle avant et après la création d'un verger (**Tjamos, 1993; Blanco-López et Jiménez-Díaz., 1995**). La lutte génétique représente actuellement la seule alternative pour enrayer cette maladie (**El Modafar, 2005**).

Aussi la biofumigation qui est une méthode biologique visant à réduire le nombre de pathogènes, de ravageurs et de semence de mauvaise herbe dans le sol. Elle est basée sur des plantes riches en glucosinolates lors de la décomposition de ces plantes les glucosinolates sont transformés en molécules volatiles et toxiques pour certains organismes du sol (**Michel et al., 2007**).

1.5.3.2. Les maladies bactériennes :

a. La Tuberculose de l'olivier :

C'est une maladie répandue dans toutes les aires de culture de l'olivier. Elle est provoquée par *Pseudomonas syringae savastanoi*, la bactérie pénètre dans les tissus du végétal à l'occasion d'une blessure provoquée par le gel ou transmise par les techniques de multiplication (greffage, bouturage).

Cette maladie très contagieuse sur certaines variétés, se forme principalement sur les jeunes branches (**Fig. 22,23**) où elle peut continuer à croître d'année en année sur le fruit causant l'arrêt de développement du fruit et sa déformation (**Iacobellis, 2001**).

Les niveaux des populations des agents pathogènes sont particulièrement élevés au printemps et en automne (**Ercolani, 1983**). Les fortes pluies et l'humidité relative, typique de ces saisons facilitent l'installation de l'agent pathogène et le rendent disponible pour les manifestations pathologiques.

Cependant plusieurs espèces de bactéries ont démontré la nécessité de leur présence pour assurer le développement normal du ravageur dans une relation de symbiose (**Girolami, 1982**). *Pseudomonas savastanoi*, a été depuis le début du siècle d'être une symbiose de la mouche de l'olivier (**Petrie, 1910**). Cette symbiose a été exploitée dans la lutte contre le ravageur de l'olivier par traitement antibiotique à base de streptomycine afin de détruire les stades immatures (**Fytizias et Tzanakakis., 1966**).

Schroth et al., (1983) montrent que les plants infectés ont réduit leur production ; les plantes malades présentent des modifications organoleptiques désagréables pour le fruit. La lutte consiste à désinfecter les outils de taille; à éliminer les ramifications atteintes de galles et les brûler; à traiter au cuivre les plaies occasionnées par la taille ou la chute de grêle.



Figure 22 : la tuberculose de l'olivier.
(<http://www.vogliaditerra.com/ulivi/malattie/rogn2.JPG>).



Figure 23 : chancre bactérien de l'olivier
(<http://pagesperso-orange.fr/scanice/images/Olivier/Chancre/Olivier%20chancre%202.JPG>).

I.5.4. Les virus:

Les enquêtes réalisées dans un certain nombre de pays oléicoles méditerranéens ont révélé l'incidence des infections virales, pour la plupart asymptomatiques dans les arbres (**Felix et al., 2002; Saponari et al., 2002; Faggioli et al., 2005; Fadel et al., 2005**). Bien que l'impact de ces infections sur la culture soit en grande partie inconnu, elles ont une incidence sur la commercialisation des matériels de multiplication (plantes, rameaux et semences).

À ce jour, 13 virus de 7 genres ont été isolés à partir d'oliviers. La plupart des virus concernés ont été isolés d'arbres asymptomatiques et signalés seulement sur un arbre où un très petit nombre d'arbres (par exemple *Olive latent ringspot nepovirus* (OLRSV), *Olive semi latent virus* (OSLV)). Le *Strawberry latent ringspot sadwavirus* (SLRSV) chez l'olivier a été bien étudié. Il a été signalé pour la première fois en 1979 dans le centre de l'Italie et son rôle dans l'apparition de la maladie du 'fruit bosselé' sur le cultivar. D'autres virus de l'olivier ont été trouvés associés à des symptômes spécifiques, par exemple, l'*Arabis mosaic nepovirus* (ArMV), le *Cherry leaf roll nepovirus* (CLRV) ont été associés avec la maladie appelée leaf-yellowing complex disease. L'OSLV a été associé avec la maladie du vein clearing.

Cependant, il n'y a pas de preuve formelle de la liaison étiologique de ces virus avec ces maladies. Les problèmes sont liés à la dispersion des agents pathogènes par l'exportation d'olive en matériel végétal (**Tjamos et al., 2005**). La mise en œuvre de mesures préventives dans le cadre des systèmes de certification, tels que l'assainissement, représente la seule stratégie disponible actuellement pour empêcher la diffusion des virus des olives (**Saponari et al., 2005**).

I.6. La protection intégrée des olives :

Dans le cadre de la définition générale donnée par l' **OILB** en 2002 (Organisation Internationale de Lutte Biologique et Intégrée contre les Animaux et les Plantes Nuisibles), la Protection Intégrée des olives est définie comme étant une production économique d'olives et d'huile de haute qualité donnant la priorité aux méthodes écologiquement plus sûres minimisant les effets secondaires indésirables et l'utilisation

des produits agrochimiques, afin d'améliorer la protection de l'environnement et la santé humaine.

Les oliviers doivent être régulièrement formés et taillés pour obtenir un équilibre entre croissance et production régulière et permettre une bonne pénétration de la lumière et des traitements. Une taille sévère devrait être évitée, excepté en cas de renouvellement de la végétation ou de forte infestation de *Saissetia oleae*. Une aération adaptée de la frondaison est une mesure prophylactique importante contre les maladies en particulier contre *Spilocaea* et les cochenilles.

Une fréquente désinfection des outils de taille est recommandée pour éviter le développement d'infection de maladies (telles que *Pseudomonas spp*).

Le broyage du bois de taille sain est recommandé comme alternative de brûlage pour augmenter la matière organique dans le sol, excepté dans le cas d'infection par *Verticillium dahliae*. Dans ce cas, le bois de taille doit être évacué pour éviter les problèmes de *Phloeotribes scarabeoides* (IOBC, 2002).

La mesure directe de protection des plantes (lutte) : la priorité doit être donnée aux méthodes de lutte naturelles, culturales, biologiques, hautement spécifiques des ravageurs maladies et mauvaises herbes à combattre.

L'utilisation des produits agrochimiques doit être minimisée. Le produit (ou la technique de protection) le plus sélectif, le moins toxique, le moins persistant, et le plus sain possible pour l'homme et l'environnement, doit être choisi.

L'application localisée d'appâts protéinés mélangés avec des insecticides contre *Bactrocera olea* est fortement recommandée. Des appâts à base de phéromones peuvent également être utilisés comme alternative aux appâts protéinés. Les pièges attractifs alimentaires et sexuels imprégnés de pesticides constituent des méthodes plus saines.

I.7. Les composés phénoliques :

I.7.1. Généralités :

Les polyphénols forment un très vaste ensemble de substances qu'il est difficile de définir, l'élément structural qui les caractérise est la présence d'au moins un noyau benzénique auquel est directement lié un groupe hydroxyle libre ou engagé dans une fonction éther, ester ou hétéroïde (Bruneton, 1999). Il existe de nombreuses classes de polyphénols : quinones, stilbinoïdes, coumarines, acides phénols, flavonoïdes, anthocyanes, tanins... Leur origine biosynthétique est proche, tous dérivant de l'acide shikimique.

L'une des caractéristiques des composés phénoliques, qu'ils partagent généralement avec l'ensemble des métabolites secondaires, est de montrer une répartition très inégale de teneurs dans les différentes espèces végétales et dans la même espèce, selon la variété et le stade d'évolution physiologique (Macheix et al., 2005 ; Fleuriet et al., 2003).

Les teneurs en composés phénoliques sont quelquefois élevées dans les organes jeunes et diminuent ensuite au cours de la croissance.

À l'opposé, certains organes montrent de fortes concentrations en phénols au stade adulte ou lors de la sénescence: les tanins dans les feuilles adultes de chêne les rendent alors peu attaquables par les insectes, les anthocyanes qui s'accumulent dans les fruits rouges mûrs (cerises, fraises, raisins...). selon Amiot et al., (1986) et Botia et al., (2001), des facteurs

influent la quantité des composés phénoliques chez l'olive qui sont le degré de la maturité, la situation géographique et la nature de la variété qui a un rôle très important dans la composition de ces composés.

Les olives présentent également une très forte amertume qui les rend impropres à la consommation. Le principe majeur responsable de cette amertume est un sécoiridoïde phénolique nommé oleuropéine, qui joue un rôle essentiel dans la qualité du fruit, en liaison avec certains autres composés également amers. La teneur du fruit en oleuropéine diminue au cours de la maturation (**Amiot et al., 1986**). Mais il est cependant nécessaire de procéder à une désamination chimique (traitement alcalin permettant l'hydrolyse de l'oleuropéine) pour rendre les olives comestibles, particulièrement lorsqu'elles sont cueillies vertes.

Les plus importantes classes des composés phénoliques chez l'olive sont : l'acides phénoliques, l'alcools phénoliques, flavonoïdes et les secoiridoïdes (**Macheix et al., 1990 ; Espin et al., 2000**).

I.7.2. Rôle des composés phénoliques :

Le rôle des composés phénoliques est maintenant reconnu dans différents aspects de la vie de la plante et dans l'utilisation que fait l'homme des végétaux. Ils peuvent en effet intervenir :

- dans certains aspects de la morphologie de la plante (lignification, régulation de la croissance, interactions moléculaires avec certains microorganismes symbiotiques ou parasites...);
- dans les interactions des plantes avec leur environnement biologique et physique (relation avec les bactéries, les champignons, les insectes, résistance aux UV), soit directement dans la nature soit lors de la conservation après récolte de certains végétaux. Ainsi, la stabilité des huiles végétales dépend pour une grande part de leur teneur en antioxydants phénoliques comme cela est le cas pour l'huile d'olive vierge non raffinée qui est particulièrement riche en polyphénols. Lorsque cette même huile est raffinée (avec élimination des composés phénoliques), elle perd sa protection contre l'oxydation et le rancissement alors que l'ajout des phénols d'origine permet de retrouver une bonne stabilité (**Shahidi et al., 1992**);
- dans les critères de qualité (couleur, astringence, amertume, qualités nutritionnelles...) qui orientent le choix de l'homme dans sa consommation des organes végétaux (fruits, légumes, tubercules...) et des produits qui en dérivent par transformation;
- participent à des réponses allélopathiques (compétition entre les plantes pour la germination et la croissance), c'est l'ensemble des interactions biochimiques directes ou indirectes, positives ou négatives, d'une plante avec une autre. Les plantes sont en compétition les unes avec les autres pour l'ensoleillement et les substances nutritives. Les composés allélopathiques sont libérés dans le sol ou dans l'air. **Exemple** : quand une graine germe, elle peut libérer des substances qui inhibent la germination des autres plantes de la même espèce. Des recherches envisagent l'utilisation des composés allélopathiques comme herbicides ou pesticides naturels.

-dans les variations de certaines caractéristiques des végétaux lors de traitements technologiques (préparation des jus de fruits, des boissons fermentées...), pendant lesquels apparaissent fréquemment des brunissements enzymatiques qui modifient la qualité du produit fini (pouvoir antioxydant) (**Macheix et al., 2005**) ;

-dans la protection de l'homme vis-à-vis de certaines maladies en raison de leur interaction possible avec de nombreuses enzymes et de leurs propriétés antioxydantes.

Plusieurs sociétés scientifiques traitent régulièrement des composés phénoliques des végétaux et de leur importance. L'une d'entre elles, le Groupe Polyphénols, y consacre la totalité de son activité. Ce groupe scientifique international est né à l'INRA de Narbonne en 1970, ce groupe tient maintenant un congrès tous les deux ans (Lille en 1998, Munich en 2000, Marrakech en 2002 Helsinki en 2004) (**Macheix et al., 2005**).

I.7.3. Les polyphénols et la résistance des plantes :

Dans leur environnement, les plantes sont constamment soumises à des attaques par des facteurs de nature abiotique et biotique (**fig.24**). Parmi les facteurs abiotiques, on trouve notamment les températures extrêmes, les rayonnements U.V., les carences ou les excès en éléments minéraux essentiels ou toxiques. Les végétaux sont également au contact de nombreux micro-organismes tels que les champignons, les bactéries et les virus, dont certains sont pathogènes.

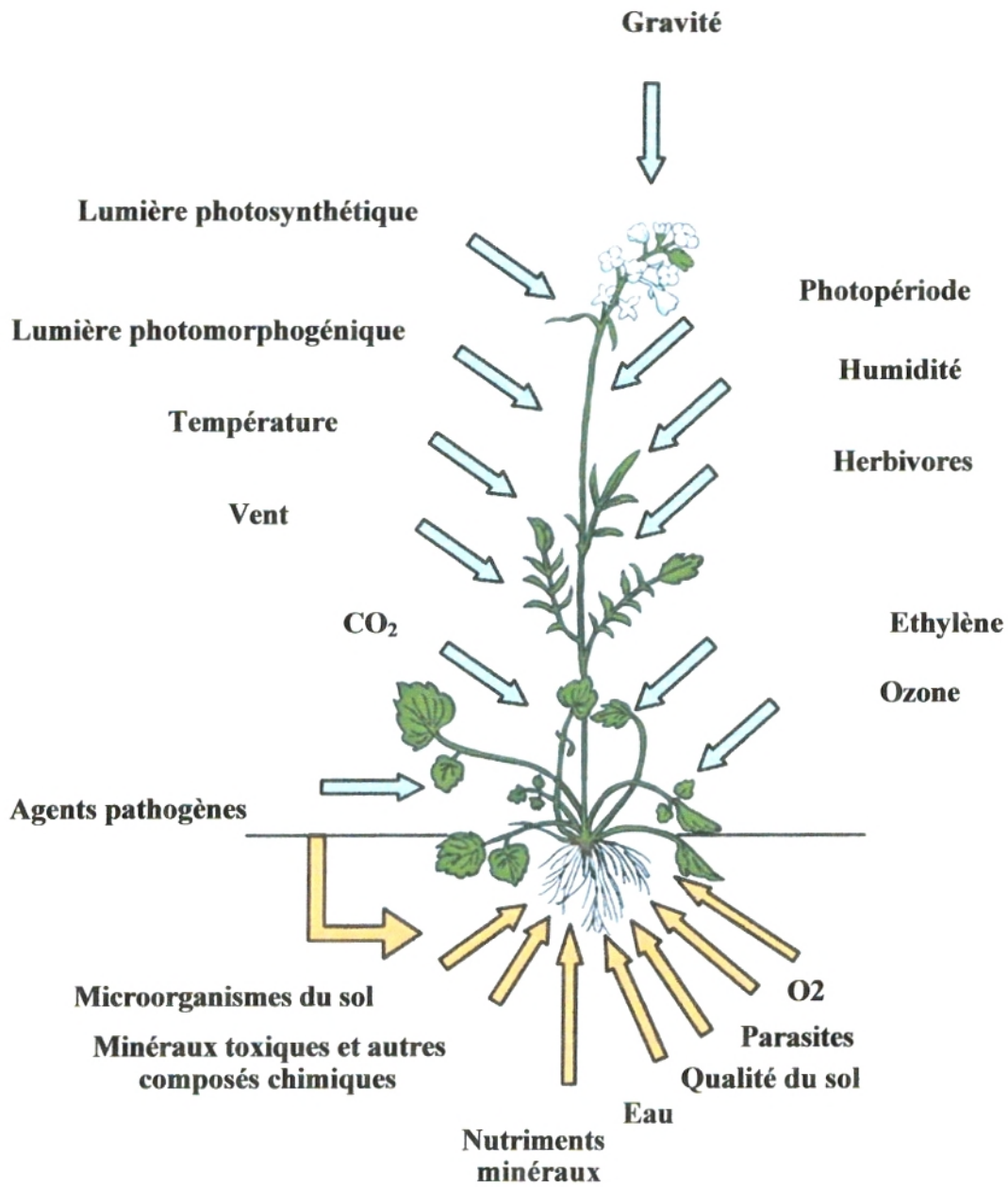


Figure 24 : Signaux environnementaux de nature physique, chimique ou biologique, pouvant affecter la croissance et le développement des plantes (Buchanan et al., 2001).

Toutefois, la maladie est une situation d'exception. En effet, au cours de leur évolution, et pour faire face à la multiplication des pathogènes, les plantes ont mis en place des réactions de défense permettant à la plupart d'entre elles de lutter contre les infections de très nombreux pathogènes. Ces défenses peuvent être :

-Défense passive : regroupe toutes les barrières physiques et chimiques préexistantes (des composés dont l'expression est constitutive, tels que les composés phénoliques et certaines molécules de défense).

-Défense active :

- Renforcement des parois cellulaires (cellulose, lignine, subérine, composés phénoliques,...).
- Génération du signal intra et intercellulaire (formes actives d'oxygène, éthylène, salicylates, jasmonates, autres molécules signal.
- Activité antimicrobienne (phytoalexines, protéines PR,...).

Ces différentes réponses forment ce qui est connu sous le concept de la résistance de la plante. Une représentation schématique des réponses de la plante aux stress biotiques et abiotiques est illustrée par la **fig.25**: L'induction des réponses de défense active notamment par des éliciteurs a pour effet de rendre la plante plus apte à faire face à toutes les agressions en particulier celles provenant des microorganismes phytopathogènes.

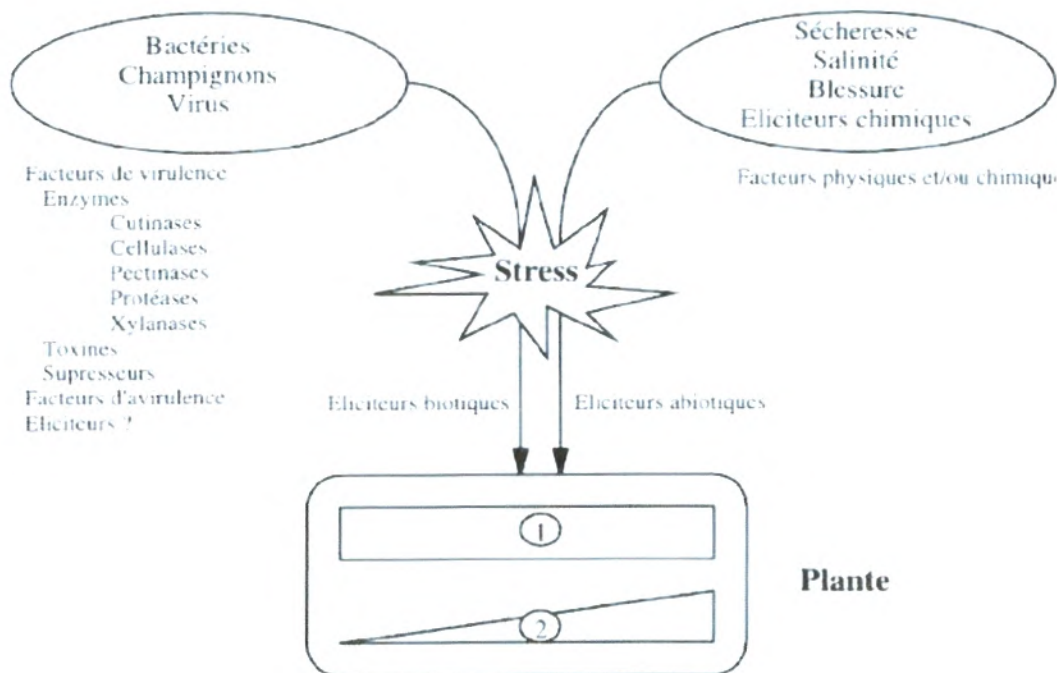


Figure 25 : représentation schématique des réponses de défense de la plante aux différents stress biotiques et abiotiques (**Dixon et Harisson., 1994**).

La résistance correspond à la capacité de la plante à retarder ou supprimer l'activité et le développement du parasite. La mise en place des mécanismes de résistance est toujours initiée par la perception d'un signal informant la cellule végétale d'une attaque par un agent

pathogène. Ces signaux sont désignés par le terme éliciteur. Ce sont tous les composés qui stimulent la synthèse des phytoalexines dans la plante (**Keen et Bruegger., 1977 ; Darvill et Albersheim., 1986**), parmi lesquelles certains groupes de composés phénoliques sont bien représentés : coumarines, stilbènes, isoflavonoïdes... (**Dixon et Paiva., 1995**). Ces molécules peuvent être d'origine exogène lorsqu'ils proviennent de pathogène ; ou d'origine endogène lorsqu'ils sont produits par la plante (**Dixon et Harrison., 1994**).

Les éliciteurs biotiques qui correspondent généralement à des molécules oligosaccharidiques pariétales, des peptides des polypeptides, des glycopeptides ou glycoprotéines (**De Wite et Spikman., 1982**) et des protéines microbiennes de faible poids moléculaire (**Dietrich et al., 1990**).

Cependant, au cours de leur évolution, les plantes ont su élaborer des systèmes d'adaptation et de défense efficaces leur permettant le plus souvent de tolérer et de résister à toutes ces agressions extérieures. Les plantes se sont perpétuellement adaptées au milieu environnant, notamment en modelant leur métabolisme et en synthétisant de nouvelles molécules. Les voies biochimiques essentielles à la vie de la plante telles que la photosynthèse, la glycolyse ou encore la synthèse des acides aminés ont conduit au cours de l'évolution à la mise en place de nouvelles étapes enzymatiques donnant naissance à leur tour à des molécules aux fonctions nouvelles. Ces voies alternatives, souvent spécifiques du règne végétal, ont été regroupées sous le terme de métabolisme secondaire, en opposition au métabolisme primaire (**Creamer et Bostock., 1986**).

Les métabolites secondaires appartiennent à des groupes chimiques variés (alcaloïdes, terpènes, composés phénoliques...) qui sont très inégalement réparties chez les végétaux (**Macheix et al., 2005**). Ce sont des molécules qui ne participent pas directement au développement des plantes mais plutôt interviennent dans les relations avec les stress biotiques, abiotiques où améliore l'efficacité de reproduction, ils sont différents dans les différentes espèces. On connaît actuellement plusieurs milliers de composés phénoliques, un nombre qui augmente sans cesse et qui en fait un groupe chimique particulièrement important (**Dietz, 2007**). La plupart d'entre eux sont caractéristiques des végétaux, mais peuvent être présents chez les animaux.

L'implication des composés phénoliques dans la résistance des végétaux aux agents pathogènes recouvre trois aspects complémentaires :

-L'existence de barrières phénoliques constitutives, préexistant à l'infection, deux groupes principaux de composés constitutives participent à la défense de la plante :

- D'une part ceux formant les barrières physiques, en particulier la lignine, qui est un composé difficile à dégrader, ce qui est aisément constatable dans le sous-bois ou branches mortes et troncs d'arbres résistent plusieurs années à l'attaque par les micro-organismes du sol.
- D'autre part les composés solubles forment une barrière chimique efficace contre les agressions d'origine animale ou microbienne, parmi eux, les tanins jouent un rôle important au cours de l'évolution des végétaux en leur conférant un avantage adaptatif vis-à-vis des herbivores et des agents pathogènes (**Grayer et al., 1994 ; Haslam, 1989**).

La biosynthèse de phytoalexines : la résistance des végétaux à différents agents pathogènes passe généralement par un phénomène de reconnaissance précoce entre les deux partenaires. A l'échelle moléculaire, cela se traduit par l'interaction des produits de

gènes d'avirulence de l'agent pathogène et des gènes de résistance de la plante. Il en résulte une interaction d'incompatibilité qui est généralement caractérisée par une réaction dite hypersensible. L'une des manifestations chimiques de cette interaction consiste en l'accumulation des phytoalexines (**Bennet et al., 1994**). Ce terme désigne des métabolites secondaires de faible poids moléculaire formé par la plante à la suite de l'infection et représentant une activité antimicrobienne nette.

Parmi les phytoalexines phénoliques, on trouve des coumarines, des ptéocarpanes qui dérivent des isoflavonoïdes, des stilbènes... La nature des phytoalexines produites par une plante est généralement caractéristique de l'espèce végétale considérée, indépendamment de la nature de l'agent pathogène inducteur (**Macheix et al., 2005**).

La formation des phytoalexines, même quand elle est rapide et intense, n'est pas toujours suffisante pour permettre d'arrêter le développement de l'agent pathogène qui peut également mettre en place des mécanismes permettant de les dégrader (**Macheix et al., 2005**).

-L'acide salicylique : L'acide salicylique joue un rôle important comme messenger intracellulaire déclenchant l'induction de l'ensemble des mécanismes qui permettent à la plante de se défendre vis-à-vis des virus, des champignons ou des bactéries (**Klessig et al., 1994 ; Kunkel et al., 2002**) ; on observe souvent une rapide augmentation de sa concentration suite à l'attaque par des agents pathogènes (**Smith-Becker et al., 1998**) (**fig.26**).

-L'éthylène qui est une hormone qui régule de nombreux processus chez les plantes, semble jouer un rôle important dans les mécanismes de défense (**Wang et al., 2002**).

-L'acide jasmonique : est une hormone de stress de la plante qui agit comme régulateur de la réponse de défense (**Macheix et al., 2005**). Il joue un rôle important dans la fertilité, la germination, la croissance, la maturation des fruits ... Ils ont par ailleurs un rôle essentiel dans la défense biotique des plantes, notamment dans la réponse aux agressions herbivores (**Macheix et al., 2005**).

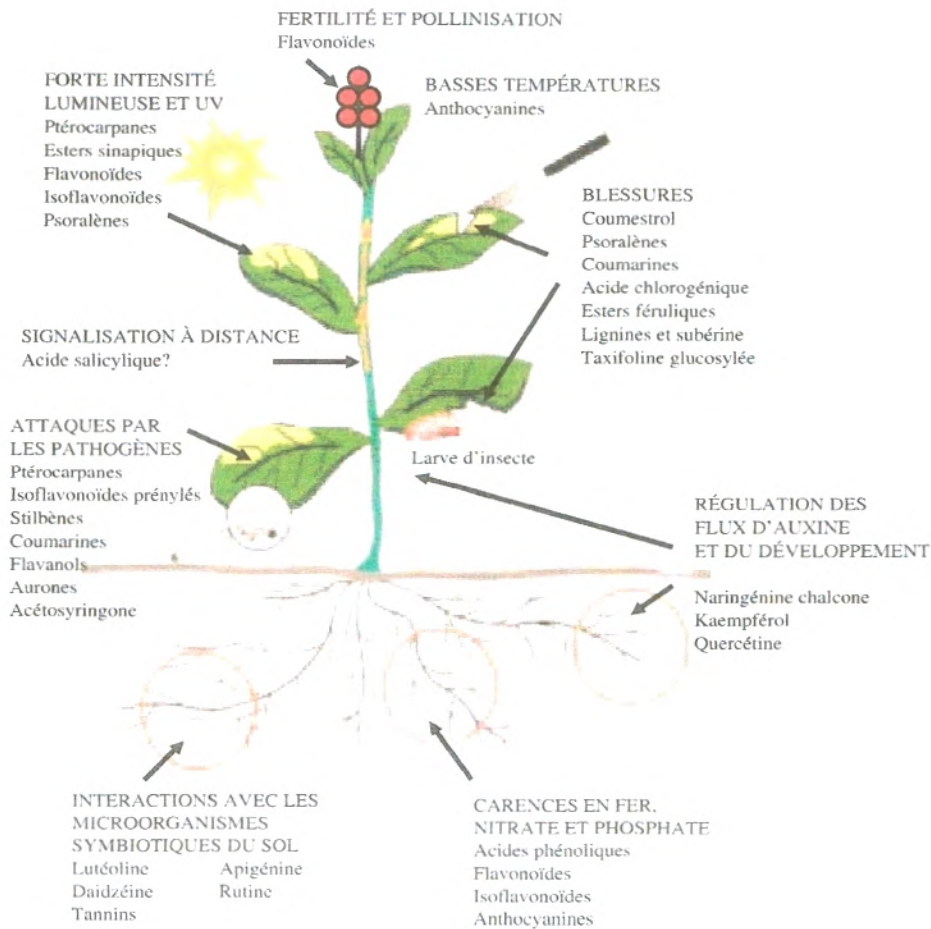


Figure 26 : Quelques exemples de l'implication des composés phénoliques dans le développement de la plante et dans les interactions avec son environnement (**Dixon et Paiva., 1995**).

1.7.4. Principaux composés phénoliques :

1.7.4.1 Les tanins:

Le terme tanin fut introduit à la fin du dix-huitième siècle pour définir les substances organiques présentes dans les extraits aqueux des feuilles, écorce, bois, fruit, galles de certaines fougères, gymnospermes et angiospermes (**Swain , 1979**).

Ces substances ont la capacité de transformer des peaux d'animaux en cuir bien plus résistant face aux bactéries, à la chaleur et à l'abrasion que le matériel original. Les tanins sont des composés polyphénoliques solubles dans l'eau avec des poids moléculaire très élevés compris entre 300 et 20000 Daltons (**Williams et al., 1983**). L'une des caractéristiques fonctionnelles des tanins est leur capacité de faire précipiter les protéines (**Hagerman et Butler., 1989**).

En 1920, Freudenberg établit la classification des tanins la plus largement acceptée. Il les divise en deux groupes basés sur la différence structurale: les tanins hydrolysables et les tanins non hydrolysables ou tanins condensés (**Salunkhe, 1990**).

En 1979, **Swain** établit une classification en quatre groupes, comprenant les deux groupes cités ci-dessus et deux autres -oxytanins et β tanins- qui ne sont pas véritablement reconnus comme des vrais tanins (**Bernays et al., 1989**). Les tanins sont synthétisés à partir de la phénylalanine par la voie dite de l'acide shikimique (**Swain, 1979 ; Haslam, 1986**).

a. Les tanins hydrolysables :

Sont des esters de glucose, c'est-à-dire un noyau central de glucose sur lequel se fixent, au moyen d'une liaison ester, des acides : l'acide gallique pour le groupe des gallotanins, l'acide hexahydroxydéphinique (ou éllagique) pour le groupe ellagitanins. Leur hydrolyse par des acides, des bases ou des enzymes, libère le glucose ainsi que les acides gallique ou phénolique liés (**Swain, 1979 ; Salunkhe, 1990**). Ils n'existent que chez les dicotylédones (**Bernays et al., 1989**).

b. Les tanins condensés :

Forment le groupe le plus important et ils sont présents dans plusieurs espèces de plantes vasculaires (**Swain, 1979**). On les appelle également proanthocyanidines, car les tanins condensés produisent des anthocyanidines quand on les chauffe dans l'acide (**Waghorn et Mc Nabb., 2003**).

Ce sont surtout des flavonols ou des polymères de flavan-3-ols (Catéchines) et/ou 3, 4diols (Leucoanthocyanidines) (**Swain, 1979, Salunkhe, 1990**). Les tanins condensés sont des polymères de forts poids moléculaire, les plus couramment décrits faisant 5 000 Daltons, mais on en a découvert de plus de 30 000 Daltons (**Bravo, 1998**). Plus le poids moléculaire des tanins condensés augmente (plus de 5 000 DA) plus ses derniers deviennent insolubles dans les solutions physiologiques et perdent leur capacité à précipiter les protéines (**Kumar et al., 1990**).

Les tanins condensés sont très abondants dans certains organes végétaux consommés ou utilisés par l'homme, par exemple de nombreux fruits (pomme, prune, fraise,...) ou des boissons fermentées ou non (thé, vin, cidre,...). Dans tous les cas, la matière première végétale de départ, les traitements technologiques et les conditions de conservation du produit influencent fortement la capacité tannante donc les propriétés organoleptiques (**Macheix et al., 2005**).

On ne commença à s'intéresser réellement à la signification biologique générale des tanins que dans les années 60, notamment lorsque **Feeny** suggéra en 1968 et 1970 que les tanins de chêne protégeaient les feuilles contre les chenilles. Plusieurs théories suivirent, selon lesquelles les tanins étaient des moyens importants de défense des plantes. Alors ils sont classiquement reconnus comme étant des protecteurs de végétaux vis-à-vis des herbivores, qu'il s'agisse d'insectes ou de mammifères (**Harborne, 1995 ; Harborne et al., 2000 ; Heil et al., 2002**) et en 2004 **Forkner** montra la corrélation négative entre la teneur des tanins de feuilles de chêne et les populations d'insectes phyllophages confirmant la théorie de Feeny selon laquelle les tanins sont des moyens de défense des plantes contre leurs prédateurs.

Comme a été montré ci-dessus, les tanins sont d'efficaces moyens de défense contre les herbivores, mais on suppose que leur rôle majeur dans l'évolution a été de protéger les plantes des attaques fongiques et bactériennes (**Swain, 1979**). Cela est soutenu par le fait

que la plus forte concentration de tanins dans les angiospermes se trouve dans l'écorce des arbres.

Les tanins sont contenus dans le fruit de l'olivier à une concentration assez élevée, représentant 1,5 à 2 % du poids de la pulpe. Les tanins sont responsables en partie de l'astreingence, de l'acidité élevée des olives fraîchement cueillies (**Loussert et Brousse., 1978**).

c. La toxicité des tanins :

A côté des bienfaits des tanins, ils peuvent agir de deux manières, comme inhibiteurs de la digestion ou comme toxine. Les toxines agissent de manière spécifique après avoir traversé les membranes, ce qui permet une toxicité importante pour des quantités ingérées très faibles. Les inhibiteurs de digestion agissent directement dans l'intestin et perturbent les processus digestifs de différentes manières (**Waterman, 1984**).

Pourtant dans la majorité des cas, les tanins entrent dans la catégorie des inhibiteurs de digestion. Ils sont peu toxiques mais abondants : efficace à forte dose, ils se lient aux protéines et diminuent leur digestibilité en formant des complexes insolubles. La très grande variété des tanins ne permet pas une description exhaustive et synthétique de leurs modes d'action et de leur effet sur l'organisme. L'impact est modulé entre autre, par le type de tanins (condensés, hydrolysables...), sa concentration, l'espèce animale, l'état physiologique de l'animal, son sexe, son état sanitaire, son statut nutritionnel (particulièrement s'il est adapté ou non à la concentration des tanins) (**Waghorn et Mc Nabb., 2003**).

L'activité des tanins incluse entre autre par l'interférence avec les processus digestifs, la toxicité envers les champignons et les bactéries, l'inhibition d'enzymes digestives et l'inhibition spécifique de la cellulase (**Waterman, 1984**).

Exemple : Une consommation excessive de fourrages contenant des tanins hydrolysables a entraîné des lésions du foie et des reins, puis la mort des vaches et de moutons, en général cinq à dix jours après la consommation initiale excessive (**Waghorn et Mc Nabb., 2003**).

Chez les rongeurs, la consommation de tanins entraîne une croissance plus faible, voire une diminution du poids, une diminution de la prise alimentaire, de la prise de poids journalière et de la rétention d'azote (**Asguith et al., 1985 ; Mehansho et al., 1987 ; Santos et al., 2002 ; Juntheikki et al., 2002**).

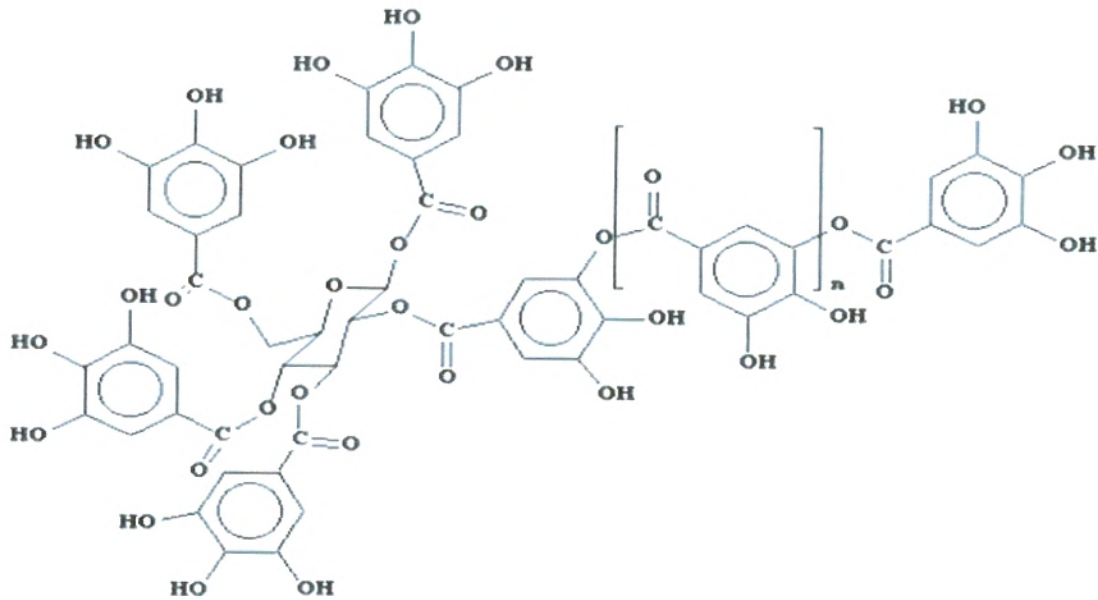


Figure 27: Structure de tanin hydrolysable (gallotanin) (Wawrzyniakl, 2006)

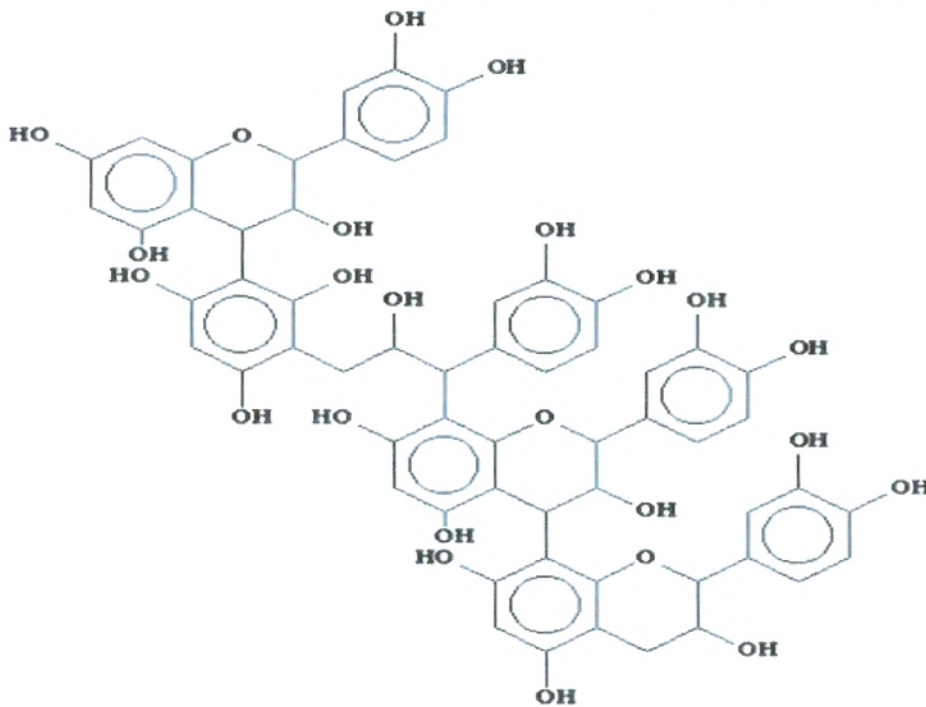


Figure 28: Structure de tanin condensé (la catéchine) (Wawrzyniakl, 2006)

1.7.4.2 Les alcaloïdes :

Contrairement aux tanins et flavonoïdes, les alcaloïdes ne font pas partie des composés phénoliques. Le mot alcaloïde vient de l'arabe "Al kali " : potasse et du grec eidos : forme.

C'est au début du XIXème siècle que les chimistes découvrent que les plantes renferment des substances à réactions alcalines. Le premier alcaloïde végétal isolé fut la morphine de l'opium, appelé morphium. Puis très vite furent découverts la narcotine ou noscarpine (opium), l'émétine et la strychnine. En 1819, Meissner forme alors le mot alcaloïde pour désigner ce nouveau type de produits. En 1833, une quinzaine d'alcaloïdes sont alors

connus, les premiers principes actifs de plantes utilisées en médecine ont alors pu être mis en évidence (**Guette, 2004**).

Les alcaloïdes sont des molécules d'origine naturelle. On les trouve principalement chez les végétaux, mais aussi chez les animaux et chez certains micro-organismes. En général, ces composés possèdent au moins un atome d'azote hétérocyclique.

Actuellement, la structure chimique d'environ 16 000 alcaloïdes est connue. Environ 20 % des espèces de plantes produisent des alcaloïdes. Leur détection consiste dans le cas le plus général, en une précipitation. Cette dernière est due à la capacité des alcaloïdes de se combiner avec les métaux et des métalloïdes qui constituent les réactifs spécifiques utilisés (**Bruneton, 1999**).

Leur force rend souvent leur emploi délicat, le dosage doit être minutieux. Les alcaloïdes ont la propriété de former des sels et d'être amers. Ils ont longtemps été catégorisés et nommés en fonction du végétal ou de l'animal dont ils étaient isolés. Aujourd'hui on les regroupe habituellement en fonction de leur structure chimique, on distingue différents groupes : Pyrrolidines, Pyridines, Tropanes, Purines,...

Les alcaloïdes sont extraits de plantes qui appartiennent principalement à quatre familles botaniques : les papavéracées, les papilionacées, les renonculacées et les solanacées. Leur place dans la plante varie, on les trouve parfois dans l'écorce, parfois dans les tiges, les racines, le fruit ou les fleurs.

Par les variations de la teneur des alcaloïdes, les plantes les utilisent pour la plupart d'entre eux dans leur système de défense contre les herbivores et les pathogènes car ces composés sont toxiques ; par exemple chez *Coffea arabica* contenant de la caféine, celle-ci est plus importante en proportion lorsque la plante est jeune que lorsqu'elle est mûre. *Nicotiana glauca* contient de la nicotine, lorsque la plante est attaquée par une larve la teneur en alcaloïde peut augmenter de 220 %.

Chez des insectes comme : *Utetheisa ornatrix*, Les mâles produisent une phéromone. Cette phéromone induit la prise d'une posture d'acceptation par la femelle réceptive (**Conner, 1981**). La phéromone mâle se compose d'hydroxydanaidal, alcaloïde pyrrolizidinique synthétisé par l'insecte à partir d'alcaloïdes précurseurs présents dans la plante-hôte larvaire.

D'autres sources d'alcaloïde comme :

Les batraciens : batrachotoxine, samandrine, bufotenine...

Les champignons : *Penicillium* contient l'isofumigaclavine, *Claviceps* contient chanoclavine...

Rares chez les mammifères : castoramine, muscopyridine,...

On les trouve aussi chez d'autres espèces comme les insectes (les fourmis, les coccinelles...), les organismes marins (dinoflagellés, poissons...)

Les alcaloïdes ont en général une activité biologique et à ce titre, ils entrent dans la composition de nombreux médicaments comme principe actif (**Guette, 2004**).

Exemple de quelques structures de dérivés des alcaloïdes :

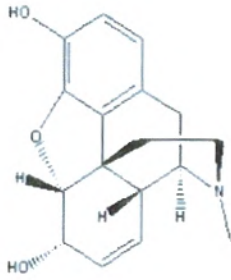


Figure 29: Structure de La morphine.
(Guette, 2004).

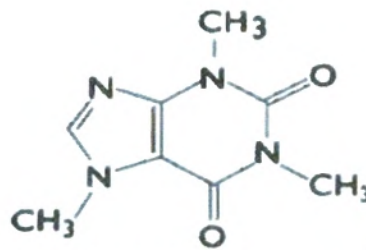


Figure 30: Structure de la caféine.
(Guette, 2004).

I.7.4.3 Les flavonoïdes :

Les flavonoïdes représentent une classe de métabolites secondaires largement répandue dans le règne végétal. Ce sont des pigments quasiment universels des végétaux qui sont en partie responsables de la coloration des fleurs, des fruits et parfois de feuilles.

Le terme flavonoïde regroupe une très large gamme de composés naturels polyphénoliques. On distingue différents types de noyaux : flavones, flavonols, flavanones, flavanonols, flavanes, isoflavones, isoflavanones, les chalcones, les aurones, les anthocyanes etc. On les trouve, d'une manière générale, dans toutes les plantes vasculaires où ils peuvent être localisés dans divers organes : racines, tiges, bois, feuilles, fleurs et fruits.

L'ensemble des flavonoïdes, de structure générale en C₁₅ (C₆-C₃-C₆), comprend à lui seul plusieurs milliers de molécules regroupées en plus de dix classes (Harborne, 1980 ; Harborne, 1988).

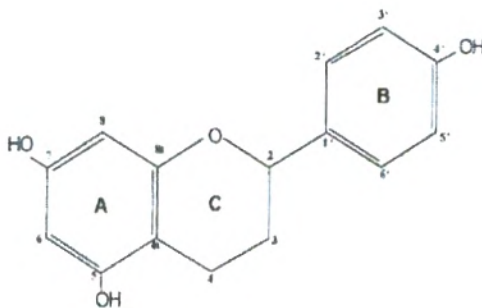


Figure 31 : Structure de flavonoïdes (Wilmsen et al., 2005).

De nos jours, plus de 4 000 flavonoïdes ont été identifiés. Ils ont une origine biosynthétique commune qui se fait par un précurseur commun la 4,2',4',6'-tetrahydroxychalcone.

Les flavonoïdes sont largement abondants dans les légumes feuilles (salades, choux, épinards etc.), ainsi que dans les téguments externes des fruits. Ils sont également présents dans le vin rouge et le thé. Les céréales, les épices et les herbes aromatiques (persil, thym, céleri) sont considérés aussi comme des sources importantes de flavonoïdes.

Récemment, de nombreux travaux ont montré que certains fruits et légumes, sont très riches en flavonols, flavanes, et flavanones (**Crozier, 1997 ; Justin, 1998**).

Les flavones (apéginine et lutéoline) sont très spécifiquement détectées dans les herbes aromatiques comme le persil, le thym, le romarin et le céleri. Les isoflavones sont largement distribués dans des légumes comme le soja, les haricots, et les pois. Autres flavonoides souvent étudiés, les anthocyanes confèrent aux fruits et les légumes leur teinte rouge ou bleutée.

Chez l'olive on trouve comme flavonoides : rutine, anthocyanines, luteolin 7-0-glucoside, apéginin 7-0-glucoside, cyanidin 3-0-rutinoside (**Amiot et al., 1986**).

Le monde animal est lui aussi concerné par les flavonoides. On trouve par exemple de la chryssine, de la quercétine, et de la galangine chez les abeilles. Ces insectes les synthétisent à partir des sécrétions de bourgeons de nombreux arbres comme le bouleau, l'aulne, le sapin, et les modifient grâce à leur enzymes salivaires.

Les flavonoides jouent un rôle dans la protection des plantes contre les rayonnements ultraviolets (UV), dans la défense des plantes contre les micro-organismes pathogènes, dans la fertilité des plantes, dans les interactions plante-microbe (**Bovy, 2004**).

a. Propriété des flavonoides :

Une des propriétés majeures des flavonoides est de contribuer à la couleur des plantes et notamment à celle des fleurs, or c'est par la couleur de ses fleurs que la plante exerce un effet attracteur sur les insectes et les oiseaux pollinisateurs, assurant par ce biais une étape fondamentale de sa reproduction. On peut également noter que les flavonoides en repoussant certains insectes par leurs goûts désagréables, peuvent jouer un rôle dans la protection des plantes.

Les flavonoides montrent d'autres propriétés intéressantes dans le contrôle de la croissance et le développement des plantes en interagissant d'une manière complexe avec les diverses hormones végétales de croissance. Certains d'entre eux jouent un rôle de phytoalexines, c'est-à-dire de métabolites que la plante synthétise en grande quantité pour lutter contre une infection causée par des champignons ou des bactéries (**Macheix et al., 2005**).

b. Les flavonoides comme antioxydant :

Les flavonoides sont des molécules capables de piéger de nombreuses espèces oxydatives comme l'anion superoxyde, le radical hydroxyle, le radical peroxy... plusieurs travaux décrivent les relations structures- activités des flavonoides (**Cos et al., 1998 ; Harborne et Williams., 2000 ; Woodman et al., 2005**). Aussi, chaque année, la presse scientifique présente beaucoup de travaux décrivant les propriétés anti-oxydantes de ces molécules comme la rutine, l'apigénine, le kaempférol, la naringine (**Wilmsen et al., 2005**).

Ces molécules sont également douées de plusieurs autres propriétés biologiques : anti-virales, anti-microbiennes, antiallergiques, anti-inflammatoires, anticancéreux, inhibitrices d'enzymes impliquées dans d'importantes fonctions cellulaires (**Chaudhry, 1983**). Certains flavonoides peuvent réduire les risques de diabète et de maladies cardiovasculaires (**Hertog, 1993**).

Mon travail de thèse a consisté à étudier les réponses de l'attaque de l'olivier par les polyphénols en principe : les flavonoides, les alcaloïdes et les tanins.

MATERIELS
ET
METHODES

II.1. Présentation de la zone d'étude :

II.1.1. Situation géographique de la wilaya de Tlemcen :

La wilaya de Tlemcen se situe au Nord-Ouest de l'Algérie entre 34° et 35°30 de latitude Nord et 1°20 et 2°30 de longitude Ouest avec un altitude de 600m.Elle s'étend sur une superficie de 901769 km², bordée au Nord par la Méditerranée, au Sud par la wilaya de Naâma, à l'Est par la wilaya de Sidi Bel Abbés et à l'Ouest par le Maroc (**fig. 32**).

II.1.2. Les ressources hydriques :

Les ressources hydriques assurées par deux oueds, oued Tafna et oued Isser avec cinq barrages : El Mafrouch, Beni Behdel, Sekkak, Sidi El Abdel, et Boughrara.

II.1.3. Agriculture :

Compte tenu des systèmes de production pratiqués actuellement et vu les potentialités agricoles que recèle la wilaya de Tlemcen celle-ci présente une vocation polyvalente avec une tendance des grandes cultures de l'arboriculture et du maraîchage en association des élevages et particulièrement de ruminants. Le secteur de l'agriculture occupe une superficie totale de 539762 Ha dont 352610 Ha de la superficie totale utilisé (**DSA, 2008**). L'occupation du sol au titre de la campagne agricole 2006/2007 se présente comme suit :

Tableau 5 : L'occupation du sol dans la wilaya de Tlemcen (DSA, 2008).

Légumes et Fruits	Occupation du sol
Céréales	90270 Ha
Légumes secs	10800 Ha
Fourrages	14980 Ha
Cultures maraîchères	13793 Ha
Agrumes	2476 Ha
Olivier	7042 Ha en masse et 234700 pieds isolés
Figier	516 Ha

II.1.4. Description de la zone d'étude :

Oudjlida se situe à l'Ouest de la commune de Chetouane entre 34° 55' latitude Nord et 1° 19' longitude Ouest .Elle est limitée au Nord par la commune de Hennaya,au Sud par la ville de Tlemcen, à l'Est par la commune de Chetouane et à l'Ouest par Kodia. Au niveau de notre travail, nous sommes intéressés à une seule station représentative d'Oudjlida, c'est un verger qui s'étend sur une superficie d'un 1 ha et présente des arbres de l'olivier non traitée (**fig. 33**).

LE GROUPEMENT DE TLEMCCEN DANS SON CONTEXTE WILAYAL

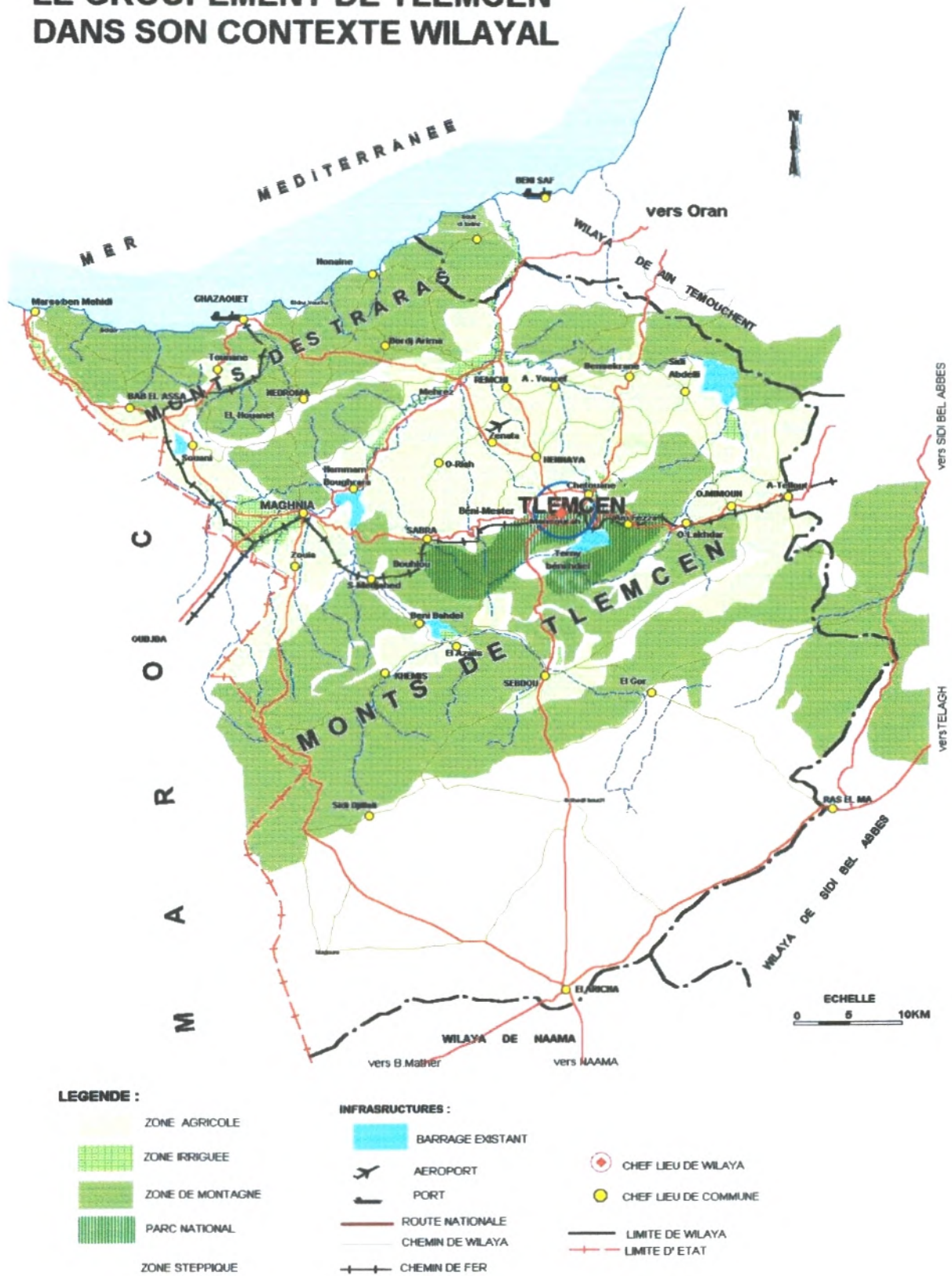


Figure 32 : situation géographique de la wilaya de Tlemcen (P.D.A.U, 2006)

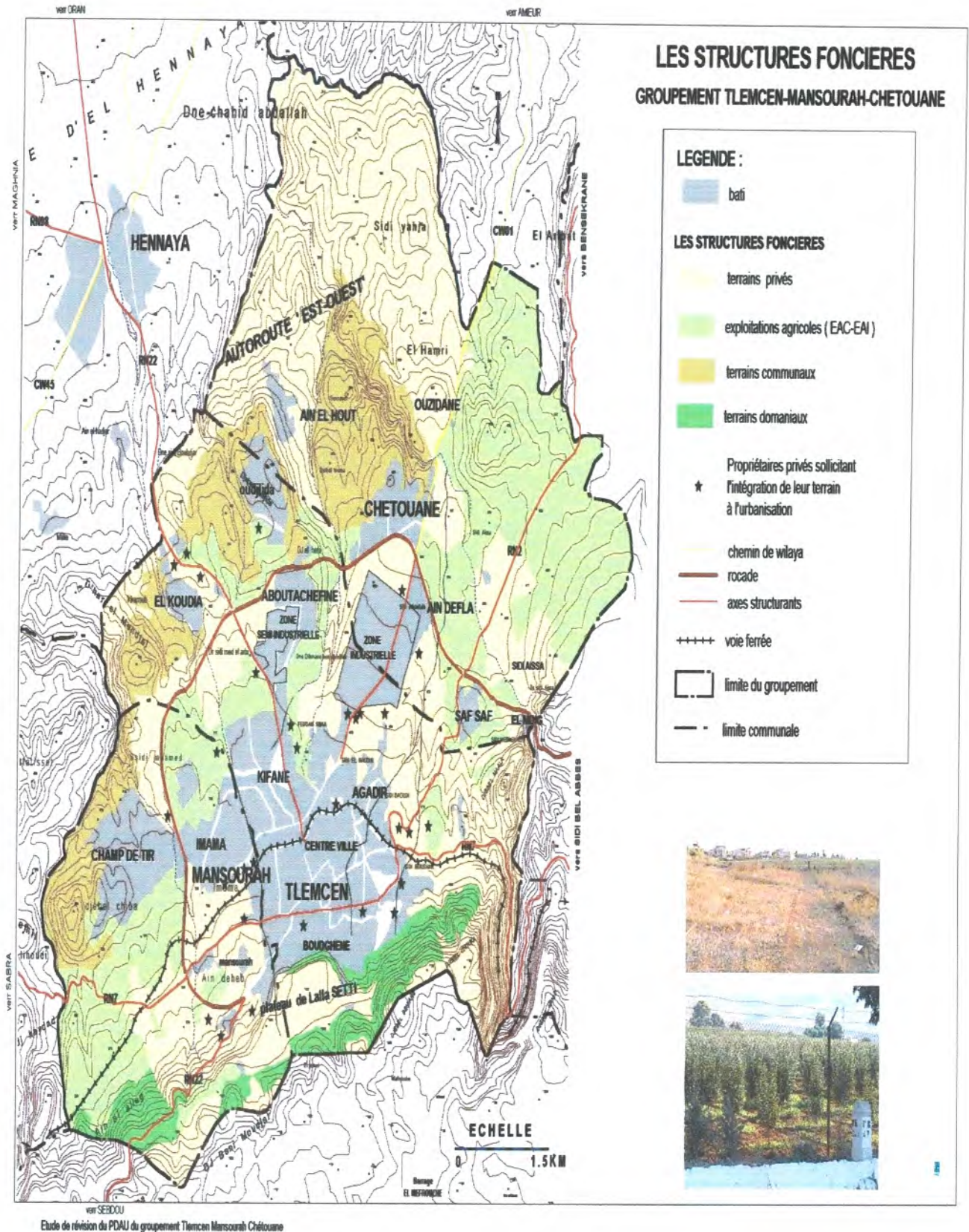


Figure 33 : situation géographique de Oudjlida.

II.1.5. Le climat :

Les données météorologiques utilisées dans notre étude ont été recueillies au niveau de la station de Saf-Saf dont les caractéristiques sont les suivantes :

- latitude : 34° 56' N
- longitude : 01° 16' W
- altitude : 587m.

L'analyse des séries observées à cette station est nécessaire afin de mieux déceler et appréhender les phénomènes climatiques de l'ensemble de la zone d'étude et cela selon la disponibilité des données et selon les possibilités offertes par l'organisme spécialisé.

Notre région d'étude, situé à environ 600 m d'altitude et représente un climat caractérisé par une longue saison estivale avec u été chaud et sec et une saison hivernale pluvieux, froide et humide avec des précipitations très irrégulières.

II.1.5.1. Les précipitations et les variations saisonnières :

C'est le facteur primordial qui permet de déterminer le type de climat (**Djebaili, 1978**). L'histogramme de la variation des précipitations mensuelles (**fig. :34**) montre que le mois de janvier est le plus humide et le mos de juillet et août sont les plus sec.

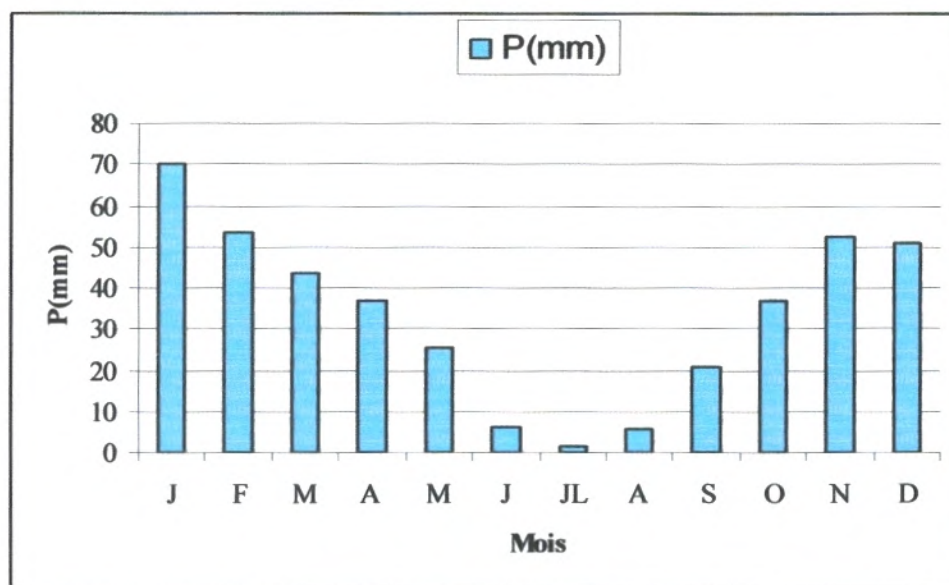


Figure 34 : valeurs moyennes mensuelles de la pluviométrie (mm) de 1992 à 2004 enregistrée à la station de Saf-Saf.

II.1.5.2. Les températures :

La température est un facteur écologique fondamental et un élément vital pour la végétation. Selon **Péguy (1970)** la température est une qualité de l'atmosphère. Les températures moyennes annuelles et mensuelles réagissent directement, en interaction avec les autres facteurs météorologique : l'insolation, le déficit hygrométrique, les précipitations, le phénomène d'évapotranspiration, etc.

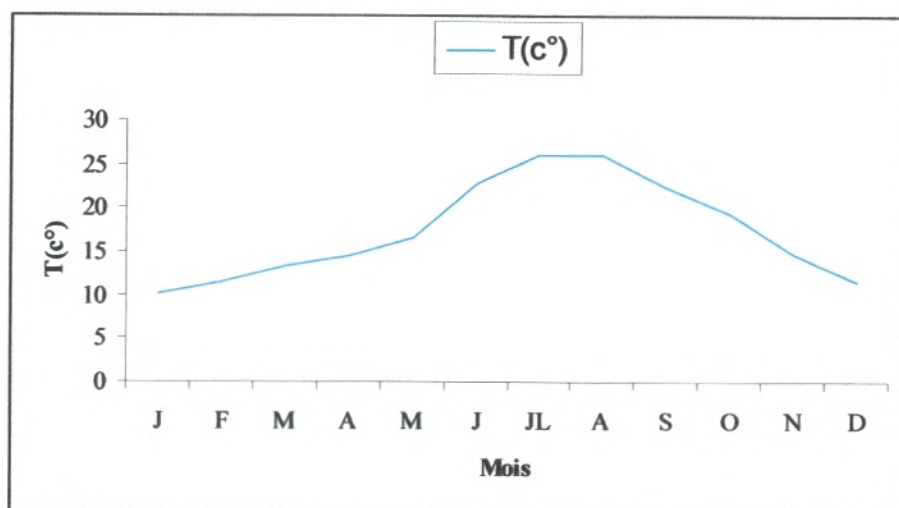


Figure 35 : variations des températures moyennes mensuelles et annuelles de 1992 à 2004 de la station de Saf-Saf.

La figure (35) montre les variations de la température moyennes mensuelles, il montre deux périodes, une sèche et l'autre froide qui s'étend de novembre jusqu'au avril et une période chaude qui s'étend de mai au octobre.

II.1.5.3. Synthèse bioclimatique :

La synthèse bioclimatique est indispensable à tout projet relatif à l'environnement, elle conditionne par le biais de ses composants le type du climat et la couverture végétale. Pour réaliser cette synthèse, nous avons retenu le diagramme de **Bagnouls et Gausson (1953)** et l'indice d'**Emberger (1952)**.

En effet, la combinaison des deux paramètres climatiques, températures et précipitations, a permis à ces auteurs la mise au point de plusieurs indices qui rendent mieux compte du climat et de la végétation existante.

a- Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gausson (1953) :

Ces auteurs soulignent que la sécheresse n'est pas nécessairement l'absence totale de la pluie, mais elle se manifeste quand de faibles précipitations se conjuguent avec de fortes chaleurs. Le diagramme ombrothermique permet d'évaluer l'importance la période et la période pluvieuse. Il présente simultanément les valeurs moyennes des précipitations (P) et des températures (T), prennent comme échelle $P = 2T$ avec (P) exprime en millimètres et (T) en degré Celsius.

Le mois le plus humide est celui où le total des précipitations est égal ou supérieur au double de la température selon la relation $P \geq 2T$.

Le mois le plus sec et où le total des précipitations est inférieur au double de la température $P < 2T$.

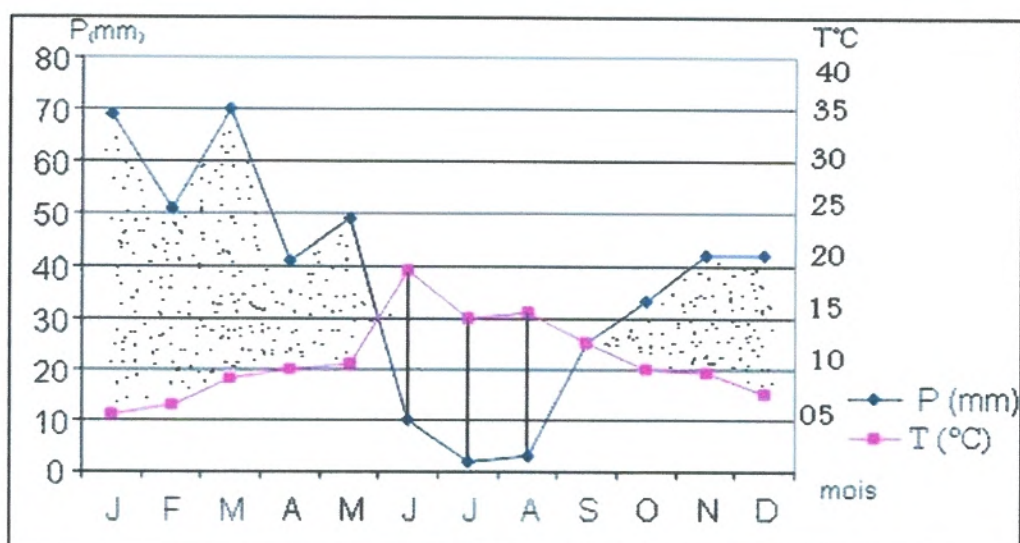


Figure 36 : diagramme ombrothermique de la zone d'étude.

Pour notre zone d'étude, la **figure (36)** montre que la période sèche s'étend en général au mois du mai jusqu'à octobre, tandis que la période humide s'étend du mois de novembre jusqu'au mois d'avril.

La période pluvieuse, s'étalant sur le reste de l'année, se caractérise par la présence de trois pics pluviométriques (janvier, mars et novembre).

b- Quotient pluviothermique et climagramme d'Emberger :

L'emploi du quotient pluviothermique d'Emberger (Q₂) est spécifique au climat méditerranéen ; il a été utilisé avec succès en Afrique du nord et en France méditerranéenne (**Bestaoui, 2001**).

La formule d'Emberger est donnée par la relation suivante:

$$Q_2 = \frac{100 P}{M^2 - m^2}$$

Dans laquelle :

P : la moyenne annuelle des précipitations (exprimée en mm).

M : la moyenne des températures maximales du mois le plus chaud.

m : est la moyenne des températures minimales du mois le plus froid.

Les données pour la période (1992-2004) sont :

P=383,63(mm), M=32,53 C°, m=5,5 C° ;

Le Q₂ calculé est le suivant : Q₂=37,31.

Le quotient d'Emberger calculé place notre région d'étude en ambiance bioclimatique semi-aride inférieure à hiver frais (**fig. :37**).

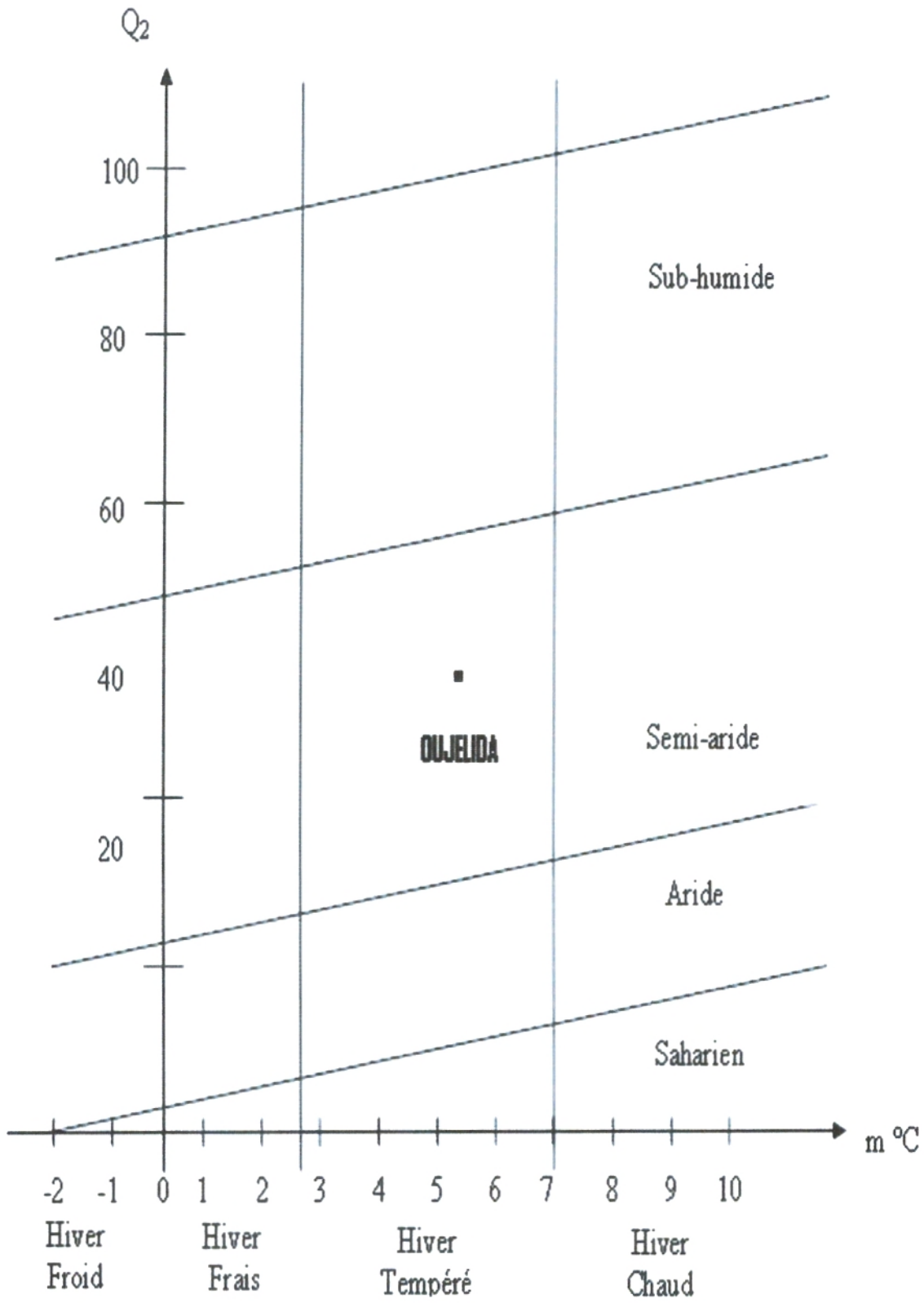


Figure 37 : Climagramme d'Emberger pour la région de Oudjida.

II.1.5.4. Les vents

D'après **Seltzer (1946)**, le vent est un facteur écologique qui est l'un des éléments les plus caractéristiques du climat par sa force. Il agit sur le degré de la température, sur la vitesse d'évaporation et possède un pouvoir desséchant (**Dajoz, 1970**).

D'après **Benabadji (1991)**, pour la station météorologique de Tlemcen, les vents dominants sont ceux d'ouest et du nord. On reconnaît son action par son effet mécanique: les feuilles déchirées, la forme courbée des arbres, les particules solides qu'il transporte (**Elhai, 1974**).

II.1.5.5. Pédologie :

L'évolution des sols est étroitement dépendante des conditions climatiques et la répartition des grands types de sols correspond aux grandes zones climatiques du globe. A l'intérieur même de ces zones, la diversité de ces types de sols est extrême et les cartes générales de sols ne peuvent avoir qu'une valeur indicative.

Dans les monts de Tlemcen, les sols fersialitiques développés sur substrats gréseux et dolomitiques prédominent ; ils sont interrompus par endroits par des sols calcaires dérivés de substrats calcaires ou marneux (**Gaouar, 1980**).

Cette description est en accord avec celle de **Dahmani (1984)**, qui définit trois classes :

- les sols fersialitiques dans les endroits les plus arrosés ;
- les sols calcimagnésiques se limitent essentiellement aux marnes carbonatées qui assurent leur approvisionnement en ions calcium et magnésium ;
- les sols évolués : caractéristiques des pentes.

L'analyse du sol de notre région d'étude effectuée avec l'aide de Mr.Gaouar. Les résultats ont montré que sol analysé est un sol rouge fersialitique à texture ALS (argilo limono sableuse riche en fer et à matière organique bonne à moyenne).

Les sols Limons sableux rouges constituent un des rares sols fertiles utilisés pour la céréaliculture ou les cultures de l'olivier (**Novikoff, 1983**).

II.2. Echantillonnage des oliviers :

Pour choisir ce verger, nous sommes basés sur les critères suivants :

- un nombre important (au moins 20) d'oliviers par verger ;
- la présence de la variété Sigoise, choisie pour notre étude en raison de sa prédominance dans notre région ;
- un nombre élevé de fruits par arbre.
- un verger non traité.

Notre verger est isolé, n'est pas traité et entouré d'un notre champ de l'olivier avec la présence des moutons. Les oliviers sont âgés d'au moins 70 ans.

L'échantillonnage des arbres a été fait aléatoirement deux arbres non contigus et ceci à chaque date d'échantillonnage. Celle-ci on été effectuée au mois d'octobre et novembre de l'année 2007. Le même arbre n'a jamais été échantillonné deux fois.

Le principe du travail consiste à choisir le premier arbre qui se situe en générale en début de l'alignement, puis échantillonner les autres arbres un par un.

II.2.1. Prélèvement des fruits (olives) :

Les fruits sont récoltés au hasard des arbres, avec un nombre de 40 olives par arbre. Quatre prélèvements sont effectués au niveau de notre verger selon un échantillonnage aléatoire pendant au cours du mois d'octobre et novembre.

Les prélèvements ont été effectués de façon à pouvoir étudier l'incidence de la date sur le taux d'infestation de l'olive par *Bactrocera oleae*.

Les échantillons sont prélevés à un rythme de deux prélèvements par mois environ.

Les fruits sont observés à hauteur de portée de 1,5 à 2m.

II.2.2. Estimation du taux d'infestations :

Les olives sont rapportées au laboratoire, puis examinées et disséquées pour dénombrer les piqûres et les trous de sortie des larves.

Le taux d'infestation peut être estimé par :

- le nombre moyen des piqûres ;
- le nombre moyen de trous de sortie.

III.2.3. Analyses statistiques des données :

III.2.3.1. Analyse de variance à un critère de classification :

Le protocole expérimental a été construit pour tester l'influence de la date.

La technique statistique adoptée est l'analyse de variance : compte tenu de l'absence de certaines combinaisons des facteurs, nous avons décomposé l'analyse en plusieurs parties avec des analyses de variance à un facteurs.

Compte tenu de la méthode d'échantillonnage (ES), l'analyse de variance à un facteur a été utilisée pour tester l'influence de la date sur les trous de sortie et les piqûres, car on ne peut les associer tous les deux (chaque sortie, les arbres échantillonnées ne sont pas les mêmes).

Principe : l'analyse de variance à un facteur a pour but de comparer les moyennes de plusieurs populations supposées normales et de même variance, à partir d'échantillons aléatoires simples, indépendants les uns des autres.

Le calcul des moyennes permet de définir deux types de variation :

- La variation entre les échantillons ou variation inter S^1_{A2} ;
- la variation à l'intérieur des échantillons mesurée par la variance résiduelle $S^1 E^2$ ou variance intra ;
- le rapport entre les deux quantités définit la variable F de Snédécour.

L'hypothèse nulle est acceptée si $F_{\text{observé}} < F_{\text{théorique}}$, lu dans la table pour (P-1),

p (n-1) degrés de liberté et un risque d'erreur α (5%) (**Annexe 01**). Elle est rejetée dans le cas contraire avec un risque d'erreur α (**Dagnélie, 1970**).

II.2.3.2. Corrélacion et régression :

a. Coefficient de corrélation linéaire :

Pour savoir s'il existe une liaison entre les piqûres et les trous de sortie, nous avons calculé les coefficients de corrélation linéaire.

Principe : pour établir une relation d'indépendance X et Y, il suffit de calculer le coefficient de corrélation (**Annexe 01**).

Si le $t_{obs} > t_{th}$, la corrélation entre les deux variables est jugée significative ; il existe alors une dépendance statistique entre elles.

b. Droite de régression :

S'il existe une corrélation significative entre les variables X et Y, on peut établir une droite de régression (**Annexe 01**). Elle permet d'estimer des valeurs de Y connaissant certaines valeurs de X. ce qui nous permet de prédire l'évolution ou l'effectif de l'un des stades en connaissant ceux de l'autre, si r^2 est positif.

Remarque : l'étude statistique est réalisée à l'aide du logiciel Minitab 12.

II.3. Etude microbiologique :

II.3.1. Echantillonnage :

Nous avons analysé 120 fruits d'olives d'un verger non traité qui présente 79 arbres d'oliviers. Ces échantillons ont été prélevés à partir des quatre points cardinaux pour éviter l'influence de l'orientation.

Quatre prélèvements ont été effectués au cours du mois d'octobre et novembre de l'année 2007.

Choix des fruits :

Dans chaque prélèvement, nous avons réparti les fruits récoltés en deux lots :

- Un lot de fruits sains (non piqués) ;
- Un lot de fruits malades (piqués présentant des taches noires, jaunes ou marron) ;

Le but de notre travail est de rechercher la flore microbienne en particulier les champignons et les bactéries.

II.3.2. Analyses mycologiques :

Pour les analyses mycologiques, nous réalisons des techniques d'isolement et d'identification préconisées par **Barnett (1972)**.

a. Isolement : Nous avons utilisé la méthode directe pour l'isolement des champignons.

Méthode directe (Ulster) : (Larpent, 1990)

C'est une méthode de mise en évidence des champignons de surface. Elle consiste à prendre des fruits d'olive (malades et sains) et découper un petit fragment de chacun et de les

ensemencer sur le milieu PDA additionné d'un antibiotique l'ampicilline (0.6mg/l).L'incubation se fait à 25°C pendant 7 jours.

Après 5 ou 7 jours d'incubation nous observons le développement des champignons de différentes couleurs. Nous prélevons avec une anse de platine stérile quelques spores ou mycélium à la marge du thalle. Nous repiquons les conidies du milieu PDA sur une boîte de pétri afin d'obtenir des souches isolées de chaque champignon retrouvé lors du premier isolement. L'incubation se fait à 25°C pendant 5 ou 7 jours.

b. Identification : l'identification est une étude corrélative entre les caractères macroscopiques et microscopiques des champignons.

Les caractères macroscopiques sont les suivants : texture et couleur du thalle, couleur du revers de la boîte de pétri, présence d'un pigment diffusible et d'odeur.

Les caractères microscopiques sont observés grâce à la méthode de microculture (**Haris, 1989**). Elle consiste à cultiver des champignons sur les petites carrés de PDA solidifiés, les spores sont ensemencées sur les limites périphériques du milieu pour leur fournir un potentiel d'oxygène élevé afin qu'elles puissent germer. L'ensemble est conditionné dans une chambre stérile est humide puis incubés à 25°C pendant 5 à 7 jours (**fig : 38**).

Après l'incubation, les lamelles aux quelles s'adhère le mycélium sont transférées sur d'autres lames stériles contenant quelques gouttes de lactophénol ou de bleu de coton pour l'observation microscopique aux grossissements x10, x40, x100, les observations sont comparées à celles décrites dans le guide de **Barnett(1972)**.

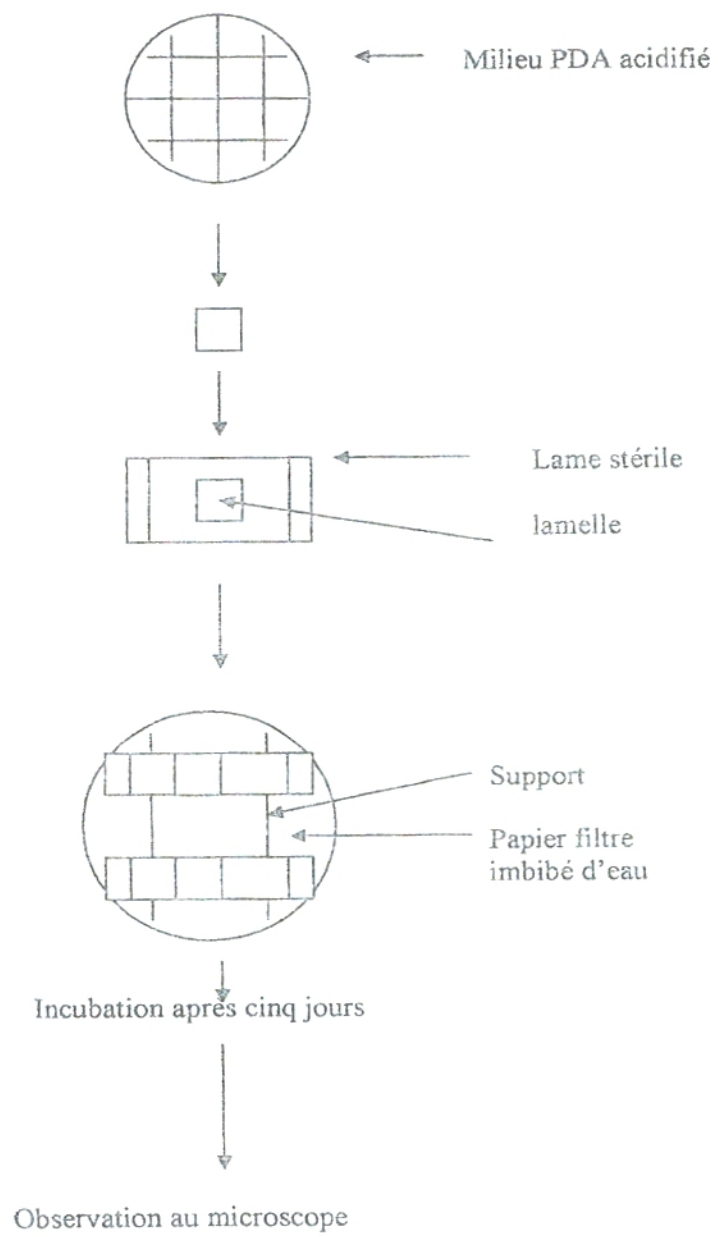


Figure 38 : Technique de microculture.

II.3.3. Analyses bactériologiques :

a. Isolement :

1. Milieu d'isolement : Nous avons choisi le milieu de gélose nutritive (GN) comme milieu d'isolement de la flore totale, c'est un milieu usuel, ordinaire, pouvant servir à la culture des bactéries n'ayant pas d'exigences particulières et donc d'obtenir une flore mixte (**Wetmore et al., 1989**). Pour éviter les contaminations fongiques nous additionnons un antifongique la nystatine (0.6mg/l).

2. Ensemencement et incubation : Nous prenons un fragment d'olive de chaque échantillon (malade et sain) et nous le disposons au milieu dans une boîte de pétri coulée de milieu (GN) additionné d'antifongique. L'incubation se fait à 25C° pendant 24h.

Après l'incubation, des colonies apparaissent d'une façon condensée ou isolée. Nous prélevons avec une anse de platine stérile, les colonies d'aspect différent et nous les repiquons chacune sur d'autres boîtes de pétri contenant le milieu GN. L'incubation se fait à 25 C° pendant 24h. Cette opération est répétée deux fois pour chacune d'elles.

3. Conservation des souches : Les souches choisies purifiées sont conservées sur un milieu GN coulé en pente dans des tubes à essai.

Les tubes sont incubés à 25 C° pendant 24h puis conservés à 4 C° dans une chambre froide.

b. Identification : l'identification des microorganismes ne peut être conduite que sur une souche isolée à l'état pur. Les souches bactériennes isolées, à partir du milieu GN et purifiées, sont identifiées sur la base de caractères morphologiques, culturels et biochimiques

1. Caractères morphologiques:

❖ **Etat frais :** permet l'observation de la forme, du mode de regroupement et de la mobilité. Cette technique doit obligatoirement être réalisée à partir d'une culture jeune, présence éventuelle de spore. L'observation se fait au microscope optique (Grossissement x100) pour les différentes lames préparées pour chacune des colonies isolées.

❖ **Coloration de Gram :** permet de classer les bactéries en deux grandes catégories selon leur structure pariétale:

-Bacille à Gram (+).	-Cocci à Gram (+).
-Bacille à Gram (-).	-Cocci à Gram (-).

La technique consiste à fixer les cellules colorées au violet de Gentiane, puis par de l'iode qui forme un complexe avec le colorant dans la paroi de la bactérie, nous y ajoutons de l'alcool qui élimine le colorant dans le cas d'une paroi fine et non d'une paroi épaisse.

Enfin, nous ajoutons de la fushine ; les cellules qui retiennent le colorant violet sont dites à Gram positif et cellule qui sont colorées en rose sont dites à Gram négatif.

❖ **Milieux sélectifs :** chacune des colonies isolées est repiquée sur les milieux sélectifs suivants :

- Milieu Mac conkey (*Entérobactéries*).
- Milieu King B (*Xanthomonas*)
- Milieu LPGA (*Erwinia*).

2. Caractères biochimiques:

❖ Test d'identification par les plaques API 20E :

La galerie API 20 E est une version miniaturisée des tests biochimiques classiques destinés à l'identification des *Enterobacteriaceae*. Ce système regroupe vingt trois tests biochimiques. Des substrats déshydratés sont contenus dans des microtubes. Ces substrats sont mis en solution grâce à l'addition d'une suspension de la bactérie à identifier. La suite d'une période d'incubation permettant à la bactérie de réagir avec les substrats, les diverses réactions sont notées afin de déterminer le code d'identification composé de sept chiffres.

- **Préparation de l'inoculum** : Des tubes d'eau physiologique stériles à raison de 5ml sont ensemencés des différentes colonies purifiées sur gélose nutritive afin d'obtenir une suspension bactérienne bien homogénéisée avant l'emploi.

-**Préparation de galerie** : Réunir le fond et couvercle d'une boîte d'incubation et prendre quelque ml d'eau distillée puis répartir dans les alvéoles pour création d'une atmosphère humide (propice pour le développement bactérien).

-**Inoculation de la galerie API 20 E** : Remplir les tubes et les cupules par la suspension bactérienne, et pour créer une anaérobiose dans les tests suivants : LDC, ODC, URE, nous rajoutons dans ces cupules de l'huile de paraffine.

Une fois l'inoculation terminée la plaque API est rangée dans sa boîte et incubée à 25 °C pendant 24h. Après l'incubation, nous réalisons la lecture de la plaque API.

- ❖ **Type respiratoire**: Pour connaître le type respiratoire, on procède à un repiquage des diverses colonies bactériennes sur milieu gélose nutritive semi solide, l'incubation se fait à 25°C pendant 24h.
- ❖ **La catalase** (enzyme qui dégrade l'oxygène) : consiste à ajouter quelques gouttes d'eau oxygénée à 10V sur une suspension bactérienne. La présence de l'enzyme se manifeste par un dégagement des bulles de gaz

II.4. Le matériel végétal :

II.4.1. Récolte et séchage :

La récolte de l'olive a été réalisée au mois d'octobre et novembre 2007. Les fruits sains et infectés récoltés ont ensuite été séchés dans le laboratoire à l'abri de la lumière et de l'humidité. Les fruits ont été concassés au mortier en fins morceaux, nous avons obtenu une poudre fine.

II.4.2. Détermination de la teneur en eau:

Principe :

On procède à une dessiccation de l'échantillon à analyser dans une étuve à la 100 à 105°C jusqu'à l'obtention d'une masse pratiquement constante. Pour éviter toute reprise d'humidité, il convient d'opérer dans des vases de tare, placées dans un dessiccateur (Audigie et al., 1980).

Mode opératoire :

- Introduire dans chaque vase 2g de l'échantillon frais : c'est le poids P1 ;
- Placer les dans une étuve réglée à 105 c° pendant trois heures ;
- Peser l'ensemble et répéter la même opération mais avec un temps réduit (une heure seulement) ;

La différence entre deux pesées doit être inférieure à 2mg, si non l'opération est renouvelée jusqu'à poids constant.

Expression des résultats :

La teneur en eau (%) de matériel végétal est donnée par la formule suivante:

$$\text{Teneur en eau (\%)} = (P-P1) / M .100$$

P1 : masse en g de la prise d'essai avant séchage.

P : masse en g de la prise d'essai après séchage.

M : masse du matériel biologique.

A partir de la teneur en eau on peut déterminer le taux de matière sèche qui est donné par la formule suivante :

$$\text{Taux de matière sèche (\%)} = 100 - \text{teneur en eau (\%)}$$

II.4.3. Tests phytochimiques :

L'examen phytochimiques permet de détecter la présence ou l'absence des constituants chimiques essentiellement les composés phénoliques, les alcaloïdes...



Figure 40 : Système d'extraction au Soxhlet

II.4.3.3. Extraction sélective :

a. Extraction des tanins :(Bruneton, 1999)

10g de matériel végétal broyé et dégraissé en présence de 180ml d'eau distillée et 100ml d'acétone ;l'ensemble est porté à une macération à froid(4°C) pendant 4 jours.

Filtrer et extraire la solution deux fois avec 50ml de dichlorométhane afin d'éliminer les pigments et les lipides.

Décantier et extraire la phase aqueuse quatre fois avec 50ml d'acétate d'éthyle (AE).

Sécher la phase organique avec MgSO₄ ensuite faire évaporer le solvant à sec.

b. Extraction des flavonoïdes :(Dauguet et Foucher., 1982).

20g de matériel végétal dégraissé dans 200ml de méthanol bouillant et 10g de CaCO₃. L'ébullition est maintenue sous réfrigérant à reflux pendant 1h. Après filtration, le dépôt est traité de nouveau pendant 1h à ébullition dans la même quantité d'alcool.

Les deux solutions alcooliques sont réunies, elles sont évaporées et le résidu sirupeux est repris par 100ml d'eau distillée bouillante.

La solution aqueuse est filtrée à chaud et le filtrat épuisé successivement par l'éther diéthylique, l'acétate d'éthyle et le n-butanol tous les composés flavoniques se retrouvent dans l'extrait d'acétate d'éthyle.

c. Extraction des alcaloïdes :(Harborne, 1973)

5g de la poudre dégraissée de l'échantillon dans un bécher de 250ml. Ensuite, ajouter 200ml d'une solution éthanolique à 10% d'acide acétique. Le mélange est couvert et laissé se reposer pour une durée de 4 heures.

Après filtration et concentration dans un bain marie jusqu'à l'obtention d'un quart du volume initial. L'hydroxyde d'ammonium concentré est additionné, par goutte, jusqu'à l'obtention d'un PH=10.

La solution entière est centrifugé ensuite le surnageant est jeté .Le résidu est récupéré, lavé avec de l'hydroxyde d'ammonium dilué (1%) et puis recentrifugé .Après la centrifugation, le résidu obtenu est séché puis pesé, afin de calculer le rendement des alcaloïdes.

II.4.4. Dosages des composés phénoliques :

II.4.4.1. Dosages des phénols totaux :

a. Extraction :

-Principe :

. La macération :

La macération est une opération qui consiste à laisser le matériel végétal en contact prolongé avec un solvant pour en extraire les principes actifs. C'est une extraction qui se fait à température ambiante. La macération ne doit pas être confondue avec l'infusion ou la décoction.

L'extraction de polyphénols consiste à macérer à froid le tourteau (la poudre dégraissée) de l'échantillon à analyser dans une solution d'acétone aqueuse pendant 24 heures.

L'acétone aqueuse et le méthanol aqueux, avec des proportions entre 70% et 50% (v/v), sont les solvants les plus utilisés pour l'extraction des polyphénols. L'acétone aqueuse est généralement plus efficace que le méthanol aqueux (Yu et Dahlgren., 2005).

-Mode opératoire :

Une prise d'essai de 2g de tourteau dégraissé est macérée avec 100ml du mélange acétone/eau (70% v/v) pendant 24 heures à température ambiante.

Après filtration sous vide, le mélange acétone/eau, est évaporée à sec sous pression réduite à 45°C. Le résidu obtenu est pesé pour calculer le rendement de polyphénols totaux (Yu et Dahlgren., 2005).

b. Dosage par la méthode de Folin Ciocalteu :

- Principe :

La réaction est basée sur la réduction de l'acide phosphomolybdique du réactif Folin Ciocalteu (un acide de couleur jaune, constitué de polyhétérocycles acides contenant du molybdène et tungstène) par les polyphénols en milieu alcalin (Catalano et al., 1999).

Elle se traduit par le développement d'une coloration bleu foncée due la formation d'un complexe molybdène tungstène mesuré au spectrophotomètre.

Mode opératoire :

Le dosage des polyphénols est effectué par la méthode de Singleton (1965) reporté par Dogyan et al (2005).

Préparation de l'échantillon :

Le résidu obtenu après l'extraction est dissout dans 5ml d'eau distillée, puis 100ul de cette solution mère est diluée jusqu'à 3ml. Ensuite ajouter 0.5ml du réactif de Folin Ciocalteu.

- Laisser réagir pendant 3 minutes. Après, ajouter 2ml de carbonate de sodium à 20%.
- Vortex le mélange et laisser incuber à l'obscurité pendant 1 heure.
- Lire l'absorbance à 650nm.

Préparation de l'étalon : (annexe 03).

c. Expression des résultats :

La teneur en polyphénols totaux est déterminée à partir d'une équation de la régression linéaire déduite de la courbe d'étalonnage et exprimée en milligramme équivalent de pyrocatéchol par 100 gramme de matière sèche.

L'équation est donnée si dessous :

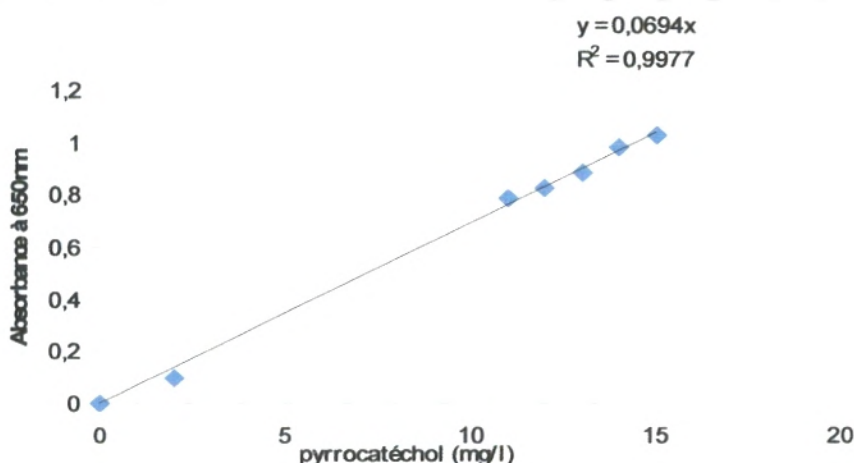


Figure 41 : Courbe d'étalonnage standard pour le dosage des polyphénols.

On obtient une valeur **X** mg équivalent de pyrocatéchol/100g de MS.

La formule suivante permet le calcul de la teneur en phénols totaux exprimée en mg/g.

$$Y = 0,1324 X - 0.0358$$

Y : la densité optique.

X : la teneur en phénols totaux (mg/g).

II.4.4.2. Dosage des tanins :

a. Extraction des tanins par le polyvinyle polypyrrolidone (PVPP) :

-Principe :

Il consiste à extraire les polyphénols totaux du tourteau par l'acétone/eau et à utiliser une matrice insoluble, le polyvinyle polypyrrolidone (**PVPP**) substance capable de se complexer avec les tanins (polyphénols de haut poids moléculaire) puis au dosage des polyphénols libres par la méthode de Folin Ciocalteu (**FAO/IAEA, 2000**).

-Mode opératoire :

Une prise d'essai de 2g de tourteau dégraissé de l'olive est additionnée à 100ml d'acétone/eau à 70%.Après macération de 24 heures, filtration sous vide et lavage avec

l'hexane le filtrat est évaporé à sec à 45°C. Le résidu obtenu est solubilisé dans 5ml d'eau distillée (extrait qui contient les tanins).

- Mélanger le mélange (100mg de PVPP avec 1ml d'eau distillée et 1ml de l'extrait) et on le laisser à 4°C pendant 15 minutes.
- Centrifuger à 3000 tour/10 minutes.
- Collecter le surnageant.
- Ce surnageant représente seulement les phénols simples puisque les tanins sont retenus ou précipités par le PVPP. On peut les doser (les phénols simples) par la méthode de Folin Ciocalteu (Makkar et al., 1993).

On obtient une valeur Y mg de pyrocatéchol/100g de matière sèche.

b. Dosage indirect des tanins par la méthode de Folin Ciocalteu :

Puisqu'on a dosé les polyphénols totaux dans le premier extrait poly phénolique brute et dans le deuxième traité par de la PVPP.

En conséquence la teneur en tanins total $T=X-Y$ (FAO/IAEA, 2000).

II.4.4.3. Dosage des flavonoïdes : (Djeridane et al., 2006).

Mode opératoire :

Dosage des flavonoïdes est déterminée par la méthode de Djeridane et al., 2006.

1ml de l'extrait brut (méthanol/eau) est mélangé avec 1ml d' $AlCl_3$ à 2%. après incubation pendant 15 minutes à T° ambiante, l'absorbance de l'échantillon est mesuré à 430nm.

Préparation de l'étalon :(annexe 03)

Expression des résultats :

La teneur en flavonoïdes est déterminée à partir d'une équation de la régression linéaire déduite de la courbe d'étalonnage et exprimée en milligramme équivalent de rétine par 100 gramme de matière sèche.

L'équation est donnée si dessous :

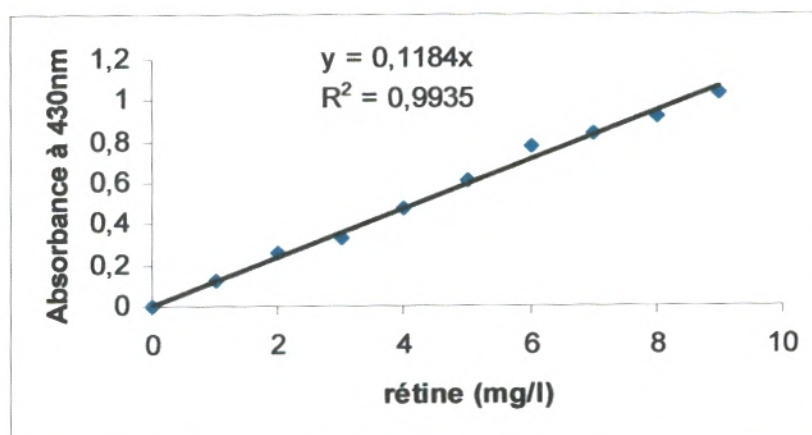


Figure 42: courbe d'étalonnage pour le dosage des flavonoïdes.

II.5. La chromatographie sur couche mince pour l'identification des composés phénoliques de l'olive :

La Chromatographie sur Couche Mince (CCM) est une technique analytique rapide, simple et peu coûteuse, utilisée au cours de la séparation et de l'identification des métabolites. Elle repose principalement sur le phénomène d'adsorption. Elle s'applique aux molécules pures, aux extraits (mélange complexes de métabolites) et aux échantillons biologiques.

Elle permet d'avoir une idée globale des métabolites présents dans un extrait ou une fraction, permet un contrôle aisé et rapide de la pureté d'un composé lorsque les conditions opératoires sont bien déterminées. Elle permet également de suivre la progression d'une réaction étant donné qu'elle indique le nombre de composants dans un mélange réactionnel. La mise en oeuvre d'une CCM nécessite plusieurs matériels tel que :

- **Une cuve chromatographique** : c'est un récipient en verre quadrangulaire fermé par un couvercle maintenu étanche (**fig.42**).
- **Une phase stationnaire** : c'est une couche d'absorbant étalé uniformément sur un support en aluminium ou en verre de dimensions variables (généralement 20 x 20 cm, 10 x 10cm ou 5 x 10cm) avec une épaisseur comprise entre 0.5 et 2 mm. L'adsorbant que nous avons utilisé est le gel de silice (Merck) qui permet la séparation de substances lipophiles et hydrophiles d'un mélange.
- **La phase mobile** : c'est l'éluant, il est composé d'un solvant unique ou d'un mélange de solvant qui migrent lentement le long de la plaque en entraînant les composants de l'échantillon déposé. Pour notre travail nous avons utilisé comme éluant un mélange de solvants : acétate d'éthyle, acide formique et eau distillée (65/15/20 : v/v/v) (**Zeljan et al., 2001**).

Préparation de la chromatographie : on trace sur la plaque de gel de silice une ligne de dépôt à 2cm du bord de la plaque et une ligne de front à 1cm du bord supérieur de la plaque.

Les échantillons : ils sont le plus souvent solubilisés dans un solvant volatil qui n'est pas forcément le même que l'éluant. Les échantillons à analyser sont appliqués en petits spots sous forme de points ou de bandes sur l'adsorbant. La plaque est déposée verticalement dans la phase mobile constituée, comme on a préalablement indiqué, par un ou plusieurs solvants organiques. Pour une bonne élution, la cuve contenant lesolvant d'élution doit être saturée (**fig.42**).

Une fois le développement du chromatogramme effectué, la plaque est séchée à température ambiante puis examinée à l'UV (longueurs d'ondes $\lambda = 254$ nm et 365 nm). Si nécessaire, les taches du chromatogramme sont révélées par pulvérisation de réactifs appropriés. On détermine alors, pour chaque constituant, le facteur de rétention:

$$R_f = \frac{\text{Distance parcourue par le composé}}{\text{Distance parcourue par le front du solvant}}$$

- Le **R_f** est caractéristique d'une substance donnée pour un éluant déterminé sur un support «phase stationnaire» donné.
- Le **R_f** est le même, que le constituant soit pur ou dans un mélange.
- Le **R_f** ne dépend pas de la concentration du constituant dans le mélange.

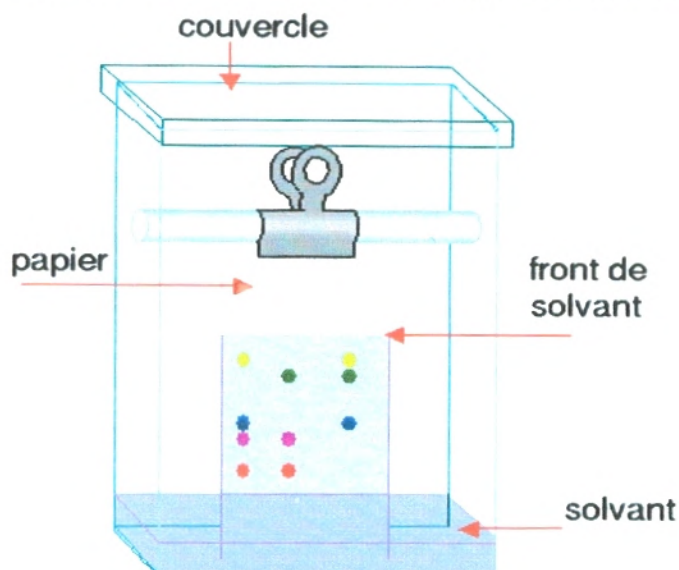


Figure 43 : Principe de la chromatographie sur couche mince.

Préparation des échantillons (extraction) : (Macheix et al., 1990)

La macération c'est la première étape ; elle consiste à laisser tremper 10g de matériel végétal dégraissé dans un solvant constitué d'un solvant hydroéthanolique (20/80 : v/v) à une température de 4°C pendant 48h, pour en extraire les composés phénoliques. Après 48h, le mélange est filtré et on récupère le filtrat.

Ensuite le filtrat est évaporé sous pression réduite et on récupère l'extrait aqueux. Ce dernier est traité trois fois avec l'A.E pour la purification. Après décantation, l'A.E est récupéré ; il représente en fait la phase organique. La phase aqueuse est traitée à son tour trois fois avec le N.b.

A la fin, on obtient deux phases organiques : une phase A.E et une phase N.b. les deux sont ensuite évaporées à sec sous pression réduite, et chacune est reprise avec 3 ml de méthanol. Ces deux extraits représentent les extraits phénoliques bruts.

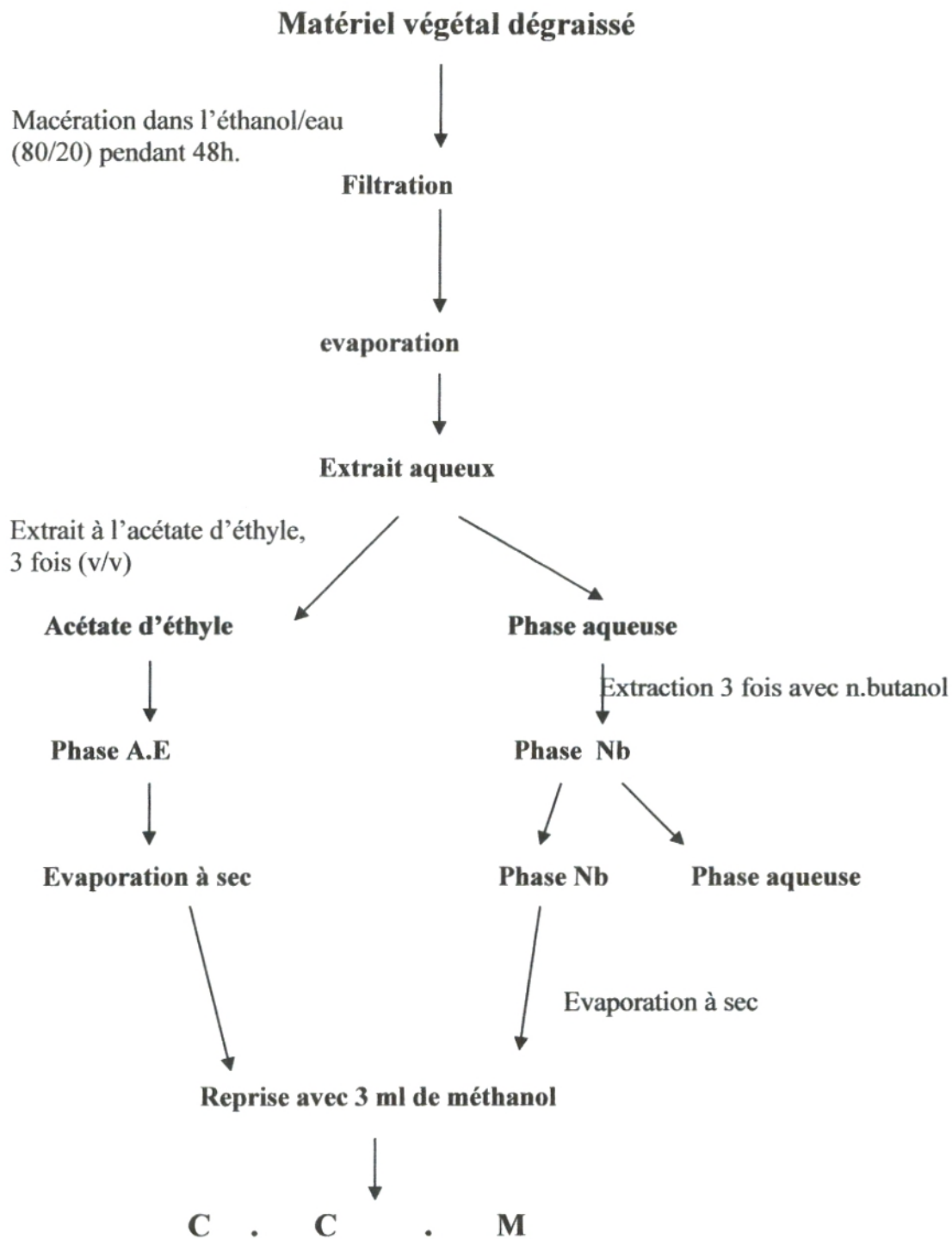


Figure 44 : Schéma général d'extraction des composés phénoliques (C.C.M)

RESULTATS
ET
DISCUSSION

III.1. Résultats :

Nous avons étudié l'infestation de la mouche d'olive *Bactrocera oleae* à partir des piqûres et des trous de sortie.

Le taux d'infestation de la mouche est estimé en fonction d'un seul facteur, la date d'observation qui est étroitement liée à la saison et aux conditions climatiques qui sévissent à cette période.

Par ailleurs, l'étude microbiologique de nos olives montre une diversité des genres présents avec une différence de pourcentages entre les olives saines et les olives infectées.

À la fin, la comparaison entre la composition phénolique des olives saines et infectées a permis d'obtenir un certain nombre des résultats se rapportant à la réponse de l'olive aux attaques des microorganismes (parasites, bactéries et champignons).

III.1.1. Etude des attaques de *Bactrocera oleae* dans la station d'Oudjlida :**III.1.1.1. Etude de l'infestation :**

Les infestations qui sont représentées par le nombre de piqûres et de trous de sortie ont été importantes dans notre verger.

a. Variation du nombre de piqûres selon la date :

Les valeurs du nombre moyen des piqûres par olive montrent une certaine variation d'une date à l'autre ; elles subissent une diminution au cours de temps.

Les résultats de l'analyse de variance à un facteur, testant l'effet de la date d'observation sur le taux de piqûres montrent qu'il existe des variations nettement significatives du nombre moyen de piqûres en fonction des dates ($F_{ob} = 34,48$ pour $p = 0,000$) (**Fig. 45**).

À la première date, en octobre, le nombre de piqûres est élevé dans le verger et il diminue pour atteindre un minimum pour les deux dates qui correspondent au mois de novembre (**Tableau 06**). Le nombre moyen de piqûres par olive de notre station est de **2,78**.

Tableau 6: Nombre moyen de piqûres par fruit en fonction de la date (Ecart-types des moyennes entre parenthèse).

Dates	piqûres
23-10	4,34 (4,21)
31-10	2,56 (3,19)
16-11	2,05 (2,87)
24-11	2,17 (3,16)

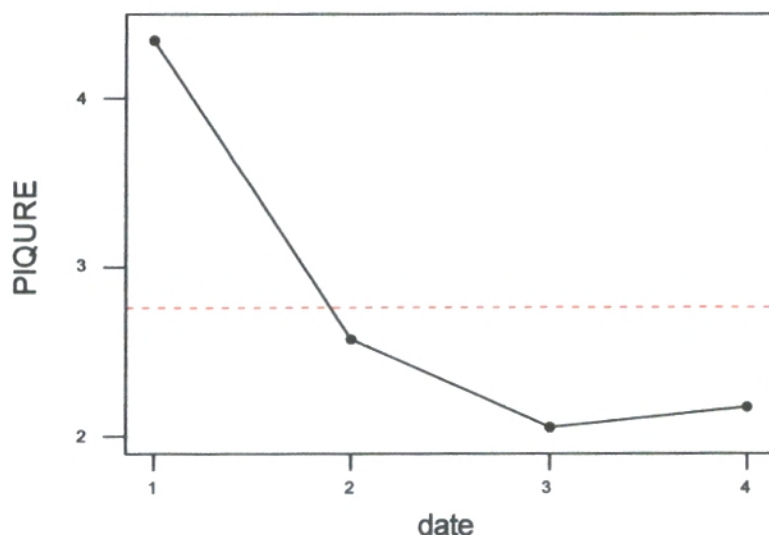


Figure 45 : Variation du nombre de piqûres en fonction des dates.

b. Variation du nombre de trous de sortie selon la date :

Le nombre de trous de sortie s'avère un véritable indicateur du taux d'infestation des olives *Bactrocera oleae* puisqu'il correspond aux larves et pupes sorties des fruits infestés.

Le nombre moyen de trous de sortie est de **0,05** trous par olive. Il varie de la première date à la dernière qui correspond au mois de novembre (**Tableau 07**). L'analyse statistique de variance montre des variations significatives d'une date à l'autre avec $F_{obs} = 2,57$ pour $p = 0,053$ (**Fig. 46**).

Tableau 7: Nombre moyen de trous de sortie par fruit en fonction de La date (Ecart-types des moyennes entre parenthèse).

Dates	Trous de sortie
23-10	0,04 (0,23)
31-10	0,04 (0,21)
16-11	0,05 (0,26)
24-11	0,09 (0,29)

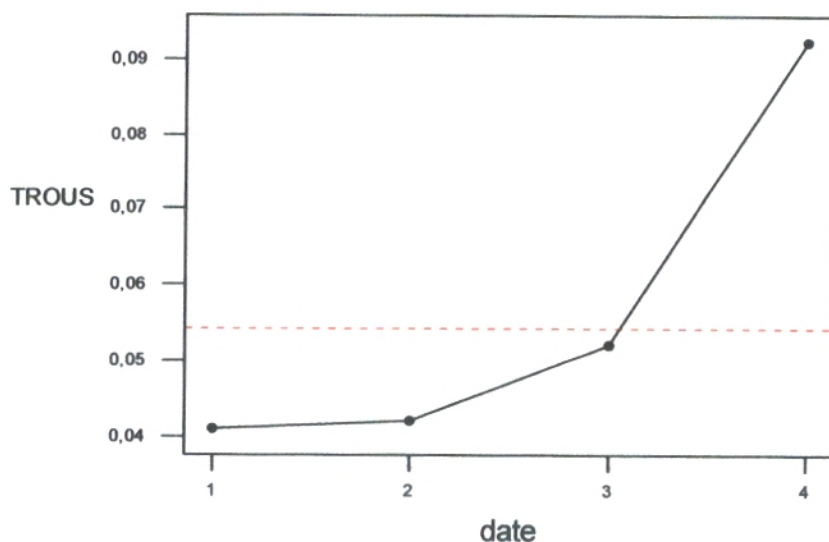


Figure 46 : Variation du nombre de trous de sortie en fonction des dates.

c. Relation entre piqûres et trous de sortie :

L'interdépendance du nombre des piqûres et des trous de sortie, liée à l'infestation de l'olive par *B. oleae* a été analysée par la recherche de corrélations linéaires.

Pour notre station, le coefficient de corrélation est de 12,6 % donc il n'y a pas une bonne corrélation entre ces deux variables, ceci est dû probablement à la mortalité des larves, à la compétition intraspécifique et aux conditions climatiques.

III.1.2. Analyse mycologique :

Les analyses effectuées sur tous nos échantillons d'olive ont révélé la présence de plusieurs genres de champignons. Pour identifier ces genres, nous avons étudié les caractères macroscopiques et microscopiques de ces derniers (**Tableau 08**).

Tableau 08: Caractères macroscopiques et microscopiques des champignons isolés.

Aspect macroscopique	Aspect microscopique	Genre
Thalle jaune ; Les colonies ont une croissance moyennement rapide ; La texture du thalle est cotonneuse ; Le revers de la boîte est noire.	Les conidiophores sont jaunes ; Le mycélium est cloisonné ; Les hyphes sont septés.	<i>Aspergillus</i>
Thalle noir ; La surface des colonies présente des zones blanches constituant des hyphes et des zones sombres ; le revers de la boîte est brun.	Les conidiophores sont bruns et simples ; Les conidies présentent des cloisonnements transversaux et longitudinaux ;	<i>Alternaria</i>
Thalle blanc ; Les colonies ont une croissance rapide, avec une couleur blanche ;	Les conidiophores sont blancs ; Le mycélium est ramifié ;	<i>Geotrichum</i>
Thalle vert olive ou noir ; Les colonies ont une croissance lente ; Le revers de la boîte noir ;	Les conidiophores sont simples ou ramifiés ; Le mycélium est rapidement pigmenté ; Les hyphes sont cloisonnés et bruns ;	<i>Cladosporium</i>
Les colonies ont une croissance rapide ; avec une couleur blanche cotonneuse au départ, devenant poudreux avec l'apparition de spores noires ; Le revers de la boîte est jaune pâle;	Les hyphes sont cloisonnés ; Les conidies sont brunes à noir et globuleux ; Les conidiophores sont long forme à l'apex une vésicule globuleuse ;	<i>Aspergillus niger</i>
Thalle vert ; Les colonies poussent rapides avec une couleur verte ; La texture est cotonneuse ;	Les conidiophores sont ramifiés et disposées en longue chaîne ; Le mycélium est ramifié ; Les hyphes sont cloisonnés ;	<i>Penicillium</i>
Les colonies ont une croissance rapide ;	Le mycélium est cloisonné ; Les conidiophores sont de couleur grise ;	<i>Monilia</i>
Les colonies ont une croissance rapide de couleur blanche qui devient rose ;	Les conidiophores sont longue et non ramifiée ; Les hyphes sont cloisonnés ;	<i>Trichotechium</i>
Les colonies ont une croissance rapide aérienne; La texture est cotonneuse ; Les hyphes sont initialement de couleur blanche, puis sont mouchetées de points noirs ;	Le mycélium est filamenteux ; Sporangiophores hyalins donne naissances à des branches secondaires ; Les spores sont lisses;	<i>Rhizomucor</i>
Les colonies ont une croissance rapide de couleur noire ou noir verdâtre, Le revers de la boîte est noir.	Les conidiophores sont bruns ; Le mycélium filamenteux foncée ; Les hyphes sont cloisonnés ;	<i>Ulocladium</i>
Les colonies sont grises formé une cercle concentrique ;	Les conidiophores sont long qui portent aux sommets des conidies ;	<i>oidium</i>

Les résultats obtenus montrent la présence de onze genres de champignons : *Aspergillus*, *Alternaria*, *Geotrichum*, *Penicillium*, *Cladosporium*, *Ulocladium*, *Trichotechium*, *Aspergillus niger*, *Oidium*, *Monilia*, *Rhizomucor*.

Les aspects microscopiques et macroscopiques sont présentés dans les figures suivantes :

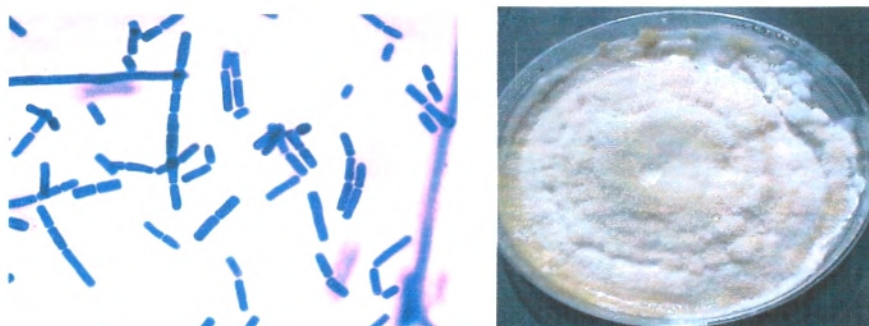


Figure 47: Aspect microscopique et macroscopique de *Geotrichum*.

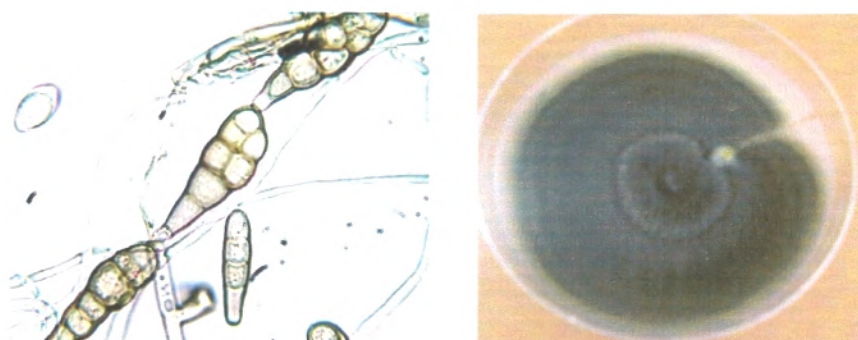


Figure 48: Aspect microscopique et macroscopique d'*Alternaria*.

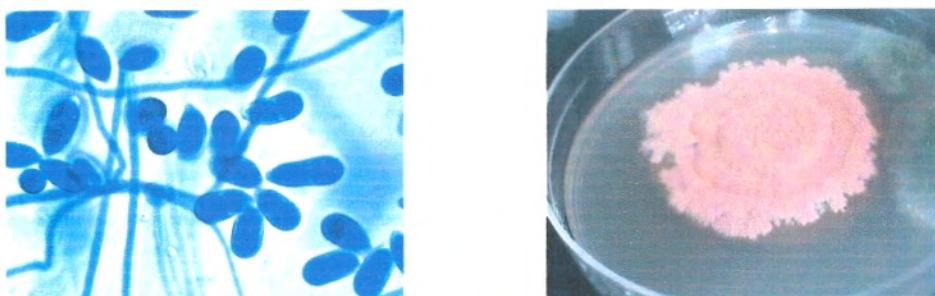


Figure 49 : Aspect microscopique et macroscopique de *Trichotechium*.

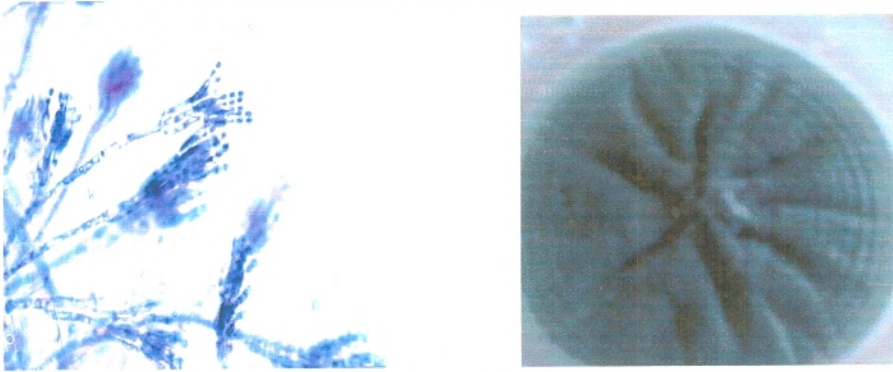


Figure 50 : Aspect microscopique et macroscopique de *Penicillium*.

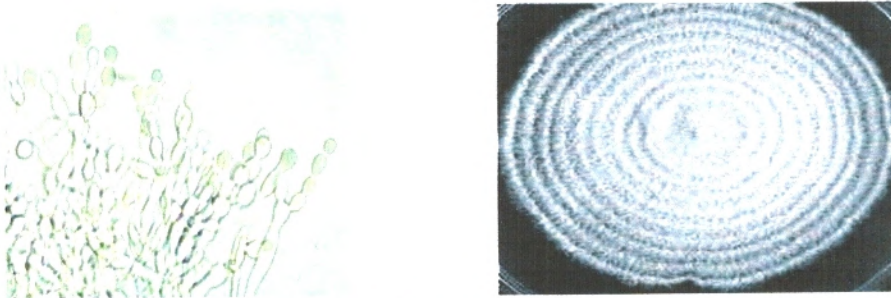


Figure 51 : Aspect microscopique et macroscopique de *Monilia*.

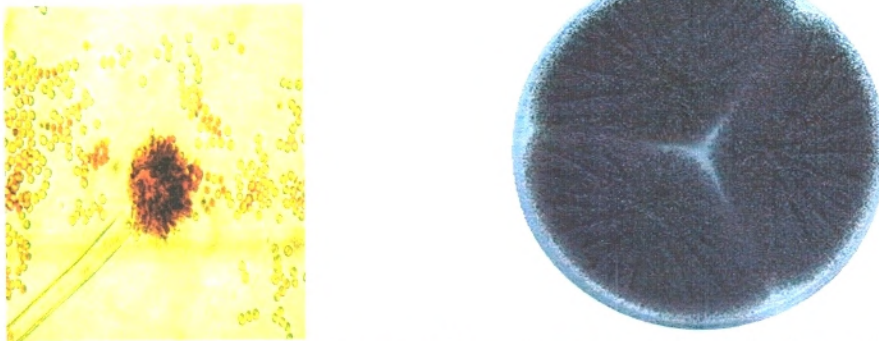


Figure 52 : Aspect microscopique et macroscopique de *Aspergillus niger*

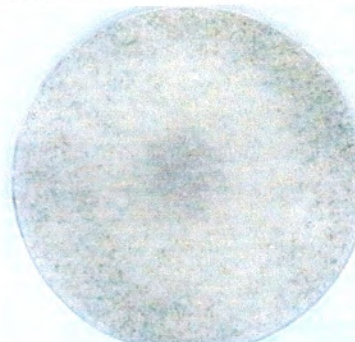
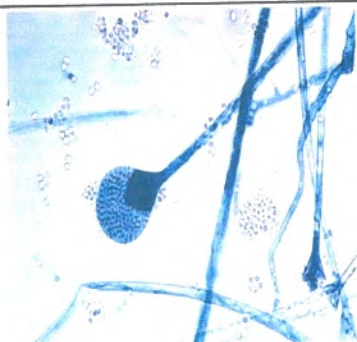


Figure 53: Aspect macroscopique et microscopique de *Rhizomucor*



Figure 54 : Aspect macroscopique et microscopique de *Cladosporium*.

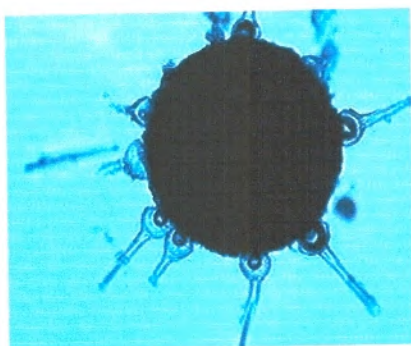


Figure 55: Aspect macroscopique et microscopique d'*Oidium*.

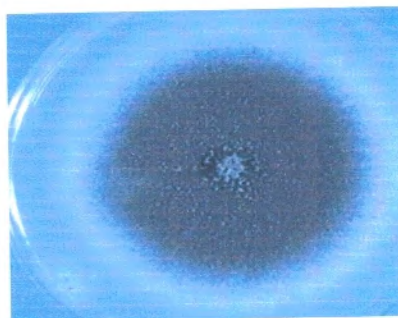
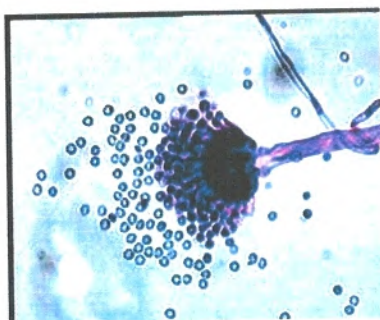


Figure 56 : Aspect macroscopique et microscopique d'*Aspergillus*



Figure 57: Aspect macroscopique et microscopique d'*Ulocladium*.

Les résultats d'analyses mycologiques des olives montrent la présence de six genres dans le lot d'olives saines et onze genres dans le lot d'olives infectées (**Tableau 09 et Fig. 58**).

Tableau 09 : Pourcentages des champignons dans les olives saines et infectées.

Genre	olives saines %	olives infectées %
<i>Aspergillus</i>	17	3
<i>Alternaria</i>	20	22
<i>Geotrichum</i>	14	16
<i>Ulocladium</i>	11	13
<i>Cladosporium</i>	8	4
<i>Penicillium</i>	29	33
<i>Aspergillus niger</i>	0	2
<i>Rhizomucor</i>	0	2
<i>Monilia</i>	0	2
<i>Trichotechium</i>	0	1
<i>Oidium</i>	0	2

Les différents genres obtenus dans les échantillons d'olives sont représentés dans la figure suivante :

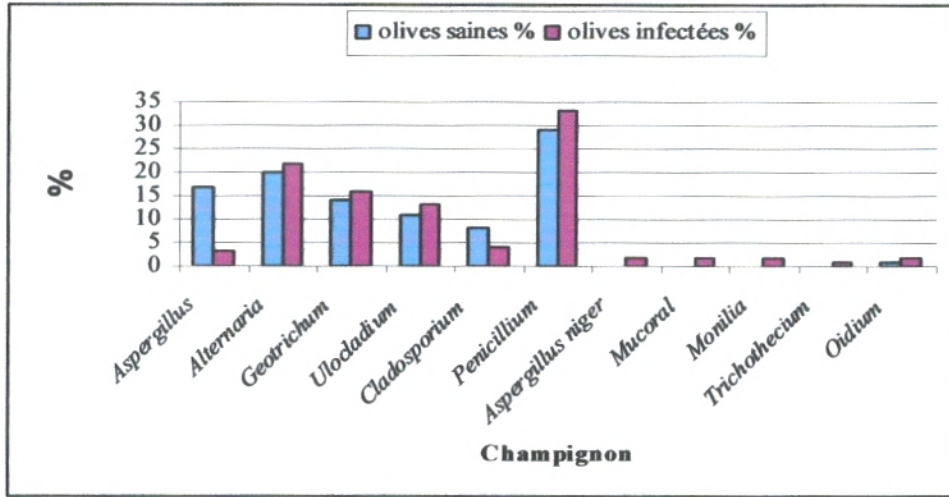
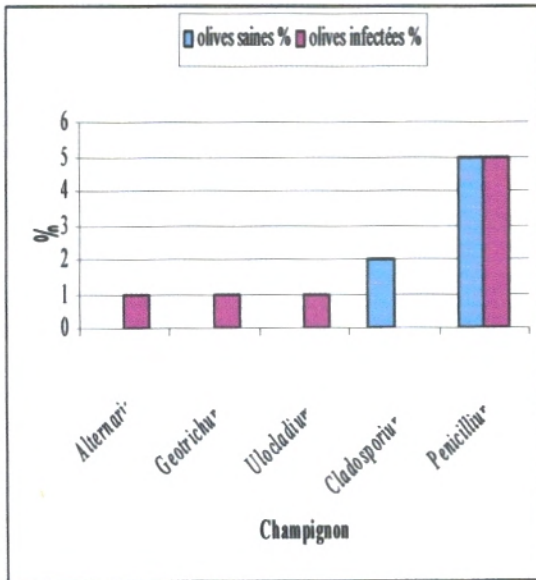
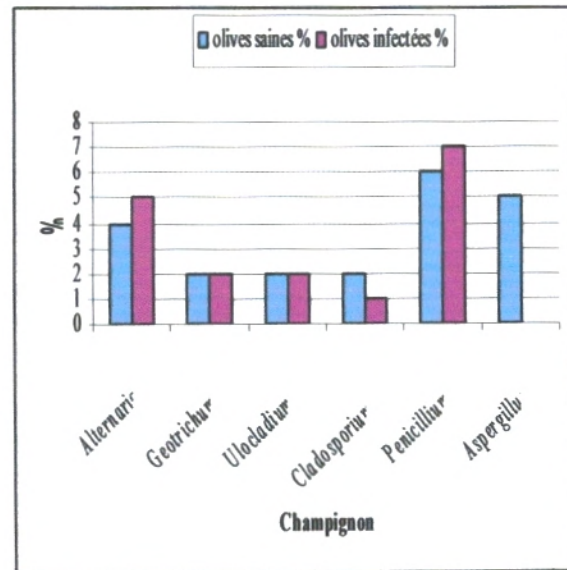


Figure 58 : Pourcentage des champignons dans les olives saines et infectées.

Les analyses mycologiques pour les quatre prélèvements ont montré la dominance de cinq genres : *Penicillium*, *Alternaria*, *Cladosporium*, *Ulocladium*, *Geotrichum* et ceci durant tous les prélèvements. Notons également l'apparition de nouveaux genres pour les derniers prélèvements : *Aspergillus*, *Oidium*, *Monilia*, *Trichothecium*, *Aspergillus niger*, *Rhizomucor* (Fig.59).



A



B

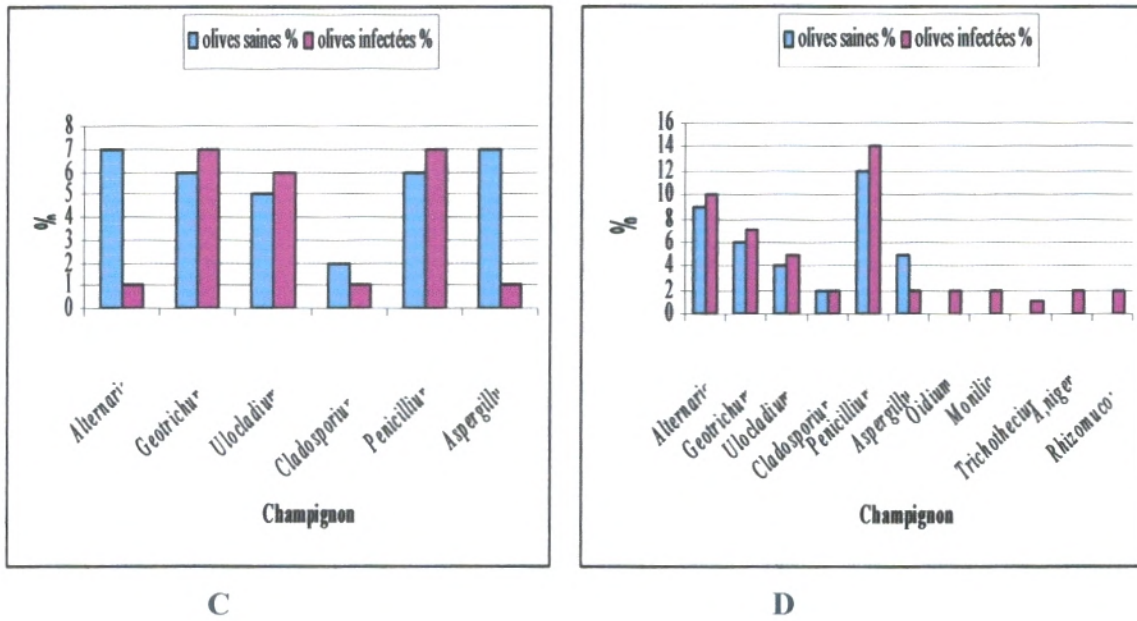


Figure 59 : Pourcentages des champignons dans les olives saines et infectées pour les quatre prélèvements.

A : Premier prélèvement ;
C : Troisième prélèvement ;

B : Deuxième prélèvement ;
D : Quatrième prélèvement.

En plus, le pourcentage des olives infectées a augmenté considérablement lors des derniers prélèvements comme le montre la figure qui suit :

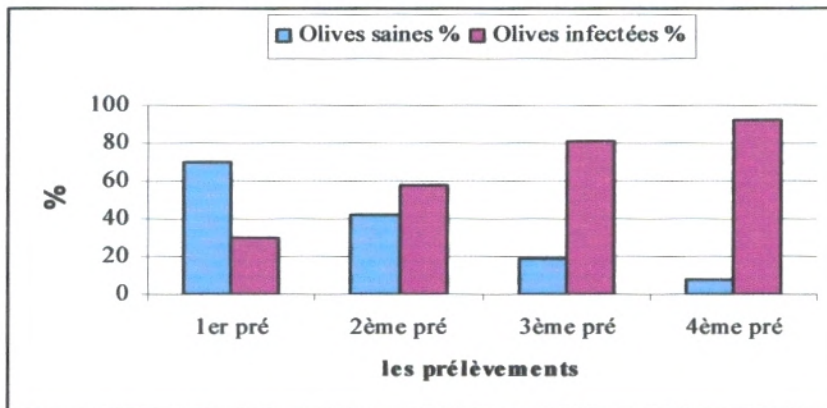


Figure 60 : Pourcentage des olives infectées et saines durant les différents prélèvements pour les champignons.

Conclusion :

Notre analyse mycologique a donc montré la présence de différents genres de champignons dans le lot d'olives infectées et cette diversité s'est accrue lors des derniers prélèvements.

Nous sommes passés de cinq genres (*Penicillium*, *Alternaria*, *Cladosporium*, *Ulocladium*, *Geotrichum*) à onze genres (*Aspergillus*, *Oïdium*, *Monilia*, *Trichothecium*, *Aspergillus niger*, *Rhizomucor*, *Penicillium*, *Alternaria*, *Cladosporium*, *Ulocladium*, *Geotrichum*).

Avec la prédominance de trois genres : *Penicillium*, *Alternaria*, *Geotrichum*.

III.1.3. Analyses bactériologiques :

L'identification des différents genres bactériens a été réalisée en utilisant des tests morphologiques, cultureux et biochimiques (les plaques API20 E).

Nous avons identifié les genres bactériens suivant: *Serratia*, *Hafnia*, *Shigella*, *Clavibacter*, *Xanthomonas*, *Erwinia* et *Acinetobacter* (**Tableau 10**).

Tableau 10 : Résultats des caractères morphologies, cultureux et biochimiques des bactéries pour isolées de nos échantillons d'olives.

Souche	Forme	Mobilité	Gram	Milieux sélectifs			Test d'identification utilisé API20E	Respiration	Catalase	Genre
				Mac conkey	King B	LPGA				
Souche 1	Bacille	Mobile	-	+	-	-	+	Aeroanaérobie facultative	+	<i>Serratia</i>
Souche 2	Bacille	Mobile	-	+	-	-	+	Aeroanaérobie facultative	+	<i>Hafnia</i>
Souche 3	Bacille	Mobile	-	+	-	+	+	Aeroanaérobie facultative	+	<i>Erwinia</i>
Souche 4	Bacille	Mobile	-	+	-	-	+	Aeroanaérobie facultative	+	<i>Acinetobacter</i>
Souche 5	Bacille	Mobile	-	-	+	+	+	Aeroanaérobie facultative	+	<i>Xanthomonas</i>
Souche 6	Bacille	Immobile	-	+	-	-	-	Aeroanaérobie facultative	+	<i>Shigella</i>
Souche 7	Cocci	Immobile	+	-	-	+	-	Aérobie	-	<i>Clavibacter</i>

Les pourcentages des genres obtenus dans nos échantillons d'olives sont représentés dans le **tableau 11** et la **figure 61**.

Tableau 11 : Pourcentages des bactéries dans nos échantillons.

Genres	Olives saines %	Olives infectées %
<i>Serratia</i>	16	19
<i>Hafnia</i>	10	3
<i>Erwinia</i>	3	10
<i>Acinetobacter</i>	62	35
<i>Xanthomonas</i>	5	25
<i>Shigella</i>	4	3
<i>Clavibacter</i>	0	5

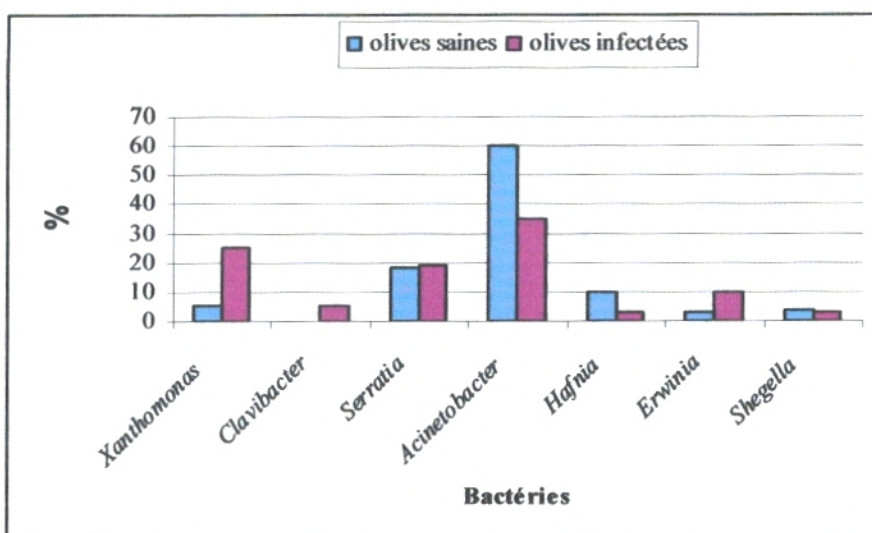
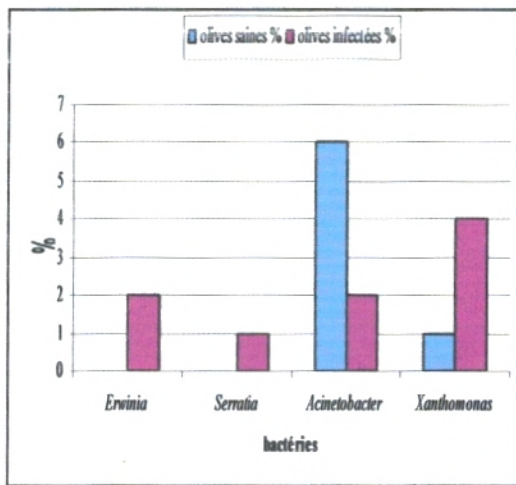
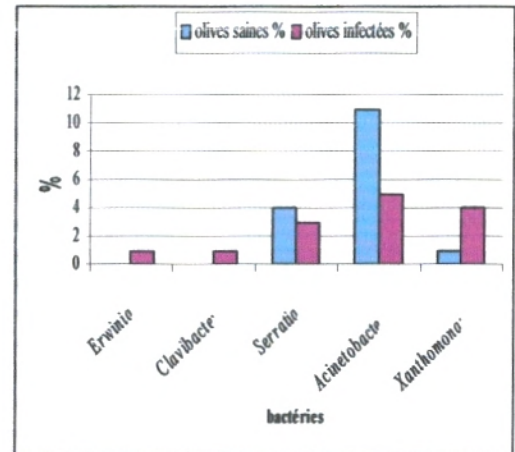


Figure 61: Pourcentages des bactéries dans les olives saines et infectées.

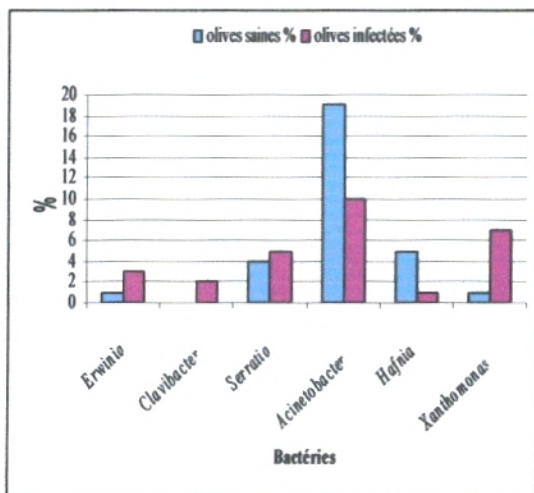
Les analyses bactériologiques pour les quatre prélèvements ont montré la prédominance de quatre genres : *Erwinia*, *Serratia*, *Acinetobacter*, *Xanthomonas* et ceci durant tous les prélèvements. Notons également l'apparition de nouveaux genres pour les derniers prélèvements : *Shigella*, *Hafnia*, *Clavibacter* (**Fig. 62**).



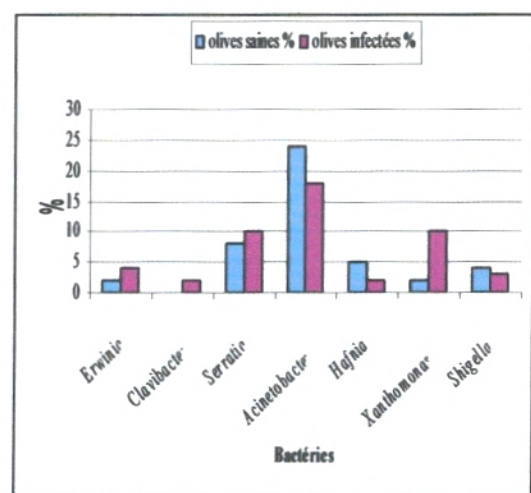
A



B



C



D

Figure 62 : Pourcentages des bactéries dans les olives saines et infectées pour les quatre prélèvements

A : Premier prélèvement ;
C : Troisième prélèvement ;

B : Deuxième prélèvement ;
D : Quatrième prélèvement.

Les pourcentages d'olives infectées démontrent bien la grande diversité de genres bactériens retrouvés lors des derniers prélèvements (Fig. 63).

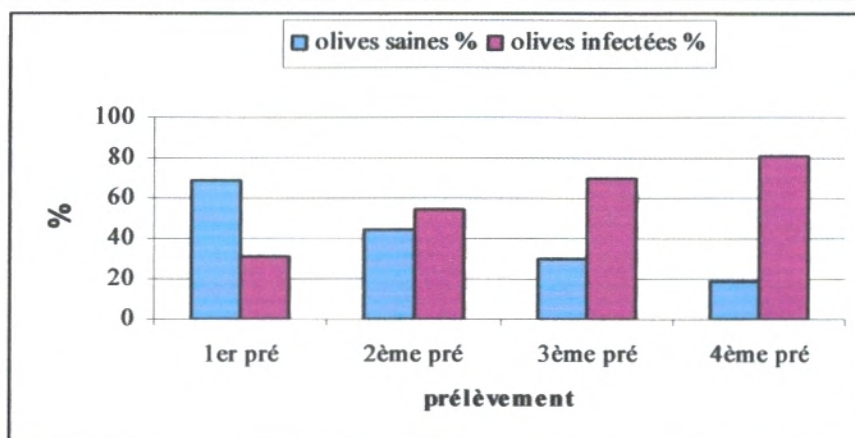


Figure 63: Pourcentages des olives infectées et saines durant les différents prélèvements pour les bactéries.

Conclusion :

Notre analyse bactériologique a montré la prédominance de quatre genres, dont trois sont des bactéries phytopathogènes : *Erwinia*, *Serratia*, *Xanthomonas* et une bactérie de la lutte naturelle de la plante qui est *Acinetobacter*.

De plus nous notons également comme pour les champignons isolés la diversité des genres bactériens qui a augmenté au cours des derniers prélèvements.

III.1.4. Etude phytochimique :

Le but de notre travail est la détermination de la synthèse de quelques polyphénols et leurs taux lors d'une agression par les microorganismes (parasites, champignons et bactéries) chez l'olive par une comparaison entre les olives saines et infectées.

III.1.4.1. Teneur en eau :

La teneur en eau de l'olive (fruit) est 64,42 %, ce qui lui permet d'utiliser au maximum ses composés chimiques solubles. Selon **Maestro et al., (1990)**, la teneur en eau au niveau de la pulpe d'olive varie entre 50 et 60 %.

Kiritsakis et al., (1984) montrent que la teneur est de 50% chez l'olive verte, **Yazicioglu et al., (1983)** signalent que la teneur est de 46,5 % pour l'olive. Selon **Kenan et al., (2007)**, les proportions de l'humidité varient entre 35,30- 64,72 % sur cinq variétés turques, ils suggèrent que ces proportions sont dues aux variétés d'olivier, aux conditions climatiques et aux conditions de croissance.

III.1.4.2. Test phytochimiques :

Ces tests permettent d’assurer la présence ou l’absence des composés chimiques tels que les composés phénoliques, les alcaloïdes...

Nous avons déterminé la présence des flavonoïdes, tanins et alcaloïdes présents dans l’olive (**Tableaux : 12, 13,14**). Comme les flavonoïdes et les tanins sont largement distribués chez l’olivier et surtout dans le fruit, nous avons effectué le dosage de ces composés et déterminé leurs taux au niveau de l’olive (fruit) ensuite nous avons fait une comparaison entre les olives saines et infectées.

Tableau 12 : Résultats de l’épuisement par l’éthanol

Composés chimiques	Résultats
Alcaloïdes	+++
Flavonoïdes	+
Tanins	+++

Tableau 13 : Résultats de l’épuisement par l’eau chaude

Composés chimiques	Résultats
Tanins	+++
Alcaloïdes	+++

Tableau 14 : Résultats de l’épuisement par l’éthère diéthylique

Composés chimiques	Résultats
Alcaloïdes	+++

+++ : Tests fortement positifs.

+ : Tests faiblement positifs.

III.1.4.3. Rendement massique :

La figure **64** représente les rendements des alcaloïdes, des flavonoïdes et des tanins dans les olives saines et infectées.

D'après cette figure on remarque que le taux des phénols chez les olives infectées est un peu élevé (854ug/g) par rapport à celui des olives saines (838 mg/g).

La figure 66 montre la teneur des phénols totaux chez quelques fruits. D'après cette figure nous remarquons que le taux des phénols totaux de l'olive (838ug/g) est largement plus élevé que chez les autres fruits.

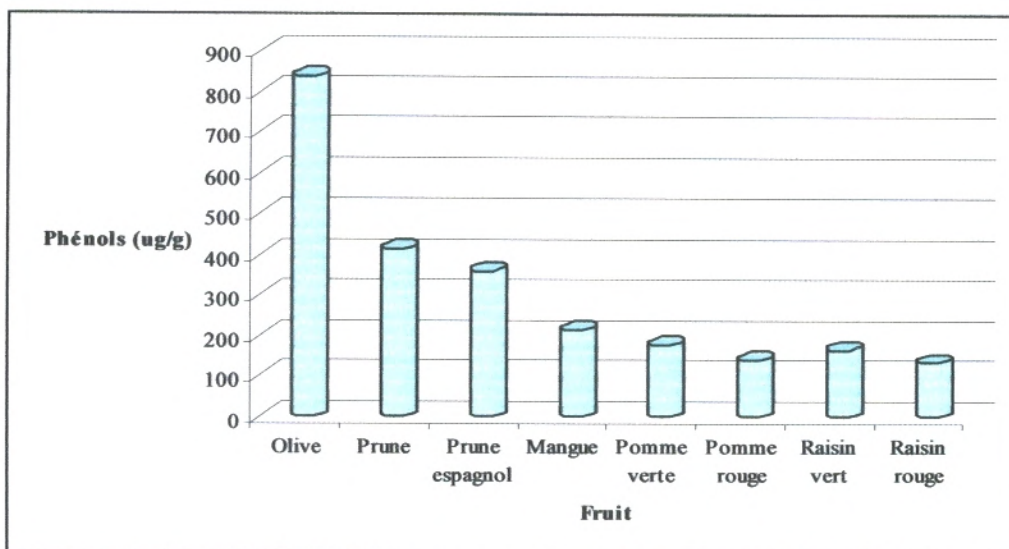


Figure 66 : Variation du taux en phénols totaux chez quelques fruits (Wu et al., 2004).

III.1.5. Dosage des tanins:

La figure 67 montre les teneurs en tanins chez les olives saines et infectées.

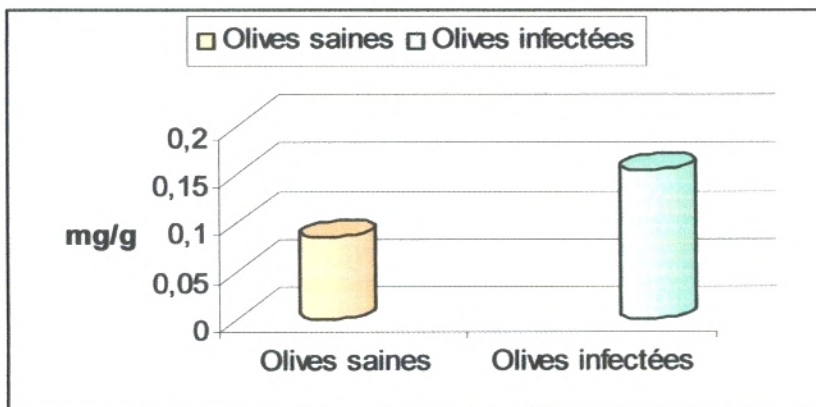


Figure 67: Teneurs en tanins chez les olives saines et infectées.

La teneur des tanins dans les olives infectées (0,153mg/g) est plus élevée par rapport à celle des olives saines (0,084mg/g).

III.1.6. Dosage des flavonoïdes :

Les teneurs des flavonoïdes chez les olives saines et infectées sont illustrés dans la figure 68.

Pour les flavonoïdes on a remarqué que la teneur entre les olives saines et infectées est presque la même puisqu'elle est de 70,21mg/g pour les olives infectées et de 69,33mg/g pour les olives saines.

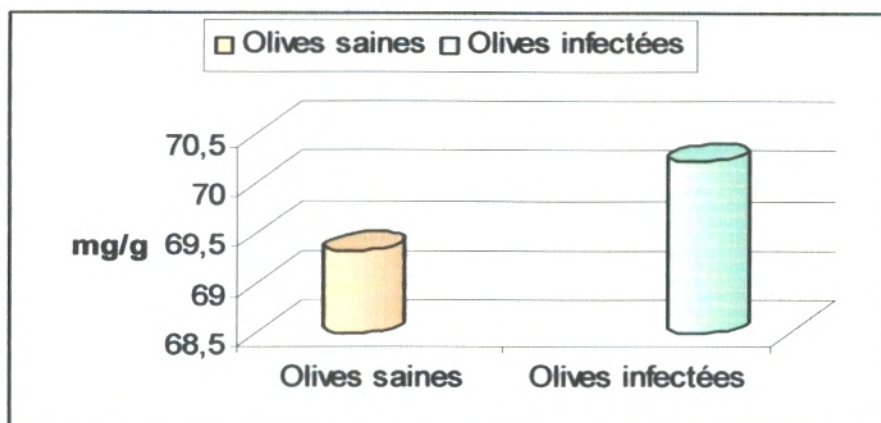


Figure 68 : Teneurs des flavonoïdes chez les olives saines et infectées.

III.1.7. Chromatographie sur couche mince (C.C.M) :

La chromatographie sur couche mince nous a permis d'identifier les différents groupes des composés phénoliques qui ont un rôle dans la défense contre les agressions chez l'olive (Fig.69 et 70).

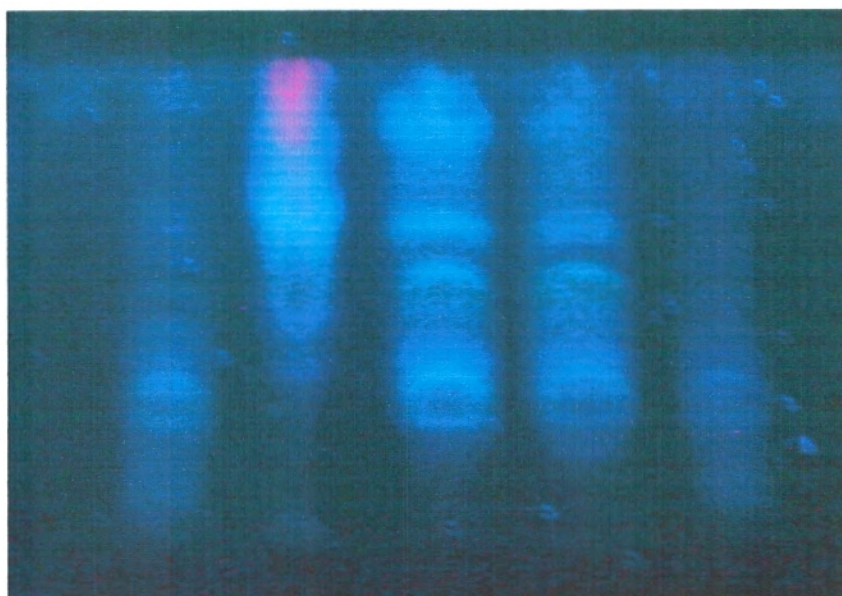


Figure 69 : Photos des plaques C.C.M pour les flavonoïdes chez l'olive.

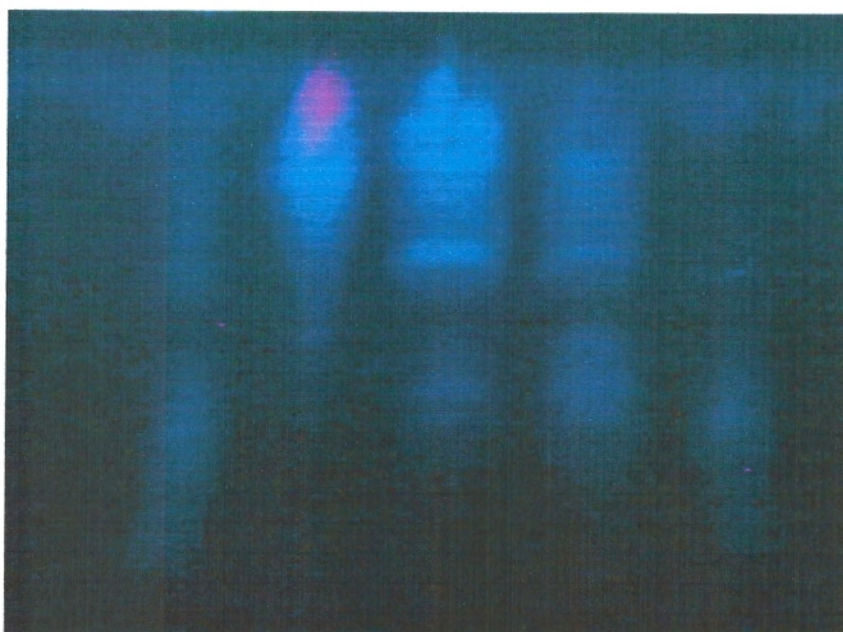


Figure 70 : Photos des plaques C.C.M pour les tanins chez l'olive.

Les tableaux 15 et 16 présentent les groupes identifiés des flavonoïdes avec leurs couleurs et leurs Rf.

Tableau 15 : Résultats de C.C.M pour les extraits des flavonoïdes (Extrait N-butanol) chez l'olive.

Extrait N-butanol		
Rf (cm)	Couleur sous UV 365 nm	Type flavonoïde possible (Markham, 1982)
0,08	Jaune	ND
0,16	Jaune	Flavonols
0,22	Jaune	Flavonols
0,37	Jaune	ND
0,53	Violet	Flavones
0,68	Bleu	Acides phénols
0,72	Jaune	Flavonols
0,85	Bleu	Acides phénols
0,88	Jaune	Flavonols

Tableau 16 : Résultats de C.C.M pour les extraits des flavonoïdes (Extrait Acétate d'éthyle) chez l'olive.

Extrait Acétate d'éthyle		
Rf (cm)	Couleur sous UV 365 nm	Type flavonoïde possible (Markham, 1982)
0,68	Violet	flavones
0,85	Jaune	Flavonols
0,88	Violet	ND

D'après les résultats des travaux de **Markham (1982)**, nous pouvons affirmer la présence de flavones, flavonols et acides phénols chez l'olive.

Le tableau 17 rapporte les groupes identifiés des tanins avec leurs couleurs et leurs Rf.

Tableau 17 : Résultats de C.C.M pour les extraits des tanins chez l'olive.

Couleur sous UV 365 nm	Rf (cm)
0,68	Violet
0,83	Violet
0,89	jaune

Faute de références réalisées sur l'étude chromatographique (C.C.M) des tanins, nous n'avons pas pu comparer nos résultats obtenus du tableau 17.

III.2. Discussion :

La mouche de l'olive, *Bactrocera oleae* est un sérieux problème pour les oliveraies de la région méditerranéenne, c'est l'insecte ravageur le plus nuisible des fruits de l'olivier dans le monde. Il est connu principalement dans la Méditerranée du Sud européen, et se trouve également en Afrique du Nord et au Moyen-Orient.

III.2.1. Variation de l'infestation en fonction de certains facteurs écologiques :

L'estimation de taux d'infestation de *Bactrocera oleae* a été faite à partir du nombre de piqûres et celui des trous de sortie, qui représentent les variables les plus indicatrices du degré d'infestation.

Le facteur de l'orientation n'a pas été pris en considération puisqu'il n'a aucune incidence sur les attaques de la mouche de l'olive dans notre région. En effet selon les travaux de **Gaouar (1989 ; 1996)**, l'orientation n'a aucune influence sur le degré d'infestation qu'il soit établi à partir du nombre de piqûres, de galeries, de larves ou des trous de sortie.

En revanche, il existe des variations du degré d'infestation au cours des dates. Ces variations sont principalement dues aux conditions climatiques et au développement de la mouche.

La température, l'un des facteurs écologiques primordiaux, joue un rôle de facteur limitant pour les populations de *Bactrocera oleae* (**Arambourg, 1984 ; Amouretti et al., 1985 ; Aguilera et al., 1999**).

Dans les années à extrême sécheresse de l'air et à températures élevée ($> 33^{\circ} \text{C}$), la faible humidité relative de l'air détruit les oeufs et les autres stades de développement (**Zuzic et Raguz., 2001 ; Maceljski, 2002**).

Bactrocera oleae a été pour longtemps considérée comme un insecte capable de se reproduire et de se développer tout au long de l'année tant que la température et l'humidité sont favorables et que le fruit d'accueil est disponible (**Tzanakakis, 2003**).

Les tests statistiques effectués montrent des variations du degré d'infestation au cours des dates d'observation. **Naamani et al., (1997)**, attribuent la différence des infestations à la date d'observation et aux conditions climatiques.

Selon **Tzanakakis et al., (1968)**, les variations de l'infestation en fonction de la date peuvent être expliquées par le degré de maturation donc de réceptivité du fruit.

En effet, cette dernière est liée à un stade de croissance bien défini, lequel peut être observé à des dates fort différentes selon les années et les régions considérées (**Jerraya et al., 1982**).

Il existe des variations du nombre de piqûres et du nombre de trous de sortie d'une date à l'autre mais sans qu'il y ait une augmentation comme l'on s'y attendait.

Selon **Gaouar (1989)**, les piqûres s'accumuleraient dans les fruits au fur et à mesure des attaques. Or ce n'est pas le cas dans notre résultat ; ces résultats seraient dus à la chute précoce des fruits fortement infestés.

Selon **Athar (2005)**, les larves et les adultes causent des chutes prématurées des fruits de l'olivier.

Les travaux de **Gaouar (1989)**, sur cinq stations de la région de Tlemcen : Honaine, Remchi, Tlemcen, Terni et Sebdo ; montrent des variations selon les dates d'observation.. La station la plus proche de la notre, Tlemcen, présente un taux moyen de piqûre de 0,27 par olive, ce qui est plus faible que le notre qui est de 2,78 piqûres par olive.

Aussi **Gaouar (1996)**, a trouvé que le nombre de piqûres diminue du premier prélèvement (17 octobre) où il est de 2,33 ; au dernier prélèvement (19 novembre) où il est de 1,96 piqûres par olive. Ces variations sont dues aux nombreux siroccos qui ont sévi à Tlemcen et qui ont inhibé le vol et la ponte de la mouche.

Belhoucine (2003), montra que la station de Chetouane (proche de notre station) présente un taux moyen de piqûres de 0,46 par olive ce qui est très loin de notre résultat (2,78 piqûres par olive) soit 6 fois supérieur.

Gaouar (1995) expliqua que ces différences sont essentiellement liées aux caractéristiques géographiques et bioclimatiques spécifiques à chaque station.

Notre station se situe à une altitude de 600m entre Tlemcen 810m et Chetouane 501m, ce qui explique la variation des microclimats liés aux différentes altitudes et qui influent sur la biologie des insectes par la température et l'hygrométrie ; ce qui justifie la différence entre les résultats obtenus.

Selon **Gaouar M. (2004)**, le degré d'infestation diminue en fonction de l'altitude ; l'inverse peut être constaté dans quelques stations dont les populations de mouches retournent sur les oliviers tardifs situés en altitude où les olives sont réceptives et permettent le développement du ravageur ; **Michelakis (1982)** et **Strapazon et al., (1984)** ont constaté le même phénomène en Grèce.

En effet, la date est liée aux variations climatiques dont on connaît l'impact sur la biologie de tous les organismes vivants en général et sur les invertébrés en particulier (**Lamy, 1997**), il est donc normal que ce facteur ait autant d'influence sur ce phytophage.

Notre verger à été étudié au cours de l'année 2007 qui était une année caractérisée par une sécheresse et une douceur exceptionnelles, ce qui a probablement influé sur nos résultats. Par ailleurs, les prélèvements ayant été effectués en octobre et novembre, période de développement de *Bactrocera oleae*, on suggère que ces résultats correspondent à la phase de développement de l'insecte.

La compétition intraspécifique, peut constituer un fait important dans la répartition des infestations dans le cas où la nourriture est moins abondante que la densité de population **Fletcher (1987)**.

Le verger n'était pas traité, selon **Panagiotis et al., (2007)**, Il a été signalé que la mouche de l'olive infeste plus de 90% de fruits d'olive non traités.

Les attaques de la mouche de l'olivier ne dépendent pas seulement du nombre accru de la population de la mouche, mais aussi de la mobilité de la mouche, la présence d'ennemis naturels, la variété d'olives, la croissance des oliviers, et des conditions climatiques (**Spanedda et al., 2006**).

III.2.2. Etude microbiologique :

Lorsqu'une plante est atteinte d'une maladie, sa croissance, sa fertilité et sa productivité sont affectées. De nombreuses maladies, certaines létales, affectent les plantes ; les agents pathogènes qui en sont responsables se caractérisent non seulement par leur nature (virus, bactéries, champignons), leur mode d'action, mais aussi par les effets qu'ils provoquent. 25 % à 45% des cultures sont encore détruites chaque année par des microorganismes.

III.2.2.1. La flore mycologique :

Selon les analyses mycologiques réalisées, onze genres de champignons ont été isolés : *Penicillium*, *Aspergillus*, *Aspergillus niger*, *Rhizopus*, *Trichothecium*, *Alternaria*, *Cladosporium*, *Ulocladium*, *Oïdium*, *Monilia*, *Geotrichum*.

La présence importante et la diversité des espèces de moisissures dans nos prélèvements sont probablement dues aux conditions de l'environnement favorables à leur développement durant l'année d'analyse ; aussi à la maturation des olives et au verger puisqu'il n'a jamais subi de traitements phytosanitaires.

La flore fongique totale dans nos échantillons a révélé une dominance de champignons filamenteux très sporulants doués d'un très grand pouvoir de dissémination : *Penicillium*, les *Aspergillus*, les *Alternaria* et les *Ulocladium*. D'après **Manner et al., (2005)**, ces moisissures s'attaquent aux fruits mûrs, ce qui est le cas pour nos prélèvements.

D'après **Lepoivre (2003)**, les champignons filamenteux sont les pathogènes les plus importants par comparaison avec les bactéries et les virus.

La prolifération des champignons est plus abondante dans les olives infectées que dans les olives saines, notamment celle du genre *Penicillium*, ce qui est confirmé par d'autres travaux qui ont souligné que la qualité des olives peut être également affectée par certains champignons et bactéries (**Hagen, 1966 ; Tolba, 1970**).

Les travaux de **Gaouar M. (2004)**, sur l'olive de Tlemcen ont révélé la prédominance de *Penicillium* et aussi la présence d'*Aspergillus* notamment *Aspergillus niger* ce que confirment nos résultats.

Nos résultats sont en accord avec ceux de **Lamrani et al., (2006)**, équipe marocaine travaillant sur le même axe, ils ont retrouvé dans l'olive marocaine les genres suivants : *Penicillium*, *Aspergillus*, *Geotrichum*, *Mucor*, *Rhizopus*, *Trichoderma*, *Alternaria*, *Acremonium*, *Humicola* et *Ulocladium*.

Roussos et al., (2006), révèlent la dominance de *Penicillium*, *Aspergillus* et *Geotrichum* sur l'olive de maâsras au Maroc, avec la présence d'autres genres comme : *Mucor*, *Rhizopus*, *Alternaria*, *Humicola*.

D'autre part dans notre verger, Le genre d'*Alternaria sp.* est présent dans les olives saines (20%) et infectées (22%), ce qui s'explique par la dispersion des spores d'*Alternaria sp.* par le courant d'air. Ce genre est présent toute l'année dans notre verger, c'est un pathogène des blessures, mais il pénètre surtout dans les fruits par les ouvertures naturelles (**Olsen et al., 2000**). C'est un champignon ubiquiste, communément isolé à partir de plantes, de sols, et de l'air.

Le genre *Cladosporium*, est un champignon pathogène présent sur différents débris végétaux en décomposition dans les vergers, il contamine les fruits pendant la cueillette (**Bordeau et Chauvel., 2003**). Il est présent dans nos olives saines (8%) ainsi qu'infectées (4%).

Nous avons isolé les deux agents pathogènes responsables de la fumagine : *Alternaria* et *Cladosporium*. La présence de ce dernier par un faible pourcentage pour les olives infectées 4%, est due à une compétition entre les deux champignons et entre toutes les espèces présentes dans nos échantillons d'olives.

La présence du genre *Ulocladium* dans les olives est déjà décrite dans les travaux de **Lamrani et al., (2006)** et **Roussos et al., (2006)**. Pour nos échantillons, ce champignon est présent dans l'olive infectée (13%) et dans l'olive saine (11%).

C'est un champignon filamenteux à grand pouvoir de dissémination. Il se trouve dans le sol, le bois et sur les végétaux. Selon **Abed (2007)**, le sol riche en fer constitue un inhibiteur sur la croissance d'*Ulocladium*. Ceci est le cas de notre sol qui est riche en fer.

Pour le genre *Aspergillus* retrouvé dans les olives saines avec un pourcentage plus élevé (17 %) que dans les olives infectées (3%), nous pensons qu'il s'agit d'une contamination probablement au moment de la manipulation au laboratoire ou durant les prélèvements. Les spores d'*Aspergillus* se dispersent facilement puisque c'est un genre ubiquiste capable de se développer dans le sol, les détritiques et sur les végétaux malades.

Selon les travaux de **Lamrani et al., (2006)**, c'est l'un des principaux genres qui est isolé de l'olive marocaine avec un pourcentage de 52%. Il colonise les végétaux déjà abîmés par des blessures, des piqûres d'insectes ou des attaques d'autres champignons. Les champignons appartenant à ce genre sont responsables de maladies chez l'homme et les animaux (aspergillose pulmonaire, allergies ou mycotoxicoses) (**Schuster, 2002**).

Dans nos échantillons il s'est installé grâce aux piqûres et trous de ponte pratiqués par *Bactrocera oleae*

Gourama et al., (1985) et **Zinedine et al., (2004)**, ont isolé à partir d'olives, des souches d'*Aspergillus* toxigènes (*Aspergillus flavus* et *Aspergillus ochraceus*) qui produisent des mycotoxines comme les aflatoxines et les ochratoxines.

La présence d'*Aspergillus niger* dans les olives peut être un moyen de dégradation des tanins présents car cette espèce contient deux enzymes qui sont la tannase et l'amylase.

La dominance de *Penicillium* dans notre verger est observée durant tous les prélèvements, pour les olives saines (29%) et infectées (33%). En effet c'est un champignon filamenteux ubiquiste. Il est largement répandu dans les sols, sur les végétaux en décomposition et dans l'air. C'est aussi un contaminant de laboratoire (**El khoury, 2008**).

Khaddor et al., (2002), ont noté la présence de spores de *Penicillium* avec une abondance des espèces de *Penicillium crustosum*, *Penicillium aurantiogriseum* et *Penicillium*

viridicatum. Les olives mûres, de couleur noire, sont plus contaminées que les vertes ou rouges, alors que toutes les olives contiennent presque les mêmes éléments chimiques de base pour assurer le développement des *Penicillium*. Ceci explique la présence de ce genre dans nos échantillons avec des pourcentages élevés dans les derniers prélèvements.

Des résultats similaires ont été obtenus par **Tantaoui-Elaraki et al., (1990)** et **Lamrani et al., (2006)**.

Selon **Khaddor et al., (2002)**, La richesse en réserves lipidiques laisse supposer une contamination par des *Penicillium* à grande activité lipolytique. Une telle activité a été étudiée chez certaines espèces de *Penicillium* et d'*Aspergillus* isolées d'olives (**Fares et al., 1985**).

Pour le genre *Geotrichum*, il est présent dans les olives saines (14%) et infectées (16%) pour nos échantillons avec des pourcentages élevées dans les infectées. La présence de ce genre est en accord avec les travaux de **Tantaoui-Elaraki et al., (1990)** ; **Lamrani et al., (2006)** ; **Khaddor et al., (2002)** et **Roussos et al., (2006)**.

Ce champignon a une action inhibitrice au développement des *Mucor* grâce à sa rapidité de croissance ; ce qui se vérifie dans nos échantillons infectées où les *Rhizopus* sont présents à un pourcentage très peu significatif (2%).

Le genre *Rhizopus* est un champignon filamenteux ubiquiste pouvant se développer sur une gamme très large de substrats tels que les fruits et légumes, les denrées alimentaires, les excréments et les sols. Les spores de *Rhizopus* se rencontrent également en très grand nombre dans l'air et l'eau.

Monilia est un champignon qui attaque les arbres précisément *Monilia fructicola* attaque les arbres à noyaux (pêcher, abricotier, cerisier et prunier). Ce genre est présent dans nos échantillons infectés avec un pourcentage de 2% ce qui est quasi nul.

Sur les fruits, l'attaque se manifeste par la présence de petites tâches rondes et brunes puis les tâches s'élargissent et envahissent le fruit entier. Les fruits peuvent tomber à terre ou rester sur l'arbre.

L'apparition du champignon est considérablement facilitée par l'attaque des insectes. Les conditions climatiques (grêle, vent violent) jouent aussi un rôle important.

En ce qui concerne l'*Oidium*, il s'agit d'un genre qui apparait dans les conditions d'environnement sec et les périodes de chaleur, ce qui correspond à la période de nos prélèvements qui est caractérisée par une forte amplitude thermique.

L'*Oidium* est une maladie fongique qui est connue comme une maladie de la vigne. Il est présent dans nos échantillons infectés (2%), ceci est dû aux conditions climatiques favorables à la croissance de ce champignon.

Pour *Trichothecium* présent dans nos olives infectées avec un pourcentage de 1%, nous pensons qu'il s'agit de *Trichothecium roseum* puisqu'il présente les caractères de ce genre. Dans tous les cas, le fruit devient amer par l'attaque de ce champignon.

Nous pouvons conclure que:

Notre verger est contaminé, ce qui est confirmé par la mise en évidence d'une diversité de genres de champignons (onze genres) avec la prédominance de : *Penicillium*, *Aspergillus*, *Alternaria* et *Ulocladium*.

En effet les populations conidiennes atmosphériques fluctuent qualitativement et quantitativement avec la géographie, les saisons et les climats. En atmosphère non contrôlée, la contamination fongique, notamment par les *Penicillium*, Les *Aspergillus* et les *Alternaria*, est un risque permanent et pratiquement inévitable : les végétaux, les graines et les fruits sont naturellement contaminés (**Berthier et Valla., 1991**).

De plus, les blessures de ponte et des trous de sortie pratiqués par *Bactrocera oleae* ont largement favorisé l'installation de cette mycoflore **Gaouar M. (2004)**.

III.2.2.2. La flore bactérienne :

Les genres obtenus par les analyses bactériologique de nos prélèvements sont divisés en :

-bactéries phytopathogènes *Erwinia*, *Clavibacter*, *Serratia*, *Xanthomonas*, *Acinetobacter*, *Hafnia* et *Shigella*.

-sinon, une grande partie des bactéries isolées dans notre verger sont des Entérobactéries qui sont présentes dans l'environnement (sol, eau, plantes, intestin d'insectes).

La présence de la flore bactérienne dans les olives saines est probablement due aux conditions climatiques favorables à la croissance des bactéries, à la maturation des fruits puisque on a constaté des pourcentages élevés pour les derniers prélèvements ; à l'absence de travail du sol puisque c'est une source de contamination et aussi à l'absence de traitement du verger durant toute la vie de ces arbres.

Le genre *Xanthomonas* est une bactérie pathogène retrouvé dans nos échantillons sains (5%) et infectés (25%). **Taylor et al., (2001)**, ont signalé la présence de *Xanthomonas* pour la première fois en Nouvelle-Zélande sur les olives.

Xanthomonas campestris a colonisé la surface des feuilles de l'olivier en Israël (**Ercolani, 1978**).

Selon **Taylor et al., (2001)**, *Xanthomonas* sp. cause des tâches brun-jaunes et éventuellement un gonflement au site d'infection de l'olive.

Le sol constitue pour *Xanthomonas* sp. une niche écologique : après une infection, les bactéries sont capables de survivre sur les débris végétaux enfouis et les graines (**Schultz et Gabrielson., 1986**). Enfin, la pluie, le vent et les insectes contribuent à la dispersion de *Xanthomonas* sp. dans l'environnement.

Nos résultats ont révélé la présence d'*Erwinia sp.* qui est une entérobactérie, dans les olives saines (5%) et les olives infectées (10%). Selon les travaux de **Fischer-Le Saux et al., (2001)**, *Erwinia* a été trouvée associée à la tumeur de l'olivier induite par *Pseudomonas savastanoi*, le nom *Erwinia toletana sp. nov.* a été proposé pour décrire ces entérobactéries associées aux tumeurs de l'olivier.

Les *Erwinia* sont associées aux végétaux en tant que saprophytes ou pathogènes. Elles peuvent entraîner des dégradations de la structure des végétaux, des flétrissements, des dépérissements, des jaunissements ou des pourritures.

Erwinia sp. prend naissance dans les fruits affaiblis par des blessures et se développe lorsque des infections surviennent à la suite d'une blessure occasionnée par la grêle, le vent ou le gel (**Rosenberger, 2003**).

Nous notons la présence de *Clavibacter sp.* qui est une bactérie trouvée pour la première fois chez l'olive, dans les fruits infectés (5%). Elle est l'agent responsable du flétrissement bactérien en végétation et de la pourriture sur les tubercules. Cette bactérie peut survivre facilement sur les déchets de plantes, sur les outils agricoles (récolte et conditionnement) et dans tous les types de locaux.

Dans nos échantillons elle n'est présente que dans les olives infectées, c'est une bactérie qui peut être transmise par les semences ; aussi le sol et les résidus de culture représentent une autre source.

Clavibacter sp. va entrer dans la plante par les ouvertures naturelles ou les blessures, par la suite la bactérie se propage dans le système vasculaire de la plante où elle se multiplie. Elle bloque le système vasculaire par lequel l'eau et les éléments minéraux circulent dans la plante, C'est ainsi que se développe l'infection.

Acinetobacter est dominante dans nos olives, elle contamine environ 62 % des olives saines et 35% des olives infectées. Elle est considérée comme une bactérie peu pathogène, aussi la présence de cette bactérie est un bon signe qui confirme qu'elle a un rôle dans la défense de la plante (**Echnique et al., 1992**).

Le genre *Serratia sp.* de la famille des Enterobacteriaceae, se trouve notamment dans le sol et les eaux, sur les plantes, chez l'homme et autres animaux (oiseaux, insectes, ...) (**Singleton, 2004**).

La présence de cette bactérie dans nos échantillons sains (16%) et infectées (19%) est due probablement aux insectes de l'olive, aux moutons qui se trouvent juste à côté de verger et d'autres sources comme l'homme.

Le genre *Hafnia sp.* est présent dans nos échantillons sains et infectés avec un pourcentage plus élevé dans les olives saines (10%) que les olives infectées (3%) ; nous pensons qu'il s'agit d'une contamination lors de la manipulation ou à une contamination due aux moutons présents dans le verger et qui peuvent être une source de cette bactérie.

Nous notons également La présence de genre *Shigella* dans nos échantillons sains (4%) et infectés (3%). C'est une bactérie strictement humaine, nous pensons qu'il s'agit d'une contamination au laboratoire durant la manipulation ou au verger puisque juste à coté il y 'a des eaux usées.

On note l'absence de *Bacillus thuringiensis* qui est une bactérie de lutte naturelle. Cette absence peut être due aux conditions climatiques durant la période des prélèvements. Plusieurs études ont montré que les tanins sont aptes à influencer l'efficacité de *Bacillus thuringiensis* positivement (Felton et Dahlman., 1984 ; Ludlum et al., 1991 ; Sivamani et al., 1992) ou négativement (Krischik et al.,1988 ; Navon et al., 1993 ; Appel et Schultz .,1994), ce qui probablement justifie l'absence de cette bactérie dans nos échantillons.

Conclusion :

La diversité bactérienne retrouvée dans nos échantillons est due aux conditions climatiques favorables à leur développement (les derniers prélèvements ont montré une grande diversité bactérienne), à la bonne maturation des fruits, au sol, à l'état du verger qui nous le rappelons n'est pas traité et surtout au phytophage *Bactrocera oleae* dont les attaques ont permis leur installation grâce aux piqûres pratiquées sur les fruits.

III.2.3.Etude phytochimique :

Au cours de l'évolution, les plantes ont su élaborer des systèmes de défense leur permettant de résister aux agents pathogènes. Ainsi, le développement de la maladie est généralement plus une exception qu'une règle. Les interactions hôte-pathogène chez les plantes ont été très largement étudiées ces dernières années du point de vue: physiologique, enzymatique, métabolique et même moléculaire (Hammond et al.,1996 ; Somssich et al.,1998 ; Nurenberger et al., 2004 ; Eulgem, 2005).

Nous avons choisi l'olivier précisément le fruit (l'olive) pour montrer le rôle de quelques substances biochimiques (flavonoïdes, tanins et alcaloïdes) dans l'interaction avec les pathogènes (parasites, microorganismes...).

La pulpe est la partie la plus riche en phénols totaux car c'est la partie la plus attaquée par les différents pathogènes.

Dans notre fruit sain, la teneur en phénols totaux est de 0,838 mg/g de matière sèche. En comparant ce taux avec celui de Vinha et al., (2005) qui est de 0,9 mg/g, nous remarquons que nos résultats sont assez proches. La différence est probablement due aux variétés d'olive, aux climats et au degré de maturité des fruits.

La composition phénolique des fruits est étroitement liée à la variété (Montedoro al., 1989; Uceda et al., 1998; Brenes et al., 1999 ; Gomez-Alonzo et al., 2001). La présence de quelques composés phénoliques a été démontrée dans tous les cultivars, au contraire,

d'autres composés sont directement liés à certains cultivars particuliers et, par conséquent, peuvent être utilisés comme marqueurs génétiques de la qualité des fruits (Amiot et al., 1986 ; 1989).

Le nombre de fruits influe aussi sur la quantité des polyphénols au niveau des fruits. La compétition entre les fruits est un des principaux facteurs qui influent sur leur croissance en fonction de leurs positions relatives, de leurs puits de force et leurs capacités d'assimilation (Ryugo et al., 1988). Chez l'olive, il existe une concurrence intense entre les fruits pendant les premiers stades de leur développement (Baratta et al., 1992). Les arbres avec une grande charge pourraient même ne pas mûrir leurs fruits, sans doute en raison de la forte concurrence de produits de la photosynthèse qui existe dans les arbres très chargés (Monselise et Goldschmidt., 1982).

Dans notre travail, la teneur des olives infectées en phénols (0,854mg/g) est plus élevée que celle des olives saines (0,835mg/g). Ceci est justifié par le rôle de ces composés dans la défense contre les agressions. Selon Bourab (2000) et Rahioui et al., (2002), les composés phénoliques sont synthétisés suite à une agression pathogène.

La résistance de l'olivier à la maladie de l'oeil de paon est liée à des composants phénoliques (Rahioui et al., 2002)

D'après Mclusky et al., (1999), chez l'oignon, les granules renferment des composés phénoliques au site de pénétration du pathogène *Botrytis allii*.

Gaceb et Rahmania (2002) montre que les polyphénols jouent un rôle important dans la résistance du palmier dattier à la fusariose causée par *Fusarium oxysporium*.

L'oleuropeine qui est un composé spécifique chez l'olivier, lui permet de se défendre contre l'attaque des microbes comme : *Salmonella*, *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Klebsiella pneumoniae*, *Bacillus cereus*.

Il a été également démontré que les composés phénoliques présents dans les produits de l'olivier, inhibent ou retardent le taux de croissance des bactéries et des champignons (Bisignano et al., 1999 ; Furneri., 2002 ; Battinelli et al., 2006).

Les composés secondaires des plantes sont donc des substances allélochimiques susceptibles d'agir comme des systèmes de défense constitutive directe, permettant aux plantes de réduire les dégâts occasionnés par leurs ennemis naturels. Par exemple, chez l'algue rouge, et suite à une agression des pathogènes, tous les composés phénoliques produits directement sont impliqués dans la résistance (Bouarab, 2000 ; Bouarab et al., 2004).

Les composés phénoliques peuvent aussi protéger les plantes par l'inhibition des enzymes qui dégradent la paroi cellulaire, ils ont un effet sur la croissance fongique, ils sont donc connus comme des substances antifongiques (Laks et al., 1988; Sivarakasan et Vidhyasekaran, 1993 ; Schlosser, 1994). Il a été montré que les polyphénols peuvent réduire la production de toxines d'*Aspergillus flavus*.

Concernant le taux des tanins et des flavonoïdes, nous remarquons qu'il est plus élevé chez l'olive infectée que chez l'olive saine. Ce qui n'est pas le cas des alcaloïdes, nous supposons que les alcaloïdes interviennent en premier lieu dans la défense contre les maladies fongiques et bactériennes grâce à leurs propriétés antibiotiques (**William et Charles., 2006**). Ensuite, interviennent les composés phénoliques car ce se sont des composés constitutifs. Ces résultats sont en accord avec ceux de **Daayf (1993)**, qui a signalé que les composés phénoliques ont une réaction plus tardive au cours de l'infection du cotonnier par la Verticilliose.

Aussi nous suggérons que les alcaloïdes sont les premiers synthétisés à cause de leurs effets toxiques ; d'après **Guette (2000)**, les alcaloïdes sont plus efficaces que les flavonoïdes. Les alcaloïdes vont agir directement sur les paramètres liés à la croissance, au développement et à la reproduction des agresseurs (**Rosenthal et Berenbaum, 1991 ; Duffey et Stout, 1996**).

Concernant les tanins, qui présentent des teneurs élevées chez l'olive infectée (0,153mg/g), nous supposons que ces composés sont impliqués dans la défense contre les agresseurs mais intervenant après l'action des alcaloïdes. Selon **Makkar et Becker (1998)**, les tanins sont des substances constitutives alors que les flavonoïdes sont inductibles, résultant des réactions chimiques ultérieures plus tardives chez les plantes.

La teneur en flavonoïdes dans nos échantillons est de 69,33mg/g. Selon les résultats de **Vinha et al., (2005)**, qui a travaillé sur 29 variétés portugaises de 9 régions différentes, l'olive contient entre 0,346 à 3,916 mg/g de flavonoïdes totaux présents dans le fruit de l'olivier. Ce qui confirme que notre olive est riche en flavonoïdes qui sont une importante classe des composés phénoliques comme il a été déjà mentionné dans notre travail.

Les différences de nos résultats avec ceux de **Vinha et al (2005)**, peuvent être expliquées par la différence de variétés, de degrés de maturation du fruit et aussi aux différentes méthodes d'extraction.

Les olives infectées de nos échantillons ont révélé une teneur en flavonoïdes de 70,21mg/g alors que chez les olives saines, elle est de 69,33mg/g ; elles sont presque égales ; ce serait dû au fait que le taux des tanins est très élevé dans l'olive infectée, donc il paraît clair qu'il faut qu'il y ait dégradation de tanins pour avoir les flavonoïdes ce qui augmenterait leur taux chez l'olive infectée.

Certains d'entre eux jouent un rôle de phytoalexines, c'est-à-dire de métabolites que la plante synthétise en grande quantité pour lutter contre une infection causée par des champignons ou des bactéries (**Macheix et al., 2005**).

El Boustani et al., (1998) montrent que l'infection des brindilles d'olivier par une suspension conidienne de la verticilliose se traduit par d'importantes modifications au niveau des teneurs en flavanes (composés de flavonoïdes). **Daayf (1993)** met en évidence que l'infection des cotonniers par la verticilliose stimule l'accumulation des flavanes et flavonols.

Selon **Kofujita et al., (2004)**, les flavanones ont un rôle antimicrobien. De même, **Valette et al., (1998)**, signalent que les flavonoïdes ont un rôle de défense dans l'infection des bananiers par les nématodes.

D'une manière générale, les plantes répondent donc aux divers stress par la mise en place de systèmes de défense agissant directement ou indirectement sur leurs agresseurs. Dans certains cas, cette réponse semble parfaitement adaptée aux attaques des insectes phytophages en leur étant spécifique. Ainsi, les réponses de la plante à des brisures mécaniques ou à un pathogène peuvent être différentes qualitativement ou quantitativement. Une différence qualitative se traduit par la production de composés de nature différente selon le traitement infligé à la plante.

L'induction des systèmes de défense est systémique chez de nombreux végétaux, c'est à dire que la production de substances défensives va augmenter non seulement au niveau du site d'attaque mais également dans toute la plante. Toutefois, l'intensité de l'augmentation des métabolites secondaires n'est pas toujours identique dans les différents tissus de la plante.

En résumé, concernant la stratégie de défense de l'olivier contre les agresseurs (parasites, champignons et bactéries), elle commence par les alcaloïdes puisqu'ils sont plus efficaces que les flavonoïdes. En deuxième lieu, l'olivier utilise les tanins qui ont des gros poids moléculaires et à la fin, les flavonoïdes qui interviennent dans la défense.

L'analyse par C.C.M des flavonoïdes a montré la présence de flavones, flavonols et acide phénols, ce qui est justifié leur rôle dans la défense contre les microorganismes.

La présence de 3 groupes des tanins par C.C.M, s'explique par le fait de leurs grands poids moléculaires qui rendent difficile leur séparation par les plaques de C.C.M.

CONCLUSION

L'étude de l'infestation de l'olivier par *Bactrocera oleae* et de la flore pathogène qui lui est associée d'une part ; l'étude phytochimique des composés phénoliques sécrétés par cet arbre d'autre part, ont permis d'obtenir des résultats servant à connaître la défense de l'olivier contre les agressions par ces différents pathogènes.

Les taux d'infestation de la mouche représentés par le nombre de piqûres et le nombre de trous de sortie montrent des variations significatives aux différentes dates. Les attaques du ravageur dans notre verger fluctuent au cours du temps, en raison des facteurs écologiques tels que la température, les précipitations et le vent dont on connaît l'impact sur la bio-écologie de cet insecte phytophage.

On note une diminution des piqûres des premières dates vers les dernières, alors que les trous de sortie augmentent aux dernières dates. Ces blessures de ponte et des trous de sortie favorisent l'installation d'une microflore que nous avons identifiée.

La flore bactérienne présente dans nos olives est très diversifiée (onze genres de champignons et sept genres de bactéries). Ces pathogènes varient au cours du temps : au début des prélèvements, les flores fongique et bactérienne sont faibles puis nous notons une très grande diversité vers les derniers prélèvements.

Ces variations coïncident avec la fin de développement de *Bactrocera oleae*, c'est-à-dire avec l'apparition des trous de sortie des larves de l'insecte par lesquels vont pénétrer les microorganismes.

L'étude de la lutte naturelle de l'olivier contre les agressions parasitaires et microbiologiques, par une comparaison des teneurs en composés phénoliques entre les fruits sains et infectés, a permis de connaître la stratégie de défense biochimique de cet arbre.

L'olivier est très riche en composés phénoliques, la lutte commence par la sécrétion des alcaloïdes puisqu'ils sont toxiques et plus efficaces grâce à leurs propriétés antibiotiques; ils vont agir directement sur les paramètres liés à la croissance, au développement et à la reproduction des agresseurs.

Concernant les tanins, qui présentent des teneurs élevées chez l'olive infectée (0,153mg/g), nous supposons que ces composés sont impliqués dans la défense contre les agresseurs mais intervenant après l'action des alcaloïdes, ce sont des substances constitutives alors que les flavonoïdes sont inductibles, résultant des réactions chimiques ultérieures plus tardives chez les plantes.

Ainsi, il semble évident à travers cette étude que les composés secondaires produits par déterminant dans les systèmes de défense chimique des plantes, dans le maintien des relations étroites qui lient ces plantes avec les différents niveaux trophiques.

Les pressions évolutives exercées par les pathogènes ont abouti au cours de l'évolution à la mise en place de systèmes de défense quasiment comparables chez des végétaux pourtant éloignés sur le plan phylogénétique.

Pour une étude plus approfondie, nous avons identifié par la C.C.M quelques groupes qui sont utilisés par l'olivier pour sa défense comme les flavonols, flavones et acide phénols.

CONCLUSION

Pour identifier ces composés, il sera intéressant d'approfondir ce travail en effectuant une HPLC (Chromatographie Liquide Haute Performance). En outre, il sera très intéressant d'étudier l'activité biologique de ces composés phénoliques.

Les résultats de nos travaux nous encouragent à poursuivre nos recherches sur les pathogènes de l'olivier dans notre région, d'autant plus que c'est le premier travail du genre à avoir déterminé les différents composés phénoliques synthétisés par l'olivier en réponse aux attaques de la flore fongique et bactérienne associées à celles de *Bactrocera oleae*.

Cette étude aura donc permis d'un point de vue fondamental de mieux connaître l'importance écologique de ces substances dans les relations plante-parasites.

D'un point de vue applications potentielles, cette étude aura permis de confirmer que les substances secondaires peuvent être de bons candidats pour une utilisation phytosanitaire de l'olivier.

REFERENCES
BIBLIOGRAPHIQUES

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Abed K.F, 2007**. Effect of iron on the growth of *Ulocladium cucurbitae*. University of Sharjah Journal of Pure & Applied Sciences Volume 4, No. 2.47-56
- Affalah M;Bouhamidi I;Hillal A;Chemseeddine M.,1996**.Répartition de l'infestation de la mouche de l'olive *Bactrocerae oleae* Gmel(Dipter-Tephritidae) en verger oléicole dans le Sais au Maroc.
- Aguillera A ; Vargas H ; Bobadilla D., 1999**.Lutte sélective contre les principaux ravageurs de l'olivier au Nord du Chili.Olivae, 41,24-30
- **Al-Ahmad A et Mosli N., 1993**.An epidemiological studie on *Verticillium* wilt of olive.
- Amiot M.J., Fleuriet A., Macheix J.J.,1986**. Importance and evolution of phenolic compounds in olive during growth and maturation, J. Agric. Food Chem.34, pp. 823-826.
- Amiot M.J; Fleuriet A & Macheix J. J., 1989**. Accumulation of oleuropein derivatives during olive maturation. Phytochemistry, 28,67-69.
- **Amouretti M ; Comet G., 1985**.Le livre de l'olivier, Ed.Edisud, 161p.
- **Amouretti, M, 1989**.Le milieu Méditerranée, les techniques de culture.
- Anonyme, 2006**. L'oléiculture en Algérie.Medéterannen Agriculture. E.108/Doc. N° 4.
- Anonyme, 2006**. L'oléiculture au Maroc.Medéterannen Agriculture, U. E.108/Doc. N° 4.
- **Anonyme, 2006**. L'oléiculture au Tunisie.Medéterannen Agriculture. E.108/Doc. N° 4.
- **Anonyme, 2006**. L'oléiculture au Lybie.Medéterannen Agriculture. E.108/Doc. N° 4.
- Anonyme, 2007**.la culture de l'olivier dans le monde.Agriculture, Organisme : INSEE.
- **Anonyme, 2008**. L'oléiculture au Algérie. Institut de l'arboriculture fruitière et de la vigne.
- Anonyme, 2008**.L'oléiculture Algérienne « réalité et perspectives ». Institut de l'arboriculture fruitière et de la vigne.
- Appel H.M et Schultz, J.C., 1994**. Oak tannins reduce effectiveness of thuricide (*Bacillus thuringiensis*) in the gypsy moth (Lepidoptera: Lymantriidae). Journal of Economic Entomology, 87: 1736-1742.
- Arambourg Y, 1984**.La faune entomologique de l'olivier.Olivae, 4.14-37.
- **Arambourg Y ;Pralavorio R.,1970**.Survie hivernale de *Dacus oleae* Gmel.,Ann.Zool.Ecol.Anim.,2,659-662.
- **Asguith T; Mehansho H; Rogler J.C; Butler L.C et Carlson D.M., 1985**.Induction of

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

praline-rich protein biosynthesis in salivary glands by tannins. Federation Proceedings, 44, 1097.

- **Athar M, 2005.** Infestation of Olive Fruit Fly, *Bactrocera oleae*, in California and Taxonomy of its Host Trees. Faculty of Agriculture, University of Zagreb. Portal of scientific journals of Croatia.

-**Audigie C.L ; Figarelle J ; Zons Zani F., 1980.** Manipulation d'analyses biochimiques. Ed. Doin. Paris, pp : 88-97.

-**Aversenq S, 2000.** Infolive. Bull (20), comité économique agri, Olivier (CEAO), Paris, 319p.

- **Aversenq S ; Pinatel C., 2000.** Les stratégies de lutte contre la mouche de l'olive (Infolive). Bull (21), comité économique agri. Olivier (CEAO), Paris, 3p.

-**Bagnouls F., Gaussen H., 1953.** Saison sèche et indice xérothermique. Bull. Soc. Hist. Nat. Toulouse, 3. 193-239.

-**Balachowsky A., Mesnil L., 1935.** Les insectes nuisibles aux plantes cultivées. Traité d'entomologie agricole concernant la France, la Corse, l'Afrique du Nord et les régions limitrophes, 2, pp. 533-560.

- **Barnett H.L, 1972.** Illustration general of imperfection fungi. Burgess publishing company. Minnesota (USA): 3^{ème} Ed.

- **Baratta B; Caruso T and Inglese P., 1992.** Urea as thinning agent in olive: the influence of concentration and time of application. Journal of Horticultural Science, 67, 219

- **Battinelli L; Daniele C; Cristiani M; Bisignano G; Saija A; Mazzanti G., 2006.** In vitro antifungal and anti-elastase activity of some aliphatic aldehydes from *Olea europaea* L. fruit. Phytomedicine, 13, 558-563.

- **Baudet, 1996.** l'olivier dans l'antiquité. rev. sci. nat (Ausgriewver) ,6(6) :78-92.

- **Bec N et Robert C., 1999-** Techniques et Système de culture- Arboriculture fruitière, monographie sur l'olivier.

- **Belhoucine S, 2003.** Etude de l'éventualité d'un contrôle biologique contre la mouche de l'olive *Bactrocera oleae* (Diptera : Tephritidae) dans cinq stations de la wilaya de Tlemcen. mémoire de magister, 102p.

- **Bellahcene M, Fortas Z, Geiger JP, Matallah A, Henni D, 2000.** *Verticillium* wilt in olive tin Algeria: Geographical distribution and extent of disease. Olivae 82:41-43.

-**Benabadji N, 1991.** Etude phytoécologique de la steppe à *Artemisia inculta* au Sud de Seb dou (Oranie-Algérie). Thèse. Doc. Sciences. Univ. d'aix-Marseille 3, St Jérôme, p219.

- **Benchabane M ,1990.** Observation des cas de verticilliose de l'olivier à Cap-Djinet et

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Sidi Aïch. Rapport de mission, ITAF, Algérie, p. 5.

- **Bennaïssa M, 1987.**L'oléiculture et les perspectives de son développement à travers la Wilaya de Tlemcen.Thèse d'ingénieur d'état, Tlemcen.76p.

-**Bennet R.N; Wallsgrove R.M., 1994.**Secondary metabolites in plants defence mechanisms, New Phytol.127, pp.617-633

- **Bernays E.A; Cooper-Driver G et Bilgener M., 1989.** Herbivores and plant tannins. Advances Ecological Research, 19,236-302.

-**Berthier J et Valla G., 1991.**Moisissures- Mycotoxines et Aliments : du risque à la prévention.Univ, C Bernard-Lyon I.F-69622 Villeurbanne Cedex, France.36p.

-**Bestaoui K, 2001.**Contribution à une étude syntaxonomique et écologique des matorrals de la région de Tlemcen.Thè.Mag.Univ.Tlemcen.174p.

- **Bianchi G ; Pozzi N., 1994.** 3, 4-dihydroxyphenylglycol, a major C6-C2 phenolic in *olea europaea* fruits.phytochemisry, 35, 1335-1337.

- **Bisignano G; Tomaino A; Lo Cascio R; Crisafi G; UccelleN; Saija A., 1999.** On the in-vitro antimicrobial activity of oleuropein and hydroxytyrosol. J. Pharm Pharmacol, 51, 971-974.

- **Blanco-López M.A et Jiménez-Díaz R.M., 1995.**Symptomatology incidence and distribution of *Verticillium* wilt of olive trees in Andalucia.Phytopathologia Mediterranea, 23.1-8.

-**Bonnet J, 1960.** L'olivier. Huilerie d'olives et de graines .Ed.Hachette.P224 .

-**Bonnier G, 1990.**La grande flore de France en couleur.Ed Belin.Tome 4.744-745.

- **Bordeau C et Chauvel G., 2003.**Etat phytosanitaire des feuilles en Pépinières ornementales et en espaces verts en 2003.Fredon Poitou-Charentes et DGAL SDQPV.8p

- **Botia J. M ; Ortuno A ; Benavente-Garcia O ; Baidez A. G ; Frias J ; Marcos D & Del Rio J. A., 2001.** Modulation of the biosynthesis of some phenolic compounds in *Olea europaea* L.fruits: Their influence on olive oil quality. Journal of Agricultural and Food Chemistry, 49, 355–358.

-**Bourab K, 2000.**Bases biochimiques et cellulaires des interactions plante-pathogène dans le système chondruscrisques *Acrochaete operculata*.Doc.Univ.Paris 6.France.

-**Bourab K; Adas F; Gaquerel E; Kloareg B; Salaun J.P and Potin P., 2004.** The innate immunity of a marine red alga involves oxylipins from both the eicosanoid and octadecanoid pathways. Plant Physiology, 135, 1838-1848.

-**Boukenadel f, 2002.**Contribution à l'étude de *Verticillium dahlia*, agent de la verticilliose de l'olivier, p103.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Bovy A, 2004.** Modification of flavonoid biosynthesis in crop plants. *Photochemistry Vol.65*, pp.2631-2648.
- Brenes M ; Garcia A ; Garcia P ; Rios J.J ; Garrido A.,1999.** Phenolic compounds in Spanish olive oils. *J Agric.Food Chem.*;47:3535-40.
- Buchanan B. B; Gruissem W & Jones R. L.,2001.** *Biochemistry & molecular biology of plants.* Edited by Buchanan B. B; Gruissem W; Jones R. L. American Society of Plant Physiologists, Rockville, Maryland.
- Burton G.W and Ingold K.U., 1986.** Vitamine E: application of the principles of physical organic chemistry to the exploration of its structure and function. *ACC.Chem.Res.* 19-194.
- Bravo L, 1998.** Dietary: chemistry, dietary sources, metabolism and nutritional significance. *Nutrition Reviews*, 56(11), 317-333.
- Bruneton J, 1999.** *Pharmacologie-Phytochimie-Plantes médicinales.* Tech.et Doc.Ed. Lavoisier (3^e Edition). Paris.
- **Caballero J.M ; Gautier ; Guy P.H ; Larpent J.P ; Raymond P ; Sanglier J.J ; Vayssier Y et Veau P., 1980.** Moisissures utiles et nuisibles.importance industrielle.ed.masson, Paris.
- **Catalano L,Franco I,De Nobili M, Leita L., 1999.** Polyphenols in olive mill waste waters and their depuration plant effluents : a comparaisn of the Folin-Ciocalteu and HPLC methods. *Agrochimica*,43,pp : 193-205.
- **Carvalho M ; Simoes-Lopes P ; Monteiro M ; Pires M ; Gonçalve M., 2006.** Avaliação da caledade em azeites monovarietais das cvs.Galega vulgar e Picual face a diferentes neives de infeção de gafa. Volume 41.
- **Charlet M, 1975.** Observation sur le comportement au froid de certaines variétés de porte greffe d'olivier en France. *Inf.oléic.Inst.*, N 31.P 13.
- **Chaudhry P.S; Cabrera J; Juliani H.R and Varma S.D., 1983.** Inhibition of human lens aldose reductase by flavonoids, sulindac and indomethacin. *Biochem Pharmacol.* 32(13).
- **Ciglar, I. 1998.** Integrirana zaštita voćnjaka i vinograda. Zrinski d.d, Čakovec. Group of autors 1983. Priručnik izvještajne i prognozne službe zaštite poljoprivrednih kultura.Savez društava za zaštitu bilja Jugoslavije, Beograd.
- Cirio U.,Gherardini P.,1984.** Egg dispersion and intraspecific laval colpetitionin *Dacus oleae* Gmelin (Diptera:Trypetidae). *Atti 4e Symposio dinamica popolazioni,parma*,22'24 octobre 1981.153-165.
- COI, 2002.** Conseil international d'olive.
- COI, 2004.** Conseil international d'olive.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Conner R. N.,1981.** Seasonal changes in woodpecker foraging patterns. *The Auk* 98: 562-570.
- **Cos P;Ying L;Calomme M;Hu J.P;Cimanga K;Van Poel B ;Vanden D;Pieters L et Vlietinck A.,1998.** Structure-activity relationships and classification of flavonoids as inhibitors of xanthine oxidase and superoxide scavengers.*J.Nat.Prod*, Vol.61, n°1, pp.71-76.
- **Creamer J. R and Bostock R. M., 1986.** Characterization and biological activity of *Phytophthora infestans* phospholipids in the hypersensitive response of potato tuber. *Physiological and Molecular Plant Pathology* 28: 215-225.
- Crous P.W et Braun U., 2003.** *Mycosphaerella* and its anamorphs 1. Names published in *Cercospora* and *Passalora*. *CBS Biodivers Series* 1:1–571.
- Daayf F, 1993.**La verticilliose du cotonnier.Pouvoir pathogène et diversité génétique de *Verticillium dahlia*, réactions de la plante l'infection.Thèse de doctorat, univ.de Montpellier : 14-202.
- Dagnélie P, 1970.**Théorie et méthode statistiques.Vol.2.Les presses agronomiques de Gembloux, A.S.B.L.
- Dahmani M, 1984.**Contribution à l'étude des regroupements à chêne vert des monts de Tlemcen.Thèse.Doct.3^{ème} cycle.227p.
- Darvill A.G et Albersheim P., 1986.** Characterization of polysaccharides isolated from maple syrup. *Phytochemistry*. Oxford, Eng: Pergamon Press. 1986. v. 25 (2) p. 437 -441.
- Dajoz P, 1970.**Précis d'écologie, Dunod, Paris, 358p.
- Dauguet J.C, Foucher J.P., 1982.**Plants médicinales et phytothérapie.16 (3)., pp : 185-191.
- Debouzie D; Thioulouse J.,1986.**Statistic to find spatial and temporal structures in populations.In: Pest control operations and systems analysis in fruit fly management.Nato ASI Series G:Ecological Sciences,vol.11.Springer Verlag,berlin,pp.263-282.
- De Wit P.J.G.M and Spikman G., 1982.** Evidence for the occurrence of race- and cultivar-specific elicitors of necrosis in intercellular fluids of compatible interactions of *Cladosporium fulvum* and tomato. *Physiological Plant Pathology* 21:1 – 11.
- Dietrich K.N; Succop P.A; Bornschein R.L., 1990.** Lead exposure and neurobehavioral development in later infancy. *Environmental Health Perspectives*, 89, 13-19.
- **Dietz A, 2007.** Les plantes sauvages comestibles et les légumes a feuilles.
- **DSA, 2008.**Direction des services agricoles de la wilaya de Tlemcen.Bilan campagne Oléicole, Tlemcen.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Ercolani G.L, 1978.** *Pseudomonas savastanoi* and other bacteria colonising the surface of olive leaves in the field. *Journal of General Microbiology* 109:245-257.
- Ercolani G.L, 1983.** Variability among isolates of *Pseudomonas syringae* pv. *savastanoi* from the ptyloplane of the olive. *Journal of the General Microbiology* 129:901-916.
- Espin J.C; Soler-Rivas C; Wichers H.J., 2000.** Oleuropein and related compounds. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 80, 1013-1023.
- Eulgem T, 2005.** Regulation of the Arabidopsis defence transcriptome. *Trends in Plant Science*, 10, 71-78.
- **Fadel C; Digiario M; Choueiri E; El Beaino T; Saponari M; Savino V and Martelli G.P., 2005.** On the presence and distribution of olive viruses in Lebanon. *EPPO Bulletin*. Vol 35, Pages 33 – 36.
- **Faggioli F; Ferretti L; Albanese G; Sciarroni R; Pasquini G; Lumia V and Barba M., 2005.** Distribution of olive tree viruses in Italy. - *Journal of Plant Pathology*: 150,636–639.
- **FAOSTAT, 2006.** Food and Agriculture Organization of the United Nations. World olive.
- FAO/IAEA., 2000.** Quantification of tannins in tree foliage. FAO/IAEA. Working document IAEA, Vienna. p26.
- Fares M ; Gourama H ; Tantaoui-Elaraki A., 1985.** - Toxinogenèse et activité lipolytique de souches d' *Aspergillus flavus* et d' *A. ochraceus* isolées des olives. - *Actes Inst. Agron. Vet. Hassan II*, 5(1-2), 51-57.
- Fedeli E, 1977.** Lipids of olives in progress in the chemistry of Fats and Others Lipids, Edited by R.T.Hilman, Academic, Press, Oxford, 57-74.
- **Feeny P.P., 1968.** Effect of oak leaf tannins on larval growth of the winter moth *Operophtera brumata*. *Journal of Insect Physiology*, 14: 805-817.
- **Feeny P.P, 1970.** Seasonal changes in the oak leaf tannins and nutrients as a cause of spring feeding by winter moth caterpillars. *Ecology*, 51(4), 565-581.
- Felix M.R; Clara M.I., 2002.** Two Necrovirus isolates with properties of olive *Latent Virus 1* and of *Tobacco Necrosis Virus* from olive in Portugal. *ISHS Acta Horticulturae*: 586, 725–728.
- Felton G.W et Dahlman D.L., 1984.** Allelochemical induced stress: Effects of L-canavanine on the pathogenicity of *Bacillus thuringiensis* in *Manduca sexta*. *Journal of Invertebrate Pathology*, 44: 187-191.
- **Figueres F, 1991.** Repilos del olivo: ataque en fruto. *Phytoma España* 25:31-36

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Dixon R.A; Harrison M.J., 1994.** Biochemical and molecular analysis of defense responses in legumes: an overview. Proceedings of the 1st European Nitrogen Fixation Conference, eds G.B. Hiss and G. Endre, Officing Press, Szeged, pp 195-198
- Dixon R.A and Paiva N.L., 1995.** Plant Cell. 7, 1085–1097.
- Djebaili, 1978.** Recherche phytosociologique et phytoécologique sur les plaines steppiques de l'atlas saharien algérien. Thèse de doctorat, Univ. sci. et tec. du Languedoc, Montpellier, 229.
- Djeridane A ;Yousfi M;Nadjemi B ;Boutassouna D ;Stocker P et Vidal N., 2006.** Antioxidant activity of some Algerian medicinal plants extracts containing phenolic compounds. Food Chemistry, 97,654-660.
- Dogyan S; Turan Y; Ertuerk H; Arslan D., 2005.** Characterization and Purification of polyphenol oxidase from artichoke (*Cynara scolymus L.*). J. Agric. Food Chem., 53,776-785.
- **Donia A.R; El Sawaf S.K; Abou-Khadir M.F., 1971.** Number of generations and seasonal abundance of the olive fruit fly varieties to infestations. Bull. Soc. Ent. Egypt, 54.201-205.
- Duffey S.S & Stout M.J., 1996.** Antinutritive and toxic components of plant defense against insects. Arch. Insect. Biochem. Physiol. 32: 3-37.
- Echnique J.R ;Arienti H ;Tolmasky M.E ;Read R.R ;Staneloni R.J ;Crosa J.H ;Actis L.A.,1992.** Characterization of a high-affinity iron transport system in *Acinetobacter baumannii*. J. Bacteriol. 174,7670-7679.
- Economopoulos A.P.,Haniotakis G.E.,Michelakis S.,Tsiropoulos G.J.,Zervas J.A.,1982.** Population studies on the olive fly, *Dacus oleae* Gmel. (Dipt: Tephritidae) in Western Crete. Z. ang. Ent., 93,463-476.
- El Boustani; El Modafar C; Boulouha B; Serrhini M.,1998.** Accumulation des flavanes et des phénols pariétaux dans les tiges d'olivier (*Oleae europea*) inoculées par *Verticillium dahlia*. (17) :268-270.
- Elhai M, 1974.** Biogéographie. Ed. Arnaud Colin Paris, pp404.
- El khoury A, 2007.** Champignons Mycotoxinogènes et Ochratoxine A (OTA) et Aflatoxine B1 (AFB1) dans les vignobles libanais : Occurrence et Origine. Doc. INS. Polytechnique. École doctorale Sciences et Santé. Toulouse.
- El Modafar C ; El Boustani E ; Boulouha B., 2005.** role des polyphénols de l'olivier dans la résistance vis-à-vis de *Verticillium dahlia*. Communication orale. Congrès de la S.F.P, Toulouse.
- Emberger L, 1952.** Le quotient pluviométrique. CR. AC. SCI. 134.2508-2511.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Fischer-Le Saux M ; Rojas A.N ; De Los Rios J.E.G ; Jimenes P ; Paloma R ; Bonneau S ; Sutra L., 2001. *Erwinia toletana* sp.nov . Une entérobactérie associée aux tumeurs de l'olivier induites par *Pseudomonas savastanoi* pv.*savastanoi*. Communications Orales 6ème Congrès de la S.F.P.- TOULOUSE .p57
- Fletcher B.S, 1987.The biology of Dacine fruit fly.Ann.Rev.Entomol. 32,115-144.
- Fleuriet A; Macheix J.J., 2003. Phenolic acids in fruits and vegetables. In: Flavonoids in health and disease, Rice-Evans CA, Packer L, eds, Marcel Dekker, New york,p.1-44.
- Forkner R.E, 2004. Feeny revisited: condensed tannins as an anti-herbivores defences in leaf-chewing herbivores communities of *Quercus*.Ecological Entomology, 29,174-187.
- Furneri P. M; Marino A; Saija A; Uccella N; Bisignano G., 2002. In vitro antimycoplasmal activity of oleuropein. Int. J.Antimicrob. Agents 20, 293-296
- Fytizias E., Tzanakakis M.E, 1966.Some effects of streptomycin, when added to the adult food, on the adults of *Dacus oleae* (Diptera: Tephritidae) and their progeny.Ann.Ent.Soc.Amer. 59,269-273.
- Gaceb et Rahmania., 2002.Etude comparative des acides phénols chez deux cultivars de palmier dattier, l'un résistant (taker boucht) et l'autre (Deglat Nour), semble à la fusariose.VIII Journées scientifiques du réseau «Biotéchnologie Amélioration des plantes et sécurité Alimentaire» de l'agence universitaire de la Francophonie.Octobre, Marrakech, Maroc : 255-256
- Gaouar M, 2004.Bio-écologie de la mouche de l'olive *Bactrocera oleae* (Gmel.)et sa microflore associé en vue d'une proposition de lutte intégrée.Magister.Univ.Tlemcen.
- Gaouar A, 1980.Hypothèse et réflexions, sur la dégradation des écosystèmes forestiers dans la région de Tlemcen.For.Médit.2 (2) ,131-146.
- Gaouar N, 1989.Contribution à l'étude de l'infestation de l'olive par *Dacus oleae* Gmel dans la wilaya de Tlemcen, Thèse de Magister, 92p.I.N.E.S Biologie, Tlemcen.
- Gaouar N, 1996.Apport de la biologie de la mouche d'olive *Bactrocera oleae* (Gml) à l'optimisation de son control dans la région de Tlemcen.Thèse.Doc.Etat, Inst.Boil., Univ.Tlemcen.199 p.
- Gaouar N ; Debouzie D., 1991.Olive fruit fly, *Dacus oleae* Gmel. (Dipt.Tephritidae) damage in Tlemcen region, Algeria.J.Appl.Ent., 112,288-297.
- Gaouar N ; Debouzie D., 1995.Olive fruit fly,*Dacus oleae* Gmel.(Dipt.Tephritidae) damage in Tlemcen region,Algeria.J.Appl.Ent.,112,288-297
- Girolami V, 1982.Insect plant relation ships in olive fies: General aspects and new findings CES/IOBC symposium Athens, PP.258-267.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Gourama H ; Tantaoui-Elaraki A ; Fares M., 1985.**Toxinogénèse et activité lipolytique de souches d'*Aspergillus Flavus* et d'*Aspergillus ochraceus* isolées des olives. Actes Institut Agronomiques et Vétérinaire Hassan II 5,51-57.
- Gómez J.A; Giraldez J.A and Fereres E., 2001.** Rainfall interception by olive trees in relation to leaf area. Agr. Water Mgt. 49: 65-76
- **Grayer R.J ; Harborne J.B., 1994.** A survey of antifungal compounds from higher plants, 1982-1993, Phytochemistry 37, pp.19-42.
- Guéchi A et Ben Abdelkader M., 1998.** Sur la présence d'une substance phytotoxique dans les feuilles d'*Olea europea* L. parasitées par *cycloconium oleaginum* (Cast). Journées techniques phytosanitaires. inpv.2001, 191-201.
- **Guette C, 2000.** Les alcaloïdes. Oncopharmacologie Centre de Lutte contre le Cancer Paul Papin. Angers.
- **Hagen K.S, 1966.** Dependence of the olive fly, *Dacus oleae* on symbiosis with *pseudomonas savastanoi* for the utilization of the olive. Nature, 209,423-424.
- Hagerman A.E et Butler L.G., 1989.** The specificity of pranthocyanidin-protein interactions. Journal of Biological Chemistry, 256(9), 4494-4497.
- Hamach M, 1985.** L'entomofaune de l'olivier dans la région d'Aomar à Bouira et l'étude bio-écologique de *Dacus oleae* Rossi (Dipt., Trypetidae). Thèse d'ingénieur agronome, Alger, 79p.
- **Hammond-Kosack K.E and Jones J.D.G., 1996.** Resistance gene-dependent plant defense responses. The Plant Cell, 8, 1773-1791.
- **Harborne J.B, 1973.** Phytochemical methods, London. Chapman and Hall, Ltd. Pp.49-188.
- **Harborne J.B., 1980.** Plant Phenolics. In: Secondary Plant Products. Encyclopedia of Plant Physiology, Vol 8, Bell EA, Charlwood BV, eds, Springer-Verlag, Berlin, pp.329-402.
- **Harborne J.B, 1988.** Introduction to Ecological Biochemistry, Academic Press, London, pp. 212-217.
- Harborne J.B, 1995.** Plant polyphenols and their role in plant defense mechanisms. In: Polyphenols 94, Brouillard R, Jay M, Scalbert A, eds, INRA Editions, Paris, pp.19-26.
- Harborne J.B., Williams C.A., 2000.** Advances in flavonoid research since 1992, Phytochemistry 55, pp.481-504.
- Harborne J.B., Williams C.A., 2000.** Advances in flavonoid research since 1992, Phytochemistry 55, pp.481-504.
- Harwood J, Ramon A., 2000.** Handbook of olive oil-Analysis and properties, an Aspen

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

publication, Aspen publishers, Inc., Gaithersburg, Maryland. 1-513.

-**Haslam E, 1986.** Chemistry of vegetable tannins. London and New York. Academic Press.

-**Haslam E, 1989.** Plant Polyphenols. Vegetables tannins revisited, Cambridge University Press, Cambridge, and p230.

-**Heil M., Baumann B., Andary C., Linsenmair K.E., McKey D., 2002.** Extraction and quantification of condensed tannins as a measure of plant anti-herbivore defence? Revisiting an old problem, *Naturwissenschaften* 89, pp.519-524

- **Hertog M.G; Hollman P.C; Katar M.B and Kromhout D., 1993.** Intake of potentially anticarcinogenic flavonoids and their determinants in adults in the Netherlands. *Nutr. Cancer*, Vol.20, n°1, pp.21-29.

- **Houghton P.J et Raman A., 1998.** Laboratory hand book for fractionation of natural extracts. Chapman and Hall, Londres, 1ère éd; 29-31.

- **Iacobellis N.S, 2001.** Olive knot. In: *Encyclopedia Plant Pathology*, Vol.2, Eds Maloy O.C and Murray T.D., John Wiley and sons, New-York, USA, 713-715.

-**IOBC, 2002.** International Organization for de Biological and Integrated control of noxious Animals and Plants –Guidelines for integrated production of olive, OILB III. Vol 25(4).

- **Jerraya A ; Jardak T ; Khlif M ; Germazi T., 1982.** La mouche de l'olive *Dacus oleae* (Dipt., Tephritidae) et son impact sur la production oléicole dans la région de Sfax. Doc. Univ. Tunis.

-**Juntheikki M.R ; Julkunen-Tiitto R ; Hagerman A.E., 2002.** Salivary tannin-binding proteins in root vole (*Microtus oeconomus* Pallas). *Biochemical Systematic and Ecology*, 24, pp 25-36.

-**Justin H, 1998.** Roles, location and regulation of proteinase-activated receptors in the Vasculature, gastrointestinal tract and lung .*Pharmacology*, VOL.2, pp.4863-4993

-**Kapatos E.T; Fletcher B.S., 1984.** The phenology of the olive fly, *Dacus oleae* Gmel. (Dipt.:Tephritidae), in Cortfu. *Z.ang.Ent.*, 97,360-370.

- **Kapatos E.T, 1989.** Immature stages. In: *Fruit flies. Their biology, natural enemies and control*. Vol.3B. Ed by Robinson and Hooper. Amsterdam, Elsier, pp.185-191.

- **Keen N. T & Bruegger B., 1977.** ACS Symp. Ser. 62, 1–26.

-**Khaddor M ; Elbahri Y ; Lamarti A., 2002.** *Penicillium* toxinogènes et détoxification des mycotoxines. XIes Journées Scientifiques du réseau Biotechnologies végétales / Amélioration des plantes et sécurité alimentaire. Agence. Univ. Francophonie. Agrocampus Rennes. France. p163.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Kiritsakis A; Markakis P., 1984.** Effect of olive collection regimen on olive oil quality. *J. Sci. Food Agric.* **35**,677-678.
- Klessig D.F; Malamay J., 1994.**The salicylic acid signal in plants, *Plant Mol. Biol.*26, pp.1439-1458.
- Kofujita H; Yaguchi M; Doi N; Suzuki K., 2004.** A novel cytotoxic prenylated flavonoid from the root of *Morus alba*. *Journal of Insect Biotechnology and Sericology* **73**, 113-116.
- **Krischik V.A; Barbosa P et Reichelderfer C.F.,1988.** Three trophic level interactions: Allelochemicals, *Manduca sexta* (L.) and *Bacillus thuringiensis* var. *kurstaki* Berliner. *Environmental Entomology*, **17**: 476-482.
- Kumar R and Vaithyanathan S., 1990.** Occurrence, nutritional significance and effect on animal productivity of in tree leaves. *Anim. Feed Sci. Tech.*, **30**: 21-38
- Kunkel B.N; Brooks D.M., 2002.** Cross talk between signalling pathways in pathogen defense, *Curr. Opin. Plant Biol.*5, pp.325-331.
- Laks P.E;Mckaig P.A and Hermingway R.W.,1988.**Flavonoid biocids:Wood preservatives base on condensed tannins.*Holz forschung* **42**,299-306.
- **Lamrani K ;Ismaili-Alaoui M ;Cheheb M ;Kammas N ;Iraqi-Houssaini I ;Roussos S., 2006.**Distribution écologique des champignons filamenteux thermophiles isolés à partir des principales Maasra du Maroc.In *Biotechnologie et qualité des produits de l'olivier dans le bassin Méditerranéen*.Ismaili-Alaoui M;Roussos S;Perraud-Gaime I.(Eds),Actes Editions , Rabat.293-306.
- Larpent J.P, 1990.**Moisissures utiles et nuisibles.Importance industrielle, 2 éd, Masson, Paris, 512p.
- Laudeho Y., Canard M., Liaropoulos C., 1979.**Etude de la phase hypogée de la population de *Dacus oleae* Gmel(Diptera-Tephritidae) chute,répartition et davenir des larves migrantes.*Ann.Zool.ecol anim.* ,**11**(1)19-30.
- Lepoivre P, 2003.**Phytopathologie : Bases moléculaires et biologiques des pathosystèmes et fondements des stratégies de lutte, De bœck Université, Les Presses Agronomiques de Gembloux.
- Longo S ;Benfatto D.,1982.**Observations on olive fly(*Dacus oleae* Gmel).population dynamics in sicily.CEC/IOBC Sumposium-Athens,612-615.
- Loussert R et Brousse G ., 1978.**l'olivier.Ed.Maisonneuve et larose, Paris. p 464.
- Ludlum C.T; Felton G.W et Duffy S.S., 1991.**Plant defences: Chlorogenic acid and polyphenol oxidase enhances toxicity of *Bacillus thuringiensis* subsp. *kurstaki* to *Heliothis zea*. *Journal of Chemical Ecology*, **17**(1): 217-237

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- **Maceljski M, 2002.** Poljoprivredna entomologija. Zrinski d.d, Čakovec.
- Macheix J.J; Fleuriet A; Billot J; 1990.** Fruit phenolics (pp: 1-26). Boca Raton, FL: CRC Press.
- Macheix J.J; Fleuriet A; Jay-Alleman C., 2005.** Les composés phénoliques des végétaux. Un exemple de métabolites secondaires d'importance économique. Presses polytechniques et universitaires Romandes.p192.
- Machlin L.G, 1980.** Vitamine E.A comprehensive treatise, Marcel Dekker, New-York.
- Maestro -Duran R; Borja-Padilla R., 1990.** La calidad del aceite de oliva en relación con la composición y maduración de la aceituna. Grasas y Aceites 41,171-178.
- **Makkar H.P.S & Becker K., 1998.** Do tannins in leaves of trees and shrubs from Africa and Himalayan regions differ in level and activity? Agroforestry Systems, 40: 59-68.
- Manner H.I;Buker R.S; Easton Smith V et Elevitch C.R.,2005.**Citrus species(Citrus),ver.1.1.In:C.R.Elevitch(Ed.).Species profiles for Pacific Island Agroforestry.Permanent Agriculture Resources(PAR),Holualoa,Hawaii,31p.
- Markham K.R, 1982.** Techniques of flavonoides identification.Biological techniques series.Ed.Treherne J.E et Rubery P.H.Academic press p113.
- Martin H, 1952.**Contribution à l'étude de la mouche de l'olive *Dacus oleae* Rossi en Algérie et en Provence.Mitt Schweiz.Ent.Ges., 5,341-348.
- Mayet V, 1898.** Les insectes de l'olivier.Progrès Agricole et Viticole.Montpellier, Maison Batigne, 22p.
- **McLusky S.R;Bennett M.H; Beale M. LewisJ; Gaskin P and Mansfield J.,1999.** Cell wall alterations and localized accumulation of feruloyl-3'-methoxytyramine in onion epidermis at sites of attempted penetration by *Botrytis allii* are associated with actin polarisation, peroxidase activity and suppression of flavonoid biosynthesis. The Plant Journal, 17(5), 523–534.
- Mehanso H; Butler L.G & Carlson D.M., 1987.** Dietary tannins and salivary proline rich proteins: Interaction, induction and defense mechanisms. Annual Review of Nutrition, 7: 423-440.
- **Mendil M et Sebai A., 2007.** Aperçu sur le patrimoine génétique autochtone. Institut de l'arboriculture fruitière et de la vigne, Algérie. p11-100.
- **Michelakis S; Neuenschwander P., 1982.**Estimates of crop losses caused by *Dacus oleae* Gmel. (Dipt: Tephritidae) in Crete, Greece.CEC/IOBC Sumposium/Athens/Nov,pp.603-612.
- **Michel V ; Ahmedet H; Duthell A, 2007.** La biofumigation, une méthode de lutte

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

contre les maladies du sol. Station de recherche Agroscope Changins-Wädenswil ACW.

-**Monselise S. P and Goldschmidt. E. E., 1982.** Alternate bearing in fruit trees. Horticultural Reviews, **4**,128-74.

-**Montedoro G.F;Garofolo L; Bertuccioli G; Pannelli G.,1989.** Influence of the cultivars and pedoclimatic conditions on the virgin olive oil quality. (Greece). Ed. G. Charalambous, Elsevier Science Publishers B.V. Amsterdam, pp 881-891.

-**Montiel A et Moreno R., 1984.** Estudio Preliminar de la reparticio delataque de *Dacus oleae* Gmel anivel de arbol.Bol.Serv.Playas, 10,59-64.

- **Mustapha T.M; Al Zaghal K.H., 1987.**Frequency of *Dacus oleae* Gmel.immature stages and their parasites in seven olive varieties, in Jordan.Insect.Sci.Appl. 8,165-169.

-**Naamani K; Herbaut C; EL Koch A; Bakr A; Chemsseddine M., 1997.** Recherches sur la multiplication de *Ceratitis capitatis* dans la foret d'Arganier au Maroc.FAO/IAEA International Conference on Area-Wide Control of Insect Pests:p.28

-**Navon A; Hare J.D et Federici B.A., 1993.** Interactions among *Heliothis virescens* Larvae, cotton condensed tannin and the CryIA(c) δ -endotoxine of *Bacillus thuringiensis*. Journal of Chemical Ecology, 19: 2485-2499.

-**Navrozidis E.I. Vasara E. Karamanlidou G. Salpigides G et Kolialis S., 2000.**Commande biologique des *Olea* de *Bactrocera* (Diptera : Tephritidae) employant un bacille grec, isolat de *Thuringiensis*.BIOONE.

-**Novikoff G, 1983.** Essai de lutte contre l'érosion éolienne dans les parcours de *Rhanterium suaveolens* de la Jeffara, et leurs applications. Actes du séminaire IRA/UNESCO.

- **Neuenschwander P; Michelakis S., 1979.**Determination of the lower thermal thresholds and day degree requirements for eggs and larvae of *Dacus oleae*(Gmel) Dipt.Trypetae under frid conditions in Crete,Grèce,Bull.Soc.Ent.Suisse,52.57-74.

- **Neuenschwander P; Michelakis S;Kapatos E.,1986.**Tephritidae-*Dacus oleae* Gmel.Entomologie oléicole.C.O.I.Madrid 28006Espagne,pp:115-159.

- **Nurnberger T; Brunner F; Kemmerling B;Piater L.,2004.** Innate immunity in plants and animals: striking similarities and obvious differences. Immunological Reviews, 198, 249-266

- **Olsen M; Matheron M; McClure M; Xiong Z., 2000.**Diseases of Citrus in Arizona. Cooperative Extension. College of Agriculture and Life Sciences. The University of Arizona.13p.

-**Pagnol J, 1975.** L'olivier .Ed Aubanel, 95p

- **Panagiotis J. Skouras¹, Margaritopoulos¹ J, Seraphides N, Ioannides I, Kakani E, Mathiopoulos K and Tsitsipis¹A., 2007.** Organophosphate resistance in olive fruit fly,

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Bactrocera oleae, populations in Greece. Entomology and Agricultural Zoology, Department of Agriculture, Crop Production and Rural Environment, University of Thessaly, Greece.

-**Petri L, 1910.** Untersushugen über di Darmbakterien der Olivenfliege. Zentr. Bakt. Parasitenkunde inf. Krankh, 26, 375-367.

-**Péguy C.P, 1970.** Précis de climatologie. Ed. Masson et Cie, France : 468.

-**P.D.A.U : Plan Directeur D'aménagement Urbain, 2006.** Tlemcen.

-**Prokopy R.J, 1977.** stimuli influencing trophic relation in tephritidae .colloq.int.CNRS, Paris, 265, pp.305-336.

-**Quezel P et Santa S., 1963.** Nouvelle flore d'Algérie et des régions désertiques méridionales. Ed du centre national de la recherché scientifique. Paris. P 744-746.

- **Raggi V and Armini., M 1966.** Alcuni caratteri morfologici e fisiologici di cultivars d'olivo in relazione alla loro diversa resistenza a *Spilocaea oleagina* (Cast) Hugh phytopathoi. Med.5, 167-174.

- **Rahioui B ; Charafi J ; Boulouha B ; El Boustani ; Khadri B ; Elmiane ; El-Modafar C., 2002.** Role des polyphénols dans la résistance à la maladie de l'œil de paon causée par *Cycloconium oleaginum*. VIII Journées scientifiques du réseau « Biotechnologies Amélioration des plantes et sécurité Alimentaire » de l'agence universitaire de la Francophonie. Octobre, Marrakech, 263-265.

- **Rice, R. 2000.** Bionomica of the olive fruit fly *Bactrocera (Dacus) oleae*. UC Plant protection quarter, 10 (3): 1- 5.

-**Rosenberger D, 2003.** La brûlure bactérienne : Une maladie dévastatrice des pommes et des framboisiers. AGRI-VISION 2002-2003.

-**Rosenthal G & Berenbaum M.R., 1991.** Herbivores: their interactions with secondary plant metabolites, eds, G. Rosenthal & M. Berenbaum, Academic Press, Vol. 1, New York.

-**Rossini G., 1999.** Mémoire de l'olivier, ed Equinoxe.

-**Rosler Y, 1989.** Fruits flies biology, naturel enemies and control. Volume 3B. Edited by a.s. Robinson and G. Hooper.

- **Roussos S; Zaouia N; Salih G. Tantaoui-Elaraki A ; Lamrani K ; Cheheb M ; Hassouni H; Augur C; Ismaili-Alaoui M., 2006.** Characterization of filamentous fungi isolated from Moroccan olive and olive cake: Toxinogenic potential of *Aspergillus* strains. Mol. Nutr. Food Res., 50.

-**Ruggieri G, 1946.** Nuova malattia dell olivo. ital. agric. vol. 83:369-372.

-**Ryugo K; Shroeder C.A ; Sugiura A and Yonemori K., 1988.** Persimmons for California. California Agr. vol. 42(4):7-9.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Salunkhe S.A, 1990.**Dietary tannins, Consequences and remedies. Boca. Raton, Florida: CRS Press.
- Sánchez M.E ; Ruiz Dávila A ; Pérez de Algaba A ; Blanco López M.A and Trapero Casas A .,1998.** Occurrence and aetiology of death of young olive trees in southern Spain Eur.J.Plant Patho, 104.347-357.
- Sans-Cortés F; Martines Calvo J; BadensM.L; BleiholderH;Hack H; Meier U., 2002.**Phénological growth stages of olive trees (*Olea europea L.*).Ann.Appl.Biol. 151-157.
- **Santos C.S; Costa W.F; Ribeiro J.P; Guimarães D.O; Ferri P.H; Ferreira H.D; Seraphin J.C., 2002.** Tannin composition of barbatimão species. Fitoterapia 73: 292-299.
- Saponari M ; Guerriero R ; Loreti F., 2002.** Two new clones of cultivar Leccino ISHS: IV International Symposium on Olive Growing.
- Saponari M, G ; Bottalico G ; Loconsole G ; Mondelli A ; Campanale V ; Savino G ; Martelli., 2005.** Olive viruses and strategies for producing virus-free plants. Working group Integrated Protection of Olive Crops. Florence (Italy).
- Seltzer P, 1946.**Le climat de l'Algérie, inst.meteor.et de phys.du globe, univ.alger.219p.
- **Snyder M, 1950.**Vegetative compatibility and pathogenecity of *Verticillium dahlia kleb* isolated from California Olive.Phytopathology 151:451-455.
- Sarejanni J.A., 1952.** Rapport sommaire sur les principales maladies des plantes observées en Grèce an cours de l'année 1951. Ann. Inst. Phytopathol. Benaki. pp. 5-9.
- Saydam C, Copcu M, 1972.** *Verticillium* wilt in olive Turkey.Journal of Turkish phytopathology 1, 45-49.
- Schlosser E, 1994.**Preformed phenols as resistance factors.Acta Horticulturae 381,615-630
- Schroth M.N; Osgood J.W and Miller T.D., 1983.**Quantitative assessment of the effect of the olive knot disease on olive yield and quality.Phytopathology63:1064-1065.
- **Schultz T et Gabrielson R., 1986.** *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* in Western Washington crucifer seed fields: occurrence and survival. Phytopathology, 1306-1309.
- Schuster M, 2002.** Informing Cultural Policy: The Research and Information Infrastructure. Journal of Cultural Economics, 2004, vol. 28, issue 1, pages 83-88.
- **Serrhini M.N et Zeroual A, 1995.** *Verticillium* wilt of olive trees in Marocco. Olivea 58: 58 -61.Strausbaugh CA, Schroth MN, Weinhold .Assessment of vegetative compatibility of *Verticillium dahliae* tester strains and isolates fromCalifornia potatoes.Phytopathology 82: 61 68.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Shahidi F., Janitha P.K., Wanasundara P.D., 1992.** Phenolic Antioxidants, Crit. Rev. Food Sci.Nutr.32, pp.67-103.
- Sigmalt B; Michelakis S; Alexandrakis V., 1977.** L'hivernation de *Dacus oleae* (Gmel) (Dipt., Trypetidae) à l'état de pupe. Ann.Zool.Anim., 9, 287-297.
- Singleton V.L., 1965.** Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents. Am.J.Enol.16, 144-158.
- Singleton P., 2004.** *Bactériologie*. 2^{ème} édition. Masson éditeur, Paris, 247 pp
- **Sivamani E; Rajendran N; Senrayan R; Ananthkrishnan T.N et Jayaraman K., 1992.**
Influence of some plant phenolics on the activity of delta-endotoxin of *Bacillus thuringiensis* var. *galleriae* on *Heliothis armigera*. Entomologia Experimentalis et Applicata, 63: 243-248.
- Sivarakasan K et Vidhyasekaran P., 1993.** Phenylalanine ammonia lyase for crop disease management. In: Genetic Engineering, Molecular Biology and tissue culture for crop pest and disease Management, Daya publishing House, Delhi, India, 113-122.
- **Smith-Becker j; Marois E; Huguet E.J; Midland S.L; Sims J.J and Keen N.T., 1998.** Accumulation of salicylic acid and 4-hydroxybenzoic acid in phloem fluids of cucumber during systemic acquired resistance is preceded by a transient increase in phenylalanine ammonia-lyase activity in petioles and stems, Plant Physiol. 116, pp.231-238.
- **Sofowara A, 1993.** Medicinal plants and traditional medicine in Africa. Spectrum Books Ltd, Ibadan, Nigeria. P.289
- Somssich I.E and Hahlbrock K., 1998.** Pathogen defence in plants -a paradigm of biological complexity. Trends in Plant Science, 3, 86-90.
- **Strapazon A; Girolami V et Masia., 1984.** Host plant chemical regulating the reproduction behaviour of olive flies. Proceeding of cec/fao/iobp.international joint meeting.pisa, 3-4 avril pp: 122-125.
- **Spaneda A.F; Pucci C., 2006.** Performance comparison between two forecasting models of Infestation caused by olive fruit fly (*Bactrocera oleae* Rossi). *Pomologia croatica*, 12:3-14.
- Swain T, 1979.** Tannins and lignins. Herbivores, their interaction with secondary plant metabolites (éd par Rosenthal G.A et Janzen D.H), New York: Academic Press, pp.637-682.
- Sylvestrie F, 1908.** Sugli imenotteri parassiti ectofagi della olive fino ad ora osservati nell'Italia meridionale, e sulla loro importanza nel combattere la mosca stressa. Boll.Lab.Zool.Ger.Agr.Portici, 2, 18-82.
- **Tajnari H, 1998.** Protection intégrée dans les oliveraies du périmètre de Tassaout.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Rapport du Service de la protection des végétaux d'El Kélaâ des Sraghna, Maroc.

- **Tantaoui-Elaraki A; Samane S; Roquebert M.F., 1990.** - Mycoflora of Moroccan « Greek style » Black olives 1-Inventary. Microbiol, Aliments, Nutr, 8(3), 257-264.

- **Taylor R. K; Hale C.N; Hartill W.F.T., 2001.** A stem canker disease of olive (*Olea europaea*) in New Zealand. New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science, 2001, Vol. 29: 219-228.

-**Thanassouloupoulos C.C., 1979.** Survey of *Verticillium* wilt of olive trees in Greece. Pl. Dis. Reprtr. 63: 936-940.

- **Tjamos E.C; Graniti A; Smith I.M and Lamberti F., 1993.** Conference on olive diseases EPPO, 365 –550.

- **Tjamos E.C; Antoniou N; Tjamos S.E; Paplomatas E.J., 2005.** Current problems related to olive diseases in the Mediterranean basin. IOBC Bulletin. Vol 30, (9).

-**Tolba M.K, 1970.**Note on the fungal invasion associated with the olive fly infestation in Egypt. Botany department, higher training collect, Ein Shems University Cairo, U.A.R.

- **Trapero A and Blanco M.A., 2001.** Enfermedades. In El Cultivo Del olivo, Madrid: Mundi-Prensa-Junta de Andalucía. , p497-549.

- **Trease E, Evans W.C., 1987.** Pharmacognosy. Billiare. Tindall. London 13th Edn; pp: 61-62.

- **Tzanakakis M.E; Tsitsipis J.A; Economopoulos A.P., 1968.** Frequency of mating in females of the olive fruit fly under laboratory conditions. J.Econ.Entomol. 61, 1309-1312.

-**Tzanakakis M.E, 1989.***Dacus oleae* small-scale rearing. In: Fruit flies. Their biology, natural enemies and control. Vol.3B. Ed by A.A. Robinson and G. Hooper. Amsterdam, Elsevier, pp.221-227.

- **Tzanakakis M.E, 2003.** Seasonal development and dormancy of insects and mites feeding on olive: a review.-Netherlands Journal of Zoology, 52 (2-4): 87:224.

- **Uceda M and Hermoso M., 1998.** La calidad del aceite de oliva. p. 547-572. In: D. Barranco, R. Fernández-Escobar, and L. Rallo (eds.). El cultivo del olivo. Junta de Andalucía y Mundi-Prensa, Madrid

-**Vallette C; Andary C ; Geiger J. P ; Sarah J. L ; Nicole M; 1998.** Histochemical and cytochemical investigations of phenols in roots of banana infected by the burrowing nematode *Radopholus similis*. Phytopathology. Vol. 88, n°11, pp. 1141-1148.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Vigouroux A, 1975.***Verticillium dahlia* agent d'un dépérissement de l'olivier en France.ann.phytopathol.vol.41 :684-690.
- Vinha A.F; Ferreres F; Silva M.S; Valentao P; Gonc_alves A; Pereira J; Oliveira M.B; Seabra R.M; Andrade P.A., 2005.** Phenolic profiles of Portuguese olive fruits (*Olea europaea L.*): Influences of cultivar and geographical origin. Food Chemistry 89,561-568
- Waghorn G.C et Mc Nabb W.C., 2003.**Consequences of plant phenolic compounds for productivity and health of ruminants, Proc. Nutr. Soc.62, pp 383-392.
- **Wang J; Shalit M; Guterman I; Bar E; Beuerle T; Menda N; Shafir S; Zamir D; Adam Z;Vainstein A; Weiss D ; Pichersky E & Lewinsohn E., 2002.** The biosynthesis of volatile phenolic derivatives in rose petals. Plant Physiol 129, 1899-907.
- **Waterman P.G, 1984.** Food acquisition and processing as a function of plant chemistry. Food acquisition in Primates (Ed par chivers D, Woods B.A et Bils A), pp.177-211, New York and London: Plenum Press.
- Wawrzyniakl J.J, 2006.**L'essentiel en chimie organique.
- **Wetmore P.W; Gochenon W.J., 1989.** Bacterial, 72, 79-89.
- White I.M; Elson-Harris M.M., 1992.** Fruits flies of economic significance: Their identification and bionomics. CAB International. Oxon, UK. 601p.
- Williams M; Mark A; Sullivan C; Banovetz L; Braam M; Blackman G; Carlson C; Greer D and Carneiro K., 1983.** Role of monovalent anions in organic superconductors. Phys. Rev. B 28, 2873.
- **William G.H et Charles M.E., 2006.** Physiologie végétale, P 203.
- Wilmsen P.K; Spada D.S; Salvador M., 2005.**Antioxidant activity of the flavonoid hesperidin in chemical and biological systems.J.Agric.Food Chem, Vol.53, n°12, p.4757-4761.
- **Woodman O.L; Meeker W.K and Boujoude., 2005.** Vasorelaxant and antioxidant activity of flavonols and flavone: structure-activity relationships.J.Cardiovas.Pharmacology, Vol, 46, n°3, pp.302-309.
- **Wu X; Gu L; Holden J; Beecher G; Prior R.L; Gebhardt S.E., 2004.**Development of a dabatase for total antioxydant capacity foods: a preliminary study.Journal of food, composition and analysis 17,407-422.
- **Yazicioglu T; Karaali A., 1983.** Fatty acid compositions of Turkish edible oils.TUB ITAK Research Institues, Publ.No. 70, Project No. 0501778203, p 105, Gebze-Kocaeli, Turkey.
- **Yu Z, Dahlgren R.A., 2005.** Evaluation of methods for measuring polyphenols in copper foliage.J.Chem.Ecol.26:2119-2140.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- **Zachos D.G**, 1963. La verticilliose de l'olivier en Grèce. Ann. Inst. Phytopathol. Benaki (N.S.) 5:105-107.

- Zeljan M; Marica M.S., 2001.**Optimization of TLC analysis of flavonoids and phenolic acids of *Helleborus atrorubens* .Waldst et Kit.Journal of pharmaceutical and Biomedical Analysis, 24,353-359.

- Zinedine A ;Betbeder A.M;Farid M;Benlemlih M;Idressi L;Creppy E.E., 2004.** Ochratoxin A: Determination in dried fruits and black olives from Morocco. Alimentation, 359, 73-76.

- **Žužić I; Raguž F., 2001.** Priručnik za maslinare - Manuale per olivicoltori. Ened, Vodnjan

Tableau 1 : évolution de la superficie oléicole en (ha).

Tableau 2 : l'évolution de la superficie oléicole à Tlemcen de 2001-2008.

Tableau 3 : Bilan de l'évolution de la production et du rendement de 2001 à 2008.

Tableau 4: projet de plantations d'oliviers dans la wilaya de Tlemcen.

Tableau 5 : L'occupation du sol dans la wilaya de Tlemcen

Tableau 6: Nombre moyen de piqûres par fruit en fonction de date
(Ecart-types des moyennes entre parenthèse).

Tableau 7: Nombre moyen de trous de sortie par fruit en fonction de date (Ecart-types des moyennes entre parenthèse).

Tableau 8: Caractères macroscopiques et microscopiques des champignons isolés.

Tableau 9 : Pourcentages des champignons dans les olives saines et infectées.

Tableau 10 : Résultats des caractères morphologies, culturaux et biochimiques des bactéries pour isolées de nos échantillons d'olives.

Tableau 11 : Pourcentage des bactéries dans nos échantillons.

Tableau 12 : Résultats de l'épuisement par l'éthanol

Tableau 13 : Résultats de l'épuisement par l'eau chaude

Tableau 14 : Résultats de l'épuisement par l'éther diéthylique

Tableau 15 : Résultats de C.C.M pour les extraits des flavonoïdes (extrait N-butanol) chez l'olive.

Tableau 16 : Résultats de C.C.M pour les extraits des flavonoïdes (extrait acétate d'éthyle) chez l'olive.

Tableau 17 : Résultats de C.C.M pour les extraits des tanins chez l'olive.

Listes des figures

Figure 1 : arbre de l'olivier

Figure 2 : Tronc d'un olivier très vieux

Figure 3: Fleurs

Figure 4 : le fruit d'olivier

Figure 5 : fruits verts

Figure 6: Fruits mûrs

Figure 7 : Répartition de l'olivier dans le monde

Figure 8 : Répartition de l'olivier dans la Méditerranée

Figure 9 : Moyenne de la production mondiale d'olives de table pour la récolte 1999 à 2003.

Figure 10 : Moyenne de la production mondiale d'huile d'olive pour les années de récolte 1999 à 2003.

Figure 11 : Jeune asticot

Figure 12 : Les pupes

Figure 13 : *Bactrocera oleae* (male

Figure 14 : Olive attaquée par la mouche

Figure 15: trou de sortie d'un adulte

Figure 16: *Prays olea*

Figure 17 : *Saissetia oleae*

Figure 18: scolyte de l'olivier

Figure 19 : l'œil de paon

Figure 20 : le pourridié

- Figure 21:** la fumagine
- Figure 22 :** la tuberculose de l'olivier.
- Figure 23 :** chancre bactérien de l'olivier
- Figure 24 :** Signaux environnementaux de nature physique, chimique ou biologique, pouvant affecter la croissance et le développement des plantes
- Figure 25 :** représentation schématique des réponses de défense de la plante aux différents stress biotiques et abiotiques.
- Figure 26 :** Quelques exemples de l'implication des composés phénoliques dans le développement de la plante et dans les interactions avec son environnement
- Figure 27:** Structure de tanin hydrolysable (Acide gallique).
- Figure 28:** Structure de tanin condensé (flavone).
- Figure 29:** Structure de La morphine.
- Figure 30:** Structure de la caféine.
- Figure 31 :** Structure de flavonoides.
- Figure 32 :** situation géographique de la wilaya de Tlemcen.
- Figure 33 :** situation géographique de Oudjlida
- Figure 34 :** valeurs moyennes mensuelles de la pluviométrie (mm) de 1992 à 2004 enregistrée à la station de Saf-Saf.
- Figure 35 :** variations des températures moyennes mensuelles et annuelles de 1992 à 2004 de la station météorologique de Saf-Saf.
- Figure 36 :** diagramme ombrothermique de la zone d'étude.
- Figure 37 :** Climagramme d'Emberger pour la région d'Oudjlida.
- Figure 38 :** Technique de microculture.
- Figure 39 :** Tests phytochimiques de l'olive
- Figure 40 :** Système d'extraction au Soxhlet
- Figure 41 :** Courbe d'étalonnage standard pour le dosage des polyphénols.
- Figure 42:** courbe d'étalonnage pour le dosage des flavonoides.
- Figure 43 :** Principe de la chromatographie sur couche mince.
- Figure 44 :** Schéma général d'extraction des composés phénoliques (C.C.M)
- Figure 45 :** Variation du nombre de piqûres en fonction des dates.
- Figure 46 :** Variation du nombre de trous de sortie en fonction des dates.
- Figure 47:** Aspect microscopique et macroscopique de *Geotrichum*.
- Figure 48:** Aspect microscopique et macroscopique d'*Alternaria*.
- Figure 49 :** Aspect microscopique et macroscopique de *Trichotechium*.
- Figure 50 :** Aspect microscopique et macroscopique de *Penicillium*.
- Figure 51 :** Aspect microscopique et macroscopique de *Monilia*.
- Figure 52 :** Aspect microscopique et macroscopique de *Aspergillus niger*
- Figure 53:** Aspect macroscopique et microscopique de *Rhizomucor*
- Figure 54 :** Aspect macroscopique et microscopique de *Cladosporium*.
- Figure 55:** Aspect macroscopique et microscopique d'*Oidium*.
- Figure 56 :** Aspect macroscopique et microscopique d'*Aspergillus*.
- Figure 57:** Aspect macroscopique et microscopique d'*Ulocladium*.
- Figure 58 :** Pourcentage des champignons dans les olives saines et infectées.
- Figure 59 :** Pourcentage des champignons dans les olives saines et infectées pour les quatre Prélèvements
- Figure 60 :** Pourcentage des olives infectées et saines durant les différents prélèvements pour les champignons
- Figure 61:** Pourcentage des bactéries dans les olives saines et infectées.
- Figure 62 :** Pourcentage des bactéries dans les olives saines et infectées pour les quatre Prélèvements

Figure 63: Pourcentage des olives infectées et saines durant les différents prélèvements par les bactéries.

Figure64 : Rendement des alcaloïdes, flavonoïdes et tanins dans les olives saines et infectées

Figure65 : Teneurs de phénols totaux chez l'olive saines et infectées.

Figure 66 : Variation du taux en phénols totaux chez quelques fruits.

Figure 67: Teneurs en tanins chez les olives saines et infectées.

Figure 68 : Teneurs des flavonoïdes chez les olives saines et infectées.

Figure 69 : Photos des plaques C.C.M pour les flavonoïdes chez l'olive.

Figure 70 : Photos des plaques C.C.M pour les tanins chez l'olive.

Annexe

Annexe 01 : Analyse de variance à un facteur.

Source de variation	Degré de liberté	Somme des carrés des écarts	Variance	F
Entre populations (facteur contrôlé)	p-1	SCA	S^1 A^2	F_{ob}
Entre observations (erreur résiduelle)	p(n-1)	SCE	S^2 E^2	
Totaux	pn-1	SCT		

Avec : $SCA = \sum_{ij} (x_{ij} - \bar{x})^2$

$SCE = \sum_{ij} (x_{ij} - \bar{x}_i)^2$

$SCT = \sum_{ij} (x_{ij} - \bar{x})^2$

Et $S^1 A^2 = SCA / (P-1)$

$S^1 E^2 = SCE / (P(p-1))$ $F_{ob} = \frac{S^1 A^2}{S^1 E^2}$

Annexe 02 : coefficient de corrélation

$R = \frac{\sum(x-x)(y-y)}{n\sigma_x\sigma_y} = \frac{Cov(x,y)}{\sigma_x\sigma_y}$

R est compris entre -1 et 1

- Si $r = 0$ il n'y a pas de corrélation linéaire entre les variables X et Y ;
- Si $r > 0$ il existe une liaison positive entre les deux variables ;
- Si $r < 0$ il existe une liaison négative entre les deux variables.

Si les deux variables suivent une loi normale, on peut tester le coefficient de corrélation par rapport à zéro en calculant la quantité :

$T = \frac{R}{\sqrt{1-R^2}} \sqrt{n-2}$

$H_0: r = 0$ Selon une loi de Student à (n-2) ddl.

Annexe 03 : droit de régression.

$\bar{y} - \bar{y} = b(\bar{x} - \bar{x})$

le paramètre b est le coefficient de régression de y par rapport à x ; il mesure la pente de la droite, il est calculé par l'équation :

$b = \frac{\sum(x-x)(y-y)}{\sum(x-x)x^2} = \frac{Cov(x,y)}{\sigma_x^2}$

Anuexe 04 : milieux de culture.

PDA (Potato Dextrose Agar = gélose pomme de terre glucosé) :

Pour la préparation, laver et couper en petits morceaux 200g de pomme de terre. Les mettre dans 700 ml d'eau distillée et porter à ébullition, après filtrer et compléter à 1 litre :

Glucose	20g
Agar	15g
Extrait de pomme de terre	

Gélose de King B :

Eau distillée	1L
Bio-polytone	20g
Phosphate bipotassique	1,5g
Sulfate de magnésium	1,5g
Agar	14g
pH= 7,2	

Gélose nutritive :

Peptone	10g
Extrait de viande	5g
Chlorure de sodium	5g
Agar	15g
pH=7,2	

Mac conkey :

Peptone	20g
Lactose	10g
Sel biliaire	1,5g
Cristal violet	0,001g
Rouge neutre	0,05g
Chlorure de sodium	5g
Agar	15g
pH= 7,4	

LPGA :

L : Extrait de levure	7g
P: Peptone	7g
G: Glucose	7g
A: Agar	15g
Eau distillée	1 L
pH= 7,2	

Annexe 05 :

❖ Préparation de l'étalon de dosages des polyphénols totaux :

A partir de la solution mère, on a préparé des dilutions de différentes concentrations :

15mg/l, 14mg/l, 13 mg/l, 12 mg/l, 11 mg/l, 10 mg/l, 9 mg/l, 8 mg/l, 7 mg/l, 6 mg/l, 5 mg/l, 4 mg/l, 3 mg/l, 3 mg/l, 2 mg/l, 1 mg/l.

- prendre 3ml de chaque concentration et ajouter 0,5ml du réactif de Folin Ciocalteu
- Laisser réagir pendant 3 minutes
- Après, ajouter 2ml de solution aqueuse de carbonate de sodium à 20%.
- Mettre le mélange au Vortex et laisser incuber à l'obscurité pendant 1 heure.
- Lire l'absorbance à 650nm.

❖ Préparation de l'étalon de dosage des flavonoïdes :

À partir d'une solution mère de rutine 1mg/ml, on prépare des dilutions de différentes concentrations :

0,9mg/ml, 0,8mg/ml, 0,7mg/ml, 0,6mg/ml, 0,5mg/ml, 0,4mg/ml, 0,3mg/ml, 0,2mg/ml, 0,1mg/ml.

On prend 2ml de chaque concentration et on ajoute 2ml ($AlCl_3$) à 2%, puis on les mélange au Vortex.

Après l'incubation de 15mn, on lit l'absorbance à 430nm.

❖ Préparation des réactifs :

Réactif de Mayer :

Dissoudre 1,358g de $HgCl_2$ dans 60ml d'eau et d'autre part 5g de KI dans 10ml d'eau. Mélanger les deux solutions puis ajouter le volume à 100ml avec l'eau distillée.

Réactif de Wagner :

Dissoudre 2g de KI et 1,27g d' I_2 dans 75 ml d'eau. Ajouter le volume total à 100ml avec de l'eau distillée.

Annexe4 : Tableau : Valeurs moyennes mensuelles et annuelles des la pluviométrie (mm) de 1992 à 2004 enregistrées à la station météorologique de Saf-Saf.

Mois Année	Janvier	Février	Mars	Avril	Mais	Juin	Juillet	Août	Septembre	Octobre	Novembre	Décembre
1992	33,8	20,2	150,6	50,2	122,9	28,4	1,4	1	1,3	32	42	36,6
1993	0,5	76,7	22,3	78,2	107,9	13	0	0,3	13,9	7,9	76,5	13,8
1994	13,7	79,7	7,6	30,4	18	0,1	9,6	0,2	18,4	39,4	39,1	14,2
1995	34,2	72,6	68,9	18,9	2	6,8	0	4,9	23,5	49,5	22,2	77,4
1996	114	101,9	86,2	49,9	42,9	25,2	5,6	5,6	25,7	31,6	7	33,8
1997	119,4	0,1	5,9	68,3	14,3	0,4	0,7	18,9	58,6	25,3	66	66
1998	139,9	50,6	55,6	28,6	63,5	0,4	0,2	13	11,4	7,8	46,7	14,3
1999	106,1	82,3	106,8	0	0	2,7	0	2,6	30,5	28,1	73,35	76,6
2000	0	0	9,8	22,5	30,27	0	0	0	11	33	0	0
2001	88,6	89,5	9,5	6	18,5	9,3	0	0	26,1	38	137,6	34,1
2002	2,3	4,7	31,2	101	67,02	3,6	0,4	17,9	0	41,2	88	25,8
2003	148,1	82,3	19,6	31,2	16,3	5,1	0	0	13,4	78,9	53,6	115,9
2004	48	24,7	78,9	48,2	9,3	12,6	traces	1,4	traces	33,3	46,2	99,5
Moyenne	65,27	52,71	50,22	41,03	39,45	8,27	1,49	5,06	19,48	54,66	53,71	46,76

Annexe5 : Tableau : Valeurs moyennes mensuelles et annuelles de la température (C°) de 1992 à2004 enregistrées à la station météorologique de Saf-Saf.

Mois	Janvier	Février	Mars	Avril	Mais	Juin	Juillet	Août	Septembre	Octobre	Novembre	Décembre
Année												
1992	8,7	11,05	11	14,75	18	17,9	24,6	26,85	22,7	16,65	14,2	11,35
1993	8,7	9,35	13,15	14,35	16,3	20,7	25,35	26,2	20,1	16,5	13,05	11,25
1994	5,2	10,8	13,05	13,7	18,6	22	30,5	27,9	21,5	18,7	15,1	11,7
1995	10,05	12,85	12,55	14,45	19,8	20,85	25,3	25,95	20,75	18,05	16,45	13,2
1996	12,25	9,5	12,5	14,65	17,2	22,95	24,95	24,6	20,7	18,85	15,9	12,55
1997	11,45	12,85	14	16,05	17,9	21,6	23,25	24,29	22,9	19,75	14,9	11,85
1998	11,2	12,45	13,85	14,25	16,3	23,35	26,15	26,9	24,2	18	13,95	10,6
1999	9,9	11,4	11,9	13,1	16	20,4	24,4	25,4	21,6	17,3	12,5	10,6
2000	9	12,9	13,2	15,8	19,6	21,4	24,8	26,2	22,9	20,5	18,48	11,4
2001	11,3	11,5	15,9	15,6	17,9	25,2	26,1	26,8	22,3	21,4	12,3	10,8
2002	10,5	12,3	13,6	13,9	17,5	23,8	25,1	23,8	21,5	19,1	13,8	12,1
2003	8,5	9,3	13,8	-	-	24,6	27,9	27,7	23,8	19,3	14,7	11
2004	11,9	12,5	12,9	14,6	15,6	24	27,5	27,9	24,5	21,5	13,2	10,8
Moyenne	9,89	11,44	13,18	14,6	17,55	22,21	25,83	26,19	22,26	18,89	14,5	11,47