

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE ABOUBAKR BELKAID
FACULTE DES SCIENCES
DEPARTEMENT DE BIOLOGIE ET ENVIRONNEMENT



Laboratoires : -Gestion des écosystèmes
-Valorisation des actions de l'homme pour la protection
de l'environnement et applications en santé publique

4310
05/05/2010

Mémoire en vue de l'obtention du
Diplôme de Magister

OPTION:
ECOLOGIE ET BIOLOGIE DES POPULATIONS

**Stratégie de défense biochimique mise en œuvre par les
olives attaquées par le ravageur *Bactrocera oleae*
(Diptera-Tephritidae) dans la région d'Oudjlida
(Wilaya de Tlemcen)**

Présenté par : Mme Meziani - Medjdoub Kenza

Soutenu le : 11/02/2010 devant le Jury représenté par :

Président :	Mr Khellil Mohamed Anouar	Professeur
Promoteur :	Mme Gaouar Nassira	Maître de conférences
Co-promoteur :	Mr Baghdad Choukri	Maître de conférences classe "B"
Examinatrice :	Mme Bekhchi Chahrazed	Maître de conférences classe "B"
Examineur :	Mr Mesli Lotfi	Maître de conférences

Année universitaire 2009-2010

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail :

À mes très chères parents

À mes frères Houari, Sidi Ahmed, Moustafa et Soufiene

À mon chère mari Nour Eddine

À mon bébé Mohammed El Amine

À mes chers beaux-parents

À tous ceux qui aiment Kenza

KENZA

Remerciements

J'exprime mes profonds remerciements et ma vive reconnaissance à **Mme Gaouar Nassira**, Maître de Conférences à la Faculté des Sciences, Université ABB de Tlemcen pour avoir accepté de m'encadrer. Qu'elle trouve ici mes sentiments de gratitude et de déférence.

Je remercie également **Mr Beghdad C.**, Maître de Conférences à la Faculté des Sciences, Université ABB de Tlemcen pour ses précieux conseils en biochimie, nos nombreuses discussions scientifiques et sa collaboration enrichissante, ainsi que pour avoir accepté de co-diriger ce travail.

Je tiens à exprimer ma grande considération et ma vive reconnaissance à **Mr Khellil A.**, Professeur à l'université ABB de Tlemcen d'avoir accepté d'assurer la présidence du jury de ma thèse de magister.

Je tiens à remercier Mme **Bekhchi C.**, Maître de Conférences à l'université ABB de Tlemcen d'avoir accepté d'examiner ce mémoire.

Je remercie **Mr Mesli L.**, Maître de Conférences à l'université ABB de Tlemcen d'avoir accepté de faire partie du jury de thèse.

Je remercie également mes dames **Aouar A.** et **Abdellaoui K.** pour leur contribution à l'élaboration de cette thèse.

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

Un grand merci à Mademoiselle **Kholkhal Wahiba**, Magister en biochimie pour sa rigueur, sa gentillesse et sa disponibilité. Ses compétences techniques et son efficacité ont fortement contribué à la réalisation de ces travaux.

Je tiens à remercier toute personne ayant contribué de près ou de loin à l'élaboration de ce mémoire.

Enfin je remercie les propriétaires du verger oléicole, la famille **Abed Elhak**.

II-14-2-Lutte chimique :	30
II-14-3-Lutte contre la mouche des olives par les travaux du sol :	30
II-14-4-Piégeage :	31
II-14-5-Lutte biologique :	31
CHAPITRE III : LES MECANISMES DE DEFENSE BIOCHIMIQUE CHEZ	33
LES PLANTES (<i>Olea europaea</i>) :	
III-1-Les métabolites secondaires :	33
III-1-1-Les alcaloïdes :	35
III-1-2-Les composées phénoliques :	36
III-1-2-1-Le rôle des composés phénoliques :	36
III-1-2-2-Les principales classes des composés phénoliques :	37
III-1-2-3-Participation des composés phénoliques à la résistance des plantes aux parasites :	39
DEUXIEME PARTIE : MATERIEL ET METHODE :	42
CHAPITRE I : PRESENTATION DE LA REGION D'ETUDE :	42
I-1- Situation géographique de la Wilaya :	42
I-2-Les ressources hydriques :	42
I-3 Description de la zone d'étude :	42
I-4-Climat :	44
I-4-1-Les précipitations :	45
I-4-2-Les températures :	46
I-4-3-Synthèse bioclimatique :	47
I-4-3-1-Diagramme ombrothermique de BAGNOULS et GAUSSEN (1953) :	47
I-4-3-2-Quotient pluviométrique et climagramme d'Emberger :	47
I-4-4-Les vents :	48
I-5-Pédologie :	48
CHAPITRE II : ETUDE ENTOMOLOGIQUE :	50
II-1-Matériel :	50
II-1-1-Matériel sur le terrain :	50
II-1-2-Matériel au laboratoire :	50
II-2-Méthode de travail :	50
II-2-1-Choix de site :	50
II-2-2-Méthodes d'échantillonnage :	50
II-2-3-Prélèvement des fruits :	51
II-2-4-Estimation du taux d'infestation :	51
II-2-5-L'élevage :	52
II-2-6-Analyse statistique des données :	52
II-2-6-1-Analyse des variances à une catrière de classification :	52
II-2-6-2- Corrélation et régression :	53
CHAPITRE III : ETUDE PHYTOCHIMIQUE :	54
III-1-Préparation de la matière végétale :	54
III-2 Détermination du taux de matière sèche :	55
III-3-Tests phytochimiques :	55
III-3-1 Tests pour les tanins :	56
III-3-2 Test pour les flavonoïdes :	56
III-3-3 Test pour les alcaloïdes :	56
III-4 Extraction sélective :	58
III-4-1 Extraction des tanins :	59
III-4-2-Extraction des flavonoïdes :	59
III-4-3 Extraction des alcaloïdes :	59

III-5-Dosage des polyphénols :	59
III-5-1 Extraction des polyphénols totaux :	59
III-5-2-Dosage par la méthode de Folin Ciocalteu :	60
III-6-Dosage des tanins totaux :	60
III-6-1- Extraction des tanins par le polyvinyle polypyrrolidone (PVPP) :	60
III-6-2-Dosage indirect des tanins par la méthode de Folin Ciocalteu :	61
III-7-Dosage des flavonoïdes :	61
III-7-1-Extraction :	61
III-7-2-Dosage des flavonoïdes :	61
III-8-Méthode d'identification par chromatographie sur couche mince :	62
III-8-1-Condition opératoire :	62
III-8-2-Préparations des échantillons (extraction) :	62
III-8-3-Méthode de détection :	63
TROISIEME PARTIE : RESULTAT ET DISCUSSION :	65
CHAPITRE I : RESULTATS :	65
I- Pédologie :	65
II- Etude entomologique :	65
II-1-Taux de l'infestation dans la station d'étude :	65
II-1-1- Etude de l'infestation en fonction des piqûres :	66
• Effet de l'arbre :	66
• Effet de la date :	66
• Effet de l'orientation :	67
II-1-2- Etude de l'infestation en fonction des œufs :	68
• Effet de l'arbre :	68
• Effet de la date :	69
• Effet de l'orientation :	70
II-1-3- Etude de l'infestation en fonction des larves :	70
• Effet de l'arbre :	70
• Effet de la date :	71
• Effet de l'orientation :	72
II-1-4- Etude de l'infestation en fonction des trous de sortie :	72
• Effet de l'arbre :	72
• Effet de la date :	73
• Effet de l'orientation :	74
II-1-5- Relation entre les caractères liés à l'infestation de l'olive par <i>B. oleae</i> :	75
II-2- Biologie des populations de <i>Bactrocera oleae</i> à partir des élevages :	79
II-2-1- La mortalité larvaire :	79
II-2-2- Le développement nymphal :	79
II-2-3- La mortalité nymphale :	79
II-2-4-Sex-ratio :	80
III- Etude phytochimique :	81
III-1- Détermination du taux de matière sèche :	81
III-2-Tests phytochimiques :	81
III-3-Extraction sélective :	82
III-3-1-Extraction des tannins :	82
III-3-2-Extraction des flavonoïdes :	82
III-3-3 Extraction des alcaloïdes :	83
III-4-Dosage des polyphénols totaux :	83
III-5-Dosage des tanins totaux :	84

III-6-Dosage des flavonoïdes :	85
III-7- Identification des composés phénoliques par C.C.M :	85
CHAPITRE II : DISCUSSION :	88
I- Etude entomologique :	88
I-1-Etude de l'infestation des fruits par <i>Bactrocera oleae</i> :	88
• Effet de l'arbre :	89
• Effet de la date :	89
• Effet de l'orientation :	90
I-2- Cycle biologique de <i>Bactrocera oleae</i> :	90
II- Etude phytochimique :	91
CONCLUSION GENERALE :	95
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES :	97
LISTE DES TABLEAUX	
LISTE DES FIGURES	
ANNEXES	

Ce travail est présenté en trois parties :

-La première partie est une revue bibliographique qui englobe l'olivier, sa description botanique et ses maladies ainsi que ses principaux ravageurs, dont particulièrement *Bactrocera oleae*, avec sa bio-écologie, et les différentes méthodes de lutte les plus pratiquées contre lui. Enfin une étude concernant les composés phénoliques et leur rôle dans la défense des plantes contre les agressions biotiques et abiotiques.

-La deuxième partie concerne la présentation de la région d'étude avec toutes ses caractéristiques bioclimatiques, ainsi que le matériel et les méthodes expérimentales et statistiques utilisées.

-Les résultats et leur discussion sont présentés dans la troisième partie, ils se subdivisent en deux :

- **Une étude entomologique** concernant les attaques de *B. oleae* sur l'olivier, et l'impact des facteurs écologiques tels que la date d'observation, l'orientation, et l'arbre échantillonné. Les élevages des mouches menés au laboratoire, permettent de connaître leur cycle de vie, la dynamique des populations, la nature du parasitoïde et le degré de leur parasitisme ;
- **Une étude biochimique** détermine les différents composés phénoliques que comportent les fruits sains et infectés, leur nature et leur concentration.

Enfin une conclusion générale permettant de récapituler les plus importants résultats de notre travail.

PREMIERE PARTIE
SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE



Figure 01 : Arbre de l'olivier (Meziani, 2010).



Figure 02: tronc de l'olivier (Meziani, 2010).



Figure 03: Feuilles et fruits de l'olivier (Meziani, 2010).



Figure 04 : Fruits de l'olivier (Meziani, 2010).



Figure 05 : Fruits de l'olivier (Meziani, 2010).

I-2-3-Les feuilles :

Les feuilles opposées, sont étroites, allongées, enroulées sur les bords, coriaces, vert-gris luisant en dessus, argentées en dessous, persistantes, elles restent en place trois ans et se renouvellent donc par tiers tous les ans (**fig.03**). En cas de sécheresse, les feuilles sont capables de perdre jusqu'à 60% de leur eau, de réduire fortement la photosynthèse et de fermer les stomates permettant les échanges gazeux pour réduire les pertes en eau par évapotranspiration (**Loussert et Brousse, 1978**).

I-2-4-Les fleurs :

Les fleurs sont blanches avec une corolle, deux étamines, un calice à quatre pétales, un ovaire de forme arrondie qui porte un style assez épais et terminé par un stigmate (**fig.06**). Il contient deux ovules.

Les fleurs sont regroupées en une petite grappe qui en compte de 10 à 20 et qui pousse au début du printemps à l'aisselle des feuilles sur les rameaux âgés de deux ans (**Bonnet, 1960**). La plupart des oliviers sont auto-fertiles, leur propre pollen pouvant féconder leurs propres ovaires. La fécondation se fait principalement par le vent et ne dure qu'une semaine par an.



Figure 06 : Schéma d'une fleur d'olivier (**Loussert et Brousse, 1978**).

I-2-5-Le fruit :

Le fruit, l'olive est une drupe, dont la peau (épicarpe) est recouverte d'une matière cireuse imperméable à l'eau, avec une pulpe (mésocarpe) charnue riche en matière grasse (**fig.07**). D'abord vert, il devient noir à maturité complète (**fig.04 et 05**). Le noyau très dur, osseux, est formé d'une enveloppe (endocarpe) qui se sclérifie l'été à partir de la fin juillet, et contient une amande avec deux ovaires, dont l'un est généralement stérile et non-fonctionnel: cette graine (rarement deux) produit un embryon, qui donnera un nouvel olivier si les conditions sont favorables (**Bonnet, 1960**). La composition chimique des fruits diffère quelque peu d'une variété à une autre (**tab.01**).

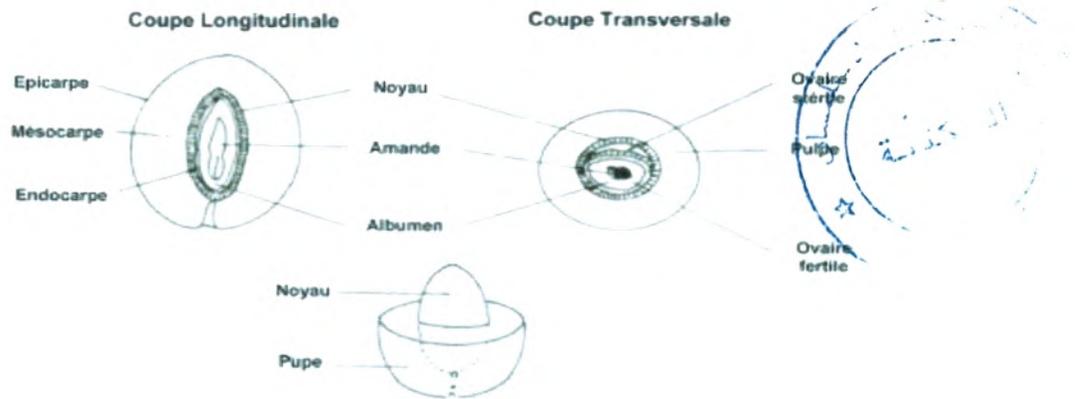


Figure 07 : Schéma d'un fruit d'olive (vue en coupe)

(<http://www.oleiculteur.com/portail.html>).

Tableau 01 : Composition chimique des olives: statistiques sur les valeurs moyennes de 60 variétés françaises (COI, 2002).

(pulpe et noyau)	Moyenne centrée	Minimum	Maximum
Poids moyen des fruits	2,54 g	1,11 g	5,50 g
Teneur en huile	18,5 %	12,4 %	27,5 %
Teneur en eau	55,2 %	39,0 %	67,2 %
Teneur en matière sèche non grasse	26,3 %	18,1 %	38,4 %
Poids moyen de matière sèche par fruit	1,14 g	0,56 g	2,11 g
Rendement	17,1 %	10,8 %	27,0 %

I-2-6-Cycle végétatif de l'olivier :

D'après Sans-Cortés et al., (2002), l'olivier passe par les phases suivantes :

- Décembre-janvier : repos végétatif caractérisé par une activité germinative arrêtée ou ralentie.
- Février : induction florale ; puis reprise de la végétation, émission d'une nouvelle végétation.
- Mi-mars : apparition de boutons floraux ; inflorescences de couleur verte, blanchâtres à maturité.
- De début mai au début de juin : floraison ; pollinisation et fécondation.
- Fin mai-juin : fructification et chute des pétales.
- Moitié de juin : développement des fruits (fruits petits mais bien apparents).
- Juillet : durcissement du noyau ; c'est la fin de la formation des fruits devenant résistants à la coupe et à la section.
- Août : croissance des fruits.
- Mi-octobre à décembre : début de maturation ; au moins la moitié de la surface du fruit vire du vert au rouge violacé.
- Fin octobre à décembre : maturation complète des fruits avec une coloration uniforme violette à noire.

I-2-7-les périodes de développement de l'olivier

Selon Loussert et Brousse (1978), le cycle de développement de l'olivier comprend quatre périodes :

- **La période de jeunesse**

Elle consiste à élever de jeunes plantes. Cette opération débute en pépinière et se termine au moment où l'arbre devient apte à fructifier.

Suivant les variétés et les conditions de culture, cette période peut s'étaler de 1 à 12 ans.

- **La période d'entrée en production**

Cette phase se situe entre la période où l'arbre commence à fructifier jusqu'à ce qu'il ait une production régulière et importante. Elle se situe entre la 12^{ème} et la 35^{ème} année.

- **La période d'âge adulte**

L'arbre a atteint son plein développement. Son accroissement aérien et racinaire est terminé.

Cette période est comprise entre 35 et 150 ans. Des soins appropriés tels que la taille de fructification deviennent nécessaires.

- **La période de sénescence**

Elle se caractérise par une diminution progressive de la production. Elle commence à partir de la 150^{ème} année et au-delà. Cette période peut se trouver accélérée par des causes externes telles que les conditions climatiques.

I-3- Exigences de l'olivier

I-3-1-Exigences pédo-climatiques

L'olivier est un arbre typiquement méditerranéen, il supporte parfaitement des sécheresses prolongées mais craint les froids trop vifs et l'humidité stagnante. Il a besoin d'un ensoleillement prolongé. Néanmoins, un hiver marqué lui est nécessaire pour induire la production de fleurs, donc d'olives.

L'olivier est un arbre rustique, il est traditionnellement planté sur les terrains les plus pauvres qui, en général, ne sont pas irrigués.

*Température

L'olivier ne peut pas résister à une température inférieure à -10°C (-12°C pour certaines variétés) et cet isotherme délimite sa zone de culture en latitude (en général 25°-45°) et en altitude. Cependant, à 35-38°C, la croissance végétative s'arrête et à 40°C et plus, des brûlures endommagent l'appareil foliacé, pouvant provoquer la chute des fruits, surtout si l'irrigation est insuffisante (Baudet, 1996).

*Pluviométrie

Une des caractéristiques du climat méditerranéen est l'irrégularité des précipitations annuelles et la mauvaise répartition des pluies.

Avec 600 mm de pluie bien répartis, l'olivier végète et produit normalement. Entre 450 et 600 mm par an, la production est possible à condition que les capacités de rétention en eau du sol soient suffisantes. Avec une pluviométrie inférieure à 200mm, l'oléiculture est économiquement non rentable (Loussert et Brousse, 1978).

***Humidité atmosphérique**

Elle peut être utile dans la mesure où elle n'est pas excessive (+60 %) ni constante car elle favorise le développement des maladies et des parasites.

***Altitude**

Les limites à ne pas dépasser sont de 700 à 800 m pour les versants exposés au nord et de 900 à 1000 m pour les versants exposés au sud (Loussert et Brousse, 1978).

***Les autres facteurs climatiques :**

-**Les brouillards** : sont néfastes à l'olivier surtout s'ils se produisent en période de floraison ; ils provoquent la chute des fleurs.

-**La neige** : le feuillage persistant de l'olivier retient la neige qui s'accumule, le poids casse les rameaux et quelques fois de grosses branches.

-**La grêle** : par son action mécanique sur les rameaux et les branches, elle provoque des plaies favorisant le développement des parasites et la propagation de la tuberculose.

-**Le gel** : Si la courbe des températures baisse progressivement sur plusieurs jours, pour atteindre son point le plus bas, les dégâts du gel seront relativement faibles. Si, par contre, le gel survient brutalement, les dégâts seront plus importants (chute des feuilles, éclatement de l'écorce).

I-3-2- Les exigences culturales

***Plantation**

Sa période de plantation est le début d'automne ou le début de printemps. Il vaut mieux éviter les zones particulièrement froides. En culture moderne, les densités de plantation sont de 6 x 4m, soit 416 arbres/ha.

***Irrigation**

L'irrigation augmente le rendement et la résistance à l'alternance, la teneur en huile dans la matière sèche et le rendement annuel en huile et le poids des olives. Les doses et fréquences des irrigations varient en fonction de la nature des sols et du climat. Les irrigations débutent en février et se prolonge jusqu'à la fin novembre.

***Taille**

La taille a pour but de maintenir l'équilibre entre la croissance végétative et la fructification. Elle facilite la pénétration des produits phytosanitaires à l'intérieur de l'arbre pour une meilleure efficacité de lutte contre les parasites et les maladies de l'olivier, et permet un meilleur fonctionnement de l'appareil photosynthétique.

I-4- Multiplication de l'olivier

Il existe plusieurs méthodes pour obtenir de jeunes plants d'oliviers. On peut donc procéder à la multiplication de l'olivier de plusieurs façons, à savoir :

- **Par semis**

On sème le noyau de l'olive, c'est une méthode efficace mais très longue. Les plants d'olivier obtenus par semis présentent l'avantage d'être vigoureux, cependant l'olivier risque de ne pas être fidèle à l'arbre qui a produit le fruit.

- **Par éclatement de la souche**

Sur un olivier non greffé, on prélève un morceau de la souche (racine ou collet) d'environ 500 gr. C'est une opération délicate, car il ne faut pas trop affaiblir l'arbre donneur. On enterre l'éclat sous 5 cm de terre et procéder ensuite à l'arrosage régulièrement. Un rejet poussera et atteindra 80 cm au bout d'un an.

- **Par les rejets**

Il s'agit d'enlever à un olivier âgé les bourgeons qui s'élancent du tronc de l'arbre, plus particulièrement des racines ou du collet ; c'est une opération délicate car il ne faut pas endommager l'arbre donneur.

- **Par Bouture herbacée**

C'est la méthode la plus utilisée pour la production de plants. On peut reproduire à l'identique et à l'infini un individu intéressant pour ses qualités. L'opération se fait entre les mois de juillet et septembre, choisir des rameaux de l'année comptant huit ou neuf nœuds ou paires de feuilles, conserver les trois paires de feuilles de haut et supprimer les autres. La partie inférieure sera trompée dans la poudre d'hormone. Placer le tout à l'abri du soleil à une température supérieure à 15°C. Les racines apparaissent au bout d'un mois, attendre quelques semaines et repiquer les boutures dans un substrat avec du terreau qui assurera la nutrition de la plante.

I-5- Les principaux sous-produits:

- **le grignon brut:** c'est le résidu de la première extraction de l'huile par pression de l'olive entière, ses teneurs relativement élevées en eau (24%) et en huile (9%) favorisent son altération rapide lorsqu'il est laissé à l'air libre.
- **le grignon épuisé:** c'est le résidu obtenu après déshuilage du grignon brut par un solvant, généralement l'hexane.
- **le grignon partiellement dénoyauté:** résulte de la séparation partielle du noyau de la pulpe par tamisage ou ventilation
- **la pulpe d'olive:** c'est la pâte obtenue lorsque le noyau a été séparé de la pulpe préalablement à l'extraction de l'huile. Elle est riche en eau (60%) et de conservation très difficile.

- **les margines:** c'est le résidu liquide aqueux brun qui s'est séparé de l'huile par centrifugation ou sédimentation après le pressage.
- **les feuilles collectées à l'huilerie:** ce ne sont pas les résidus de la taille, mais des feuilles obtenues après le lavage et le nettoyage des olives à l'entrée de l'huilerie. Leur quantité est estimée, en Grèce, à environ 5% du poids des olives.

I-6-Variétés de l'olivier

Il y a actuellement plus de 2000 variétés d'olivier (**tab.02**) recensées dans le monde et chaque pays privilégie certains cultivars (**Breton, 2006**).

Tableau 02 : Les principales variétés d'olives dans les pays méditerranéens (**Pagnol, 1975**).

Pays d'origine	Variétés
Espagne	Picual, hojiblanca, negral, verdial, cornicabra, arbequin, mnzanilla, gordal.
Portugal	Galega, verdeal, carrasquenha, redondil, maçanilha.
Italie	Frantoio, moraiolo, oliarola barese, leccino, rotondella, coratina, pignola.
Grèce	Amygdalifolia, coronaiki, corfolia, daphnaelia, methonia.
Turquie	Ayvalik, çakir, erknce, milas, kili, memili.
Syrie	Kderie, tamrani, doubeli, dernlali, safraoui.
Liban	Chami, souri, airouni, frantoio.
Tunisie	Chetoui, chemlali, ousslati.
Maroc	Picholine marocaine, barouni, meski.

I-6-1-Variétés algériennes de l'olivier

L'oléiculture algérienne est caractérisée par une large gamme de variétés.

D'après **Loussert et Brousse (1978)** et **Mendil et al., (2007)**, les variétés cultivées en Algérie sont représentées essentiellement par des variétés à huile, et à un degré moindre, des variétés de table.

- **Chemlal :** Variété cultivée essentiellement en grande Kabylie. Elle représente 40% des olives cultivées en Algérie. Les fruits sont moyens, le rendement en huile est de 14 à 16%.
- **Sigoise :** variété de l'Ouest algérien, appelée aussi olive de Tlemcen ou du Tell, elle représente 25% des olives cultivées en Algérie. Le rendement en huile varie de 18 à 22%.
- **Azeradj :** On la rencontre dans la petite Kabylie, elle représente 10% des olives algériennes. Les fruits sont assez gros, avec un rendement en huile variant de 24 à 28%.
- **Limli :** Localisée dans la Vallée de la Soummam, elle occupe 8% du verger oléicole algérien. Les fruits sont petits avec un rendement en huile de 20 à 24%.

I-7-L'oléiculture

I-7-1-L'oléiculture dans le monde

En 2005, la culture de l'olivier occupe 7,5 millions d'hectares dans le monde, pour une production de 14,9 millions de tonnes d'olives et un rendement de 20 quintaux/ha (**tab.03**). Sur la période 2000-2006, la production mondiale moyenne annuelle s'élève à 2.778.800 tonnes d'huile d'olive et 1 638 300 tonnes d'olives de table. La production mondiale d'huile d'olive est passée de 1.453.000 tonnes en 1990 à 2.820.000 tonnes en 2006, alors que dans le même temps la production d'olives de table passait de 950.000 tonnes à 1.832.500 tonnes selon la FAO (Food and Agricultural Organisation) et le COI (Conseil Oléicole International). La Méditerranée a le monopole de la production mondiale d'olives. Les quatre premiers pays producteurs (Espagne, Italie, Grèce et Turquie) assurent 80% de la production mondiale d'olives et les dix premiers, tous situés dans la zone méditerranéenne, en assurent 95% (**C.O.I., 2004**). Le premier pays oléicole mondial est l'Espagne. En 2005 on estimait le nombre des oliviers à 309 000000, cultivés sur une superficie de 1.199.090 hectares avec un rendement de 32,69 quintaux/ha. L'Italie est classée en deuxième position, suivie par la Grèce puis la Turquie.

Tableau 03 : Statistiques moyennes annuelles de 2000/2006 pour l'huile d'olive et les olives de table (**F.A.O.STAT, 2006**).

Moyennes 2000/06 (en t / an)	Huile d'olive production	Huile d'olive consommation	Olive de table production	Olives de table consommation	Surface cultivée Ha	Rendement q/Ha
Tunisie	144 500	42 300	15 000	14 100	1500 000	4,00
Maroc	60 800	54 700	91 700	29 400	504 700	10,25
Algérie	34 300	35 300	59 300	60 800	239 350	13,22
Égypte	2 300	2 200	172 400	138 300	49 000	63,26
Libye	8 600	9 800	3 200	6 700	130 860	16,5
Syrie	134 500	117 300	138 700	122 800	500 000	12,4
Jordanie	24 200	21 700	23 900	22 000	64 520	17,53
Palestine	15 800	10 300	6 900	8 000	?	?
Liban	6 000	5 800	6 300	7 300	58 000	15,52
Iran	3 000	3 600	10 000	10 000	13 000	31,54
Portugal	31 400	66 900	10 400	13 400	380 000	7,50
France	4 200	96 400	2 000	48 200	18 340	9,80

I-7-2-L'oléiculture en Algérie

En 2000, la culture de l'olivier en Algérie occupait une superficie de 168 080 hectares de terrain, soit 33 % des 500 000 hectares de superficie arboricole nationale et 2 % des terres agricoles cultivables. En 2010, les prévisions de superficies oléicoles portent sur 309 500 ha. La participation du secteur oléicole à la production agricole finale du pays était en moyenne de 21 % en 1999-2000.

*Structure de la surface oléicole

La surface oléicole est répartie dans trois régions : le Centre, avec 54,3 % de la superficie totale ; l'Est, avec 28,3 % ; et l'Ouest, avec 17 %. La plupart des oliveraies (80 %) sont situées dans des zones de montagne, sur des terrains accidentés et marginaux, peu fertiles et

caractérisés par une pluviométrie moyenne comprise entre 400 et 900 mm/an. Le reste des oliveraies (20 %) sont situées dans les plaines occidentales du pays (Mascara-Sig-Relizane), où la pluviométrie moyenne annuelle est de 300-400 mm.

Sept pour cent des oliviers sont âgés de moins de 5 ans, 11 % ont entre 5 et 15 ans et 39 % sont âgés de 16 à 50 ans et se trouvent en pleine production. Enfin, 43 % ont plus de 50 ans.

Les rendements moyens sont d'environ 2200 kg d'olives/ha (pour les oliviers à huile), avec de grandes variations (2 421/1 357 kg d'olives/ha). Les rendements moyens des oliviers à fruits de table sont d'environ 1 160 kg d'olives/ha.

En 2006, 79 % de la superficie oléicole était destinée aux oliviers à huile et les 21 % restants aux oliviers à fruits de table. Quant à la distribution entre les oliveraies cultivées en régime pluvial et irrigué, 88 % de la surface correspondent aux premières et 12 % aux secondes.

*Production

La production a enregistré des fluctuations importantes en raison de la sécheresse persistante qui a sévi au cours de la décennie passée et du phénomène de l'alternance de l'olivier.

Au cours des dix campagnes de 1990 à 2000, la production moyenne annuelle d'huile d'olive a atteint 31 250 t. En 2003-2004, la production a atteint un nouveau maximum de 69 500 t.

Au cours des dernières années, le rendement moyen (en litre d'huile/100 kg d'olives) a été de 17 %. La variété, mais aussi les conditions climatiques (la pluviométrie en particulier), influencent fortement le rendement des diverses régions oléicoles, qui varie entre 17 % et 24%.

La production d'olives de table a oscillé entre 8000 t en 1994/95 et de 51 600 t au cours de la période 2000-2004. La tendance annuelle est à la hausse puisque l'estimation de la production des dernières campagnes 2005-2007 est d'environ 80 000 t (Anonyme, 2006).

I-7-3-L'oléiculture dans la wilaya de Tlemcen

La wilaya de Tlemcen, considérée comme une région oléicole possède 923.815 oliviers répartis sur une superficie de 6.839 Ha (fig.08). Le nombre d'arbres en production est de 788.334 dont 214.979 en isolé et 571.555 en masse. Le rendement à l'hectare pour 2008/2009 est estimé à 21 quintaux contre 13,55 la saison dernière (2007/2008) (tab.04). En superficie plantée en oliviers, c'est la région de Maghnia (1.592 ha) qui se taille la part du lion, suivie de Remchi (1.083 ha), Sabra (1.060 ha), Beni-Snous (548 ha), Chetouane (440 ha), Bensekrane (311 ha), Fellaoucène (310 ha), Mansourah (304 ha), Ouled Mimoun (260 ha), Hennaya (249 ha), Bab Assa (157 ha) et Aïn Tellout (114 ha) (DSA, 2008).

Tableau 04 : Bilan campagne oléicole 2007-2008 (DSA, 2008).

Sup. totale (ha)		Sup en production (ha)		Production prévisionnelle (Qx)	Sup. récoltée (ha)		Production d'olivier (qx)			Rdt olive (q/ha)	Production d'huile (hl)
Masse	Isolées (Pieds)	Masse	Isolées (Pieds)		Masse	Isolées (Pieds)	Olive à Huile	Olive s de table	Olives totales		
6108.8	230823	3770.82	212496	100300	3770.82	212496	32400	47500	79900	13.55	4950

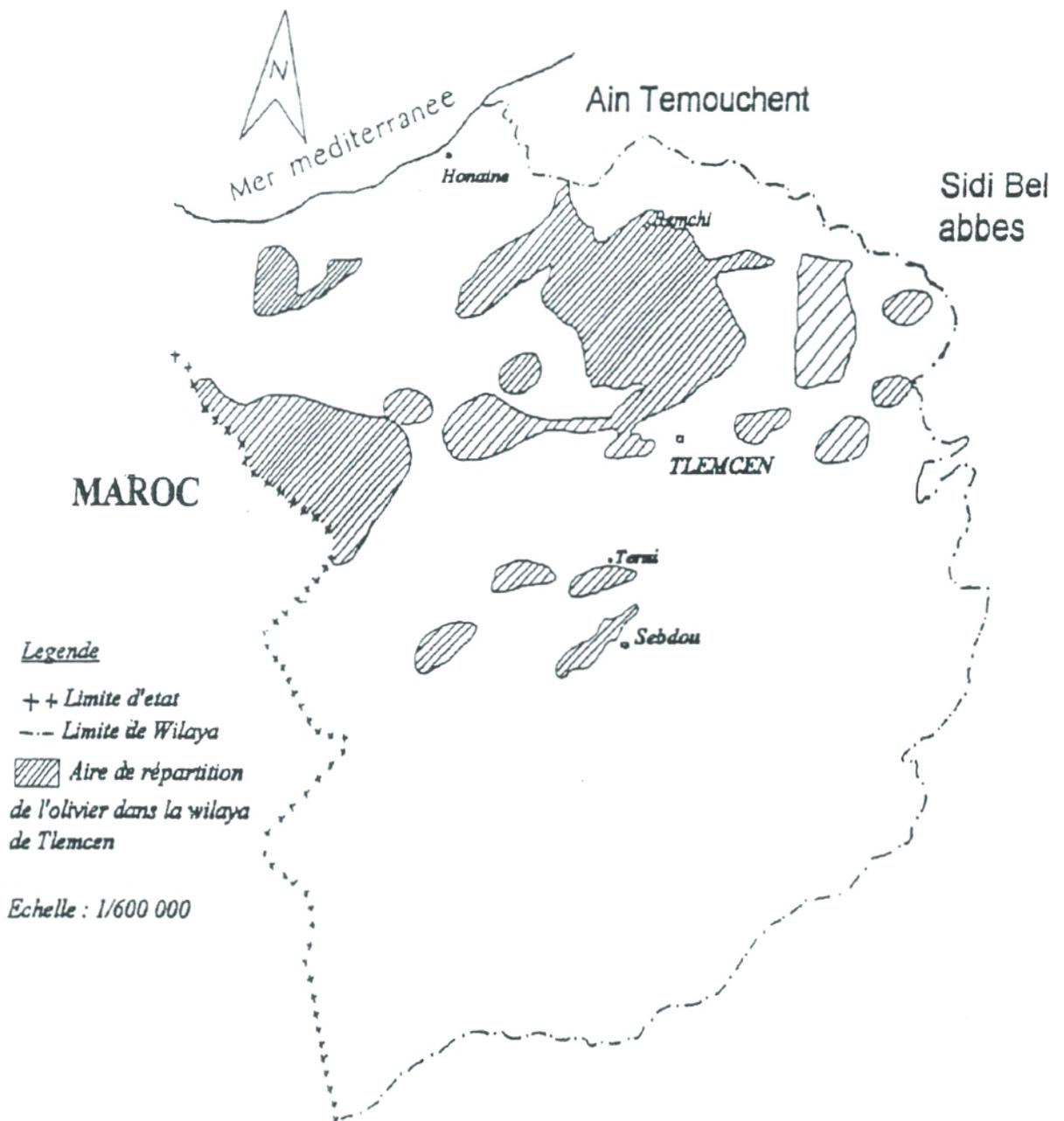


Figure 08 : Aire de répartition de l'olivier dans la Wilaya de Tlemcen (Benaïssa, 1987).

❖ Le pourridié *Rossellinia necatrix* et *Armillaria melea*

Le pourridié est une maladie mortelle pour l'olivier. Deux champignons du sol sont à l'origine de cette maladie : *Rossellinia necatrix* et *Armillaria melea* ; le premier émet un mycélium rosé au niveau du collet de l'arbre et des racines, le second émet un mycélium blanc.

Le traitement de ces champignons est difficile car ils sont installés profondément dans le sol.

❖ La Verticilliose *Verticillium dahliae*

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)** au Maroc par **Serrhini et Zeroual (1995)**.

Verticillium dahliae est un champignon microscopique vivant dans le sol et envahissant l'arbre lors d'une montée de sève. Ceci se fait lors de blessures des racines ou à la suite de la taille. La contagion se répand par des outils infectés. Les symptômes se manifestent par un enroulement longitudinal en gouttière des feuilles, qui se colorent en vert gris brillant, puis virent au gris terne. A un stade avancé, l'enroulement s'accroît et la coloration devient jaune-brun puis brun-clair, les feuilles sont sèches, cassantes, fragiles et tombent au moindre contact. Si cette infection est rapide et ne laisse pas à l'arbre le temps d'émettre des rejets, elle peut être mortelle.

Il n'existe actuellement aucun traitement curatif contre la verticilliose. La lutte ne peut être que préventive au travers de mesures prophylactiques ou de pratiques culturales adaptées.

I-8-3- Les maladies bactériennes ou virales.**❖ Le Chancre ou « rogne » *Pseudomonas savastanoi***

Le Chancre se présente sous forme d'excroissances de bois qui font penser à des verrues. Elles apparaissent souvent après un gel ou un orage de grêle (**fig. 10**).

Lorsqu'un olivier en est atteint, il est presque impossible de s'en débarrasser. Lors des tailles, il faut essayer de supprimer les branches atteintes et toujours bien désinfecter les outils après usage pour ne pas contaminer les arbres sains. Il n'existe pas de traitement de cette maladie non mortelle pour l'olivier.



Figure 09: L'oeil de paon (*Spilocaea oleagina*)
(<http://www.inra.fr/internet/Produits/HYP3/images/6036341.jpg>).



Figure 10 : Chancre bactérien sur Olivier
(<http://www.inra.fr/internet/Produits/HYP3/images/6034752.jpg>).



Figure 11: La fumagine de l'olivier (Meziani, 2010).

I-8-4-Les attaques dues à des insectes

L'olivier peut souffrir des déprédations d'une bonne quinzaine d'insectes spécifiques de cet arbre dont certains sont plus spécialement nuisibles dans certaines régions de culture intensive (tab.05).

Tableau 05 : Les principaux insectes ravageurs de l'olivier.

Ordre	Famille	Espèce	Noms français
Diptères	Cécidomyiidé	<i>Dasineura oleae</i>	Cécidomyie de l'olivier
	Cécidomyiidé	<i>Thomasiniana oleisuga</i>	Cécidomyie des écorces
	Téphritidés	<i>Bactrocera (Dacus) oleae</i>	Mouche de l'olive
Coléoptères	Curculionidé	<i>Otiorrhynchus cribricollis</i>	Otiorrhynque
		<i>Cionus fraxini</i>	Charançon du frêne
	Curculionidé	<i>Phloeotribus scarabaeoides</i>	Scolyte de l'olivier
	Scolytidé	<i>Hylesinus oleiperda</i>	(Neïroun)
	Scolytidé	<i>Leperesinus varius</i>	Hylésine de l'olivier
Lépidoptères	Yponomeutidé	<i>Prays oleae</i>	Teigne de l'olivier
	Crambidé	<i>Palpita vitrealis</i>	Pyrale du jasmin
	Gracillariidé	<i>Metriochroa latifoliella</i>	Mineuse des feuilles de l'olivier
	Cossidé	<i>Zeuzera pyrina</i>	Zeuzère
Thysanoptères	Phloéothripidé	<i>Liothrips oleae</i>	Thrips de l'olivier
Hémiptères	Psyllidé	<i>Euphyllura olivina</i>	Psylle de l'olivier
	Diaspididé	<i>Aspidiotus hederae</i>	Cochenille à bouclier
	Lécaniidé	<i>Saissetia oleae</i>	Cochenille noire de l'olivier
	Aleyrodidé	<i>Aleurolobus olivinus</i>	

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

C'est un petit papillon (12-14mm) qui attaque les feuilles, les fleurs, et les fruits dans un cycle de 3 générations (fig.12). En hiver, la phase phylophage, où la chenille fait des galeries dans la feuille. Au printemps, la phase anthophage, où après la nymphose le papillon pond ses œufs sur les boutons floraux auxquels s'attaquent les chenilles et provoquent ainsi l'avortement des fleurs et la chute des petits fruits. En été, la phase carpophage, le papillon pond ses œufs sur les olives et la chenille pénètre dans le noyau, dévore l'amande et entraîne des chutes de fruits; c'est la troisième génération de l'année. Le traitement le plus efficace et le moins nocif pour l'environnement est la lutte biologique à base d'une bactérie *Bacillus Thuringiensis*.

❖ **La cochenille noire de l'olivier : *Saissetia oleae***

C'est un insecte qui, à l'âge adulte mesure environ 5 mm de long et 4mm de large (fig.13). Il ressemble à une demi-sphère noire collée sur l'intérieur des feuilles mais surtout sur les jeunes tiges. A ce stade adulte, l'insecte ne se déplace plus car ses pattes sont atrophiées. Il se nourrit en suçant la sève des tissus végétaux. Il attaque les feuilles et les rameaux.

L'activité de la cochenille n'est pas dangereuse pour l'olivier, c'est le miellat qu'elle sécrète qui sert de substrat à toute sorte de champignons microscopiques qui forme la fumagine ou noir de l'olivier.

❖ **Le Psylle de l'olivier ou coton : *Euphyllura olivina***

Le psylle a des exsudats sucrés pouvant induire la fumagine (**fig.14**). Cet insecte de petite taille (2.5mm), attaque la fleur. Ses larves vert clair vivent en colonies sur les jeunes pousses et les hampes florales où elles consomment la sève nécessaire au développement des fruits. La lutte contre ce ravageur demande d'intervenir de façon précoce.

❖ **Le Thrips : *Liothrips oleae***

C'est un insecte piqueur qui mesure de 2 à 2,5 millimètres et porte 4 ailes étroites. Il a 3 ou 4 générations par an. Ce Thrips, larve comme adulte, s'alimente en perforant les cellules des feuilles pour en prélever le contenu. La mort des cellules de l'épiderme se traduit par un jaunissement et par un dessèchement de l'organe. La gravité des dégâts dépend de la période d'attaque. Les fleurs et les jeunes fruits avortent ou donnent des olives chétives et déformées. Il est difficile de se débarrasser de ce parasite qui se développe surtout par forte chaleur.

❖ **Le néiroun ou Scolyte de l'olivier : *Phloeotribus scaraboeoides Bern.***

C'est un coléoptère de 2mm qui creuse ses galeries dans l'aubier à la base des brindilles ou dans les charpentes provoquant un arrêt de la sève et la mort des branches attaquées. Ses dégâts, dus aussi bien à la larve qu'à l'adulte, sont surtout apparents au printemps par la sciure qui est rejetée sur l'écorce au niveau des loges de ponte. Il n'existe pas de traitement curatif. Il convient de tailler sévèrement les arbres atteints, de détruire immédiatement les bois de taille par le feu et d'apporter une bonne fumure azotée.

❖ **L'Hylésine : *Hylesinus oleiperda***

C'est un petit coléoptère noir qui mesure 2 à 3 mm de long. Contrairement au néiroun, l'hylésine s'attaque aux arbres vigoureux. Sa présence se détecte par l'observation sur les rameaux d'une coloration rouge violacée très nette et caractéristique, boursouflant un peu le rameau atteint, dont l'écorce se craquelle. Le rameau se dessèche et peut casser. La lutte sera essentiellement prophylactique, consistant à éliminer et à brûler les rameaux atteints à la fin de l'hiver, quand les larves sont dans les rameaux.

❖ **La cécidomyie des écorces de l'olivier : *Resseliella oleisuga***

La cécidomyie des écorces de l'olivier est un diptère qui pond dans les petits rameaux, grâce à des blessures accidentelles du bois (grêle, vent, gaulage, taille, ponte de cigales...) (**fig.15 et 16**). Les larves sont déposées juste sous l'écorce et sont d'une couleur rose-orangée caractéristique. Les attaques, fréquemment localisées à la base des rameaux, provoquent des nécroses de l'écorce autour du site de ponte. Les attaques successives finissent par provoquer la mort du rameau, dont les feuilles brunissent et les jeunes fruits présents se dessèchent. Les traitements insecticides contre la mouche de l'olive limitent la population de cécidomyie.



Figure 12 : *Prays oleae*
Mines larvaires sur feuilles d'Olivier



Figure 13 : *Saissetia oleae*
Femelles adultes sur Olivier

(<http://www.inra.fr/hyppz/IMAGES/7030425.jpg>).

(<http://www.inra.fr/hyppz/IMAGES/7030431.jpg>).



Figure 14 : *Euphyllura olivina* Sécrétions et dégâts sur les boutons floraux
(<http://www.inra.fr/hyppz/IMAGES/7033750.jpg>).



Figure 15 : *Resseliella oleisuga*
Adulte sur pousse d'Olivier



Figure 16 : *Resseliella oleisuga*
Larve sous l'écorce d'un rameau d'Olivier

(<http://www.inra.fr/hyppz/IMAGES/7033810.jpg>).

(<http://www.inra.fr/hyppz/IMAGES/7033811.jpg>).

Chapitre II : ETUDE BIO-ÉCOLOGIQUE DE *BACTROCERA OLEAE*

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 (Angelini, 1831 ; Mayet, 1898 ; Sylvestri, 1908 ; Balachowsky et Mesnil, 1935 ; Gaouar, 1996 ; Belhoucine, 2003 ; Gaouar M., 2003...).

II-1-Position taxonomique

Bactrocera oleae a été décrite 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 Muscoidea, à la famille des Tephritidae et à la sous famille des Dacinae, dont la plupart des espèces vient des zones tropicales.

Bactrocera oleae est le seul représentant qui atteint le Bassin méditerranéen. Jusqu'en 1995, cette espèce appartenait au genre *Dacus*, puis l'identification par ADN a prouvé qu'elle appartient au genre *Bactrocera*.

II-2- 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 *Olea*) 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 ; Ecnomopoulos et al., 1982).

II-3-Description morphologique

Maillard (1975), Loussert et Brousse (1978) ; Arambourg (1984 et 1986) ; Pastre (1991) et Civantos Lopes-Villalta (2000), en donnent les descriptions suivantes :

- **L'œuf** : il a une forme allongée, la partie dorsale est convexe, la partie ventrale est plate. Sa couleur est blanchâtre avec une réticulation très fine. Sa longueur est de 0,7 mm et son diamètre de 0,2 mm (fig.17).
- **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 (L₁) est de type métapneustique (absence de stigmates thoraciques) ; celles du second stade (L₂) et troisième stade (L₃) sont de type amphipneustique (présence de stigmates prothoraciques). La larve de dernier stade compte 12 segments, et atteint une longueur de 6 à 8mm. La couleur des larves vivant dans les fruits verts est claire blanchâtre, mais les larves se nourrissant de la pulpe des olives noires sont foncées (fig.18).
- **La puppe 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 puppe accuse une perte de poids de 10 % puis se stabilise à une moyenne de 6,3 mg pour les mâles et 7.3 mg pour les femelles (fig.19).



Figure17: Olive coupée montrant l'oeuf et la blessure de ponte
 (<http://www.inra.fr/hyppz/IMAGES/7030411.jpg>).



Figure 18 : Jeune asticot



Figure 19 : Les pupes sous l'arbre à 10cm de profondeur

(http://www.afidoltek.org/index.php/Image:Jeune_larve_mouche.JPG).

(<http://www.inra.fr/hyppz/IMAGES/7030413.jpg>).



Figure 20 : *Bactrocera oleae* (mâle)



Figure 21 : *Bactrocera oleae* (femelle)

ref : 23796 photo : Jose Luis Ruiz de la Cuesta (Espagne 8/3/2007)

(http://www.galerie-insecte.org/galerie/bactrocera_oleae.html)

- **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 tache circulaire noire. Le mésonotum porte trois bandes noirâtres longitudinales. L'abdomen est maculé de taches noires pouvant parfois disparaître presque totalement. Les ailes sont hyalines, légèrement irisées avec une tache 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 (**fig. 20 et 21**).

II-4-Cycle biologique de *B. oleae*

II-4-1-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 (**fig.22**).

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**).

II-4-2-Le développement larvaire

La jeune larve, dès l'éclosion, dévore la pulpe de l'olive, creuse une galerie sinueuse dont le diamètre augmente au 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. Les larves survivent quelques jours à 0°C. Une température de 47.6°C et une humidité relative de 9% suffisent pour détruire toutes les larves du troisième stade (**Neuenschwander et Michelakis, 1979**).

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

Le temps de présence des larves sur le sol, la profondeur et la répartition de leur enfouissement sont influencés par la structure du sol et les conditions climatiques. La plus grande partie des larves, soit 83,5%, s'enfonce jusqu'à une profondeur de 10 cm (**Martin, 1948 ; Laudého et al., 1979**).

II-4-3-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 alors que **Sharaf (1980)** justifie la pupaison dans le fruit en été par l'existence d'une humidité moyenne dans l'olive qu'il oppose à la sécheresse du sol.

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**). Si les pupes sont maintenues à une température supérieure à 36°C pendant seulement deux jours, les adultes qui en sont issus ont une longévité fortement réduite (**Neuenschwander et al., 1986**). La nature du substrat et la température influent sur la profondeur de la pupaison (**Tsitsipis et Papanicolaou, 1977**).

II-4-4-L'émergence des adultes, maturation sexuelle et accouplement

L'émergence de *B. oleae* est contrôlée par les cycles circadiens (cycles de lumière) et la température (**Fletcher, 1987**). Ainsi, les adultes éclosent tôt le matin et les ailes restent opaques de 2 à 4 heures après leur émergence. Leur déploiement requiert des températures supérieures à 7°C et une humidité relative d'au moins 40% (**Arambourg, 1984**).

Concernant la maturité sexuelle, chez les mâles, le sperme est déjà formé au stade nymphal mais de nouveaux cycles de formation, bien que réduits, se produisent chaque 6 à 10 jours, permettant une dizaine d'accouplements chacun. Le développement ovarien commence immédiatement après l'émergence de la femelle. Les femelles requièrent du matériel protéinique pour la maturation de leurs œufs (**Fletcher, 1987; Tzanakakis, 1989**). Les mouches sauvages auraient une maturation plus tardive, du quatrième au cinquième jour après leur émergence ; les mâles sont matures 1 à 2 jours avant les femelles (**Zervas, 1982**).

L'accouplement des femelles à 25°C se fait dès le deuxième ou troisième jour. Les mouches restent accouplées pendant environ deux heures (**fig.22**). 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**).

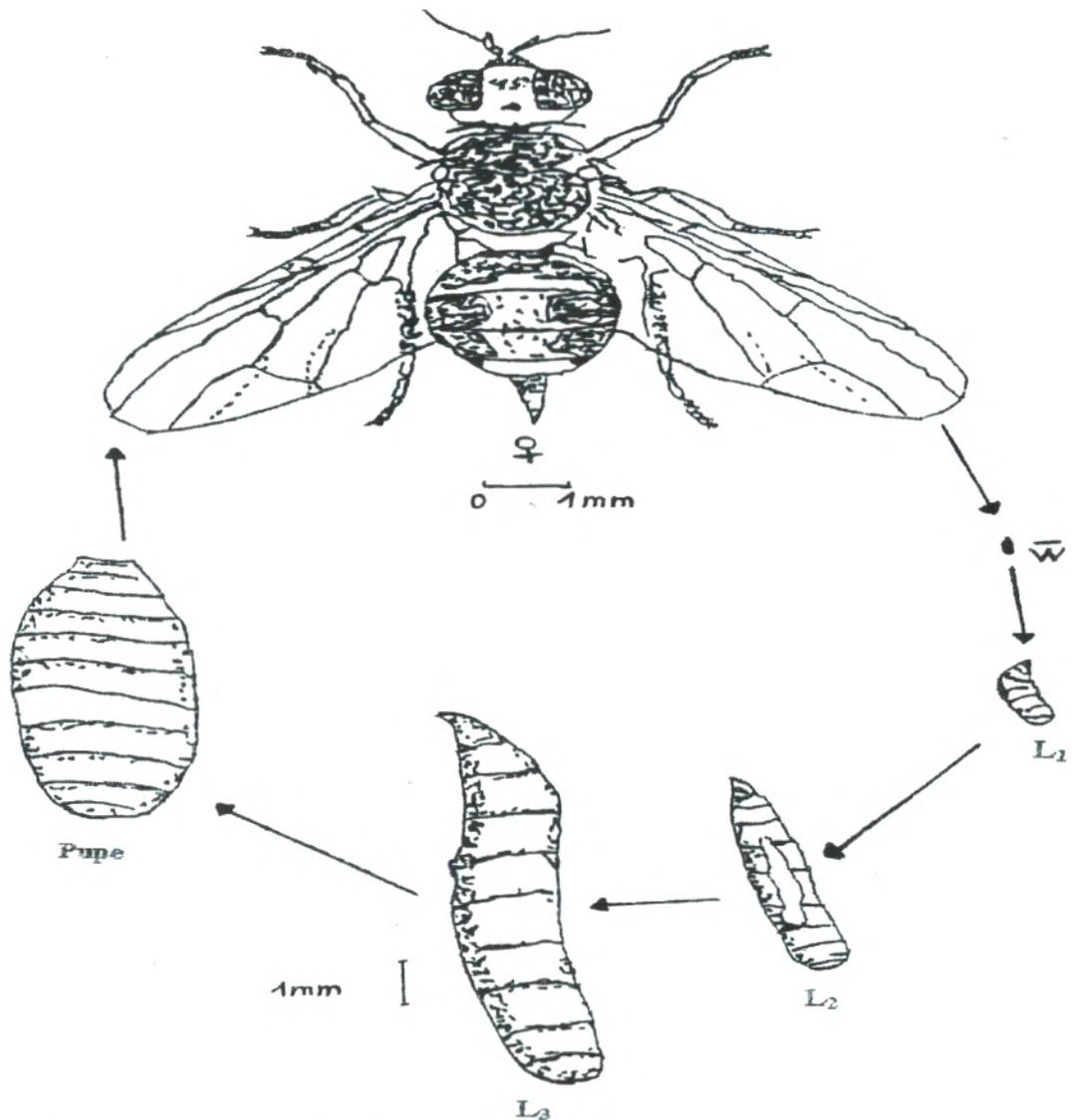


Figure 22 : Cycle de développement de *Bactrocera olea* (Gaouar, 1989).

Comme pour d'autres espèces de Tephritidae, les glandes rectales des deux sexes produisent des substances huileuses à odeurs différentes qui sont des phéromones sexuelles. Les femelles attirent les mâles sur des distances relativement longues.

II-5-Phénologie

La phénologie et l'abondance de *B. oleae* varient beaucoup selon les conditions climatiques, la situation géographique de l'olivier et les conditions locales (humidité, variétés d'olivier, etc.).

Les générations se succèdent jusqu'en octobre-novembre au rythme de 25 jours d'intervalle si les conditions climatiques sont favorables (Loussert et Brousse, 1978).

Donia et al.,(1971), ont obtenu cinq générations en laboratoire. Les première et deuxième générations se développent en 21 jours, en juillet-août ; la troisième génération en 25 jours, en septembre et les quatrième et cinquième générations en 30 jours, en octobre-novembre.

En zone montagneuse, les infestations commencent plus tard et n'atteignent pas la même

régularité qu'en zone côtière (**Delrio et Cavalloro, 1977 ; Gaouar et Debouzie, 1991**).

En Afrique du Nord, il existe quatre générations annuelles suivant les conditions atmosphériques (**Loussert et Brousse, 1978**).

II-6-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.

Au dessous de 12 °C environ, l'activité reproductrice des femelles est totalement arrêtée, au dessous de 9 °C, l'incubation des œufs, le développement larvaire et l'évolution nymphale sont bloqués. A l'opposé, les températures supérieures à 30°C arrêtent la ponte (**Arambourg, 1984**). La température optimale pour l'évolution de *B.oleae* se situe autour de 20 °C (**Stancic et Bouzouane, 1982**). La température optimale se situe entre 18 et 27°C. Cependant, les stades immatures des Dacinae peuvent survivre de courtes périodes à hautes températures (T>30°C) ou basses (T<5°C).

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 Pralavorio, 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**).

II-7-Dynamique des populations

La dynamique des populations de *B. oleae* dépend fortement des conditions du milieu et de leur plante-hôte.

A partir du mois d'octobre où se situe l'activité maximale des mouches sur des fruits au maximum de leur réceptivité, un premier stock de pupes se forme dans le sol, dont la plus grande partie va se développer immédiatement en adulte et l'autre partie va entrer en diapause. Au début de l'hiver, de nombreux adultes émergent ; cette population va hiverner (**Arambourg et Pralavorio, 1970 ; Laudého et al., 1975**). Pendant l'hiver, la population larvaire reste au niveau faible de 3% jusqu'au mois de Mars. Parallèlement, quelques

nouvelles pupes se forment et s'ajoutent à celles qui étaient en diapause facultative dès la fin de l'automne (Sigwalt et al., 1977).

La reprise des attaques se manifeste dès avril-mai. Avec le réchauffement de la température, l'activité des adultes devient normale. La génération éclore en décembre-janvier et ayant hiverné, va attaquer les fruits non récoltés qui seront entièrement infestés (Liaropoulos et al., 1977 ; Economopoulos et al., 1982).

Cette dernière génération va éclore en mai-juin, s'ajoutant à la population issue des pupes en diapause. L'ensemble des adultes constitue le stock qui aura pour charge de reprendre le cycle avec la saison fructifère suivante, en juillet-août (Economopoulos et al., 1982).

Dès la fin du mois de juillet, les infestations commencent lentement et augmentent progressivement pour atteindre leur maximum en octobre (Louskas et al., 1980).

II-8-Mortalité

Les populations de *B. oleae* subissent une mortalité estimée à 81% en moyenne, de l'œuf à la pupa ; (Stavraki, 1974; Gaouar, 1996) énumèrent les facteurs qui contribuent à la mortalité des stades immatures :

- Les conditions climatiques ;
- La variété de l'olivier ;
- Le stade de maturité ;
- La présence des parasites et des prédateurs.

A une température constante voisine de 6°C seuil, tous les œufs meurent (Neuenschwander et Michelakis, 1979).

La mortalité des larves augmente aux températures supérieures à 30 °C, les larves les plus jeunes étant les plus sensibles (Fletcher, 1987 ; Kapatso, 1989).

La mortalité nymphale varie beaucoup selon les régions, la date d'enfouissement et les conditions climatiques et édaphiques (Arambourg, 1986). La qualité du fruit, les oiseaux fructivores et les parasitoïdes entraînent aussi une forte mortalité (Bigler et Delucchi, 1981 b) pouvant atteindre 75 à 80 % de la population nymphale (Sigwalt et al., 1977).

Debouzie (1989) montre que la compétition intra spécifique, la compétition interspécifique, les parasites et les prédateurs réduisent la taille de cette population.

Enfin, la longévité normale de vie de *B. oleae* en période estivale est de l'ordre de trois mois environ, alors que cette longévité en période hivernale est de six à neuf mois (Arambourg, 1971).

II-9-Les parasites

Dans le Bassin méditerranéen, La littérature signale un cortège important d'insectes parasitant *B. oleae* mais dont l'importance a été notablement réduite suite à l'utilisation des insecticides (Arambourg, 1986 ; Neuenschwander et al., 1983). Ces parasitoïdes, dont certains se nourrissent d'hémolymphe, s'attaquent préférentiellement aux larves du stade L₃.

❖ *Eupelmus urozonus* Dalman

L'espèce endoparasitoïde (ordre : Hyménoptères ; sous-ordre : Chalcidiens ; famille : Eupelmidae), assez commune, a été trouvée par le passé sur plus de 30 hôtes appartenant à 17 familles différentes, parmi lesquelles des hyménoptères, des coléoptères, des lépidoptères et

des diptères (Tephritidae, mouches des fruits) (Askew, 1961 ; Delanoue et Arambourg, 1965 ; Louskas, 1977).

❖ ***Pnigalio mediterraneus* Ferrière & Delucchi**

L'espèce (ordre : Hyménoptères ; sous-ordre : Chalcidiens ; famille : Eupelmidae) peut attaquer également la petite mineuse des feuilles de l'olivier *Metriochroa latifoliella* (Millière) (Sylvestri, 1922), ainsi que d'autres insectes. En outre elle peut être parasitée par divers insectes, dont *Eupelmus. urozonus*, quand les populations de *B. oleae* sont peu importantes.

❖ ***Eurytoma martellii* Domenichini**

Cette espèce (ordre : Hyménoptères ; sous-ordre : Chalcidiens ; famille : Eurytomidae), parfois parasitée par *E. urozonus*, présente des niveaux de population variables, mais peut par endroits être le parasitoïde le plus fréquent.

❖ ***Cyrtoptyx latipes* (Rondani)**

L'espèce (ordre : Hyménoptères ; sous-ordre : Chalcidiens ; famille : Pteromalidae) est assez rare dans la zone paléarctique. Elle peut parasiter également des coléoptères et un lépidoptère vivant sur tamaris (*Tamarix* sp.).

❖ ***Opius concolor* (Szèpligetti)**

L'espèce (ordre : Hyménoptères ; sous-ordre : Chalcidiens ; famille : Braconidae) est originaire de la partie orientale du Bassin méditerranéen, elle a fait l'objet de nombreux lâchers inondatifs, dont l'efficacité est très irrégulière (fig.23). Elle est également trouvée sur d'autres Tephritidés s'installant sur arganier, câprier ou jujubier, au Maghreb (Fischer, 1971).



Figure 23 : *Opius concolor* (<http://www.inra.fr/hyppz/IMAGES/7030414.jpg>).

II-10-Les prédateurs

Nombreux sont les prédateurs inventoriés dans les oliveraies, capables, au laboratoire, de détruire des pupes de ce ravageur. En Crète par exemple, sont inventoriés des prédateurs arthropodes tels que des Carabidés, des Staphylinidés et plusieurs espèces de fourmis qui attaquent les larves âgées et les pupes de *B. oleae* dans le sol et parfois même dans le fruit (Wong et al., 1984).

C'est le cas de la Cecidomyie *Berlisiana* Paoli qui est considéré comme un prédateur des œufs de *B.oleae* (Arambourg, 1986). Il a été estimé qu'avec des populations de la mouche de

l'olive élevées, ce prédateur peut arriver à réduire ces populations jusqu'à 30% (**Civantos Lopes-Villalta, 2000**).

Les prédateurs des pupes de mouches ne sont habituellement que très peu actifs si celles-ci sont enfouies dans le sol. Celles qui se trouvent à la surface du sol ou sous de légers abris, feuilles ou branchettes, subissent par contre une plus grande perte de l'automne au printemps (**Gaouar, 1996**). La réduction est attribuée en grande partie aux oiseaux. **Bigler et al., (1986)** notent que les oiseaux sont responsables de 70% de la mortalité pupale, les 30% restant sont détruits par les arthropodes dont notamment les fourmis.

II-11-Relation entre plante et ravageur

Les plantes hôtes sont le point focal pour le comportement écologique des mouches de fruits impliquées dans la recherche de l'hôte, l'accouplement, l'oviposition et le développement des œufs (**Drew, 1989**). Le même auteur considère que les odeurs de plantes (Kairomones) sont attractives à longue distance, attirant les femelles et mâles sexuellement mûres aux plantes hôtes où s'effectue l'accouplement. Selon **Jerraya et al. (1982)**, l'activité de ponte est liée au stade phénologique du fruit ; *B. oleae* attaque de préférence les fruits qui se trouvent dans un stade plus avancé (**Arambourg, 1986**). Elles reconnaissent leur plante hôte par la couleur jaune-citron du feuillage (**Neuenschwander et al., 1986**).

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**).

II-12-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 **Afella et al., (1999)**, il semble que la mouche de l'olive présente une préférence pour les parties sud, hautes et externes de l'arbre ; ces parties se distinguent par des fruits dont la taille et la maturation sont précoces (**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**).

II-13-Importance des dégâts

Il existe des années de fortes invasions où la mouche des olives occasionne d'importants dégâts sur la culture de l'olivier. Cependant certaines années sont caractérisées par une présence très faible de l'insecte. Cette variabilité d'abondance des populations de ce ravageur est due à plusieurs facteurs favorisant leur développement tels que le climat, les zones à maturation précoce et l'irrigation.

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 ;
- 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 ;
- infection fongique résultant de la prédation des larves de la cécidomyie de l'olive (*Prolasioptera berlesiana*) sur les œufs de la mouche de l'olive.
- les larves et les adultes causent des chutes prématurées des fruits fortement infestés (**Athar, 2005**).

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 (**fig. 24 et 25**).



Figure 24 : Piqûre de ponte

(<http://www.afidoltek.org/index.php/Image:Piqure.ponte.03.JPG>)-

(http://www.afidoltek.org/index.php/Image:Trou_de_sortie_mouche.jpg).



Figure 25 : Trou de sortie d'une puppe

II-14-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 ;
- observation des fruits au moment de la récolte.

II-14-1-Lutte intégrée

La lutte contre les ravageurs de l'olivier se fera par une lutte intégrée. Ainsi, le recours à la lutte chimique n'aura lieu que si les seuils d'intervention ont été dépassés. Le monitoring et le contrôle permettra d'intervenir dès les premiers vols par :

- des lâchers d'auxiliaires (lutte biologique). Cette intervention empêche l'accouplement et la fécondation des femelles par des mâles.
- Des traitements localisés (traitement d'un tiers du verger) avec de faibles bouillies et faibles quantités en produits chimiques en intervenant dès l'apparition des ravageurs.
- Ces deux interventions contribueront sensiblement à la préservation de la faune auxiliaire et à la réduction des populations des ennemis de l'olivier.

II-14-2-Lutte chimique

L'utilisation des traitements insecticides contre les mouches de fruit pour les désinfestations est un complément de contrôle (**kapatos, 1989**). Parmi ces traitements utilisés contre la mouche de l'olive *B. oleae* on distingue :

❖ Lutte préventive

La lutte préventive est réalisée dès l'apparition des premiers adultes de chaque génération (date donnée par les avertissements agricoles ou piégeage à la parcelle).

Le principe repose sur l'utilisation d'un attractif, généralement un hydrolysate de protéine, mélange destiné à éliminer les adultes de *B. oleae*. Ce traitement présente l'avantage d'être économique et utilisable même en zone d'accès difficile ou dans les régions pauvres en eau.

Par ailleurs, les femelles ont besoin de protéines pour leur maturation sexuelle et le développement de leurs œufs ; de ce fait, l'utilisation de l'attractif protéinique dans la solution d'insecticide augmente son efficacité (**Rosseler, 1989 ; Aversenq, 2000**).

❖ La 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 systémique. 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**).

II-14-3-Lutte contre la mouche des olives par les travaux du sol

C'est une technique de lutte culturale dirigée contre le stade nymphal de *Bactrocera* en hibernation. En effet, Le travail du sol en hiver, sous les frondaisons, le passage régulier de

griffes vise à retourner les 5 premiers centimètres de sol, pour exposer les pupes à l'humidité, au gel éventuel, ou aux prédateurs présents au sol (essentiellement arachnides, fourmis et autres coléoptères).

II-14-4-Piégeages

La mouche de l'olive est attirée par ce dont elle se nourrit, et en premier lieu l'eau. Elle est attirée par la couleur jaune. Les pièges sont donc basés soit sur l'alimentation (pièges alimentaires), soit sur la couleur (pièges chromatiques), soit sur l'attraction d'un sexe vers l'autre (pièges sexuels).

❖ Piège alimentaire

La mouche de l'olive est attirée par l'ammoniaque. Les pièges utilisés lors de la mise au point de la première méthode de lutte raisonnée, contiennent une solution de 50 grammes de phosphate d'ammoniaque dilués dans un litre d'eau.

II-14-5-Lutte biologique

Cette méthode repose sur l'utilisation des mâles stériles (utilisés biologiquement), naturels de *B. oleae* tant parasitologiques que microbiologiques.

❖ La lutte biogénétique ou autocide

Le principe de cette méthode consiste à utiliser des mâles stérilisés par des moyens chimiques ou par irradiation aux rayons gamma ; ces mâles sont supposés s'accoupler avec des femelles non traitées pour qu'elles pondent des œufs stériles.

Féron (1963) donne plusieurs règles pour le succès de cette lutte :

- l'élevage doit être réalisable industriellement et peu onéreux,
- la stérilisation doit laisser aux mâles leur potentiel d'accouplement.

Le rapport du nombre de mouches stériles sur celui des sauvages doit être suffisamment élevé pour éviter les effets des forts taux intrinsèques d'accroissement des populations sauvages et d'une compétitivité parfois réduite des mouches irradiées.

❖ La lutte microbiologique

De nombreuses souches de bactéries et champignons entomopathogènes ont été testées sur *B. oleae* (**Tolba, 1970 ; Haniotakis et Avtzis, 1977 ; Neuenschwander et al., 1983**) ; leur nocuité est variable, mais ils induisent tous une haute mortalité débutant quelques jours après l'infestation (en conditions de laboratoire). Il est peu probable que des résultats similaires puissent être obtenus dans la nature à court terme.

❖ La lutte parasitologique

Depuis les années 1960, un effort important a été fait en Italie spécialement pour utiliser *Opius concolor* en lâchers inondatifs contre *B. oleae*. De 1958 à 1969, de grands nombres de *Opius concolor* furent lâchés sur de vastes zones oléicoles (**Monastero, 1968 ;**

Delanoue et Pralavorio (1977) insistent sur la nécessité d'un taux hygrométrique élevé pour mener à bien les élevages massifs d'*O. concolor* alors que **Manikas et Tsiroyannis (1982)** signalent l'importance de la disponibilité des olives non récoltées pour que le parasite puisse s'y fixer.

Globalement, les résultats sont jugés satisfaisants tant sur le plan technique qu'économique (**Genduso, 1981**) ; toutefois l'utilisation de l'entomophage n'a pas permis de maintenir *B. oleae* à un niveau de population inférieur ou voisin du seuil de tolérance admissible en culture intensive.

En conclusion, la lutte contre la mouche des olives devrait être raisonnée en tenant compte des données climatiques, des niveaux de population et de la destination de la production. Le recours aux traitements chimiques ne devrait se faire qu'après la réflexion sur ces trois facteurs.

CHAPITRE III : LES MECANISMES DE DEFENSE BIOCHIMIQUE CHEZ LES PLANTES (*Olea europaea*)

III-1-Les métabolites secondaires

Les plantes sont des organismes sédentaires ; dans leur environnement, elles sont sujettes à une multitude de stress de nature abiotique et biotique (**Fig. 26**).

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.

Ainsi les stress biotiques peuvent être engendrés par un grand nombre d'espèces vivantes appartenant à divers taxons d'herbivores, mammifères, reptiles, insectes...etc.... ou de pathogènes : virus, bactéries, champignons.

Cependant, au cours de l'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 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.

Les métabolites secondaires appartiennent à des groupes chimiques variés (alcaloïdes, terpènes, composés phénoliques...) qui sont très inégalement répartis chez les végétaux mais dont le niveau d'accumulation peut quelquefois atteindre des valeurs élevées. La notion de «métabolite secondaire» résultait initialement de trois groupes d'observation: d'abord une difficulté à attribuer à ces métabolites une fonction précise dans la physiologie même de la plante, ensuite une répartition très inégale selon les végétaux, quelquefois entre des espèces très voisines ou même entre différentes sous-espèces ou variétés à l'intérieur d'une même espèce, enfin une certaine «inertie biochimique» car ces substances sont rarement remobilisées dans la plante après qu'elles y ont été accumulées (**Machiex et al., 2005**).

Les cellules végétales répondent au stimulus environnemental en synthétisant les métabolites secondaires qui peuvent les protéger contre les agents de l'agression (**Misirli et al., 2001**).

Des auteurs ont découvert récemment qu'un bon nombre de ces molécules ont un rôle sur les plantes :

- Elles ont une action anti-herbivore (menthe par exemple) ;
- Elles peuvent se comporter comme des réducteurs de la digestibilité ;
- Elles inhibent les attaques des bactéries et des champignons ;
- Elles interviennent dans la structure des plantes (lignines et tanins) (**Rémésy et al., 1996**).

Les olives présentent également une très forte amertume qui les rend impropres à leur consommation directe. Le principe majeur responsable de cette amertume est un sécoiridoïde phénolique nommé oleuropéine, qui joue un rôle essentiel dans la qualité du fruit, en relation 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.

Sur le plan nutritionnel, les plus caractéristiques des métabolites secondaires sont : les alcaloïdes et les polyphénols (tanins et flavonoïdes).

III-1-1-Les alcaloïdes

Initialement définis comme des substances azotées, basiques, d'origine naturelle et de distribution restreinte, les alcaloïdes ont une structure complexe (**fig. 27 et 28**). Leur atome d'azote est inclus dans un système hétérocyclique. Pour certains auteurs, ils sont issus du seul règne végétal. Ils existent à l'état de sels et l'on peut ajouter qu'ils sont biosynthétiquement formés à partir d'un acide aminé (**Bruneton, 1999**).

Les alcaloïdes sont divisés en trois classes :

- Les alcaloïdes vrais ;
- Les pseudo alcaloïdes ;
- Les proto alcaloïdes.

❖ Les alcaloïdes vrais

Ils existent à l'état de sel et sont biosynthétiquement formés à partir des acides aminés comme l'Hyscamine (**Brossi et Suffness, 1990**).

❖ Les pseudo alcaloïdes

Des traces d'alcaloïdes typiquement végétales ont été mises en évidence dans les tissus animaux, en particulier au niveau du système nerveux (**Brossi et Suffness, 1990**).

❖ Les proto alcaloïdes

Ce sont des amines simples dont l'azote n'est pas inclus dans un système hétérocyclique. Ils ont une réaction basique et sont élaborés *in vivo* d'acides aminés (**Brossi et Suffness, 1990**).

*Propriétés biologiques des alcaloïdes

Les plantes utilisent les alcaloïdes dans leur système de défense contre les herbivores et les organismes pathogènes (**Guette, 2005**).

Ils jouent le rôle de dépresseurs ou stimulant au niveau du système nerveux central. Ils possèdent aussi une activité anti-cholinergique, anti-fibrillant et d'amoebicides (**Bruneton, 1999**).

Chez des insectes comme : *Utetheisa ornatix*, Les mâles produisent une phéromone libérée. 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.

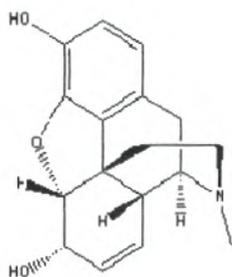


Figure 27: Structure de La morphine.

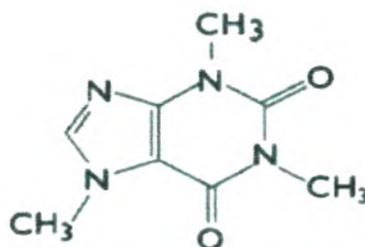


Figure 28: Structure de la caféine.

III-1-2-Les composés phénoliques

Plusieurs milliers de composés phénoliques ont été caractérisés jusqu'à aujourd'hui chez les végétaux (**Machiex et al., 1990**). Bien qu'étant très diversifiés, ils ont tous en commun la présence d'un ou plusieurs cycles benzéniques portant une ou plusieurs fonctions hydroxyles. Les composés phénoliques peuvent être regroupés de nombreuses classes qui se différencient d'abord par la complexité du squelette de base (allant d'un simple C6 à des formes très polymérisées), ensuite par le degré de modification de ce squelette (degré d'oxydation, d'hydroxylation, de méthylation...), enfin par les liaisons possibles de ces molécules de base avec d'autres molécules (glucides, lipides, protéines...) (**Machiex et al., 2005**).

Beaucoup des composés phénoliques sont toxiques, ils sont alors stockés dans des vésicules spécifiques ou dans des vacuoles (**Machiex et al., 1990**).

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

La répartition des composés phénoliques montre également des accumulations très localisées, généralement en relation avec une fonction physiologique ou avec l'interaction de la plante avec son environnement (**Machiex et al., 2005**).

Les variations qualitatives et quantitatives des composés phénoliques peuvent être particulièrement marquées au cours de la vie de la plante (**Machiex et al., 1990**).

La capacité d'une espèce végétale à résister à l'attaque des insectes et des micro-organismes est souvent corrélée avec la teneur en composés phénoliques (**Rees et Harborne, 1985**).

III-1-2-1-Le 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 physiologie 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 (relations avec les bactéries, les champignons, les insectes, résistance aux UV), soit directement dans la nature soit lors de la conservation après la récolte de certains végétaux;
- dans les critères de qualité (couleur, astringence, amertume, qualités nutritionnelles...) qui orientent les choix de l'homme dans sa consommation des organes végétaux (fruits, légumes, tubercules...) et des produits qui en dérivent par transformation;
- dans les variations de certaines caractéristiques des végétaux lors des traitements technologiques (préparation des jus de fruits, des boissons fermentées...) pendant lesquels apparaissent fréquemment des brunissements enzymatiques qui modifient la qualité du produit fini;
- 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 (**Machiex et al., 2005**).

III-1-2-2-Les principales classes des composés phénoliques

❖ Les flavonoïdes

Les flavonoïdes sont des pigments d'origine végétale. Ils sont responsables de la coloration des fleurs et des fruits. Les flavonoïdes sont également universellement présents dans la cuticule foliaire et dans les cellules épidermiques des feuilles (**Bruneton, 1999**)

L'ensemble des flavonoïdes, de structure générale en C₁₅ (C₆-C₃-C₆) (**fig. 29**), comprend à lui seul plusieurs milliers de molécules regroupées en plus de dix classes (**Harborne, 1988**) dont certaines ont une très grande importance biologique et technologique : les anthocyanes, pigments rouges ou bleus, les flavones et les flavonols, de couleur crème ou jaune clair, les flavanes dont les produits de condensation sont à l'origine d'un groupe important de tanins et les isoflavones qui jouent un rôle dans la santé humaine.

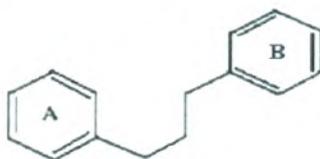


Figure 29 : Squelette de base des flavonoïdes (**Dean, 1963**).

❖ Propriétés biologiques des flavonoïdes

Les flavonoïdes possèdent de remarquables activités biologiques et pharmacologiques dues surtout à leur pouvoir antioxydant, antibactérien, antivirale et anti-inflammatoire (**Bruneton, 1999**).

Ils sont susceptibles d'assurer la protection des tissus contre les effets nocifs du rayonnement ultra-violet (**Hadi, 2004**).

Les pigments responsables de la coloration des fleurs représentent des signaux visuels qui attirent les insectes pollinisateurs.

Les flavonoïdes jouent un rôle important dans l'interaction symbiotique entre les bactéries de la famille des Rhizobiaceae et leurs plantes hôtes de la famille des légumineuses.

❖ Les tanins

Utilisées depuis l'Antiquité par l'homme pour le traitement des peaux d'animaux, les tanins ont une importance économique et écologique considérables et sont responsables de l'astringence de nombreux fruits et légumes et des produits qui en sont dérivés (vin, thé...). En approximation, on peut considérer que les tanins sont des formes phénoliques condensées capables de se lier aux protéines en solution et de les précipiter. Aussi les premières estimations quantitatives des tanins ont-elles utilisées la condensation avec des protéines modèles : gélatine, albumines, hémoglobine... (Machiex et al., 2005).

Il est classique de distinguer deux grands groupes de tanins différant à la fois par leur réactivité chimique et par leur composition : les hydrolysables et les tanins condensés (Haslam, 1989 ; Santos et Scalbert, 2000).

❖ Les tanins hydrolysables

Ils sont abondants chez les Dicotylédones et certains arbres en sont des sources industrielles : tanins de chêne, de châtaignier, tanins de Chine ou de Turquie extraits respectivement d'un arbuste de genre *Arhus* ou de *Quercus tinctoria*. Ils sont d'abord caractérisés par le fait qu'ils peuvent être dégradés par hydrolyse chimique (alcaline ou acide) ou enzymatique (fig. 30). Ils libèrent alors une partie non phénolique (souvent du glucose ou de l'acide quinique) et une partie phénolique qui peut être soit de l'acide gallique (cas des gallomanies comme le tanin de Chine, quelquefois appelé « acide tanique ») soit un dimère de ce même acide, l'acide ellagique (cas des tanins ellagiques ou ellagitanins comme ceux du châtaignier) (Mol et al., 1998 ; Winkel-Shirley, 2001).

❖ Les tanins condensés

Les tanins condensés (fig.31) sont des oligomères ou des polymères de flavane-3-ols (éventuellement de flavane-3=4-diols) dérivés de la (+)-catéchine ou de ses nombreux isomères. Contrairement aux tanins hydrolysables, ils sont résistants à l'hydrolyse et seules des attaques chimiques fortes permettent de les dégrader. Ainsi, par traitement acide à chaud, ils se transforment en pigments rouges et, pour cette raison, les formes dimères, oligomères, sont dénommées « proanthocyanidines ». Les proanthocyanidines dimères présentent déjà une affinité pour les protéines et des propriétés tanantes mais ces deux paramètres augmentent avec la taille moléculaire des polymères qui sont formés par adjonction de nouveaux monomères aux dimères initiaux. L'enchaînement des différentes unités constitutives se fait soit de manière linéaire grâce à des liaisons C-C soit par des ramifications grâce à des liaisons C-O-C conduisant à des structures de plus en plus complexes qui restent cependant solubles dans l'eau des vacuoles (Mol et al., 1998 ; Winkel-Shirley, 2001).

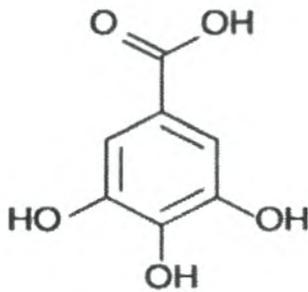


Figure 30: Structure de tanin hydrolysable (Acide gallique).

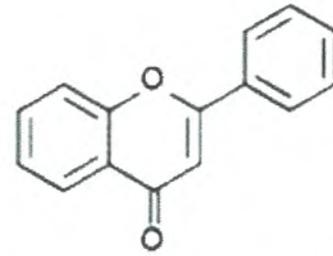


Figure 31: Structure de tanin condensé (flavone).

❖ Propriétés biologiques des tanins

Les tanins sont maintenant classiquement reconnus comme étant protecteurs des végétaux vis-à-vis des herbivores, qu'il s'agisse d'insectes ou de mammifères (**Harborne, 1995 ; Harborne et Williams, 2000 ; Heil et al., 2002**). Ils peuvent avoir une toxicité propre mais agissent généralement en interférant avec les protéines, soit celles de l'aliment végétal, ce qui diminue alors sa digestibilité, soit celles de la salive en induisant alors la sensation d'astringence qui peut provoquer un rejet de l'aliment par l'animal, soit encore les enzymes digestives qui peuvent être partiellement inhibées.

La teneur en tanins chez de nombreux fruits passe par un maximum dans le jeune fruit puis décroît ensuite jusqu'à la maturation. A l'opposé, certains organes montrent de fortes concentrations en tanins au stade adulte ou lors de la sénescence. C'est le cas par exemple des feuilles adultes de chêne, les rendant peu attaquables par les insectes (brouteurs) (**Machiex et al., 2005**).

Les tanins exercent une action anti-oxygène sur les tissus où ils sont localisés, ce qui explique la bonne conservation de certains bois. Ils sont à l'origine de la sensation d'astringence des fruits non mûrs (**Dubois et al., 1977**).

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'astringence, de l'acidité élevée des olives fraîches (**Loussert et Brousse, 1978**).

II-1-2-3-Participation des composés phénoliques à la résistance des plantes aux parasites

Le métabolisme phénolique est très sensible aux facteurs de l'environnement, qu'ils soient de nature physique, chimique ou biologique. De plus, ces composés participent activement aux interactions de la plante avec son environnement, soit en jouant le rôle d'un signal de reconnaissance vis-à-vis de certains micro-organismes, soit en lui permettant de résister à diverses agressions, d'origine biologique ou non (**Dixon et Paiva, 1995**).

Les conséquences écologiques de ces différentes interactions sont importantes d'une part à l'échelle restreinte d'un écosystème ou d'une niche écologique et d'autre part à plus grande échelle, comme par exemple dans l'adaptation des végétaux à l'altitude et de leur répartition (**Harborne, 1988**).

Ces différents aspects, dont les grandes lignes sont maintenant bien connues, permettent de souligner l'importance des composés phénoliques en montrant comment ces métabolites secondaires, qu'ils soient constitutifs ou qu'ils s'accumulent à la suite de différents stress, jouent un rôle essentiel dans l'équilibre de la plante au sein de leur milieu naturel et dans ses capacités d'adaptation (**Lynn et Chang, 1990**).

L'implication des composés phénoliques dans la résistance des végétaux aux agents pathogènes recouvre trois aspects complémentaires: (a) l'existence de barrières phénoliques constitutives, préexistant à l'infection et qui peuvent en limiter les effets; (b) la stimulation de la biosynthèse de phénols déjà présents dans la plante avant l'infection mais qui vont alors être accumulés en plus grande quantité; (c) la biosynthèse de phytoalexines, composés d'origine végétale à activité antibiotique, qui n'existaient pas dans la plante avant l'infection et qui résultent donc d'une nouvelle expression de gènes du métabolisme secondaire suite à l'interaction entre les deux partenaires (**Machiex et al., 2005**).

Dans tous les cas, les composés phénoliques vont participer à la défense de la plante contre les agressions d'origine biologique soit en tant que barrière mécanique dans le cas des lignines soit comme barrière chimique en agissant comme antibiotiques ou antifongiques (**Harborne, 1988; Vance et al., 1980**).

❖ **Les phytoalexines de nature phénolique**

Le terme de phytoalexines désigne des métabolites secondaires de faible poids moléculaire formés par la plante à la suite de l'infection et présentant une activité antimicrobienne nette.

La résistance des végétaux à différents agents pathogènes (champignons, bactéries, virus, mycoplasmes mais aussi insectes, nématodes...) passe généralement par un phénomène de reconnaissance précoce entre les deux partenaires. A l'échelle moléculaire, cela se traduit par l'interaction des produits des 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, composés qui appartiennent à des groupes chimiques variés mais dont un bon nombre sont de nature phénolique (**Bennett et Wallsgrove, 1994**).

❖ **Les barrières physiques**

Il est bien connu que la lignine est un composé difficile à dégrader, ce qui est aisément constatable dans les sous-bois où branches mortes et troncs d'arbres résistent plusieurs années à l'attaque par les micro-organismes du sol. Dans le cas des micro-organismes pathogènes, les tissus lignifiés représentent aussi des barrières mécaniques difficiles à franchir, ils opèrent alors selon une stratégie de contournement des structures correspondantes. Une réponse de la plante à l'infection consiste d'ailleurs dans certains cas à augmenter la teneur en lignine pour permettre une meilleure résistance (par exemple

le blé infecté par une rouille ou la tomate attaquée par un nématode). Par ailleurs, en réponse aux blessures, les végétaux peuvent mettre en place des structures subérifiées ou lignifiées qui empêchent la pénétration des parasites potentiels.

La cutine et la subérine sont également des structures physiques efficaces pour bloquer la pénétration des parasites (**Machiex et al., 2005**).

❖ Les barrières chimiques :

De très nombreux exemples montrent que les composés phénoliques constitutifs solubles forment une barrière chimique efficace contre les agressions d'origine animale ou microbienne. Parmi eux, les tanins ont certainement joué 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 Harborne, 1994**). Ils protègent également le bois contre les attaques dues aux insectes et la plupart des bois que l'homme a sélectionné pour leur bonne conservation (chêne, châtaignier, certains eucalyptus...) sont effectivement riches en tanins.

Ainsi, les variétés de sorgho riches en tanins sont plus résistantes à la consommation des grains par les oiseaux que les variétés plus pauvres, il est vraisemblable que ce fait est à mettre en relation avec leur forte astringence et la faible digestibilité des protéines végétales complexées avec les tanins (**Streeter et al., 1993**). Toujours chez le sorgho, la teneur en tanins des téguments des graines est l'un des facteurs qui ralentit l'attaque par les champignons du sol et diminue ainsi la « fonte » des semis en périodes trop pluvieuses. A l'échelle cellulaire, il est vraisemblable que l'inhibition des protéines enzymatiques du micro-organisme est l'un des facteurs majeurs de l'action des tanins, à laquelle peuvent s'ajouter également une action directe au niveau des membranes et une complexation de certains ions métalliques, en particulier du fer (**Mila et al., 1996**).

En dehors des tanins, de très nombreux composés phénoliques simples (acide caféique, férulique, chlorogénique, coumarines, flavonoïdes, lignanes...) présentent également une activité antibactérienne et antifongique soit dans leur état normal, soit après qu'ils aient été oxydés en quinones par les enzymes de la plante ou du micro-organisme (**Bennett et Wallsgrove, 1995**).

Donc, les métabolites secondaires sont des molécules qui, chez la plante ont une fonction défensive induite ou constitutive et n'interviennent pas directement dans les processus de croissance et de développement (**Harborne, 1993**).

Ziouti et al., (1998), ont étudié l'implication des composés phénoliques du palmier dattier dans la réaction de défense de cette plante contre le bayoud, maladie infectieuse due à un champignon tellurique *Fusarium oxysporum f.sp* ; ils ont étudié aussi les résultats relatifs à l'effet de l'inoculation par l'agent pathogène sur la composition phénolique et sur les enzymes d'oxydation des phénols.

De même, **Rahioui et al., 2002** ont démontré que les composés phénoliques jouent un rôle important dans la défense de l'olivier contre la maladie de l'œil de paon.

Notre travail consiste à étudier les réponses de l'olivier par les polyphénols (les flavonoïdes, les alcaloïdes et les tanins) contre les attaques du ravageur *Bactrocera oleae*.

DEUXIEME PARTIE
MATERIEL ET METHODE

CHAPITRE I : PRESENTATION DE LA REGION D'ETUDE

I-1- Situation géographique de la Wilaya :

La wilaya de Tlemcen est située dans le Nord-Ouest algérien, entre 34° et 35° 30' de latitude Nord et entre 1° 20' et 2° 30' de longitude Ouest. Elle est limitée au Nord par la mer Méditerranée, à l'Est par les Wilayas de Aïn Temouchent et de Sidi Bel Abbès, au Sud par la Wilaya de Naâma et à l'Ouest par la frontière algéro-marocaine (**fig. 33**).

I-2- Les ressources hydriques :

Les ressources hydriques sont assurées par deux oueds, Oued Tafna et Oued Isser avec cinq barrages : El Mafrouch, Beni Bahdel, Sekkak, Sidi El Abdelli et Boughrara.

I-3- Description de la zone d'étude :

Pour notre travail on a choisi la zone d'Oudjlida.

1-2-1-1 Situation géographique :

Oudjlida se situe à l'Ouest de la commune de Chetouane entre 34° 55' de latitude Nord et 1° 19' de 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 Koudia (**fig. 34**).

Au niveau de notre travail, nous nous sommes intéressés à une seule station représentative d'Oudjlida (**fig. 32**) ; c'est un verger qui s'étend sur une superficie de 1 ha et présente 75 arbres d'olivier non traités.



Figure 32 : la station d'étude (Meziani, 2010).

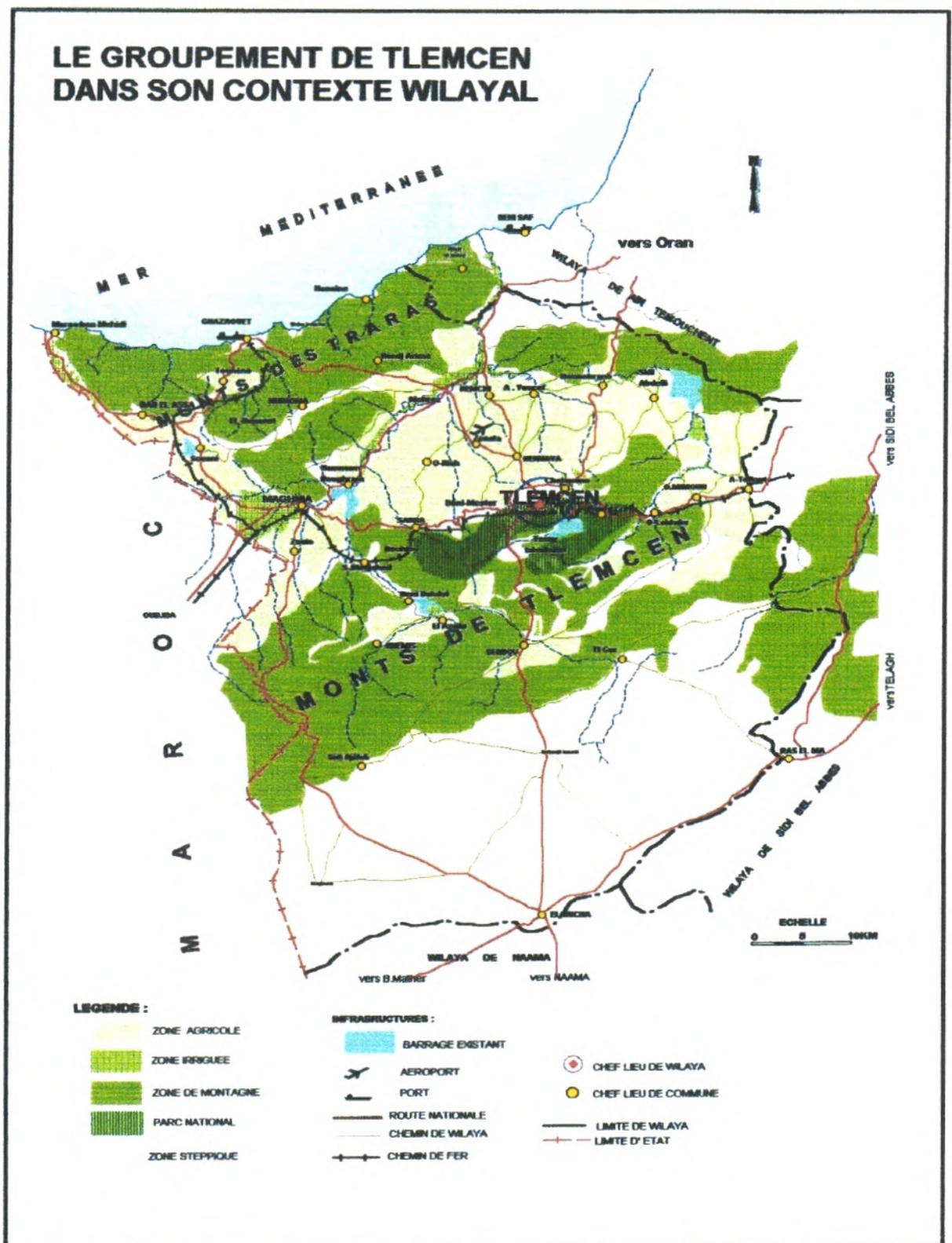


Figure 33 : Situation géographique de la wilaya de Tlemcen (A.N.A.T., 2006).

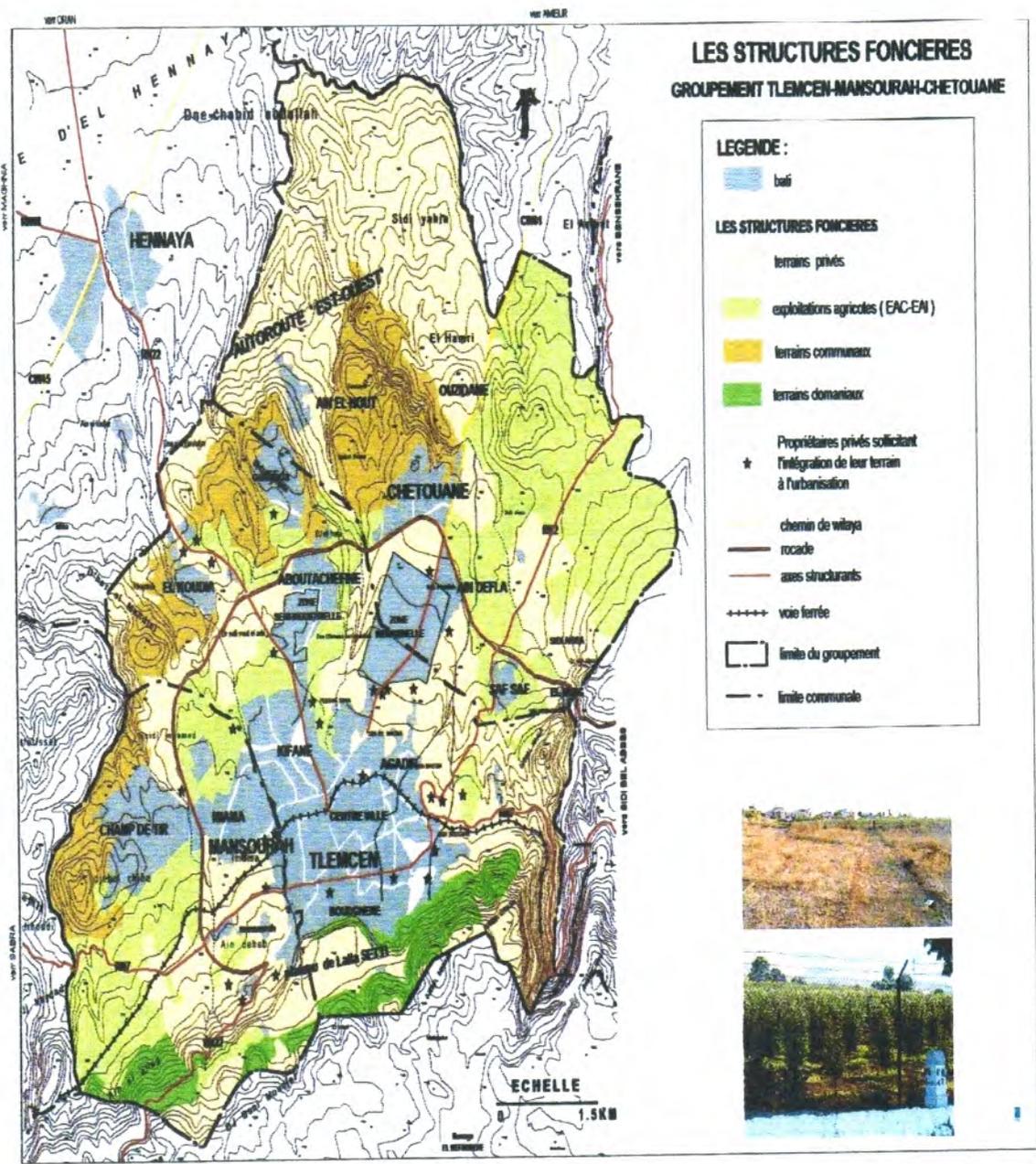


Figure 34: Situation géographique d'Oudjlida (A.N.A.T., 2006).

I-4-Climat :

Le climat est un facteur déterminant qui se place en amont de toute étude relative au fonctionnement des systèmes écologiques dont les facteurs climatiques jouent un rôle prépondérant dans la distribution spatiale des espèces animales et végétales (Dreux, 1980).

Les températures et les précipitations constituent les deux groupes de paramètres climatiques fondamentaux qui caractérisent les milieux continentaux (Ramade, 2003).

Le climat de Tlemcen, de type méditerranéen, est caractérisé par un hiver pluvieux, froid et humide, avec des précipitations très irrégulières et un été chaud et sec.

Les données météorologiques utilisées dans notre étude ont été recueillies au niveau de la station Saf-Saf (**tab. 06**), allant de la période 1990 à 2004 ; concernant les températures et les précipitations.

Tableau 06 : Coordonnées du station météorologique de Saf-Saf.

Station	Longitude	Latitude	Altitude	Emplacement	Durée des mesures
Saf-Saf	1°17'W	34°57'	599m	Au nord du village Saf-Saf	1990-2004

I-4-1-Les précipitations :

C'est le facteur primordial qui permet de déterminer le type de climat (**Djebaili, 1978**). L'histogramme (**fig. 35**) montre que juillet est le mois le plus sec et janvier est le mois le plus arrosé.

Le régime des pluies montre mieux la répartition des précipitations annuelles entre les diverses périodes et le plus souvent entre les divers mois de l'année.

Le régime pluviométrique est défini généralement pour l'année, moyenne afférente à une longue période.

La composition des quantités pluviométriques des quatre saisons de l'année donne les résultats suivants, classés selon un ordre décroissant (**tab. 07**).

Tableau 07 : Régime saisonnier des précipitations pour la période (1990-2004)

Période 1990 - 2006	Répartition saisonnière des pluies				
	Saison	Hiver	Printemps	Eté	Automne
Moyenne		53.66	46.89	4.94	36.18

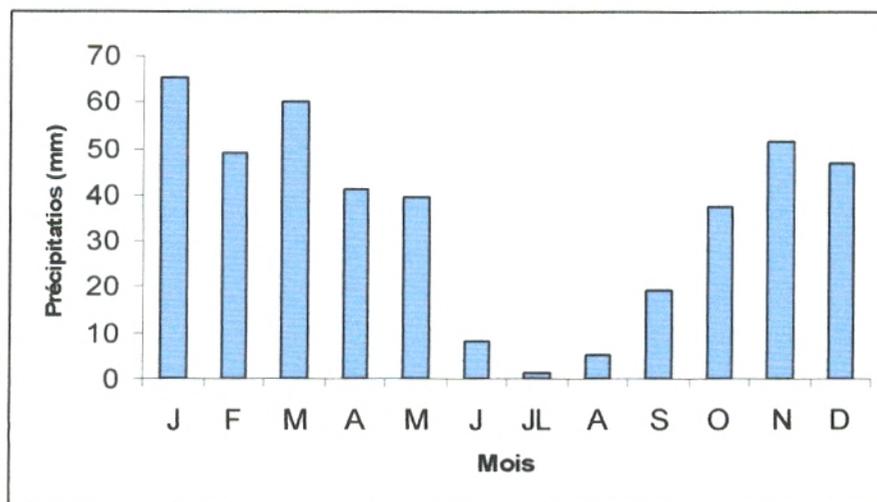


Figure 35 : Valeurs moyennes mensuelles de la pluviométrie (mm) de 1990 à 2004 enregistrées à la station de Saf-Saf.

I-4-2-Les températures :

La température représente un facteur limitant de toute première importance car elle contrôle l'ensemble des phénomènes métaboliques et conditionne de ce fait la répartition de la totalité des espèces et des communautés d'être vivants dans la biosphère (**Ramade, 2003**).

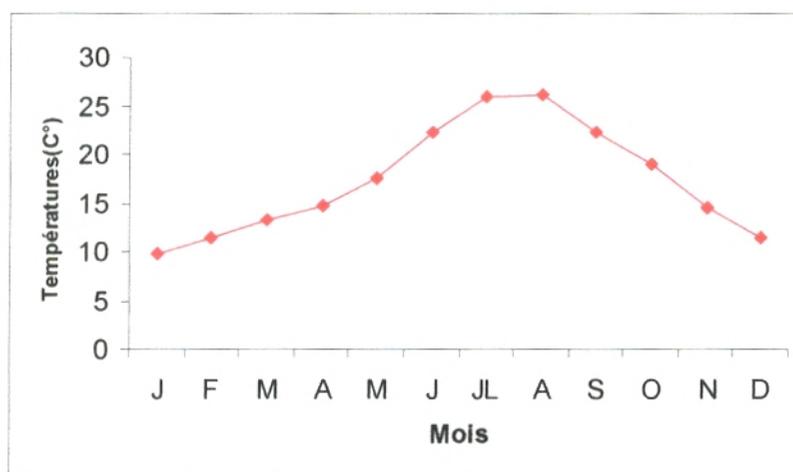


Figure 36: Variations des températures moyennes mensuelles de 1990 à 2004 de la station météorologique de Saf-Saf.

La figure (36) montre que les mois les plus froids correspondent aux saisons d'hiver et de printemps, alors que les mois les plus chauds sont les mois d'août et juillet.

I-4-3-Synthèse bioclimatique :

La synthèse bioclimatique permet la détermination de la période de sécheresse par le biais des diagrammes ombrothermiques de **Bagnouls et Gaussen (1953)**, et la détermination de l'étage bioclimatique **d'Emberger (1952)**.

I-4-3-1-Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gaussen (1953) :

Selon ces auteurs, un mois est dit sec si le total des précipitations en mm est inférieur ou égal au double de la température enregistrée en degrés Celsius ($P \leq 2T$).

Bagnouls et Gaussen déterminent la période sèche par une représentation graphique, où en portant les mois de l'année en abscisse, en ordonnées à droite les températures moyennes mensuelles et à gauche les précipitations mensuelles, avec un échelle $P=2T$ on obtient la période sèche quand la courbe des précipitations passe au dessous de celle des températures.

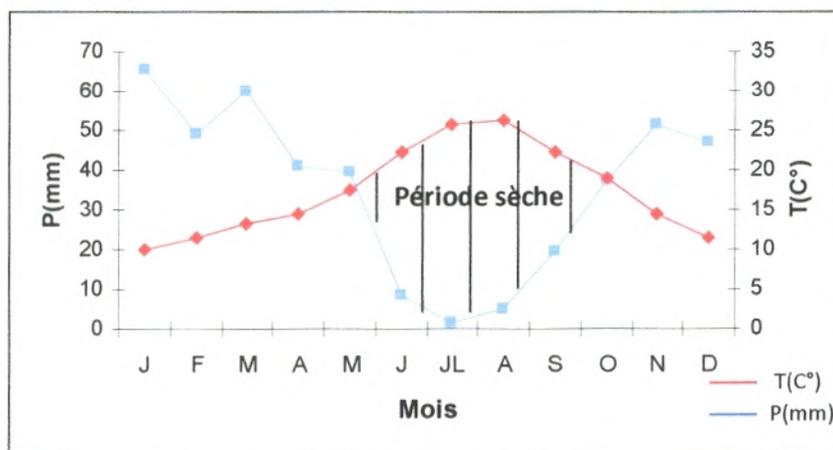


Figure 37: Diagramme ombrothermique de la période 1990-2004 de la station de Saf-Saf

L'examen du diagramme (**fig.37**), ainsi réalisé pour la station de Saf-Saf, montre que la période sèche s'étend du mois de mai jusqu'en octobre, elle coïncide avec la saison estivale.

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

I-4-3-2-Quotient pluviothermique et climagramme d'Emberger :

L'emploi du quotient pluviothermique d'Emberger (Q_2) est spécifique au climat méditerranéen ; il a été utilisé avec succès en Afrique du Nord et en France méditerranéenne (**Bestaoui, 2001**).

Emberger (1952) a subdivisé la région méditerranéenne en cinq étages bioclimatiques à partir du Q_2 calculé par une formule qui fait intervenir les températures et les précipitations maximales et minimales.

L'expression du Q_2 est la suivante :
$$Q_2 = \frac{100P}{M^2 - m^2}$$

P : Moyenne annuelle des précipitations.

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

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

Le Q_2 calculé est le suivant : **$Q_2 = 40,69$.**

Le quotient d'Emberger calculé place notre région d'étude en ambiance bioclimatique semi-aride inférieure à hiver tempéré (**fig.38**).

I-4-4-Les vents :

Ils constituent en certains biotopes un facteur écologique limitant. Sous l'influence de vents violents, la végétation est limitée dans son développement. Les arbres prennent un port en drapeau, leur tronc étant souvent incliné et leurs branches étant orientées dans la direction opposée à celle des vents dominants (**Ramade, 2003**).

D'après **Seltzer (1946)**, Le vent est un des éléments les plus caractéristiques du climat, et la sensation de chaleur que nous éprouvons dépend dans une large mesure de sa force ; il précise aussi que les vents font augmenter l'évapotranspiration tout en éliminant l'humidité.

D'après **Benabadji (1991)**, pour la station météorologique de Zenata (Tlemcen), les vents dominants sont ceux d'Ouest et du Nord, où les vents d'Ouest soufflent pendant l'hiver et les vents du Nord soufflent en été.

I-5-Pédologie :

Les sols résultent de l'action extrêmement intriquée et complexe des facteurs abiotiques et biotiques, qui conduisent à l'élaboration d'un mélange intime de matières minérales et organiques provenant de la décomposition des êtres vivants après leur mort et de leur excréta (**Ramade, 2003**).

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

Cette description est en accord avec celle de **Dahmani (1984)** qui définit 3 classes :

- Sols fersiallitiques : dans les endroits les plus arrosés.
- Sols calcimagnésiques : se limitant essentiellement aux roches carbonatées.
- Sols peu évolués : caractéristiques des pentes.

Dans la région de Tlemcen l'olivier occupe généralement les sols fersiallitiques (**Gaouar A., 1989**).

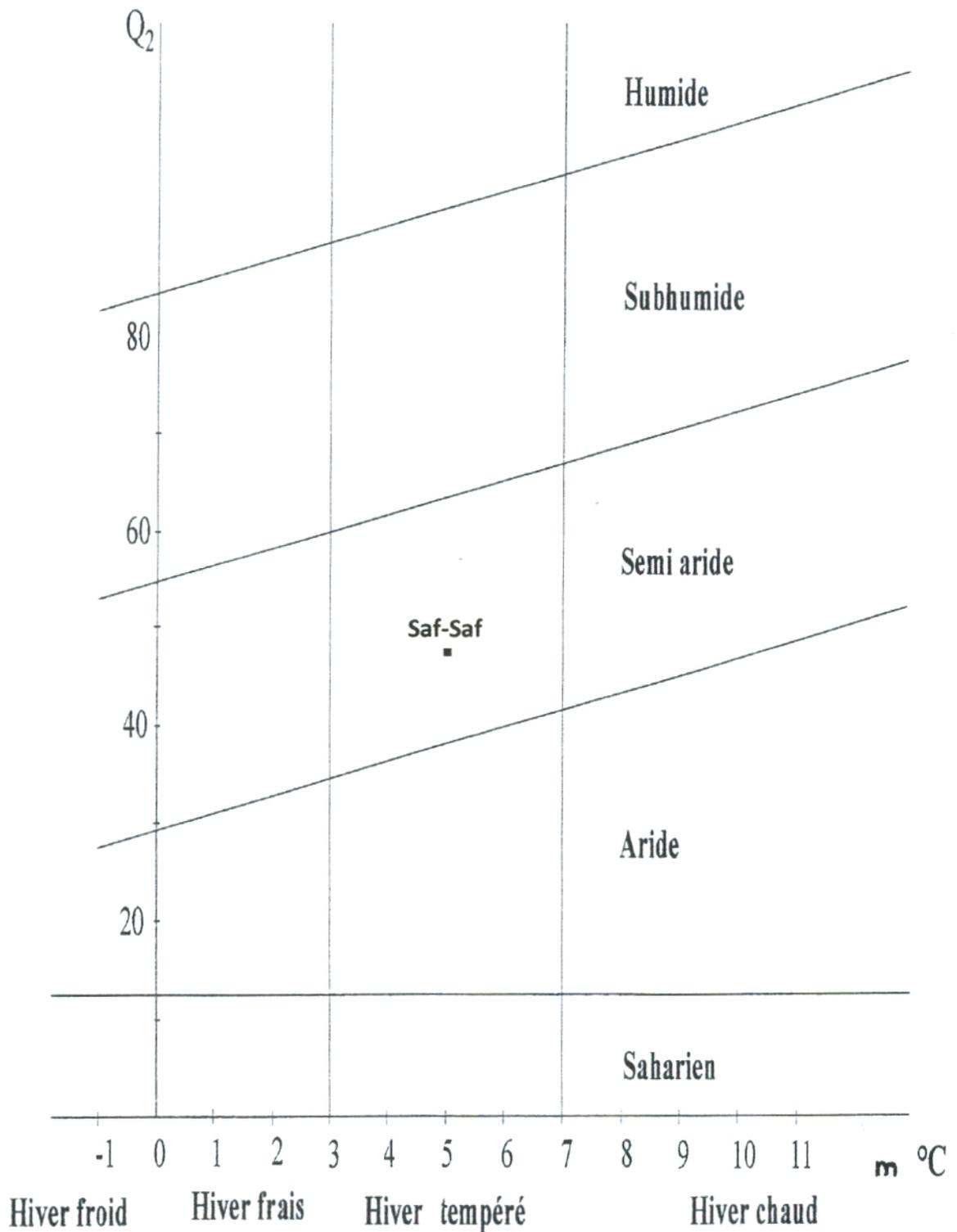


Figure 38: Climagramme d'Emberger pour la région de Saf-Saf de la période allant de 1990 à 2004.

CHAPITRE II : ETUDE ENTOMOLOGIQUE

II-1-Matériel

II-1-1-Matériel sur le terrain :

- Flacon étiqueté ;
- sachets stériles.

II-1-2-Matériel au laboratoire :

- Pour la dissection :
 - Scalpel pour faire des coupes ;
 - une loupe binoculaire pour l'observation.
 - Pour l'élevage :
- Trois cuvettes ;
- sable ;
- grillage ;
- tulle ;
- éponges mouillées ;
- substance sucrée.

II-2-Méthode de travail :

Les échantillonnages ont été effectués durant une période qui s'étale sur deux mois (octobre et novembre de l'année 2007), comportant quatre dates d'observation.

Les principaux caractères étudiés sont :

- Les taux d'infestation des olives par le phytophage *Bactrocera oleae* ;
- le cycle de développement de la mouche ;
- l'étude du parasitisme de ce ravageur.

II-2-1-Choix du site :

Notre choix du verger est basé sur les critères essentiels suivants :

- Un nombre important (au moins 20) d'oliviers dans le verger ;
- la disposition régulière des arbres ;
- un nombre élevé de fruits par arbre ;
- la présence de la variété Sigoise, choisie pour notre étude en raison de sa prédominance dans notre région ;
- l'absence de traitement phytosanitaire.

Les oliviers sont âgés de plus de 50ans et ne sont pas irrigués, surtout ces dernières années.

II-2-2-Méthodes d'échantillonnage :

Les échantillons ont été prélevés à quatre dates d'observation ; aussi bien pour les fruits servant à l'estimation des taux d'infestation que ceux destinés aux élevages.

Notre verger est caractérisé par une culture d'oliviers plantés régulièrement en lignes et colonnes ; pour cela nous avons procédé par la méthode d'échantillonnage systématique à deux dimensions où les unités (arbres) sont réparties régulièrement sur une grille rectangulaire virtuelle (échantillons alignés), pour lesquels non seulement l'abscisse et l'ordonnée du premier point sont tirés au hasard, mais aussi le décalage horizontal et vertical des deux points voisins.

Selon **Debouzie et Thioulouse (1986)** ; l'échantillonnage systématique offre plusieurs avantages pratiques et théoriques ; plus facile à réaliser dans la nature, capable de déceler plusieurs échelles d'hétérogénéité dans un habitat, il réduit fortement l'intensité d'échantillonnage quand les structures de la population sont connues.

L'échantillonnage systématique est plus précis que l'échantillonnage aléatoire, il est plus avantageux dans le cas d'une tendance linéaire (**Thioulouse. 1985**) ; il est plus apte à détecter les structures spatiales et temporelles des attaques des ravageurs (**Gaouar et Debouzie, 1995**).

Dans notre verger qui contient 75 arbres, nous avons choisi une grille rectangulaire de 9 arbres (trois arbres sur l'abscisse et trois arbres sur l'ordonnée). A chaque date on tire au hasard le premier arbre. Les prélèvements sont effectués de façon à ce que qu'il y ait un décalage de deux arbres dans les deux sens (abscisse et ordonnée).

Chaque fois qu'on tire au hasard un numéro entre 1 et 9 correspondant à la grille, on le jette afin d'éviter les arbres déjà échantillonnés dans les prélèvements précédents.

II-2-3-Prélèvement des fruits :

Les prélèvements ont été effectués de façon à pouvoir étudier l'incidence de certains facteurs sur le taux d'infestation par *Bactrocera oleae*

- La date d'observation,
- l'arbre échantillonné ;
- l'orientation.

Quatre prélèvements ont été effectués durant deux mois (octobre et novembre) ; au niveau de chaque arbre on a prélevé 5 fruits de chaque orientation (S, N, W, E), au total 20 fruits par arbre à une hauteur de 1.5 à 2m.

II-2-4-Estimation du taux d'infestation :

Les olives prélevées sont rapportées au laboratoire dans des sachets stériles, puis examinées pour dénombrer les piqûres et les trous de sortie des larves ; pour compter les œufs, les larves et les pupes nous avons procédé à la dissection.

Le taux d'infestation peut être estimé par :

- Le nombre moyen des piqûres ;
- le nombre moyen des œufs ;
- le nombre moyen des larves ;
- le nombre moyen des trous de sortie.

II-2-5-L'élevage :

Pour connaître le cycle de développement, et estimer le taux de parasitisme ; nous avons procédé par une méthode simple qui consiste à prélever des olives et à les mettre en élevage pour dénombrer les mouches et les parasites qui en émergeront. Les élevages ont été réalisés à température ambiante, au niveau du laboratoire de pathologie des écosystèmes. Les olives sont déposées sur un grillage à mailles assez grosses pour laisser passer les larves et les pupes, puis placées sur une cuvette contenant du sable. L'ensemble est recouvert d'un tulle pour éviter toute perturbation extérieure et empêcher les futures imagos de s'envoler.

Une éponge mouillée maintient une certaine hygrométrie, nécessaire au développement de la mouche.

Tous les trois jours, les pupes sont dénombrées par tamisage du sable. Après une quinzaine de jours, l'émergence des adultes est contrôlée quotidiennement.

L'expérience est arrêtée quinze jours après la dernière émergence. La nature des parasites est ensuite déterminée.

II-2-6-Analyse statistique des donnés

II-2-6-1-Analyse de variance à un critère de classification.

Le protocole expérimental a été construit pour tester l'influence de divers facteurs (date, arbre et orientation).

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 ou deux facteurs.

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 variations :

-La variation entre les échantillons ou variation inter S_A^2 ;

-La variation à l'intérieur des échantillons mesurée par la variance résiduelle S_E^2 ou variance intra.

Le rapport entre les deux quantités $\frac{S_A^2}{S_E^2}$ définit la variable F de Snédécour.

L'hypothèse nulle est acceptée si F observé < F théorique, lu dans la table pour (p-1), p (n-1) degrés de liberté et un risque d'erreur α (5%) (Annexe 04). Elle est rejetée dans le cas contraire avec un risque d'erreur α (**Dagnélie, 1970**).

II-6-2-2- Corrélation et régression

- **Coefficient de corrélation linéaire**

Pour savoir s'il existe une liaison entre les larves et les adultes, les larves et les pupes et les pupes et les adultes, nous avons calculé les coefficients de corrélation linéaire, deux à deux.

Principe : pour établir une relation d'indépendance X et Y, il suffit de calculer le coefficient de corrélation (Annexe 06).

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

- **Droite de régression**

S'il existe une corrélation significative entre les variables X et Y, on peut établir une droite de régression (Annexe 07). 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.

CHAPITRE III : ETUDE PHYTOCHIMIQUE

Notre travail est basé sur la stratégie de défense biochimique de l'olivier (*Olea europea*) contre l'insecte *Bactrocera oleae*. Pour expliquer notre démarche, nous avons procédé avec un plan de travail bien précis (fig. 39).

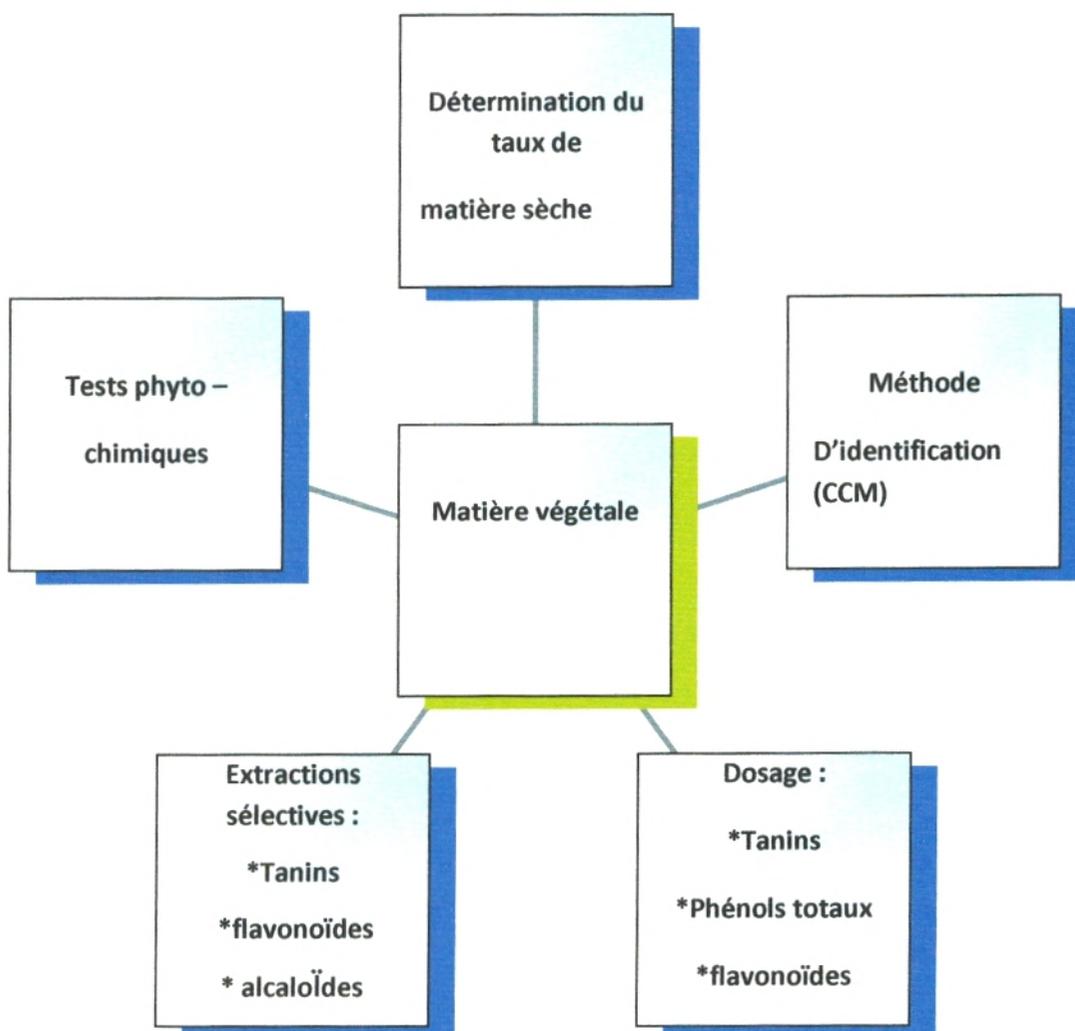


Figure 39: Plan de travail.

III-1-Préparation de la matière végétale :

Les olives ont été récoltées en automne 2007 et ramenées au laboratoire. On a sélectionné les olives saines et les olives attaquées par le parasite *Bactrocera oleae* puis on a éliminé les noyaux, ensuite les olives dénoyautées ont été séchées à l'ombre dans un endroit sec et bien aéré. A la fin du séchage on les a stockées dans des bocaux en verre à l'abri de la lumière pour les analyses phytochimiques ultérieures.

III-2 Détermination du taux de matière sèche (Audijie et al., 1980)

- **Mode opératoire :**

-Sécher les vases de tare dans une étuve pendant 30 minutes à 105°C ;

-laisser refroidir dans un dessiccateur durant 20 à 30 minutes, puis peser les vases de tare, c'est **P1** ;

-mettre dans chaque vase 2 g d'échantillon et peser, c'est **P2** ;

-placer les vases qui contiennent l'échantillon dans l'étuve pendant 3h à 105°C. Ensuite laisser refroidir au dessiccateur pendant 15 minutes et peser, c'est **P3** ;

-remettre les vases dans l'étuve durant 1 heure et peser comme précédemment.

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

- **Expression des résultats :**

La teneur en eau (%) d'un échantillon du matériel végétal est donnée par la formule suivante :

$$\text{Teneur en eau \%} = [(P_3 - P_2) / (P_1 - P_2)] \times 100$$

Dont :

P_1 : masse en g du vase de la tare.

P_2 : masse en g de la prise d'essai avant séchage.

P_3 : masse en g de la prise d'essai après séchage.

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

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

III-3-Tests phytochimiques :

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

Ces tests sont réalisés généralement sur des extraits déjà préparés (par épuisement à chaud ou par macération à froid) ou directement sur la poudre d'échantillon. Ils sont basés sur des essais de solubilité des réactions de coloration et de précipitation.

- **Mode opératoire :**

Dans un ballon surmonté d'un réfrigérant 5g d'échantillon sont extraits par reflux en utilisant les solvants suivants :

L'eau distillée, éthanol, éther diéthylique.

Les extraits bruts sont filtrés, concentrés à l'aide d'un rotavapeur et stockés à 4°C pour des analyses ultérieures (**Trease et Evans, 1987**).

III-3-1 Tests pour les tanins :

1 ml de l'extrait étherique, éthanolique ou aqueux est mélangé avec 10 ml d'eau distillée et filtré.

L'addition de 3 gouttes du réactif de chlorure ferrique FeCl_3 préparé à 1% permet de détecter la présence ou non des tanins.

La couleur vire au bleu noir en présence de tanins hydrolysables (tanins galliques) et au brun verdâtre en présence des tanins condensés (tanins catéchiques) (**Trease et Evans, 1987**).

III-3-2 Test pour les flavonoïdes :

5 ml de la solution diluée d'ammoniac (NH_3^+) est ajouté à une partie de l'extrait aqueux filtré, elle est suivie par l'addition de l'acide sulfurique concentré.

L'apparition d'une couleur jaune qui disparaît après un certain temps indique la présence des flavonoïdes (**Harborne, 1973 ; Sofowara, 1993**) (fig.40).

III-3-3 Test pour les alcaloïdes :

Dans un bain marie on mélange 0,2 ml de l'extrait aqueux, éthanolique, étherique avec 5 ml d'une solution de HCl préparée à 1% (en utilisant un agitateur avec barreau magnétique).

Après filtration, un volume de 1 ml du filtrat est traité par 3 gouttes du réactif de Mayer, alors que l'autre quantité (1ml) est traitée par le réactif de Wagner (voir annexe). Toute turbidité ou précipitation indique la présence des alcaloïdes (**Harborne, 1973 ; Sofowara, 1993**).

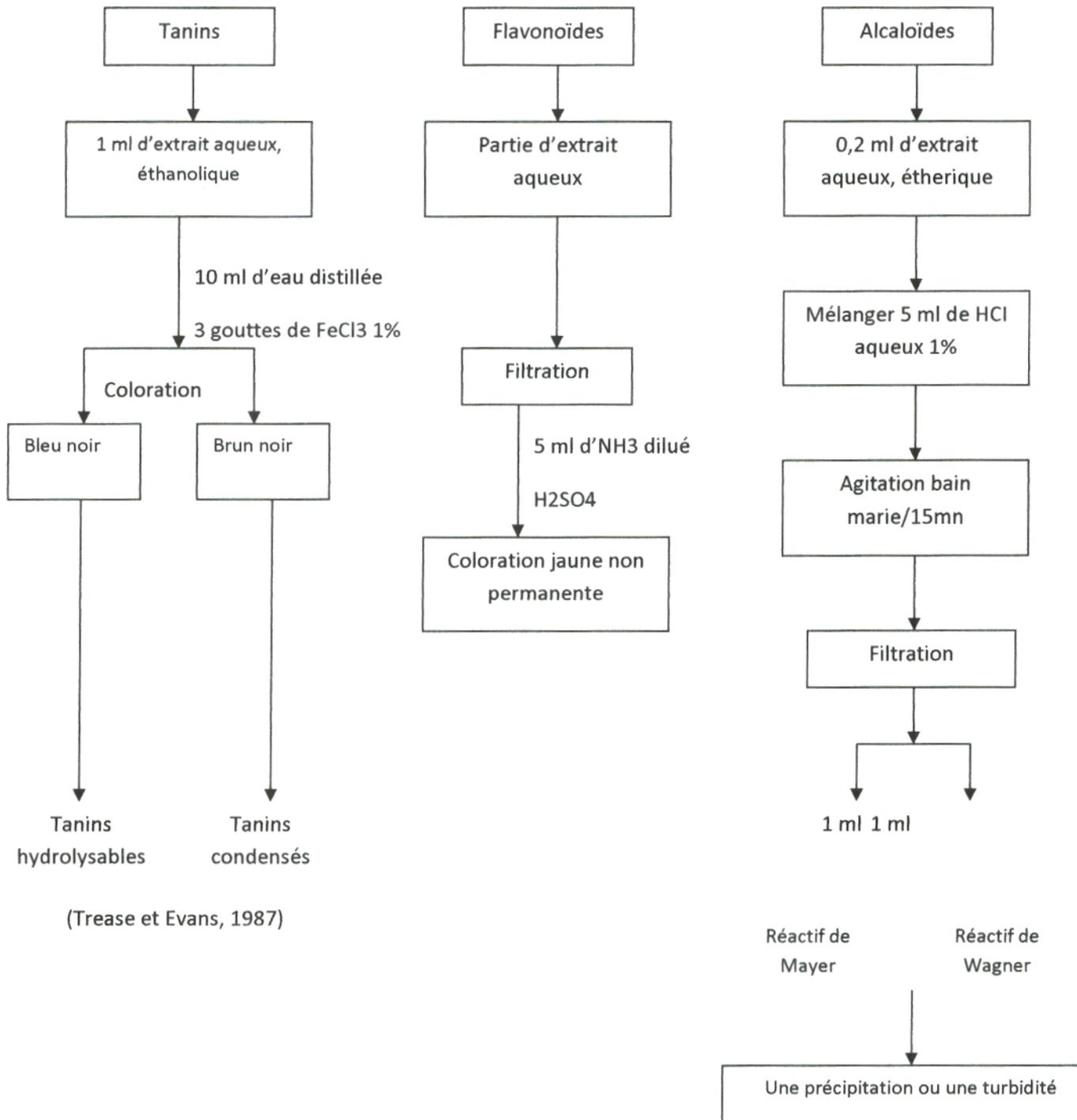


Figure 40 : Diagramme des tests phytochimiques (Harborne, 1973 ; Sofowara, 1993)

III-4-Extraction sélective

- Principe

Le fruit olive est très riche en matière grasse, c'est pourquoi nous avons utilisé la méthode d'extraction par Soxhlet

L'extracteur de Soxhlet est un appareil spécialement conçu pour l'extraction continue solide-liquide. Le solvant (5 à 10 fois la quantité de l'échantillon solide à extraire) est porté à ébullition, puis condensé avec le condenseur à boules, dans le réservoir à siphon, contenant le solide à extraire dans une cartouche de papier épais. Le contact entre le solvant et le produit à extraire dure pendant l'accumulation du solvant dans le réservoir, puis quand le solvant atteint un certain niveau, il amorce le siphon et retourne dans le ballon en entraînant la substance dissoute. Ce cycle peut être répété plusieurs fois, selon la facilité avec laquelle le produit diffuse dans le solvant.

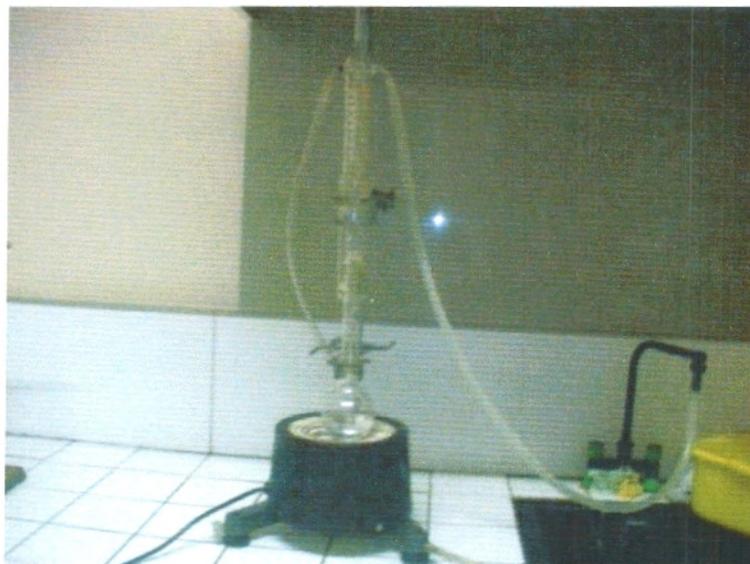


Figure 41: Système d'extraction au Soxhlet.

III-4-1-Extraction des tanins

On met 5 g de matière végétale dégraissée en présence de 90 ml d'eau distillée et 150 ml d'acétone, l'ensemble est porté à une macération à froid (4°C) pendant 4 jours.

Après la filtration, on élimine l'acétone par évaporation, puis on extrait deux fois avec 25 ml de dichlorométhane afin d'éliminer les pigments et les lipides.

Décanter et extraire la phase aqueuse quatre fois avec 25 ml d'acétate d'éthyle (AE), sécher la phase organique avec $MgSO_4$, ensuite faire évaporer le solvant à sec. Enfin, on calcule le rendement des tanins quantitativement (peser le ballon vide et plein) (**Bruneton, 1999**).

III-4-2-Extraction des flavonoïdes

Placer 20g de matière végétale dégraissée dans 200ml de méthanol bouillant en présence de 10g de $CaCO_3$. L'ébullition est maintenue sous réfrigérant à reflux pendant 1heure. Après filtration, le dépôt est traité de nouveau pendant 1 heure à ébullition dans la même quantité d'alcool.

Les deux solutions alcooliques sont réunies, elles sont éliminées par distillation sous pression réduite 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, d'acétate d'éthyle (AE), et le N.buthanol tous les composés flavoniques se retrouvent dans l'extrait AE (**Dauguet et Foucher, 1982**).

III-4-3 Extraction des alcaloïdes

Mettre 2 g de la poudre dégraissée de l'échantillon dans un bécher et ajouter 80 ml d'une solution éthanol/acide acétique (70/10 : v/v), le mélange est laissé se décanter pour une durée de 4h.

Après filtration et concentration dans un bain marie jusqu'à l'obtention du quart du volume initial ; l'ammonium (NH_4OH) concentré est additionné, goutte à goutte jusqu'à l'obtention d'un PH = 10. La solution entière est laissée pour décanter. Le surnageant est éliminé après centrifugation, et le culot (résidu) est lavé avec l'hydroxyde d'ammonium (NH_4OH) dilué à 1% puis le culot est recentrifugé.

Le résidu obtenu est séché puis pesé pour le calcul du rendement en alcaloïdes (**Harborne, 1973**)

III-5-Dosage des polyphénols :

III-5-1 Extraction des polyphénols totaux

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

Après filtration, l'extrait est lavé avec le n-hexane.

Le mélange acétone/eau est évaporé à sec sous pression réduite à 45° C.

Le résidu obtenu est pesé pour calculer le rendement (**Yu et Dahlgren, 2005**).

III-5-2-Dosage par la méthode de Folin Ciocalteu :

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 5 ml d'eau distillée, puis 100 µl de cette solution mère est dilué jusqu'à 3 ml. Ensuite, ajouter 0,5 ml du réactif de Folin Ciocalteu dilué à 10%.

-Laisser réagir pendant 3 minutes puis ajouter 2 ml de carbonate de sodium (Na_2CO_3) à 20%.

-Vortexer le mélange et laisser incuber à l'obscurité pendant 1 heure.

-Lire l'absorbance à 650 nm.

-Enfin, on obtient une valeur X mg de pyrocatéchol/g de l'extrait brut.

• Préparation de l'étalon :

Pour chaque série de détermination, une gamme d'étalonnage est nécessaire, une solution mère de pyrocatéchol de concentration 15 mg/l est préparée.

-A partir de cette solution mère, préparer des solutions de différentes concentrations (2 mg/l, 3mg/l... 15 mg/l).

-Prendre 3 ml de chaque concentration (2 essais pour chaque concentration) et ajouter 0.5 ml du réactif de Folin Ciocalteu.

-Laisser réagir pendant 3 minutes, puis ajouter 2 ml de solution de carbonate de sodium à 20%.

-Vortexer le mélange et laisser incuber à l'obscurité pendant 1 heure.

-Lire l'absorbance à 650 nm.

III-6-Dosage des tanins totaux**III-6-1- Extraction des tanins par le polyvinyle polypyrrolidone (PVPP).**

-Une prise d'essai de 2 g de la poudre du tourteau est additionnée à 100 ml d'acétone /eau à 70%. Après macération de 24 heures, on procède à une filtration sous vide et lavage avec le n-hexane ; le filtrat est évaporé à sec à 45°C.

-Le résidu obtenu est solubilisé dans 5 ml d'eau distillée.

-Vortexer le mélange (100mg de PVPP plus 1ml d'eau distillée et 1ml de l'extrait) et le laisser à 4°C pendant 15 minutes.

-Centrifuger pendant 10 minutes à 3000 tours / minute. Collecter les surnageants.

Ces surnageants représentent 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 Becker, 1993).

On obtient une valeur Y mg de pyrocatéchol/g de l'extrait brut.

III-6-2-Dosage indirect des tanins par la méthode de Folin Ciocalteu :

Puisqu'on a dosé les polyphénols totaux dans le premier extrait polyphénolique brut et dans le deuxième traité par la PVPP ; par conséquent la teneur en tanins total est :

$$T=X-Y \quad (\text{FAO/IAEA, 2000}).$$

III-7-Dosage des flavonoïdes :

III-7-1-Extraction :

-2 g de matière végétale dégraissée sont ajoutés à 20 ml d'une solution méthanol/eau (70/30 : v/v). L'ensemble est porté à une macération à froid (4° C) pendant 48 h.

-Après la filtration et l'évaporation sous vide, on pèse le résidu.

III-7-2-Dosage des flavonoïdes : (Djeridane et al., 2006)

- Préparation de l'échantillon :

-La solubilisation du résidu obtenu après l'extraction est réalisée dans 5 ml d'eau distillée, puis 0,1 ml de cette solution mère est diluée jusqu'à 4 ml.

-Ensuite ajouter 4 ml du réactif d'AlCl₃ à 2%.

-Après incubation pendant 15mn à température ambiante, on lit l'absorbance à 430nm.

- Préparation de l'étalon :

-A partir d'une solution mère de rutine de concentration 1mg/ml, préparer une série des dilutions de différentes concentrations (0.1mg/ml, 0.2mg/ml,... 1mg/ml).

-Puis prendre 2ml de chaque concentration et ajouter 2ml d'AlCl₃ à 2% (2 essais pour chaque concentration).

-Vortexer le mélange et laisser incuber 15mn à une température ambiante.

-Lire l'absorbance à 430 nm.

III-8- Méthode d'identification par Chromatographie sur Couche Mince (C.C.M.) (Macheix et al., 1990)

Après avoir effectué les rendements et les dosages des tanins et flavonoïdes chez l'olivier, nous sommes passés à l'extraction des polyphénols selon la méthode de **Macheix**.

Pour la séparation, nous avons utilisé la chromatographie sur couche mince qui est un procédé de migration à travers un support solide. Elle repose principalement sur les phénomènes d'adsorption et le partage des solutés en deux phases :

- Phase mobile (solvant ou un mélange de solvant).
- Phase stationnaire fixée sur une plaque de verre ou sur une feuille semi-rigide de matière plastique ou d'aluminium.

L'échantillon est déposé sur la phase stationnaire, les substances migrent à une vitesse qui dépend d'une part de leur poids moléculaire, de leur polarité, et d'autre part du solvant.

III-8-1-Conditions opératoires :

- **Adsorbant**

Dans notre travail nous avons utilisé une plaque de verre en gel de silice qui est l'adsorbant le plus employé dans la séparation des polyphénols.

- **Éluant**

L'éluant est formé d'un solvant unique ou d'un mélange de solvants, pour notre travail nous avons utilisé comme éluant un mélange de solvants : Acétate d'éthyle, acide formique, eau (65/15/20 ; v/v/v) (**Zeljan et Marica, 2001**).

- **Cuve de développement**

La cuve de développement est un récipient en verre quadrangulaire à fond plat, tapissé d'une feuille de papier Joseph pour saturer son atmosphère avec la vapeur du solvant. La cuve est remplie de solvants sur une hauteur inférieure à 1 cm.

- **Préparation de la plaque C.C.M.**

On trace sur la plaque de gel de silice une ligne de dépôt à 1.5cm du bord de la plaque et une ligne de front de 1cm du bord supérieur de la plaque.

- **Développement**

On place notre plaque de couche mince dans la cuve d'une façon perpendiculaire ; la partie inférieure de la plaque est trempée dans l'éluant.

Le développement consiste à faire migrer le solvant sur la plaque ; dès qu'il arrive à la ligne de front, on retire la plaque et on laisse sécher.

III-8-2-Préparations des échantillons (extraction) :

Elle se fait selon les étapes suivantes :

La première étape est la macération : c'est un procédé qui consiste à laisser tremper notre matériel biologique dans un solvant à une température de 4°C pendant 48h, pour en extraire les composés phénoliques.

10g d'échantillon sont ajoutés à un mélange hydro-éthanolique (20/80 : v/v). Après 48 heures, le mélange est filtré et on récupère le dépôt et le filtrat. Cette opération est répétée trois fois.

Ensuite, les trois filtrats sont réunis et évaporés sous pression réduite. On récupère ainsi l'extrait aqueux.

Ce dernier est traité trois fois avec l'éther de pétrole pour le dégraissage ou l'élimination des fractions lipidiques, plus quelques gouttes de $(\text{NH}_4)_2 \text{SO}_4$ à 20% et $(\text{HPO}_3)_4$ à 2% pour la dépigmentation : puis trois fois avec l'acétate d'éthyle pour la purification. Après décantation, l'acétate d'éthyle est récupéré ; il représente en fait la phase organique. La phase aqueuse est traitée à son tour trois avec le n.butanol.

A la fin, on obtient deux phases organiques : une phase acétate d'éthyle et une phase n.butanol. Les deux sont ensuite évaporées à sec sous pression réduite, et chacune est reprise avec 3 ml de méthanol pur. Ces deux extraits représentent les extraits phénoliques bruts.

III-8-3-Méthode de détection :

Pour la révélation et la mise en évidence des constituants séparés, on a utilisé la lampe U.V. :
Ce calcul est effectué selon la formule suivante

$R_f = d_i/d_s$ Calcul du facteur de rétention (R_f) :

Avec : d_i : distance parcourue par la composé (mesurée en centimètres à partir de la tache).
 d_s : distance parcourue par le solvant.

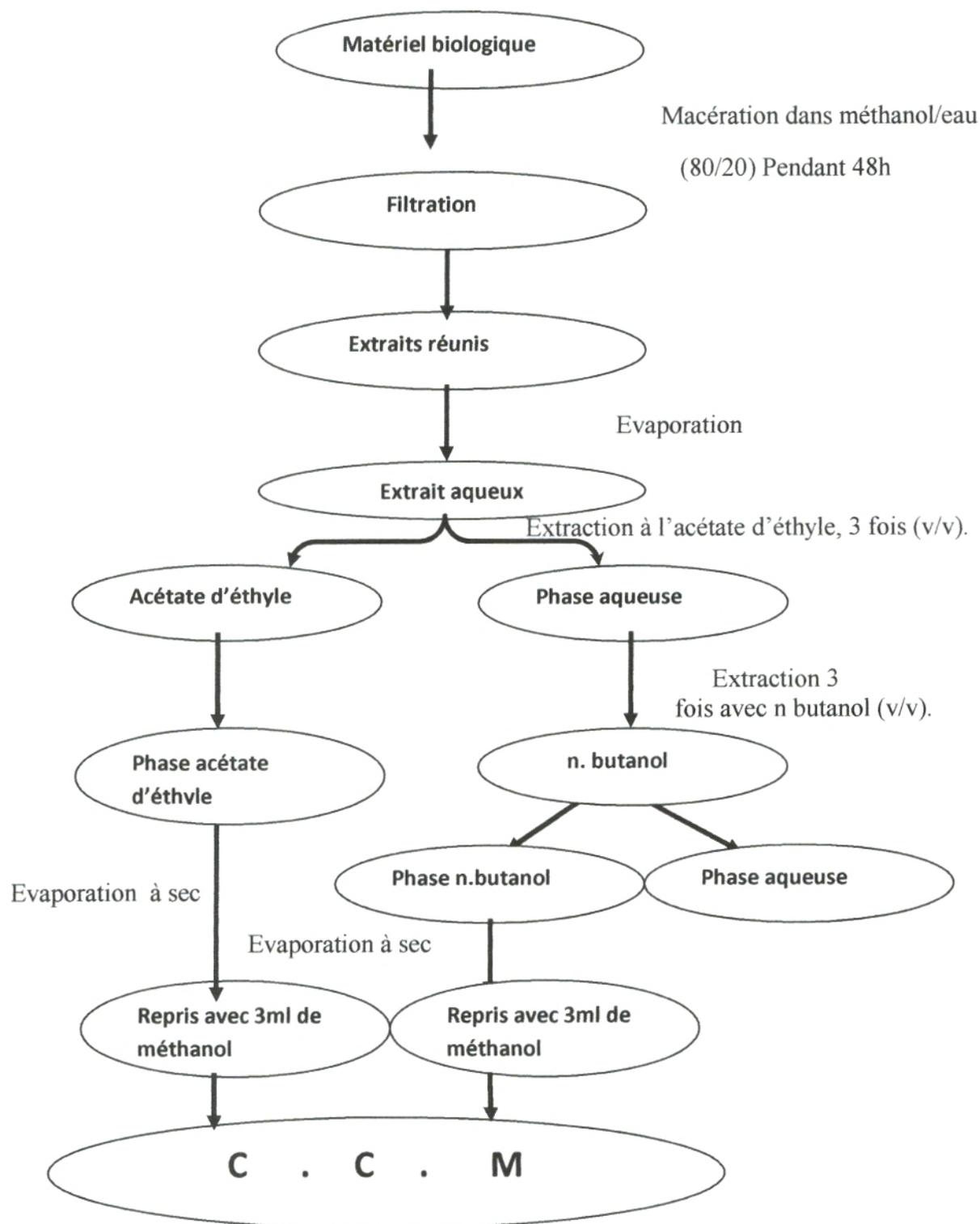


Figure 42 : Schéma général d'identification des composés phénoliques (C.C.M)

(Macheix et al., 1990).

TROISIEME PARTIE
RESULTATS ET DISCUSSION

CHAPITRE I : RESULTATS

Nous avons évalué l'impact des attaques de la mouche de l'olive *Bactrocera oleae* en fonction de la date d'observation, de l'orientation et de l'arbre échantillonné durant une période bien définie allant de octobre à novembre 2007.

Les élevages menés au laboratoire ont permis d'étudier la biologie des populations de cet insecte phytophage ainsi que son parasitisme.

Par ailleurs, l'identification et la comparaison des composés phénoliques des fruits sains et attaqués par le parasite *Bactrocera oleae* a permis d'obtenir un certain nombre de résultats se rapportant à la réponse biochimique de l'olivier aux attaques de ce ravageur.

I-Pédologie

L'analyse du sol de notre station d'étude effectuée par **Mr. Gaouar A.** a donné les résultats suivants :

C'est un sol rouge fersiallitique à texture argilo-limono-sableuse, riche en fer et à matière organique bonne à moyenne.

II- Etude entomologique

Les taux d'infestation ont été estimés en fonction des différentes variables: le nombre moyen des piqûres, des œufs, des larves et des trous de sortie.

Les élevages menés au laboratoire ont permis de connaître la durée de développement nymphal, le taux de mortalité, le sex-ratio, le degré de parasitisme et enfin de savoir s'il existe un contrôle biologique.

II-1-Taux d'infestation dans la station d'étude

Le **tableau 08** montre les taux moyens d'infestation pour les différentes variables, dont les variations sont dues aux facteurs biotiques et abiotiques.

Tableau 08: Taux moyens d'infestation par olive pour toutes les variables.

Dates	Piqûres	Oeufs	Larves	Trous de sortie
23-10-2007	4.34	0.34	0.085	0.041
31-10-2007	2.56	0.07	0.052	0.042
16-11-2007	2.05	0.00	0.031	0.052
24-11-2007	2.17	0.00	0.011	0.092
Moyenne	2.78	0.10	0.044	0.056

II-1-1- Etude de l'infestation en fonction des piqûres

- **Effet de l'arbre**

Les taux d'infestation varient d'un arbre à l'autre (**fig.43**).

Il existe une différence hautement significative des moyennes pour le facteur « arbre » avec $F_{obs}=17,78$ pour $P=0,000$.

Source	DL	SC	CM	F	P
Arbre	70	8278,85	118,27	17,78	0,000

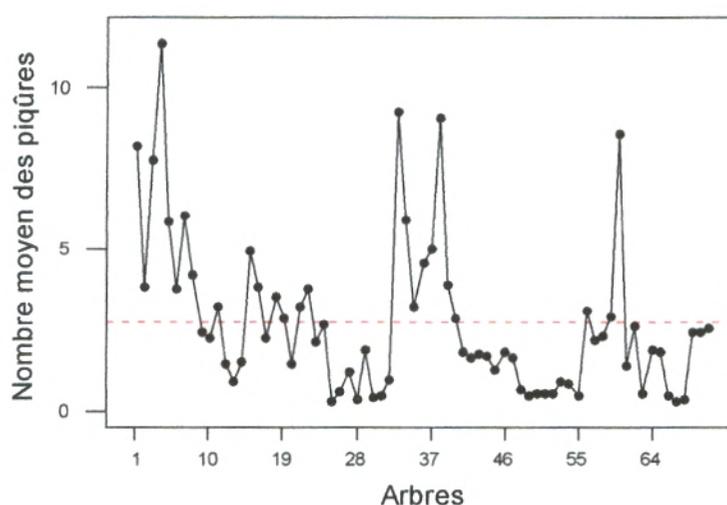


Figure 43: Variation du nombre moyen de piqûres en fonction des arbres.

Ces résultats montrent que la distribution spatiale des attaques varie selon la position de l'arbre dans le verger ainsi que de sa phénologie.

- **Effet de la date**

Les moyennes de piqûres varient d'une date à l'autre avec un taux moyen d'infestation de 2.78 piqûres par fruit.

L'analyse de variance à un facteur contrôlé permet de dire que les variations des piqûres en fonction des quatre dates sont hautement significatives avec $F_{obs}=34,48$ pour $P=0,000$.

Selon la **figure 44**, on remarque que le taux des piqûres atteint son maximum à la première date d'échantillonnage, puis il diminue à la deuxième et troisième date ; tandis qu'il augmente à la quatrième date.

Le pic de la première date (23 octobre) correspond à l'apparition de la génération automnale, qui dure de 23 à 30 jours selon les travaux antérieurs effectués dans la région (Gaouar, 1996 ; Belhoucine, 2003, Gaouar M., 2003,.....) ; ce qui explique la diminution des attaques aux dernières dates.

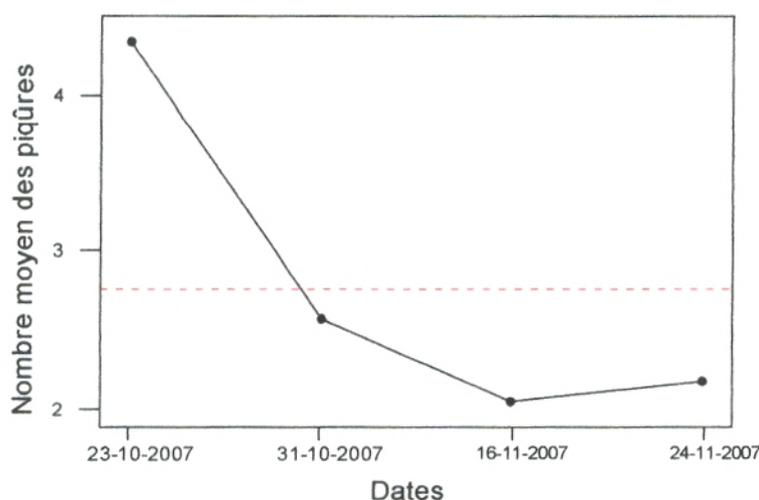


Figure 44: Variation du nombre moyen de piqûres en fonction des dates.

- **Effet de l'orientation**

Les taux moyens de piqûres varient d'une orientation à l'autre (**fig.45**).

On remarque que les parties nord et est des arbres présentent les moyennes les plus élevées de piqûres.

Les analyses de variance à un facteur contrôlé permettent de dire que les variations des piqûres en fonction des quatre orientations sont faiblement significatives avec $F_{obs}=2,74$ pour $P=0,042$.

Source	DL	SC	CM	F	P
Orientation	3	173,3	57,8	2,74	0,042

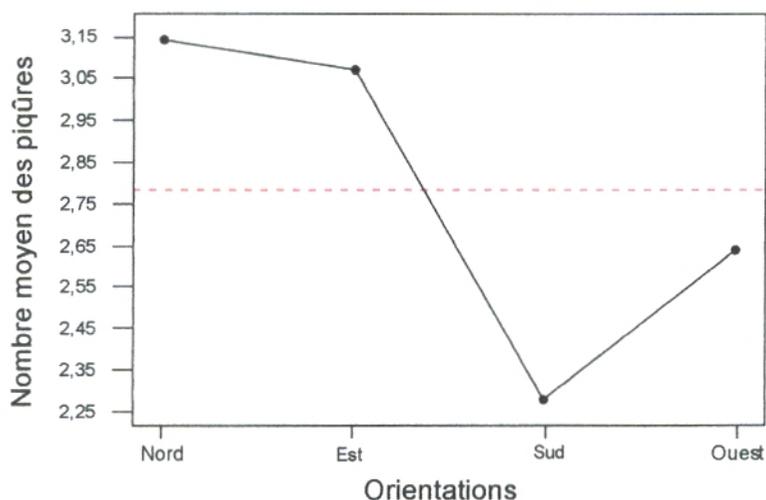


Figure 45 : Variation du nombre moyen de piqûres en fonction des orientations.

II-1-2- Etude de l'infestation en fonction des œufs

- **Effet de l'arbre**

L'arbre a un effet hautement significatif sur le nombre moyen des œufs avec un $F_{obs}=5,93$ pour une probabilité $P=0,000$.

Source	DL	SC	CM	F	P
Arbre	70	59,232	0,846	5,93	0,000

Tout comme les piqûres, les œufs ont une répartition spatiale variable selon la position et la phénologie de l'arbre.

La **figure 46** montre que certaines parties du verger ont un nombre d'œufs quasiment nul alors qu'elles ont été fortement infestées précédemment par les ravageurs (**fig. 45**).

- Effet de l'orientation

L'analyse factorielle des variances révèle qu'il existe une différence hautement significative en fonction de l'orientation avec $F_{obs}=11,63$ pour $P=0,000$.

D'après la **figure 48**, les parties nord et est des arbres présentent les moyennes les plus élevées des œufs, ce qui confirme les tendances précédentes des piqûres.

Source	DL	SC	CM	F	P
Orientation	3	9,05	3,017	11,63	0,000

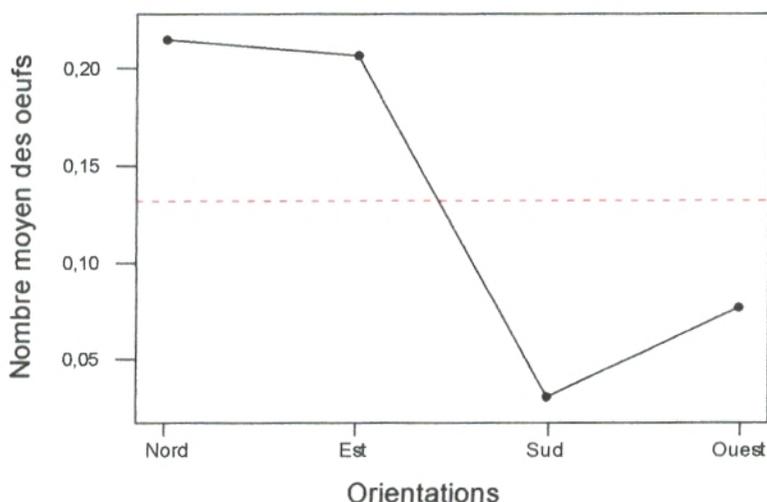


Figure 48 : Variation du nombre moyen des œufs en fonction des orientations.

II-1-3- Etude de l'infestation en fonction des larves

- Effet de l'arbre

L'anova 1 révèle que le facteur arbre a un impact significatif sur le nombre moyen des larves dans notre station avec $F_{obs}=1,99$ pour $P=0,000$.

Source	DL	SC	CM	F	P
Arbre	70	7,9324	0,1133	1,99	0,000

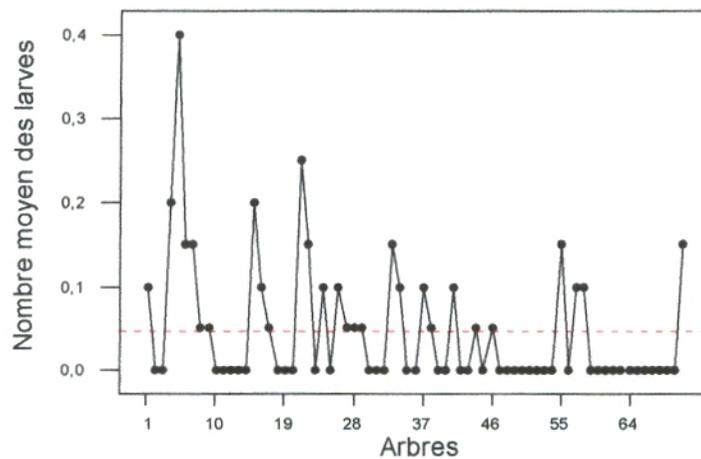


Figure 49 : Variation du nombre moyen des larves en fonction des arbres.

La figure 49 montre que les taux moyens des larves varient d'un arbre à l'autre mais sans qu'il y ait une tendance précise pour l'une des parties du verger ; la répartition spatiale des larves est plutôt homogène.

- **Effet de la date**

Les analyses de variance montrent qu'il existe une relation significative entre la date et les larves, justifiée par $F_{obs}=5,27$ pour $P=0,001$. La figure 50 montre qu'il y a un pic bien net à la première date.

Source	DL	SC	CM	F	P
Date	3	0,9386	0,3129	5,27	0,001

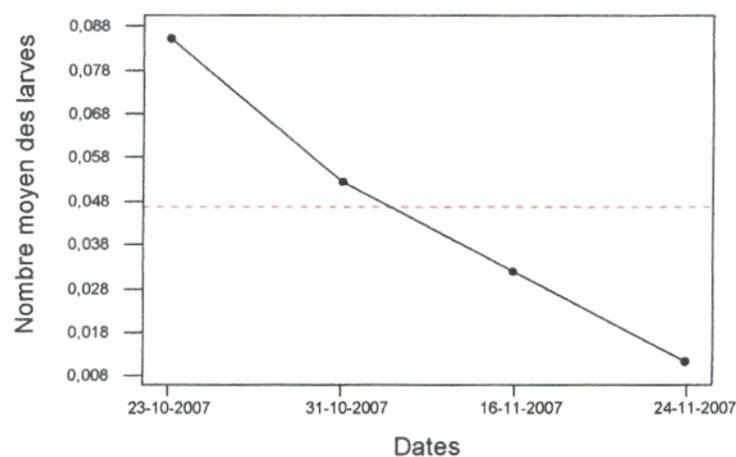


Figure 50 : Variation du nombre moyen des larves en fonction des dates.

- **Effet de l'orientation**

Les analyses statistiques montrent qu'il n'y a pas de différence significative entre les moyennes pour le facteur orientation, avec $F_{obs}=0,69$ pour $P=0,559$.

Source	DL	SC	CM	F	P
Orientation	3	0,1542	0,0514	0,69	0,559

La figure 51 présente un pic dans les parties est des arbres échantillonnés.

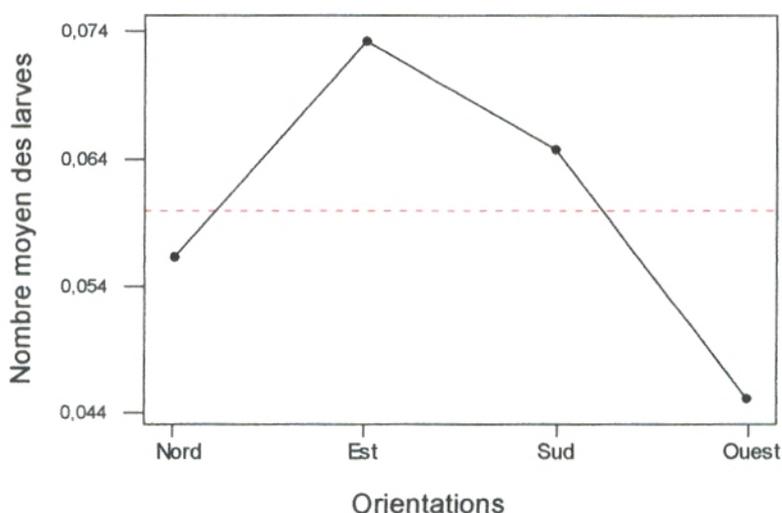


Figure 51: Variation du nombre moyen des larves en fonction des orientations.

II-1-4- Etude de l'infestation en fonction des trous de sortie

- **Effet de l'arbre**

L'étude statistique réalisée par analyse de variance à un facteur montre qu'il y a une différence significative entre le facteur arbre et les trous de sortie, avec $F_{obs}=1,85$ pour $P=0,000$.

Source	DL	SC	CM	F	P
Arbre	70	7,9746	0,1139	1,85	0,000

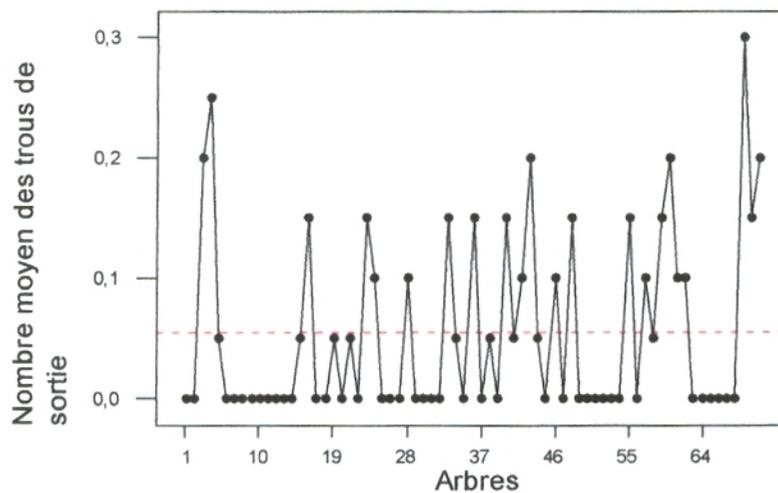


Figure 52: Variation du nombre moyen de trous de sortie en fonction des arbres.

La figure 52 montre que la répartition spatiale des trous de sortie varie mais de manière assez homogène.

- **Effet de la date**

Avec $F_{obs}=2,57$ pour $P=0,053$ les trous de sortie ne varient pas d'une manière significative d'une date à l'autre.

Source	DL	SC	CM	F	P
Date	3	0,4925	0,1642	2,57	0,053

D'après la figure 53 le nombre moyen des trous de sortie augmente progressivement pour atteindre son maximum à la quatrième date d'échantillonnage ; ce qui correspond à la fin du développement larvaire de la mouche, puis à la sortie des pupes qui, pour une grande majorité, effectuent leur nymphose dans le sol.

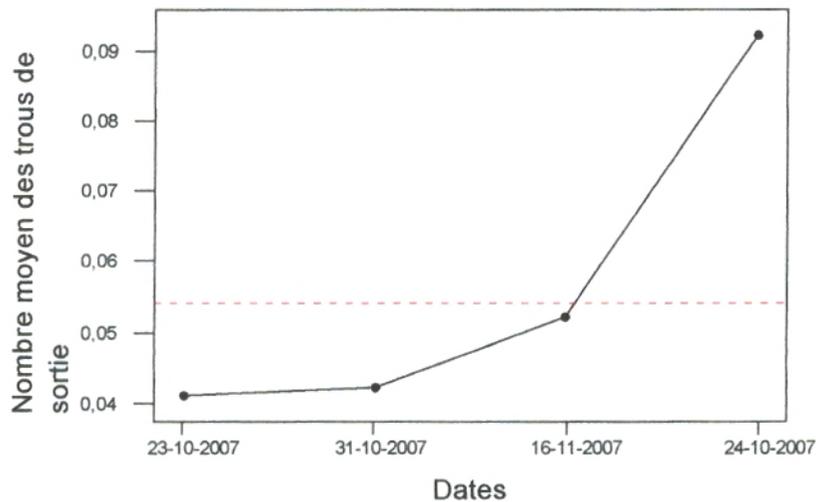


Figure 53 : Variation du nombre moyen des trous de sortie en fonction des dates.

- **Effet de l'orientation**

L'analyse factorielle des variances révèle qu'il n'existe pas une différence significative en fonction des orientations avec $F_{obs}=2,58$ pour $P=0,052$.

Cependant, la figure 54 présente un pic dans les parties sud des arbres.

Source	DL	SC	CM	F	P
Orientation	3	0,7493	0,2498	2,58	0,052

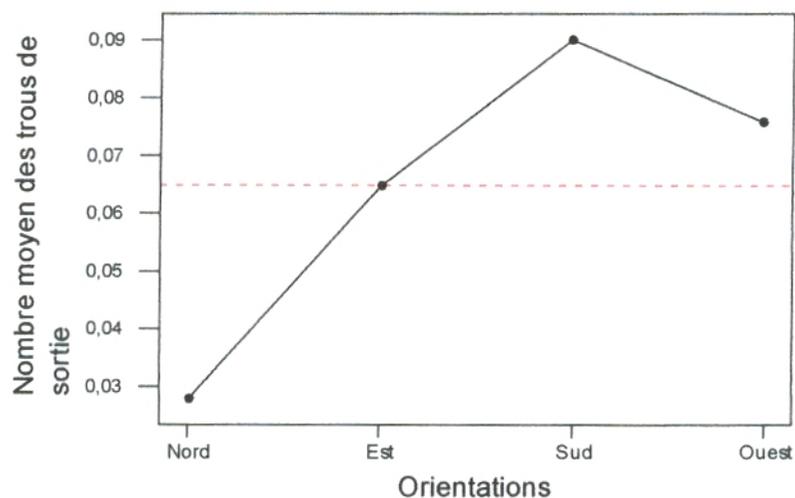


Figure 54: Variation du nombre moyen des trous de sortie en fonction des orientations.

II-1-5- Relation entre les caractères liés à l'infestation de l'olive par *B. oleae*

La relation entre les caractères liés à l'infestation de l'olive par *B. oleae* a été analysée par la recherche des corrélations linéaires.

Tableau 09: Coefficients de corrélation entre les différentes variables étudiées.

Les caractères étudiés	Coefficient de corrélation
Piqûres-Œufs	R ² =0.63
Piqûres-Larve	R ² =0.33
Piqûres- Trous de sortie	R ² =0.231
Œufs-Larves	R ² =0.483
Œufs- Trous de sortie	R ² =0.091
Larves-Trous de sortie	R ² =0.12

D'après les résultats du **tableau 10**, on remarque une absence totale de corrélation linéaire entre les différentes variables.

L'absence de corrélation entre les variables se confirme par les courbes des droites de régression (**fig.55 à 58**), où les points sont dispersés autour des droites de régression et $r^2 < 1$.

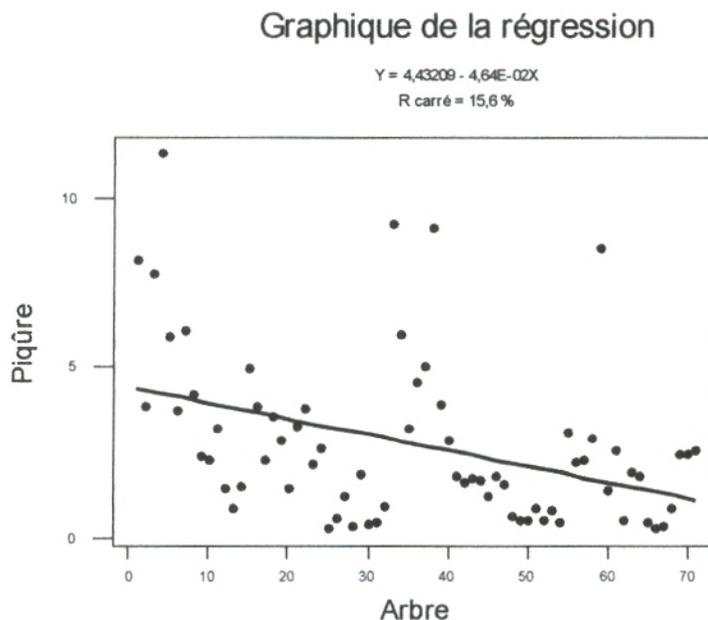


Figure 55 : Courbe de régression relative à la relation des piqûres et les arbres.

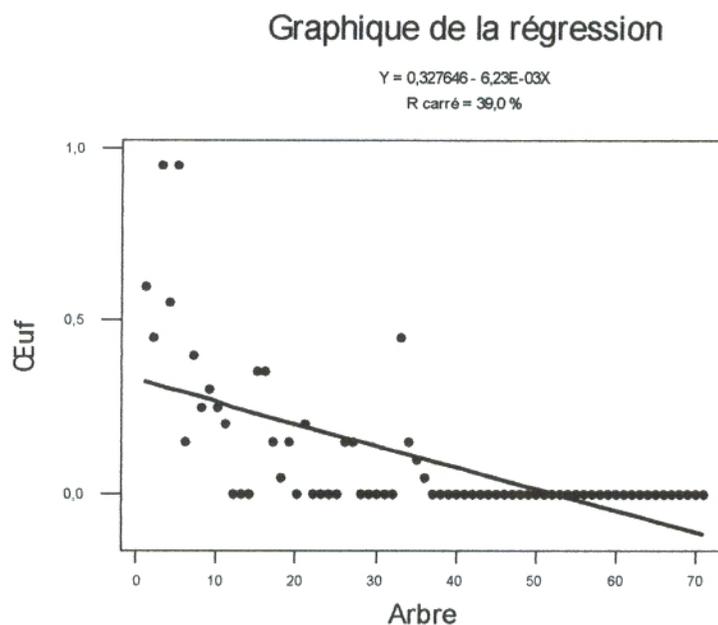


Figure 56 : Courbe de régression relative à la relation des œufs et arbres.

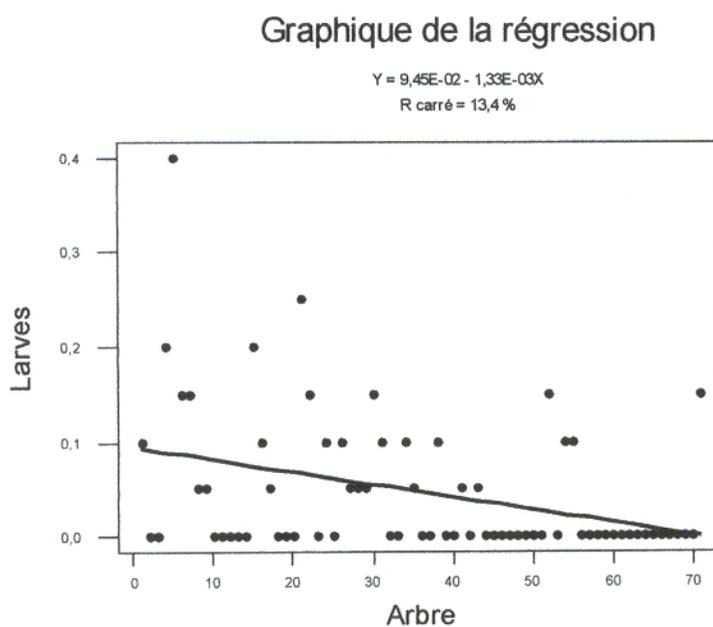


Figure 57 : Courbe de régression relative à la relation des larves et arbres.

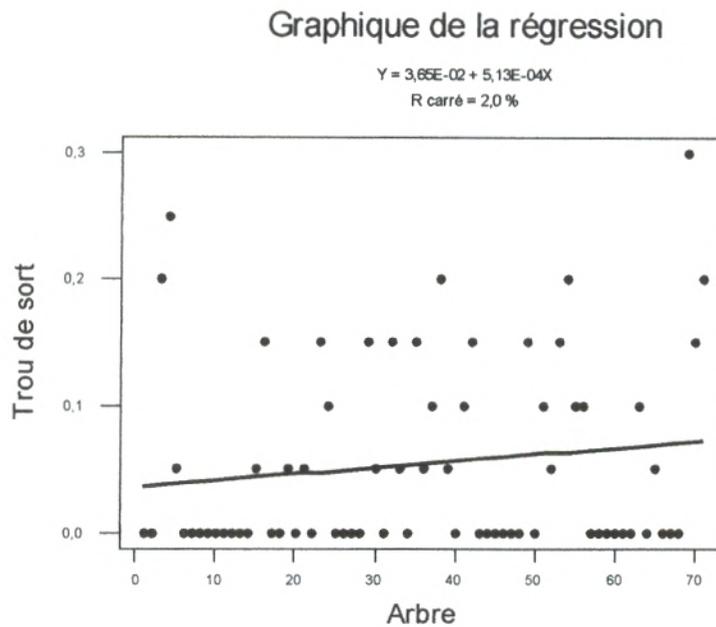


Figure 58 : Courbe de régression relative à la relation des trous de sortie et les arbres.

Les **figures (59 à 62)** confirment aussi cette indépendance des variables. Elles présentent deux courbes l'une supérieure à l'autre, sauf la **figure 61** qui représente deux courbes ayant la même allure avec un léger décalage correspondant au développement larvaire qui précède la sortie des pupes.

On peut penser que cette absence de corrélation est principalement due à un grand nombre de piqûres stériles, à la mauvaise alimentation des femelles ou à l'inhibition de la ponte si la surface des fruits a des propriétés défavorables qui sont perçues par les récepteurs antennaires et tarsiens (**Haniotakis et Voyadjoglou, 1978**).

En plus, on peut expliquer ce résultat par les conditions climatiques défavorables au développement de la mouche de l'olive.

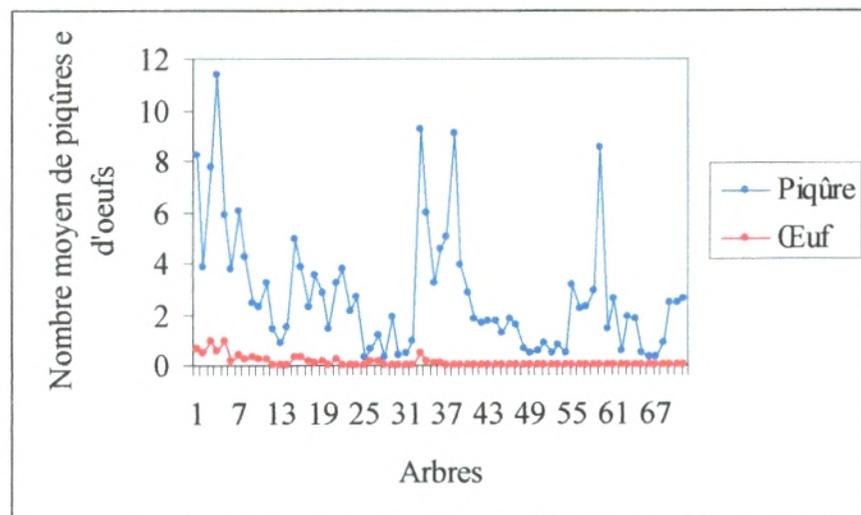


Figure 59 : Variation du nombre moyen de piqûres et d'œufs par arbre.

II-2- Biologie des populations de *Bactrocera oleae* à partir des élevages

Le but des élevages est de connaître la durée du développement nymphal, les dates d'émergence des adultes, leur sex-ratio et leur longévité en condition de laboratoire.

II-2-1- La mortalité larvaire

Durant la période d'élevage, les pupes obtenues à partir des larves représentent 100% ; donc la mortalité larvaire est de 0%.

II-2-2- Le développement nymphal

D'après le **tableau 10**, la durée moyenne de pupaison varie de 16 à 20 jours.

Tableau 10 : Durées de pupaison.

Lot	Date de mise en élevage	Nombre de pupes	Durée de pupaison
Lot1	30-10-2007	6	16 jours
Lot2	30-10-2007	2	20 jours
Lot3	30-10-2007	4	19 jours

II-2-3- La mortalité nymphale

Le taux d'émergence des adultes représente 75%, donc la mortalité nymphale chez *Bactrocera oleae* est de 25% (**fig. 63**) aux conditions de laboratoire (**tab.11**).

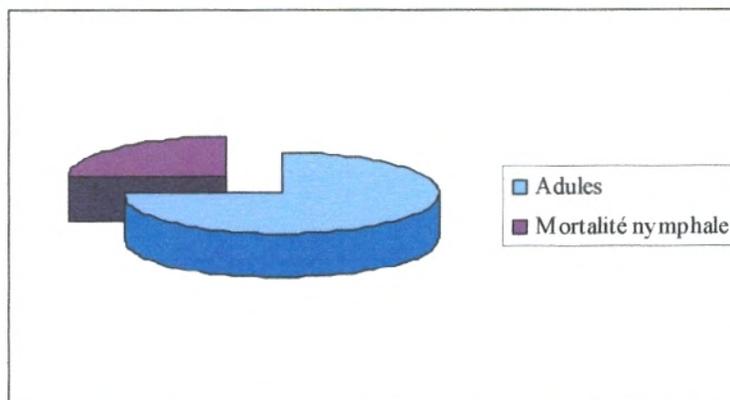


Figure 63 : Taux de mortalité nymphale pour *Bactrocera oleae*.

Tableau 11 : Taux de mortalité.

Lot	Date de mise en élevage	Nombre de pupes	Nombre d'adultes	Taux de mortalité
Lot1	30-10-2007	6	6	00%
Lot2	30-10-2007	2	1	50%
Lot3	30-10-2007	4	2	50%

II-2-4-Sex-ratio

D'après Dreux (1980), le sex-ratio d'une espèce animale est le rapport du nombre de mâles sur celui des femelles.

Le sex-ratio est de 0,33(tab. 12) avec 67% de femelles et 33% de mâles (fig. 64).

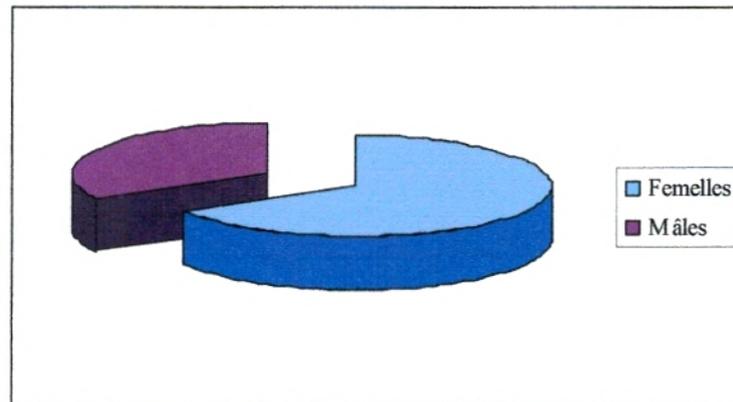


Figure 64: Sex-ratio de *Bacrocera oleae*.

Tableau 12: Sex-ratio.

Lot	Nombre d'adultes	Nombre de femelles	Nombre de mâles
Lot1	6	4	2
Lot2	1	0	1
Lot3	2	2	0

II-2-5-Taux de parasitisme

Tableau 13 : Taux de parasitisme.

Lot	Date de mise en élevage	Nombre de pupes	Nombre d'adultes	Taux de parasitisme
Lot1	30-10-2007	6	6	0%
Lot2	30-10-2007	2	1	0%
Lot3	30-10-2007	4	2	0%

Nous constatons qu'il n'existe aucun contrôle biologique naturel au niveau de la région d'étude (tab.13) comme pour les années précédentes (Belhoucine, 2003 ; Gaouar M., 2003).

III- Etude phytochimique

Le but de notre étude est d'identifier les polyphénols synthétisés par l'olivier et de comparer leur teneur entre les fruits sains et ceux attaqués par *Bactrocera oleae* pour savoir s'il existe une défense biochimique de cet arbre face à ces agresseurs.

Cette étude est basée sur quatre analyses essentielles :

- 1-Les tests phytochimiques ;
- 2-l'extraction sélective pour calculer le rendement ;
- 3-le dosage des polyphénols ;
- 4-l'identification de ces polyphénols.

III-1- Détermination du taux de matière sèche

L'appréciation du taux de la matière sèche repose sur la détermination de la teneur en eau contenue dans l'échantillon à analyser.

L'analyse de la teneur en eau au niveau des olives a montré une proportion élevée estimée à 64,42%. À partir de cette valeur, on a calculé le pourcentage de matière sèche (35,58%). Cela signifie que plus de la moitié du poids du fruit frais est constituée par l'eau (fig.65).

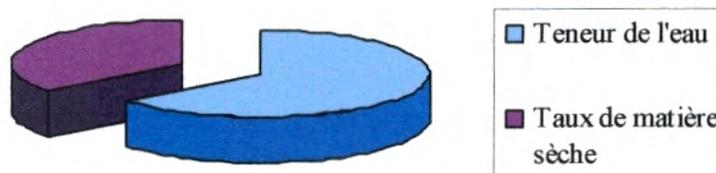


Figure 65: Taux de matière sèche du fruit d'olive.

III-2-Tests phytochimiques

Les tests phytochimiques réalisés sur l'olive ont permis de détecter les tanins, les flavonoïdes et les alcaloïdes par des réactions qualitatives de caractérisation.

Ces tests présentent quatre possibilités :

- (+): est enregistré si le réactif présente une légère opacité (présence en faible quantité).
- (++): est enregistré si le réactif produit une turbidité et non une floculation (présence en quantité moyenne).
- (+++): est enregistré si le réactif produit une floculation ou un précipité lourd (présence en forte quantité).
- (-): est enregistré en cas d'absence de turbidité, de floculation et de précipitation.

Les résultats des tests phytochimiques obtenus sont regroupés dans le tableau suivant.

Tableau 14 : Résultat des tests phytochimiques.

Familles chimiques	Résultats
Tanins	+++
Flavonoïdes	+++
Alcaloïdes	+++

D'après le **tableau 14** précédent on peut dire que les alcaloïdes, les flavonoïdes et les tanins sont présents en grande quantité dans l'olive.

III-3-Extractions sélectives

Le but des extractions sélectives est de calculer le rendement massique des composés chimiques (alcaloïdes, flavonoïdes et tanins).

III-3-1-Extraction des tanins

Les résultats obtenus par l'extraction des tanins par rapport à la matière sèche sont donnés dans la figure suivante :

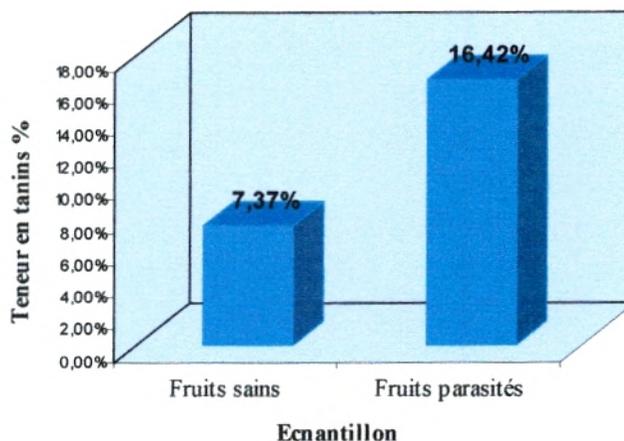


Figure 66 : Rendement en tanins dans les fruits sains et parasités chez l'olivier.

On remarque que le rendement en tanins chez les fruits parasités est important, il est plus de deux fois supérieur à celui des fruits sains.

III-3-2-Extraction des flavonoïdes

La teneur en flavonoïdes chez les fruits parasités est légèrement élevée par rapport à celle des fruits sains (**fig.67**).

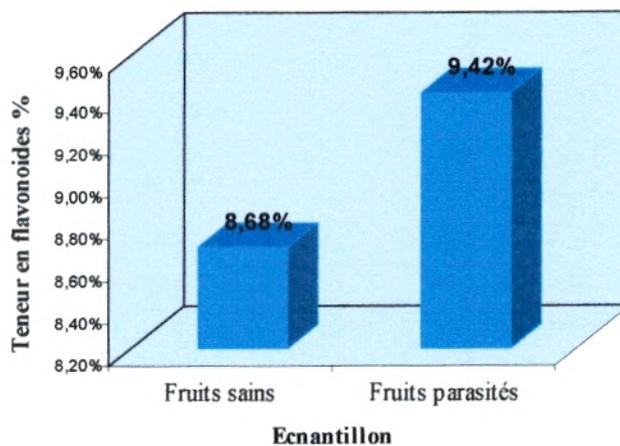


Figure 67: Rendement en flavonoïdes dans les fruits sains et parasités chez l'olivier.

III-3-3 Extraction des alcaloïdes

D'après la **figure 68**, la teneur en alcaloïdes chez les fruits sains est deux fois supérieure à celle des fruits parasités.

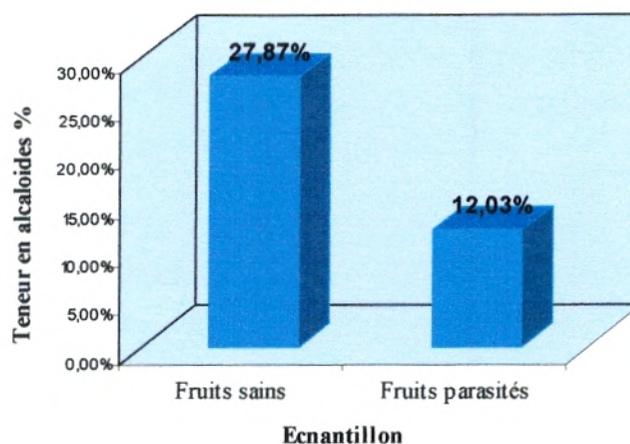


Figure 68 : Rendement en alcaloïdes dans les fruits sains et parasités chez l'olivier.

III-4-Dosage des polyphénols totaux

Avant d'effectuer le dosage des flavonoïdes et des tanins, nous avons jugé utile de quantifier tout d'abord les phénols totaux pour avoir une idée sur leur taux global dans notre matériel biologique.

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 pyrocatechol par gramme de l'extrait brut (E,B.) (fig.69).

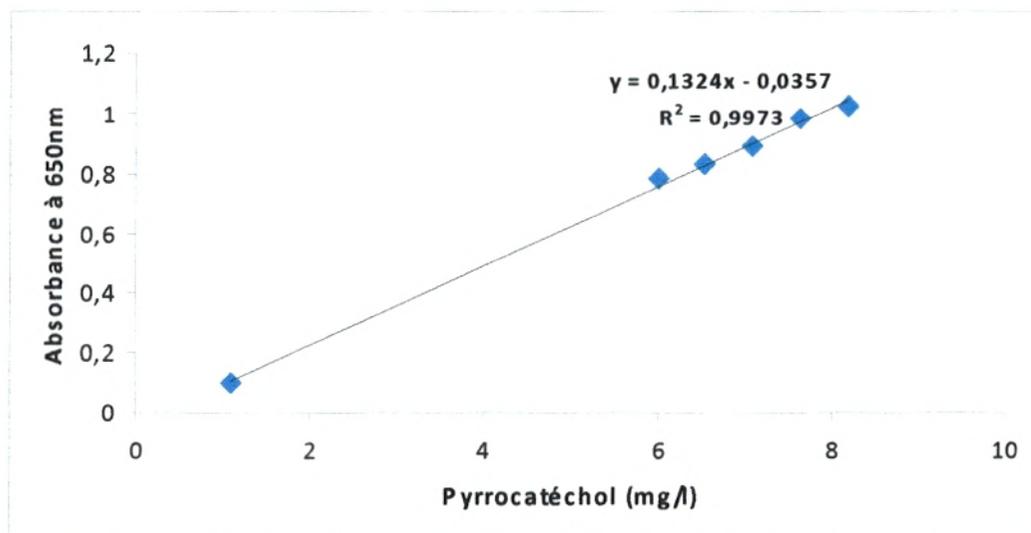


Figure 69 : Courbe d'étalonnage standard pour le dosage des polyphénols.

Les résultats des dosages sont regroupés dans le tableau ci-dessous.

Tableau 15 : Taux de polyphénols totaux au niveau de fruits d'olive sains et parasités.

Echantillons	Teneur des polyphénols totaux mg/g de E.B
Fruits parasités	0,868
Fruits sains	0,838

III-5-Dosage des tanins totaux

Le taux des tanins au niveau des fruits sains et parasités est calculé par une méthode indirecte, où l'on a dosé seulement les phénols simples.

Taux des tanins = Taux des polyphénols totaux - Taux des phénols simples

Le **tableau 16** ci-dessous donne les valeurs des taux des tanins.

Tableau 16: Taux des tanins totaux au niveau des fruits sains et parasités.

Echantillon	Teneur des polyphénols totaux mg/g de E.B	Teneur des phénols simples mg/g de E.B	Teneur des tanins totaux mg/g de E.B
Fruits parasités	0,868	0,712	0,156
Fruits sains	0,838	0,754	0,084

III-6-Dosage des flavonoïdes

Le taux des flavonoïdes a été calculé à partir de la courbe d'étalonnage (fig, 70) exprimé en milligramme équivalent de rutine par gramme de l'extrait brut (E.B.).

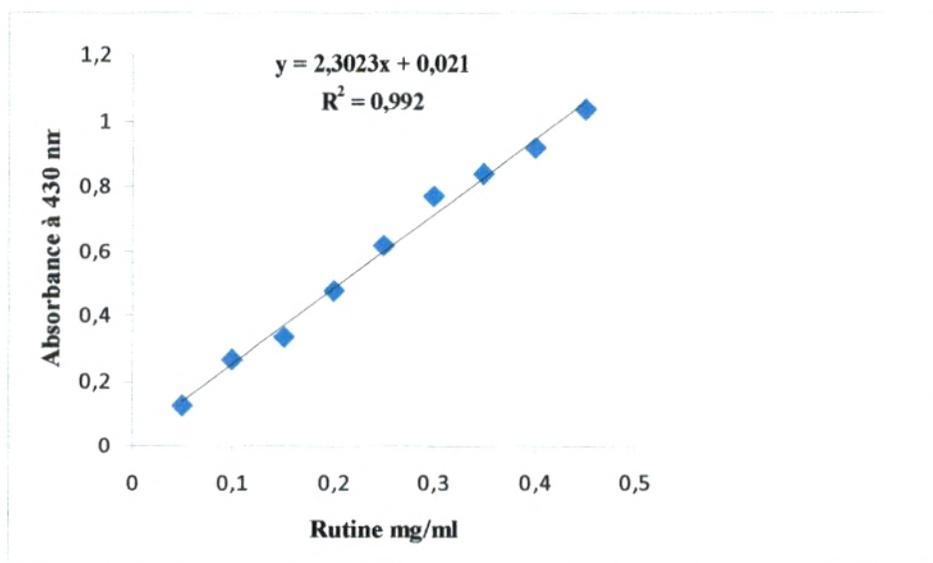


Figure 70 : Courbe d'étalonnage standard pour le dosage des flavonoïdes.

Les résultats des dosages sont regroupés dans le tableau suivant :

Tableau 17 : Taux des flavonoïdes au niveau des olives saines et parasitées

Echantillon	Teneur des flavonoïdes mg de rutine/g de E.B
Fruits parasités	70,85
Fruits sains	69,33

Nous constatons que les fruits attaqués ont un taux de flavonoïdes légèrement supérieur à celui des fruits sains.

III-7- Identification des composés phénoliques par C.C.M.

Pour une étude plus approfondie, nous avons essayé d'identifier ces composés phénoliques responsables de la réaction chimique de l'olivier. Pour cela nous avons effectué une chromatographie sur couche mince (fig. 71 et 72).

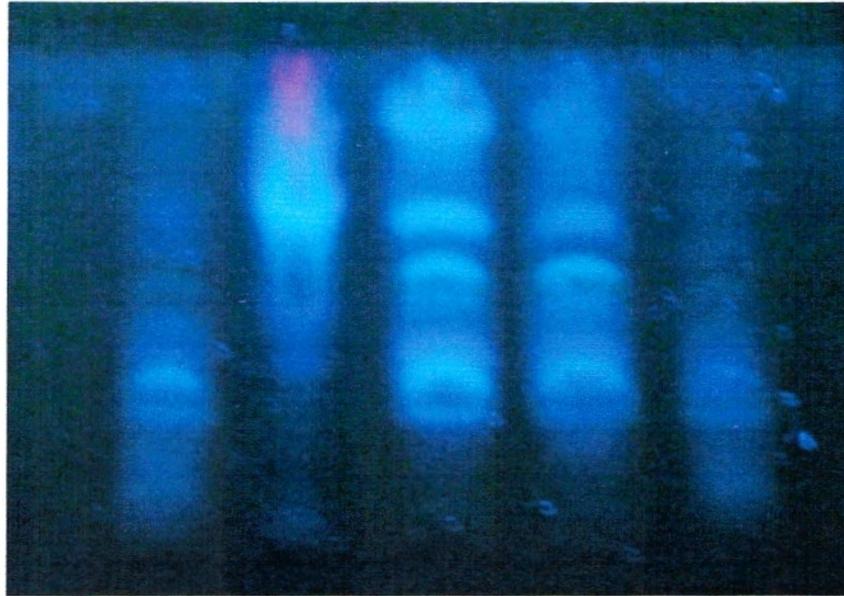


Figure 71 : Photos des plaques C.C.M pour les flavonoïdes chez l'olive.



Figure 72 : Photos des plaques C.C.M pour les tanins chez l'olive.

Les groupes identifiés des flavonoïdes avec leurs couleurs et leurs Rf, sont représentés dans les **tableaux 18 et 19**.

Tableau 18: Résultats de la C.C.M. pour les extraits des Flavonoïdes (Extrait N-butanol) chez le fruit d'olive.

Rf (cm)	Couleur sous UV 365 nm	Type de flavonoïde possible (Markham, 1982)
0.08	Jaune	Non identifié
0.16	Jaune	Flavonols
0.22	Jaune	Flavonols
0.37	Jaune	Non identifié
0.53	Violet	Flavones
0.68	Bleu	Acides phénols
0.72	Jaune	Flavonols
0.85	Bleu	Acides phénols
0.88	Violet	Flavonols

Tableau 19: Résultats de la C.C.M. pour les extraits des Flavonoïdes (Extrait Acétate d'éthyle) chez le fruit d'olive.

Rf (cm)	Couleur sous UV 365 nm	Type de flavonoïde possible (Markham, 1982)
0.68	Violet	Flavones
0.85	Jaune	Flavonols
0.88	Violet	Non identifié

Nous pouvons confirmer la présence de flavones, flavonols et acides phénols chez le fruit de l'olive, grâce aux travaux de **Markham (1982)**.

Tableau 20 : Résultats de la C.C.M. pour les extraits des tanins chez le fruit d'olive.

Rf (cm)	Couleur sous UV 365 nm
0.16	Jaune
0.12	Jaune
0.39	Violet
0.53	Jaune
0.68	Jaune
0.72	Jaune
0.83	Jaune
0.89	Jaune

Manque de références réalisées sur l'étude chromatographique (C.C.M) des tanins, nous n'avons pas pu comparer nos résultats obtenus du **tableau 20**.

CHAPITRE II : DISCUSSION

I- Etude entomologique

I-1 Etude de l'infestation des fruits par *Bactrocera oleae*

Les attaques de la mouche de l'olive *Bactrocera oleae* exprimées en fonction des dates, des orientations et des arbres échantillonnés montrent des variations très significatives.

Les piqûres et les trous de sortie sont les deux facteurs les plus représentatifs des infestations.

D'après nos résultats, nous remarquons un taux d'infestation relativement faible ; cela peut être expliqué par l'effet de différents facteurs.

Bernstein (1986) insiste sur l'influence des facteurs de l'environnement que sont la température, les précipitations, les vents, l'insolation, etc., sur la dynamique de l'insecte.

Selon **Duyck (2005)**, les principaux facteurs pouvant affecter la distribution chez les Tephritidae sont la température et l'humidité.

La température joue un rôle de facteur limitant pour les populations de *Bactrocera oleae* (**Arambourg, 1984 ; Amouretti et Cornet, 1985 ; Aguilera et al., 1999**).

Dans les années à extrême sécheresse de l'air et à température élevée (>33°C), la faible humidité de l'air détruit les œufs et les autres stades de développement (**Zuzié et Raguz, 2001 ; Maceljski, 2002**).

Bactrocera oleae a été longtemps considérée comme 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**).

Stancic et Bouzouane (1982) signalent que la température optimale pour l'évolution de *Bactrocera oleae* se situe autour de 20°C, l'activité de vol augmente au dessus de 14°C. Les températures supérieures à 30°C et inférieures à 12°C inhibent la ponte (**Arambourg, 1984**).

Tsitsipis et Abatzis (1980) ont observé que le temps de développement des œufs de la mouche de l'olive à 20°C pouvait augmenter de 84 à 102 heures lorsque l'humidité relative décroît de 100 à 75%.

La mouche de l'olive *Bactrocera oleae* exige un climat méditerranéen marqué par un hiver doux et un été sans chaleur excessive.

L'année d'étude, 2007, était sèche avec un hiver sec et doux et un automne aussi sec et chaud.

La période d'étude allant d'octobre à novembre était caractérisée également par des diminutions d'humidité, une absence totale de pluies et des températures élevées ; on a enregistré une absence des vents périodiques. Les arbres échantillonnés étaient sous un grand stress hydrique car ils n'étaient pas irrigués alors qu'il n'avait pas plu à cette période.

Donc on peut expliquer la diminution du taux d'infestation par les facteurs climatiques défavorables pour le développement de cet insecte. Les mêmes résultats ont été obtenus par **Afella et al. (1999)**, au Maroc ; où l'année était sèche avec un automne chaud.

De plus, le verger étant situé à une altitude basse de 610m, **Afella et al., (1999)** insistent sur l'influence de l'altitude sur le taux d'infestation, où les zones de faible altitude sont moins attaquées par *Bactrocera oleae* alors que **Gaouar et Debouzie (1991)** avaient montré l'inverse puisque les vergers situés près du littoral (Honaine et Remchi) étaient nettement plus infestés que ceux en altitude (Termini et Sebdo).

Les zones côtières sont nettement plus attaquées que celles situées à l'intérieur, dont l'altitude est plus élevée (**Delrio et Cavalloro., 1977 ; Jerraya et al., 1982 et Gaouar, 1996**).

Avec une période sèche et un verger oléicole non irrigué, les olives restent petites et moins attirantes pour la mouche de l'olive. En Egypte, **Donia et al., (1971)** ont remarqué que les variétés à petits fruits sont moins attaquées que les autres à gros fruits. A Tlemcen **Gaouar (1996)** a signalé le même phénomène.

Selon **Panagiotis et al., (2007)**, il a été signalé que la mouche de l'olive infeste plus de 90% d'olives non traitées or le verger n'a pas été traité pendant plusieurs années.

Les faibles infestations peuvent être dues aux soins culturaux appliqués dans le verger, comme la taille, l'irrigation et le labour du sol qui éliminent les pupes et les larves de la mouche, ce qui réduit fortement ses populations et par conséquent ses attaques (**Gaouar et Debouzie, 1991**) or notre verger d'étude manquait à l'évidence de tous les soins culturaux, donc les faibles infestations ne peuvent s'expliquer que par la baisse de rendement des arbres en olives due essentiellement à l'assolement et à la sécheresse qui ont sévi durant cette année.

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

- **Effet de l'arbre**

La couleur du feuillage, la forme de l'arbre et les caractères chimiques et physico-tactiles des olives attirent les mouches adultes et stimulent leur ponte (**Prokopy, 1977 ; Haniotakis et Voyadjoglou, 1978 ; Girolami et al., 1982**).

D'après nos résultats, il y a une hétérogénéité hautement significative des attaques de la mouche de l'olive entre les différents arbres échantillonnés. Ces résultats restent similaires avec les travaux antérieurs (**Gaouar, 1989 ; Belhoucine, 2003 et Gaouar M., 2003**) réalisés dans la wilaya de Tlemcen.

Les travaux de **Gaouar (1996)** ont montré un impact de l'arbre hautement significatif avec un effet de bordure très marqué qui a été attribué au fait que les mouches en déplacement sont interceptées en premier lieu par les arbres situés sur les bords du verger.

Fletcher (1987) et **Duyck (2005)**, attribuent cette différence d'infestation d'un arbre à un autre à la compétition intraspécifique, les mouches étant plus abondantes que leur ressource nutritive. La compétition intraspécifique la plus importante chez les Tephritidae concerne les femelles sur les fruits. Leur agressivité peut diminuer la fécondité et par conséquent la ponte des œufs, en encourageant les femelles matures à se disperser.

Un comportement de défense des sites d'oviposition par la femelle contre des femelles de la même espèce a pu être observé chez *Bactrocera dorsalis* (Shelly, 1999).

- **Effet de la date**

La date étant liée aux variations climatiques, et connaissant l'impact de ces derniers sur la biologie de tous les organismes vivants en général et sur les invertébrés en particulier, il est évident que les populations de la mouche de l'olive sont fortement influencées par ce facteur (Lamy, 1997).

Les résultats statistiques obtenus montrent une très forte influence des dates d'observation sur les taux d'infestation. Les nombres moyens des piqûres, des œufs et des larves diminuent progressivement jusqu'au dernier prélèvement ; nos résultats restent similaires à ceux de Gaouar (1989).

Par contre Hamach en 1985 à Bouira, montre une augmentation progressive de l'infestation au cours du temps jusqu'à atteindre son maximum juste avant la récolte.

Nos résultats pourraient s'expliquer par la sécheresse qui a persisté plus longtemps et par les phéromones répulsives déposées par la femelle lors de la ponte. Par ailleurs, les températures fortement variables enregistrées au cours de la saison fructifère ont entraîné des fluctuations dans la population de la mouche qui se traduisent par des variations dans l'attaque des fruits.

Selon Afellah et al., (1999), les fruits précoces sont les premiers attaqués en dégageant des substances biochimiques qui stimulent la ponte des femelles.

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).

Naâmani et al.,(1997) indiquent que la maturité croissante des fruits stimule l'activité des mouches, ce sont les mauvaises conditions climatiques qui l'inhibent.

- **Effet de l'orientation**

L'orientation a un effet très peu significatif pour le nombre de piqûres, des œufs et des trous de sortie ; Gaouar (1989 et 1996) a également montré que l'orientation n'a aucune influence sur le degré d'infestation dans la région de Tlemcen.

Hamach (1985) a signalé l'effet de l'orientation sur les attaques de la mouche d'olive, où les expositions sud et ouest étaient les plus attaquées.

Hassani (2005) et Selka (2007) ont observé une légère influence de l'orientation sur les attaques de *Ceratitis capitata* sur les oranges.

D'autres travaux antérieurs menés par Bateman et al., (1976) à Souss (Maroc) ont montré que l'exposition sud-est est celle qui est la plus attaquée par la cératite chez l'oranger.

I-2- Cycle biologique de *Bactrocera oleae*

Nos élevages menés au laboratoire confirment les faibles résultats précédents des taux d'infestation.

À partir des trois lots de 200 olives attaquées, on a obtenu un nombre de pupes trop faible avec une moyenne de trois pupes/lot.

Ceci s'explique par les piqûres stériles et la mortalité d'un grand nombre d'œufs en raison des conditions climatiques défavorables à leur développement.

On a enregistré un taux de mortalité larvaire de 00%, puisque le nombre des larves est faible, il n'existe pas de compétition intraspécifique. Selon **Bigler et Delucchi (1981a)**, la mortalité larvaire peut être due soit à la compétition intaspécifique, soit à l'attaque parasitaire du troisième stade larvaire soit aux conditions climatiques défavorables à leur développement.

La durée de pupaison varie de 16 à 20 jours, **Belhoucine (2003)** a trouvé une durée de nymphose variant de 17 à 47 jours dans le même laboratoire. Ces variations sont imputables aux conditions climatiques dont particulièrement la température puisque c'est le seul facteur qui varie lors de la mise en l'élevage.

Le taux de mortalité nymphale était de 25%. **Gaouar M. (2003)** a enregistré 91.67% de mortalité nymphale pour une durée de nymphose de 41 jours.

Les taux de mortalité importants peuvent être expliqués par la fréquence des basses températures qui peuvent dans certains cas être à l'origine du déclenchement de la diapause hivernale (**Wong et al., 1984 ; Meats, 1989**).

Les différents travaux menés à Tlemcen (**Gaouar, 1989 ; Gaouar, 1996 ; Hamidi, 2002 ; Belhoucine, 2003 et Gaouar M., 2003**) ont permis d'identifier la nature du parasite de *Bactrocera oleae* dans notre région, il s'agit d'un hyménoptère Braconidae appartenant à l'espèce *Opius concolor*.

Le taux de parasitisme était nul pour nos élevages. L'absence totale de parasites durant la période d'étude semble être liée au faible taux d'infestation provoqué par la population de l'hôte. Selon **Arambourg et Paralavorio (1974)**, les Chalcidiens ectophages suivent rapidement l'apparition des stades préimaginaux parasitables de *B. oleae* et demeurent présents durant toute la saison.

Neuenschwander et al., (1983) signalent aussi qu'aux environs de la fin de l'automne-hiver, le Braconide *Opius concolor* devient d'une abondance croissante dans les parties à grandes densités des hôtes ; et ce parasite disparaît aux faibles densités de son hôte.

Allemand et al., (1999) montrent qu'une forte pression larvaire dans un fruit induit une densité élevée de parasitoïdes et une importante mortalité larvaire.

Le faible taux de parasitisme pourrait être aussi expliqué par la sécheresse de cette année ; **Delanoue et Pralavorio (1977)** ont signalé que le développement larvaire de ce parasite nécessite une hygrométrie ambiante très élevée pour éviter la dessiccation des tissus contenus dans le puparium.

Ces résultats négatifs ne laissent espérer aucune lutte biologique naturelle dans notre région.

II- Etude phytochimique

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 Jones, 1996 ; Somssich et al., 1998 ; Nurenberger et al., 2004 ; Eulgem, 2005**).

Les composés phénoliques représentent l'un des moyens mis en œuvre par la plante pour lui permettre d'adapter sa physiologie et son métabolisme à la défense vis-à-vis de différentes agressions, qu'elles soient d'origine biotique ou environnementale (**Macheix et al., 2005**).

La capacité d'une espèce végétale à résister à l'attaque des insectes et des micro-organismes est souvent corrélée avec la teneur en composés phénoliques (**Rees et Harborne, 1985**).

Le ravageur *Bactrocera oleae* attaque précisément la pulpe des olives, c'est pourquoi nous l'avons choisie pour montrer le rôle des composés chimiques tels que les alcaloïdes, les flavonoïdes et les tanins, dans la stratégie de défense naturelle contre ce parasite.

L'eau est la partie la plus importante de la pulpe de l'olive, elle représente 70% à 75% du poids total (**Balatsouras, 1975**). Notre résultat a révélé un taux hydrique de 64,42%. Selon **Tandgan 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 conditions de croissance.

Les tests phytochimiques réalisés montrent la présence des métabolites secondaires (alcaloïdes, flavonoïdes et tanins) en grandes quantités. Selon **Balatsouras (1975)**, les tanins sont contenus dans l'olive à une concentration assez élevée représentant 1,5 à 2% du poids de la pulpe.

La pulpe est aussi riche en phénols totaux, le fruit sain contient 0.838mg/g de E.B. nos résultats restent similaires à ceux de **Vinha et al., (2005)** qui sont de 0.9mg/g.

La composition phénolique des fruits est étroitement liée à la variété (**Montedoro et al., 1989 ; Uceda et al., 1998 ; Brenes et al., 1999 ; Gomez-Alonzo et al., 2001**).

Les variations qualitatives et quantitatives des composés phénoliques peuvent être particulièrement marquées au cours de la vie de la plante (**Macheix et al., 1990**).

Le nombre de fruits influe aussi sur la quantité des polyphénols au niveau de la pulpe. Chez l'olive, il existe une concurrence intense entre les fruits pendant les premiers stades de leur développement (**Baratta et al., 1992**).

D'après les résultats de dosage, la teneur des fruits infestés en phénols totaux (0.868 mg/g) est plus élevée que celle des fruits sains (0.838 mg/g). Cela est expliqué par l'intervention de ces composés dans la défense contre les attaques parasitaires. Selon **Bourab (2000) et Rahioui et al., (2002)**, les composés phénoliques sont synthétisés suite à une agression pathogène.

En effet **Zouiten et al., (2001)**, ont montré que la sécrétion des composés phénoliques des jeunes pousses de l'olivier lors de la défense contre le psylle d'olive (*Euphyllara olivina*) augmente lors des attaques de ce ravageur.

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 champignons (**Bisignano et al., 1999 ; Furneri, 2002 ; Battinelli et al., 2006**).

L'oleuropéine qui est un composé spécifique de l'olivier qui est responsable de l'amertume de l'olive, lui permet également de se défendre contre l'attaque des germes (**Macheix et al., 1990**).

Concernant le taux des tanins, on remarque qu'il est plus élevé chez le fruit infesté (0.156mg/g) que chez le fruit sain (0.084mg/g).

Selon **Macheix et al., (2005)**, les tanins peuvent avoir une toxicité propre mais agissent généralement en interférant avec les protéines.

Les olives sont échantillonnées à l'état jeune, donc on peut supposer qu'ils réussissent à se défendre contre le parasite *B. oleae* par le taux élevé des tanins chez les fruits jeunes, car ils donnent un goût amer et une acidité élevée.

Macheix et al., (2005), trouvent que les tanins de nombreux fruits dont la teneur diminue au cours de la maturation, ont une très forte évolution de la capacité tanante.

Harborne et Williams (2000), ont montré une corrélation négative très nette entre la concentration des tanins et la fécondité du puceron (*Aphis croccivora*) qui se nourrit de la sève élaborée dans le phloème.

Pour les flavonoïdes, leur teneur est plus importante chez les fruits parasités (70.85 mg/g) que chez les fruits sains (69.33 mg/g), cela signifie que notre échantillon utilise également ce composé phénolique dans la résistance contre le phytophage *B. oleae*. **Rahioui et al., (2002)** confirment ce résultat, puisqu'ils montrent le rôle des flavonoïdes dans la résistance de l'olivier à la maladie de l'œil de paon.

Selon **Kofujita et al., (2004)**, les flavonones 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.

Contrairement aux tanins et flavonoïdes, la teneur des alcaloïdes est deux fois plus faible chez les fruits infestés (12.03%) que chez les fruits sains (27.87%).

D'après ces résultats, on peut dire que les alcaloïdes n'interviennent pas dans la stratégie de défense contre les attaques de *B. oleae*.

Donc les tanins interviennent en premier position pour la défense. Puis les flavonoïdes arrivent en second. 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.

Donc les métabolites secondaires, qu'ils soient constitutifs ou qu'ils s'accumulent à la suite de différents stress, jouent un rôle essentiel dans la défense contre les agressions et l'équilibre de la plante au sein de son milieu naturel et dans ses capacités d'adaptation.

L'analyse par C.C.M. des flavonoïdes a montré la présence de flavones, flavonols et acides phénols, ce qui justifie leur rôle dans la défense contre le phytophage.

L'ensemble de ces résultats prouve l'existence d'une défense biochimique des olives contre les attaques de la mouche de l'olive *Bactrocera oleae* grâce aux composés phénoliques.

Ce qui peut expliquer les faibles taux d'infestation au cours des prélèvements par les différents mécanismes de défense biochimique et les sécrétions des fruits lors des attaques parasitaires.

CONCLUSION GENERALE

L'étude de l'infestation des olives par *Bactrocera oleae* dans la région d'Oudjlida (Tlemcen) d'une part, ainsi que l'étude phytochimique du fruits sains et infestés de l'olivier d'autre part, ont permis d'obtenir un certain nombre de résultats qui ont servi à connaître la biologie et la répartition spatio-temporelle de ce ravageur, ainsi que la stratégie de défense biochimique de l'olivier face aux attaques de ce phytophage, qui permettront de préconiser une stratégie de lutte efficace.

L'étude entomologique est essentiellement basée sur les variations des infestations des olives par *Bactrocera oleae* en fonction des principaux facteurs (l'arbre échantillonné, la date d'observation et l'orientation).

Les taux d'infestations enregistrés durant la période d'étude montrent des variations très significatives selon les différents facteurs étudiés.

Les analyses statistiques montrent une variation peu significative selon l'orientation des fruits dans l'arbre. Une infestation plus marquée est notée vers le nord et l'est.

Pour la date d'observation, les taux d'infestations varient significativement. Ce facteur écologique a un grand impact sur la mouche. Ces variations temporelles correspondent à une augmentation des attaques durant les premières dates d'observation suivie d'une diminution progressive jusqu'à la fin des prélèvements.

La date est liée à l'incidence des facteurs climatiques exprimée par les variations de températures, précipitations, les vents et l'insolation fortement variables selon les dates.

Les taux d'infestations diffèrent aussi selon l'arbre échantillonné dans le verger ; cette différence revient au décalage phénologique entre les arbres d'un même verger et à leur position spatiale.

Les élevages ont permis de connaître les durées de développement larvaire et nymphal de la mouche, ainsi que les dates d'émergence des adultes, leur sex-ratio et leur longévité.

Lors de nos élevages menés au laboratoire, le parasitisme était nul à cause des faibles taux d'infestations.

Pour l'étude phytochimique, le traitement des résultats nous a permis de connaître et de comparer la composition chimique des fruits sains et celle des fruits attaqués par *B.oleae*.

La densité en micronutriments de l'olivier est de 0.838mg /g de phénols totaux chez les fruits sains et de 0.868mg/g chez les fruits infestés.

Les fruits sains contiennent 0.084mg/g de tanins et de 69.33mg/g de flavonoïdes. Les fruits parasités contiennent 0.156mg/g de tanins et 70.85mg/g de flavonoïdes.

Contrairement aux tanins et flavonoïdes, la teneur en alcaloïdes est deux fois plus faible chez les fruits infestés (12.03%) que chez les fruits sains (27.87%), car les alcaloïdes n'interviennent pas dans la stratégie de défense contre les attaques de *B. oleae*.

Ces résultats ont permis de montrer que l'arbre sécrète ces composés phénoliques pour se défendre contre les attaques de la mouche de l'olive.

Par ailleurs, l'analyse chromatographique sur couche mince a révélé la présence des acides phénols, des flavonols et des flavones.

Pour identifier ces composés, il sera intéressant d'approfondir l'étude 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 différents composés phénoliques sécrétés par l'olivier en réponse aux attaques de *Bactrocera oleae*, dont les dégâts sont très importants dans notre région pour proposer un schéma de lutte intégrée optimale, spécifique à notre région, afin de limiter l'emploi des insecticides qui sont onéreux avec un impact négatif tant sur la faune auxiliaire que sur l'environnement.

REFERENCES
BIBLIOGRAPHIQUES

- Afellah M.; Ben Hamidi I.; Hilal A.; Chemseeddine M., 1999. Répartition de l'infestation de la mouche de l'olive *Bactrocera 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*, 41,24-3094.
- Allemand M. F. ; Lemaitre C. et Bouletreau M., 1999. Dynamique des populations et interactions compétitives chez deux espèces *leptopilina*, parasitoïdes de drosophiles, dans la vallée du Rhône (Hymenoptera : Figitidae). UMR/CNRS 5558 Biométrie et biologie évolutive, Univ. C. Bernard-Lyon I, F- 69622 Villeurbanne cedex, France. *Ann. Soc. Entomol. Fr. (N.S)*, 35 (suppl.): 97-103.
- Al-Ahmad A. et Mosli N., 1993. An epidemiological study 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.
- Amouretti M ; Cornet G.,1985. Le livre de l'olivier, Ed.Edisud,161p.
- A.N.A.T., 2006. Agence Nationale pour l'Aménagement de Territoire, 2006.
- Angelini B., 1831- Oli insetti nocivi all'olivo. *Mem. Acc. Agr. Artie Comm.*, Verona, vol. 12.
- Anonyme, 2006. L'oléiculture en Algérie. *Medétérannen Agriculture*. E.108/Doc. N° 4.
- Arambourg Y., 1971. Quelques caractéristiques biologiques de *Dacus oleae*. *Conf. Int. DesTech. Oléic. Torremolinos*. Espagne, 14-19 Juin.
- Arambourg Y., 1984. La faune entomologie de l'olivier. *Olivae*, 4, 14-37.
- Arambourg Y., 1986 - Entomologie oléicole. Edité par le Conseil Oléicole International, Juan Bravo, Madrid, 360 p.
- Arambourg Y. ; Pralavorio R., 1970. Survie hivernale de *Dacus oleae* Gmel.,*Ann.Zool.Ecol.Anim.*,2,659-662.
- Arambourg Y. ; Pralavorio R., 1974- Les chalcidiens ectophages (Hym. Chalcidoidea) parasites de *Dacus oleae* Gmel. (Dipt.: Trypetidae). *Ann. Inst. Phytopath. Benaki*, 11, 30-46.
- Askew R. R., 1961. *Eupelmus urozonus* DALM. (Hym., Chalcidoidea) as a parasite in cynipid oak galls. *The Entomologist* 1961 ; 94 : 196-201.
- 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 5CEAO), Paris,319p.

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

-Bagnouls F. et 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.

-Balatsouras G. D., 1975. Processing black olives. Sem.Oléic. Int. Cordoue (Espagne), 6-17 Octobre 1975.

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

-Bateman M. A., 1976. Fruit flies. In: V.L. Delucchi (Ed), studies in biological control. Cambridge Univ. Press, Cambridge, pp: 11-49.

-Battinelli L.; Daniele C.; Cristiani M.; Bisignano G.; Saija A.; Mazzati G., 2006. In vitro antifungal and anti-elastase activity of some aliphatic aldéhydes 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., 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.

-Benabadji N., 1991. Etude phytoécologique de la steppe à *Artemiria inculta* au Sud de Sebdu (Oranie-Algérie).Thèse.Doc.Sciences.Univ.d'aix-Marsei11e3,St Jérôme,p219.

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

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

-Bernstein C., 1986. Détection de l'infection des facteurs de l'environnement sur la dynamique des populations d'insectes : une note sur les calcules de régression. *Acta OEcologia*, 6 : 389-394.

- Bestaoui K., 2001.** Contribution à une étude syntaxonomique et écologique des matorrals de la région de Tlemcen. Thé. Mag. Univ. Tlemcen. 174p.
- Bigler F., Delucchi V., 1981 a** - Ermittlung des präpupalen Mortalität der Olivernfliege, *Dacus oleae* Gmel. (Dipt. :Tephritidae), auf Oleastem und Kultivierten Oliven Z. ang Ent.,92, 343 - 363
- Bigler F., Delucchi V., 1981 b** - Wichtigste Mortalitätsfaktoren während der präpupalen Entwicklung der Olivenfliege, *Dacus oleae* Gmel (Dipt., Tephritidae), auf Oleastem und kultivierten Oliven in Westkreta, Griechenland. Z. ang. Ent., 92, 343-363.
- Bigler F., Delucchi V., Neuenschwander P., Mchelakis S., 1986** - Natural enemies of preimaginal stages of *Dacus oleae* Gmel. (Dipt.: Tephritidae) in Western Crete. Impact on olive fly populations. Boll. Lab. Ent. agr. Filippo Silvestri, 43, 79-96.
- Bisignano G.; Tomaino A.; Lo Cascio R.; Crisafi G.; Uccelle N.; Saija A., 1999.** On the in-vitro antimicrobial activity of oleuropein and hydroxytyrosol. J. Pharm Pharmacol, 51, 971-974.
- 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.
- Bourab K., 2000.** Bases biochimiques et cellulaires des interactions plante-pathogène dans le système chondruscrisques *Acrochaete operculata*. Doc.Univ.Paris 6.France.
- Brenes M.; Garcia A.; Garcia P.; Rios J. J.; Garrido A., 1999.** Phenolic compounds in Spanish olive oils. J Agric.Food Chem.;47:35-40.
- Bressan M.; Liberatore L.; D'Alessandro N.; Tounucci L.; Belli C.; Ranalli G., 2004.** Improved combined chemical and biological treatments of olive oil mill waste waters. Journal of Agricultural and Food Chemistry, 52, pp. 12228-1233.
- Breton C, 2006.** Adaptation et évolution de l'olivier et de l'oléastre dans diverses conditions d'isolement, de culture et d'environnement - Thèse.Doc.Etat, Univ. Aix-Marseille.
- Brossi A. et Suffness M., 1990.** The alkaloids-Antitumor bisindole alkaloids from *Caiharanthus roseus* L. Academic press, San Diego, vol.37.
- Bruneton J., 1999.** Pharmacologie-Phytochimie-Plantes médicinales. Tech.et Doc.Ed. Lavoisier (3° Edition). Paris.
- Buchanan B. B.; Grisse W. et Jones R. L., 2001.** Biochemistry & molecular biology of plants. Edited by Buchanan B. B; Grisse W; Jones R. L. American Society of Plant Physiologists, Rockville, Maryland.

- Caballero J.M.; Gantier ; 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.
- Cirio U.; Gherardini P., 1984. Egg dispersion and intraspecific larval competition in *Dacus oleae* Gmelin (Diptera:Trypetidae).Atti 4e Symposio dinamica popolazioni,parma,22'24 octobre 1981.153-165.
- Civantos Lopes - Valliata M., 2000 - Control des parasites et des maladies de l'olivier. Conseil oléicole international. Collection manuelle pratique, Madrid 207 p.
- Claridge M. F.; Walton M. P., 1992. The European olive and its pests management strategies. BCPC Mono-Research collaboration in European. IPM Systems, 52, 3-12.
- COI, 2002. Conseil international d'olive.
- COI, 2004. Conseil international d'olive.
- Conner R. N., 1981. Seasonal changes in woodpecker foraging patterns. the Auk 98: 562-570.
- 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.
- Dauguet J. C. ; Foucher J. P., 1982. Plants médicinales et phytothérapie.16 (3)., pp : 185-191.
- Dean F. M., 1963. Natural occurring Oxygen Ring Compounds, Butterworths. Londres.
- Debouzie D., 1989. Biotic mortality factors in Tephritid population. Sous presse.
- 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.1 I.Springer Verlag,berlin pp.263-282.
- Delanoue P. et Arambourg Y., 1965. Contribution à l'étude au laboratoire d'*Eupelmus urozonus* Dalm. Ann Soc Ent Fr 1965 ; 1 : 817-42 ; (N.S.).
- Delanoue P. ; Pralavorio R., 1977- Besoins en eau comparés de *ceratitis capitata* Wied et de son parasite interne *Opius concolor* Szepl. Durant la phase pupale de l'hôte. Bull. Soc. Zool. Agric., 1, 1-7.
- Delrio G.; Cavalloro R., 1977 - Reperti sul ciclo biologico e sulla dinamica di popolazione del *Dacus oleae* Gmelin in Liguria. Redia, 60, 211-253.
- 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-Ghadir M. F., 1971** - Number of generations and seasonal abundance of the olive fruit fly varieties to infestation. *Bull. Soc. Ent. Egypte*, 54, 201-209.
- Drew P., 1980** - Précis d'écologie. Ed. pres. Unive. France, Paris. 231 p.
- Drew R. A. L., 1989** - The tropical fruit fly (Diptera : Tephritidac) of the Australia. Oceanian region. *Memoirs of Queensland Museum*, 26 South Brisbane, Australia.
- DSA, 2008.** Direction des services agricoles de la wilaya de Tlemcen. Bilan campagne Oléicole, Tlemcen.
- Dubois G. E. ; Grosby G. A. et Saffron P., 1977.** Non nutritive Sweeteners: Taste structure relationships with for some new simple dihydrochalcones. *Science*. 195, 397-399.
- Duyck P. F., 2005.** Compétition interspécifique et capacités invasives. Le cas des Tephritidae de l'Ile de la Réunion. These .Doc. Univ. La Réunion., 93p.
- 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.
- Emberger L., 1952.** Le quotient pluviométrique. *CR.AC.SCI*.134.2508-2511.
- Erétéo F., 1982** - L'olivier. Ed. Lescaret. Paris, 64 p.
- Eulgem T, 2005.** Regulation of the Arabidopsis defence transcriptome. *Trends in Plant Science*, 10, 71-78.
- FAO (Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture).** *Olivae* N 54.
- FAO/IAEA., 2000.** Quantification of tannins in tree foliage. *FAO/IAEA. Working document* IAEA, Vienna.p26.
- F.A.O.STAT, 2006.** Food and Agriculture Organization of the United Nations. World olive.
- Féron M., 1963** - La lutte contre les insectes par les méthodes autocides. *Rev. Zoo. Agric.*, 4 (6).pp.1 -12.
- Fischer M., 1971.** World Opiinae (Hym. Braconidae). In : Delucchi V, Remaudière G, eds.

Index of entomophagous insects. Paris : Le François, 1971.

-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.

-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

-Gaouar A., 1980.Hypothèse et réflexions, sur la dégradation des écosystèmes forestiers dans la région de Tlemcen. For.Médit.2 (2),131-146.

-Gaouar A., 1989. Position phytodynamique du Diss. (*Ampelodesma mauritanicum*) et du Doum (*Chamoerops humilis*) à partir d'un diagnostic sol végétation. Sous presse.

-Gaouar M., 2003.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.Tlmcen.

-Gaouar N. et Debouzie D., 1991.Olive fruit fly, *Dacus oleae* Gmel. (Dipt.Tephritidae) damage in Tlemcen région, Algeria.J.Appl.Ent., 112,288-297.

-Gaouar N. et Debouzie D., 1995. Within tree vertical pattern in *Bactrocera oleae* (Gml.) (Diptera : Tephritidae) infestation and optimisation of insecticide application. J. Appl. Ent., 119, 262-289.

-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* (Gmi) à l'optimisation de son control dans la région de Tlemcen. Thèse.Doc.Etat, Inst.Boil., Univ.Tlmcen. 199p.

-Genduso P., 1981.Attuali conoscenze sulla lotta biologica controla mosca delle olive a mezzo di entomofagi. Inf.Tore filipatol. Pp. 57-59.

-Girolami V., 1982. Insect plant relation ships in olive fies: General aspects and new findings CES/IOBC symposium Athens, PP.258-267.

-Gomez J. A; Giraldez J. A. et 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.

-Guette C., 2005. Les alcaloïdes. Oncopharmacologie Centre de Lutte contre le Cancer Paul Papin. Angers.

-Hadi M., 2004. La quercétine et ses dérivés : molécules pro-oxydant ou capteurs de radicaux libres ; études et applications thérapeutiques. Thèse Présentée en vue de l'obtention du grade

- de Docteur en Sciences de l'Université Louis Pasteur Domaine : Pharmacochimie. 155p.
- Hamach M., 1985** - L' entomofaune de l'olivier dans la region d'Amour à Bouira et etude bio-écologique de *Dacus oleae* Rossi (Diptera-Tephritidae). Thèse d'ingénieur agronome, 79p.
- Hamidi K., 2002.** La lutte contre le ravageur de l'olive *Bactrocera oleae* (Gml.) (Diptera : Tephritidae) dans la region de Tlemcen. Thè. Ing. Univ. Tlemcen 78p.
- Hammond-Kosack K. E. et Jones J. D. G., 1996.** Résistance gene-dependent plant défense responses. *The Plant Cell*, 8, 1773-1791.
- Haniotakis G. E. et Avtzis N., 1977** - Mortality in *Dacus oleae* (Gmel) through infection with *Pseudomonas putida*. *Ann. Zool. Ecol. Anim.*, 9,299-311.
- Haniotakis G. E.; Voyadjoclou A., 1978** - Ovipositing regulation in *Dacus oleae* by various olive fruit characters. *Ent. Ex.appl.*, 24.pp : 187-192.
- Harborne J. B, 1973.** Phytochemical methods, London. Chapman and Hall, Ltd.Pp.49-188.
- Harborne J. B., 1988.** Introduction to Ecological Biochemistry, Académie Press, London, pp. 212-217.
- Harborne J. B., 1993.** The flavonoïds : Advances in research since 1986, Chapman and Hall, New York.
- Harborne J. B., 1995.** Plant polyphenols and their role in plant defines mechanisms.In: Polyphenols 94, Brouillard R, Jay M, Scalbert A, eds, INRA Editions, Paris, pp. 19-26.
- Harborne J. B. et Williams C. A., 2000.** Advances in flavonoid research since 1992, *Phytochemistry* 55, pp.481-504.
- Haslam E., 1989.** Plant Polyphenols.Vegetables tannins revisited, Cambridge University Press, Cambridge, and p230.
- Hassani F., 2003** - Etude compararive de l'infestation de trois variétés d'agrumes par *Ceratitis capitata* dans la région de Tlemcen. Thèse de magister, 103 p.
- Heil M.; Baumann B.; Andary C.; Lissenmair K. E. et 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
- Jerraya A ; Jardak T ; Khlif M ; Germazi T., 1982** - La mouche de l'olive *Dacus oleae* Gmel (Diptera - Tephritidae) et son impact sur la production oléicole dans la région de Sfax (Tunisie). *Ann. Inst. Nati. Agri. Tunisie*, 1 (1): pp 5 - 54.
- Kapatos E. T.; Fletcher B. C.; Pappas S.; Laudeho Y., 1977.** The release of *Opius concolor* and *O. concolor* var *siculus* (Hym : Braconidae against the spring generation of *Daus oleae* 'Dipt : Trypetidae) on Corfu. *Entomophaga* 22(3) : pp 295-270.
- Kapatos E. T.; Fletcher B. C., 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, naturel enemies and control. Vol. 3B. Ed by Robinson and Hooper. Amsterdam, Elsevier, pp. 185-191.

-Kofujita H.; Yaguchi M.; Doi N.; Suzuki K., 2004. A novel cytotoxic prenylated flavonoid from the root of *Morus alba*. Journal of Insect Biotechnooogy and Sericology 73,113-116.

-Lamy M., 1997. Les insectes et les hommes. Une encyclopédie du monde des iodes. Paris, Albin Michel. 415 p.

-Laudého Y.; Liaropoloulos C.; Louskas C., 1975. Etude au stade pupal de *Daus oleae* (Gemlau niveau du sol. Ann. Zool. Ecol. Anim. 7(2).265-268.

-Laudého Y.; Canard M.; Liaropoulos C., 1979.Etude de la phase hypogée de la population de *Dacus oleae* Gmel(Diptera-Tephritidae) chute, répartition et davenier des larves migrantes. Ann.Zool.ecol anim. ,11(1) 19-30.

-Liaropoulos C.; Canard M.; Laudeho Y., 1977 - Aptitude d'opius concolor (Hym. : braconidae) à parasiter *Dacus oleae* Gmel. (Dipt. : Trypetidae) à l'intérieur d'olive à différents stades de maturité. Pathol. Végét., 64, 112-125.

-Liaropoulos C.; Canard M.; Laudeho Y.; Louskas C., 1979 - Etude de la phase hypogée de la population de *Dacus oleae* Gmel. 2-Distribution et évolution hivernale des pupes dans le sol. Rev. Zool. Agr. Pathol. Végét., 77, 123-132.

-Longo S.; Benfatto D., 1982. Observations on olive fly (*Dacus oleae* Gmel).population dynamics in sicily.CEC/IOBC Sumposium-Athens,612-615.

-Louskas C.; Liaropoulos C.; Canard M.; Laudeho Y., 1980 - Infestation estivale précoce des olives par *Dacus oleae* Gmel. (Dipt. : Trypetidae) et rôle limitant du parasite *Eupelmus urozonus* Daim. (Hym., Eupelmidae) dans une oliveraie grecque. Z. ang. Ent., 90, 473-481.

-Louskas C., 1977. Étude de la biologie d'un parasite *Eupelmus urozonus* DALM. (Hym., Eupelmidae) en vue de son éventuelle utilisation contre *Dacus oleae* GMEL. (Dipt., Trypetidae) dans les oliveraies en Grèce. Thèse Université Paul Sabatier de Toulouse, 1977.

-Loussert R. et Brousse G., 1978. l'olivier. Ed.Maisonneuve et larosse, Paris. p 464.

-Lynn D. G. et Chang M., 1990. Phenolic signal in cohabitation: implications for plant development, Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol. 41, 1990, pp. 497-526.

-Maceljiski M, 2002. Poljoprivredna entomologija. Zrinski d.d, Cakovec.

-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.
- Maillard R., 1975** - L'olivier. Institut de vulgarisation pour les fruits, légumes et champignons. Paris, 147p.
- Makkar H. P. S. et 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.
- Manikas G.; Tsiroyannis V.; 1982** - Biological of *Dacus oleae* in Greece using parasite *Opius concolor* Szep. *Comm. Commun. Europ., INRA, Paris.:* 105-113.
- Markham K. R.; 1982.** Techniques of flavonoides identification. *Biological techniques series.* Ed. Treherme J.E et Rubery P.H. Academic press pl 13.
- Martin H., 1948** - Observations biologique et essais de traitements contre la mouche de l'olive (*Dacus oleae* Rossi.) dans la province de tarragone (Espagne) de 1946 à 1948. *Mm. Schweiz - entomol. Ges.,* 21, 361-402.
- 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.
- Meats A., 1989** - Abiotic mortality factors. Temperatures. In : Fruit flies. Their biology, natural enemies and control. Vol. 3B. Ed. by Robinson and Hooper. Amsterdam, Elsevier,-. 229-238.
- Mendil M. et Sebai A., 2007.** Aperçu sur le patrimoine génétique autochtone. Institut de l'arboriculture fruitière et de la vigne, Algérie. p 11-100.
- Michelakis S.; Neuenschwander P., 1981.** Etude des déplacements de la population imaginale de *Dacus oleae* Gmel. (Diptera : Tephritidae) en Crete, Grèce. *Acta Oecol./Oecol. Appl.,* 2, 127-137.
- Michelakis S.; Neuenschwander P., 1982.** Estimates of crop Tosses caused by *Dacus oleae* Gmel. (Dipt: Tephritidae) in Crete, Greece. *CEC/IOBC Sumposium/Athens/Nov,* pp.603-612.
- Mila I.; Scalbert A. et Expert D., 1996.** Iron withholding by plant polyphenols and resistance to pathogens and rots, *Phytochemistry* 42, pp. 1551-1555.
- Misirli A.; Kuden A.; Demir G. et Gulan R., 2001.** Determiration of phenolic compounds in some almond hybrids varying in resistance to *Pseudomonas amygdali*. In: AK B.E. (ed). 11 GREMPA Seminar on pistachios and almonds=11ème Colloque du GREMPA sur le pistachier et l'amandier. Zaragoza. CIHEAM- IMAZ. P. 71-86.

- Mol J.; Grote Wold E.; Koes R., 1998.** How genes paint flowers and seeds. Trends Plant Sci. 3, pp 212-217.
- Monastero S., 1968** - Nouvelle esperimentation à grande échelle de la lutte biologique contre *Dacus oleae* au moyen d'opius siculis Mon. en Sicile. Entomophaga, 13, 251-261.
- Montedero 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.
- Naâmani 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 Conférence on Area-Wide Control of Insect Pests:p.28.
- Neuenschwander P.; Michelakis S., 1979** - Mc Phail trap captures of *Dacus oleae* Gmel. (Dipt., Trypetidae) in comparison to the fly density and population composition as assessed by sondage technique in Crete, Greece. Bull. Soc. Ent. Suisse, 52, 343-357.
- Neuenschwander P.; Bigler F.; Delcchi V.; Michelakis S., 1983** - Natural enemy of primaginal stages of *Dacus oleae* Gmel. (Dipt., Trypetidae) in Western Crete. I-Bionimies and phenologie. Boll. Lab. Ent. Agr., 40, 3-32.
- Neuenschwander P.; Mechelakis S.; Kapatatos E., 1986** - Tephritidae*Dacus oleae* Gmel. Entomologie oléicole. C.O.I. Madrid 28006 Espagne, pp : 115-159.
- Nurenberger T.; Brunner F.; Kemmerling B.; Piater L., 2004.** Innate immunity in plants and animals: striking similarities and obvious différences. Immunological Reviews, 198, 249-266.
- Pagnol J., 1975.** L'olivier.Ed Aubanel, 95p
- Panagiotis J. ; Skourasl.; Margaritopoulos J. ; Seraphides N. ; Ioannides I. ; Kakani F. ; Mathiopoulos K. and Tsitsipisl A., 2007.** Organophosphate resistance in olive fruit fly, *Bactrocera oleae*, populations in Grece. Entomology and Agricultural Zoology, Department of Agriculture, Crop Production and Rural Environment, University of Thessaly, Greece.
- Pastre, 1991-** La lutte contre les ravageurs de l'olivier: dossier deltamétrine, Ed roussel. UCLA F, Paris, 119p.
- Prokopy R. J., 1977.** Stimuli influencing trophic relation in tephritidae .colloq.int.CNRS, Paris, 265, pp.305-336.
- Raggi V. et Armini M., 1966.** Alcuni caratteri morfologici e fisiologici dl cultivars d'olivo in relazione alla loro diversa resistenza a *Spilocaoa oleagina* (Cast) Hugh phytopathoi.Med.5,

167-174.

- Rahioui B.; Charafi J.; Boulouha B.; El Boustani Khadri B.; Elmiane ; El-Modafar C., 2002.** Rôle 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.
- Ramade R., 2003.** Eléments d'Ecologie. Ecologie Fondamentale. Ed. DUNOD, Paris. Pp.688.
- Rees S. B. et Harborne J. B., 1985.** The role of sesquiterpene lactones and phenolic in the chemical defence of the chicory plant. *Phytochem.* 24, 2225-2231.
- Rémésy C.; Manach. ; C. ; Demingné C. ; Texier O. et Régéat F., 1996.** Intert des flavonoïdes. *Med. et Nutr.*
- Rosseler Y., 1989 -** Fruits flies biology, naturel ennemis and control. Volume 3 B. Edited by A. S. Robinson and G. Hooper.
- Ruggieri G., 1946.** Nuova malattia dell olivo. *ital.agric.vol.83:369-372.*
- Sanchez 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.; Badens M. L.; Bleiolder H.; Hack H.; Meier U., 2002.** Phénological growth stages of olive trees (*Olea europea L.*). *Ann.Appl.Biol.* 151-157.
- Santos-Buelga C. et Scalbert A., 2000.** Proanthocyanidins and Tannins like compounds- Nature, Occurance, Dietary intake and effects on nutrition and health. *J.Sci.Food agric*, 80, pp :1094-1117.
- 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.
- Selka O., 2007.** Etude des infestations des fruits de *Citrus sinensis* var. *Sanguinelli* par *Ceratitis capitata* (Diptera : Tephritidae) et par la microflore pathogène dans la plaine d'Hennaya (Tlemcen). Thèse de magister, 123 p.
- Seltzer P., 1946.** Le climat de l'Algérie, *inst.meteor.et de phys.du globe, univ.alger.* 219p.
- 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 from California potatoes. *Phytopathology* 82: 6168.
- Sharaf N. S., 1980.** Life history of the olive fruit fly, *Dacus oleae* (Gmel) (Dipt., Tephritidae), and its damage to olive fruits in Tripolithania. *Z. ang. Ent.*, 89, 390-400.
- Shelly T. E., 1999.** Defense of oviposition sites by female oriental fruit flies (Diptera : Tephritidae). *Florida Entomologist*, 82, 339-346.
- Sigwalt 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.
- Snyder M., 1950.** Vegetative compatibility and pathogenicity of *Verticillium dahliae* isolates from California Olive. *Phytopathology* 151:451-455.
- 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.
- 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.
- Stancic J.; Bouzouane R., 1982** - Les insectes ravageurs de l'olivier, importance économique, biologie et lutte. Cours international de l'oléiculture, Alger, 5 p.
- Stavraki H.G., 1974** - Mortality of immature stages of *Dacus oleae* Gmel. (Dipt., Trypetidae) in two areas in Greece in the period 1969-1972. *Z. ang. Ent.*, 77, 210-217.
- Streeter M. N.; Hill G. M.; Wagner D. G.; Owens F. N. et Hibberd C. A., 1993.** Effect of bird-resistant and non-bird-resistant sorghum grain on amino acid digestion by beef heifers, *J. Anim. Sci.* Pp.1648-1656.
- Sylvestri 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.
- Sylvestri F., 1922.** État actuel de la lutte contre la mouche des olives. In : La lutte contre la mouche des olives dans les divers pays. Annexe au rapport de M. Francisco Bilbao y Sevilla, 6^e Assemblée Générale Inst. Int. Agric., 1922.
- Tandgan k.; Özcanb M. and Ünverb A., 2007.** Physical and chemical characteristics of five Turkish olive (*Olea europea L.*) varieties and their oils. *Food Engineer*, Ankara, Turkey

Grasas y Aceites, 58 (2), abril- junio, 142-147.

- Thioulouse J., 1985.** Structure spatio-temporelle en biologie de populations d'insectes. Application à l'étude de l'altise du colza (*Psylliodes chrisocephala* L.): résultats méthodologiques et biologique. Thèse de troisième cycle, Univ Cl. Bernard, Lyon.
- Tjamos E. C.; Graniti A.; Smith L. M. and Lamberti F., 1993.** Conférence on olive diseases EPPO, 365 -550.
- 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., 1987.** Phannacognosy. Billiare. Tindall. London 13 Edn; pp: 61-62.
- Tsitsipis J. A. et Papanicolaou E. P., 1977.** Pupation depth artificially reared olive fruit flies *Dacus oleae* (*D. T*), as affected by sveral physical characteristics of the substrates. Ann.Zool.Ecol.Anim.11 (1), 31-40.
- Tsitsipis J. A. et Abatzis C., 1980.** Relative humidity effects, at 20-degrees, on eggs of the olive fruit fly, *Dacus oleae* (Diptera, Tephritidae), reared on artificial diet. Entomologia Experimentalis et Applicata, 28: 92-99.
- Tzanakakis M. E., 1989- *Dacus oleae* small-sacale rearing.** In : Fruit flies. Their biology, naturel enemies and control. Vol. 3B. Ed by A.S. 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 mots of banana infected by the burrowing nematode *Radopholus similis*. Phytopathology. Vol. 88, n°11, pp. 1141-1148.
- Vance C. P. Kirk T. K. et Sherwood R. T., 1980.** Lignification as a mechanism of disease resistance, Annu. Rev. Phytopathol. Pp, 259-288.
- 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
- Winkel-Shirley B., 2001.** Flavonoid biosynthesis: A colorful model for genetics, biochemistry, cell biology, and biotechnology. Plant Physiol. 126,pp 485-493.
- Wong T. T. Y.; Mochizuki N.; Nishimoto M., 1984** - Seasonal abundance of the Medeterranean Oriental Fruit flies (Dipt., Trypetidae) in the Kula area of Maui, Hawaii. Environ. Entomol., 13, 140-145.
- Yu Z.; Dahlgren R. A., 2005.** Evaluation of methods for measuring polyphenols in copper foliage. J.Chem.Ecol.26:2119-2140.
- Zachos D.G., 1963.** La verticilliose de l'olivier en Grèce. Ann. Inst. Phytopathol. Benaki (N,S.) 5:105-107.
- Zeljan M et 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.
- Zervas G. A., 1982.** Sexual and reproductive maturation in wild and lab cultured olive fruit flies *Dacus oleae* (Gml) . CEC/IOBC. Symposium/ Athens /Nov 1982. pp 429-438.
- Ziouti A, el Madafar C, Boustani E, 1998.** Rôle des composés phénoliques du palmier dattier (*Phoenix dactylifera L*) dans sa défense contre le bayoud (*Fusarium oxysporum F.sp. albedinis*). Université Cadi Ayad, Maroc.
- Zouiten N. Ougass Y. et el Hadrami L., 2001.** Le psyle de l'olivier: Etats des connaissances et perspectives de lutte. Cahiers d'étude et de recherche francophones. Vol 10 (4). Pp 225-232.
- Zuzié I; Raguz F., 2001.** Prirucnik za maslinare - Manuale per olivicoltori. Ened, Vodnjan.

LISTE DES TABLEAUX ET DES FIGURES

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 01 : Composition chimique des olives: statistiques sur les valeurs moyennes de 60 variétés françaises :	06
Tableau 02 : Les principales variétés d'olives dans les pays méditerranéens :	10
Tableau 03 : Statistiques moyennes annuelles sur 2000/2006 pour l'huile d'olive et les olives de table :	11
Tableau 04 : Bilan campagne oléicole 2007-2008 (DSA, 2008) :	12
Tableau 05 : Les principaux insectes ravageurs de l'olivier :	17
Tableau 06 : Cordonnées du station météorologique de référence :	45
Tableau 07 : Régime saisonnier des précipitations pour la période (1990-2004) :	45
Tableau 08 : Taux moyen d'infestation par olive pour toutes les variables :	65
Tableau 09 : Coefficients de corrélation entre les différentes variables étudiées :	75
Tableau 10 : Durée de pupaison :	79
Tableau 11 : Taux de mortalité :	79
Tableau 12 : Sex-ratio :	80
Tableau 13 : Taux de parasitisme :	80
Tableau 14 : Résultat des tests phytochimiques :	82
Tableau 15 : Taux de polyphénols totaux au niveau de fruits d'olive sains et parasités :	84
Tableau 16 : Taux des tanins totaux au niveau des fruits sains et parasités :	84
Tableau 17 : Taux des flavonoïdes au niveau des olives saines et parasitées :	85
Tableau 19 : Résultats de la C.C.M. des tanins :	87
Tableau 20 : Résultats de la C.C.M. des Flavonoïdes (n-butanol) :	87
Tableau 21 : Résultats de la C.C.M. des Flavonoïdes (acétate d'éthyle) :	87

LISTE DES FIGURES

Figure 01 : Arbre de l'olivier :	04
Figure 02 : tronc de l'olivier :	04
Figure 03 : Feuilles et fruits de l'olivier :	04
Figure 04 : Fruits de l'olivier :	04
Figure 05 : Fruits de l'olivier :	04
Figure 06 : Schéma d'une fleur d'olivier :	05
Figure 07 : Schéma d'un fruit d'olive :	06
Figure 08 : Aire de répartition de l'olivier dans la Wilaya de Tlemcen :	13
Figure 09 : L'oeil de paon :	16
Figure 10 : Chancre bactérien sur Olivier :	16
Figure 11 : La fumagine de l'olivier.	16
Figure 12 : <i>Prays oleae</i> (Mines larvaires sur feuilles d'Olivier) :	19
Figure 13 : <i>Saissetia oleae</i> (Femelles adultes sur Olivier) :	19

Figure 14 : <i>Euphyllura olivin</i> (Sécrétions et dégâts sur les boutons floraux) :	19
Figure 15 : <i>Resseliella oleisuga</i> (Adulte sur pousse d'Olivier) :	19
Figure 16 : <i>Resseliella oleisuga</i> (Larve sous l'écorce d'un rameau d'Olivier) :	19
Figure 17 : Olive coupée montrant l'oeuf et la blessure de ponte :	21
Figure 18 : Jeune asticot :	21
Figure 19 : Les pupes sous l'arbre à 10cm de profondeur :	21
Figure 20 : <i>Bactrocera oleae</i> (mâle) :	21
Figure 21 : <i>Bactrocera oleae</i> (femelle) :	21
Figure 22 : Cycle de développement de <i>Bactrocera oleae</i> :	24
Figure 23 : <i>Opius concolor</i> :	27
Figure 24 : Piqûre de ponte :	29
Figure 25 : Trou de sortie d'un adulte :	29
Figure 26 : Signaux environnementaux de nature physique, chimique ou botanique, pouvant affecter la croissance et le développement des plantes :	34
Figure 27: Structure de La morphine :	36
Figure 28: Structure de la caféine :	36
Figure 29: Squelette de base des flavonoïdes :	37
Figure 30: Structure de tanin hydrolysable (Acide gallique) :	39
Figure 31: Structure de tanin condensé (flavone) :	39
Figure 32 : la station d'étude :	42
Figure 33: Situation géographique de la wilaya de Tlemcen :	43
Figure 34: Situation géographique d'Oudjlida :	44
Figure 35 : Valeurs moyennes mensuelles de la pluviométrie (mm) de 1990 à 2004 enregistrées à la station de Saf-Saf :	46
Figure 36: Variations des températures moyennes mensuelles de 1990 à 2004 de la station météorologique de Saf-Saf :	46
Figure 37: Diagramme ombrothermique de la période 1990-2004 de la station de Saf-Saf :	47
Figure 38: Climagramme d'Emberger pour la région de Saf-Saf de la période allant de 1990 à 2004 :	49
Figure 39: Plan de travail :	54
Figure 40 : Diagramme des tests phytochimiques :	57
Figure 41: Système d'extraction au Soxhlet :	58

Figure 42 : Schéma général d'identification des composés phénoliques (C.C.M) :	64
Figure 43 : Variation du nombre moyen de piqûres en fonction des arbres :	66
Figure 44: Variation du nombre moyen de piqûres en fonction des dates :	67
Figure 45 : Variation du nombre moyen de piqûres en fonction des orientations :	68
Figure 46 : Variation du nombre moyen des œufs en fonction des arbres :	69
Figure 47: Variation du nombre moyen des œufs en fonction des dates :	70
Figure 49 : Variation du nombre moyen des larves en fonction des arbres :	71
Figure 50 : Variation du nombre moyen des larves en fonction des dates :	71
Figure 51: Variation du nombre moyen des larves en fonction des orientations :	72
Figure 52: Variation du nombre moyen de trous de sortie en fonction des arbres :	73
Figure 53 : Variation du nombre moyen des trous de sortie en fonction des dates :	74
Figure 54: Variation du nombre moyen des trous de sortie en fonction des orientations :	74
Figure 55 : Courbe de régression relative à la relation des piqûres et les arbres :	75
Figure 56 : Courbe de régression relative à la relation des œufs et arbres :	76
Figure 57 : Courbe de régression relative à la relation des larves et arbres :	76
Figure 58 : Courbe de régression relative à la relation des trous de sortie et les arbres :	77
Figure 59 : Variation du nombre moyen de piqûres et d'œufs par arbre :	77
Figure 60: Variation du nombre moyen des œufs et des larves par arbre :	78
Figure 61: Variation du nombre moyen des larves et des trous de sortie par arbre :	78
Figure 62 : Variation du nombre moyen des trous de sortie et des piqûres par arbre	78
Figure 63: Taux de mortalité nymphale pour <i>Bacrocera oleae</i> :	79
Figure 64: Taux de sex-ratio de <i>Bacrocera oleae</i> :	80
Figure 65: Taux de matière sèche du fruit d'olive :	81
Figure 66 : Rendement en tanins dans les fruits sains et parasités chez l'olivier :	82
Figure 67: Rendement en flavonoïdes dans les fruits sains et parasités chez l'olivier :	83
Figure 68 : Rendement en alcaloïdes dans les fruits sains et parasités chez l'olivier :	83
Figure 69 : Courbe d'étalonnage standard pour le dosage des polyphénols :	84
Figure 70 : Courbe d'étalonnage standard pour le dosage des flavonoïdes :	85
Figure 71 : Photos des plaques C.C.M pour les flavonoïdes chez l'olive :	86
Figure 72 : Photos des plaques C.C.M pour les tanins chez l'olive :	86

ANNEXES

Annexe 01 : Variétés Algériennes de l'olivier.

variété	Diffusion	Utilisation	Rdt huile en %
Abani	restreinte	huile	16 à 20
Aberkane	restreinte	double aptitude	16 à 20
Aaleh	restreinte	huile	18 à 22
Aghchren d'el Ousseur	restreinte	double aptitude	16 à 20
Aghchren de Titest	restreinte	double aptitude	14 à 18
Aghenfas	restreinte	double aptitude	16 à 20
Agrarez	restreinte	double aptitude	16 à 20
Aguentaou	restreinte	double aptitude	16 à 20
Aharoun	restreinte	double aptitude	18 à 22
Aimel	restreinte	huile	18 à 22
Akerma	restreinte	double aptitude	18 à 22
Azeradj	10 % de la surface oléicole	double aptitude	24 à 28
Blanquette de Guelma	Nord-Est Constantinois	huile	18 à 22
Bouchouk Guergour	restreinte	double aptitude	22 à 26
Boucok Lafayette	restreinte	double aptitude	22 à 26
Bouchouk Soummam	Vallée Oued Soummam	double aptitude	22 à 26
Boughenfous	restreinte	huile	22 à 26
Bouichret	Association avec aharoun et chemlal	huile	20 à 24
Boukaila	restreinte	huile	16 à 20
Bouricha	restreinte	huile	18 à 22
Chemlal	40 % du verger oléicole Algerien	huile	18 à 22
Ferkani	Région des Aures	huile	28 à 32
Grosse du Hamma	restreinte	double aptitude	16 à 20
Hamra	Nord Constantinois	huile	18 à 22
Limli	8 % du verger oléicole Algerien	huile	20 à 24
Longue de Miliana	Khemis Miliana–Cherchell-Littoral Tenes	double aptitude	16 à 20

Mekki	restreinte	huile	12 à 16
Neb Djemel	restreinte	huile	16 à 20
Ronde de Miliana	restreinte	double aptitude	16 à 20
Rougette de Mitidja	restreinte	huile	18 à 20
Sigoise	25 % du verger oléicole Algerien	double aptitude	18 à 22
Souidi	Locale (Khenchla)	huile	
Tabelout	restreinte	huile	20 à 24
Tefah	restreinte	double aptitude	18 à 22
Takesrit	Basse vallée de la Soummam	huile	16 à 20
Zeletni	restreinte	huile	14 à 18

Source : ITAFV 2006 catalogue des variétés Algériennes de l'olivier.

Annexes

Annexe 02 : Valeurs moyennes mensuelles et annuelles de la pluviométrie (mm) de 1990 à 2004 enregistrées à la station météorologique de Saf-Saf.

Mois Année	Janvier	Février	Mars	Avril	Mai	Juin	Juillet	Août	Septembre	Octobre	Novembre	Décembre
1990	149,8	0	20,9	73,2	45,5	9,3	3,7	0,9	15,7	26,2	48,3	76,8
1991	22,2	70,9	190	25,2	28,6	1,9	1,8	0,2	43,3	80	23	39,8
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
Moyennes	65,27	48,95	60,20	41,03	39,45	8,27	1,49	5,06	19,48	37,57	51,51	46,76

Annexes

Annexe 03 : Valeurs moyennes mensuelles et annuelles de la température (C°) de 1990 à 2004 enregistrées à la station météorologique de Saf-Saf.

Mois Année	Janvier	Février	Mars	Avril	Mai	Juin	Juillet	Août	Septembre	Octobre	Novembre	Décembre
1990	8.75	13.6	14.25	13.45	17.75	22.7	25.85	26.15	26.25	18.35	13.8	9.35
1991	9.2	8.85	12.55	11.42	16.05	12.15	26.3	18.2	24.1	16.1	13.05	10.9
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
Moyennes	9,89	11,44	13,18	14,6	17,55	22,21	25,83	26,19	22,26	18,89	14,5	11,47

Annexe 04 : 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 ¹ E ²	
Totaux	pn-1	SCT		

$$\text{Avec : } SCA = \sum iJ(x_j - \bar{x})^2$$

$$SCE = \sum iJ(x_{ij} - \bar{x}_i)^2$$

$$SCT = \sum iJ(x_{ij} - \bar{x})^2$$

$$\text{Et } S^1 A^2 = SCA/(P-1)$$

$$S^1 E^2 = SCE/(P(p-1)) \quad F_{od} = \frac{S^1 A^2}{S^1 E^2}$$

Annexe 05 : Coefficient de corrélation

$$R = \frac{\sum (x - \bar{x})(y - \bar{y})}{n\sigma_x\sigma_y} = \frac{Cov(x, y)}{\sigma_x\sigma_y}$$

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 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 :

$$T = \frac{R}{\sqrt{1-R^2}} \sqrt{n-2}$$

H₀ : r = 0 Selon une loi de Student à (n-2) ddl.

Annexe 06 : droite de régression

$$\bar{y} = b(\bar{x} - \bar{x})$$

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 :

$$b = \frac{\sum (x - \bar{x})(y - \bar{y})}{\sum (x - \bar{x})^2} = \frac{Cov(x, y)}{\sigma_x^2}$$

Annexe 07: Préparation des réactifs :

1-Réactifs de Mayer :

Dissoudre 1.358 g de Hg Cl₂ dans 60ml d'eau distillée ;

Dissoudre 5g de KI dans 10ml d'eau distillée ;

Mélanger les deux solutions puis ajuster le volume total à 100ml d'eau distillée.

2-Réactifs de Wagner :

Dissoudre 1.2g d'iode I₂ dans 50ml d'eau distillée contenant 2.5g de iodure de potassium KI ;

Chauffer pendant 5 minutes puis diluer jusqu' à 500ml d'eau distillée.