الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
RÉPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET POPULAIRE

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

جامعة الدكتور يحي فارس
Université docteur Yahia Fares

Faculté des sciences agronomiques

Mémoire

En vue de l'obtention du diplôme de Master

Département des sciences de la nature et de la vie

Option : Phytopathologie

Thème

Effets des extraits aqueux et méthanolïques sur Les nématodes a galles du genre meloidogyne

Présentée par : DAHAM M.et TCHAKMAKDJI M.

Jury :

Président : KIRAWANI A	(M.A.A)	U.MEDEA
Promotris : CHAOUATI K	(M.A.A)	U.MEDEA
Examinateurs : TCHAKER F	(M.A.A)	U.MEDEA
SAFIDDINE F	(M.A.A)	U.MEDEA

Promotion 2017/2018

Remerciements

En premier lieu je remercie ALLAH. Le tout puissant de m'avoir donné le courage, la volonté et la santé pour réaliser ce travail.
A tous ceux qui m'ont aidé durant l'élaboration de ce travail, j'exprime ma profonde reconnaissance.

Mes remerciements iront également à Monsieur **BABAALI Djaafar**. *Docteur à l'Ecole Nationale Supérieure Agronomique d'El-Harrach.Ses grandes qualités scientifiques et ses compétences ont contribué largement dans l'élaboration de ce manuscrit et dans mon enrichissement personnel et professionnel. Je le remercie également de m'avoir enseigné dans la bonne humeur, la pratique des sciences et la rigueur au travail. Je garderai toujours le souvenir de votre enseignement et de votre humanité.Sans oublier son collègue Dr. ZAIDAT Sabri qui n'a cessé de nous apporter de l'aide durant la réalisation de ce travail.*

Je tiens à exprimer mon entière gratitude et mon profond respect à Mme. **CHAOUATI K**. *d'avoir accepté la direction de ce travail.*

J'ai l'immense plaisir d'adresser mes plus sincères remerciements :

*Au Monsieur***KIRAWANI A** *(MAA) Pour ses encouragements, ses conseils très positifs et pour l'honneur qui me fait de présider le jury.*

*Aux(MAA) Mme***TCHAKER F**. *d'avoir accepté d'examiner ma thèse.*

Aux(MAA) Mme **SAFIDDINE F**. *d'avoir accepté d'examiner ma thèse.*

Tous les enseignants et les étudiants du Département (SNV) pour leurs conseils et leur soutien moral. Plus particulièrement ATALEB Fella Pour ses précieux conseils et encouragement. Pour Son aide et son orientation. Et pour sa disponibilité qu'elle n'a cessé de m'accorder durant toute la durée de ce travail.

DEDICACES

Je dédie ce modeste mémoire :

*A **MES PARENTS** m'ont beaucoup soutenues dans les épreuves de ma vie, ses inestimables sacrifices, ses efforts consentis dans le souci de ma réussite.*

A mes chères frères

A mes chères sœurs

*A ma grand mère : **MBARKA***

A mes oncles

A mes cousins et cousines

*A mes chères amis : **Amine med, zohir, Mohamed M et M, Ben Youcef, Ghano, Hamza B, Hama, Youcef et Ahmed Y ,Abdo zn***

A toutes les personnes que j'aime

Mohamed berber

Figure 01: juvéniles du 2ème stade d'un *Meloidogyne* vues sous la loupe binoculaire (taille=0.2mm) ……..3

Figure 02: Morphologie d'une femelle de *Meloidogyne spp*……3

Figure 03: le male de *Meloidogyne spp*...……..3

Figure 04: Cycle de développement de *Meloidogyne spp*…….5

Figure 05 : dégâts sur racines de tomate, carottes, concombre, laitue, tomate en serre……....6

Figure 06: Taxue baccata……..……...13

Figure 07: Chatons mâles et Fruits (arille) (Guechoud I, 2014)…...……...13

Figure08: Carte de répartition de Taxus baccata en Algérie (Hamidouche et al., 2013)…….14

Figure 09: séchage de feuille taxus baccata…….24

Figure 10: agitation et filtration.. ……....25

Figure 11:Evaporation rotatif…….……..26

Figure 12: Racine de tomate infestée par les *Meloidogyne*(région Staoueli)…….27

Figure 13: Larves de Meloidogine vue au microscope optique(GR×10) du (J2) (Original).27

Figure 14: Entonnoir de Bearmann (original)…….29

Figure 15: Larves de *Meloidogine* dans 1 ml d'eau sous loupe binoculaire (original)……..30

Figure 16: Les blocs traités et le bloc témoin dans des boites de Pétri……...31

Figure 17 : Droite de régression des probits à différentes concentrations utilisées del'extrait méthanolique sur les juvéniles (J_2) de *Meloidogyne*…….36

Figure 18 : Droite de régression des probits à différentes concentrations utilisées de l'extrait. aqueax sur les juvéniles (J_2) de *Meloidogyne*……...37

Figure 19 : Droite de régression des probits à différents temps d'exposition de l'extrait méthanolique sur les juvéniles (J_2) de *Meloidogyne spp.*,……39

Figure 20 : Droite de régression des probits à différents temps d'exposition de l'extrait aqueux sur les juvéniles (J_2) de *Meloidogyne spp.*……..40

Tableau 01 : Effet d'extrait méthanolique et d'extrait aqueux sur la mortalité des juvéniles (J_2) de *Meloidogyne spp,*.……34

Tableau 02 : Résultats des DL50 pour la mortalité des juvéniles de *Meloidogynespp.,*…….35

Tableau 03 : Résultats des TL50 pour la mortalité des juvéniles de *Meloidogyne spp,*……..38

Tableau 04 : Coefficients d'ajustement (extrait méthanolique et extrait aqueux)……...41

Tableau 05 : Evaluation de la valeur de l'information apportée par les variables [H_0 = Y = Moy (Y)]. (extraitméthanolique et extrait aqueux)……..…....41

Tableau 06 : Tukey (HSD)/ Analyse des différences entre les groupes avec un intervalle de confiance de 95,00% (extrait méthanolique et extrait aqueux)……..42

Tableau 07 : Classement des groupes homogènes des moyennes des pourcentages de mortalité des larves de *Meloidogynespp.,* par l'extrait par rapport aux différentes doses (extrait méthanolique et extrait aqueux) ……...43

Tableau 08 : Classement des groupes homogènes des moyennes des pourcentages de mortalité des larves de *Meloidogynespp.,* par l'extrait par rapport aux temps d'exposition (d'extrait)……...……43

Liste des abreviations

Agro : Agronome et agronomique.

Ed : Edition.

ENSA : Ecole nationale supérieur d'agronomie.

Ha : hectare

Ing : Ingénieur.

I.T.C.M.I : Institut technique des cultures maraichères.

Inst : Institut.

L1 : Larve 1er stade.

L2 : Larve de 2eme stade.

***J*2 : Juvénile** 2

Mém : Mémoire.

Nati : National.

Nbr : Nombre.

Sp : Espèce.

° C : Celsius.

Tab : Tableau.

Ml : Mililitre.

µm : Micrométre.

I.G : indice de galles.

g : gramme.

Ex : extrait.

Méth : méthanol.

Aque : aqueux.

TL_{50} : temps létale à partir duquel on obtient également 50 % de mortalité.

DL_{50} : dose létale à partir de laquelle on obtient 50 % de mortalité.

D1a : dose 1 d'extrait aqueux.

D1m : dose 2 d'extrait méthanolique.

Sommaire

Remerciements …… A

Dédicace …… B

Liste des figures …… C

Liste des tableaux …… D

Liste des abréviations…… E

INTRODUCTION……... 1

Première partie : Analyse bibliographiques

Chapitre I: Généralités sur les nématodes du genre *Meloidogyne spp.*, ……. *2*

I.1 Description des nématodes à galles …….. 2

I.2 Morphologie……... *2*

I.3. Systématique des *Meloidogyne spp.*,…… *4*

I.4 Biologie et cycle du développement…….. *4*

I.5 Symptômes et dégâts sur cultures.……*5*

I.6 Méthodes de lutte contre les *Meloidogyne spp.*,…….*7*

I.7 Distribution géographique des Meloidogyne……... *11*

Chapitre II : Généralité sur Taxusbaccata…… 12

II.1 Position systématique ……. 12

II.2 Description botanique …… 12

II.3 Répartition géographique en Algérie ……... 14

II.4 Intérêt Phytochimique ……... 14

Chapitre III : Généralités sur la lutte biologique…….17

Deuxième partie : Partie Expérimentale

Chapitre III : Matériel et méthodes …… 24

III.1 Objectif du travail.……*24*

III.2 Matériels végétaux ……*24*

III.3 Matériel biologique ……...**26**

III.4. Méthode de travail ……**27**

Troisième partie : Résultats et Discussion

Chapitre IV : Résultats et Discussion ……..**33**

IV.1Résultats ……. **33**

IV.2. Discussion ……..**42**

Conclusion …….....**44**

Références Bibliographiques ……**45**

Résumé…… **F**

Summary……. **G**

الملخص…….....H

INTRODUCTION

Les cultures maraîchères représentent une composante indispensable dans les systèmes de culture des pays du bassin méditerranéen principalement en Algérie où elles occupent une place considérable avec une superficie de 372.096 ha et un rendement de 15,9.3 tonnes / ha (Anonyme, 2006).

L'intensification des cultures maraichères a favorisé le développement de nombreux bio agresseurs parmi lesquels nous citons les nématodes à galle : *Meloidogyne ssp.*,ces derniers constituent le groupe le plus redoutable sur cultures maraîchères dans le monde (Deguiran, 1983; Kiewnick et Sikora, 2006a). Les dégâts sont cependant difficilement chiffrables en raison de nombreuses interactions qui existent avec d'autres pathogènes fongique et bactérien (Djian -Caporalino et*al.*, 2006).

Les nématodes à galles particulièrement constituent les espèces les plus importantes parmi les nématodes phytoparasites dans le monde (Kiewnick, 2006). En Algérie, Ils représentent une menace assez sérieuse sur cultures maraîchères (Sellami et *al.*, 1999).

Les méthodes de lutte employées actuellement contre les nématodes se basent en grande partie sur l'utilisation des pesticides de synthèse. Leur efficacité est en effet indéniable, du fait que ces produits ont eu souvent des effets positifs sur l'amélioration des rendements et la qualité des produits agricoles. Cependant, ces composés organiques de synthèse causent de sérieux problèmes à l'Homme et à l'environnement.

Afin d'assurer une protection efficace de la production agricole d'une part et de contribuer à une gestion durable de l'agro écosystème d'autre part, plusieurs approches se sont focalisées sur le développement de méthode de lutte biologique. Parmi ces approches, un volet a attiré l'attention des chercheurs ces dernières années : l'utilisation des extraits végétaux ou substances naturelles qui constituent un moyen de lutte respectueux de l'environnement et efficace à l'égard de nombreux ennemis de cultures et demeure un moyen alternatif prometteur (Ngamo, 2004).

Dans le but de réduire l'usage des pesticides de synthèse, les recherches se sont orientées vers l'utilisation des molécules et des extraits à partir des plantes dites nématicides qui présentent de plus en plus d'intérêt du fait qu'ils possèdent des avantages écologiques.

L'objectif de ce présent travail est de tester l'effet d'extrait de plant Taxus baccata sur la mortalité des larves de *Meloidogyne ssp.,* d'une part,à deux facteur *(*la dose d'extrait et le temps d'observation*)* .

Partie Analyse bibliographie

Chapitre l : Généralité sur les nématodes du genre *Meloidogyne*

Les nématodes du genre *Meloidogyne spp.,* appelés communément nématodes à galle sou nématodes des racines noueuses sont les ravageurs les plus nuisibles sur culture maraichères dans les pays tropicaux ou des climats chauds. Ces endoparasites sédentaires sont largement répandus dans le monde et se développent sur plus de 3000 espèces végétales comprenant les cultures maraîchères, ornementales et arboricoles (Castagnone-Sereno, 2002).

La présence du nématode a été signalée pour la première fois par Delassus en 1928dans les zones maraîchères de la Mitidja (Scotto La Massèse, 1962).Ce nématode est toujours considéré comme le plus redoutable sur ces cultures, il est présent dans la quasi-totalité des parcelles des zones maraîchères du pays (Mokabli, 1988;Sellami et *al*., 1999).

Il existe plus de 80 espèces décrites dans le monde dont quatre espèces représentent une importance économique particulière (Castagnone-Sereno, 2002).

Les trois premières espèces sont inféodées aux régions à climat chaud, en revanche*M. hapla*supporte les climats plus froids, elle est très fréquente dans les pays nordiques.(Castillo et *al*., 2006; Agudelo et *al*., 2006).

I.1 Description des nématodes à galles :

Les nématodes à galles sont des organismes microscopiques (invisible à l'œil nu), et ils se reconnaissent aux types de dégâts qu'ils causent aux plantes. (James et *al*., 2010). Ils sont également des endoparasites sédentaires : la larve fraîchement éclose pénètre entièrement dans la racine et y accomplit l'ensemble de son cycle. (Djian-Caporalino, 2009). Les *Meloidogyne spp.*, parasitent plus de 5500 espèces les plus couramment rencontrées en région méditerranéenne sont *M.incognita* et *M.arenaria*. (Djian-Caporalino et *al*.,2009).

I.2 Morphologie :

Les *Meloidogyne spp.,* sont morphologiquement très simples (figure 01). Ils sont filiformes et mesurent respectivement ~ 0.4 mm pour les femelles (figure 02) et 1mm pour les mâles (figure 03). Les nématodes phytophages se caractérisent par un stylet piqueur qui permet de perforer les cellules des vaisseaux conducteurs de sève. (Bertrand et *al*., 2001).



Figure 01 : juvéniles du 2ème stade d'un *Meloidogyne spp.*, vues sous la loupe binoculaire (taille=0.2mm).(Djian-Caporalino C., 2009)



Figure 02: Morphologie d'une femelle de *Meloidogyne spp.*(Sardanelli et *al*, 1999).

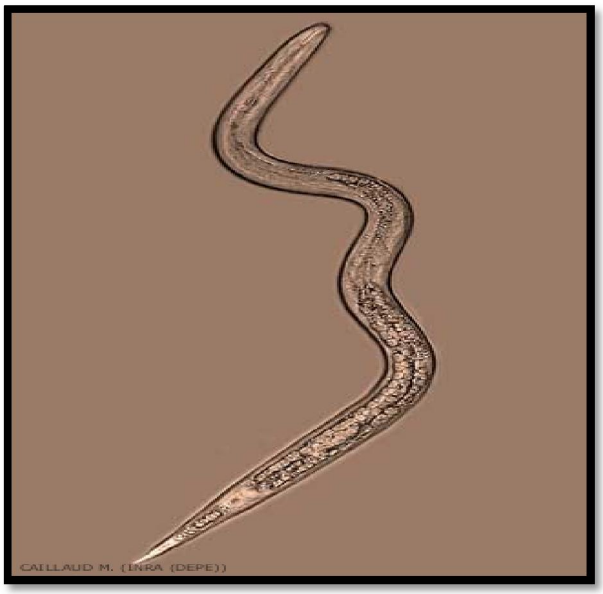


Figure 03: le male de *Meloidogyne spp.*, (Djian-Caporalino et *al.* 2009).

I.3. Systématique des *Meloidogyne spp :*

La classification du genre *Meloidogyne spp.,* que nous avons adopté est celle donnée par (Luc et Fortner, 1987) :

Embranchement	Némathelminthe
Classe	Nematoda
Sous-classe	Secernentea
Ordre	Tylenchida
Sous ordre	Tylenchina
Super famille	Tylenchoidea
Famille	Heteroderidae
Sous famille	Meloidogynae
Genre	*Meloidogyne*

I.4 Biologie et cycle du développement :

Les nématodes à galles sont des endoparasites sédentaires dont le cycle de vie se déroule en 2 phases : une phase d'invasion racinaire au stade larvaire et une phase d'élaboration d'un site nourricier au niveau du cylindre central de la racine (où est véhiculée la sève) permettant l'établissement du parasite. Ce site nourricier induit par les sécrétions salivaires du nématode est constitué de 5 à 6 cellules hypertrophiées (cellules géantes) qui lui permet d'accomplir son cycle sans avoir à se déplacer (le nématode n'aura en effet qu'à ponctionner avec son stylet buccal dans ces cellules géantes pour se nourrir) (figure 04). (Djian-Caporalino et *al*, 2009). Le cycle de développement est découpé en deux phases La première se déroule dans le sol (phase exophyte), la seconde ayant lieu dans la plante (phase endophyte). La phase exophyte correspond à l'éclosion des œufs et la libération dans le sol de larves pré-parasitaires J2, seul stade libre et infestant des nématodes à galles.

Tous les œufs n'éclosent pas en même temps et peuvent résister au froid et à la sécheresse pendant plusieurs années (jusqu'à 5-6 ans). Néanmoins lorsque les températures sont basses, l'infestation se développe lentement. C'est le cas en culture «hivernale » de salade sous abri. (Djian-Caporalino et *al*., 2009)

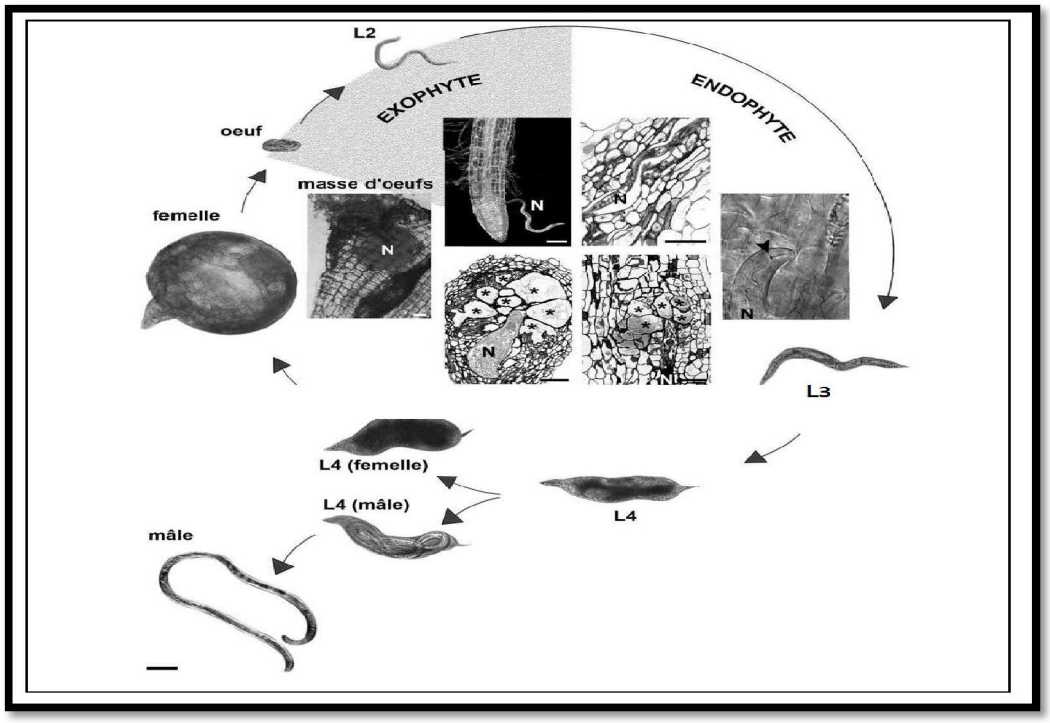


Figure 04 : Cycle de développement de *Meloidogyne spp.*

I.5 Symptômes et dégâts sur cultures :

Les symptômes souterrains, aériens et au champ sur la plante peuvent être ainsi décrits :

- Sur la partie souterraine : les symptômes caractéristiques de la présence des *Meloidogyne spp.,* sont le développement des galles sur les racines infestées. Cette altération morphologique de la racine est nocive pour la plante. Elle provoque une perturbation du métabolisme de l'absorption des nutriments et une augmentation de prélèvement des produits de la photosynthèse (Melakberhan, 2006).

- Sur la partie aérienne : Les racines infestées limitent le transport des nutriments versle reste de la plante qui flétrissent rapidement et montrent des signes de carence encas de forte infestation, et ne répondent pas normalement à la fertilisation. Un retard de croissance de l'hôte et une réduction significative de la taille et de la vigueur des plants, sont aussi des signes d'infestation des plantes par les *Meloidogyne spp.,* (Siddiqui et *al,* 2002).

- Au champ :

Les symptômes sont caractérisés par la présence de « plages » dans les parcelles infestées représentant les foyers de regroupement des *Meloidogyne spp.,*.Même en absence de symptômes caractéristiques sur le système aérien, les rendements sont affectés par les attaques de *Meloidogyne spp.,*.

L'évaluation des dégâts occasionnés par les nématodes reste difficile à établir de manière précise puisque leur incidence sur les rendements dépend de leur polyphagie, des densités initiales et des conditions du sol et du milieu, ainsi que de l'espèce voire même de la variété.

Ainsi, selon Wesemael et *al*. (2006), des dégâts importants causés par les *Meloidogyne spp.*, dans les conditions de plein champ sont observés à une densité initiale de 5 à 10 larves par gramme de sol sur tomate. Sur cette même culture, Van Damme et *al*. (2005) rapportent qu'une densité de 25 larves /cm3 de sol peut causer des pertes considérables.

Enfin, ces pertes peuvent être plus importantes, du fait qu'il existe un rôle indirect des nématodes avec d'autres organes.

En conclusion, s'il est difficile de chiffrer les pertes dues à ces bio-agresseurs, celles-ci peuvent être particulièrement graves dans certaines conditions climatiques et culturales.



Figure 05: dégâts sur racines de tomate, carottes, concombre, laitue, tomate en serre et melons en plein champs. (INRA, 2009)

I.6 Méthodes de lutte contre les *Meloidogyne spp*:

Les moyens de lutte ont pour objectif soit d'agir directement sur les parasites et les ennemis présents dans le sol, soit de ralentir la réinfestation, ou d'intervenir sur la plante hôte.

I.6.1 Méthodes culturales :

Les méthodes culturales visent à réduire la population de Meloidogyne dans le sol, par des méthodes non chimique, l'utilisation des plantes pièges, les rotations culturales ; ainsi nous avons :

I.6.1.1 La rotation culturale :

La rotation consiste en une succession de cultures plus au moins défavorables au développement des nématodes Par exemple la succession des plantes non-hôtes et cultures non sensibles telles que les cultures d'hiver peut réduire les populations de nématode au-dessous de nuisibilité. (Anonyme,1984).

I.6.1.2 La gestion des outils de travail du sol :

Les foyers d'infestation de nématodes à galles, souvent proches des entrées des tunnels et le long des lignes de travail du sol, traduisent une dissémination par le matériel et les personnes. Ainsi, le nettoyage des outils, roues du tracteur, chaussures des personnes, etc, lors du passage d'une parcelle contaminée à une parcelle saine est une des clés de la lutte contre les nématodes. Un rinçage soigneux à l'eau si possible additionnée d'un peu d'alcool ou de javel est suffisant. (Djian-Caporalino et *al*, 2009).

I.6.1.3 Fumure et amendement :

L'apport des fumures et amendements par l'emploi d'engrais verts permettent d'enrichir le sol en matière organique qui favorise peu le développement des *Meloidogyne*. (Kacimi El Hasseni, 1989).

I.6.1.4 La gestion de l'irrigation :

La maîtrise de l'irrigation est un élément important du contrôle des nématodes : il s'agit d'éviter les excès d'eau, voie favorable à leur dissémination. Les arrosages à la raie par exemple sont à proscrire. (Djian-Caporalino et *al.*, 2009).

I.6.2 Méthodes biologiques :

Les microorganismes antagonistes sont les principaux agents du contrôle biologique des nématodes phytoparasites. Ces ennemis naturels peuvent être des virus, des bactéries, des

champignons, des protozoaires, des mites et des nématodes prédateurs (Messiaen et*al*., 1991). Plusieurs de ces ennemis naturels sont identifiés et étudiés et offrent des possibilités d'être utilisés comme agents de contrôle biologique, parmi eux nous citons :

- Les champignons nématophages :

Les champignons nématophages peuvent être prédateurs ou endoparasites :

- Les champignons prédateurs :

Ils forment des organes de capture (anneaux constricteurs, boutons adhésifs, réseaux,…)et piègent les nématodes dans le sol.Les travaux de Singh et *al*.(2007) ont montré que l'application au sol des plusieurs champignons hyphomycètesprédateurs *Arthrobotrysdactyloide* et *Dactylariabronchopaga*, réduit le nombre de gallesde *Meloidogyne* sur les racines de 86%, les femelles, les oeufs et les juvéniles de 94%, parapport au sol non traités avec ces champignons. Ces champignons produisent des anneauxconstricteurs qui piègent les juvéniles infectieuses des nématodes à galles.

- Les champignons endoparasites :

Parmi ces champignons, nous citons : l'*Ascomycète Paecilimyceslilacinus*. Il possède ungrand potentiel dans la lutte contre les nématodes à galles. Il est commercialisé sous le nomde Bio-act. Il est homologué sur toutes les cultures légumières, ornementales et fruitières(Cayrol et *al*., 1992; Belair, 2005).

L'application de *Paecilomyceslilacinus*au sol quelques jours avant la mise en place dela culture est nécessaire pour une bonne efficacité du traitement. Une application multipleassure une densité suffisante pendant une longue période ce qui conduit à un contrôle plusefficace des *Meloidogyne (*Anastasiadis et *al*., 2008).Le champignon *Trichodermaharzianum*est aussi un champignon qui présente un grandpotentiel dans la lutte contre les nématodes. Il est capable de pénétrer dans les massesd'oeufs de *Meloidogyne* et diminuer significativement le niveau d'éclosion des oeufs (Cayrolet *al*., 1992).Selon ces auteurs, une concentration de 106spores/ml de *T. harzianum*est efficacecontre les *Meloidogyne*.

Enfin, Les *hyphomycètes*du genre *Hirsutella*offrent un bon potentiel dans la luttebiologique. Ainsi, une application au sol de *Hirsutellaminnesotensis*sur culture de tomate sous serre réduit la densité des populations de *Meloidogyne hapla*d'environ 83% (Sevilhanet *al*., 2007).

- Les nématodes prédateurs :

Parmi les nématodes prédateurs des *Meloidogyne spp.*, nous citons : les *Mononchidae*, *Doylaimidae*et *Diplogasteridae*(Taylor et Brown, 1997 ; Khan et Kim, 2007).

Ainsi, L'application au sol du nématode prédateur *Mononchoidesfortidens*, avant la mise en place de la culture de tomate réduit significativement les populations de *Meloidogyne arenaria*et augmente la croissance végétative des plants de tomate (Khan et Kim, 2005).

Enfin, le peu de succès qu'a connu la lutte biologique est due essentiellement à la méconnaissance de l'écologie de ces organismes et à la réceptivité du sol qui reste très variable. De ce fait, très peu d'applications sont disponibles et celles qui existent ne sont appliquées qu'à des situations exceptionnelles.

I.6.3 La lutte physique :

Divers procédés physiques sont employés pour lutter contre les *Meloidogyne*, parmi les Plus utilisés nous avons la solarisation du sol, appelée également chauffage solaire, Recouvrement plastique, paillage plastique, pasteurisation des sols, ou encore désinfection solaire (Jones et *al*., 1997; Siddiqui,2005).

C'est une méthode hydrothermique qui désinfecte le sol. Elle consiste à recouvrir le sol avec un film plastique transparent pendant les périodes d'intenses radiations solaires pour une durée de 4 à 8 semaines pour éliminer les agents pathogènes (Katan , 1987).

L'efficacité de cette technique dépend de la nature, l'épaisseur et la couleur du film (Katan, 2000). Le mode d'action de cette technique est d'ordre physique, chimique et biologique (Stapleton, 2000 ; Siddiqui ,2005; Wang et *al*., 2006; Kaskavalci, 2007).

De nombreuses études ont mis en évidence l'efficacité de la solarisation du sol contre les nématodes et particulièrement contre les *Meloidogyne*. A ce titre, Ravindra et *al*., (2001).

Rapportent une réduction de la population de *Meloidogyne spp., et* une augmentation de la production des plants du tabac (*Nicotiana tabacum*)après un traitement solaire de quatre semaines.

Une diminution de plus de 95% des effectifs de M*eloidogyne spp.,*sur plants d'olivier (*Oleaeuropea*) en pépinière ont été rapportés par Castillo et *al*., (2003).

Selon Siddiqui, (2005) une réduction de 83% à 100% de la population de *Heterodera sp.* et de 95% pour *Globoderarostochiensis*a été identifiée sur fève (*Vicia fabae*).

Cette technique est également efficace contre les champignons *Phythophthoracapsici, Fusariumoxysporum, Verticillium dahlia, Rhizoctonia spp. et Pythium spp (*Morra et *al*., 2005) , les bactéries (*Clavibactermichiganensis*) (Antoniou et *al*.,1995) ; les plantes parasites (*Orobanche crenata*et *Orobanche ramosa*) (Stoll, 2002) . Les mauvaises herbes appartenant à plusieurs familles botaniques sont également sensibles à la solarisation du sol : *Convolvulus*

arvensis(*Convolvulaceae), Amaranthushibridus (Amaranthaceae) , Malvaparviflora (Malvacea) ,Portulacaoleracea (Portulacaceae), Sonchusoleraceus (Asteraceae).* Certaines espèces comme *Cyperusesculentus(Cyperacea)* résiste à la solarisation du sol (Sellami et Lounici ,2000 ; Saldivar et *al*., 2003).

I.6.4 Méthodes chimiques :

La lutte chimique demeure la méthode la plus utilisée et la plus efficace (Netscher et Mauboussin, 1973; Prot, 1986).

Les produits chimiques sont classés en fumigants et les non fumigants généralement représentés par des produits systémiques :

Les fumigants :

Ces produits sont moins toxiques pour la plante (Johnson, 1985). Se sont des composés polyvalents actifs qui par leur forme gazeuse , ils agissent par vapeur ou par contact , le DO (mélange de dichloropropane et de dichloropropène), le métham sodiumouvapam, le bromure de méthyle, le dibromure d'éthylène (EDB), le dibromo chloropropène (DBCP). Ils sont très efficaces surtout pour les traitements en pépinière, les fumigants doivent être appliquées trois semaines avant la mise en place de la culture pour éviter les problèmes de la phytotoxicité. (Foury,1995).

Les non fumigants :

Ces produits sont moins toxiques pour la plante (Johnson, 1985). Ce sont des substances systémiques qui ont la propriété d'agir après pénétration et migration d'un organe à un autre de la plante traitée (Anonyme,1995). Ces produits sont directement absorbés par la plante dont le nématode ne peut plus se nourrir (Prot, 1984).

I.6.5. La lutte génétique :

Elle se manifeste par l'utilisation de cultivars sélectionnés et résistants aux nématodes. A l'heure actuelle, l'utilisation des variétés résistantes constitue la méthode de lutte la plus satisfaisante contre ces nématodes que ce soit en terme d'efficacité économique ou du respect de l'environnement. Les plantes définies comme résistantes sont celles dont l'expression des gènes réduit ou prévient le développement du nématode. Cependant, l'utilisation de ces variétés se heurte souvent à l'apparition des populations virulentes de nématodes qui arrivent à contourner la résistance qui peut limiter l'efficacité de ce moyen (Castagnone –Sereno, 2002).

I.6.6. La lutte intégrée :

La lutte intégrée repose sur l'association de plusieurs méthodes afin de maintenir les populations à un niveau assez bas pour que les dégâts occasionnés soient économiquement tolérables (Whitehead, 1998).

Ce système de lutte permet d'assurer une réduction plus durable et plus efficace des populations des nématodes et contribue à réduire les risques associés à l'emploi exclusif des pesticides. Enfin, les caractéristiques biologiques, les espèces misent en cause, l'utilisation et le développement des populations à partir des cultures et la spécificité de chaque zone entrent dans la détermination des systèmes de lutte intégrée.

I.7 Distribution géographique des *Meloidogyne spp* :

Des cinq espèces de *Meloidogyne spp.,* originellement décrites par Chitwood en 1949, quatre ont une répartition très étendue dans le monde. Ces quatre espèces, *M. hapla*, *M. arenaria*, *M. incognita*et *M. javanica*sont très polyphages et la plupart des dommages causés par les nématodes du genre leur sont attribuables. *M. arenaria*a été trouvé dans le sud des Etats-Unis, l'Australie, l'Afrique de l'Ouest (Nigeria, Ghana, Côte d'ivoire, Sénégal). Environ 150 espèces végétales appartenant à des familles diverses sont attaquées par ce nématode. Citons ici l'arachide, de nombreuses plantes maraîchères et le tabac.*M. incognita*et *M. javanica*ont été rencontrés partout dans les pays chauds et même dans les serres des régions tempérées. Les deux espèces ont un éventail de plantes hôtes important (*M. incognita*: environ 280 plantes-hôtes ; *M.javanica*: 400) et beaucoup de cultures importantes, comme le tabac, les cultures maraîchères, des 8 plantes à fibres (Malvacées) sont attaquées. Certaines souches de *M. incognita*constituent un fléau pour la culture du cotonnier aux Etats-Unis. *M. hapla*est une espèce très polyphage qui est rencontrée dans les zones tempérées. Sur le continent africain, cette espèce n'a été trouvée qu'en Afrique du Sud et en Afrique de l'Est à des altitudes au-dessus de 2 000 mètres (Whitehead, 1968).

La cinquième espèce cité par Chitwood, 1949, qui est en fait l'espèce-type du genre, *M. exigua*. Goeldi, 1887, est confinée à l'Amérique du Sud et du Centre où elle parasite essentiellement le caféier d'Arabie. Elle a été accidentellement signalée sur théier, poivron et melon d'eau.

En Algérie, une étude a été menée dans les principales régions pratiquant la plasticulture durant la période 1990-1995. Situées au sud du pays (Adrar, Biskra, Ouargla) et cinq dans les zones littorales (Alger, Boumerdes, Tipaza, Béjaia et Jijel). (Selami et *al.*, 1999).

Chapitre II : Généralité sur Taxus baccata .

II.1 Position systématique :

Selon Jean et Garneau (1992), les végétaux du genre Taxus font partie du groupe des gymnospermes (conifères), de la famille des taxacées. Cette dernière comprend 11 genres et 95 espèces, dont on cite l`if commun, *Taxus baccata*(Garneau et Zamir, 1995).

II.2 Description botanique :

Taxus baccata est un arbre natif, non résineux, résistant à la gymnosperme, jusqu'à 20 m d`hauteur (28 m), souvent à multiples mûres et à couvertures spacieuses, arrondies ou pyramidales. Système racinaire peu profond avec des racines horizontales étendues, souvent au-dessus du sol sur des substrats calcaires. Écorce brun rougeâtre, mince, écailleuse. Branches vertes et alternées irrégulièrement ; Bourgeons très petits. Bourgeons brun foncé, arrondis, imbriqués et étroitement apprisse. Feuilles, attachées en spirale mais sur des pousses latérales tordues plus ou moins en deux rangs, peuvent vivre jusqu'à 8 ans ; 1-3 cm de long et 2 à 3 mm de large, parallèles, sont des aiguilles souples, vert foncé brillant au-dessus, pâle et jaunâtre au-dessous. Les structures reproductrices vertes, portées dans les aisselles des feuilles. Parties mâles en petits cônes 2-3 mm de diamètre (Mundry&Mundry, 2001). Structures femelles de 1,5-2,0 mm de long, solitaires ou par paires dans les aisselles des feuilles au-dessous des pousses, ne formant pas de cônes, colleur brun-jaune, partiellement entourée d'une argile rouge charnue typiquement 9 × 7 mm qui tombe à la maturité du graines (Stützel& Röwekamp1999) .



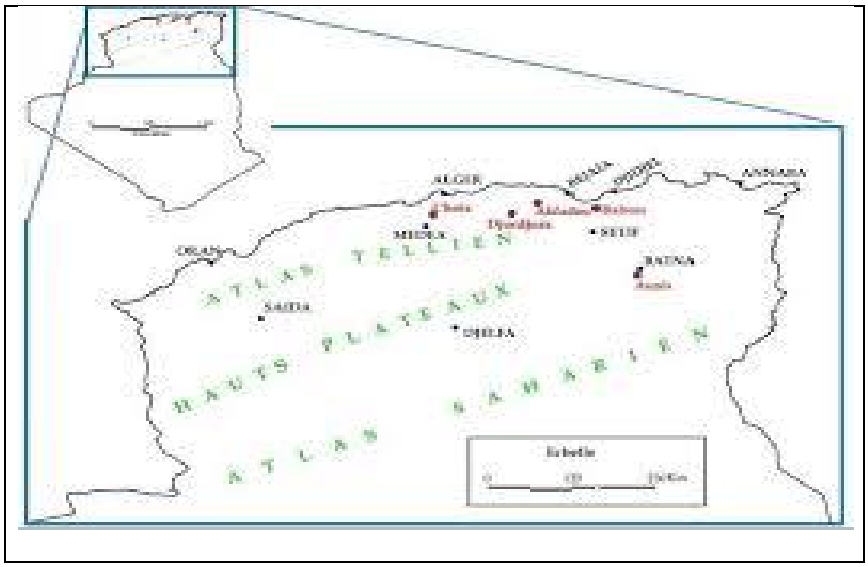
Figure 06: Taxus baccata.



Figure 07: Chatons mâles et Fruits (arille) (Guechoud I, 2014).

II.3 Répartition géographique en Algérie :

Selon Meddour (2010), L`if commun est localisé dans les flancs de la profonde vallée d`Ait Ouabane (TiziOuzou), dans les anciens reboisements de l`if de LallaKhdidja (1800m), HaizerCrete au nord de TiziGoulmine, Ait Ouabane (mots de Banors), Tala Guilef (Tikjda). Dans le même contexte, Quesel et Santa (1962) ont été signalés la présence de l`if commun dans les parcs nationaux tels que : Parc national de Chrea, Parc national de Djurdjura, Parc national de Belezma et Parc national de ThnietElhad.



- En rouge les site où existe le Taxus.
- En bleu les Chefs-lieux de Wilayas.

Figure 08: Carte de répartition de Taxus baccata en Algérie (Hamidouche et al., 2013)

II.4 Intérêt Phytochimique :

Sont *Taxus baccata* contient des principaux actifs qui ont permis en 1990 de mettre sur le marché deux médicaments anticancéreux majeurs : le taxotere, issu des pousses de l`if d`Europ et le taxol, issu de l`écorce de l`if du pacifique (Hartzell, 1991). Outre, Plusieurs auteurs ont étudiés la composition photochimique de *Taxus baccata.* Vesela *et al.* (1999) ont trouvé la concentration la plus élevée pour tous les taxanes examinés chez *Taxus baccata* en Tchécoslovaquie en octobre et le plus faible taux noté en janvier. La teneur en taxanes des aiguilles, tiges de *Taxus baccata* provenant de pépinières des États-Unis est rapportée par Elsohly et al. (1997). Les graines et le feuillage de *Taxus baccata* sont riches en alcaloïdes toxiques (Miller, 1980), toutes les parties étant toxiques. Ils contiennent de la taxine, un

mélange complexe d'alcaloïdes qui sont rapidement absorbés par la digestion et interfère avec l'action du cœur (Cooper & Johnson, 1984). Toutes les parties, à l'exception des cônes contiennent le glycoside cyanogène-taxiphyllin (Cooper & Johnson, 1984 ; Barnea et *al.*,1993), mais les propriétés toxiques de l'if sont principalement dus à la taxine (alcaloïde) (Clarke et al. 1981).

II.4.1 Diversité floristique et formations végétales :

II.4.1.1 Diversit végétale :

Les inventaires de la flore supérieure ont permis d'estimer la diversité du Parc à 778 espèces. Cela représente 24,78% de toute la flore sauvage nationale. Les espèces protégées par Décret sont au nombre de 17 soit 1,92% des espèces végétales du Parc et 0,47% de la flore du pays.

II.4.1.2 Formations végétales (série du cèdre) :

Selon Meddour 1994, au niveau de l'Atlas Blidéen, au-delà de 1350m d'altitude, onpeut individualiser deux séries principales de végétation, la série silicole à Cedrus atlantica et la sérieacidiphile méditerranéenne supérieure à Quercus rotundifolia :
La série silicole à Cedrus atlantica est située en bioclimat perhumide frais, s'encarte entièrement dans l'horizon supérieur de l'étage supraméditerranéen. L'analyse de la végétation conduit à l'intégrer à la classe des Quercetea pubescentis. De nombreux représentants de cette classe y figurent tel que Taxus baccata, IIex aquifolium, Acer obtusatum, Sorbus aria, Ranunculus spicatus, Calamintha clinopodium, Rumex tuberosus, Lamium flexuosum, Rosa canina, ViolasiIvestris(Meddour,1994). La sous-association mésophile Taxetosum baccatae, est individualisée surtout audessus de 1350 m en revers septentrional, où les différentielles retenues Taxus baccata, Ilex aquifolium, Viola munbyana, Sorbus aria, Rumex tuberosus, Arabis alpina, Galium tunetanum, Geranium lucidum, Silene italica et Arabis verna. Ce syntaxon représente les cédraies les plus mésophiles que l'on rencontre notamment dans la zone du Chabet Bou Raliou (petite source). Ces cédraies constituent souvent des futaies denses où les cèdres atteignent parfois des hauteurs de l'ordre de 30 à 35m et sont à cimes jointives. En sous-bois, les arbres ou arbustes sont fréquents, citons Taxus baccata, llex aquifolium, Crataegus 16 monogyna et Rosa canina; Sorbus aria, Acer obtusatum, dans les endroits particulièrement accidentés et escarpements rocheux, et Prunus spinosa, dans les thalwegs. Par ailleurs, ces cédraies sur sols relativement frais et profonds, localisées dans les stations les plus fraîches, en exposition NE en général, sont caractérisées par l'abondance des herbacées du mull

forestier, comme Bunium alpinum, Balansaea glaberrima, Viola munbyana, Galium rotundifolium, Calamintha clinopodium, Geranium purpureum (Meddour, 1994).

Chapitre III : Généralités sur la lutte biologique

Introduction

Le milieu agricole est l'objet critique concernant son impact sur l'environnement et son équilibre naturel ces dernières années. L'inquiétude des peuples en générales et des scientifiques protectionnistes en particulier vis-à-vis des dégradations des milieux naturels ainsi que de la toxicité et l'innocuité des aliments consommés, a conduit à trouver quelques solutions face à ces critiques pour but d'améliorer la qualités des productions agricoles tout en préservant l'environnement et la santé humaine. La lutte biologique a été l'une de ces solutions bénéfiques.

Le monde de la bio a bougé ces dernières années. Suite au Grenelles de l'environnement et au plan de développement qui a suivi, l'agriculture biologique est sortie de sa marginalité pour trouver une notoriété. VALLEIX S. 2012.

C'est avec intérêt que Matthieu Calame resitue sa propre réflexion au coeur même de l'évolution de la pensée qui mène de Descartes à l'agronomie industrielle, de Howard à l'agronomie biologique. JORDY VAN DEN AKKER, 2007.

Dans ce présent chapitre, nous nous intéressons à la place de la lutte biologique et son importance dans la protection des cultures ainsi que son impact sur l'environnement. Pour la préservation de la biodiversité ; plusieurs études de recherches ont été réalisées sur un grand nombre d'agents de lutte biologique.

III.2.1. Définition et historique

En agronomie, on appelle lutte biologique l'utilisation d'organismes vivants ayant pour but de limiter la pullulation et/ou la nocivité des divers ennemies des cultures.

La lutte biologique ou « biological control » : c'est l'utilisation par l'homme des ennemis naturels tel que des prédateurs, des parasitoïdes ou des agents pathogènes pour contrôler les populations d'espèces nuisibles et les maintenir en dessous d'un seuil de nuisibilité. Si l'ennemi utilisé est un animal (généralement un insecte), il s'agit de lutte à l'aide d'entomophages qui peuvent êtres des prédateurs ou des parasitoïdes si l'ennemi utilisé est un micro-organisme, il s'agit de lutte micro biologique. DAJOZ, 1998.

L'organisation Internationale de lutte Biologique (OILB) définit la LB en 1971 par l'utilisation d'organismes vivants ou de leurs produits pour empêcher ou réduire les pertes ou dommages causés

III.2.2. Principes et objectifs

Les recherches en lutte biologique passent par différentes étapes coordonnées et cadrées dont la première est l'identification du bioagresseur cible ainsi que de son aire d'origine : recherche bibliographique, visite d'herbiers et de collections d'insectes, consultation de flores, contacts avec des botanistes, des entomologistes, des acarologues, des nématologues des pays concernés sont nécessaires. Cette première étape fait donc appel à la systématique classique et génétique.

En effet, la lutte biologique paraît simple à première vue mais touche aux mécanismes infiniment subtils des interactions entre les espèces et demande donc une connaissance approfondie de la biologie et de la dynamique des populations, ROHI L. 2002.

Pour être efficace, la lutte biologique doit être composée de deux facteurs essentiels, la cible (insectes ravageurs, insectes vecteurs de maladies, nématodes, adventices ou pathogènes…).

La Lutte Biologique permet de lutter contre un ravageur, sans l'exterminer en favorisant l'idée d'équilibrer pour conserver la chaine trophique la plus intacte possible.

En plus des prédateurs et auxiliaires naturels, on trouve également les insecticides et fongicides dits « bio », ainsi que des techniques culturales comme l'entraide entre les plantes, surtout en culture sous serres, ex : les carotte à côté des oignons pour les protéger de la mouche de l'oignon. Concernant les cultures intensives ou industrielles, seule l'application de la méthode des lâchers des auxiliaires est efficace.

III.2.3. Organismes utiles en lutte biologique

Auxiliaire a la même signification qu'antagoniste ou ennemi naturel. Pratiquement tous les organismes vivants peuvent être considérés comme des auxiliaires selon l'angle avec lequel on examine leur écologie. Lorsqu'on s'intéresse aux arthropodes ravageurs, on peut les subdiviser en quatre groupes (VINCENT et CODERRE, 1992; VAN DRIESCHE et BELLOWS, 1996; BOIVIN, 2001; BOLLER et *al.*, 2004; ALTIERI et al., 2005):

III.2.3.1. Les microorganismes

Les microorganismes regroupent des bactéries (environ une centaine d'espèces), des virus (650-1200 espèces), des champignons (700 espèces) et des protozoaires (six phyla) pathogènes aux insectes (BOIVIN, 2001).

III.2.3.2. Les nématodes entomophages

Les nématodes entomophages exploitent les insectes comme ressource pour se développer et se reproduire. On retrouve des nématodes entomophages dans 30 familles différentes ce qui représente environ 4000 espèces (VAN DRIESCHE et BELLOWS, 1996).

III.2.3.3. Les parasitoïdes

Les parasitoïdes représentent une classe d'auxiliaires qui se développent sur ou dans un autre organisme « hôte » dont ils tirent leur moyen de subsistance et le tuent comme résultat direct ou indirect de leur développement (EGGLETON et Gaston, 1990; GODFRAY, 1994; BOLLER et al., 2004; ALTIERI et al., 2005).

III.2.3.4. Les prédateurs

Parmi les nématodes prédateurs des *Meloidogyne*, nous citons : les *Mononchidae*, *Doylaimidae* et *Diplogasteridae* (TAYLOR et BROWN, 1997 ; KHAN et KIM, 2007).

Ainsi, L'application au sol du nématode prédateur *Mononchoides fortidens*, avant la mise en place de la culture de tomate réduit significativement les populations de *Meloidogyne arenaria* et augmente la croissance végétative des plants de tomate (KHAN et KIM, 2005).

III.2.3.5. Les plantes biocides

Les plantes ont la capacité de synthétiser une multitude de substances chimiques, qui sont des métabolites secondaires, ces derniers sont considérés comme étant les moyens de défense de la plante qu'elle produit contre divers agents phytopathogènes et certains ravageurs. Ces produits peuvent être exploités par les laboratoires de biopesticides (KOKALISBURELLE et RODRIGUEZKABANA, 2006)

Les plantes de la famille des Brassicacées reçoivent une attention accrue au sein de la politique de réduction des pesticides car les espèces de cette famille produisent des essences soufrées, les glucosinates et leurs dérivés (VALDES et al., 2011).

Elles sont utilisées comme engrais verts dans les assolements ou sous forme de broyats d'amendements incorporés au sol ou bien comme huile essentielle. Ces végétaux peuvent agir de différentes manières, soit par effet nématostatique tels que le cresson d'eau Nasturtium officinale L., les dérivés hydrolyses de 2-phenylethyl glucosinolate ont un effet nématicide sur les juvénile of *G. rostochiensis* même à des concentrations de 0.05 mg/ml, SERRA et al., 2002.

III.3. Les grands types de lutte

On reconnaît classiquement trois types de lutte biologique (Vincent et Coderre, 1992;
VAN DRIESCHE et BELLOWS, 1996; BOIVIN, 2001; ALTIERI et *al.*, 2005; WINKLER, 2005) :

III.3.1. La lutte biologique par introduction ou l'acclimatation

Où des auxiliaires exotiques sont introduits pour contrôler les ravageurs exotiques. Cette approche a été utilisée avec succès dans les champs ouverts (WINKLER, 2005). Cette tactique a conduit à la réduction permanente de plus de 165 espèces de ravageurs dans le monde entier (VAN LENTEREN et COLAZZA, 2006).

III.3.2. La lutte biologique augmentative

les auxiliaires exotiques ou indigènes sont périodiquement libérés à des périodes choisies, soit en inondant un champ avec un grand nombre d'individus sans que l'établissement et la reproduction de ceux-ci soient visés (lutte biologique inondative), soit en inoculant de relatives faibles quantités d'auxiliaires qui doivent s'établir, se multiplier et coloniser une zone donnée et c'est donc leur descendance qui sera efficace (lutte biologique inoculative). Cependant cet établissement n'est généralement pas permanent et des introductions doivent être faites une ou plusieurs fois par saison. Cette tactique est employée souvent dans des systèmes agricoles fermés comme les serres (WINKLER, 2005). D'après VAN LENTEREN et COLAZZA (2006), la lutte biologique augmentative a été employée depuis 90 années, et plus de 150 espèces d'auxiliaires sont disponibles commercialement pour la lutte contre environ 100 espèces de ravageurs.

III.3.3. La lutte biologique par conservation

La lutte biologique par conservation tend à manipuler l'habitat afin d'augmenter l'impact des auxiliaires déjà présents dans la culture, en utilisant les pesticides au minimum et en fournissant les ressources écologiques principales (infrastructures écologiques). L'organisation Internationale de Lutte Biologique (OILB) définit l'infrastructure écologique comme « toute infrastructure, dans une ferme ou dans un rayon d'environ 150 m, qui a une valeur écologique, telle que la haie, la prairie, la bande florale, le tas en pierre, etc. » et juge que son utilisation judicieuse augmente la biodiversité fonctionnelle de la ferme (BOLLER et *al.*, 2004).

III.4. Avantage et Inconvénients de la lutte biologique

Comme toute méthode de lutte contre les ravageurs des récoltes, la lutte biologique présente des avantages et des inconvénients :

III.4.1. Les principaux avantages

* Limiter les apports des pesticides, herbicides et toute substance chimique.

* Lutter contre les ravageurs résistants et exotiques.

* Ne pas nuire à d'autres espèces que le ravageur ciblé, car les auxiliaires sont généralement spécifiques (surtout les parasitoïdes).

* Simplicité d'utilisation dans la plus part du temps (pulvérisation de bactéries, intégration de l'agent dans l'eau d'irrigation, réalisation des lâchers sur les parcelles à traiter…).

* Garde les plantes en bonne état général ce qui donne une meilleure qualité de production.

* L'auto-propagation des auxiliaires facilite la tâche ; en général le cycle de vie de l'auxiliaire est identique à celui du ravageur.

* La préservation de l'environnement et son équilibre biologique.

III.4.2. Les principaux inconvénients

* les coûts élevés ne permettent qu'une utilisation limitée aux cultures à forte valeur ajoutée (cultures sous serre et cultures « bio »)

* Infection des pollinisateurs dont l'exemple le plus fréquent et la contamination des abeilles par les champignons auxiliaires.

* la difficulté dans le choix du mode d'application, qui permette à l'agent de lutte d'être positionné au bon endroit et au bon moment pour qu'il exprime ces capacités antagonistes

* développement limité des auxiliaires, fuite de ceux-ci d'où nécessite dent réintroduire, ou au contraire, une prolifération incontrôlée de l'auxiliaire.

III.5. La lutte biologique contre les nématodes

En raison de leur extrême résistance, de leur grande variabilité physiologique et de leur vie souterraine, il est très difficile de combattre les nématodes, CAYROL, 2002. Les nématodes phytoparasites ou anguillules sont d'importants ravageurs des plantes en agriculture. A l'échelle mondiale, les nématodes phytophages occasionnent plus de 100 milliards de dollars en perte de production annuellement, GUY BELAIR, 2005.

Dans leur processus de nutrition, ils ponctionnent à l'aide de leur stylet le système racinaire de la plante, ce qui diminue la capacité d'absorption de l'eau et des éléments nutritifs dans le sol.

Les nématodes phytoparasites les plus dommageables au monde appartiennent au type endoparasite sédentaire. Les deux principaux genres de ce groupe sont les nématodes à kystes *(Heterodera* et *Globodera*) et les nématodes à galles (*Meloidogyne*).

Comme première ligne de front dans la lutte contre les nématodes, la prévention demeure une méthode importante et efficace d'intervention. En LB, plusieurs microorganismes du sol ont fait l'objet de recherche contre les nématodes, dont il existe deux espèces de champignons ; (*Paecilomyces lilacinus* et *Myrothecium verrucaria*), et deux célèbres bactéries; (*Burkholderia cepacia* et *Bacillus chitinosporus*), elles sont disponibles sous forme de produits bionématicides dans divers pays Européens et aux EU.

Des méthodes alternatives (solarisation, biofumigation, cultures intercalaires, antagonistes naturelles, désinfection à vapeur…) permettent un contrôle à plus ou moins correct lorsque le niveau d'inoculum est limité (DIJAN-CAPORALINO et al., 2009, COLLANGE et al., 2011).

III.5.1. La lutte biologique contre les *Meloidogyne spp.*

Les nématodes à galles sont des endoparasites sédentaires dont le cycle de vie se déroule en 2 Phases ; une phase d'invasion racinaire au stade larvaire et une phase d'élaboration d'un site nourricier au niveau du cylindre central de la racine (où est véhiculée la sève) permettant l'établissement du parasite. CAPORALINO, 2009.

L'évaluation d'une méthode de lutte contre les *Meloidogyne*, dans le cadre d'un programme d'intervention intégrée, tient compte des critères suivants :

☐ L'évaluation de la population initiale des nématodes dans les parcelles expérimentales (degré d'infestation).

☐ L'évaluation des nématodes en cours de culture selon les traitements. ☐ L'évaluation de la population finale des nématodes.

☐ L'étude de la qualité de l'inoculum résiduel selon les traitements de mortalité de diapause et d'éclosion....)

☐ L'estimation de la réaction de la culture à l'infestation (Indice de galles, Indice de vigueur, % de racines infestées...)

☐ L'étude comparée de la productivité de la culture par rapport à un traitement de référence et un témoin non traité.

La lutte biologique contre les nématodes consiste à limiter le taux d'infestation au-dessous du niveau dommageable aux plantes („seuil de nuisibilité"). Elle ne permettra pas une éradication du parasite. CAPORALINO, 2009.

III.5.1.1. La Lutte Biologique par les végétaux biocides

Plus de 200 espèces de plantes sont signalées pour leurs propriétés nématicides (DJIAN-CAPORALINO et al. 2008). Les substances actives peuvent être exsudées au niveau racinaire et agir soit en inhibant la pénétration des juvéniles dans les racines (effet répulsif du sésame), soit en inhibant l'éclosion des oeufs (effet ovicide de la graminée Eragrostis curvula), soit en empoisonnant les nématodes (effet larvicide de la pervenche de Madagascar Catharanthus roseus).

III.5.1.2. La lutte biologique par les organismes microbiologiques

Un biopesticide d'origine microbienne est un organisme comme une bactérie, un virus, un champignon ou un protozoaire, utilisé pour contrôler une maladie ou un ravageur. Chez la plupart de ces organismes biopesticides, l'activité antagoniste a souvent été associée à la production de métabolites secondaires. SILVA G. et al., 2001.

La lutte biologique, précisément par utilisation de micro-organimes est une alternative très prometteuse pour assurer une protection phytosanitaire performante de par l'ubiquité naturelle des agents microbiologique dans les écosystèmes, leur grande variabilité, leur dissémination facile, leur spécificité d'action et aussi leur persistance dans l'environnement MATHIAS DE KOUASSI, 2001.

Ces microorganismes appartiennent à plusieurs taxons dont, les bactéries, les virus, les microchampignons, les nématodes, les protozoaires.

Partie expérimentale

Chapitre III : Matériel et méthodes

III.1 Objectif du travail :

L'objectif de notre travail consiste à déterminer l'effet nématicide d'extraits obtenus à partir de plante Taxus baccata sur la mortalité des larves du nématodes *Meloidogyne spp.*, de culture de tomate.

III.2 Matériels végétaux :

Le matériels végétalaux utilisé lors de notre expérimentation est les feuilles de Taxus baccata.

III.2 .1 Extraction d'extrait à partir de plante:

1. L'echontillonage

Les échantillons de Taxus baccata (feuilles) on été récolté durant la période de mars, dans la région de chriaa.

2. Séchage de la plante

Les feuilles Taxus baccata fraichement récoltés, lavés. Et séchées à l'ombre dans un endroit sec et aéré. Une fois séchés, ils sont récupérés dans des sacs en papier.



Figure 09 : séchage de feuille Taxus baccata.

3. Préparation des extraits

Les feuilles séchées de *Taxis baccata* sont broyés à l'aide d'un mixeur jusqu'à leur réduction en poudre. Après broyage du matériel végétal, on a procédé à 2 types d'extraction :

- Extraction méthanoïque **:**

À partir de méthanol (les solvants organiques à polarité croissante):

L'extraction est effectuée par épuisement successive du matériel végétal, en utilisant le solvant à polarité croissante méthanol (MeOH), méthode décrite par (Biallo*et al*., 2004).

- Extraction aqueuse à partir de l'eau :

Les deux extraits se faire selon le protocole suivent :

- Peser (20g) de la matière végétale.
- Mettre la matière végétale (20g) sur (200ml) de méthanol aqueux à (80% méthanol et 20% l'eau distillée) pour l'extrait méthanonolique sur (200ml) l'eau distillée pour l'extraits aqueux .
- Agiter de temps en temps jusqu'à parfaite refroidissement.
- Laisser macérer pendant 4 h, ensuite filtrer sur un papier filtre Wathman (n°:1)



Figure 10 : agitation et filtration

- Récupérer le filtrat dans un flacon.
- Les deux solutions obtenues ont été évaporés à l'aide d'un évaporateur rotatif, ou rotavap (Figure 10) qui permet a éliminé le solvant sous vide.

- Le protocole d'évaporation est le suivant :
  - Placer la solution dans le ballon d'évaporation.
  - Procéder à l'évaporation jusqu'à disparition complète du solvant (To = 50c°et vitesse de rotation = 10).
  - récupération des composés secs accolés à la paroi du ballon d'évaporation par (20ml l'eau ou méthanol) à 2% DMNS.
- La série d'extraction permet d'obtenir deux extraits (extrait méthanolique et extrait aqueux), les deux extrait sont conservés à 4C° jusqu'à utilisation



Figure11 : Evaporation rotatif

III.3. Matériel biologique :

Le matériel biologique utilisé lors de notre expérimentation est le nématode à galle du genre *Meloidogyne spp.*,. Ces derniers sont extraits des racines infestées de tomate sous serre à la région de Staoueli à l'ITCMI (Institut Techniques des cultures maraîchères et Industrielles). Les larves du $2^{éme}$ stade sont récoltées à partir des galles des racines de tomate.



Figure 12 : Racine de tomate infestée par les *Meloidogyne spp.*,(région Staoueli) (Original).

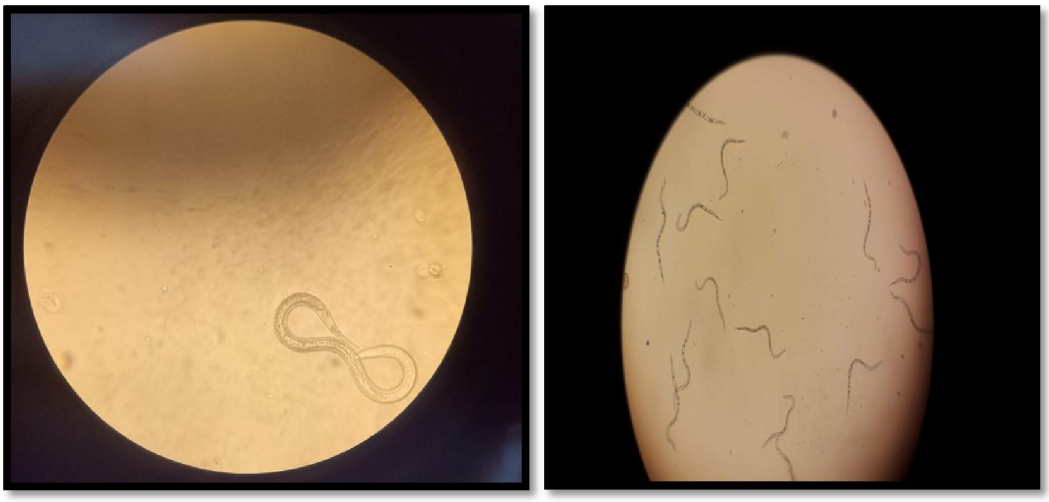


Figure 13 : Larves de *Meloidogine spp., vue au microscope optique(GR×10)* du (J2) (Original)

III.4. Méthode de travail

III.4.1 Mode d'application des extraits :

Les tests d'efficacité des extraits sont réalisés au laboratoire de nématologie à l'ENSA. Ils ont porté sur les larves (*J2*) de *Meloidogyne spp.*,. Nous avons utilisé cesextraits sous une formule liquide dont la dose a été déterminée après plusieurs essais préliminaire. Comme tous les produits nématicides, ce produit peut être utilisé avant la mise en place de la culture.il est de même applicable en cours de culture en fonction du degré d'infestation.

III.4.2. Méthode adoptée pour les tests sur les larves de *Meloidogynesp*

1) Extraction des larves à partir des racines :

Les Juvéniles des *Meloidogyne spp.,* de deuxième stadesont les plus nuisibles sur les racines des cultures. Le grand intérêt de notre étude a porté sur l'efficacité du bionématicide sur les larves (j_2) en suivant ces étapes :

1 ère étape : la technique de Bearmannrésumée comme suit :

- Prélèvement de racines infestées.
- Rinçage des racines infestées avec de l'eau, puis séchage à l'air libre.
- Coupure des radicelles qui contiennent plus de masses d'œufs.
- Préparation d'un entonnoir avec une passoire à petites mailles pour éviter le passage des débris racinaires et les particules du sol.
- Raccorder l'entonnoir avec un tuyau en plastique muni d'une pince pour faciliter la récupération des larves.
- Dépôt d'un papier filtre de 20 µm pour une bonne migration des larves.
- Mettre les radicelles au-dessus de la passoire.
- Remplir l'entonnoir avec de l'eau distillée à ce que les radicelles soient totalement trempées.
- Récupération des larves après 48 heures dans une boite de Pétri.
- Observation sous loupe binoculaire GR×25.

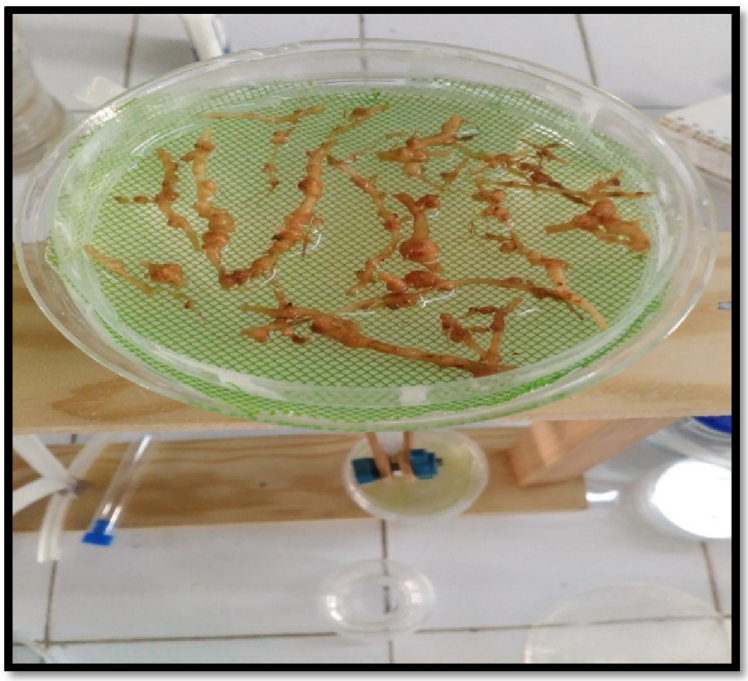


Figure 14 : Entonnoir de Bearmann (original)

2 éme étape :

- Verser le contenue de la boite de Pétri dans un bécher gradué.
- On rajoute de l'eau distillée dans le bécher jusqu'à 10 ml.
- A l'aide d'une pipette, on homogénéise la solution en soufflant à l'intérieur.
- On prélève 0.15 ml et on le met dans un verre de montre.
- Sous une loupe binoculaire on fait le comptage des larves.
- On répète ce prélèvement 15 fois et on calcule la moyenne.
- En suivant toutes ces étapes, les résultats du nombre de juvéniles infectantes pour réaliser les tests sont de 20 j_2 par ml. On a trouvé la moyenne de 20 larves par 0.15 ml d'eau.



Figure 15 : Larves de *Meloidogine spp.,* dans 1 ml d'eau sous loupe binoculaire (original)

III.4.3. Application du produit :

III.4.3.1. Le test :

Dans des boites de Pétri en plastique de 8 cm de diamètre, des verres de montres stérilisés sont disposés à l'intérieur. Dans ces verres, une moyenne de 20 juvéniles (j_2) de *Meloidogyne spp.,*actives et mobiles âgées de 24 heures sont déposées dans un ml d'eau distillée à pH neutre par boite. Cette technique permet de garder le plus longtemps possible le milieu humide en évitant l'évaporation rapide.

Nous avons préparé cinq blocs de boites de Pétri contenant des verres de montre. Chaque bloc contient 3 boites de Pétri. Un verre de montre contient 0.15 ml de la solution avec une moyenne de 20 larves à tester pour faciliter l'observation de la mobilité des larves de *Meloidogyne spp*. Dans cette expérimentation, nous avons testé trois doses différentes en comparaison avec deux blocs témoin, eau distillée et bloc DMSO à 2 % (Diméthylsulfoxyd).

	T Eau	T DMSO	D 1	D 2	D 3
R 1					
R 2					
R 3					

Figure16 : Les blocs traités et le bloc témoin dans des boites de Pétri.

Les doses choisies pour le test préliminaire :

L'application des extraits selon des doses définies à l'aide d'une micropipette de précision :

Bloc 1 : dose 1 : 0.5 ml d'extrait / 0 ml eau

Bloc 2 : dose 2 : 0.25 ml extrait / 0.25 ml eau

Bloc 3 : dose 3 : 0.125 ml extrait / 0.375 ml eau

Bloc témoin (eau distillée) : il contient seulement les larves vivantes pour observer la mortalité naturelle.

Bloc témoin (DMSO) .

L'observation de la mobilité et la mortalité des larves sous l'effet des extraits bionématicide est réalisée pendant deux jours après l'application. L'observation est faite après (8h,16 h ,24h, 32h) du traitement. Notons que le nombre de tests est de deux fois pour augmenter les chances de réussite et de confirmer les résultats obtenus.

Les calcules des nouvelles doses sont comme suit :

La raison 2 donne trois autres doses qu'on va les tester sur les larves.Après des testes à blancs nous avons fixé les doses suivantes :

dose 1 : 0.5ml

dose 2 : 0.25ml

dose 3 :0.125ml

III.4.3.2.Méthode de calcul de mortalité corrigée

L'efficacité d'un produit biocide sur les nématodes est évaluée par la mortalité de ces derniers. Pour chaque dose testée, le pourcentage moyen de mortalité des larves est calculé. Les résultats sont exprimés en pourcentage de mortalité corrigée. Considérant qu'il y'a une mortalité naturelle dans la population (témoin : eau distillée) qui s'ajoute à la mortalité due au solvant. Les résultats sont exprimés en pourcentage de mortalité selon la formule suivante :

Mortalité observée = [(nombre de nématodes morts)/ (nombre total d'individus)] x 100

La mortalité est ensuite corrigée par la formule de Schneider-Orelli :

Mc = [(M2-M1)/ (20-M1)] x 100

Mc : Pourcentage de mortalité corrigée.

M1 : Pourcentage de mortalité enregistrée dans le lot témoin.

M2 : Pourcentage de mortalité enregistrée dans les lots traités.

III.4.3.3.Détermination de la DL50 et TL50

Le but est d'estimer la DL50 ; dose létale à partir de laquelle on obtient 50 % de mortalité, et le TL50 ; temps létale à partir duquel on obtient également 50 % de mortalité. Pour cela, il est procédé à une transformation des pourcentages de mortalités corrigées en Probit, et la transformation en logarithme décimale des doses. Ces transformations nous permettent d'établir des équations des droites de régression de Log (dose) en fonction des Probits qui est la suivante:

$Y = a X + b$

Y : Probit des mortalités corrigées.

X : Logarithme des doses.

a : la ponte.

La DL50 sera égale à anti-log10 X, avec X = Log10 des doses correspondant au Probit 5 sur le graphe. On obtient à partir des équations en remplaçant Y par le Probit de 50 qui égale à 5 (CAVELIER, 1976).

III.4.3.4. Expression des résultats

Les résultats de mortalités sont traités statistiquement par une analyse de la variance à un critère de classification et d'une comparaison multiple des moyennes par la méthode de Tukey . Le logiciel utilisé est XL STAT version 6.0 (ANOVA).

Résultats et discussions

Chapitre IV : Résultats et discussions

IV.1. Résultats

IV.1.1. Effet des extraits méthanoliques et aqueus sur la mortalité des juvéniles (J_2) de *Meloidogyne spp.*

Les résultats consignés dans le tableau (01) montrent que les deux extraits présentent une activité nématicide différentes d'un extrait à un autre à l'égard de *Meloidogyne spp*. Cette activité est proportionnelle à la concentration et la période d'exposition. Elle augmente lorsque la concentration et la période d'exposition augmentent.

Extrait méthanoliquemontre une efficacité nématicideimportant lorsque la concentration et la période d'exposition augmentent, moyenne à une forte concentration (0.5 ml) et après 32 heures d'exposition. L'extrait enregistre un taux de mortalité dépassant les 83.33 %. Ainsi l'extrait aqueux montre efficacité nématicide moyenne à important 63.33 %.

Tableau 01 : Effet d'extrait méthanolique et d'extrait aqueux sur la mortalité des juvéniles (J_2) de *Meloidogyne.*

	Doses	Temps	R1	R2	R3	M (%)	Mn(%)	M_{DMSO}(%)	MC (%)	MC (Probits)
EX. Méth.	D1	8h	5	6	8	31.67	0	0	31.67	4.52
		16h	9	6	9	40	0	0	40	4.75
		24h	15	13	17	75	0	0	75	5.67
		32 h	17	15	18	83.33	0	0	83.33	5.96
	D2	8h	3	4	1	13.33	0	0	13.33	3.82
		16h	8	6	7	35	0	0	35	4.61
		24h	12	10	12	56.67	0	0	56.67	5.17
		32 h	16	14	16	76.67	0	0	76.67	5.73
	D3	8h	0	0	2	3.33	0	0	3.33	3.13
		16h	2	2	6	16.67	0	0	16.67	4.03
		24h	5	7	10	36.67	0	0	36.67	4.66
		32 h	13	9	11	55	0	0	55	5.13
EX. Aque.	D1	8h	0	2	4	10	0	0	10	3.72
		16h	4	6	3	21.67	0	0	21.67	4.21
		24h	8	10	8	43.33	0	0	43.33	4.83
		32 h	12	15	11	63.33	0	0	63.33	5.43
	D2	8h	0	1	2	5	0	0	5	3.36
		16h	4	3	2	15	0	0	15	3.96
		24h	5	5	3	21.67	0	0	21.67	4.21
		32 h	8	9	9	43.33	0	0	43.33	4.83
	D3	8h	0	1	2	5	0	0	5	3.96
		16h	1	1	3	8.33	0	0	8.33	3.61
		24h	3	1	5	15	0	0	15	3.96
		32 h	7	6	8	35	0	0	35	4.61

$D_{1,}$ D_2 etD_3 : Doses (µl/ml) / $R_{1,}$ R_2 etR_3,: répétitions (1, 2 et 3) / Mn : mortalité naturelle / $M_{(DCM)}$: mortalité due au dichlorométhane / Mc : mortalité corrigée / M (Probits) : la mortalité corrigée en Probit.

IV.1.2. Calcul de la DL_{50} des deux extraits :

L'efficacité des deux extraits a été également évaluée par le calcul de la DL50 représentée à partir des droites de régression. Les résultats obtenus sont consignés dans le tableau (02) et illustrés dans (Fig.17 et 18).

Tableau 02 :Résultats des DL50 pour la mortalité des juvéniles de *Meloidogyne.*

Produits testés	DL50 (µl/ml)		
	32h	24h	16h
Ex. méth.	0.7 ml	0.2 ml	0.091 ml
Ex. aque.	0.27 ml	0.72 ml	2.97 ml

Pour tous les traitements, les valeurs de la DL50 sont inversement proportionnelles au temps d'exposition. En effet, après 32 heures les concentrations nécessaires pour provoquer une mortalité de 50% sont plus faibles que celles de 16 et 24 heures.

En effet, à cette concentration le taux de mortalité obtenu dépasse les 50% après 24 heures pour l'extrait méthanolique et pour l'extrait aqueux 32 heures d'exposition (effet choc).Les DL50 les plus faibles sont notées avec l'extrait méthanolique, elles sont de 0.091 ml après 16 h, de 0.02 ml après 24 heures et de 0.7 ml après 32 heures. La DL50 d'extrait aqueux après 16, 24 et 32 heures d'exposition est plus forte que les doses testées.

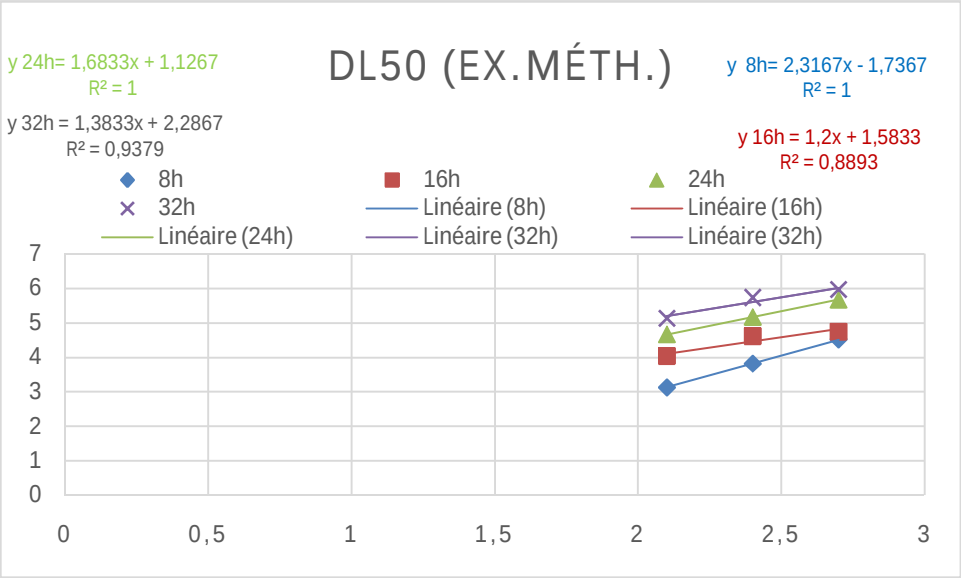


Figure17 : Droite de régression des probits à différentes concentrations utilisées de l'extrait méthanolique sur les juvéniles (J_2) de *Meloidogyne*.

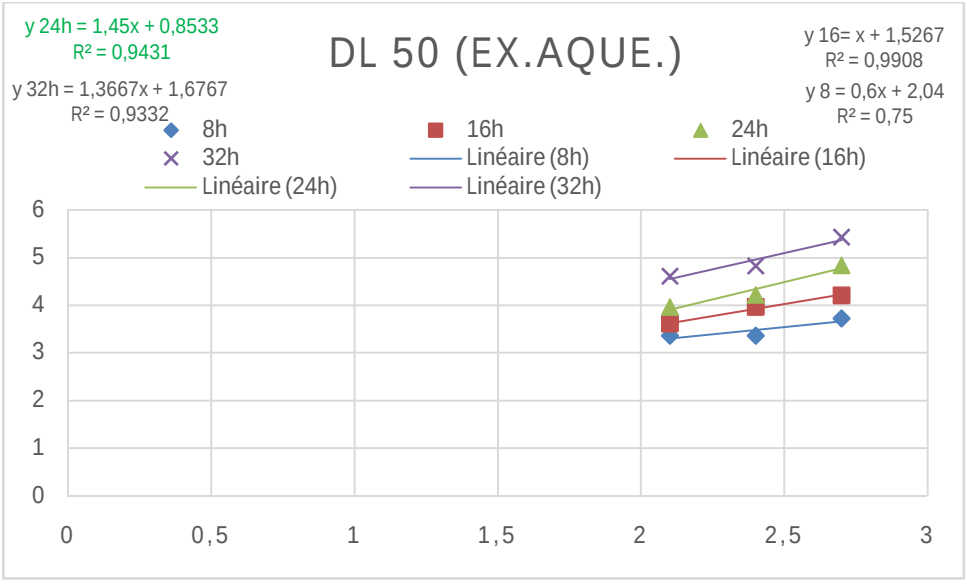


Figure18 : Droite de régression des probits à différentes concentrations utilisées de l'extrait aqueux sur les juvéniles (J_2) de *Meloidogyne*.

IV.1.3. – Calcul du TL_{50} des deux molécules :

La régression du logarithme du temps en fonction des probits permet de déterminer les TL50 de deux alcaloïdes utilisés avec 25µl/ml comme concentrationTableau(03)et illustrés dans (Figure 19 et 20).

Tableau 03 :Résultats des TL50 pour la mortalité des juvéniles de *Meloidogyne*.

Produits testés	TL50		
	0.5	0.25	0.125
Ex. méth.	14h.16min	19h.54min	29h.52min
Ex. aque.	25h.38min	44h.21min	67h.48min

Nous avons noté que l'extrait méthanolique est doté d'un effet choc intéressant. L'effet choc est obtenu avec l'extrait méthanolique où elle enregistre le plus faible TL50 de l'ordre de 14heures 16 minutes. Pour le même taux de mortalité et à la même concentration et dans les conditions de l'expérimentation on a pu évaluer que l'extrait aqueux demande 25 heures et 38 minutes de temps d'exposition.

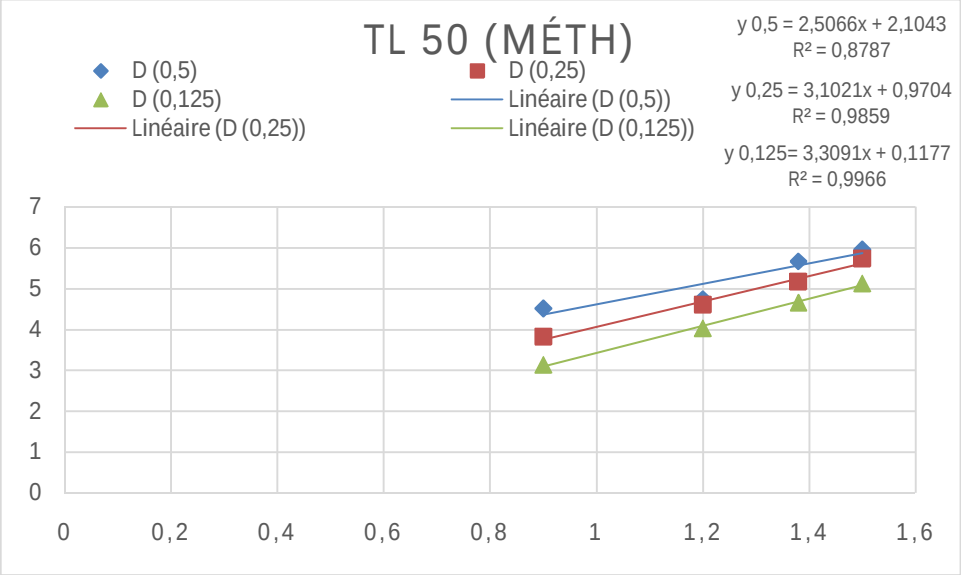


Figure19 : Droite de régression des probits à différents temps d'exposition de l'extrait méthanoliquesur les juvéniles (J_2) de *Meloidogyne*.

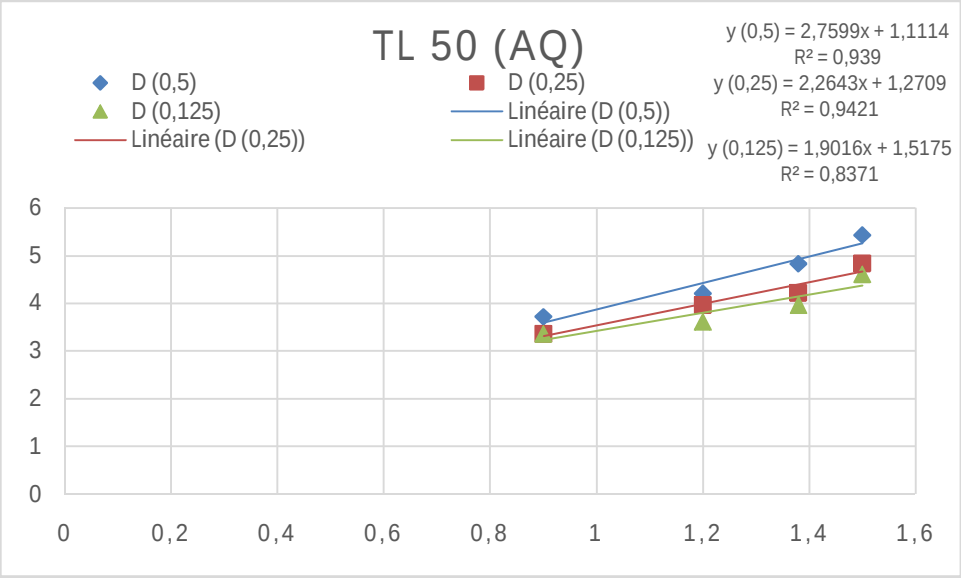


Figure20 : Droite de régression des probits à différents temps d'exposition de l'extrait aqueux sur les juvéniles (J_2) de *Meloidogyne.*

IV.1.4. Analyse de la variance (ANOVA)

L'analyse de la variance basée sur le test de Tukey (HSD) réalisée parle logiciel [XL STAT (2013) et Statistica (ver. 06)].

IV.1.4.1. Effet des extraits méthanolique et d'extraits aqueux sur la mortalité des (J_2) de *Meloidogyne :*

Tableau 04 : Coefficients d'ajustement (extrait méthanolique et extrait aqueux)

R (coefficient de corrélation)	0,964
R^2 (coefficient de détermination)	0,930
R^2aj. (coefficient de détermination ajusté)	0,914
SCR (somme des carrées résiduels)	155.244

Le R^2 (coefficient de détermination) donne une idée du pourcentage de variable à modéliser et expliqué par les variables explicatives. Plus ce coefficient est proche de 1, meilleur est le modèle. Dans notre cas, 93 % de la variabilité est expliquée par les doses et le temps. Le reste de la variabilité est explicable par des effets qui ne sont ni recensés, ni mesurés dans cette analyse.

Tableau 05 : Evaluation de la valeur de l'information apportée par les variables [H_0 = Y = Moy(Y)]. (Extraitméthanolique et extrait aqueux)

Source	Ddl	Somme des carrés	Carré moyen	F de Fisher	Pr > F
Modèle	15	2058.274	137.218	59.220	0,0001
Résidus	67	115.244	2.317		
Total	82	2213.518			

Le test de F de Fisher est utilisé étant donné que la probabilité associée au F est dans ce cas (Pr = 0.0001). Cela signifie que l'on prend un risque de 0.01% en concluant que la différance est très hautement significative.

IV.1.4.1.1.Test de comparaison multiples pour la variable (dose, temps) :

Tableau 06 : Tukey (HSD)/ Analyse des différences entre les groupes avec un intervalle de confiance de 95,00% (extrait méthanolique et extrait aqueux)

Modalités	Différence	Différence réduite	Valeur critique	Pr. >Diff	Significatif
D1m ~ Tem	12,091	19,029	3,040	< 0,0001	Oui
D1m ~ D3a	8,924	14,045	3,040	< 0,0001	Oui
D1m ~ D2a	7,841	12,340	3,040	< 0,0001	Oui
D1m ~ D3m	6,508	10,242	3,040	< 0,0001	Oui
D1m ~ D1a	5,174	8,143	3,040	< 0,0001	Oui
D1m ~ D2m	3,008	4,733	3,040	0,000	Oui
D2m ~ Tem	9,083	14,617	3,040	< 0,0001	Oui
D2m ~ D3a	5,917	9,521	3,040	< 0,0001	Oui
D2m ~ D2a	4,833	7,778	3,040	< 0,0001	Oui
D2m ~ D3m	3,500	5,632	3,040	< 0,0001	Oui
D2m ~ D1a	2,167	3,487	3,040	0,014	Oui
D1a ~ Tem	6,917	11,130	3,040	< 0,0001	Oui
D1a ~ D3a	3,750	6,034	3,040	< 0,0001	Oui
D1a ~ D2a	2,667	4,291	3,040	0,001	Oui
D1a ~ D3m	1,333	2,146	3,040	0,339	Non
D3m ~ Tem	5,583	8,985	3,040	< 0,0001	Oui
D3m ~ D3a	2,417	3,889	3,040	0,004	Oui
D3m ~ D2a	1,333	2,146	3,040	0,339	Non
D2a ~ Tem	4,250	6,839	3,040	< 0,0001	Oui
D2a ~ D3a	1,083	1,743	3,040	0,590	Non
D3a ~ Tem	3,167	5,096	3,040	< 0,0001	Oui

Le teste de Tukey (HSD) va nous permettre de répondre à notre question initiale : y a-t-il une différence significative entre les doses et temps si oui, comment peut on les classer ? Le test de Tukeyest appliqué a l'ensemble des couples de différence possible (comparaison des moyennes deux à deux) montre trois différences non significative entre la dose 1 et 3 (D1a-D3m), et entre la dose 3 et 2 (D3m - D2a), et entre la dose 2 et 3 (D2a - D3a).

Tableau 07 : Classement des groupes homogènes des moyennes des pourcentages de mortalité des larves de *Meloidogynespp.*, par l'extrait par rapport aux différentes doses (extrait méthanolique et extrait aqueux)

Modalités	Moyenne	Regroupements					
D1m	12,091	A					
D2m	9,083		B				
D1a	6,917			C			
D3m	5,583			C	D		
D2a	4,250				D	E	
D3a	3,167					E	
Tem	0,000						F

Le classement des groupes homogènes fait apparaître que les doses (D1a et D3m) forment un groupe homogène en C, et les doses (D3m etD2a) forment un groupe homogène en D, et les doses (D2a etD3a) forment un groupe homogène en E, Par contre D1m et D2m et Temforment trios groupes différents en A et B et E respectivement.

Tableau8 : Classement des groupes homogènes des moyennes des pourcentages de mortalité des larves de *Meloidogyne* par l'extrait par rapport aux temps d'exposition (d'extrait)

Modalités	Moyenne	Regroupements					
D1m	12,091	A					
D2m	9,083		B				
D1a	6,917			C			
D3m	5,583				D		
D2a	4,250					E	
D3a	3,167					E	
Tem	0,000						F

Les classements et les groupes homogènes donnent des résultats différents (forment 4 groupes différents A, B ,C, D et Frespectivement) et forment un groupe homogène en E,que précédemment, c'est-à-dire des groupes non homogènes sur les 4 temps d'exposition.

Discussion

Actuellement plus de 200 espèces de plantes de différentes familles botaniques (*Asteraceae*,*Fabaceae*,*Brassicaceae*, *ombellifèreseuphorbiacées* **)** ont été recensé pour leurs propriétés nématicides (Djian-Caporalino et *al*. 2008). Les substances actives peuvent être exsudées au niveau racinaire et agir soit en inhibant la pénétration des juvéniles dans les racines (effet répulsif du sésame), soit en inhibant l'éclosion des œufs (effet ovicide de la graminée *Eragrostis curvula*), soit en empoisonnant les nématodes (effet larvicide de la pervenche de Madagascar *Catharanthus roseus*) (Djian-Caporalino et *al*. 2009).

Les effets des extraits de plantes sur les micro-organismes ont été étudiés par un très grand nombre de chercheurs dans différents pays du monde (Kivcak et *al.,* 2002 ; Ates et *al.,* 2003 ; Dulger et *al.,* 2005 ; Kumar et *al.,* 2006). D'autres travaux ont fait l'objet d'essais in vitro des extraits aqueux, alcooliques et lipidiques de diverses espèces végétales sur les larves et les oeufs de nématodes, principalement les *Meloidogyne spp* (Isman, 2002).

Pour évaluer l'effet nématicide de Taxus baccata dans le contrôle la mortalité de *Meloidogyne spp.,* nous avons tenu compte de l'état de traitement (la concentration et le temps d'obsarvatiob) sur les larves (J2) de *Meloidogyne spp.,*.

Les plantes sont capables de produire des substances naturelles très variées. En effet, en plus des métabolites primaires classiques (glucides, protéines, lipides, acides nucléiques), elles synthétisent et accumulent perpétuellement des métabolites secondaires dont la fonction physiologique n'est pas toujours évidente mais qui représente une source immense de molécules exploitables par l'homme dans des domaines aussi distincts que la pharmacologie, l'agroalimentaire ou encore en agriculture dans le cadre de la phytoprotection (Auger et *al.,* 2002 ; Haddouchi et *al.,* 2008), en outre ces produits peuvent être exploités pour l'élaboration de biopesticides qui ont l'avantage d'être respectueux pour l'environnement et pour la santé humaine (KADIOGLU et YANAR, 2004).

Nous sommes arrivés à des résultats positifs et concluants sur la mortalité de *Meloidogyne spp.,* pour les deux extrait(méthanolique et aqueux) de *Taxus baccata*. Nous pouvons dire que la plant Taxus baccata ont un effet remarquable sur le développement des *Meloidogyne spp.,*.

Des insecticides issus des plantes sont déjà connus depuis longtemps. Ils ont été développés et commercialisés contre les insectes. C'est le cas du pyrèthre (PHILOGENE *et*

al., 2005). Plusieurs composés à effet nématicide ont été isolés à partir des plantes principalement ceux de la famille des *Asteraceae*, c'est le cas de α-terthienyl isolé à partir des tagetes qui présente une très grande efficacité contre les nématodes.

Actuellement, les extraits des plantes commencent à avoir un intérêt très promoteur comme une source potentielle de molécules naturelles bioactives. Les extraits végétaux font l'objet d'études pour leur éventuelle utilisation comme alternative pour les traitements insecticides, bactéricides, nématicides et fongicides (Yakhlef., 2010).

Il a été mis en évidence par Munacata (1979) que la plupart des substances naturelles nématicides, qui peuvent avoir une activité systémique (véhiculées par la sève de la plante), sont décomposables et non polluantes. Elles pourraient être utilisées comme base pour la synthèse de nouveaux nématicides (Dijian-Caproralino et *al,* 2002).

Les plantes ont servi de pesticides depuis des périodes antiques. Des substances naturelles et synthétiques analogues aux composés naturels des plantes ont été développés pour contrôler les parasites, tels que de la pyréthrine et les pyrethroides utilisé comme insecticides (Oka, 2010).

Conclusion

Conclusion

L'application des agents chimiques pour le contrôle les nématodes phytoparasites n'a donc cessé d'augmenter. Par conséquent, l'augmentation de l'utilisation d'un certain nombre de pesticides a eu des effets négatifs sur la santé humaine et sur l'environnement (Weih et *al*., 2008).

Au cours des dernières décennies, l'attention portée aux effets secondaires des pesticides a profondément modifié la perception à l'égard des pesticides .Ils sont devenus, pour certains, des produits dangereux que l'on devrait bannir ou, au mieux, un mal nécessaire.

Ces conséquences éco toxicologiques plus contraignantes à une augmentation importante des couts de développement de nouveaux produits phytosanitaires. Le concept de lutte intégrée se réfère principalement à l'écologie, aux rapports existants entre les organismes vivants et leur environnement ou leur espace vital. A l'origine, cette démarche visant la réduction du nombre d'interventions avec des pesticides et le développement des futurs biopesticides d'origine végétale, est une méthode plus saine et écologique pour la protection des plantes (Gottlieb et *al*., 2002).

De ce fait, le travail entrepris dans ce mémoire avait pour objectifs d'évaluer les effets toxiques d'extrait méthanolique et aqueux de plante Taxus baccata contre les nématodes à galles qui attaque les cultures maraichères. Les résultats obtenais des extrait utilisé présentent une activité nématicide différentes d'un extrait à un autre à l'égard de *Meloidogyne spp*. Cette activité dépend de la dose et du temps d'exposition. Ainsi, le taux maximal de mortalité a été relevé dans la concentration la plus élevée et durant la période d'exposition la plus longue.

Dans le cadre de la recherche fondamentale, le transfert du gène responsable de la synthèse des métabolites secondaires (alcaloides) est possible pour l'obtention de variétés ayant des propriétés de résister d'avantage aux nématodes phytoparasites (rôle des biotechnologies).

Référence bibliographique

1) **ABAD P,GOUZY J,AURY JM,CASTAGNONE-SERERO P , DANCHIN EG , 2008** Genome sequence of the metazoan plant-parasitic nematode *Meloidogyne incognitaNat. Biotechnol*., 26(8): 09-15.

2) **ANASTASIADIS I.A., GIANNAKOU I.O., PROPHETOU-ATHANASIADOU D.A. etGOWEN S.R. (2008).**The combined effect of the application of a biocontrol agent *Paecilomyceslilacinus*, with various practices for the control of root-knot nematodes. CropProtectio 27, 352-361.Anatolia.Turk.J.Agric.For, Vol.31, PP.159-167.

3) **ANONYME (2006).** Statistique agricole : Superficie et production, Série B, Ministère de l'agriculture, 64 pp.

4) **ANTONIOU PP., TJAMOS E.C., PANAGOPOULOS C.G., 1995.** Use of soil solarisation for controlling bacterial canker of tomato in plastic houses in Grece .Plant pathology, vol.44, pp: 438-447.

5) **Barnea, A., Harborne, J.B. & Pannell, C., 1993.** What parts of fleshy fruits contain secondary compounds toxic to birds and why?.*Biochemical Systematics and Ecology*, V. 21, pp. 421–429.

6) **BASAVARAJA M.K., et RAMASWAMY G.R., 2001.** Management of root knot nematode in tobacco nursery througe, organic amendments .Ann. PL. Protect. Sci, vol.9, pp.92-94.

7) **BELAIR G. (2005).** Les nématodes, ces anguillules qui font suer les plantes….par la racine. Phytoprotection. Vol. 86(1), 65-69.

8) **BERTRAND C., LIZOT J. F. et MAZOLLIER C., 2001-** Lutter contre les nématodes à galles en agriculture biologique. GRAB (Groupe de recherche en agriculture biologique), p.4

9) **CASTAGNONE- SERENO P., 2002.** Genetic variability in parthenogenetic root knotnematodes,*Meloidogyne spp*. And their ability to overcome plant resistance genes.Nematology.Vol.4, pp.605-608.

10) **CASTILLO P., NICO A.I., JIMENEZ-DIAZ R.M., 2003.** Solarisation of soil in piles for the control of *Meloidoyne incognita* in olive nurseries in southern Spain .Plant pathology, vol. 52, pp.770-778.

11) **CAYROL J.C., DJIAN-CAPORALINO C. et PANCHAUD-MATTEI E. (1992).** La lutte biologique contre les nématodes phytoparasites. Courrier de la Cellule Environnement de l'INRA n° 17, 31-44.

12) **Chesney, J.D., 1997.**Taxane contents of Taxus cultivars grown in American nurseries. *Journal of Environmental Horticulture*, V. 15, pp. 200–205.**CHITWOOD D.J., 2002.** Phytochemical based strategies for nematode control. Ann.

13) **Clarke, M.L., Harvey, D.G. & Humphreys, D.J., 1981.***Veterinary Toxicology*, 2nd ed., Tindall, London, UK.124p.

14) **Cooper, M.R. & Johnson, A.W., 1984.** Poisonous Plants in Britain and their Effects on Animals and Man. Ministry of Agriculture, Fisheries and Food, HMSO, London, UK. Reference Book, 161p.

15) **DE GUIRAN G., 1983**. Les nématodes parasites des cultures en pays tempéré. Ed. Le littoral. S.A Bezier., 42 p.diseases. Ed. APS Press, The American Phytopathological Society. 73 pp.

16) **DJIAN -CAPORALINO C., BOURDY G., CAYROL JC., 2006.** Plantes nematicides et plantes résistantes aux nématodes in biopesticides d'origine végétal.Ed.Tec et Doc. Et Lavoisier ,Paris.Pp.187-241.

17) **DJIAN-CAPORALINO C, VEDIE H, ARRUFAT A ., 2009-** De nouvelles pistes pour gérer les nématodes à galles. PHM *Rev.Hortic*.,515:34–37.

18) **DJIAN-CAPORALINO C., 2009-** Les plantes pièges et la lutte contre nématodes à galles. Jardin, environnement et santé 11 colloque scientifique de la SNHF, p.6

19) **DJIAN-CAPORALINO C., 2009-** Les plantes pièges et la lutte contre nématodes à galles. Jardin, environnement et santé 11 colloque scientifique de la SNHF, p.6 .

20) **DJIAN-CAPORALINO C., VEDIE H. et ARRUFAT A., 2009-** Gestion des nématodes a galles : lutte conventionnelle et luttes alternatives. L'atout des plantes pièges. PHYTOMA, p.18.

21) **DJIAN-CAPORALINO C., VEDIE.H. etARRUFAT.A. 2009 -** Gestion des nématodes a galles : lutte conventionnelle et luttes alternatives. L'atout des plantes pièges. *PHYTOMA*. 18p.

22) Elsohly, H.N., Croom, E.M. Jr, Kopycki, W.J., Joshi, A.S., Elsohly, M.A. &Mc-*firmus*on root-knot nematode *Meloidogyne incognita* infestation and the growth of tomato plants in the greenhouse and nursery. Journal of Invertebrate Pathology**.**Vol. 100(2), 94 – 99.

23) **FOURY C., 1995** - Lutte contre les parasites et ennemis d'origine tellurique vers une stratégie plus intégrante,*Rev. Horti*., n° 356, p.p. 21-29.

24) **Garneau F. X., Zamir L., 1995.** L`if arbre de la mort : un espoir de vie, not. 2p.

25) **Hartzell H., 1991.** Conservation and pharmaceutical interests: The case of Yew trees. Society for conservation biology. V.6, N. 1, pp.152-153.

26) **JAMES B., ATCHA-AHOWE C., GODONOU I., BAIMEY H., GOERGEN G., SIKIROU R. et TOKO M., 2010-** Gestion intégrée des nuisibles en production maraichère : Guide pour les agents de vulgarisation en Afrique de l'Ouest.

27) **Jean F. I., Garneaux F. X., 1992**. Analyse de produits naturels de *Taxuscanadensis.* Thèse Mait. Ressources renouvelables, Univ. De Quebec, Canada, 104p.

28) **JONES J.B., JONE J.P., STALL R.E. et ZITTER T.A. (1997).** Compendium of tomato

29) **KACIMI, A., 1989** -*Essai de lute biologique contre Meloidogyne au moyen d'un champignon prédateur Arthrobotrysirigularis sous abris serre à l'Institut National Agronomique (El Harrach)*. ThéseIng.Agro.Inst.Nat.Agro.El Harrach, 61p.

30) **KACIMI, A., 1989** -*Essai de lute biologique contre Meloidogyne au moyen d'un champignon prédateur Arthrobotrysirigularis sous abris serre à l'Institut National Agronomique (El-Harrach)*. ThéseIng.Agro.Inst.Nat.Agro.ElHarrach, 61p.

31) **KASKAVALCI G., 2007.** Effects of soil solarization and organic amendment treatments for controlling *Meloidogyne incognita* in tomato cultivars in western

32) **KATAN J. , 2000.**The methyl bromide issue: problemes and potentiel solutions. Journal of plant pathology, vol.81, pp.153-159.

33) **KATAN J., 1987.** Soil solarizationin : CHET I. Ed. Innovative Approaches to plant disease control. J. wiely and sons, New York, pp. 77-105.

34) **KIENWNICK S. et SIKORA R.A. (2006) a.**Biological control of the root-knot nematode *Meloidogyne incognita* by *Paecilomyceslilacinus*strain 251. Biological Control. Vol. 38(2), 179-187.

35) **KIEWNICK S. (2006).** Effect of temperature on growth, germination, germ-tube extension and survival of Paecilomyceslilacinus strain 251. Biocontrol Science and Technology, Vol. 16(5), 535 – 546.

36) **LUC M, SIKORA R.A ET BRIDGE J., 2005-** *Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture , second edition* .CABI publishing.

37) **MATEILLE T., FOULD S., DABIRE K.R. DIOP M.T. et NDIAYE S. (2009).**S **patial**distribution of the nematode biocontrol agent *Pasteuriapenetrans*as influenced by its soil habitat**.** *Soil Biology and Biochemistry. Vol.* 41(2), 303-308.

38) **Meddour R., 2010.** Bioclimatologie, phytogeographie et phytosociologie en algerie (example de groupements forestiers et preforestieres de Kabylie djurdjurenne). TheseDoct., en Agro., Option : Foresterie. Uni. Mouloud Memmari, TiziOuzou. 397p. mediated suppression of root infecting fungi and root-knot nematode. Phytopathology Medit 27, 295-301.

39) **MESSIAEN C. M., BLANCARD D., ROUXEL F., ET LAFON R., 1991-***Les maladies des plantes maraichères .Du terrain au labo*.Inra, 1991.

40) **Miller, R.W., 1980.** A brief survey of Taxus alkaloids and other taxane derivatives. *Journal of Natural Products*, N.43, pp. 425–437.

41) **MORRA L., BILOTTO M., DE MAIO M., 2005.** Difesaintegratadelpeperonecontro la cancrenapedale.Orticulture, vol.14, p.53-57.

42) **Mundry, I. &Mundry, M., 2001.** Male cones in Taxaceae s.1. an example of Wettstein'spseudanthium concept. *Plant Biology*, V.3, pp. 405–416.

43) **NGAMO L.S.T., (2004).** A la recherche d'une alternative aux polluants naturels persistants. Bull. Info. Phytosanitaire, n° 43.pp.229-243.

44) **RAMASWAMY G.R., et LOKAMANYA D.S., 2001.** Integrated management of root knot nematode in FCV tobacco nursery.Tob.Res, vol.27, pp.19- 23.

45) RAVINDRA H., ONKARAPPA T., KRISHNAPPA K., NARAYANASWAMY H.

46) **REGNAULT-ROGER C., 2005.** Molécules allélochimiques et extraits végétaux dans la protection des plantes in enjeux phytosanitaires pour l'agriculture et environnement, Ed. Tec et doc, paris, pp.625-650. Rev.Phytopathol.N.40, Pp.49-221.

47) **SCOTTO LA MASSESE J C., 1962.** Aperçu sur les problèmes posés par les nématodes phytoparasites en Algérie. Ass .Coor .Trrav .Agri. F.N.H.P.C. Versailles, pp. 83-105.

48) **SELLAMI S., LOUNICI M., 2000.** Control of root knot nematode by solar heat on tomato. Seven Arab congress of plant production.Oct.22-26.

49) **SELLAMI S., LOUNICI M., EDDOUD A. et BENSEGHIR H. (1999).** Distribution et plantes hôtes associées aux *Meloidogyne* sous abris plastiques en Algérie. Nematol. Nedit. 27, 295-301.

50) **SELLAMI S., LOUNICI M., EDDOUD A., et BENSEGHIR H. 1999.** Distribution et plantes hôtes associées aux *Meloidogyne* sous abri plastique en Algérie. Nematol.

51) **SEVILHAN M., CHEN S. et MELAKEBERHAN H. (2007).** Effects of *Hirsutellaminnesotensis*and N-Viro Soil on populations of *Meloidogyne hapla*. Biocontrol Science and Technology. Vol. 17 (3), 233 – 246.

52) **SIDDIQUI I.A., SHAUKAT S.S et HAMID M. (2002).** Role of Zinc in Rhizobacteria

53) **SIDDIQUI M A., 2005.** Management of plant parasitic nematode by soil solarization. Plant .disease. India, pp. 238-253.

54) **Stützel, T. &Röwekamp, I., 1999.**Female reproductive structures in Taxales. Flora, V.194, pp. 145–157.

55) **TEREFE M., TEFERA T. et SAKHUJA P.K. (2009).** Effect of a formulation of *Bacillus*

56) **VAGELAS I.K., PEMBROKE B., GOWEN S.R. et DAVIES K.G. (2007).** The control of root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.) by *Pseudomonas oryzihabitans*and itsimmunological detection on tomato roots. Nematology. Vol. 9(3), 363-370.

57) **VANDAMME V., HOEDEKIE A. et VIAENE N. (2005).**Long term efficacy of *Pochoniachlamydosporia*for management of *Meloidogyne javanica*in glasshouse crops.Nematology7, 741 - 754.

58) **WANG K.H., MCSORLEY R. et KOKALI-BURELLE N., 2006.**Effects of cover cropping, solarization and soil fumigation on nematode communities. Plant soil, vol.286,

59) **WHITEHEAD A.G. (1998).** Plant nematode control.Ed. CAB International. 384 pp.

Résumé

Résumé

Ce présent travail a porté sur l'effet d'extrait de plante Taxus baccata contre les nématodes *Meloidogyne spp.*, des cultures maraichères. Dans cette étude nous avons réalisé deux traitements (extrait méthanolique et extrait aqueux) à différent concentration et du temps d'exposition.

Les résultats obtenus ont montré que l'extrait réagissent différemment contre ce nématode, le pourcentage de mortalité des larves dépend du temps d'exposition et de la concentration d'extrait, que l'extrait méthanolique montre une efficacité nématicide important et l'extrait aqueux montre une efficacité nématicide moyenne.

Summary

This work focused on the effect of Taxus baccata plant extract against Meloidogyne spp. Nematodes, vegetablecrops. In this study we performed two treatments (methanolic extract and aqueous extract) at different concentration and exposure time.

The results obtained showed that the extract reacts differently against this nematode, the percentage of mortality of the larvae depends on the exposure time and the extract concentration, the methanolic extract shows a significant nematicide efficiency and the aqueous extract shows a mean nematicide efficiency.

ملخص

ركز هذا العمل على تأثير مستخلص نباتات Taxus baccatzضد *Meloidogyne spp* ، نيماتودا ، محاصيل نباتية.
في هذه الدراسة أجرينا علاجين (مستخلص الميثانول والمستخلص المائي) بتركيز و وقت عرض مختلفين.
أظهرت النتائج التي تم الحصول عليها أن المستخلص يتفاعل بشكل مختلف ضد هذه النيماتودا ، نسبة مئوية للوفيات من اليرقات تعتمد على وقت التعرض و تركيز المستخلص ، ويظهر المستخلص الميثانولي فعالية مبيد nematicide ومستخلص مائي يظهر كفاءة intematicide متوسطة.