

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

UNIVERSITE BLIDA 1

FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE
DEPARTEMENT BIOTECHNOLOGIES

Projet de fin d'étude en vue de l'obtention du diplôme de Master II
en Sciences de la Nature et de la Vie
Option : Phytopharmacie Appliquée

**Evaluation de l'activité nématocide des extraits
de plantes sur le nématode de la vigne de genre
*Xiphinema (Nematoda-Longidoridea)***

Réalisé par

M^{elle} TOUAHRI Hassiba

Devant le Jury composé de :

M ^{me} BELKAHLA.H	Pr. .	U.B .1	Présidente
M ^{me} NEBIH D.	M.C.B	U.B.1	Promotrice
M ^{elle} HOUCEINI F.	Docteur	D.S.A.Médéa	Co-promotrice
M ^{me} MOUSSAOUI K	M.A.A	U.B.1	Examinatrice

ANNEE UNIVERSITAIRE 2014/2015

Dédicace

Je dédie ce travail

A ma famille qui a joué un grand rôle dans ma vie ;

A mon père qui est mon premier maître ;

A ma mère ma fierté et mon courage ;

A mes frères espoirs et lumière dans les périodes difficiles ;

*A ma spéciale sœur, et amie Faiza pour tous les excellents moments
qu'on a passés ensemble ;*

Et toutes mes amies qui m'ont été d'une précieuse aide Assia, Houria

HASSIBA...

Remerciements

Avant tout, je remercie Dieu de m'avoir donné la force et le courage nécessaire pour réaliser ce travail.

Je tiens à exprimer mes remerciements et mes respects à Mme NEBIH D. pour son encadrement scientifique et sa disponibilité, sa direction judicieuse qui m'a permis de focaliser et de me guider dans un itinéraire précis afin d'aboutir aux objectifs recherchés. Je tiens à remercier aussi Melle HOUCEINI.F de m'avoir aidé guider dans mes sorties.

J'exprime ma profonde gratitude à Mme BELKAHLA M. d'avoir accepté de présider le jury de cette thèse, qu'elle trouve ici l'expression de mon profond respect.

Mes remerciements s'adressent aussi à Mme MOUSSAOUI.K Examinatrice qui m'a honoré en acceptant de juger mon travail.

Je tien enfin a remercier Mme DJAMAI Amina pour sa patience et pour sa disponibilité pendant l'expérimentation ainsi que tout le personnel du laboratoire de zoophytatrie qui était toujours disponible.

Liste des Symboles et Abréviations

C°	Degré Celsius
C	Centimètre
Fig.	Figure
g	Gramme
H	heure
Tem	Témoin
ml	millilitre
Tab	Tableau
G.L.M	générale leare modale
G.F.L.V	Grapevin Fean Leaf
C1	40g/l
C2	80g/l
C3	120g/l
%	Pourcentage
pH	Potentiel hydrogène
X	Xiphinema
ArMV	<i>Arabis mosaic virus</i>
V. vinifera	Vitis. vinifera
Ar	Artimisia absintuim
Ab	<i>Artimisia herba alba</i>
Hyd	Hudrolat
Ur	<i>Urginea maritima</i>

Liste des tableaux

Tableau 1 :	Valeur des pH des extraits et hydrolat testés.....	27
Tableau 2 :	Model G.L.M. appliqué au pouvoir nématocide des traitements d'armoise en fonction du temps d'exposition et des doses utilisées	40
Tableau 3:	Model G.L.M. appliqué au pouvoir nématocide des traitements utilisés en fonction du temps d'exposition et des doses utilisées.....	41

LISTE DES FIGURES

Figure 1 :	Aspect général de <i>Xiphinema index</i>	4
Figure 2 :	Distribution du court-noué dans le monde : les nématodes vecteurs et leur népovirus associés	8
Figure 3 :	Galles de <i>X. index</i> sur racines de vigne	9
Figure 4 :	Feuilles de vigne présentant des symptômes dus au virus de court-noué transmis par <i>X. index</i> : (A) feuilles très fortement divisées, (B) panachures	10
Figure 5 :	Efficacité des plantes dans le contrôle des populations de <i>X. index</i>	14
Figure 6 :	<i>Lantana camara</i>	16
Figure 7 :	<i>Artemisia herba alba</i>	18
Figure 8 :	<i>Artemisia absinthium</i>	19
Figure 9 :	La florescence d' <i>A. absinthium</i>	20
Figure 10 :	<i>Urginea maritima</i>	22
Figure 11 :	L'inflorescence et les fleurs d' <i>U. maritima</i>	23
Figure 12 :	Etape d'agitation des Flacons (originale, 2015)	26
Figure 13 :	Etape de filtration des extraits (originale, 2015)	27
Figure 14 :	.Conservation des extraits aqueux (originale, 2015)	27
Figure 15 :	prélèvements des échantillons de sol (originale, 2015)	28
Figure 16 :	Le matériel d'extraction	29
Figure 17 :	Les étapes d'extraction (originale, 2015)	29
Figure 18 :	Le Passage actif des <i>Xiphinema sp.</i> (Originale, 2015)	30
Figure 19 :	Les essais in vitro des traitements (Originale ,2015)	30
Figure 20 :	L'aspect morphologique des nématodes avant et après traitements (originale, 2015)	30
Figure 21 :	Technique de montage des nématodes	32
Figure 22 :	Morphologie de <i>X.americanum</i>	34

Figure 23 :	Morphologie de <i>X.index</i>	35
Figure 24	Morphologie de <i>X.italia</i>	35
Figure 25	Variation de la toxicité des extraits aqueux d' <i>A. herba alba</i> et (A) d' <i>A. absinthium</i> (B)	36
Figure26	Variation de la toxicité de l'hydrolat selon des doses	37
Figure27	Variation de la toxicité des extraits aqueux de <i>L. camara</i>	38
Figure28	Toxicité des extraits aqueux du bulbe d' <i>Urginia maritima</i>	39
Figure29	Toxicité comparée des extraits aqueux d' <i>A.herba- alba</i> et <i>A.absinthium</i> et hydrolat d' <i>A.herba- alba</i> Ab : <i>Artemisia herba- alba</i>	40
Figure30	Toxicité comparée des extraits aqueux des traitements testés sur les <i>Xiphinema spp</i> (Ab : <i>Artemisia herba-alba</i> Ar : <i>Artemisia absinthium</i> ; Hyd d' <i>Artemisia herba- alba</i> ;Lat: <i>Lantana camara</i> ; <i>U.maritima</i>)	41
Figure31	.Variation des populations résiduelles en fonction des traitements et des doses Ab : <i>Artemisia herba-alba</i> Ar : <i>Artemisia absinthium</i> ; Hyd d' <i>Artemisia herba-alba</i> ;Lat: <i>Lantana camara</i> ; <i>U.maritima</i>	41

Résumé

L'étude réalisée a pour objective d'évaluer l'effet biocide in vitro des extraits aqueux de quatre espèces médicinales « *Artemisia* *Artemisia absinthium*, *Lantana camara* et *Urginia maritima* » et hydrolat d'*herba-alba*, vis à vis du nématode de la vigne du genre *Xiphinema*.

Les résultats ont confirmé que les traitements testés sont actifs sur les nématodes *Xiphinema*. L'effet biocide de ces derniers est proportionnel aux concentrations testées et au temps d'exposition des *Xiphinema spp.*

Les taux de mortalité les plus importants sont enregistrés pour les extraits aqueux d'*Urginia maritima*, Elle a montré un effet choc des les premières heures d'immersions. Alors que les trois traitements issus des espèces d'armoises ont révélé une toxicité comparable. Par contre l'extrait à base de *Lantana camara* a dévoilé une action légèrement faible par rapport à ceux des espèces d'*Artemisia*.

Mots clés : Extraits aqueux, Hydrolat, Toxicité, *plantes médicinales*, *Xiphinema*

Evaluation of the nématicidal activity of plant extracts on the nematode of the vine of the genus *Xiphinema* (Nematoda-Longidoridea)

Summary

The objective of this study is the valorization of toxicity in vitro of four medicinal species “*Artemisia herba-alba*, *Artemisia absinthium*, *Lantana camara* and *Urginia maritime*” on the nematode of the vine *Xiphinema*.

The results confirmed that the tested treatments are active on *Xiphinema*. The biocidal effect of these treatments is proportional to the tested concentrations and time of exposure of *Xiphinema spp.*

The most significant mortality rates were recorded for aqueous extracts of *U. maritima*. It showed a shock effect of the first hours of immersion. While the three treatments based of sagebrush species showed a similar toxicity. As against the extract containing *Lantana. camara* showed off a slightly low action compared to those *Artemisia* species.

Key words: Aqueous extracts, Hydrolat, Toxicity, medicinal plants , *Xihinema*

لدراسة سمية مستخلصات نباتات طبية على الديدان الخيطية تقييم *Xiphinema sp.*

الهدف من هاته دراسة تقييم تأثير مستخلص أربعة نباتات طبية ع الديدان للكروم

Xiphinema sp أن النباتات المستعملة ذات سمية ع الديدان الخيطية وأن تأثير المستخلصات

يتناسب مع تراكيز الإختبار ووقت التعرض.

Urginea maritima أكثر سمي حيث شكل صدمة منذ الساعات الأولى من التعرض للمستخلص

Artimisia سمية قابلة للمقارنة أما مستخلص نبات *Lantana*

Artimisia ضعيفة

الكلمات المفتاحية: , نباتات طبية , سمية , Hydrolat .

SOMMAIRE

Introduction

Chapitre I Synthèse bibliographique

I.1.	Synthèse bibliographique sur les nématodes de genre <i>Xiphinema</i> Cobb (1913).....	3
I.1.1	Généralités	3
I.1.2.	La position systématique	3
I.1.3.	La morphologie des <i>Xiphinema</i>	4
I.1.4.	La biologie des <i>Xiphinema</i>	5
I.1.5.	Influence de quelques facteurs sur la variation des populations de <i>Xiphinema</i>	5
I.1.6.	Distribution des espèces de <i>Xiphinema</i> dans le monde	7
I.1.7.	les Symptômes et dégâts	8
I.1.8.	La lutte contre les <i>Xiphinema</i>	11
I.2.	Synthèse bibliographiques sur les plantes testées	15
I.1.	Présentation de <i>Lantana Camara</i> L (1753).....	16
I.2.	Présentation de l' <i>Artemisia herba-alba</i> Asso (1779).....	17
I.3.	Présentation d' <i>Artemisia absinthium</i> L (1753)	18
I.4.	Présentation d' <i>Urginea maritima</i> L (1778)	19
I.5	Importance des plantes testées.....	24

Chapitre II Matériel et méthodes

II.1.	Objectif	25
II.2	Les méthodologies	26

Chapitre III Résultats et discussion

III.1.	Evaluation de la toxicité des plantes testées sur les nématodes du genre <i>Xiphinema</i>	27
III.1.1	Toxicité des extraits aqueux des feuilles des deux espèces d'armoise.....	28
III.1.2	Toxicité de l'hydrolat des feuilles d' <i>A. herba alba</i>	30
III.1.3	Toxicité des extraits aqueux des feuilles de <i>L. camara</i>	31
III.1.4	Toxicité des extraits aqueux du bulbe d' <i>U. maritima</i>	32
III.1.5	Toxicité comparée des trois traitements à base d'armoise.....	33
III.1.6	Toxicité comparée des extraits aqueux des différents traitements .	41
III.1.7	Évolution temporelle des populations résiduelles du <i>Xiphinema spp.</i> en fonction des traitements et des doses	42
	Discussion	43
	Conclusion	47

Références Bibliographiques

Annexe

Introduction

Introduction

Les plantes font partie des ressources naturelles vivantes. Elles sont aussi la source directe ou indirecte par le lien trophique de l'ensemble des êtres vivants sur la planète (êtres humains, bactérie, champignons,...). Elles exercent des fonctions écologiques et économiques très diversifiées. Certaines espèces végétales constituent différentes sources industrielles, énergétique et pharmaceutique.

La vigne est connue comme étant une culture stratégique très vieille, son origine se confond avec l'histoire des végétaux. Elle couvre dans le monde aujourd'hui près de huit millions d'hectares et continue de s'étendre à raison d'un accroissement continu de la consommation, de 4,5% en moyenne (2001-2011), Martin et Voisin (2006) ; Anonyme (2011^(a))

En Algérie la viticulture occupe une place très importante avec une superficie atteignant les 81000 ha pour une production de raisin qui s'élève à 402 592 tonnes. Elle occupe dans la production viticole mondiale la 20^{ème} place (Anonyme, 2013^(a)).

La culture de la vigne est sujette à diverses attaques non seulement par plusieurs maladies cryptogamiques mais aussi par des parasites animaux comme le Phylloxera et les nématodes. Parmi eux le genre *Xiphinema* constitue une menace réelle pour toute la production (Villate *et al.*, 2006). Il est vecteur de la virose la plus fréquente retrouvée dans tous les vignobles du monde le GFV (Grapevine Fanleaf Virus) ou court noué. L'impact économique de cette maladie est considérable et peut engendrer des pertes de récolte pouvant atteindre 80 (Demangeat *et al.*, 2005)

La lutte contre ces nématodes a longtemps fait appel à l'utilisation de spécialités d'origine chimique. La fumigation du sol, très largement utilisée pour réduire les infestations. Dans notre pays, la lutte chimique est toujours la plus utilisée, mais elle n'est pas en mesure de résoudre le problème de ses ravageurs, de multiples difficultés et des inconvénients majeurs à la fois d'ordre techniques, économiques et surtout phytosanitaire sont à signaler, (Yezli, 1995).

Introduction

- Pollution des nappes phréatiques.
- Résidus toxiques dans les productions végétales consommées (légumes, fruits).
- Déséquilibre de la microfaune des sols.
- Cout élevé et efficacité limitée dans le temps.

Actuellement, les recherches s'orientent à développer des méthodes alternatives à savoir la protection biologique favorisant la gestion de ces bioagresseurs par les variétés résistances, les biopesticides, les amendements du sol et la biofumigation (Isman, 2001).

La découverte de nouvelles molécules nématicides moins polluant d'origine végétal est parmi ces enjeux et constitue une voie d'avenir très intéressante. Plusieurs plantes possèdent des propriétés nématicides ont été identifiées. Ces plantes peuvent protéger les cultures sensibles aux nématodes phytoparasites, un grand nombre de plantes nématicides ont été identifiées depuis les 30 dernières années. Bertrand (2001) signale plus de deux cents espèces de plantes, appartenant à 80 familles botaniques, sont étudiées pour leurs propriétés nématicides

L'objectif de notre travail est d'évaluer la toxicité in vitro des extraits aqueux de *Artemisia absinthium*, *Artemisia herba-alba*, *Lantana camara*, *Urginea maritima* et hydrolat de *Artemisia herba-alba* vis à vis des nématodes de genre *Xiphinema*.

Chapitre I : Synthèse bibliographique

I.1. Synthèse bibliographique sur les nématodes de genre *Xiphinema* Cobb (1913)

I.1.1. Généralités

Le genre *Xiphinema* est appelé communément nématodes poignards ou en anglais (Dagger nematodes), Ces nématodes possèdent une gamme d'hôtes très large qui s'étend des plantes annuelles aux plantes pérennes. Il a été décrit par Cobb (1913). Ce genre est rangé parmi les grands nématodes phytophages dont neuf espèces ont été démontrées comme étant les vecteurs naturels de 12 des 32 népovirus (Nematode Polyhedral Particles) (Demangeat, 2007), il transmet de façon spécifique à la vigne le Grapevine FanLeaf Virus (GFLV), virus à l'origine de la maladie du court-noué (Villate *et al.*, 2006).

I.1.2. la position systématique

La classification des *Longidoridae* a été révisée par Hooper en 1975.

Classe : *Nematoda* (Chitwood, 1958).
Ordre : *Dorylaimida* (Pearse, 1942).
Sous-ordre : *Dorylaimina* (Chitwood, 1933) Pearse, 1936.
Super-famille : *Dorylaimoidea* (de Man, 1876) Thorne, 1934.
Famille : *Longidoridae* (Thorne, 1935) Meyl, 1961.
Genre : *Xiphinema* (Cobb, 1913).

I.1.3. La morphologie des *Xiphinema*

Les *Xiphinema* sont vermiformes à tous les stades de leur développement atteignant une longueur qui varie de 4 à 5 mm (Esmenjaud *et al.*, 2000). La tête est individualisée ou continue avec le corps. La morphologie de leur appareil alimentaire est semblable. Ils ont un long stylet creux de 60 à 250 µm au stade adulte qui permet d'atteindre les zones vasculaires des jeunes racines. Dans sa partie antérieure, le stylet est formé de l'odontostyle, partie la plus rigide du stylet, qui est élaboré par une cellule située dans la paroi de l'œsophage. Les larves possèdent deux. Le premier fonctionnel et le second situé plus bas dans la paroi de l'œsophage. Ce dernier devient fonctionnel lors

Synthèse bibliographique

de la mue, lorsque le nématode perd son odontostyle en même temps que sa cuticule. La partie postérieure du stylet est l'odontophore dont la partie basale est reliée aux muscles protracteurs qui permettent de faire sortir entièrement l'odontostyle (Demangeat , 2007).

Chez La femelle, la vulve est presque médiane (40 à 50 % de la longueur du corps), si non antérieure. Il y a habituellement deux branches génitales. Seul la postérieure est fonctionnelle quand la vulve est antérieure. Chez les mâles, les spicules sont puissants et arqués. La queue présente des formes variables : de courte et ronde à longue et effilée (Luc *et al.*,1990 in N'Diaye)

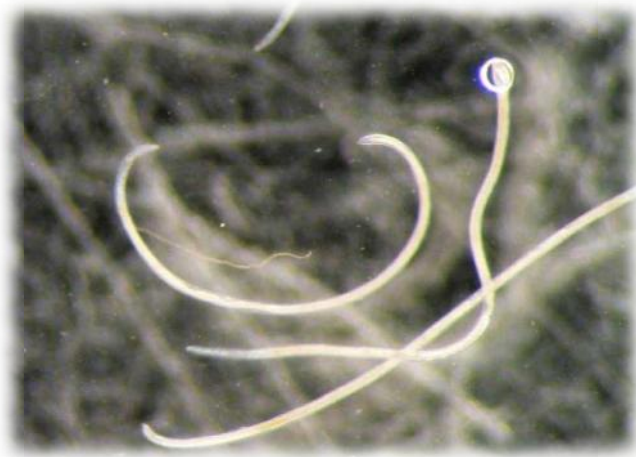


Fig.1.Aspect général de *Xiphinema index* (Demangeat, 2007)

I.1.4.La biologie des *Xiphinema*

Les espèces de *Xiphinema* sont des ectoparasites qui se nourrissent tout en demeurant à l'extérieur des racines Ils vivent dans la rhizosphère humide où leur cuticule fortement hydrophile est toujours recouverte d'un film d'eau par lequel transite l'oxygène et les molécules toxique appliquées. D'après Galet (1982 et 1999). Les *Xiphinema* ont un cycle développement très long. Comme la plupart des nématodes ils passent par quatre stades larvaires avant d'atteindre la forme adulte. La larve du 1^{er} stade émerge de l'œuf avant la première mue (Reddy, 1983). Leur longévité peut atteindre 3 à 5 ans et ils ont qu'une seule génération par an et se maintiennent presque exclusivement sur les cultures pérennes (Galet, 1999).

Synthèse bibliographique

Les données sur la durée du cycle de développement des *Xiphinema* sont très variables. Le cycle complet de l'œuf à l'œuf s'opère vraisemblablement en deux à trois mois dans les conditions favorables et sept à neuf mois, voir plusieurs années, en conditions limitées (Esmenjaud *et al.*, 2000).

Selon Galet (1999), le cycle biologique du *Xiphinema index* de l'œuf à l'adulte femelle met 22 à 27 jours en Californie, tandis qu'en Palestine il faut compter 7 à 9 mois, mais les raisons de cette différence restent inconnues.

La reproduction, chez ces espèces est souvent parthénogénétique, les mâles sont rares. Une nouvelle population peut être obtenue à partir d'un seul individu. Les populations de *Xiphinema* dans les sols sont faibles. Leur nombre est d'une dizaine pour 100 gramme de terre et souvent moins (Galet, 1982).

1.1.5. Influence de quelques facteurs sur la variation des populations de *Xiphinema*

La répartition des nématodes dans le sol ainsi que l'évolution des effectifs de leurs populations est dépendante des conditions de leur milieu (Stirling, 1991).

La survie des nématodes dépend des conditions thermiques. Ils sont très sensibles aux variations de ce facteur. Taylor en 1968 a signalé que les nématodes sont inactifs en hiver à des températures allant de 5 à 15°C. Alors qu'en été, leur activité optimale se situe entre 18 et 30°C. En Californie, *Xiphinema index* peut survivre dans une large gamme de température de sol comprises entre -11°C et 35°C. Toutefois, les températures constantes pendant 10 jours de 45°C ou de -22°C sont létales pour cette espèce (Feil *et al.*, 1997).

Les milieux aquatiques constituent l'habitat privilégié des nématodes. Ils sont nombreux dans le sol et vivent dans les pores inter-agrégats, dans le film d'eau qui entoure les particules de sol (Arpin *et al.*, 1980; Hassink *et al.*, 1993). Les espèces de *Xiphinema* ne peuvent se développer que dans un milieu suffisamment humide. Lorsque ce facteur est inférieur à 10 % les mouvements de ces nématodes sont fortement ralentis. Toutefois, ils sont actifs dans les sols présentant une humidité comprise entre 40 et 60 % (Taylor, 1968 et Reddy, 1983). Selon Bonnemaïson (1962), ils sont relativement rares durant l'été aux

Synthèse bibliographique

profondeurs comprises entre 40 à 50 cm. Cependant, la submersion et les fortes pluies leur sont également défavorable (Cayrol ,1971).

De nombreux auteurs ont observé que la répartition des nématodes phytoparasites est en relation avec le sol (Quénéhervé, 1988; Blair *et al.*, 1999). Il peut affecter la mobilité du nématode (Graham, 1980), ainsi que la reproduction (Norton, 1989). Selon Bloui (2005). Le *X. index* ne se développe pas dans les terrains contenant moins de 1 à 3 % d'argile, ni dans les terrains très sablonneux. Ces nématodes ont besoin d'un taux d'argile important pour leur survie.

Le pH du sol est également connu comme étant un paramètre important influençant la disponibilité biologique en métal et donc aussi sa toxicité pour les invertébrés de sol (Van Gestel et al.,1995).Selon Ritter (1971), le PH a une influence sur l'émergence des larves et les comportements des adultes. Les populations de *Xiphinema* sur vigne augmentent dans la rhizosphère ou le pH est de 8 (Quraishi, 1985).

Certains éléments chimiques peuvent affecter les nématodes du sol. Tels que les fertilisants azotés d'après Quraishi (1985) entraînent l'augmentation des populations de *Xiphinema* dans le sol, alors que les fertilisants potassés et phosphatés ont un moindre effet sur le développement de ce nématode.

Permis ces facteurs l'homme intervient activement, il agit particulièrement par les différents techniques culturales. Tels que les amendements, les portes greffe utilisés et que les différents traitements apportés. Il provoque un bouleversement profond de l'équilibre de la nématofaune. D'après Galet (1982), la dissémination de *X. index* est accélérée par l'homme lors des travaux agricoles notamment lors de défonçage. Ces outils modernes favorisent le transport de *X. index* d'une parcelle à une autre. Les portes greffe utilisés peuvent favoriser le développement du nématode de la vigne. En effet, l'étude de Saffidine (2009) a révélé que sur quatre portes greffe des vignobles prospectées (So4, le 41B, le 140R, et le). Le genre *Xiphinema* n'a été identifié que sur le porte greffe 41B. Selon Esmenjaud (2000), tous les portes greffes sont sensibles aux genres *Xiphinema* néanmoins il n'a pas encore trouvé un porte

Synthèse bibliographique

greffe résistant à ce nématode et au virus du court noué qu'il transmet à la vigne.

I.1.6. Distribution des espèces de *Xiphinema* dans le monde

Plus de dix espèces de *Xiphinema* ont été identifiées dans des sols des vignobles dans plusieurs régions du monde. Elles sont représentées par *X. index*, *X. algeriens*, *X. italiae*, *X. americanum*, *X. diversicaudatum*, *X. mediterraneum*, *X. pachtaicum*, *X. vuittenezi* et *X. turcicum* (Galet, 1982). Parmi toutes ces espèces *X. index*, agent vecteur de court-noué est la plus étudiée. Elle est responsable de la dégénérescence infectieuse de la vigne. Elle est d'origine méditerranéenne et présente partout dans le monde (Hewitte *et al.*, 1972). D'après, Galet (1982) elle a été constatée en Argentine, Australie, Chili, France, Allemagne, Grèce, Hongrie, Iran, Irak, Italie, Afrique du Nord, Portugal, Afrique du Sud, Espagne, Turquie et USA.

L'espèce *X. americanum sensu lato*, un autre agent vecteur de court-noué et véhicule également le virus PRMV (Peach Rosette Mosaic Virus). Ce nématode présente, aussi une grande dispersion dans le monde surtout en USA et Canada (Esmendjaud, 2000). Elle a été identifiée en Afrique du Sud, Australie, Brésil, Guatemala, Mexique, Chili, Japon, Pakistan, Coré (Anonyme, SD).

Le nematode de la vigne *X. diversicaudatum* est commune en France, Allemagne, Suisse Yougoslavie, Bulgarie, Hongrie et le Japon. C'est l'agent vecteur de mosaïque de arabelle ou *Arabis Moisaïque Virus* (Galet, 1999). Cependant, *Xiphinema Italiae* présente une répartition limitée qu'au pourtour du bassin méditerranéen ; sud de l'Italie, Grèce, Bulgarie, Turquie, Algérie et la France (Cohn *et al.*, 1970).

En Algérie, l'étude de Malouk (2002) a permis d'identifier dans les zones viticoles des régions de Chiffa, Médea, Blida, plusieurs espèces de *Xiphinema*. Elles sont représentées par *X. index*, *X. Italiae*, *X. mediterraneum*. Par contre l'espèce *X. algeriense* sa présence n'a été signalée que dans la région de Mostaganem (Luc et Kostadinov, 1981).

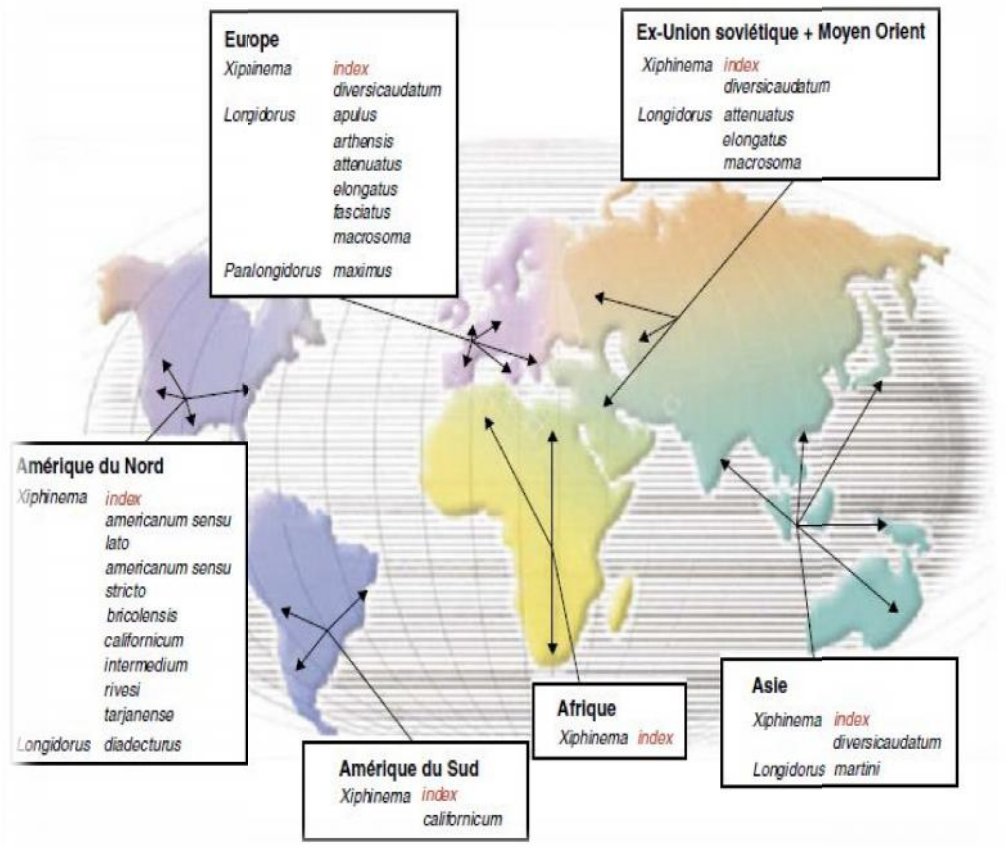


Fig .2. Distribution du court-noué dans le monde : les nématodes vecteurs et leurs népovirus associés (INRA, 2013)

I.1.7. les Symptômes et dégâts

I.1.7.1. les dégâts directs

Les nématodes appartenant au genre *Xiphinema* sont tous des ectoparasites. Tous les stades se nourrissent sur l'apex racinaire de la plante. Ils sont munis d'un très long stylet, ils le pénètrent loin dans l'apex et occasionne une hypertrophie des cellules et un épaississement des parois endommagées et se maintiennent presque exclusivement sur les cultures pérennes (Bélaïr, 2005). Les symptômes observés après des infestations de plants de vignes en pots par *X. index* sont deux types d'une part des lésions racinaires et d'autre part des boursouflures qui apparaissent aux extrémités radiculaires. L'ensemble des galles (boursouflures) donne au système racinaire un aspect rabougri et plus superficiel (balais de sorcière) qui empêche le plant d'exploiter les couches profondes et le sensibilise notamment à la sécheresse Galet, 1982).

Synthèse bibliographique

Les attaques aboutissent au noircissement des parties renflées et limitent l'absorption des nutriments par les racines (Esmenjaud *et al.*, 2000).



Fig. 3. Galles de *X. index* sur racines de vigne. (Photo INRA in, Esmenjaud, 2000).

I.1.7.2. les dégâts indirects

Les expériences de Hewiite *et al.* (1958) ont démontré pour la première fois que les vecteur du court-noué (Gpevine FanLeaf Virus: GFLV) étaient les nématodes du genre *Xiphinema* dans le sol. Parmi les espèces de ce genre le *X. index* est considéré comme le vecteur principale du virus du court-noué). Le *X. diversicaudatum* est un autre agent vecteur du virus (*Arabid Mosaic Virus* : ArMV), un népovirus très proche du GFLV également responsable de la maladie du court-noué de la (Galet., 1999)

Selon Hewiite *et al.* (1972), les particules virales sont acquises par le nématode à partir d'une vigne infectée lors de la prise alimentaire au niveau de racines. Il les retient au niveau de sites spécifiques dans son appareil alimentaire le stylet ou ils se multiplient, puis il les transmette vers d'autres plants de vigne saine lors d'une nouvelle prise alimentaire.

Selon Galet (1977 ; 1999) et Esmenjaud *et al.* (2005), les symptômes viraux se manifestent sur divers organes de la vigne infectée :

Sur les sarments : raccourcissement et déformation des entrenœuds, double nœuds, fasciations ;

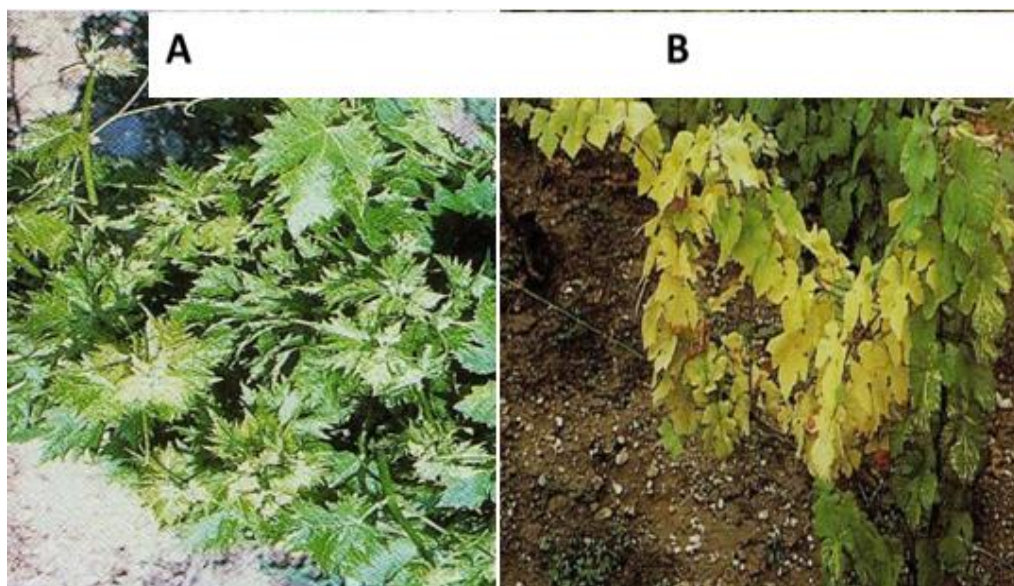
Synthèse bibliographique

Sur les feuilles : déformations et réduction de la surface des feuilles, sinus pétiolaire élargi, nervures primaires rapprochées donnant à la feuille l'aspect d'un éventail, limbe asymétrique, avec dentelure acérée. La couleur des limbes est souvent modifiée : jaunissement total, ou panachure réticulée, ou bien encore taches annulaires chlorotique et mosaïque :

Sur grappes : réduction du nombre et la taille des grappes, coulure et millerandage, retard à la maturation. Le stade ultime du syndrome peut être un dépérissement généralisé.

Sur racines : les racines des plantes infectées sont moins développées que celles des plantes non infectées.

Selon De Guiran (1983), La nature et l'intensité des symptômes varient avec le cépage, l'isolat viral, le porte-greffe et les conditions pédoclimatiques. Selon Halgand (2009), les dégâts sont estimés en moyenne de 50% avec une diminution du temps de reproductivité d'un vignoble infecté par le GFLV passant de 30 – 40 ans à 15 – 20 an.



Fi g .4 : Feuilles de vigne présentant des symptômes dus au virus de court-noué transmis par *X. index* : **(A)** feuilles très fortement divisées, **(B)** panachures.

I.1.8. La lutte contre les *Xiphinema*

La difficulté de lutter efficacement contre les *Xiphinema* est liée aux caractéristiques biologiques et écologiques de ces nématodes (souvent présents en faibles effectifs, capables de vivre et survivre dans les couches profondes du sol), donc le principal problème étant de les atteindre. La lutte chimique utilisant des molécules fortement solubles dans la solution du sol et/ou à diffusion rapide sous forme de gaz est une approche intéressante. En revanche, la lutte biologique se heurte à un problème de diffusion de l'agent biologique concerné. Il y a peu de chances de succès, c'est la raison pour laquelle elle n'a pas fait l'objet d'études approfondies en plein champ vis-à-vis des *Xiphinema*.

Parmi les moyens employés nous citons la lutte chimique, culturale et génétique. Il apparaît que la lutte culturale est la meilleure solution contre les nématodes du genre *Xiphinema* (Walter, 2000).

I.1.8.1 . La lutte culturale

La lutte contre la maladie du court-noué en vignobles infectés repose sur des pratiques culturales qui visent à éliminer les sources potentielles d'inoculum et/ou les populations de nématodes dans le sol (Esmenjaud, 2000). Le repos du sol après arrachage des pieds contaminés pendant une période moins 10 ans permet d'éradiquer les nématodes du sol (Vuittenez *et al.*, 1969 in, Anonyme, 2014).

Esmenjaud *et al* (1992) recommandent de pratiquer durant cette période (repos de sol) des cultures annuelles telles que les céréales ou bien une jachère travaillée. En effet, le travail du sol favorise la mortalité des nématodes tels que les défoncements soignés du sol et les labours profonds éliminent les repousses sur lesquelles les nématodes survivent. Par ailleurs, une connaissance précise de l'aptitude de survie du nématode et du virus dans le nématode d'évaluer la durée de repos du sol (Walter, 2000).

D'après Galet (1982), les précédents culturaux classiques jachères et l'assolement, sont partiellement mis en échec car les nématodes peuvent subsister longtemps dans le sol même en absence d'hôte. Demanget *et al.* (2005) signalent que *X. index* était capable de survivre pendant plus de 4 ans en l'absence de plantes hôtes. En Californie, *X. index* et le court-noué de la

vigne se maintiennent durant plus de cinq ans après l'arrachage du vignoble (Galet, 1982).

Selon Anonyme (2013), la diminution des risques recontaminations des parcelles par les nématodes vecteurs du virus du court-coué peut être sélectionné par des itinéraires techniques. A savoir la dévitalisation après arrachage des plants contaminés par GFLV, le travail du sol adapté après l'arrachage et la pratique du temps de jachère.

I.1. 8. 3. Lutte génétique

Avec l'essor des biotechnologies, de nouvelles perspectives de lutte se sont développées. Cependant, les premiers résultats sont relativement prometteurs et ne permettent pas d'envisager l'application pratique à court terme. Parmi ces moyens la création de porte-greffes résistants aux nématodes et la création de vigne résistante au virus GFLV (Van Zyl *et al.*2011)

I.1.8.3.1. Les Porte-greffes résistants aux nématodes

L'étude de Bouquet et Danglot (1983) sur la résistance ou la tolérance des *Vitis* aux nématodes *X. index* a permis de mettre en évidence une bonne source de résistance dans l'espèce américaine *Muscadinia rotundifolia*. Ces chercheurs ont réalisé un croisement F1 avec *V. vinifera* suivie de rétrocroisement avec des portes- greffe d'autres espèces du genre *Vitis*. Les résultats n'étaient pas concluants car le géniteur *Muscadinia* apporte un certain nombre de défauts majeurs (mauvaise aptitude au bouturage ainsi qu'au greffage, sensibilité au calcaire conférée à la variété) (Walter, 2000).

I.8.3.2. Les Porte- greffes résistant aux virus

L'utilisation de sources de résistances naturelle, prémunition et transgénèse sont Trois pistes qui ont fait l'objet de travaux à INRA (Walter, 1996).

La transgénèse

La voie nouvelle de la transgénèse a été exploitée ces dernières années par plusieurs laboratoires français et étrangers en utilisant la stratégie dite « résistance dérivée de pathogènes ». Elle consiste à transférer dans le génome de la plante un gène ou fragment de gène viral provenant du génome du virus contre lequel on souhaite la protéger. Certaines porte-greffes ont été

Synthèse bibliographique

modifiés génétiquement en utilisant le gène de l'enveloppe virales du GLFV (protéine de capsid) (Esmenjaud et al., 2005). Mais la résistance de la vigne obtenue à une contamination virale en condition naturelles reste à démontré (Lahoggue et Boulard, 1996)

La prémunition

La prémunition ou la protection croisée c'est une technique consiste à inoculer une souche hypo-virulente ou avirulente (dite prémunisante ou protectrice) de virus dans une vigne qui développera ensuite une résistance vis - à - vis des souches sévères de la même espèce virales ou d'espèce voisines (Walter, 1996). Les résultats ont montré que la vigne pruminis contaminées par le GFLV montre un retard de la contamination par rapport aux plants non prémunis (Walter, 1994). Une autre recherche s'est intéressée à la prémunition en utilisant des souches d'ArMV (Arabis Mosaïque Virus) (faible) comme souches protectrice, inoculées à des porte-greffes par greffage assemblés ensuite avec différents cépages et évalués en terrain contre le vecteur *X. diversicaudatum* (Bouquet ,1983)

I.8.4. la lutte chimique

Les nématicides sont des Composés qui agissent le plus souvent par contact au travers des parois cubulaire et des organismes, quelques produits sont absorbés par les végétaux et agissent aussi par ingestion (produit systémique). Les nématicides sont appliqué au sol avant ou après la plantation selon leur degré de phytotoxicité et de toxicité à l'égard des vertébrés (Bernharde et al., 1985)

La désinfection chimique du sol ne permet pas d'éradiquer les nématodes, mais de retarder plus ou moins l'apparition des symptômes viraux dans la parcelle. Les produits utilisés actuellement sont les fumigants à action de contact «le dichloropropène » et le nématicide qui agit à la fois par contact et de manière systémique « l'aldicarbe » sous forme granulée est autorisé avant et jusqu'à la date de plantation. Toutefois, l'efficacité de ces produits est réduite car il sont injectés à la surface du sol et les nématodes du genre *Xiphinema* peuvent se trouver à des profondeurs supérieures à 1.5 cm niveau qu'aucun traitement ne peut atteindre (Esmenjaud et al., 2000; Galet, 1999)

Synthèse bibliographique

La lutte nématocide peut être complétée par la dévitalisation de la vigne avant arrachage qui réduit la survie des racines. Ainsi la vigne qui héberge des nématodes est traitée après la dernière récolte par du glyphosate ou sulfosate (welter, 2000). Dans un essai mené en champagne, l'infection par le GFLV a été détectée après 3 ans dans les parcelles traitées avec un nématocide, mais seulement après 10 ans dans les parcelles ayant subi dévitalisation et le traitement nématocide

I.8. 2. La lutte Biologique

Les moyens biologiques utilisés contre les nématodes de la vigne *Xiphinema* sont très limités. Toutefois, nous pouvons signaler les tests effectués par Anonyme (2013). En effet, cette étude a porté sur une trentaine d'espèces végétales soumises à des tests d'efficacité sur les populations de *X. index* dans les conditions contrôlées en serre (fig.5).

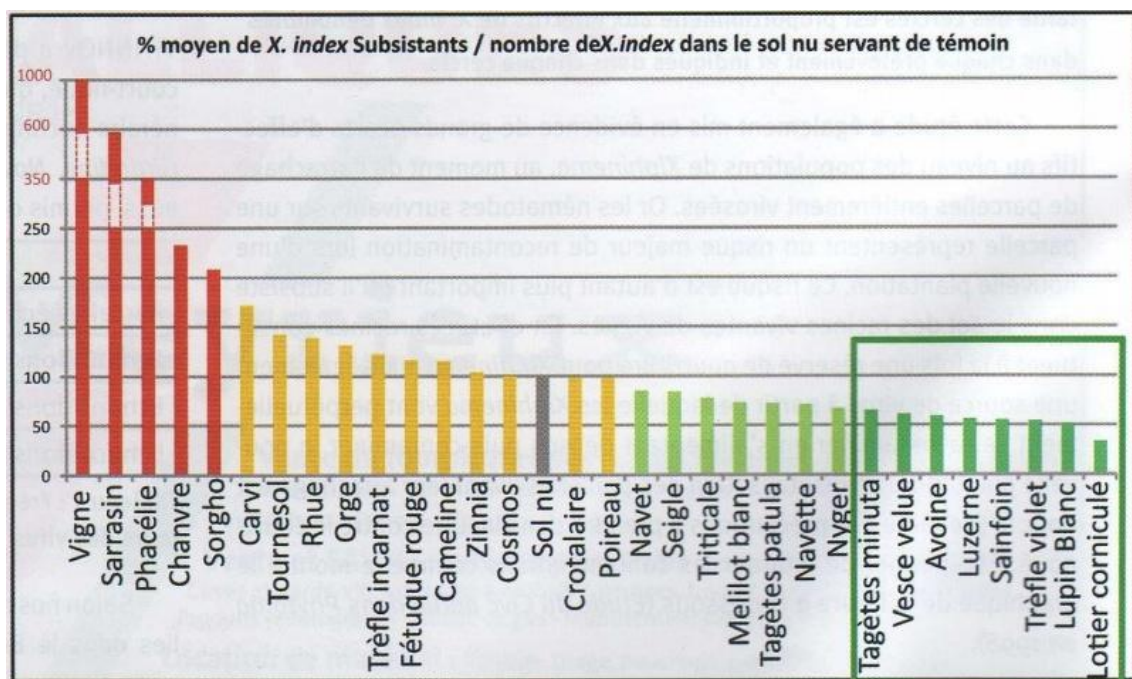


Fig. 5 : Efficacité des plantes dans le contrôle des populations de *X. index* (Anonyme, 2013)

Les résultats ont révélé huit espèces particulièrement efficaces pour réduire d'au moins 30% des populations de *X. index*. Des essais complémentaires et aussi importantes ont montré que ces huit plantes ne sont pas des hôtes favorables au développement du virus GFLV. Parmi ces espèces six sont des

Synthèse bibliographique

légumineuses et peuvent servir d'engrais vert. Ces plantes peuvent être utilisées pendant le temps de jachère afin de réduire le temps de repos du sol entre l'arrachage et la replantation (Anonyme, 2013).

I.2. Synthèse bibliographiques sur les plantes testées

I.2.1. Présentation de *Lantana Camara* L (1753)

I.2.1.1. Généralités

Lantana camara est couramment connu sous le nom de sauvage ou rouge sauge. Elle est l'espèce la plus répandue de ce genre. Elle est répartie dans les zones tropicales et subtropicales et principalement dans la zone tempérée de l'hémisphère Sud. Elle est originaire d'Amérique tropicale et subtropicale. C'est une plante rudérale et ornementale très répandue en milieu humide, dans la végétation secondaire et les lisières de forêts (Joly, 1993).

I.2.1.2. Position systématique

Selon Linné (1753), la classification du *Lantana camara* est la suivante :

Règne : *Plantae*
Sous règne : *Tracheobionta*
Division : *Magnoliophyta*
Classe : *Magnoliopsida*
Sous classe : *Asteridae*
Ordre : Lamiales
Famille : *Verbenaceae*
Genre : *Lantana*
Espèce : *Lantana camara*

I.2.1.3. description botanique

C'est un arbuste plus ou moins épineux de 1,5 à 3 mètres de haut. Il est vivace, persistant avec une odeur caractéristique et forme des bosquets denses (Sahid et Sugau, 1993). Les tiges et les rameaux secondaires sont quadrangulaires, hérissés de nombreuses épines et crochets, orientés vers le bas et disposés sur l'arête des tiges. Les feuilles simples sont opposées en croix et possèdent un limbe rugueux (ovale), C'est une plante ligneuse épars

Synthèse bibliographique

avec des couleurs de fleurs différentes, rouge, rose, blanc, jaune et violet (Passos *et al.*, 2009) .Les fruits sont noirâtres et drupacés (fruit charnu à noyau). La floraison et la fructification se déroulent presque toute l'année. (Cavalli, 2002).



Fig.6 : *Lantana camara* (Originale, 2015)

I.2.1.4. Composition chimique

De nombreux chercheurs ont révèlent que la composition de l'huile essentielle de *L. camara* diffère selon les régions (Da Silva *et al.*, 1999 ; Sefidkon, 2002 ; Kasali *et al.*, 2004.). Elle est répertoriée comme l'une des plantes médicinales importantes du monde (Ross, 1999).

Beaucoup de composés à activité nématocide ont été identifié dans cette espèce. Parmi eux les alcaloïdes, les diterpènes, les acides gras, les glucosinolates, les isothiocyanates, les phénols, les polyacetylenes, les sesquiterpènes et les thienyls (Gommers, 1981 ; Chitwood, 2002).

Cette plante « *L. camara* » contient également les triterpénoïdes pentacyclique décrits en tant qu'acide camarique, acide lantanilique et des acides olenolique (Shaukat et Siddiqui, 2001).

I.2.2. Présentation de l'*Artemisia herba-alba* Asso (1779)

I.2.2.1. Généralités

L'armoise blanche (*Artemisia herba-alba*) connue sous le nom d'absinthe du désert (en arabe : *Shih*) est une plante steppique poussant dans les terres arides ou semi-arides de l'Afrique du Nord, au Moyen-Orient ainsi qu'en

Synthèse bibliographique

Espagne (Quezel et Santa ,1962). Cette plante «*A. herba alba*» est l'une des onze espèces d'Armoise spontanées enregistrées en Algérie (Dob et Benabdelkader, 2006).

I.2.2.2.Position systématique :

Selon Asso (1779) la classification d'*Artemisia herba-alba* est la suivante :

Règne: *Plantae*
Sous règne: *Tracheobionta*
Division: *Magnoliophyta*
Classe: *Magnoliopsida*
Sous classe: *Asteridae*
Ordre : *Asterales*
Famille : *Asteraceae*
Genre : *Artemisia*
Espèce : *Artemisia herba-alba*

I.2.2.2. Description botanique

L'Armoise herbe blanche «*Artemisia herba-alba*» est une plante herbacée à tiges ligneuses et ramifiées, de 30 à 50 cm, très feuillues avec une touche épaisse. Les feuilles sont petites, sessiles, pubescentes et à aspect argenté. Les fleurs sont groupées en grappes, à capitules très petites (3/1,5mm) et ovoïdes. L'involucre est à bractées imbriquées, les externes orbiculaires et pubescentes. Le réceptacle floral est nu avec 2 à 5 fleurs jaunâtres par capitule toutes hermaphrodites (Pottier, 1981). La floraison de cette espèce débute le plus souvent en Juin mais les fleurs se développent essentiellement à la fin de l'été. Lors des années pluvieuses et dans les sols qui lui conviennent, l'armoïse blanche présente une forte production de graines et un pouvoir de régénération élevée. (Nabli, 1989).



Fig.7. *Artemisia herba Alba* (Nabli, 1989)

I.2.2.3. Composition chimique

Les plantes de la famille des Astéracées, ont fait l'objet de plusieurs études phytochimiques pour leurs huiles essentielles surtout par intérêt économique. Les molécules identifiées sont les sesquiterpènes lactones, les coumarines et les hydrocarbures acétyléniques (Da Silva, 2004). Des sesquiterpènes non-volatiles peuvent être récupérés de la plante par l'extraction par des solvants. Il y a au moins 20 sesquiterpènes connus comprenant l'artémisinine (arteannuine A), arteannuine B, artemisitène, et acide d'artémisinine (Ferreira et Janick, 2009) par ailleurs, ces mêmes auteurs rapportent que chez *Artemisia annua* divers métabolites secondaires ont été identifiés dans les huiles principalement les cétones d'armoise, camphre 1,8-cinéole, germacrène D, hydrate de camphène, -pinène; myrcène, -caryophyllène, et l'alcool d'armoise.

Les composés phénoliques présents dans cette plante pourraient être à l'origine de certaines de ses activités biologiques ce qui la rend apte pour son utilisation thérapeutique (Khennouf *et al.*, 2010). Les flavonoïdes détectés dans l'*A. herba alba* montrent une grande variation structurale, allant des flavonoïdes communs (flavones glycosides et flavonols) jusqu'à les plus inhabituelles flavonoïdes hautement méthylées (Abou el-hamad *et al.*, 2010).

I.2.3. Caractérisation d'*Artemisia absinthium* L (1753)

I.2.3.1. Généralités

L'Absinthe appartient à la famille des Astéracées. Cette plante médicinale est également connue sous d'autres appellations, la grande Absinthe, l'herbe aux vers ou l'herbe sainte. Il s'agit d'une espèce d'armoise, vivace et Originaires des régions continentales à climat tempéré d'Europe, d'Asie et d'Afrique du nord. On la trouve aussi sur la côte Est des États-Unis. Elle abonde dans les lieux arides et ensoleillés (plante xérophile). Elle affectionne les sols calcaires et riches en azote (Karen, 2015)

I.2.3.2. Position systématique :

Selon Linné (1753), la classification d' *Artemisia absinthium* est la suivante :

Règne : *Plantae*
Sous règne : *Tracheonbionta*
Division : *Magnoliophyta*
Classe : *Magnoliopsida*
Sous classe : *Asteridae*
Ordre : *Asterales*
Famille : *Asteraceae*
Genre : *Artemisia*
Espèces : *Artemisia absinthum*

II. 3.3. Description botanique

L'Absinthe est un arbrisseau vivace, herbacé, de hauteur moyenne comprise entre 40 centimètres et 1 mètre, à tige droite très ramifiée, recouverte de poils soyeux blancs argentés, portant des feuilles pennatiséquées, opposées à la base, puis alternes pour le reste de la plante, pétiolées, soyeuses, elles sont vert grisâtre au dessus et vert argenté au dessous (Anonyme , 2011^(b))



Fig .8. *Artemisia absinthium* (El Fennouni,2012)

Les fleurs sont jaunes, tubulaires, réunies en capitules globuleux, penchés, à leur tour réunis en grappes ou longs panicules feuillés et ramifiés à l'extrémité des rameaux Le fruit est un akène, très petit, ovoïde, lisse et sans aigrette. La plante offre une odeur forte, pénétrante, désagréable, presque vireuse, tenace et une saveur amère (Anonyme, 2011^(b))



Fig .9.La florescence d'*A. absinthium* (El Fennouni, 2012)

II. 3.4. Composition chimique

Les travaux de Kardali *et al.* (2005) signalent que l'*A. absinthium* est riche sur le plan chimique. L'huile essentielle de l'Absinthe est constituée d'environ 0,5% d'une essence vert blanchâtre qui contient 30 à 45 % de thuyone. La thuyone est une cétone mono-terpénique saturée qui existe sous 2 formes : alpha et bêta thuyone ou ténacétone. Elle contient aussi des alcools, des hydrocarbures (phellandrène, pinène, fenchène, camphène, thuyène, cadinène) et autres (acetate de chrysanthényle, 1,8-cineole, myrcène, cis-epoxy-ocimène, caryophyllène, curcumène...). El Fennouni (2012) évoque que parmi les composés amers, on retrouve principalement des lactones sesquiterpéniques dimères, de type guaianolide, dont le constituant principal est l'absinthine.

L'Absinthe est composée aussi d'un certain nombre d'acides tels que les acides maliques, les acides succiniques, l'acide ascorbique, l'acide caféique et des composés phénoliques (flavonoïdes, des flavones lipophiles telle que l'artemisitinine (Lamerti *et al.*, 1996).

II. 4. Caractérisation d'*Urginea maritima* L (1978)

II. 4.1. Généralités

L'espèce *U. maritima* est connue aussi sous divers noms « Scille maritime; Oignon marin; Charpentaire; Squille; Grande scille). C'est une plante à bulbe de la famille des Liliacées. Son nom botanique provient d'une part parce qu'elle croit spontanément sur les rivages de la mer méditerranée (El Fennouni, 2012).

On trouve la scille dans toutes les régions littorales de la méditerranée en Afrique du nord mais elle est rare en Europe. Il existe deux types de Scilles qui diffèrent par la taille du bulbe. La Scille blanche ou Scille femelle, dite aussi d'Italie, a un petit bulbe de la grosseur d'un oignon. La Scille rouge ou Scille mâle, dite aussi d'Espagne. Cette variété plus abondante en Algérie à un bulbe énorme qui atteint parfois la taille d'un melon, est plus fréquente dans les régions méridionales et insulaires (Paris et Moysé, 1967).

II. 4.2. Position systématique

D'après Linné (1978) la position systématique d'*Urginea maritima* est la suivante :

Règne :	<i>Plantae</i>
Division :	<i>Liliophyta</i>
Classe:	<i>Liliopsida</i>
Ordre:	Liliales
Groupe :	<i>Scilleae</i>
Famille:	<i>Liliaceae</i>
Genre:	<i>Urginea</i>
Espèce	<i>Urginea maritima</i>

II.4.3. Description morphologique

La Scille est une plante caractérisée par une tige florifère robuste et dressée, vivace. Elle présente un bulbe tunique ovoïde, volumineux formé d'écailles emboîtées, insérées sur un plateau qui porte de nombreuses racines charnues, tubéreuses (Paris et Moyse, 1967).

Le bulbe est pyriforme, et peut atteindre 15 à 30 cm de diamètre et son poids peut aller jusqu'à 3 à 4 kg, dépassant ordinairement le niveau du sol. Les écailles ou squames sont rougeâtres ou blanchâtres selon la variété. Les écailles externes sont unies et membraneuses, les écailles moyennes sont épaisses et charnues. (Hammiche *et al.* , 2013)



Fig.10. *Urginea maritima* (Originale, 2015)

Synthèse bibliographique

Les fleurs blanches étoilées sont disposées serrées sur la tige en longues grappes. Elles fleurissent depuis le mois de juillet jusqu'au mois d'octobre. Elles sont munies de petites bractées très étroites et portées sur de longs pédoncules. Les sépales et les pétales sont ovales-obtus, blancs, à nervure verdâtre ou rosâtre. Ces fleurs engendrent des petites capsules ovales à 3 loges, chaque loge renfermant 3 ou 4 graines allongées, aplaties, lisses, brillantes, et ailées (Anonyme, 2007)



Fig .11.L'inflorescence et les fleurs d'*Urginea maritima* (Hadroug ,2013)

II. 4.5. Caractérisation chimique

Selon El Fennouni (2012) les constituants présents dans la scille blanche comprennent flavonoïdes (vitexine, isovitexine, orientine, isoorientin, scoparin, vicenin-2, la quercétine, dihydroquercétine ou taxifolin dihydroquercétine-4-monoglucoside.), le stigmastérol, scilliglaucosidin et mucilage (glucogalactans). Par ailleurs, les travaux de Harini *et al.* (2008) signalent que seul le bulbe de la Scille renferme les principaux constituants qui sont des hétérosides cardiotoniques: scillarènes A et B, scillipicine, scilline, scillitoxine.

Reynolds (1996) affirme que le bulbe scille indienne *U. indica* contient des glycosides cardiotoniques similaires à ceux de la scille « *U. maritima* ».

II.5. Importance des plantes testées.

Depuis longtemps les plantes sont connues pour leur vertu thérapeutique et sont utilisé en médecine traditionnelle. A titre d'exemple *Lantana camara* a

Synthèse bibliographique

été utilisée dans les remèdes populaires pour les cancers, Les fièvres, l'asthme et l'hypertension artérielle (Sharma et Naguib, 1959). L'Huile de *Lantana* est également comme antiseptique pour les plaies (Saxena et Sharma, 1999) pour la lèpre et la gale (Ghisalberti, 2000). Quand à l'armoise blanche selon Ayad (2008) présente un indice très recherché pour ces propriétés pharmaceutiques. Les extraits à *Artemisia herba alba* ont un effet antidiabétique (Haouari et Ferchichi, 2009 ; Al-Khazraji *et al.*, 1993). Ces feuilles sont utilisées en médecine traditionnelle pour soigner la bronchite et les abcès (Akrouf, 2009). L'étude réalisée par Djeridane *et al.* (2006) sur l'armoise blanche, a révélé sa bonne activité antioxydant naturelle qui peut être exploité à des usages médicaux et commerciaux. Quand à *A. absinthium* les travaux de Cohen (2013) et de (Bora et Sharma, 2010) affirment les propriétés antipyrétiques de cette espèce. Qui sont dues en partie à ses lactones et ses quiterpeniques (Bora et Sharma, 2010)

Les deux espèces d'armoise sus-citées sont connues par les populations pastorales et nomades pour leurs propriétés vermifuges les nématodes gastro-intestinaux chez les moutons (Tariq *et al.*, 2009 ; Nabli, 1989).

En plus des actions médicinales ces plantes peuvent contribuer amplement dans la protection des cultures contre divers bioagresseurs. En effet, les études de Pascual et Fernandez (1999), affirment que la racine d'*U.maritima* a un effet insecticide sur les *Trifolium sp.* ; sur la mouche mineuse *Liriomyza trifolii* (Civelek et Weintraub, 2004) et sur le lépidoptère *Helicoverpa zea* (Adeyeye et Blum, 1989) et sur les nématodes du genre *Meloidogyne* (Hadroug, 2013).

Chapitre II : Matériel et Méthodes

II.1. l'objectif

Ce présent travail a pour objectif d'évaluer les effets biocide des extraits aqueux de différentes plantes médicinales (*Artemisia absinthium* ; *Artemisia herba-alba*, *Lantana camara* , *Urginea maritima*) et de l'hydrolat de *Artemisia herba-alba* vis à vis des espèces de nématodes de la vigne du genre *Xiphinema* .

II.2. Les méthodologies

II.2.1. La récolte des plantes

Les différentes plantes médicinales ont été récoltées du mois de novembre au mois de décembre 2015. Les feuilles des espèces *A. absinthium*, *A. herba-alba*, *L. camara* et le bulbe d'*U. maritima* ont été mises à sécher à température ambiante pendant trois mois. Elles ont été broyées et tamisées. Les poudres obtenues sont pesées et utilisées pour la préparation des extraits aqueux qui seront testés dans nos expériences.

II.2.2. La préparation des extraits aqueux.

Le procédé d'extraction utilisé dans notre expérimentation est la macération aqueuse qui consiste à maintenir la poudre des organes des plantes en contact avec l'eau à une température ambiante pendant un laps de temps afin de libérer les molécules actives existantes dans la plante (Djellout, 2009). Pour cela trois quantités (10, 20, 30g) de poudre des différentes plantes ont été préparées et sont mises séparément en suspension avec 250ml d'eau distillée dans des flacons hermétiquement fermés et parfaitement enveloppés par du papier aluminium. Ces derniers sont ensuite placés sous un agitateur vertical pendant 72h.

Après ce temps, les extraits sont filtrés à l'aide du papier filtre dans des bouteilles en verre stérile de 250ml, entièrement couvertes par du papier aluminium afin d'éviter toute dégradation des molécules actives par la lumière. Ces derniers sont ensuite conservés au réfrigérateur à 4°C jusqu'au moment de son utilisation. Les concentrations ont été calculées par rapport au litre d'eau

Matériel et Méthodes

distillée. Nous avons les doses suivantes (10, 20 et 30g/ml = 40, 80 et 120g/l).



Fig .12.Etape d'agitation des Flacons
(originale, 2015)



Fig.13. Etape de filtration des extraits
(originale, 2015)



Fig. 14.Conservation des extraits aqueux (originale, 2015)

II.2.3. Origine de l'hydrolat

L'hydrolat d'*A. herba alba* testé dans notre travail a été préparé au laboratoire de phytopharmacie du département des biotechnologies de l'université Blida1. Il nous a été fourni par l'enseignant chercheur Mr. Moussaoui.

L'hydrolat à été dilué à 10, 20 et 30%. Ces dilutions ont été testées contre *Xiphinema sp.*

II.2.4. La Préparation des pH

Les pH des différents extraits et hydrolats de chaque plante ont été mesurés (Tableau1). Ensuite des solutions à trois pH différents ont été préparées avec de l'eau distillée additionnée d'HCL pour le pH acide ou NaOH pour les pH basique. Ils sont représentées par pH acide (3,67) ; pH neutre (6,67) et au pH basique (8)

Matériel et Méthodes

Tableau 1 : Valeur des pH des extraits et hydrolat testés

Espèce végétale	pH	Espèce végétale	pH
A.herba alba (40g/l)	8.28	L.camara (120g/l)	7.27
A.herba alba (80g/l)	5.80	U.maritima(40g/l)	3.52
A.herba alba (120g/l)	5.26	U.maritima (80g/l)	3.73
A.absinthium (40g/l)	7.50	U.maritima (120g/l)	3.76
A.absinthium (80g/l)	7.88	Hydrolat (40g/l)	6.64
A.absinthium (120g/l)	8.60	Hydrolat (80g/l)	7.26
L.camara (40g/l)	7.4	Hydrolat (120g/l)	7.38
L.camara (80g/l)	7.14	Témuoin (eau)	7.00

II.2.5. La station d'échantillonnage

Le groupe zoologique utilisé dans notre essai est représenté par les nématodes de la vigne *Xiphinema sp.* Ces derniers ont été prélevés dans la rhizosphère viticole de la région de Tsalla El MARDJA. Les prélèvements de sol ont été réalisés à l'aide d'une tarière à la profondeur de 30 à 70 cm durant les mois de décembre à mars.



Fig.15.prélèvements des échantillons de sol (originale, 2015)

II.2.6. L'extraction de *Xiphinema* du sol.

La méthode d'extraction utilisée est celle des seaux de Dalmasso (1966), dite méthode de flottaison et sédimentation. Elle permet d'extraire tous les nématodes libres du sol. Elle est basée sur les différences de densité entre les

Matériel et Méthodes

nématodes et les différentes parties du sol. Elle nous permet d'extraire les nématodes de différente taille du sol en superposant des tamis à différentes mailles.

II.2.6.1. Le matériel utilisé

- ✓ Tamis à maille de 2 mm
- ✓ Tamis de 90 μ
- ✓ 2 seaux de 10 l chacun.
- ✓ Bâton.
- ✓ cristallisoirs.
- ✓ Entonnoirs.
- ✓ Des tubes à essai de 100 ml.
- ✓ Tamis avec filtre kleenex.
- ✓ Pissette d'eau.
- ✓ Cellule de comptage gradué.
- ✓ Loupe binoculaire.
- ✓ Bêchers.
- ✓ les tamis en plastique



Fig.16. Le matériel d'extraction

II.2.6.2. Le protocole d'extraction

Les sols sont préalablement bien homogénéisés au laboratoire sur un plateau. A partir de ces échantillons, on prépare dans un bécards 250 ml de terre. Cette quantité est déposée et délayée à travers le tamis (2mm) dans une petite bassine. Le tamis qui va retenir les gros cailloux, le sable grossier et les débris organiques. Le contenu de la bassine et ensuite transvasé dans un seau en plastique puis complété à 6 ou 7 litres d'eau. A l'aide d'un bâton on mélange le contenu du seau pour mettre en suspension les nématodes et les particules du sol. On laisse 30 secondes pour que les particules de sol se sédimentent

Matériel et Méthodes

mais sans que l'eau ne s'arrête de tourbillonner. Le surnageant est versé à travers le tamis (90 μ) qui va retenir les nématodes. On récupère le contenu du tamis à l'aide d'un jet d'eau de pissette dans un cristallisoir. L'opération est répétée 3 fois pour récupérer le maximum de nématode

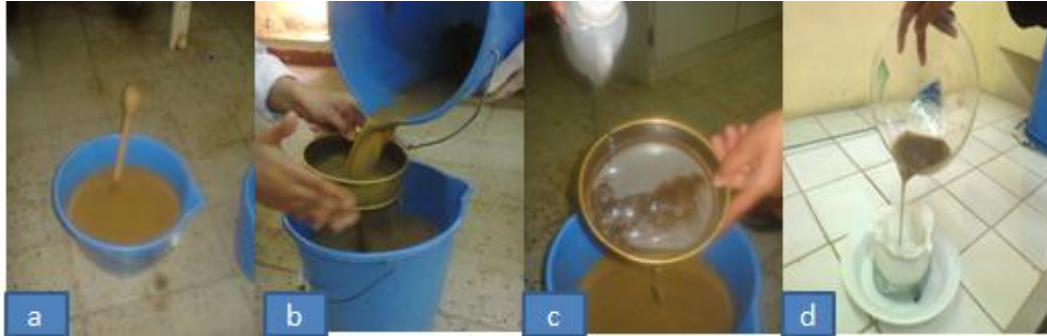


Fig.17. Les étapes d'extraction (originale, 2015)

II.2.6.3. la purification des nématodes par passage actif

On procède à la purification par passage actif des nématodes car la solution obtenue après extraction est boueuse. Il est impossible d'observer les nématodes à ce stade. Pour cela on prépare les tamis en plastique avec des filtres kleenex qu'on place dans des assiettes en plastiques. On remplit ces assiettes d'eau jusqu'à affleurement de la surface du tamis puis on laisse le passage actif des nématodes pendant 3 jours.

Passé ce délai, le contenu de chaque assiette est récupéré dans des tubes à essai (100ml). On laisse décanter ces derniers pendant 1 heure. Ensuite l'eau des tubes est diminuée et les nématodes du genre *Xiphinema* sont récupérés dans des salières pour les essais préalables.



Fig. 18. Le Passage actif des *Xiphinema sp.* (Originale, 2015)

II.2.7. Le protocole expérimental des différents traitements

Les tests sont effectués dans des puits de plaque de culture cellulaire renfermant 12 puits, chaque puits contient de 0,5 cc d'eau distillée additionnée de 10 individus de *Xiphinema sp.* préalablement comptées. Les différents traitements sont alors ajoutés à la suspension de nématode à raison de 1 ml chacun (Agbenin *et al*, 2005). Pour comparer l'efficacité des traitements, nous avons préparé des témoins à l'eau distillée.

Pour éliminer l'effet du pH des traitements nous avons également testé les pH des solutions préparées. Pour cela seul les pH acide et basique sont pris en considération.

L'effet toxique des différents traitements est évalué après un temps d'immersion de 24, 48 et 72 heures. Chaque traitement est répété trois fois.

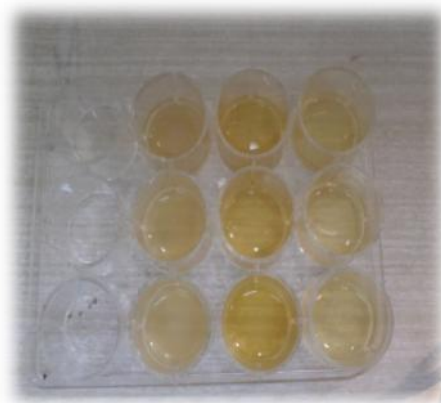


Fig.19. Les essais in vitro des traitements (Originale ,2015)



Fig.20. L'aspect morphologique des nématodes avant et après traitements

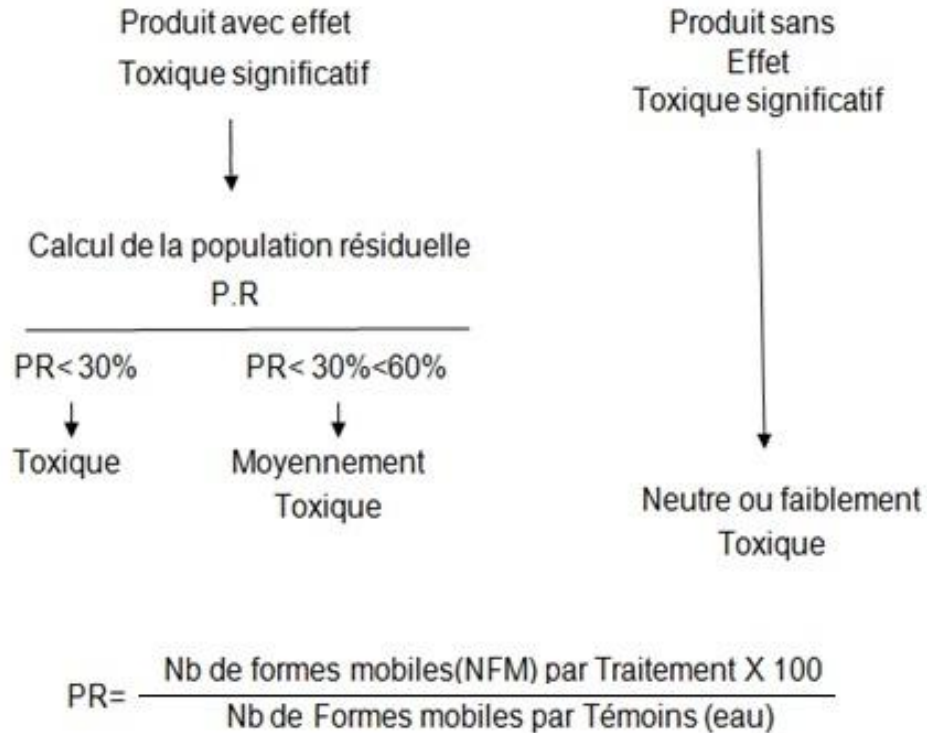
(originale, 2015)

Le pourcentage des individus morts dans chaque puits est estimé après 24, 48 et 72h d'incubation selon la formule suivante donnée par Jourand *et al.* (2004) :

$$\% \text{ de mortalité} = (\text{nombre de larves immobiles} / \text{nombre total de larves}) \times 100.$$

II.2.8. L'estimation des populations résiduelles

L'évaluation de l'effet toxique des traitements biologiques ont été estimée par la comparaison des populations résiduelles (P.R) selon le test de DUNNETT (Magali, 2009).



II.2.9. Identification des *Xiphinema* sp.

Afin d'identifier les espèces de *Xiphinema*, nous avons procédé à l'étape de fixation. Pour cela une première identification morphologique a été réalisée sous la loupe binoculaire. Nous avons distingué trois types de *Xiphinema* morphologiquement différent en considérant la taille et la forme de la queue du nématode. Chaque type a été prélevé à l'aide d'une canne à pêche dans trois salières différentes.

II.2.9.1. Le protocole de fixation

Les trois types de *Xiphinema* isolés vont subir la fixation. Nous avons pipeter l'excès d'eau avec une pipette et ne laisser qu'un goutte. Ensuite on verse sur les nématodes une quantité de fixateur de Grisse chaud à une température de 100°C. Les salières sont fermé après refroidissement (les nématodes resterons ou moins 3 jours dans le fixateur) avant d'entamer les étapes de déshydratation.

Après 3 jours on enlève le fixateur, on ne garde juste une goutte pour éviter le dessèchement des nématodes, puis on rempli les salières jusqu'à ½ de son

Matériel et Méthodes

volume avec la solution (S1) et on les place sans couvercle dans un dessiccateur à alcool 95%. L'ensemble est placé dans une étuve réglée à 37°C pendant 24h .Le lendemain on enlève les 2/3 du volume de S1 et on remplace par le même volume de la solution S2 de façon à avoir dans la salière (1) volume de S1 et (2) volumes de S2. Ces derrières sont mises dans sur un plateau puis placées dans l'étuve à 40°C pendant 2 jours avec couvercle entre ouvert pour permettre une évaporation lente de l'alcool. Passé ce délai, les salières sont retirées de l'étuve et placées dans un dessiccateur avec du silicate gel (évite la réhydratation des nématodes) pendant une journée au minimum avant le montage des nématodes entre lames et lamelles.

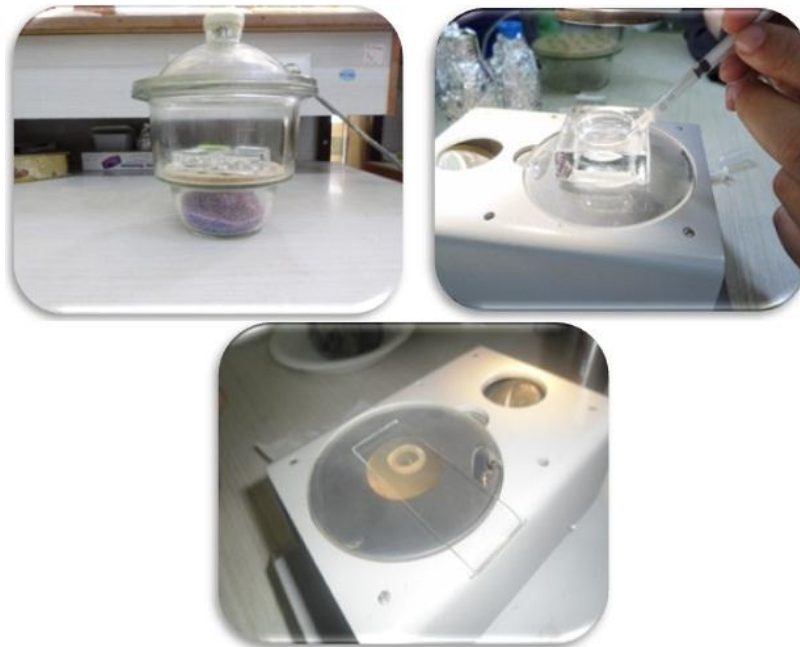


Fig. 21. Technique de montage des nématodes

II.2.9.2. Le montage des nématodes

Pour le montage des Xiphinema, on applique un anneau de paraffine de 1 cm diamètre sur la lame à l'aide d'un tube en cuivre et on laisse refroidir. On met une petite goutte de glycérine dans l'anneau de paraffine. Puis on dépose 2 à 3 individus dans la goutte de glycérine et on la recouvre avec une lamelle ronde. L'ensemble est chauffé légèrement sur une plaque chauffante réglée à la température de fusion de la paraffine .Puis on laisse refroidir.

Les lames ainsi préparées sont référenciés (numéro de la lame, nombre d'individu, stade de développement) et rangées dans la boîte à lames.

II.9.2.3. Identification microscopique des espèces de *Xiphinema*

Après fixation des espèces des *Xiphinema*, nous avons fait les observations au microscope. Selon les caractéristiques morphologiques concernant la taille et la forme de la queue nous avons pu déterminer trois espèces (*X. americanum*, *X. index* et *X. italiae*).

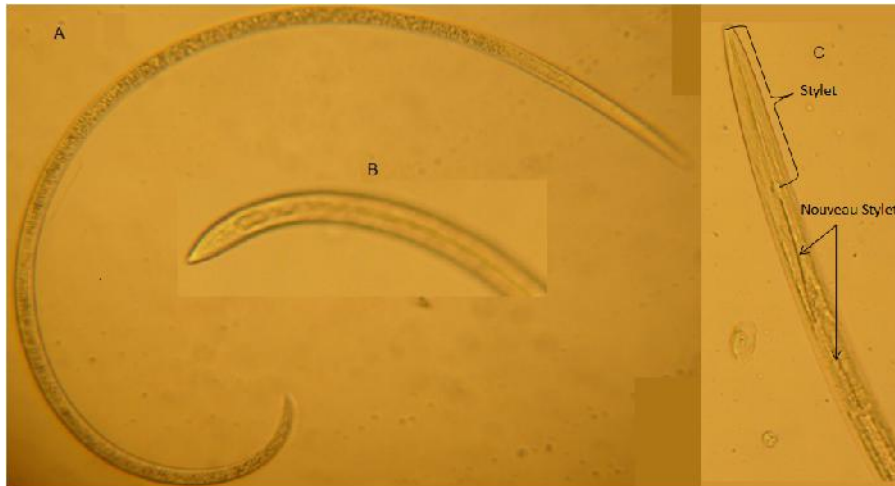


Fig. 22 .Morphologie de *X.index* (Taylor et Brown,1997)
A : larve (Gx40) B: Queue et C : Partie antérieure (Gx100)

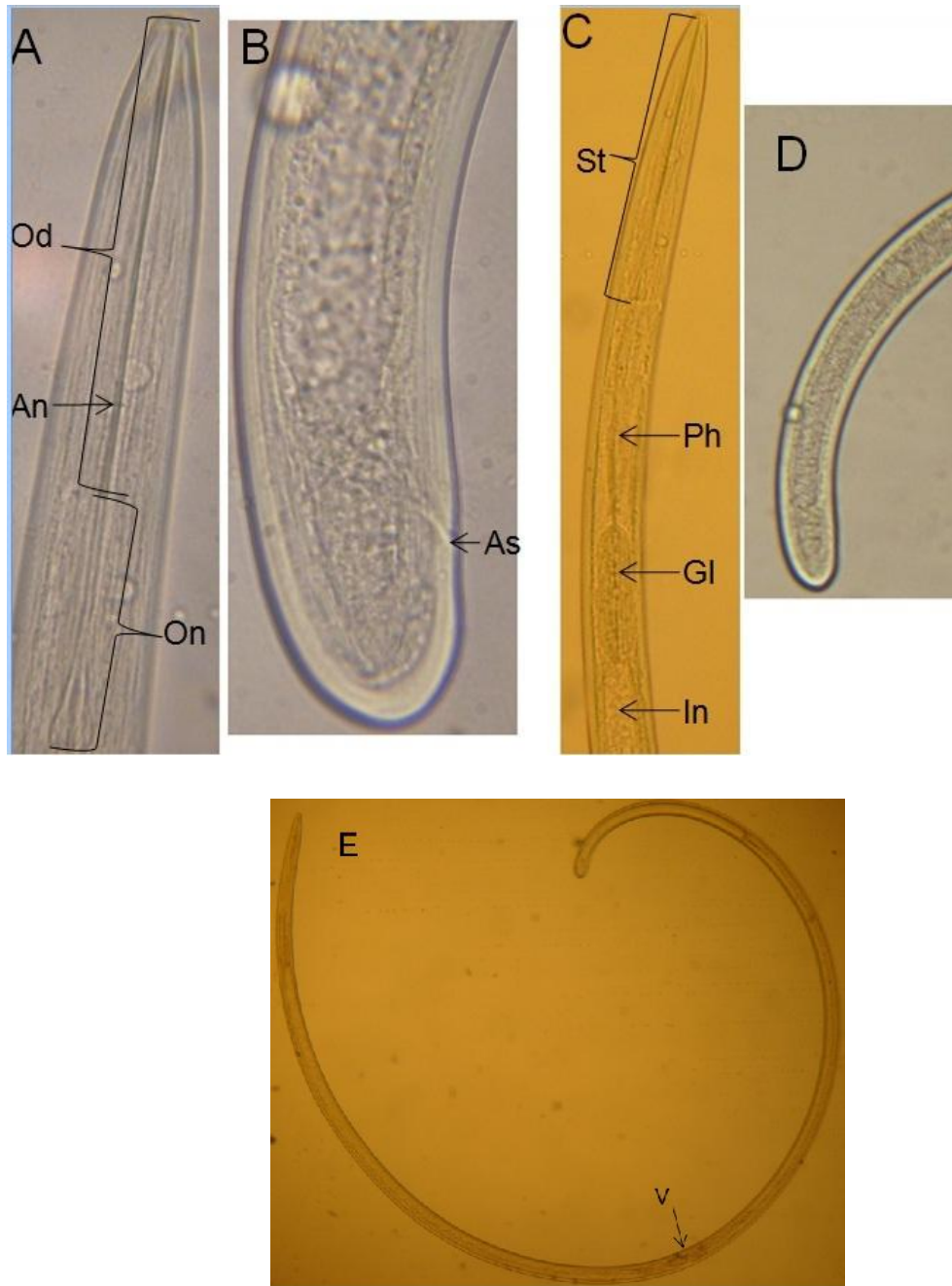


Fig. 23. Morphologie de *X.americanum* (Jeroen *et al.*, 1999)

A : Stylet ; B : queue (Gx400), C : Partie antérieure, D : Queue (Gx100), E : femelle (Gx40)
 Od: Odontostyle; On: Onchostyle; An: Anneau de guidage; St: Stylet; As: Anus; Ph : pharynx ;
 Gl : Glande œsophagienne ; In : Intestin ; V: Vulve

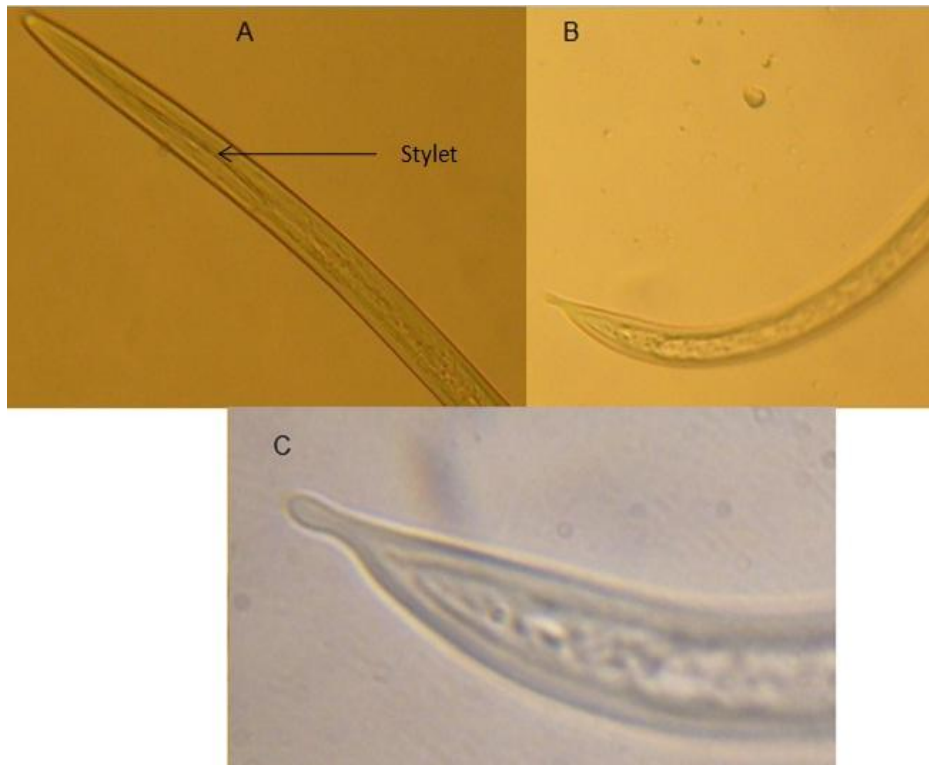


Fig. 24. Morphologie de *X. italia* (Cohn , 1977)
A : Partie antérieure (Gx100) ; B: Queue (G x100) ; C : Queue (Gx400)

II.2.10. Analyse des données

Les données recueillies sur l'efficacité des différents traitements testés sont analysées statistiquement afin d'évaluer leur potentiel toxique vis-à-vis des nématodes *Xiphinema sp*. Pour cela nous avons fait appel à l'analyse de la variance en utilisant le Modèle Linéaire Global (GLM) (SYSTAT VERS. 12, SPSS 2009).

Chapitre III: Résultats et Discussion

III.1. Evaluation de la toxicité des plantes testées sur les nématodes du genre *Xiphinema*

Les extraits aqueux des feuilles d'*Artemisia herba-alba* et *Artemisia absinthium* et *Lantana camara* et du bulbe d'*Urginia maritima* et l'hydrolat d'*Artemisia herba-alba* ont été préparés et testés sur les formes mobiles de *Xiphinema spp.* dans les conditions de laboratoire.

Pour estimer l'efficacité des traitements, nous les avons comparées au témoin (eau distillée) et au pH des traitements.

D'après résultats, les différents traitements se sont montrés actives sur le nématode de la vigne du genre *Xiphinema spp.* Ils se sont traduits par des taux de mortalité moyen variant en fonction du traitement et du temps d'immersion.

III.1.1. Toxicité des extraits aqueux des feuilles des deux espèces d'armoise.

D'après les résultats représentés par la figure 25 , les extraits aqueux des feuilles d'*A. absinthium* et d'*A. herba alba* se sont révélés toxiques sur les espèces de *Xiphinema* en comparaison avec le témoin eau distillée et le pH des extraits. Toutefois le degré de toxicité varie selon l'espèce végétale, la concentration de l'extrait et la durée d'exposition

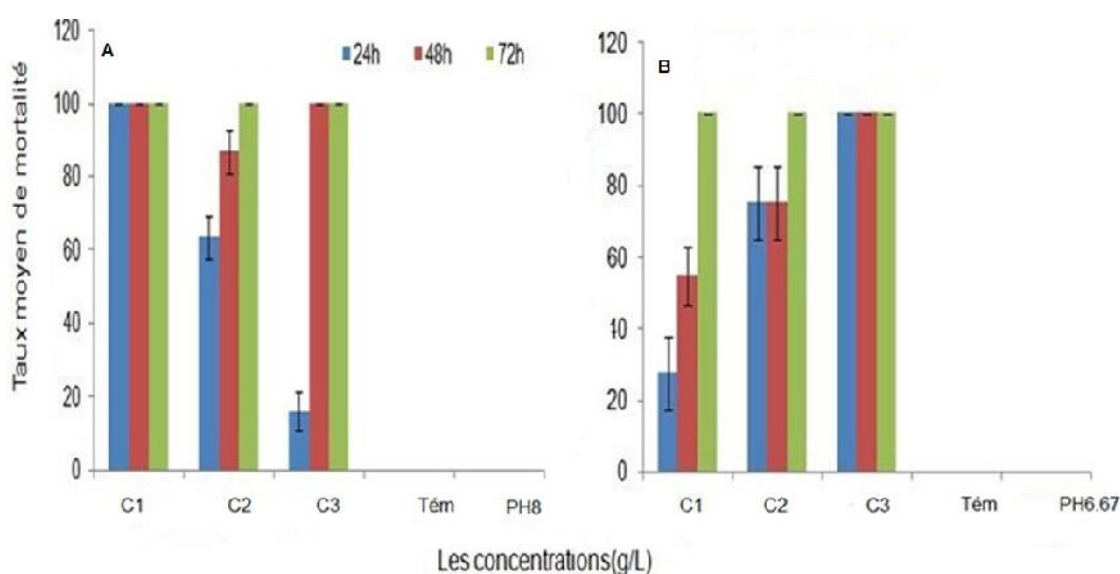


Fig .25. Variation temporelle de la toxicité des extraits aqueux d'*Artemisia herba alba* et (A) d'*Artemisia absinthium* (B)

Résultats et Discussion

En effet, la figure (25.A) montre que les taux moyens de mortalité des *Xiphinema spp.* dans les extraits aqueux d'*A. absinthium* durant les premières heures (24h) sont inversement proportionnels aux concentrations testées. Il s'avère que la dose C1 (40g/l) est plus toxique pour les *Xiphinema spp.* Elle a présenté une action très rapide dès les premières heures d'exposition (24h). Le taux de mortalité est de 100%. Alors que pour la concentration élevée C3 (120g/l) la mortalité est faible après 24h d'immersion. Elle n'atteint pas les (16,06%). Cependant, après 48h et 72h toutes les concentrations ont entraîné en générale la mortalité totale les individus de *Xiphinema*.

En ce qui concerne les extraits aqueux d'*A. herba - alba* (fig.25.B) nous constatons de mortalité des *Xiphinema* varie proportionnellement aux concentrations. Pour la faible dose (C1) la mortalité moyenne du nématode de la vigne augmente avec le temps d'immersion. Elle est respectivement de (28, 54.59 et100%) après 24, 48 et 72h. alors que pour la forte concentration (C3), le taux de mortalité est de 100% dès les premières 24h.

Pour les témoins eau distillée (Tém) et les solutions pH acide (6,67) et pH basique (8) les taux de mortalité sont nuls.

III.1.2. Toxicité de l'hydrolat des feuilles d'*Artimisia herba alba*

En comparaison avec le témoin ou tous les nématodes sont restés vivant après 72h dans l'eau distillée, nous enregistrons sur la figure (26) que la toxicité de l'hydrolat d'*A. herba-alba* varie en fonction des dilutions et du temps.

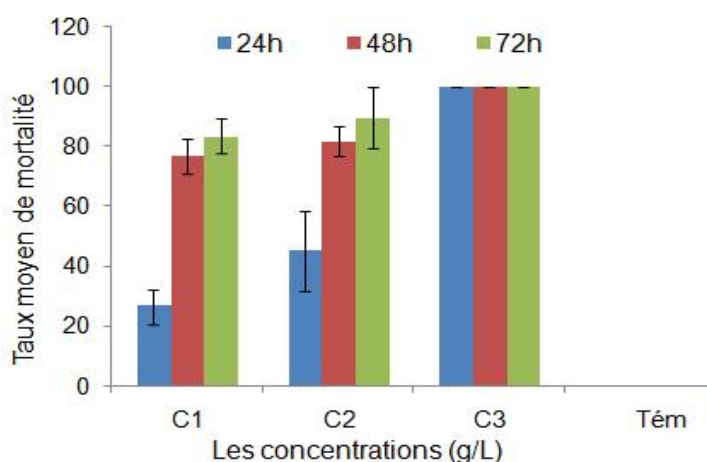


Fig.26. Variation temporelle de la toxicité de l'hydrolat selon des doses

Résultats et Discussion

Les différentes concentrations testées après 72h d'exposition ont dévoilé un effet toxique très élevé sur les *Xiphinema spp.* Des taux de mortalité de 100% sont obtenus. Alors qu'après 24 et 48h les taux de mortalité du nématode de la vigne dépassent les 50%. Elles sont de (58 ; 69.17%), (57; 57,24 %) et (81, 94, 44%) respectivement pour les dilutions C1, C2 et C3.

1. 5 .Toxicité comparée des trois traitements à base d'armoise

L'application du modèle G.L.M. aux données (tableau 2 et figures 29) dévoile que les trois traitements à base d'armoise (extraits aqueux A.herba alba et A.absinthium et l'hydrolat A.herba alba) ont révélé un effet biocide identique vis a vis des espèces *Xiphinema*. L'analyse statistique a démontré que les les traitements et leurs concentrations ne présentent pas des différences significatives. Les probabilités respectives sont de ($p=0.737$; $p 0.05$) et de ($p=0.191$; $p 0.05$). Cependant, ces même ont montré une différence très hautement significative par rapport au temps ($P=0,000$; $p 0,05$)

Tableau 2 :Model G.L.M. appliqué au pouvoir nématocide des traitements d'armoise en fonction du temps d'exposition et des doses utilisées

Source	Sommes des carrés	d.l.l	Carrés moyens	F.ration	p
Traitements	250.889	2	125.444	0.306	0.737
Doses	1388.741	2	694.370	1.693	0.191
Temps	17480.963	2	8740.481	21.307	0.000
Erreur	30356.296	2	410.220		

L'examen des figures (29) confirme que l'extrait aqueux des feuilles A.absinthium, d'A. herba alba et de son 'hydrolat présente une toxicités presque similaire sur les espèces des *Xiphinema*. Ces traitements agissent graduellement dans le temps. La plus forte mortalité est obtenue après les 72h d'exposition des *nématodes*.

Résultats et Discussion

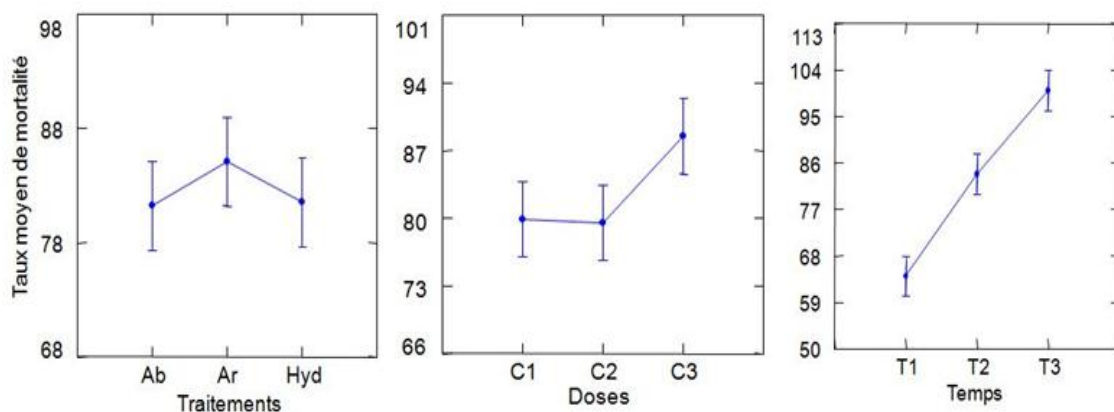


Fig. 29. Toxicité comparée des extraits aqueux d'A. herba-alba et A. absinthium et hydrolat d'A. herba-alba Ab : *Artemisia herba-alba*

III.1.3. Toxicité des extraits aqueux des feuilles de *Lantana camara*

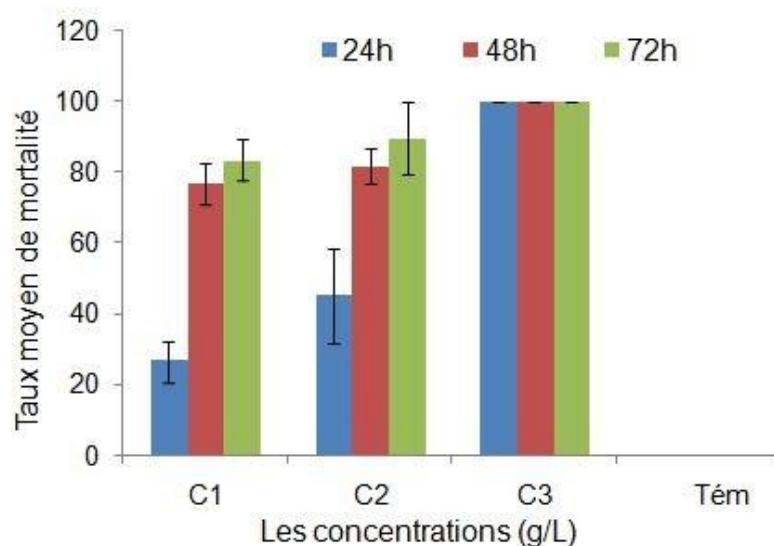


Fig.27. Variation temporelle de la toxicité des extraits aqueux de *Lantana camara*

Les résultats (fig. 27) montrent que l'effet biocide des extraits aqueux des feuilles de *L. camara* varie en fonction des doses et du temps d'exposition du nématode. Nous constatons que la dose C3 (120g/l) a présenté un effet très toxique (100%) après 24h. Pour les concentrations C1 et C2 la mortalité est faible n'accède pas les 50%. Par contre elle augmente sensiblement après 2jours (48h) pour atteindre (77%) et (82%) respectivement pour C1 et C2.

III.1.4 Toxicité des extraits aqueux du bulbe d'*U. maritima*

En comparaison avec le témoin (eau distillée) et le pH acide (3,67) qui n'ont montré aucun effet sur la survie de *Xiphinema sp.*(fig. 28)les extraits aqueux d'*U. maritima* ont dévoilé une très forte toxicité sur le nématode de la

Résultats et Discussion

vigne. En effet, toutes les concentrations testées ont agit très rapidement sur les *Xiphinema* dès le 1^{er} jour (24h) du traitement. La mortalité des nématodes est 100%.

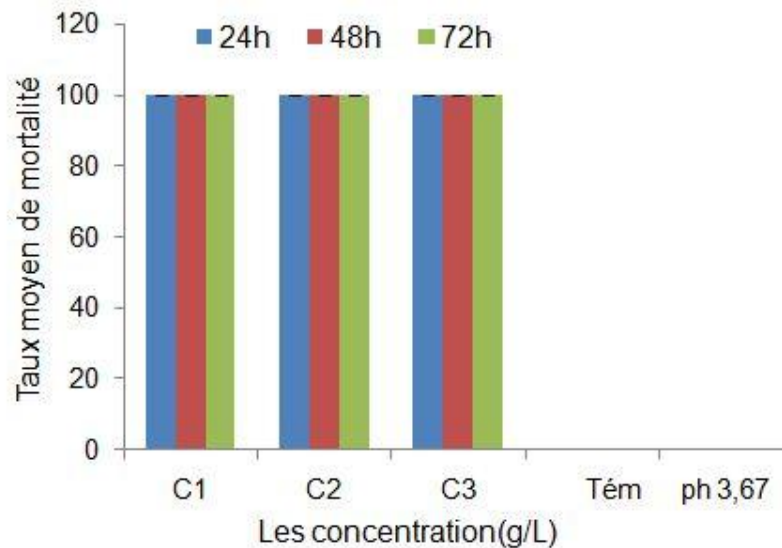


Fig.28. Variation temporelle des extraits aqueux du bulbe d'*Urginia maritima*

L'application du modèle G.L.M. aux données (tableau2 et figures 30) dévoile que les traitements présente une différence très hautement significative ($P=0.000$; $p<0.05$). La toxicité des extraits varie très significativement avec les doses ($P=0.007$; $p<0.05$) et le temps ($P=0.000$; $p < 0.05$).

Tableau3: Model G.L.M. appliqué au pouvoir nématicide des traitements utilisés en fonction du temps d'exposition et des doses utilisées

Source	somme des carrés	d,l,l	Carré moyens	F-ratio	p
Traitement	444 378,207	9	49 375,356	212,359	0,000
Doses	2 339,317	2	1 169,658	5,031	0,007
Temps	10 125,603	2	5 062,802	21,775	0,000
Erreur	53 244,485	229	232,509		

L'analyse statistique par le modèle G.L.M. (figure 30) confirme que parmi les traitements apportés l'extrait aqueux d'*U.maritima* s'avère le plus actif contre le nématode de la vigne. Il a agit rapidement présentant un effet choc dès les première heures d'immersion. Cependant, pour les autres traitements (extraits :

Résultats et Discussion

A. absinthium, *A. herba alba*, *L. camara* et hydrolat : *A. herba alba*) ont montré une toxicité presque semblable. Toutefois, l'action de *L. camara* s'avère faible.

L'effet biocide des traitements varie en fonction du temps. Ils agissent graduellement la plus forte mortalité est obtenue après les 72h (fig.30).

En ce qui concerne les concentrations, l'analyse révèle que la toxicité des traitements est proportionnelle aux concentrations testées. En effet, la mortalité augmente avec l'augmentation des doses. Elle est plus élevée après C3 d'exposition.

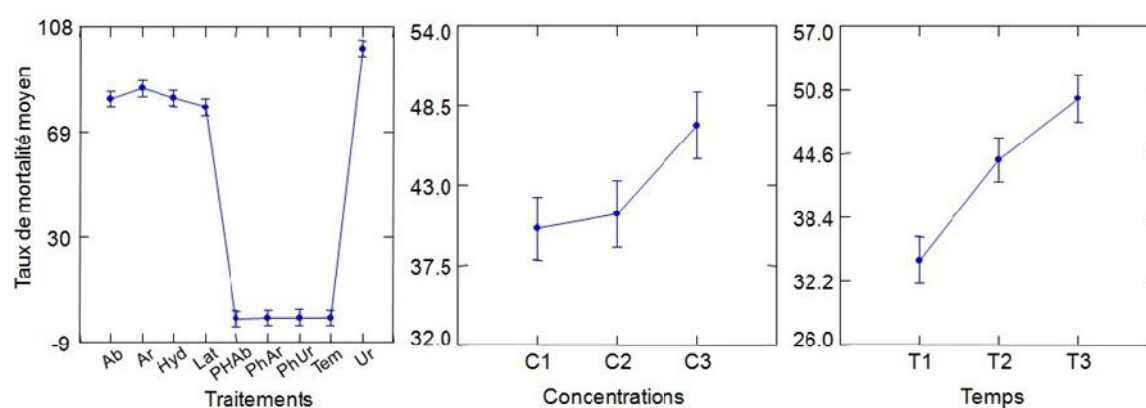


Fig.30. Toxicité comparée des extraits aqueux des traitements testés sur les *Xiphinema* spp (Ab :*Artemisia herba-alba* Ar : *Artemisia absinthium* ; Hyd d'*Artemisia herba-alba*; Lat: *Lantana camara* ;*U.maritima*)

III.1.7.Évolution temporelle des populations résiduelles du *Xiphinema* spp. En fonction des traitements et des doses

L'application des extraits aqueux des feuilles des *A.absinthium* et *L.camara* et du bulbe d'*U. maritima* et hydrolat d'*A.herba alba* sur les nématodes du vignes *Xiphinema* sp . Nous a permet d'estimer l'efficacité de trois doses apportées on se référant à l'évaluation des populations résiduelles par le biais du test de DUNNET.

L'évolution temporelle des populations résiduelles selon la figure 28 montre en général une faible toxicité des traitements après les premières heures (24h) d'exposition des *Xiphinema* sp L'efficacité des traitements augmente progressivement dans le temps en fonction des concentrations.

Résultats et Discussion

Pour la faible dose C1 (40g/l), après 24h l'A.absinthium et U.maritima ont montré une toxicité élevée sur les nématodes quelque soit les temps d'exposition. La mortalité est de 100%. Alors que d'A.herba alba et L. camara sont faiblement toxique à 24h et passent respectivement dans l'intervalle moyennement toxique et toxique après 48h et 72h. Quant a l'hydrolat d'A.herba alba sa toxicité est moyenne après 24h et devient toxique après 48 et 72h.

Les extraits à la dose de C2 (80g/l) ont montrée un effet moyennement toxique pour l'A.absinthium , L. camara et l'hydrolat d'A.herba alba après 24h.les différents traitements sont passé dans l'intervalle toxique après 48 et 72h a l'exception de l'hydrolat d'A.herba alba après 48h qui s'est montré faiblement toxique.

En ce qui concerne la forte dose C3 (120g/l) la majorité des traitements sont toxique quelque soit le temps d'exposition a exception l'A.absinthium qui a présenté un effet faiblement toxique après 24h.

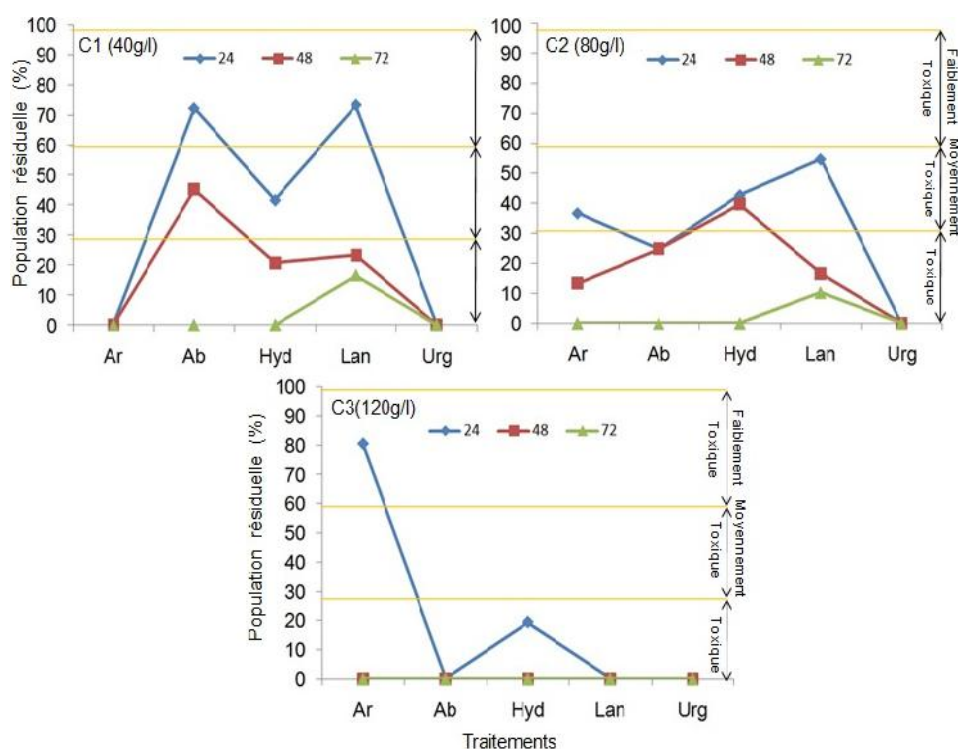


Fig. 31.Variation des populations résiduelles en fonction des traitements et des doses
 Ab : *Artemisia herba-alba* , Ar : *Artemisia absinthium* ;Hyd : hydrolat '*Artemisia herba-alba*;Lat: *Lantana camara* ;Urg:*urginea maritime*

Discussion général

Les plantes sont capables de produire des substances naturelles très variées. Les produits naturels semblent fournir une solution fiable aux problèmes provoqués par les pesticides de synthèse (Kim *et al.*, 2005).

L'utilisation des extraits de plantes à effets nématicide représente une des solutions pouvant contribuer à réduire le problème des nématodes (Takasugi *et al.*, 1975; Jasy et Koshy, 1992; Oka, 2001; Al-Banna *et al.*, 2003; Amaral *et al.*, 2003; Jourand *et al.*, 2004, Eddaoudi 1997 et Bourijate, 1997; Nasima *et al.* 2002; Siddiqui et shaoukat, 2003 ; Ioannis *et al.* 2004).

Ces plantes peuvent être utilisées de diverses façons pour protéger les cultures sensibles aux nématodes (Mohammad *et al.*, 2002 ; Judy *et al.*, 2004). Plusieurs auteurs ont mis en évidence la présence de molécules actives tels que les composés phénoliques efficace dans la lutte contre les nématodes (Siddiqui et al 1988 ; Faouzi, 2002).

L'objectif lié à la présente étude est d'évaluer l'effet biocide des extraits aqueux des feuilles d'*A. herba-alba*, *A. absinthium* et *L. camara* et du bulbe d'*U. maritima* ainsi que l'hydrolat d'*A. herba-alba* vis-à-vis des nématodes de la vigne de genre *Xiphinema*. Très peu de recherche ont été réalisées dans ce domaine. Toutefois quelques informations sur l'activité nématicide des extraits de plantes in vitro sur *X. index* ont été données par Dechet (1991), Sasanelli et Catalano (1991) et Sasanelli (1992).

Les résultats des traitements à base de ces plantes médicinales ont révélé une toxicité vis-à-vis des formes mobiles de *Xiphinema sp.* Ces résultats sont en concordance avec les travaux d'Insunza *et al.* (2001) sur *X. index*; Insunza et Eriksson (1989) ; Insunza (1994) sur *Ditylenchus dipsaci*, *Heterodera shachtii* et *Pratylenchus penetrans* et Wiratno *et al.* (2009) ; Wondimeneh Taye *et al.* (2012) ; Mayad *et al.* (2006) sur les nématodes à galles.

L'action biocide des extraits aqueux des plantes dépend d'une manière significative des concentrations testées et du temps d'exposition des *Xiphinema sp.* Ce résultat rejoint les travaux de Kheir (2011), Hadroug (2013), (Hadj-Sadok *et al.*, 2014) concernant l'effet de divers plantes sur les nématodes « *Meloidogyne* ». En effet les différents traitements ont dévoilé une toxicité très

Résultats et Discussion

hautement significative après 72 h d'exposition dans la forte concentration (120g/l). Ces résultats sont comparables à ceux D'Addabbo *et al.* (2013) qui affirment que les femelles de *X. index* sont sensible seulement aux fortes concentrations après un temps d'exposition long dans les extrait aqueux d'*A. annua*.

La comparaison de la toxicité des trois traitements à base d'armoise (extraits aqueux *A. herba alba* et *A. absinthium* et hydrolat *A. herba alba*) ont révélé une toxicité significativement identique vis a vis des *Xiphinema spp.* Cependant, l'étude de Kheir (2011) a montré un effet biocide significativement différent des extraits aqueux *A. herba alba* et *A. judaica* sur les larves de(L2) de *Meloidogyne*.

Par ailleurs, les résultats ont dévoilé l'efficacité des extraits *A. absinthium* à faible doses (40g/l) par rapport aux concentrations élevées (80 et 120g/l). En effet, avec l'extrait à 40g/l quelque soit le temps d'immersion nous avons enregistré 100% de mortalité de *Xiphinema*. Alors qu'avec les traitements (extrait aqueux et hydrolat) concentrés la mortalité totale est obtenue après les 72h. La réponse toxicologique du nématode aux traitements par les espèces d'armoises peut être attribuée d'une part à ces caractéristiques morpho-anatomique en relation avec la perméabilité de la cuticule (Yeats et al.1993; Davies et Curtis 2011) et d'autre part aux différentes propriétés chimiques des composés des plantes (D'Addabbo *et al.*, 2013).

En ce qui concerne les extraits des différentes plantes (*A. herba-alba*, *A. absinthium*, *Lantana camara* et *U. maritima*) l'efficacité est très hautement significative ($p=0.000$; $p<0.05$) sur le nématode de la vigne *Xiphinema*. La plus forte toxicité s'est montrée avec *U. maritima* dès les premières heures d'exposition quelque soit la concentration testée. Le taux de mortalité est de 100%.

Il est probable que l'effet biocide différent des traitements sur ce genre est en étroite relation avec les composants actifs contenus dans les tissus des plantes. Les travaux d'Oka *et al.* (2000) ; Gommers et Bakker (1988) et Chitwood (2002) signalent plusieurs composés à activité nématocides dans les plantes. Parmi eux les alcaloïdes, les diterpènes, les acides gras, les glucosinolates,

Résultats et Discussion

les isothiocyanates, les phénols, les polyacétylènes, les flavonoïdes, les sesquiterpènes et les thienyls.

L'étude réalisée par D'Addabbo *et al.* (2013), sur l'effet des extraits aqueux d'*A. annua* et ses principaux métabolites (acide caféique, l'acide chlorogénique et l'artémisinine) a montré que les deux composés phénoliques (acide caféique, l'acide chlorogénique) sont extrêmement toxiques pour *X.index*. Par ailleurs Sasanelli (1992) signale l'action biocide élevée des extraits aqueux des feuilles de *Ruta graveolens* sur *X. index*. Les propriétés nématocides de cette plante sont dues à ces composés chimiques notamment à sa richesse en alcaloïdes (acide antralique), les terpènes (limonène, pinène et cinéole), les coumarines (xanthotoxine) et les flavonoïdes (rutin). Selon Holyoke et Reese (1987), les substances présentes dans *R. graveolens* comme les limonènes, pinènes, cinéoles, xanthotoxines et rutin sont très toxiques vis-à-vis des insectes.

Concernant la toxicité des pH des différents traitements par plantes médicinales, les résultats ont révélé un effet toxique nul au cours des différents temps d'immersion. Selon (Khanna *et al.*, 1997) et (Mcsorley, 1998), les nématodes sont généralement tolérants à un large spectre de pH.

Par référence au test de DUNNET, l'activité biocide des bioproduits testés varie en fonction du temps d'exposition et des concentrations. Parmi ces traitements *U.maritima* s'est très toxique vis-à-vis des *Xiphinema*. Alors les autres plantes ont dévoilé en général un effet biocide comparable.

D'autres travaux ont rapporté l'effet biocide d'*U. maritima* sur les nématodes *Meloidogyne* (Hadroug, 2013) et sur les insectes *Tribolium* (Pascual et Fernandez, 1999) et *Liriomyza trifolii* (Civelek et Weintraub 2004). La toxicité d'*U. maritima* selon Verbiscar *et al.* (1986) serait en relation avec les composants actifs contenues au niveau de la plante tel que les bufadienolides scilliroside, glycoside et les aglycones.

Conclusion

Au terme de ce travail consacré à l'étude de l'effet biocide in vitro des extraits aqueux de différentes plantes médicinales (*Artemisia absinthium* ; *Artemisia herba-alba*, *Lantana camara* , *Urginea maritima*) et de l'hydrolat de *Artemisia herba-alba* vis à vis des espèces de nématodes de la vigne du genre *Xiphinema* nous pouvons dire que :

Les différents traitements utilisés se sont révélés actifs sur les *Xiphinema spp*, se traduisant par une augmentation de la mortalité qui dépend des concentrations des bioproduits et du temps de traitement.

Les taux de mortalité les plus élevés sont enregistrés après 72h d'immersion. Les traitements issus de forte dose (120 g/l) se sont révélés plus actives contre ces nématodes. Les traitements testés agissent lentement.

Les taux de mortalité les plus importants sont enregistrés pour l'extrait du bulbe pour toutes les doses. L'extrait d'*Urginea maritima* Ils ont montré un effet choc pour les premières heures (24h).

L'extrait des feuilles *Artemisia absinthium*. Il s'avère que la dose C1 (40g/l) est plus toxique pour les *Xiphinema*. Elle a présenté une action très rapide dès les premières heures d'exposition (24h). Le taux de mortalité est de 100%.

D'après le test de DUNNET, l'activité biocide des traitements varie en fonction du temps d'exposition.

Il serait intéressant dans des études ultérieures de réaliser les tests de revitalisation des nématodes après les traitements afin de confirmer l'effet nématocide ou nématostatique des différents traitements utilisés.

Il est important d'évaluer la DL50 qui reste un élément clé afin de bien valoriser les biopesticides dans le cadre d'une protection intégrée. L'importance de la caractérisation des matières actives existantes chez chaque espèce étudiée est incontestable dans le but de les formuler et de les utiliser comme produits finale, stables et applicables dans le domaine agricoles. Approfondir les essais d'évaluation d'efficacité de ces extraits aqueux sur d'autres genres de nématodes.

ANNEXE

Produits utilisés pour la fixation

La fixation

Le fixateur de Grisse, il est composé de :

133 ml de formol à 30%

10 ml de glycérol

857 ml d'eau distillée

Il doit être ajusté pH= 7

La déshydratation

Solution (S1) composée de :

25 ml d'alcool 95%.

1,25 ml glycérol.

98,75 ml d'eau.

Solution (S2) composée de :

118,75 ml d'alcool 95%

6,25 ml glycérol

Tableau 1. Conversion des doses de g/250ml en g/l

Doses	g/250ml	g/l
Unité C1	10	40
C2	20	80
C3	30	120

Références bibliographiques

Références bibliographiques

Abou el-hamd H., Magdi A., Mohamed E., Soleiman E., Abeer M., Naglaa S., 2009- Chemical Constituents and Biological Activities of *Artemisia herba-alba*. *Records of Natural Products*, 4(1) ,pp 1-25

Al-banna, L., Darwish ,R.M. et Aburjai ,T., 2003- Effect of plant extracts and essential oils on root-knot nematode. *Phytopathologia Mediterranea*, 42, pp 123-12

Amaral D.R., da Rocha Oliveira F.E., Oliveira D.F. et Campos V.P., 2003-

Purification of two substances from bulbs of onion (*Allium cepa* L.) with nematocidal activity against *Meloidogyne exigua* Goeldi. *Nematology*, 5, pp 859-864

Anonyme ., 2007. *Scilla maritima* L. Baker, R. Merad Centre Anti -Poisons CHU Bab -El-Oued Bd Said Touati Alger Algérie Septembre 1991,Edt, MO Rambourg Schepens .

ANONYME(a), 2011. Situation du secteur vitivinicole mondiale, OIV, PP. 1-70.

Ayad, N., « Etude éco-phytochimique et apport nutritionnel de l'armoise blanche (*Artemisia herba-alba* Asso) du sud Oranais, dans l'aliment du cheptel », Thèse de doctorat, Univ. Djillali Liabes, (2008),98p

Anonyme (b),2011 -tela botanica *artimisia absinthium* En ligne sur www.tela-botanica.org

Anonyme (a), 2013 - Statistiques agricoles FAO, FAOSTAT. En ligne sur :

<http://faostat.fao.org>

Anonyme(b), 2013 - Une lutte biologique contre le court –noué de la vigne, ENTAV –ENRA ,Bourdaux ,pp 33-35

Anonyme, SD -.Fiche informative sur les organismes de quarantaine. *Xiphinema americanum sensu lato*.Edt CABI et l'OPEPP8PP . En ligne sur : www.eppo.int/QUARANTINE/nematodes/Xiphinema.../F-xipham.pdf

Arpin P., Kilbertus F., Ponge G. et Vannier G., 1980 – Importance de la microflore et de la microfaune en milieu forestier. In; *Actualités d'écologie forestière: Sol, Flore et Faune*. Ed. Presson P., Villars G., Paris, pp 87-150.

Bertrand C., 2001- Lutter contre les nématodes à galles en agriculture biologique. GRAB (Groupe de recherche en agriculture biologique) AVIGNON, ITAB (Institut technique l'Agriculture Biologique), Paris, 4p.

Références bibliographiques

Bernhard R., Bouquet A., Scotto Lamasses C.,1995 .Diversité des problèmes nématologique en verger et en vignobles ,solution chimiques et génétique C.R .Acad .Agr. France

Blair B.L., Stirling G.R., Whittle P.J.L., 1999 - *Distribution of pest nematodes on sugarcane in South Queensland and relationship to soil texture, cultivar, crop age and region. Aust. J. Exp. Agric.*, 39, pp 43–49

Bloui J., 2005 – les parasites de la vigne stratégie de protection raisonnée traduit de l'espagnol sous la direction de Daniel Gouadec par Gaulou -Brain .J et Amos-sanchez .A.2007.Ed Dunod .paris .430p

Bonnemaison L., 1962 – Les ennemis animaux des plantes cultivée et des forets .Ed .SEPAIC. paris.605p

Bora K S, Sharma A., 2010 - Neuroprotective effect of *Artemisia absinthium* L. on focal ischemia and reperfusion-induced cerebral injury.*Journal of Ethnopharmacology*, 129 (3),pp 403-409

Boubals D et pistre R ;1978 ;malan A and mayer A.J, 1993 in :Esmenjaud D .,2000 .Nématodes de la vigne en stokol- Ravageur de la vigne ed foret .Bordeaux ,France , 214p

Bourijate,M .;1997 -Etude du pouvoir infectieux de *Pasteuria penetrans* contre *Meloidogyne* spp :Relation entre le parasitisme et la densité des populations et essai de lutte biologique thèse de 3ème cycle,U,Ibn zohr Agadir ,p.69.

Bouquet A.,1983 – Résistance to grape fanleaf virus in muscadine grape inoculated wiche *Xiphinema* index .plant disease 62 : 791-793

Chitwood, D. J. (2002). Phytochemical based strategies for nematode control .Annual Review of Phytopathology, 40, 221–249

Civelek H.S . ,Weintraub P.G .,2004 - Effects of Two Plant Extracts on Larval Leafminer *Liriomyza trifolii* (Diptera: Agromyzidae) in Tomatoes ecology and behavior. J .Econ .Entomol .97 (5) ,pp158 – 586

Cohen D . , 2013- Les huiles essentielles à l'officine :dangers pour la femme enceintes et nouveau -né .pharmaceutical science.HLA.Id.dumas. 86 (215) ,112p

Cohn E. ,Tanne E., Nitzany F.E .,1970 - *Xiphinema Italiae* ,a New vector of Grapevine Fanleaf Virus.phytopatol,60,pp181-182

D'Addabbo, T., Avato, P., Tava, A. (2009). Nematicidal potential of materials from *Medicago* spp. *European Journal of Plant Pathology*, 125, 39–49

Références bibliographiques

Dalmasso, A., 1966 - Méthode simple d'extraction des nématodes du sol. Rev. Ecol. Biol. Sol 3, pp 473–478.

Da Silva M.H.L., Andrade E.H.A., Zoghbi M.B., Luz A.I.R., DA Silva J.D. and Maia J.G.S., 1999- The essential oils of *Lantanacamara* L. occurring in NorthBrazil. FlavourFragr, 14(4), pp 208-210.

Dechet F, 1991. Vetersuchungen zur wirkung von pflanzen .und pflanzeninhaltss toffen auf *xiphinema* in –des thorne et allen 1950 (nematode,dorylaimida)Doctoral dissertation ,universitat kaiserslautern Deutshland ,188pp

De Guiran G., 1983- *Les nématodes parasites des cultures en pays tempérés*.Ed.Littoral, S A,Beziers, France, 42p

Demangeat G., Esmenjaud D., Voisin R.,2005 .La courte noué de la vigne , le vigneron champenois ,11,pp 44 -52

Demangeat G., 2007. Transmission des *Nepovirus* par les nématodes *Longidoridae*. Virologie ,11 (4) :309-330

Dob T, Benabdelkader T ., 2006 - Chemical composition of the essential oil of *Artemisia herba-alba* Asso grown in Algeria. J Essen Oil Res, n° 18, 685 p.

Djeridane, A., Yousfi, M., Nadjemi, B., Boutassouna, D., Stocker P., Vidal, N., 2006 “Antioxidant activity of some Algerian medicinal plants extracts containing phenolic compounds”. Food Chemistry, 97,pp 654-660

Eddaoudi ,M ;1997 -Protégeons nos cultures par un nématocides biologique leTagete :Tagete *patula* INRA ,Agadir,Laboratoire de nématology,B.P .Inezegane Maroc.124p

EL-Fennouni M.,2012- Les plantes réputées abortives dans les pratiques traditionnelles d'avortement au maroc ,The , Pharmacie ,27 p

Esmenjaud D., Voisin R., Fritsch J.,Bouquet A ., Lemaire O., et Claverie M. ,2005. Le court-noué de la vigne. II- Le point sur la lutte à la journée « Alternative » du 28 avril 2005 .la Phytoma - La Défense des Végétaux ,587 ,pp 43- 40

Esmenjaud D . , 2000. Nématodes de la vigne in Stockel (J.E .D), Ravageurs de la vigne. Ed Féret. Bourdeaux (France). 214 p

Esmenjaud D., Walter B., Valentin G., Guo Z.T. et Cluzeau D., 1992-“ Vertical distribution and infectious potential of *Xiphinema index* (Thorne and Allen, 1950) (Nematoda: Longidoridae) in fields affected by grapevine fanleaf virus in vineyards in the Champagne région of France”. Agronomie,EDP sciences ,12(5) : 395- 399.

Feil H., Westerdahl B.B., Verdegaal, P. et Smith R., 1997. Effects of seasonal and site factors on *Xiphinema index* populations in two California vineyards J. Nematol. 29, 491-500

Références bibliographiques

Ferreira J. et Jonick J., 2009- Annual Wormwood (*Artemisia annua* L.). New Crop FactSHEET ,28p...

Faouzi,A.,2002-Etude sur l'utilisation des nématicides et la persistance du fenamiphoros sur la culture de tomate sous serre dans la region de souss Massa mémoire de fin d'étude IAVH.Agadir ,p.55

Gagnault J .C et Bidet D, 1988. Hétérosides cardiotoniques.35 siècles d'histoire. Fitothérapie vol LIX, n°4, p 263-267.

GOMMERS FJ, 1981- Biochemical interactions between nematodes and plants and the irrelevance to control: a review. Helminthological Abstracts (B) , 50 ,pp 9-24

Galet P ., 1991 - Précis de pathologie viticole. Ed. Tec. et Dos., Paris , 264p

Galet P .,1982 - Les maladies et les parasite de la vigne .les parasites animaux tome II, imprimerie de payon du Midi ,Montpellier ,1876p

Galet P., 1977 - Les maladies et les parasites de la vigne les maladies dues a des (végétaux,champignons, bactéries, viroses et phanérogames).Tom I.Imp DU paysan du midi Montpellier, 871p

Galet P., 1999 - précis de pathologie viticole.3^{ème} ed .Lavoisier (Tec et Doc).264p

Graham, C.W ,1980 - The effects of rainfall and soil type on the population dynamics of cereal cyst-nematode (*Heterodera avenae*) on spring barley (*Hordeum vulgare*) and spring oats (*Avena sativa*). *Ann. Appl. Bio.*, 94, pp 243-253

Gommers et Bakker F.J., 1988 - Physiological diseases induced by plant response or products. In: G.O. Poinar and H.-B. Jansson, Editors, Diseases of Nematodes vol. 1, CRC Press, Boca Raton, FL, 3–22.

Hadroug S., 2012 – Contribution à L4étude de la diversité des nematodes associés aux cultures maraîchères dans la région de Bejaia. *Projet de Fin d'Etude, Ing.d'Etat en Sci. Agronomique, Prot.des Végétaux, USDB*, 81p

Hammiche V.,Merad R.,Azouz M. ,2013- Plantes toxiques à usage médicinal du pourtour méditerranéen.pp 8-391

Haouari, M., Ferchichi, A., 2009 “Essential oil composition of *Artemisia herba-alba* from southern Tunisia”, *Molecules*, 14 , pp1585-1594

Harini S.S , Leelambika M, et al., 2008. IJIB. Optimization of DNA isolation and PCR RAPD methods for molecular analysis of *Urginea indica* (2):138

Références bibliographiques

Hassink, J., Bouwman, L.A., Zwart, K.B. and Brussaard, L., 1993 - Relationships between habitable pore spaces, soil biota and mineralization rates in grassland soils. *Soil Biol Biochem.*, 25, pp 47–55

Hewitte W.B. Bovey R .Caudwell A .,1972 - La viroses de la vigne .vitis,11,pp 303 -324

Ioannis .O.G;Dimitrios ,G.K .,et demetra ,P.A .,2004-Anovel non-chemical nematicide for the control of root-knot nematodes .Applied soil Ecology,26,pp.69-79-JaneseL:Belcher L.et Hussay R.S.1997.influence of tagetes patula and arachis hy pogagea on Meloidogyne in cognita.plant disease reporter 61n°17

Inzunza V.,Aballay E, and Macaya J.,2010 – Nematicidal activity of aqueous plant extracts *Xiphinema index* ,Nematol.medit .29,pp 35-40

Hadroug S., 2012 – Contribution à L'étude de la diversité des nematodes associés aux cultures maraîchères dans la région de Bejaia. *Projet de Fin d'Etude, Ing.d'Etat en Sci. Agronomique, Prot.des Végétaux, USDB*, 81p.

Insunza, V., E. Aballay, and J. Macaya. 2001.*In vitro* nematicidal activity of aqueous plant extracts on Chilean populations of *Xiphinema americanum sensu lato* Nematropica 31:47-54

Isman M.B.,2000- Plant essential oils for –plant essential oils for pest and disease management .Crap protect,19, pp 603-608

Insunza v ,1994.propiedades nematicidas de plantas chilenas .Evaluation en bioensayos contres nematodes-fitoparésitos,fitopatologie ,99:44 – 45

Insunza v.and Eriksson B. ,1989.Nematicidal properties of chilean plants and thier potential in :proc.,Nordic plant protection conference ,Helsingoer

(Denmark),Dec,5-6 ,1989

Insunza, V., Alstrom, S., Eriksson, K. B., 2002 . Root bacteria from nematicidal plants and their biocontrol potential against trichodorid nematodes in potato. *Plant and Soil*, 241, 271–278.

Jourand P., Rapior S., Fargette M. et Mateille T., 2004- Nematostatic effects of a leaf extract from *Crotalaria virgulata* subsp. *grantiana* on *Meloidogyne incognita* and its use to protect tomato roots. *Nematology*, 6,pp. 79-84.

Judy ,A .,T et Richard, F.D .,John ,D.M ., Richard ,L.F., et David ,B.L., etGlibert ,M.,2004 -Double cropping cucumbers and squash after resistant bell kepper for koot-knot nematode Management .plant desease,88,pp.589-593.

Khare C.P, 2004. Encyclopedia of Indian Medicinal plants springer verlag Berlin

Références bibliographiques

Karen p., 2015 – *Artemisia absinthium* ,Edt .CAM.Cancer Consortium,6p
Hedelberg New York IS Br 3-540-20033-9 464-465!

Khier N., 2011.Evaluation de la toxicité de deux espèces d'Armoise «*Artemisia herba alba* » « *Artemisia juda ca* » sur les *Meloidogyne spp. (Nematoda-Meloidogynidae)* in Vivo et in Vitro.). Projet de fin d'étude, d'ingénieurs d'état en agronomie, protection des végétaux, Dép. Agr.,Univ Saad Dahleb, Blida,65.

Khennouf S., Iratni N., Baghiani A., Harzallah D., Arrar L., 2010 .“Antioxidant and antibacterial activities of extracts from *Artemisia herba alba* Asso. leaves and some phenolic compounds”, *Journal of Medicinal Plants Research* , 4(13), pp 1275-1278

Kasali A.A, Ekundayo O, Paul C, Koenig W, Eshilokun AO. and Yadua P., 2004- Essential oil of *Lantana camara* L. var. *aculeate* from Nigeria. *J. Essent. Oil Res.* 16(6) ,pp 588-593

Kim, D.I., Park, J.D., Kim, S.G., Kuk, H., Jang, M.J., Kim, S.S., 2005 - Screening of some crude plant extracts for heir acaricidal and insecticidal efficacies. *J. Asian Pacific Entomol.* 8, pp.93–100.

Khanna N,Cressman C.P, Tatara C. Pandwilliamsp. L., 1997. Tolerance of the nematode *Caenorhabditis elegans* to pH,salinity,and hardness in aquatic media,*Arch.Environ.Contam.Toxico*32,pp.110–114.

Kordali S , Kotan R, Mavi A , Cakir A , Ala A and YILDIRIM A., 2005 - Determination of the chemical composition and antioxidant activity of the essential oil of *artemisia dracunculus* and of the antifungal and antibacterial activities of turkish *artemisia absinthium*, a. *dracunculus*, *artemisia santonicum*, and *artemisia spicigera* essential oils, *J. Agric. Food Chem.* 53 ,pp 452 458

Lopes-Lutz D, Alviano D S, Alviano C S, Kolodziejczyk P P., 2008 -Screening of chemical composition, antimicrobial and antioxidant activities of *Artemisia* essential oils. *Phytochemistry*, 69 (8): 1732-1738.

Lahogue F et Boulard g.,1996 – Recherche de gène de résistance naturelle à deux viroses de la vigne : le courte noué et l'enroulements .*vitis* .35 : 43 - 48

Nabli MA (1989) Essai de synthèse sur la végétation et la phytoéco-logie tunisienne, tome 1, Ed MAB, Tunis, Tunisie, 186

McSorley R et Frederick J.J., 1999. Nematode population fluctuations during decomposition of specific organic amendments, *J. Nematol.* 31, pp. 37–44. View Record in Scopus | Cited By in Scopus (38).

Malouk S., 2002 -Inventaire des vecteurs de virus de la vigne .Th .Ing .Agr. Blida 60

Références bibliographiques

Mauro M ,C coutos . thevenot P .barbier P. walter B ,valat L ,pinck L and Boulay M .,2000 in : **Esmenjaud D.** Nématodes de la vigne en stockel – Ravageur de la vigne Ed. foret .bourdeaux (France) 214p

Nebih Hadj- Sadok D., Hadroug S et Taoussi F.,2014-Activite nématocide *in vitro* des extraits aqueux des plantes médicinales « *artemisia campestris, ziziphus lotus, datura stramonium* et *urginea maritima* » sur des larves de *meloïdogyne*, AFPP – dixième conférence internationale sur les ravageurs en agriculture montpellier .pp1-7

Mayad E.H . , Ferji Z., chebli B et Idrissi Hassani L .M . , 2006- Étude *in vitro* du potentiel nématocide de quelques extraits de plantes médicinales, . BioAlliance Canada Morocco - 5(2),pp 37-40

Jeroen R., ALKEMADE M and Pieter A., LOOF A., 1999.The genus *Xiphinema* Cobb, 1913 Nematoda : Longidoridae) in Peru**Revue Nématol. 13 (3) ,pp339-348**

Melouk,2002-Inventair des vecteurs de virus de la vigne Projet de Fin d'Etude, Ing.d'Etat en Sci. Agronomique, phytopathologie, USDB, 81p.

Mohammad,A., et Abdul ,M., 2002-Roles of organic soil amendments and soil organisms in the biological control of plant-parasitic nematodes:a review.bioressource Technology (74),pp.35-47

Nabli MA (1989) Essai de synthèse sur la végétation et la phytoéco-logie tunisienne,

Nezhadali A.,Parsa M.,2010 –Stndy of the volatile compounds in *Artemisia absinthium* from Iran ,Edt .Pelagia Reseanche Libarary ,1(3):174-179

Norton, D.C., 1989 - Abiotic soil factors and plant-parasitic nematode communities. *Nematol.*, 21, pp 299-307.).*Bull.Mus .Hist .Nat ,4^{ème} sér . 3, pp 777-781*

Norton, D.C., 1989 - Abiotic soil factors and plant-parasitic nematode communities. *Nematol.*, 21, pp 299

Oka, Y., 2001- Nematicidal activity of essential oil components against the root-knot nematode *Meloïdogyne javanica*.*Nematology*, 3,pp. 159-164.

Pottier G, 1981- *Artemisia herba-alba*. Flore de la Tunisie: angiospermes–dicotylédones– gamopétales, 1012 p.

Paris R .R et Moïse H, 1967 - Précis de matière médicale, Ed Masson, Paris

Pascual et Villalobos, M.J, 2002. Anti insect activity of bufadienolides from. P. 564 – 566, In. J. Janick and A. Whipkey (eds). *Trends in new crops and new uses*. ASHS Press, Alexandria, VA Anti-insect activity of bufadienolides from *Urginea maritima*

Références bibliographiques

Quénéhervé P., 1988 - Population of nematodes in soils under banana cv. Poyo in the Ivory Coast. 2. Influence of soil texture, pH and organic matter on nematode populations. *Revue Nématol.*, 11, pp 245-251.

Quezel P, Santa S (1962) -Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales. CNRS, Paris, France

Quraishi M.A .,1985 -the fluctuation of population of certain plant parasites nematodes under the effet of fertilizers (NPK) in grapevine yards of hyderabad .proc.of the Ind .Acad of parasitology.6 (1),pp 89- 92

Reddy P.,1983 - Plant nématology Agri-publi .Academy.New Delhi.287pp

Reynolds J. E.F., 1996 - Martindale The extra pharmacopoeia, 31st Ed, Royal pharmaceutical society, London

Ross I .A ., 1999- Medicinal plants of the world. Chemical constituents, traditional and modern medical uses. New Jersey: Humana Press.29p

Sahid I. B , and Sugau J.B., 1993- Allelopathic effects of lantana (*Lantana camara*) and siam weed (*Chromolaena odorata*) on selected crops. *Weed Science* ,41(2), pp 303-308

Sasanelli N and Catalanol,1991. *Activita nematocida in vitro dicapsicum annum su Xiphinema index.*Infor –matore fitopatologica 41(10):55-56

Sasanelli N,1992.Nematicidal activity of aqueous from leaves of *Ruta graveolens* on *Xiphinema index* *Nematologia,Mditerranea* 20:53-55

Saxena V.K. and Sharma R.N., 1999- Antimicrobial activity of the essential oil of *Lantana aculeata*. *Fitoterapia*70(1): 67-70

Sefidkon F, 2002- Essential oil of *Lantana camara* L occurring in Iran. *FlavourFragr. J.* 17(1) , pp 78-80.

Sharma M.L., Nigam M.C. and Handa K.L., 1959- Chopra I.C., *Essential Oil of Tagetes erecta*, *Perf. Ess. Oil Rec*, 52, 561-562.

Shaukat S.S., Siddiqui I.A., 2001-*Lantana camara* in the soil changes the fungal community structure and reduces impact of *Meloidogyne javanica* on Mungbean. *Phytopathologia Mediterranea*, 40 ,pp 245- 252.

Shiva kameshwari M.N, 2011. Pollen morphology in some members of Liliaceae. *International jour*

Siddiqui , M.A .,et Alam ,M.M ., 1988- control of parasit nematode by .*Taget Tenuifolia*,*Rev Nematology* 11(3).

Références bibliographiques

Siddiqui, M. A., et Shaoukat, S., 2003 -Suppression of root knot disease by *Pseudomonas fluorescens* CHAO in tomato importance of bacterial secondary metabolite 2,4-diacetyl phloroglucinol. *Soil Biology and Biochemistry*, 35, pp.1615-1623

Skiredj A . Elattir H . Elfadl A ., 2009 -Fiches techniques des cultures aromatiques et condimentaires In. Ag Et Vé Hassan II Rabat .24p

Speta F., 1980. Karyosystematik, Kultur und Verwendung der Meerzwiebel (*Urginea STEINH.*, Liliaceae s.l.). Katalog Oberösterreich. Landesmuseums 105, zugleich Linzer Biol. Beiträge, 1980, 12 (1), 193 - 238.

Steinhilb A, 1834. Note sur le genre *Urginea* nouvellement formé dans la famille des Liliacées- *Ann.Sci.Nat.II Bot.*1:321-3

Stirling G.R., 1991- Conservation and enhancement of naturally occurring antagonists and role of organic matter. In : Biological control of plant parasitic Nematodes. Progress, Problems and Prospects .CAB International ,Wallingford ,23 ,pp 323 - 378

Takasugi ,M., Yachida ,Y., Anetai ,M., Masamune ,T. et Kegasawa ,K., 1975- Identification of asparagusic acid as a nematicide occurring naturally in the root of asparagus. *Chemistry Letters*, pp. 43-44

Tariq K A, Chishti M Z, Ahmad F, Shawi A S., 2009 - Anthelmintic activity of extracts of *Artemisia absinthium* against ovine nematodes. *Veterinary Parasitology*. 160 (1-2): 83-88.

Taylor ,L.,1968 -Introduction à la recherche sur les nématodes Phytoparasites. Manuel F.A.O pour l'étude des nématodes phytoparasitaires et les moyens de lutte O.N.V, Alim .Agro , Rome, 135p

Taylor C.E., et Brawn D.J.F.,1970 – Nematode vectors of plant viruses .Ed .Library of congress catalogin, IN:publication Data .Scotland UK.286PP

Taylor DP., 1968 - Introduction à la recherche sur les nématodes phytoparasites. Manuel FAO, 135

Van Gestel C.A.M., Rademaker M.C.J and Van Straalen N.M., 1995 - Capacity controlling parameters and their impact on metal toxicity in soil invertebrates. In: *Biogeochemistry of Pollutants in Soils and Sediments*. Ed. Salomons W. and Stigliani W.M., Springer Verlag, Berlin, pp. 171-192

Van Zyl S.Vivier M.A .Walker M.A .,2011- *Xiphinema* index and its relationship to Grapevines :A review s .Afr J.Enol,Vitic , 33 (1), pp

Verbiscar A.J., Patel J., Banigan T.F., and Schatz R.A. 1986 . Scilliroside and other scilla compounds in red squill. *J. Agr. Food Chem.* 34:973 - 979.

Références bibliographiques

Villate L., van Helden M., Delemarre F. , Esmenjaud D and ., Plantard.,2006 - Distribution spatiale et origine des populations de *Xiphinema index*, nématode vecteur du Grapevine FanLeaf Virus (GFLV), le court-noué de la vigne. Ed .p.p.Déridé, Lille.1pp

Walter B., 1994 – prémunition contre le court noué : les premiers résultats sont encourageants . la vigne, sep, pp 28 -29

Walter B., Elisabeth B.P et Ride M., 2000. Maladies à virus, bactéries et phytoplasmes de la vigne. p. 15-74. Editions Féret. Bordeaux

Welter B., 1996 - Lutte contre les virus du courte – noué de la vigne :objectif résistance .phytoma - la déférence des végétaux 486 :33 -35

Wiratno A,B, Taniwiryonoc D., Van den Bergb H.,. Riksend J.A.G, I. Rietjensb . M.C.M. Djiwantia S.R., Kammengad and Murkb Nematicidal A.J. Activity of Plant Extracts Against the Root-Knot Nematode J.E,*Meloidogyne incognita* *The Open Natural Products Journal*, 2009, 2, 77-85

Wondimeneh Taye I., Sakhuja P. K O.,Tefera T., Evaluation of plant extracts on infestation of root-knot nematode on tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill), E3. J. Agric. Res. Dev ,Vol. 2(3), pp. 086-091, October, 2012

YEZLI M., 1995- Etude de l'agressivité des souches d'*Arthrosatrys irregularis* (souches algériennes) vis à vis des larves de *M incognita*. Recherche des milieux des cultures pour une production massive. thèse, Ing., Inst., Agro., El Harrache, 68p.

Table des matières

Remerciement		
Dédicace		
Résumé		
Abstract		
الملخص		
Sommaire		
Liste des abréviations		
Liste des figures		
Liste des tableaux		
Introduction		
Chapitre I	Synthèse bibliographique	
I.1.	Synthèse bibliographique sur les nématodes de genre <i>Xiphinema</i> Cobb (1913)	
I.1.1	Généralités	3
I.1.2	La position systématique	3
I.1.3	La morphologie des xiphinema	3
I.1.4	La biologie des xiphinema	4
I.1.5	Influence de quelque facteus sur la variation des population de xiphinema	5
I.1.6	Distribution des espèces de xiphinema dans le monde	7
I.1.7	Les syptomnes et Dégâts	8
I.1.7.1.	Dégâts directe	11
I.1.7.2.	Dégâts indirecte	15
I.1.8	La lutte contre xiphinema	16
I.1.8.1	La lutte cultural	17
I.1.8.2	Lutte génétique	18
I.1.8.3	Lutte chimique	19
I.1.8.4	Lutte biologique	20
I.2	Synthèse bibliographiques sur les plantes testées	21
I.2.1	Présentation de <i>Lantana Camara</i> L (1753)	22
I.2.2	Présentation de l' <i>Artemisia herba-alba</i> Asso (1779)	23
I.2.3	Présentation d' <i>Artemisia absinthium</i> L (1753)	23
I.2.4	Présentation d' <i>Urginea maritima</i> L (1978)	24
I.2.5	Importance des plantes testées	24
Chapitre II	Matériel et méthodes	
II.1	Objectif	25
II.2	Les méthodologies	26
Chapitre III	Résultats et discussion	26
III.1	Evaluation de la toxicité des plantes testées sur les nématodes du genre <i>Xiphinema</i>	27
III.1.1	Toxicité des extraits aqueux des feuilles des deux espèces d'armoise	27
III.1.2	Toxicité de l'hydrolat des feuilles d' <i>A. herba alba</i>	28

III.1.3	Toxicité des extraits aqueux des feuilles de <i>L. camara</i>	40
III.1.4	Toxicité des extraits aqueux du bulbe d' <i>U. maritima</i>	41
III.1.5	Toxicité comparée des trois traitements à base d'armoise...	41
III.1.6	Toxicité comparée des extraits aqueux des différents traitements	42
III.1.7	Évolution temporelle des populations résiduelles du <i>Xiphinema spp.</i> en fonction des traitements et des doses	42
	Discussion...	43
	Conclusion	47

Annexe

Référence Bibliographique