REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE DR. YAHIA FARES DE MEDEA
FACULTE DES SCIENCES



Mémoire de fin d'étude

En vue de l'obtention de diplôme de Master en sciences agronomiques Option : phytopathologie

Thème :

Étude des propriétés nématicides d'un bioproduit à base végétale sur les nématodes à galles du genre *Meloidogyne* (*Nematoda-Meloidogynidae*).

Présenté par : **Le : 15 / 07/ 2021**

- HANTABLI Rym
- NECISSA Maria
- REGAI Redhouane

Devant le Jury composé de :

M^{me} TCHAKER F.Z.	Présidente	MCB	UYFM
M^{me} SAFIDDINE F.	Promotrice	M.A.A.	UYFM
M^{me} HALFAOUI F.	Co-promotrice	Doctorante	U. Blida 1
M^{me} SLIFI M.	Examinatrice	Docteur	U. BOUIRA

Année universitaire 2020 / 2021

Remerciement

Nous tenons tout d'abord à remercier Dieu le tout puissant et miséricordieux, qui nous a donné la force et la patience d'accomplir ce Modeste travail.

En second lieu, nous tenons à remercier notre promotrice Mme : ***SAFIDDINE Fadhéla****, pour ses précieux conseils et son aide durant toute la période du travail.*

Nos vifs remerciements vont également aux membres du jury : ***TCHAKER Fatma zohra*** *et* ***SLIFI Malika*** *pour l'intérêt qu'ils ont porté à notre recherche en acceptant d'examiner notre travail et de l'enrichir par leurs propositions.*

Enfin, nous tenons également à remercier toutes les personnes qui ont participé de près ou de loin à la réalisation de ce travail

Dédicace

A ma Chere Mere Khadidja

A mon Père Ahmad

Dont le mérite , les sacrifices et les qualités humaines

m`ont permis de vivre ce jour

A mon frere et mes sœurs Bahaeddine Racha et Aridj

*A toute la famille **NECISSA** et **BELHADJ***

A mon proche amie et mes sœurs Nesrine, Je leur souhaite rester toujours ensemble

A Tous les gens m'aiment Nadia, Mounira, Imane ,Belsem,Youssra H , Maroua,etyoussra

A l'ensemble des étudiants de Master 2 Phytopathologie et à tous les enseignants du département d'agronomie de l'université de Médéa

A toute personne que je connais.

Maria

Dédicace

***Je** dédie ce modeste travail à **mes parents**, qui sont pour moi l'exemple du sacrifice de compréhension, d'encouragement et qui m'ont donné tous les moyens d'aller aussi loin.*

A** toute la famille **REGGAI

A** toute la famille **RANAI

***A** mes chers grands-pères et grands-mères*

A** mes chères frère **Bilal, Amine** et **Abdelrahime

A** mes chères sœurs **Soumia, Nassima** et **Rihabe

***S**pécialement à mon cher trinôme **Maria** et **Rym** pour tous leurs aide, leurs disponibilité, leurs suivi et leurs confiance.*

A** mes amies **Mossaabe , Islam , Aymen , Farouke , Ishak , Ouail , Mouhamed , Okacha

***A** l'ensemble des étudiants de Master 2 Phytopathologie et à tous les enseignants du département d'agronomie de l'université de Médéa*

***A** toute personne que je connais.*

Redhouane

Dédicace

***Je** dédie ce modeste travail à **mes parents**, qui sont pour moi l'exemple du sacrifice de compréhension, d'encouragement et qui m'ont donné tous les moyens d'aller aussi loin.*

A** mes proches amies et mes sœurs **Roumaissa, Nourhane, Sofia, Nabila** et **Manar

Je leurs souhaite rester tout jours ensemble.

A** toute la famille **Hentabli

A** toute la famille **Boukhelkhal

A** Mon bras droit mon cher frère **Mohamed Bachir

A** mes chères sœurs **Nadia

***A** mes chers grands-pères et grands-mères*

*A L'ingénieur **Adel***

***S**pécialement à mon cher trinôme **Redhouane** et **Maria** pour tous leurs aide, leurs disponibilité, leurs suivi et leurs confiance*

***A** l'ensemble des étudiants de Master 2 Phytopathologie et à tous les enseignants du département d'agronomie de l'université de Médéa*

***A** toute personne que je connais.*

Rym

Tables des matières

Remercîment

Dédicace

RESUME

ABSTRACT

الملخص

Tables des métiers

LISTE DES FIGURES

LISTE DES TABLEAUX

LISTE DES

ABREVIATION

INTRODUCTION 15

CHAPITRE I : Synthèse bibliographique sur le genre *Meloidogyne*

I.1. Généralités sur les nématodes du genre meloidogyne spp 18

I.2. La position systématique 18

I.3. Description Morphologie 19

I.4. Cycle biologique 22

I.5. Distribution géographique du meloidogyne 24

I.6. Symptômes et dégâts 25

I.6.1. Symptômes sur la partie souterraine 25

I.6.2. Symptômes sur la partie aérienne 26

I.6.3. Dégâts des Meloidogyne 27

I.7. Facteurs affectant le développement et la dynamique des populations des *Meloidogyne* 27

I.7.1. Facteur du sol 27

I.7.1.1. Ph du sol 27

I.7.1.2. Texture de sole 28

I.7.1.3. Salinité 28

I.7.1.4. Tenure en eau (l'humidité) 28

I.7.1.5. Aération 28

I.7.1.6. Teneur en matières organique 29

I.7.1.7. Température 29

I.7.2. La saison 29
I.8 Reponse des plantes a l'infection des meloidogyne

CHAPITRE II : Données bibliographiques sur la stratégie de lutte contre les *Meloidogyne*

II.1 Méthodes de luttes contre les Meloidogyne 32
II.1.1. Les méthodes chimiques 32
II.1.2. Amendements organiques 33
II.1.3. La lutte génétique 33
II.1.4. La lutte biologique 34
II.1.4.1. Les champignons mycorhizes 34
II.1.4.2. Les champignons prédateurs 35
II.1.4.3. Les champignons endoparasites des œufs 36
II.1.4.4. Les nématophages à spores adhésives 36
II.1.4.5. Biopesticides animaux 37
II.1.6.6. Biopesticides végétaux 37
II.1.4.6.1. Extraits végétaux 38
II.2. Les avantages des biopesticides 39
II.3. Les inconvénients des biopesticides 39
II.4. La Gestion intégrée des nématodes 39

Chapitre III : Matériels et méthodes

III.1. Objectif 42
III.2. Obtention de matériel végétal 43
III.3. Préparation des traitements 44
III.3.1. Préparation des broyats frais de *l'Urginea* 44
III.3.2. Préparation des extraits aqueux 45
III.3.3. Préparation des doses 46
III.4. Obtention des Larves L2 de *Meloidogyne* 46
III.5. Dispositif expérimental des essais 48
III.5.1. Effet des extraits sur la mobilité et la viabilité des juvéniles 48

III.6. Analyse des données 49
III.6.1. Estimation de la mortalité corrigée 49
III.6.2. Estimation des populations résiduelles 49
III.6.3. L'analyse multi variée 50
III.6.4. Analyses de variance 52

Chapitre IV : Résultats et discussion

IV.1 Evaluation de la toxicité des traitements utilisés sur les larves de *Meloidogyne spp.* 54
IV.2. Evaluation de l'efficacité des extraits aqueux des différentes parties de *l'Urginea maritima* sur les nématodes à galles *(Meloidogyne).* ... 54
IV.2.1 Toxicité des extraits aqueux de la partie aérienne..... 54
IV.2.2 Toxicité des extraits aqueux de la partie racinaire (le bulbe) 55
IV.2.3 Toxicité comparée des extraits des feuilles et de bulbe *d'Urginea maritima* sous l'effet de différentes doses..... 57
IV.3. Evaluation de la dose létale 50 et des temps létaux 50 de l'extrait aqueux des feuilles et de bulbe *d'Urginea maritima.* 57
IV.3.1. Evaluation de la dose Létale 50 «DL_{50} » des feuilles *d'Urginea maritima*…….. 59
IV.3.2. Evaluation de la dose Létale 50 «DL_{50} » de bulbe *d'Urginea maritima* 59
IV.4. Discussion 61
Conclusion générale 64
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES 65

RESUME

L'étude réalisée a pour objectif d'évaluer l'activité nématicide *invitro* des extraits aqueux des feuilles et de bulbe *d'Urginea maritima* collectés à la Wilaya de Médéa la région d'Ouzera, vis à vis du nématode à galles *Meloidogyne spp*. Le traitement testé a été appliqué par cinq doses la dose D1 qui représente le produit pur, la dose D2 :50% de la solution mère, la dose D3 : 25%, dose D4 : 12,5% et la dose D5 : 6,25% de la solution pure. L'effet toxique des différents traitements est évalué après un temps d'immersion de 24, 48 et 72 heures. Les résultats ont confirmé que le traitement testé en fonction des différentes doses,a un effet biocide très élevé et qui est proportionnels également aux temps d'exposition des larves de *Meloidogyne*. Les taux de mortalité les plus importants sont enregistrés chez les feuilles et le bulbe *d'Urginea maritima* avec la dose D1 et la dose D2(100% de mortalité) où un effet choc a été observé dès les premières heures d'immersion, alors que la dose D3 pour les deux extraits n'a montré un taux de mortalité de 100% qu'après 72 heures d'immersion. En revanche la faible dose D5 n'a pas montré un effet biocide très important sur les larves de *Meloidogyne spp*.

Mots clés : Extrait aqueux, doses, *Urginea maritima*, Biocide, *Meloidogyne spp.*

Study of the nematicidal properties of plant-based bioproducts on root-knot nematodes of the genus *Meloidogyne* (*Nematoda-Meloidogynidae*).

ABSTRACT

The objective of this study was to evaluate the invitro nematicidal activity of aqueous extracts of leaves and bulb of Urginea maritima collected in the Wilaya of Médéa, Ouzera region, against the root-knot nematode Meloidogyne spp. The tested treatment was applied by five doses: dose D1 which represents the pure product, dose D2: 50% of the mother solution, dose D3: 25%, dose D4: 12,5% and dose D5 : 6,25% of the pure solution. The toxic effect of the different treatments is evaluated after an immersion time of 24, 48 and 72 hours. The results confirmed that the tested treatment, depending on the different doses, has a very high biocidal effect, which is also proportional to the exposure time of the Meloidogyne larvae. The highest mortality rates were recorded in the leaves and bulb of Urginea maritima with dose D1 and dose D2 (100% mortality) where a shock effect was observed from the first hours of immersion, whereas dose D3 for both extracts showed a 100% mortality rate only after 72 hours of immersion. On the other hand, the low dose D5 did not show a very significant biocidal effect on *Meloidogyne spp* larvae.

Key words: Aqueous extract, doses, Biocide, *Urginea maritima*, *Meloidogyne spp*.

دراسة خصائص مبيدات النيماتودا للمنتجات الحيوية النباتية على نيماتودا تعقد الجذور من جنس *Meloidogyne* (*Nematoda-Meloidogynidae*)

الملخص

تهدف الدراسة التي أجرية إلى تقييم مبيد النيماتودا المائي في المختبر للمستخلصات المائية لأوراق وبصيلة العنصل *Urginea maritima* التي تم جمعها من ولاية المدية من منطقة وزرة ، فيما يتعلق بالنيماتودا العقدية الجذرية ميلودوجين *Meloidogyne* تم تطبيق العلاج المختبر بخمس جرعات ، الجرعة الأولى التي تمثل المنتج النقي ،الجرعة الثانية 50% من المحلول النقي ، الجرعة الثالثة 25% ، الجرعة الرابعة % 12,5 والجرعة الخامسة 6,25% من المحلول النقي ، يتم تقييم التأثير السام للمختلف الجرعات بعد وقت غمر لمدة 24 و48 و72 ساعة. أكدت النتائج أن العلاج الذي تم اختباره وفقًا للجرعات المختلفة له تأثير مبيد حيوي مرتفع للغاية ويتناسب أيضًا مع أوقات التعرض ليرقات *الميلودوجين Meloidogyne* . أعلى نسبة وفيات تم تسجيلها كانت للجرعة الأولى والثانية لأوراق وبصل العنصل (معدل وفيات100٪) حيث لوحظ تأثير صدمة في الساعات الأولى من الغمر، بينما أظهرت الجرعة الثالثة معدل وفيات بنسبة 100٪ وذلك فقط بعد 72 ساعة من الغمر. من ناحية أخرى الجرعة الخامسة منخفضة التركيز لم تظهر تأثير مبيد حيوي مهم للغاية على يرقات الميلودوجين *Meloidogyne*

الكلمات المفتاحية : مستخلص مائي ، جرعات ، مبيد حيوي, *Meloidogyne spp.* *Urginea maritima* .

LISTE DES FIGURES

Figure 01 :	Schéma Représentant la morphologie de juvénile de deuxième stade, de Meloidogyne (nématode à galles)……	**20**
Figure 02 :	Schéma représentant la morphologie d'une femelle de *Meloidogyne*……	**21**
Figure 0 3:	Schéma Représentant la morphologie d'un male de *Meloidogyne*…….	**22**
Figure 04 :	Cycle de la maladie du nœud racinaire causé par les nématodes du genre *Meloidogyne*……	**24**
Figure 05 :	Galles sur les racines de tomates [A] et de Concombre [B] infectées par *Meloidogyne incognita*……	**26**
Figure 06 :	Symptômes des *Meloidogyne* sur la partie aérienne. Feuille de Concombre……	**26**
Figure 07 :	Flétrissement de la partie aérienne de Concombre Infectées par *Meloidogyne*……	**27**
Figure 08 :	Schéma d'Arbuscules *mycorhiziens* dans les cellules de l'hôte végétal	**35**
Figure 09 :	Schéma du champignon ArthrobotrysIrregularispiégeant juvéniles de *Meloidogyne*……	**35**
Figure 10 :	Paecilomyces Lilacinus parasites des œufs de *Meloidogyne*……	**36**
Figure 11 :	Spores adhésives sur la cuticule d'un Nématode……	**37**
Figure 12 :	La plante complète d'Urginea *maritima*……	**43**
Figure 13 :	La carte géographique de La station d'échantillonnage……	**44**
Figure 14 :	Zone d'échantillonnage Médéa……	**44**
Figure 15 :	Les étapes de préparation des broyats frais……	**45**
Figure 16 :	Protocole expérimental de l'extraction……	**46**
Figure 17 :	L'obtention des larves (L2) de *Meloidogyne*……	**47**
Figure 18 :	Application des traitements……	**48**
Figure 19 :	Analyse multivariée ACP sur les variations de la toxicité des traitements utilisés et leurs doses……	**52**
Figure 20 :	Evaluation de la toxicité des extraits aqueux de la partie aérienne *d'Urginea maritima* sur les larves de *Meloidogyne spp*……	**54**
Figure 21 :	Evaluation de la toxicité des extraits aqueux de la partie aérienne *d'Urginea maritima* sur les larves de *Meloidogyne spp*……	**56**
Figure 22 :	Toxicité comparée des extraits aqueux *d'Urginea maritima* sur les larves de *Meloidogyne spp*……	**57**
Figure 23 :	Taux de mortalité de lave L2 de *Meloidogyne spp*. en fonction du logarithme des doses de l'extrait aqueux des feuilles *d'Urginea maritima*……	**58**
Figure 24 :	Taux de mortalité de lave L2 de *Meloidogyne spp*. en fonction du logarithme des doses de l'extrait aqueux de bulbe *d'Urginea maritima*	**59**

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 : Taux de mortalité des larves de *Meloidogyne* spp. sous l'effet des extraits aqueux de la partie aérienne *d'Urginea maritima* …… **53**

Tableau 2 : Taux de mortalité des larves de *Meloidogyne* spp. sous l'effet des extraits aqueux de bulbe *d'Urginea maritima*…….. **55**

Liste des abréviations

ACP : Analyse en Composantes Principales

GLM : Modèle Linéaire Générale (statistique)

INRA : Institut National de la Recherche Agronomique

ITCMI : Institut Technique des Culture Maraichères et Industrielles

JA : Acide Jasmonique

J2 : Juvénile 2

L2 : Larve 2

P : Pur

% : Pourcentage

DL50 : Dose létale 50

***p* :** Probabilité

r : Coefficient de corrélation

Introduction

La forte consommation des produits de cultures maraîchères et la haute valeur ajoutée de leurs intrants offrent une valeur économique importante dans l'agriculture nationale et mondiale.

En Algérie, ces cultures occupent une surface de 344 358 hectares soit 8.5% des surfaces consacrées aux cultures herbacées et dont 2.11% des surfaces sont des cultures protégées (Anonyme, 2006).

Le mode intensif de conduite de ces cultures est accompagné généralement par une pullulation de certains bio agresseurs notamment les nématodes phytoparasites qui causent près de 14% des pertes de rendement dans le monde (Agrios, 2005).

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

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

En effet, l'application de ces produits de synthèse a eu pour conséquence l'accumulation de résidus toxiques dans la nature mais aussi dans les produits agricoles (Matos et Ricardo, 2006).

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

Ces substances naturelles montrent le plus souvent un large spectre d'activité à l'égard des insectes, des acariens et des nématodes. En plus, elles possèdent également des propriétés antifongiques, antivirales, bactéricides et herbicides.
Pour faire face à cette situation, de nouvelles recherches ont été conduites dans différents pays du monde Amérique latine, Inde, Afrique du Sud qui consistent à exploiter les molécules nématicides naturelles à partir de micro-organismes ou de plante (Caryol et al , 1992). Récemment en Algérie, quelques ont fait l'objet de travaux, et ont montré une efficacité contre les *Meloidogyne* nous citons : *Urginea maritima*

Dans un objet de poursuivre les études sur citées nous avons entrepris ce travail afin de tester in vitro l'effet des extraits aqueux des feuilles et de bulbe d`*Urginea maritima* récolté dans la Wilaya de Médéa région de Ouezra, dans la régulation de population des nématodes à galles du genre *Meloidogyne*.

Pour réaliser cette étude nous avons organisé le travail en deux parties :

Une analyse bibliographique en deux chapitres

- Le premier, comporte des généralités sur *Meloidogyne spp* concernant leur bioécologie, leur pathogénie et les moyens de lutte.
- Le deuxième, porte une synthèse bibliographique sur les méthodes de lutte contre le *Meloidogyne*.

Une partie expérimentale

- Chapitre III, présente la méthodologie suivie dans notre étude.
- Chapitre IV, Résultats et Discussion sur les potentialités nématicides des extraits utilisés in vitro.
- Conclusion général.

CHAPITRE I :

Données bibliographiques sur les nématodes à galle du genre *Meloidogyne*

I.1. Généralités sur les nématodes du genre *Meloidogyne spp.*

Les nématodes du genre *Meloidogyne Spp*, Appelés communément nématodes à galles ou nématodes des racines noueuses, sont les ravageurs les plus nuisibles sur culture maraichères dans les pays tropicaux ou des climats chauds. Ces endoparasites sédentaires sont largement répandus dans le monde et se développent sur plus de 3000 espèces végétales comprenant les cultures maraîchères, ornementales et arboricoles (Castagnone-Sereno, 2002). La présence du nématode a été signalée pour la première fois par Délassés en 1928 dans les zones maraîchères de la Mitidja (Scotto La Massèse, 1962). Ce nématode est toujours considéré comme le plus redoutable sur ces cultures.il est présent dans la quasi-totalité des parcelles des zones maraîchères du pays (Mokabli, 1988 ; Sellai et *al*. 1999).IL existe plus de 80 espèces décrites dans le monde dont quatre espèces représentent une importance économique particulière (Castagnone-Sereno, 2002).

Les trois premières espèces : *Meloidogyne arenaria* (Neal, 1889), *Meloidogyne javanica* (Treub,1885)et *Meloidogyne incognita* (Kofoid and White, 1919)sont inféodées aux régions à climat chaud, en revanche *M.hapla* supporte les climats plus froids, elle est très fréquente dans les pays nordiques. (Castillo et *al*. 2006 ; Agudelo et *al*. 2006).

1.2. Position systématique

La classification des *Meloidogyne* que nous avons adoptés est celle préconisée par Karssen et Moens 2005 :

Règne : animalia (metazoa)
Phylum : Nematoda
classe : Secernentea
Ordre : Tylenchida
Famille : Heteroderoîdae
Genre : *Meloidogyne* (Goeldi, 1892)

I.3. Description morphologique

Les *Meloidogyne* sont des phytoparasites obligatoires vivants à l'intérieur des racines de la plante hôte ; ils sont caractérisés par un dimorphisme sexuel très prononcé. Ce sont des vers microscopiques de forme cylindrique et allongée à symétrie bilatérale dont le corps est enfermé d'une cuticule assez résistante (Raynal et *al*. 1989).La tête comprend une bouche à l'intérieur de laquelle peut se mouvoir un stylet d'une longueur de 16 µm qui perce les tissus végétaux et permet au nématode de se nourrir. Ce stylet est suivi d'un canal œsophagien aboutissant à un bulbe musculeux puissant permettant sa projection vers l'avant (Cayrol et *a*l. 1993).

Les œufs en forme d'haricot mesurent 90 µm de longueur et 40 µm de largeur (Orton, 1973), sont pondus dans une masse gélatineuse qui sert d'enveloppe protectrice. A l'éclosion ces œufs libèrent des juvéniles de deuxième stade vont effectuer trois mues avant de devenir adultes (De Guiran et Netscher, 1970).
La larve du deuxième stade L2 libre dans le sol constitue le stade infestant, elle est vermiforme à extrémité postérieure effilée, sa longueur varie de 300 à 500 µm tandis que la largeur est de 10 µm environ. Le stylet fin est composé de renflements basaux et possède un bulbe médian bien développé (Taylor, 1968 ; Whitehead, 1998). Elle présente une queue effilée de 45 à 59 µm de long.

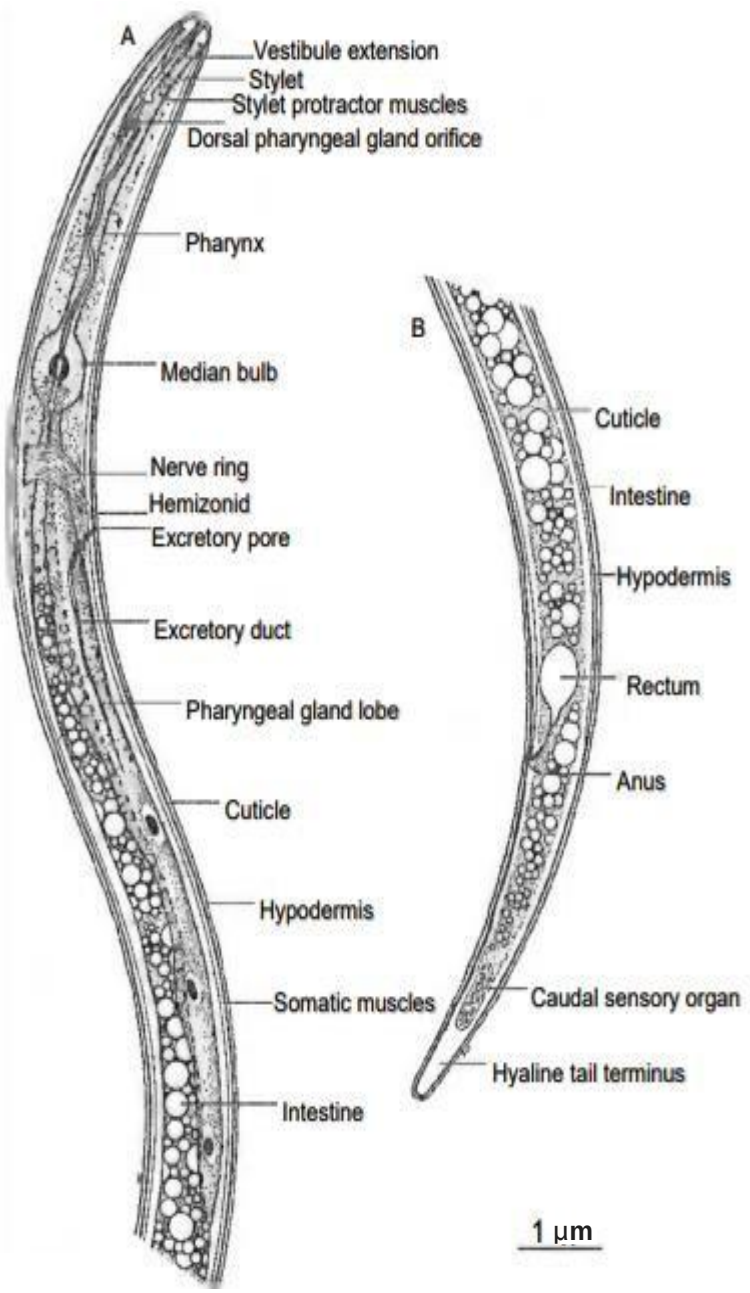


Figure 02 : Schéma représentant la morphologie de juvénile du deuxième stade, de Meloidogyne. (Eisenback, 1985).

Au stade adulte, la femelle est globuleuse de couleur blanchâtre et piriforme d'environ 0,5 mm de diamètre et 0,8 mm de longueur ,mesure 500 à 700 µm suivant les espèces (Luc et a 1990), Elle présente un intestin très développé, l'appareil génital comporte une paire de gonades occupées à 60% par les ovaires. Le stylet mince mesure 12 à 15 mm de long (Sasser et Carter 1985) elle est sédentaire et fixée au système racinaire de l'hôte.

L'adulte femelle pond ses œufs dans une substance gélatineuse Composées d'une matrice de glycoprotéine, Les masses d'œufs se trouvent généralement à la surface des racines , bien qu'elles puissent également être incorporées dans le tissu biliaire. La masse des œufs est d'abord molle, collante et hyaline, mais devient plus ferme et brun foncé avec l'âge. (Sharon and Spiegel, 1993)

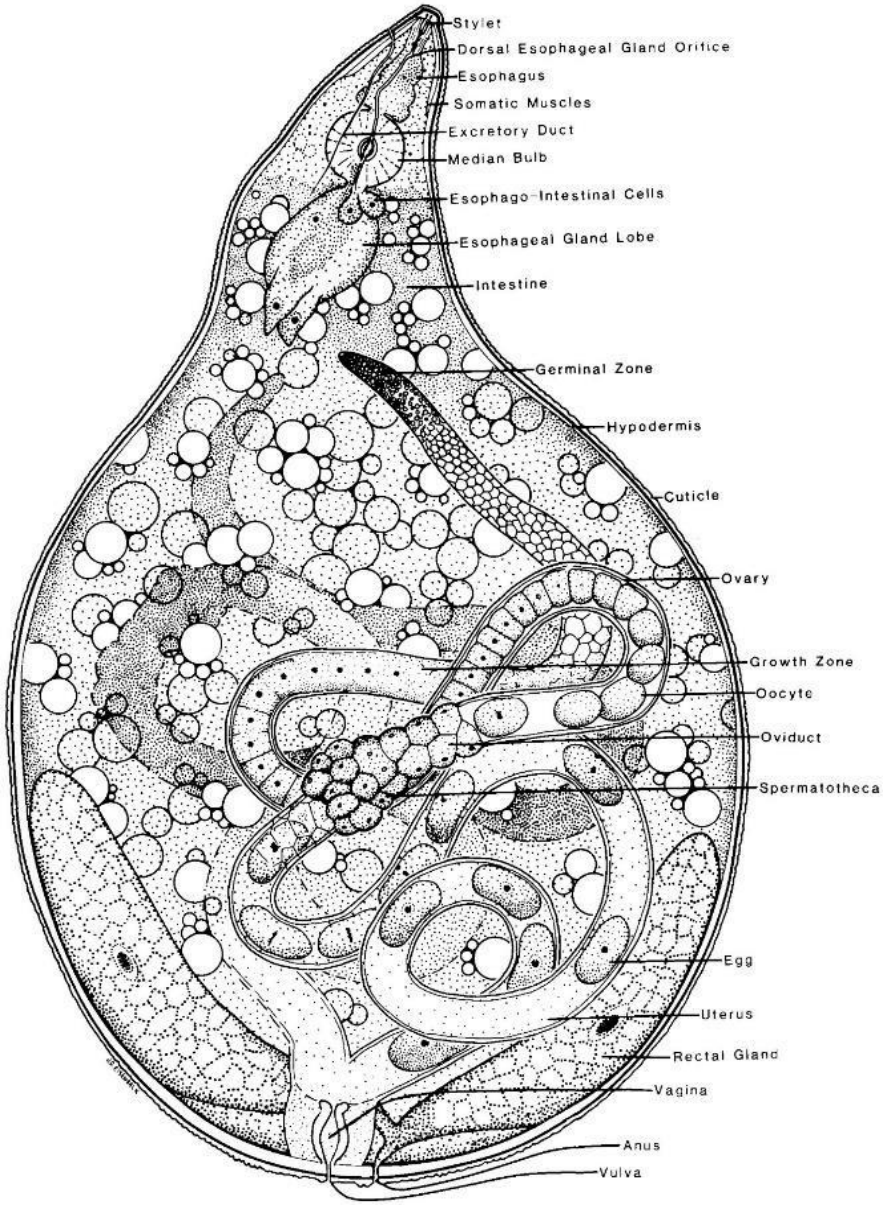


Figure 2 : Schéma représentant la morphologie d'une femelle de *Meloidogyne* (Eisenback, 1985).

Les mâles sont mobiles et généralement rares, ils sont filiformes mesure 2 mm de long et 30 µm de diamètre, la tête est arrondie munie d'un stylet court et puissant avec des renflements basaux très marqués de longueur varie de 18 à 25 µm

suivant les espèces. Leur action est secondaire sur l'hôte (Taylor, 1968 ; Hopper et Evans 1993).

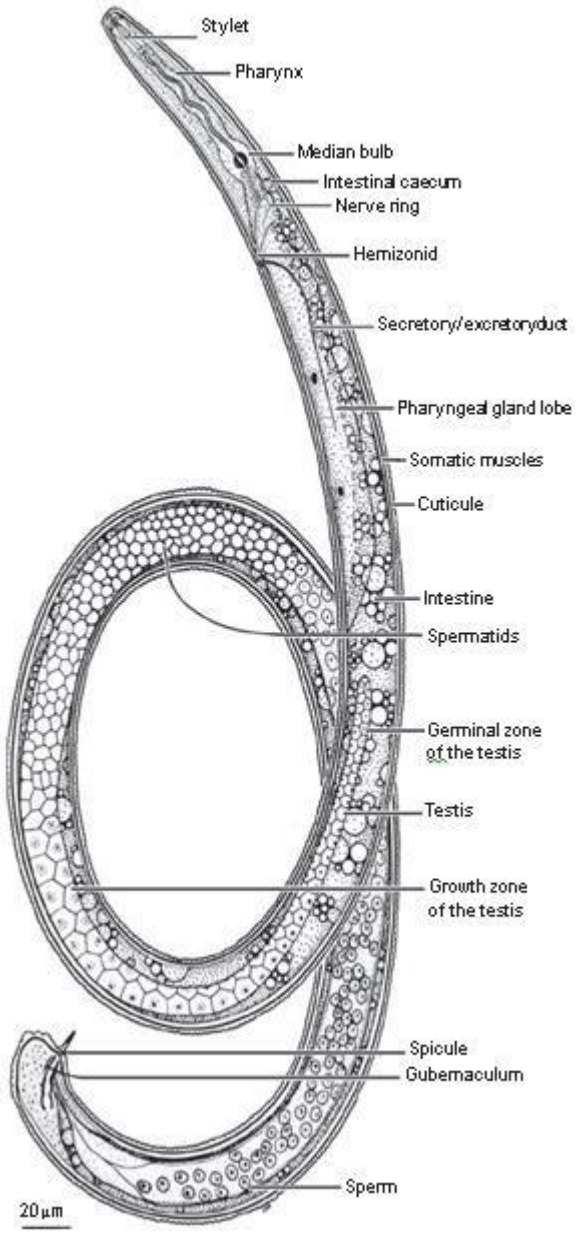


Figure 03 : Schéma représentant la morphologie d'un male de *Meloidogyne* (Eisenback, 1985).

A : Région antérieure ; B : région postérieure

I.4. Cycle biologique

Le cycle de développement des *Meloidogyne* s'effectue dans le système racinaire de la plante hôte (De Guiran, 1983). Ces larves vont atteindre le stade adulte soit en mâle soit en femelle à partir de la quatrième mue (De Guiran, 1971).

L'éclosion des œufs dépend principalement de la température et de l'humidité suffisante, bien que d'autres facteurs, y compris la diffusion et la génération des racines, sorte que le L2 éclose lorsque les conditions sont favorables au mouvement et à l'emplacement de l'hôte. Dans le sol, les larves du deuxième stade L2 sont vulnérables et doivent localiser un hôte le plus rapidement possible, ces derniers sont attirés par les racines, et il est prouvé que lorsque des racines végétales résistantes et sensibles sont présentes, les racines sensibles sont plus attrayant (Curtis et al.2009)

Les juvéniles du deuxième stade pénètrent dans la zone sous-apicale des racines en croissance, En se déplaçant intra cellulairement , partie molle a intenses activités métabolique , Le J2 invasif commence à se nourrir après avoir envahi la racine, et s'est déplacé à travers la racine pour initier et développer un site d'alimentation permanent l'alimentation du L2 sur les cellules proto-xylèmes et proto-phloèmes incite ces cellules à se différencier en cellules infirmières spécialisées, appelées cellules géantes. Une fois qu'une cellule géante est lancée, le nématode devient sédentaire et s'agrandit considérablement pour prendre une forme de saucisse, (Agrios, 2005).

Dans des conditions favorables, l'étape L2 mue vers le juvénile de troisième étape L3 après 14 jours, puis jusqu'au quatrième stade juvénile L4 , et enfin au stade adulte. Le temps combiné pour les étapes J3 et J4 est beaucoup plus court que pour le J2 ou l'adulte, généralement 4-6 jours.

Les males sortent des racines et se déplacent dans le sol ou ils vivent au dépend de leurs réserves à 50% lipidique contenu dans l'intestin. Les mâles peuvent être trouvés chez les espèces parthénogénétiques lorsque les conditions sont défavorables au développement des femelles.

Les femelles restent fixées, et au bout de15 à 30 jours commencent à pondre des œufs à l'extérieur des racines 1000 à 2000 œufs contenus dans une matrice gélatineuse prennent un aspect globuleux.

Les œufs libèrent à leur tour, après la première mue qui s'effectue à l'intérieur des œufs, des larves qui gagnent une nouvelle racine et le cycle reprend (Radwald, 1978).

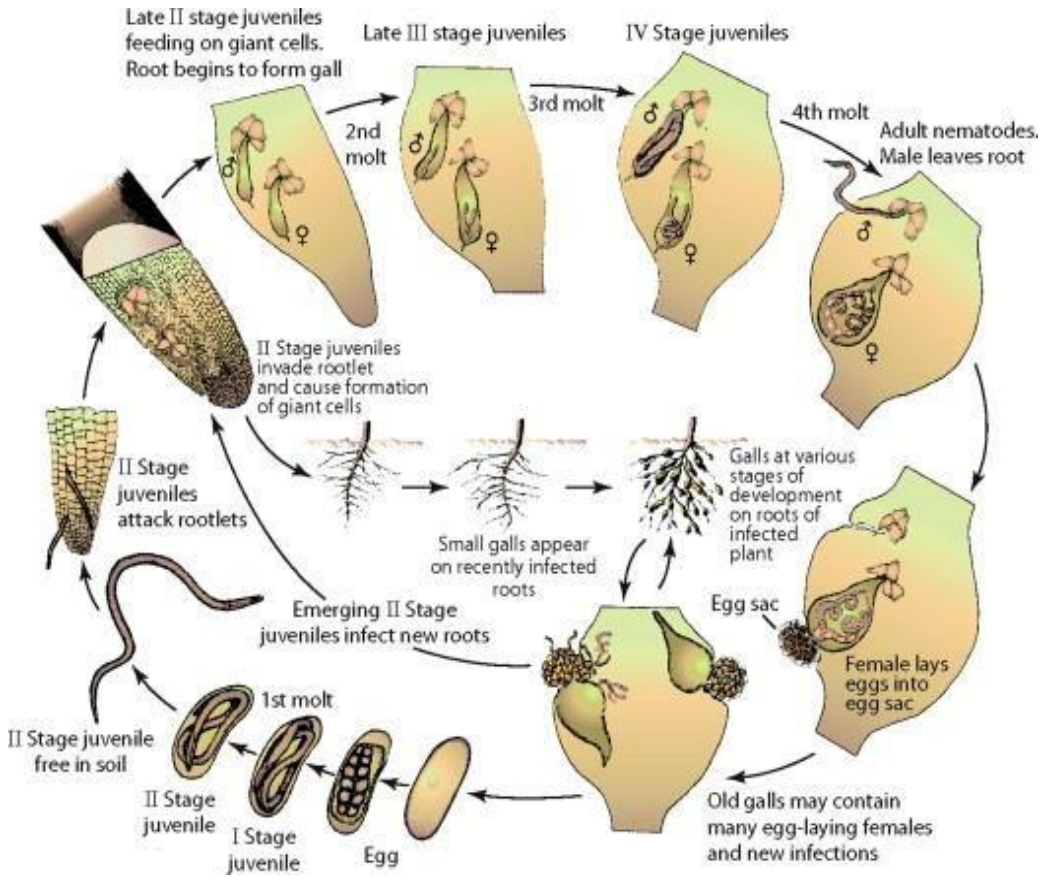


Figure 04 : Cycle de la maladie du nœud racinaire causé par les nématodes du genre Meloidogyne. (George N. Agrios, 2005)

1.5. Répartition géographique de *Meloidogyne*

Dans le monde ils sont extrêmement répandus ; on les rencontre dans toute la zone intertropicale et dans les régions tempérées chaudes. Parmi les nombreuses espèces connues, quatre sont particulièrement dangereuses, *Meloidogyne halpa*, *M. incognita*, *M. javanica* et *M. arenaria*. Elles sont très répandues en Afrique du Nord, notamment en Algérie, Maroc et en Tunisie, et même on les trouve en Europe du Sud.

En Algérie les nématodes sont actifs dans les sols chauds et humides, cas à Biskra et dans le littoral aux sols sableux et légers ,Alger, Mostaganem, Jijel, Tipaza et voient leur développement ralentir dans les sols froids et hauts-plateaux.

I.6. Symptômes et dégâts

Il est peu probable de faire un diagnostic exact d'une maladie vermiculaire au seul examen de l'aspect externe du végétal. Dans tous les cas, il faut confirmer par une analyse nématologique qui s'avère indispensable. Les symptômes souterrains et aériens de la plante peuvent être ainsi décrits :

I.6.1. Symptômes sur la partie souterraine

La présence des galles sur le système racinaire constitue les symptômes spécifiques des attaques de *Meloidogyne.* L'espèce de *Meloidogyne* et la sensibilité de la plante hôte influencent la forme, le nombre et la taille des galles sur les racines (De Guiran, 1983 ; Karajeh et *al*. 2005), La taille est à peu près proportionnelle à la durée de l'infection.

Les symptômes caractéristiques de la maladie apparaissent sur les parties souterraines des plantes. Les racines infectées développent les galles typiques du nodule, dont le diamètre est de deux à plusieurs fois supérieur à celui de la racine saine. Plusieurs infections le long de la racine donnent à cette dernière un aspect rugueux et cagneux. Les racines infectées par certaines espèces de nématodes développent également un système racinaire buissonnant En général, cependant, les racines infectées restent plus petites et présentent des nécroses et des pourritures, surtout en fin de saison. Lorsque les tubercules ou d'autres organes souterrains charnus, comme les carottes, les pommes de terre, les arachides et les ignames, sont attaqués, ils produisent de petits renflements à leur surface, qui deviennent assez proéminents et provoquent des déformations ou des fissures Les racines des arbres sont également attaquées par les nématodes des racines et développent des galles.

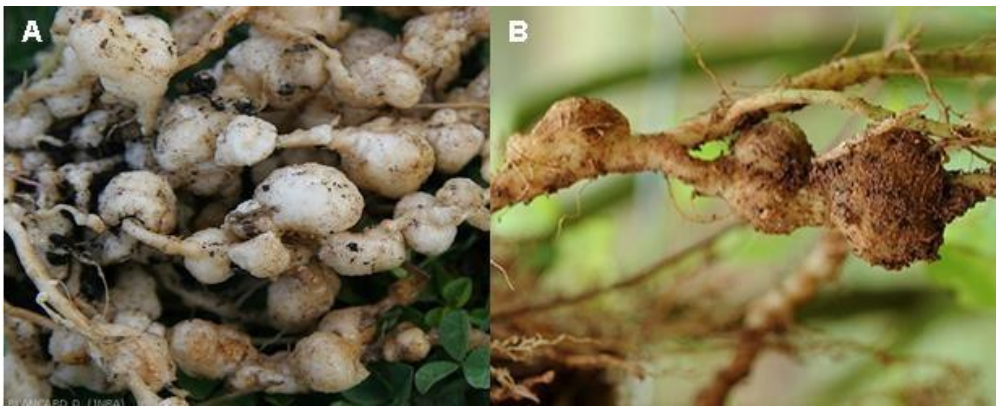


Figure 05 : Galles sur les racines de tomates [A] et de Concombre [B] infectées par Meloidogyne incognita. (Blancard , 1988).

I.6.2.Symptômes sur la partie aérienne

Les symptômes ne sont pas spécifiques sur la partie aérienne de la plante et se traduisent par :

Un ralentissement de la croissance et une diminution de vigueur du végétal.

une déficience généralisée due à l'action du pathogène un flétrissement et un jaunissement des feuilles une floraison et une fructification réduite et une chute de production (Stoll, 2002; Castillo et *al.*, 2006).

Les plantes touchées persistent généralement tout au long de la saison de croissance et sont rarement tuées prématurément.



Figure 06 : Symptômes des *Meloidogyne* sur la partie aérienne.
(Blancard ,1988).

*I.6.3.*Dégâts des *Meloidogyne*

Les nématodes puisent leur nourriture de la plante-hôte par le parasitisme. Les dégâts se manifestent par une perte de rendement et une chute de production, en premier lieu de l'abondance de la population de *Meloidogyne* pour une masse végétale donnée, puis par une dépréciation de la production consécutive à la petite taille et au mauvais gout de l'organe récolté (Spejer, 2001). Les dégâts peuvent être plus importants du fait que ces nématodes créent des portes d'entrée pour d'autres agents pathogènes en synergie c'est le cas des champignons Comme *Fusarium Verticillium* et *Phytophtora* qui constituent parois des lecteurs Tmitants, d'une culture donnée (Whitehead, 1998). De même la présence de *Meloidogyne* joue un rôle important dans la propagation de certaines bactéries comme Pseudomonas solanoceoruom (Evans et a, 1993).



Figure 07 : Flétrissement de la partie aérienne de Concombre infectées par *Meloidogyne (Blancard ,1988)*

1.7. Facteurs affectant le développement et la dynamique des populations des *Meloidogyne*

I.7.1. Facteur du sol

1.7.1.1. Ph de sol

Les sols neutres ou plus ou moins acides favorisent l'éclosion des œufs des nématodes à galles mais au-dessous de 5,2 cette dernière est inhibée

(HAMMACHE, 2010). L'éclosion des œufs de *M. javanica* est maximale à un pH variant entre 6,4 et 7 et inhibée à un pH de 5,2

1.7.1.2. Texture et structure du sol

Le *Meloidogyne* se rencontrent dans tous les types de sol et ceux-ci influencent plus ou moins fortement le déplacement des juvéniles. La sévérité des attaques des Meloidogyne varie en fonction de la nature du sol, les dégâts, sont plus importants dans les sols sableux, avec la présence d'une macroporosité et microporosité importantes peuvent fournir aux nématodes toutes les conditions favorables et adéquates pour leur prolifération.

1.7.1.3. Salinité

Une concentration en sel trop élevée inhibe le déplacement des larves de 2éme stades (Prot, 1978). Ce même auteur a pu démontrer que les juvéniles de *Meloidogyne incognita* se regroupent dans la zone ou la concentration des sels est plus faible

1.7.1.4. Teneur en eau (L'humidité)

Les *Meloidogyne* ne supportent pas une humidité trop élevée. L'excès d'eau inhibe l'éclosion des œufs, ralentit leur développement ; les J2 meurent par asphyxie (De Guiran et Netscher, 1970). L'éclosion des œufs est inhibée par la sécheresse du sol et sa saturation en eau. Les larves sont actives dans un sol ayant un taux d'humidité de 40% à 60% (Reddy, 1983), Un sol trop sec ralentit les activités de Meloidogyne (Van Gundy, 1985). Le déficit ou l'excès d'eau peut aussi engendrer chez les J2 des formes de résistance.

1.7.1.5. Aération

En effet dans un sol saturé d'eau, la baisse de concentration en oxygène peut induire une forme de quiescence des larves (De Guiran ; 1971).Un déficit en oxygène réduit le taux d'éclosion des œufs mais aussi le métabolisme, la mobilité et le pouvoir infestant des (L2) Le développement en femelles (Van Gundy, 1985). Il peut augmenter les nombres d'œufs en diapause (De Guiran, 1971).

1.7.1.6. Teneur en matière organique

Lors de sa décomposition, la matière organique libère des produits toxiques tels que l'acide butyrique une diminution de la population de nématodes. Elle modifie également la physiologie de la plante qui devient tolérante au nématode (De Guiran, 1971).

1.7.1.7. Température

La température est l'un des facteurs importants influençant l'éclosion et l'activité des juvéniles de *Meloidogyne*. L'éclosion est inhibée à 0°C et au-dessus de 45-50 °C .L'optimum de température pour l'éclosion et le développement des J2 se situe entre 25° et 30 °C (Van Gundy, 1985) Ainsi à une température de 27°C, la durée du cycle est de 25 jours et de 87 jours à une température de 16,5 °C, il peut y avoir plusieurs générations par an (Jones et al. 1997). (Prot,1975) a observé des migrations de juvéniles de *Meloidogyne incognita* sous influence de la température a constaté qu'en 15 jours, 40% des juvéniles effectuent la migration verticale de 20 cm 22 °C et seulement 2% à 14°C. L'optimum de la température qui détermine les différentes activités du nématode varie selon l'origine géographique de l'espèce.

I.7.2. La saison

Chaque espèce de nématode a une température optimale requise pour l'éclosion, l'infection et le développement. Par conséquent, lorsqu'une plante hôte est cultivée pendant une saison propice au développement des nématodes, on peut s'attendre à une forte augmentation de la population de nématodes.

Dans les climats tempérés, la plantation des cultures hôtes au début du printemps ou à la fin de l'automne, lorsque la température du sol a chuté en dessous de 18°C, permettra aux cultures d'échapper à l'infection par la plupart des espèces de nématodes des racines des régions chaudes. (Hlaoua et Horrigue Raouani, 2007 ; Russo et al., 2007).

Dans les régions tropicales, où les températures ne varient pas beaucoup entre les saisons, les nématodes à galles se reproduiraient continuellement en présence d'un hôte approprié et d'une teneur en humidité du sol favorable. Cependant, une

fluctuation de la population peut être observée en raison de l'alternance de saisons pluvieuses et sèches (Souza et al., 2008).

I.8. Réponse des plantes à l'infection de *Meloidogyne*

La résistance peut prendre des formes variables puisqu'il a été remarqué de nombreux cas de résistance à plusieurs nématodes (Rebois et al., 1970), ou à un ensemble de pathogènes différents (Gomez et al., 1983) dont les nématodes. Les mécanismes peuvent être pré ou post-infectieux. Les mécanismes pré-infectieux, qui définissent une immunité, concourent à l'inaptitude des nématodes à pénétrer dans les racines. Celle-ci peut être due à la barrière mécanique de certains épidermes racinaires (Rohde, 1965) ou à la synthèse par la plante d'exsudats racinaires non attractifs, répulsifs ou même toxiques envers les nématodes, contenant des substances allélochimiques. Dans les mécanismes post-infectieux, la plante hôte répond à la pénétration profonde ou au développement des nématodes. Deux réponses typiques sont, d'une part encore, la synthèse de substances toxiques , phytoalexines par exemple, d'autre part la réaction d'hypersensibilité qui consiste en la mort des cellules végétales contiguës au parasite, et qui peut être une conséquence de la réaction précédente.

Chapitre II :

Données bibliographiques sur la stratégie de lutte contre les *Meloidogyne*

II.1. Méthodes de luttes contre les *Meloidogyne*

Le contrôle désigne des actes spécifiques visant à réduire le nombre de nématodes, tandis que la direction a pour objectif de minimiser les pertes économiques et tient compte de l'ensemble du système de soins et de traitement des ravageurs des cultures (Hooper et Evans, 1993). Différentes options de gestion qui sont couramment utilisées pour les nématodes parasites des plantes sont applicables pour *Meloidogyne* spp. sur la tomate comme présenté ci-dessous.

II.1.1. Les méthodes chimiques

Les moyens employés consistent à désinfecter les sols contaminés à l'aide de nématicides fumigants agissant par leur vapeur toxique qui saturent l'atmosphère en remplissant les pores du sol et tuent les nématodes par asphyxie. Leur emploi est difficile et nécessite un appareillage assez complexe et sont utilisés avant la mise en place des cultures (Whitehead, 1998).

Les sols sont traités par des nématicides systémiques qui sont représentés par les carbamates , Aldicarbe, Carbofuran et les organophosphorés ,Ethoprophos, Phenaniphos, Cadusaphos. Ce sont des traitements réalisés pour protéger les cultures en place, ils agissent par ingestion et empêchent la pénétration des nématodes dans les plantes hôtes en inhibant la sécrétion de l'acétylcholinestérase, ils ne nécessitent pas de matériels spécialisés et sont faciles à l'emploi (Whitehead, 1998).

En effet, les produits fumigants polluent les nappes phréatiques et laissent des résidus dangereux pour les consommateurs, c'est ainsi que certains pays d'Europe (Suisse, Hollande, Allemagne) ont déjà interdit l'emploi de ces gaz nématicides,(Djian-Caporalino,1991). Les nématicides systémiques à leurs tours empoisonnent la sève des plantes en laissant dans celles-ci des résidus extrêmement toxiques.En conséquence, l'utilisation de ces produits phytosanitaires est remise en question du fait des problèmes qu'ils peuvent présenter au niveau sanitaire ou environnemental. De ce fait, il est nécessaire de développer d'autres méthodes de lutte.

II.1.2. Amendements organiques

Consiste à apporter à la culture de la matière organique, en enfouissant des résidus végétaux tels que les pailles, les feuilles, les tiges cette matière organique améliore la fertilité du sol, accélère la croissance de la plante et sa décomposition multiplie l'activité prédatrice de micro- organismes antagonistes de nématodes (KMorayem, 2003)

Les amendements organiques couvrent plusieurs sources et produits, notamment les engrais verts issus de cultures de couverture ou de résidus de culture, les déchets industriels ou urbains, les fumiers animaux, compostés ou non. Ils sont incorporés au sol ou appliqués sur le sol sous forme de paillis. En général, les amendements améliorent la capacité de rétention des nutriments et de l'eau du sol, améliorent la fertilité et la structure du sol, réduisent l'érosion et libèrent des composés spécifiques qui peuvent être nématicides et stimuler l'activité microbienne du sol (Oka, 2010 ; Thoden et al., 2011).

II.1.3. La lutte génétique

Les cultivars résistants constituent une méthode économique et écologique de lutte contre les espèces de *Meloidogyne*. Ils sont cultivés dans deux buts : réduire les niveaux de population des nématodes et éviter les dommages causés par les nématodes aux cultures. Par conséquent, les cultivars résistants doivent également être tolérants aux espèces de *Meloidogyne*. Cela est particulièrement important pour l'agriculture biologique ou la production intégrée puisque ces systèmes ne permettent pas ou limitent l'utilisation de la lutte chimique (Ornat et Sorribas, 2008). Les cultivars résistants ne nécessitent pas de changements importants dans les exploitations agricoles ou dans l'approvisionnement du marché (Ornat et Sorribas, 2008).

La résistance à *M. incognita, M. javanica et M. arenaria* a été développée dans des cultivars de tomate largement utilisés et porteurs du gène *Mi* (Ornat et al.,2001). Les rendements en fruits de la tomate sensible *cv. Blitz* étaient plus élevés lorsqu'ils étaient greffés sur des porte-greffes de tomates *cvs Beaufort* et

Hypeel45 portant le gène *Mi* et inoculés avec différentes populations de *M. incognita* (Lopez-Perez et al., 2006). Les porte-greffes de tomate résistants aux nématodes peuvent être utilisés pour greffer des scions de tomate désirables. Cependant, l'expression de la résistance est affectée par différents facteurs tels que la température du sol, les espèces et les populations de *Meloidogyne*, le dosage du *mi* et le fond génétique de la tomate (Ornat et Sorribas, 2008). Ainsi, les cultivars de tomate doivent être sélectionnés avec soin, surtout lorsqu'ils sont suivis d'une culture sensible aux nématodes (Lopez-Perez et al., 2006).

II.1.4. La lutte biologique

Les ennemis naturels sont prometteurs pour la lutte contre le nématode à galles. Plusieurs champignons et bactéries ont été identifiés et classés en fonction de leurs caractéristiques nématophages et antagonistes, respectivement. Les champignons nématophages comprennent les piégeurs, les endoparasites, les parasites des œufs et les producteurs de toxines.

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

II.1.4.1. Les champignons mycorhizes

Sont des champignons qui possèdent un double réseau mycélien, un réseau externe dans le sol et un interne qui se développe dans la racine où il forme soit des structures d'échange avec la plante soit des organes de réserve. Ce système permet une amélioration nutritionnelle de la plante et masque le pouvoir attractif exercé par les racines vis-à-vis des nématodes. Parmi ces mycorhizes nous avons les mycorhizes Glomus mosseae appelé désormais *Funneliformismosseae*, *Glomus intraradices appelé désormais Rhizophagus-irregularis (Smith et Read, 2008).*

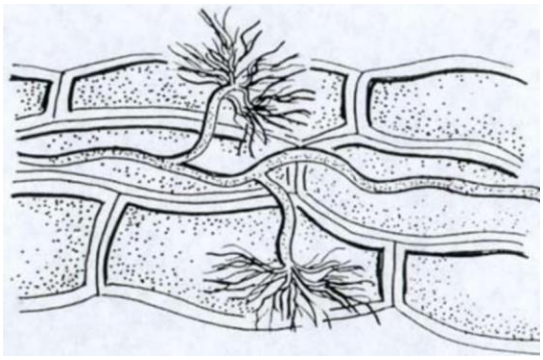


Figure 08 : Schéma d'Arbuscules mycorhiziens dans les cellules de l'hôte végétal (Dessin J.C Cayrol, 1992)

II.1.4.2. Les champignons prédateurs

Ils appartiennent aux *Hyphomycètes* et se caractérisent par leurs capacité à produire des organes de captures tels que les anneaux constricteurs, les boutons adhésifs, les réseaux ou encore les spires qui piègent les nématodes dans le sol suite à un processus de reconnaissance spécifique entre le champignon et le nématode ; c'est le cas des genres *Arthrobotrys, Dactylella et Dactylaria* (Cayrol et Frankowski, 1979). Plusieurs champignons ont été étudiés en vue de sélectionner des souches aptes à piéger les larves de nématodes. Ainsi, le genre *Arthrobotrys* a été exploité à l'échelle mondiale et a fait l'objet de commercialisation (Cayrol et Frankowki ,1979).

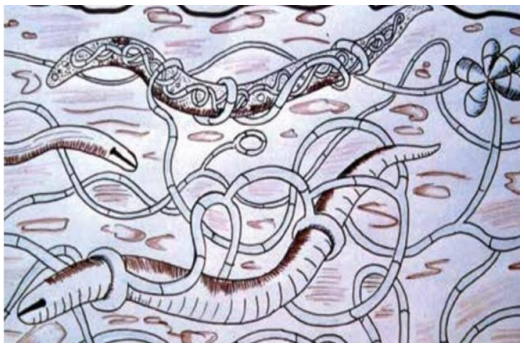


Figure 09 : Schéma du champignon Arthrobotrys Irregularis piégeant juvéniles de Meloidogyne dessin de (J.C. Cayrol,1992) INRA.

II.1.4.3. Les champignons endoparasites *des œufs :*

Ces Champignons ovicide ont la propriété de tuer les œufs des Nématodes à l'intérieur de ces derniers, on peut trouver de nombreuses espèces de Champignons (Tribe, 1980). Beaucoup d'entre eux vivent en saprophytes, envahissant secondairement des œufs déjà morts. Seuls de véritables parasites sont à retenir en vue d'être utilisés comme agent de lutte biologique. (Jatala et al.,1979). Un mycélium dense qui entoure les œufs de nématodes puis les pénètre pour se nourrir de l'embryon.



Figure 10 : *Paecilomyces Lilacinus* parasites des œufs de *Meloidogyne* (M.R Moosavi et *al*., 2011)

II.1.4.4. Les nématophages à spores adhésives :

Incluent les oomycètes *Catenaria anguillulae, Myzocytium lenticulare* et M. *anomalum*qui forment des zoospores biflagellées, capables de se diriger vers les nématodes et de se fixer sur leur cuticule en s'y enkystant ; le zygomycète

Meristacruma sterospermum qui produit des conidies sphériques, ces dernières se collent sur le corps du nématode et se développent dans le nématode; le *deuteromycète Meriaconiospora* qui se développe en façon semblable à la précédente espèce; le basidiomycète *Nematoctonus leiosporus*, qui possède des spores adhésives en forme de bâtonnets se fixant sur la cuticule du nématode.

Tous ces Champignons pourraient a priori devenir des agents de lutte biologique intéressants contre les Nématodes, compte tenu notamment de leur grande ubiquité et de leur polyphagie (Cayrol et *al.*, 1992).

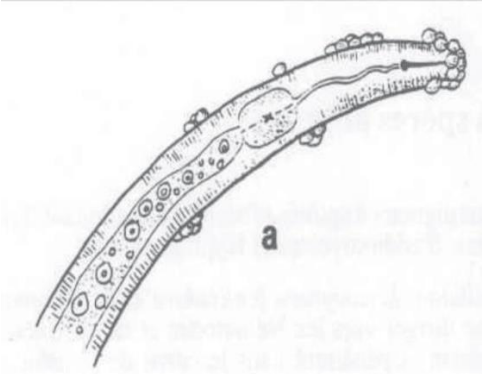


Figure 11 : spores adhésives sur la cuticule d'un Nématode
(Cayrol, Caporalino, Mattei, 1992).

II.1.4.5. Biopesticides animaux

Ces biopesticides sont des animaux comme les prédateurs ou les parasites, ou des molécules dérivées d'animaux (Deravel et *al.*, 2013). A titre d'exemple nous avons :

- Les nématodesprédateurs :On les rencontre dans quatre groupes taxonomiques, chacun présentant une spécificité dans le mode et la préférence alimentaires. Les *Mononchides*et les *Diplogastrides*possèdent un arsenal buccal qui leur permet de dévorer leurs proies tandis que les *Dorylaimides*et les *Aphelenchides*, souvent plus petits que leur proie, possèdent un appareil buccal de type suceur qui leur permet de piquer leur proie et d'en sucer le contenu transforme par une sécrétion qu'ils ont injectée au préalable (Stirling, 1991).

II.1.4.6. Biopesticides végétaux

Les plantes sont capables de synthétiser plusieurs milliers de substances chimiques pour se protéger contre les maladies, les organismes nuisibles. Ces

produits peuvent être exploités pour l'élaboration de biopesticides qui seront bénéfiques non seulement pour l'environnement mais également pour la santé humaine(Kadioglu et Yanar 2004),De nombreuses plantes sont utilisées comme engrais verts dans les assolements ou sous forme de broyats, d'amendements incorporés au sol ou bien comme huile essentielle. Ces végétaux peuvent agir de différentes manières, soit par effet nématicide bien comme inhibiteur de l'éclosion des œufs.

II.1.4.6.1. Extraits végétaux

Les extraits de plantes qui peuvent synthétiser des phytoalexines qui empêchent la multiplication des *Meloidogyne se qui* réduisent les populations de ces derniers parmi lesquels nous citons :
Les Asteraceae:Tagetes spp, Artemisia spp .Les Zygophyllaceae :Peganumharmala les Fabaceae : Crotalariaspp, CeratoniasiliquaL, Acacia gummifera WiId,. et *Ononisnatrix L* ,les Meliaceae : Melia azedarach,Azadirachtaindica, les Lamiaceae : Origanum spp, Ocimum basilicum .(El Allagui et al, 2006).

Des études récentes citent l'activité nématicide des algues qui agissent d'une manière similaire que les plantes nématicides. Ainsi, la combinaison de trois algues bleues ou cyanophycées, Anabena oryzae, Nostoc calciola, Spirulina *spp. utilisées comme amendement organique possèdent un effet nématicide* sur Meloidogyne incognita (Stoll, 2002).Des extraits de crotalaires, d'ail, Allium *sativa, d'oignon Allium alia . Liliaceae ont montré une bonne activité contre les* nématodes au laboratoire. Cependant, aucun effet n'a été relevé avec ces molécules en culture de tomate (Védie et *al*., 2006).

En Algérie plusieurs extraits on était testé et montreuneefficacité, contre les *Meloidogyne* tell que les amendements organiques des plantes des espèces comme *Racinuscommunis L. CrotalariaSaharae L. Datura Stramonuim L. Tagete recta L.* et *T. Patula L*. (Sellami et Zemouri, 2001).

II.2. Les avantages des biopesticides

Les biopesticides sont écologiquement beaucoup plus compatibles que les produits chimiques et ont une spécificité accrue vis-à-vis des pathogènes contre lesquels ils sont dirigés présentent des bénéfices supplémentaires à leur rôle de protection. Ils sont biodégradables et ne laissent pas de résidus nocifs, ils peuvent être moins chers que les pesticides de synthèse lorsqu'ils sont produits localement et peuvent s'avérer plus efficaces à long terme, de plus Le délai avant récolte exigé pour les pesticides classiques est nul pour les biopesticides.(Laurent et al 4014).

II.3. Les inconvénients des biopesticides

Certains des avantages écologiques des biopesticides, comme leur faible rémanence ou le fait qu'un produit soit actif contre un faible spectre de nuisibles, peuvent être considérés comme des inconvénients. En effet, ces deux avantages écologiques combinés à leur activité souvent dépendante des conditions climatiques et environnementales rendent les biopesticides moins efficaces que leurs homologues chimiques. Certains professionnels de l'agriculture estiment que les biopesticides ne leur conviennent pas car ils ne sont pas assez efficaces. Ces derniers évaluent les résultats du biopesticide à court terme, comme s'il s'agissait d'un substitut aux produits phytosanitaires chimiques. Cependant, la mise en place et l'efficacité d'un contrôle biologique doit être évaluées sur la durée (Popp et *al*., 2013)

II.1.9. La gestion intégrée des nématodes

La lutte intégrée repose sur l'association de plusieurs méthodes afin de maintenir les populations à un niveau assez bas pour que les dégâts occasionnés soient économiquement tolérables (Whitehead,1998).Ce système de lutte permet d'assurer une réduction plus durable et plus efficace des populations des nématodes et contribue à réduire les risques associés à l'emploi exclusif des pesticides. Enfin, les caractéristiques biologiques, les espèces misent en cause,

l'utilisation et le développement des populations à partir des cultures et la spécificité de chaque zone entrent dans la détermination des systèmes de lutte intégrée.Pour développer une stratégie efficace de gestion intégrée des nématodes, il est nécessaire de connaître les dommages aux plantes ou les pertes de récolte causés par les espèces de *Meloidogyne* résidentes sur la ou les cultures qui seront produites, les densités et la dynamique des populations de nématodes à galles avec et sans l'utilisation de mesures de contrôle, et les conséquences économiques associées aux différentes méthodes de contrôle (McSorley & Phillips, 1993). Dans les stratégies de gestion intégrée des nématodes, il existe des interactions au sein d'un système de sol, entre les options de gestion et entre les microorganismes. Selon Collange et al. (2011), il existe au moins quatre processus principaux pour contrôler les espèces de Meloidogyne en utilisant une approche intégrée : tuer les nématodes dans le sol avec des agents thermiques ou chimiques, briser le cycle biologique des nématodes pour limiter ou retarder les séquences de reproduction, renforcer les compétitions d'autres microorganismes dans le sol pour réduire les populations de nématodes par prédation, compétition trophique ou parasitisme, et limiter la dissémination d'une zone contaminée à une zone non contaminé.

Chapitre III :

Matériel et méthodes

III.1. Objectif

L'objectif de notre travail est d'évaluer les potentialités nématicides *in vitro* des extrais aqueux de la plantes médicinales *Urginea maritima* sur la régulation des populations des larves L2 du nématode de genre *Meloidogyne.*

III.2. Obtention de matériel végétal

La partie expérimentale a été réalisée au niveau des Laboratoires de Département de SNV, Faculté des sciences, Université Dr Yahia Farés de Médéa.

Le matériel végétal utilisé pour tester l'activité nématicides dans le présent travail, est représenté par *Urginea maritima,* cette dernière est une plante à bulbe de la famille des *Liliacées* (Belhaddad, 2018). Son non botanique : *Urginea Maritima* Baker, provient d'une part de ce qu'elle croit spontanément sur les rivages de la mer Méditerranée et d'autre part, du nom d'une population algérienne, les Beni-Urgine ; commune de Morris Ben Mhidi près d'Annaba, c'est une plante géophyte, herbacée, vivace. La tige robuste peut atteindre 1.50 m. Les feuilles entières, lancéolées, longues de 50 à 80 cm. Elle apparaît au printemps en touffes, les fleurs en grappes, serrées, sont accompagnées de petites bractées. La partie souterraine est constituée par un bulbe formé d'écailles emboîtées, insérées sur un plateau qui porte de nombreuses racines, sur sa face inférieure (Hmammouchi, 1999). La scille est une drogue très ancienne, renferme des tannins catéchique et Condensés catéchols, pigments anthocyaniques Le principal étant la chrysanthémine des stéroïdes ,Sitostérol, stigmastérol, campe stérol, cholestérol. (Belhaddad, 2018) et contient également des flavonoïdes (Al-Tardeh et *al*., 2006).



Figure 14 : la plante complète d'Urginea maritima (Original, 2021)

Les parties aériennes de la plante feuilles ainsi que la partie racinaire bulbe sont cueillies au mois Mai 2021, dans la wilaya de Médéa .région d'Ouzera.

la Wilaya de Médéa est située à une altitude de 981 m, une longitude 2°45′00″ E et une latitude 36°16′03″N ; la température moyenne annuelle est de 14.4 °C, et les précipitations sont en moyenne de 736 mm Compte tenu ces donnes, la région fait partie au climat tempéré chaude de type Csa méditerranéen avec été chaud. D'après :www.climat-data.org.

La daïra d'Ouzera situé au niveau de l'Atlas Tellien. Elle est limitée :

- Au sud-ouest par la commune de Ben-Chicao
- Au sud par la commune de Berrouaghia
- A l'ouest par les communes de Tizi Mahdi et Si Mahjoub
- Au sud-est par la commune d'Ouled Brahim
- Au nord-est par la commune d'El Omaria
- Et à nord-ouest par la commune de Médéa

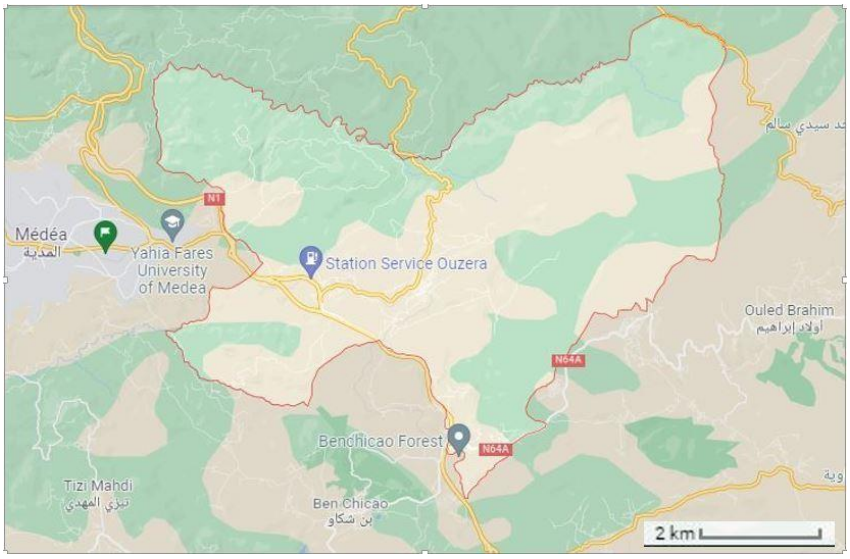


Figure 16 : La carte géographique de La station d'échantillonnage (Google maps ,2021)



Figure 17 : cite d'échantillonnage Médéa (Original, 2021)

III.3. Préparation des traitements

III.3.1. Préparation des broyats frais de *l'Urginea*

Après la séparation des feuilles et de bulbe *d'Urginea maritima* ces derniers sont triés, lavés et séchés avec un chiffon microfibre puis broyés à l'aide d'un mixeur à

hélice. Le broyat frais est conservé pour la préparation de l'extrait qui sera testé dans notre étude.

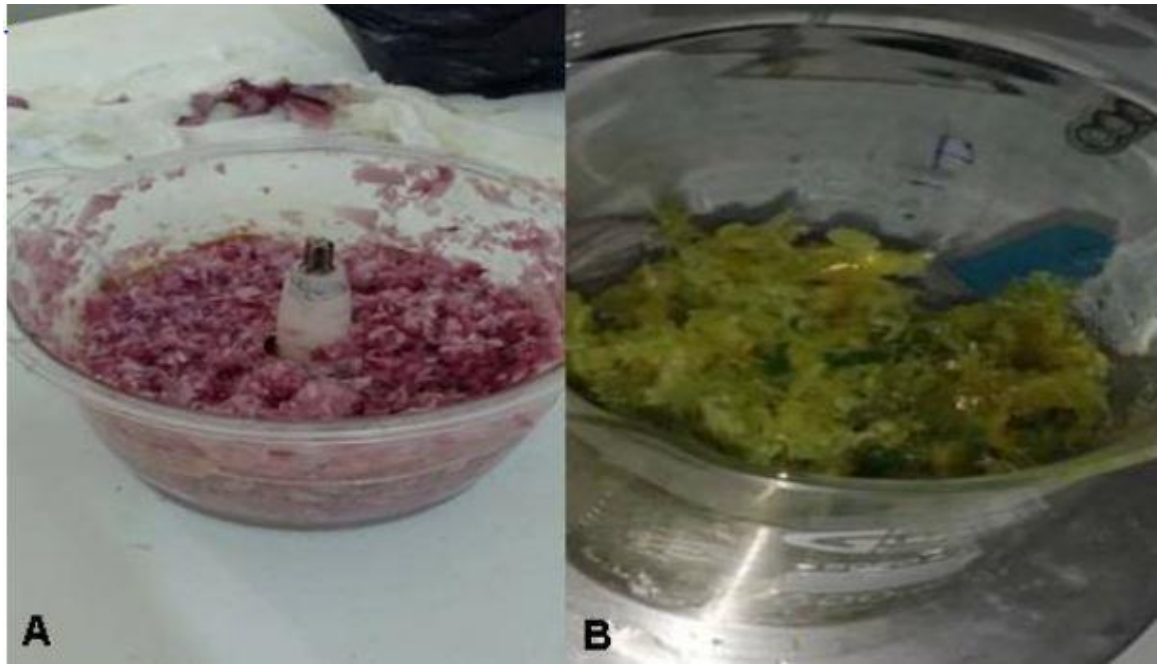


Figure 18 : Les étapes de préparation des broyats frais (Original, 2021)

A : Broyage de bulbe ; B : broyage des feuilles

III.3.2. Préparation des extraits aqueux

La méthode d'extraction utilisée dans notre expérience est une macération aqueuse qui admets à réserver la plante en contact avec l'eau à une température ambiante pendant une durée plus ou moins long, dans le but de faire libérer et extraire tous les composants actifs existants chez la plante étudiée .

Une macération aqueuse a été effectuée où 125 g de la matière végétale fraiche a été additionné à 500 ml d'eau distillé, disposée dans des flacons hermétiques et stériles, et soumise à une agitation pendant 3 jours à la température ambiante. Après filtration sur un tissu mousseline, les filtrats sont centrifugés pendant 10 min à 14000 t/min à la température ambiante. Ensuite chaque échantillon a été filtrés sur papier filtre N° 1 et conservés à 4 °C jusqu'à utilisation (Aghofack-Nguemezi*et al.,* 2015).

Le protocole expérimental est résumé avec ces différentes étapes dans la figure 19

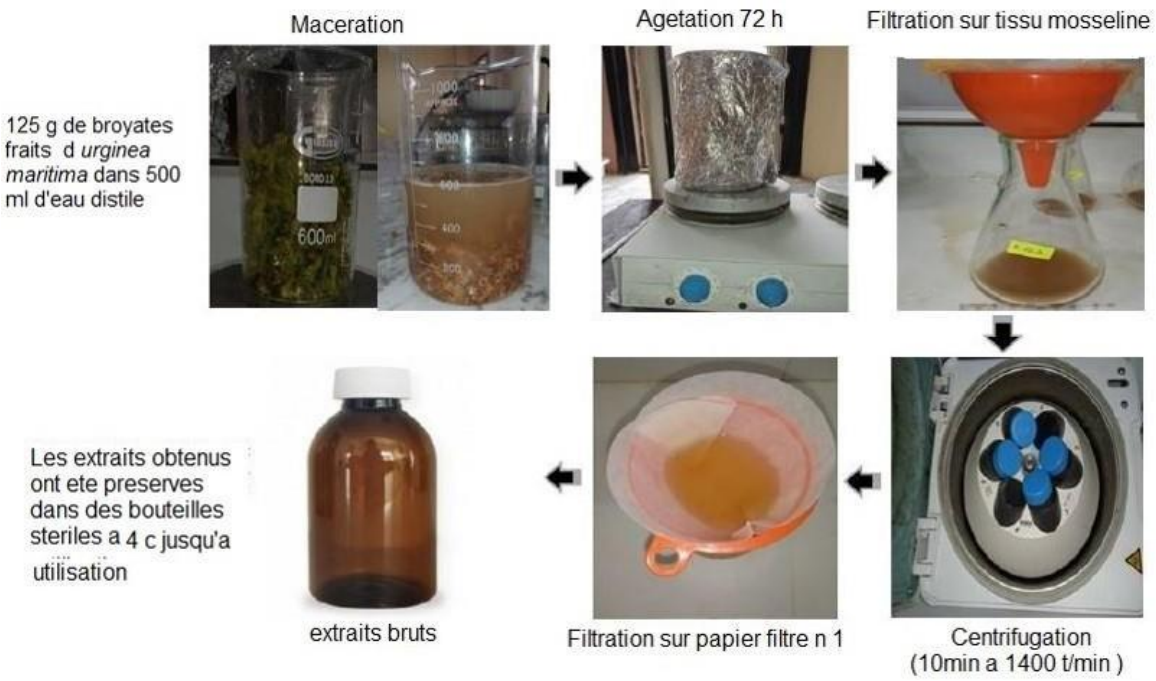


Figure 19 : protocole expérimental de l'extraction aqueuse (Original, 2021)

III.3.3. Préparation des doses

Pour évaluer le pouvoir nématicide de l'extrait, cinq doses sont préparées par Dissolution dans l'eau distillée à savoir 100%, 50%, 25%,12.5% et 6.25%.

- Dose 1 : Extrait pur ;
- Dose 2 : 50% de D1+ 50%d'eau distillée ;
- Dose 3 : 25% de D1+75%d'eau distillée ;
- Dose 4 : 12,5% de D1+87,5%d'eau distillée ;
- Dose 5 : 6,25% de D1+93,75%d'eau distillée.

III.4. Obtention des Larves L2 de *Meloidogyne*

Les échantillons de racines de la tomate infestées par les nématodes à galles *Meloidogyne spp* ont été obtenus en fin de culture par l'institut technique des cultures maraîchères et industrielles « ITCMI »au mois de mai.

Les racines ramenés au laboratoire sont lavées à l'eau courante puis mises dans une boite de Pétri en verre en vue d'extraire les masses d'œufs. Cette opération s'est déroulée sous une loupe binoculaire au grossissement x20 ou x40, par la méthode de forceps en utilisant deux aiguilles entomologiques, figure 20

Les masses d'œufs isolées des femelles de *Meloidogyne* 15 à 30 masses sont déposées dans de petits tamis en plastiques de 2 à 4cm de diamètre. Ces derniers sont placés dans des boites de Pétri contenant de l'eau puis sont mises à l'étuve à 25°C en vue d'éclosion massive. Après éclosion, les larves L2 libérées progressivement dans l'eau sont récupérées et comptées quotidiennement à l'aide d'une loupe binoculaire x40.

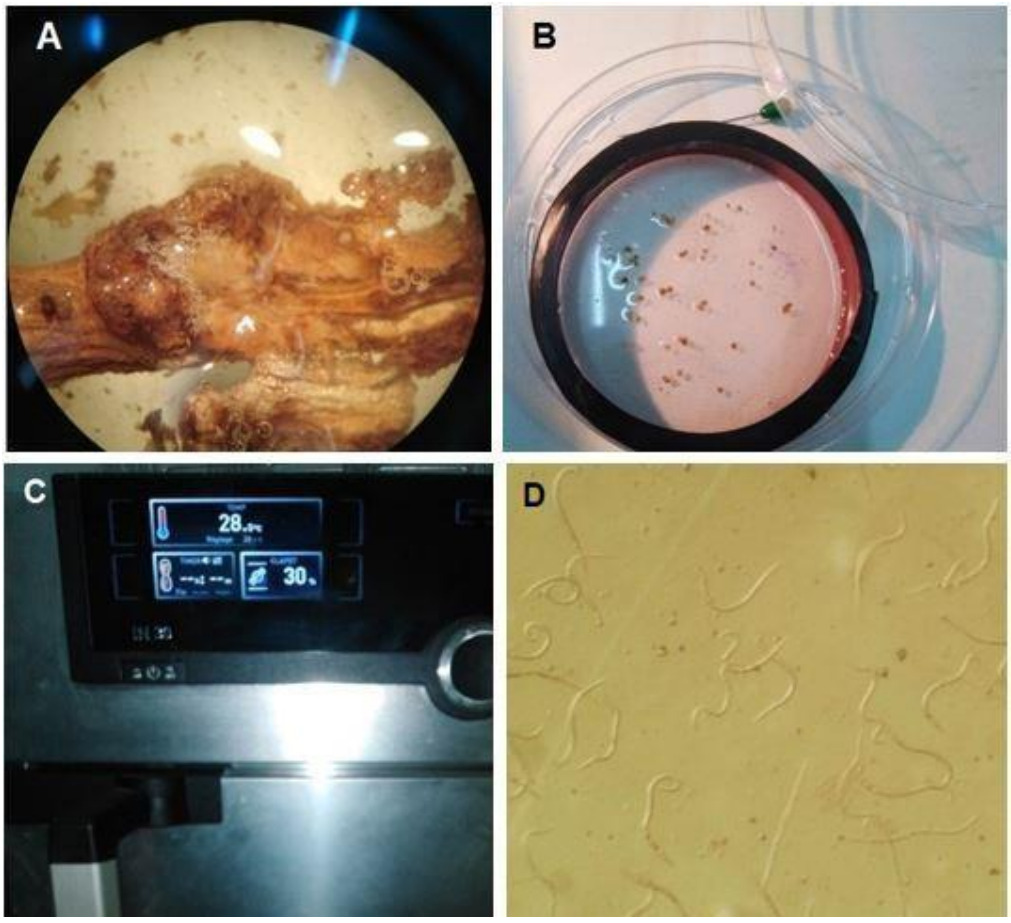


Figure 20 : L'obtention des larves (L2) de *Meloidogyne* (Original, 2021)

A : extraction des masses d'œufs sous une loupe binoculaire ;

B : masses d'œufs dans un petit tamis ; **C :** une étuve en 28 °C ;

D : des larves de meloidogyne.

III.5. Dispositif expérimental des essais

III.5.1. Effet des extraits sur la mobilité et la viabilité des juvéniles

Les tests sont effectués dans les puits des microplaques de culture cellulaire, chaque puits contient 0,05 ml d'eau distillée additionnée de 20 à 30 larves de deuxième stade préalablement comptées. Les traitements et leurs dilutions ,100%, 50%, 25%, 12,5% et 6,25%, sont ajoutés à la suspension de larves à raison de 1 ml chacun. Pour comparer l'efficacité des traitements, nous avons préparé un témoin avec de l'eau distillée stérile. L'effet toxique des différents traitements est évalué après un temps d'immersion de 24, 48 et 72 heures. Chaque traitement est répété quatre fois.

L'effet de l'extrait sur la mobilité des juvéniles est évalué en dénombrant sous loupe binoculaire les juvéniles mobiles par rapport au nombre total de juvéniles. Un juvénile est considéré vivant lorsqu'il est mobile ou que sa partie antérieure est mobile et bouge après excitation mécanique par un poil ou après exposition aux radiations lumineuses.



Figure 21 : application des traitements (Original, 2021)

III.5.2. Estimation de la mortalité corrigée

Les taux de mortalité ont été traités par la formule d'Abott (Abott, 1925) (Léonce 2012), qui donne les valeurs corrigées de la mortalité en fonction des

mortalités des échantillons traités et du témoin. Cette correction permet d'exclure le biais dû à la mortalité naturelle observée dans nos conditions expérimentales.

Le pourcentage de mortalité larvaire :

$$\% \text{ Mortalité Larvaire} = \frac{\text{Nombre de larves mortes}}{\text{Nombre total de larves}} \times 100$$

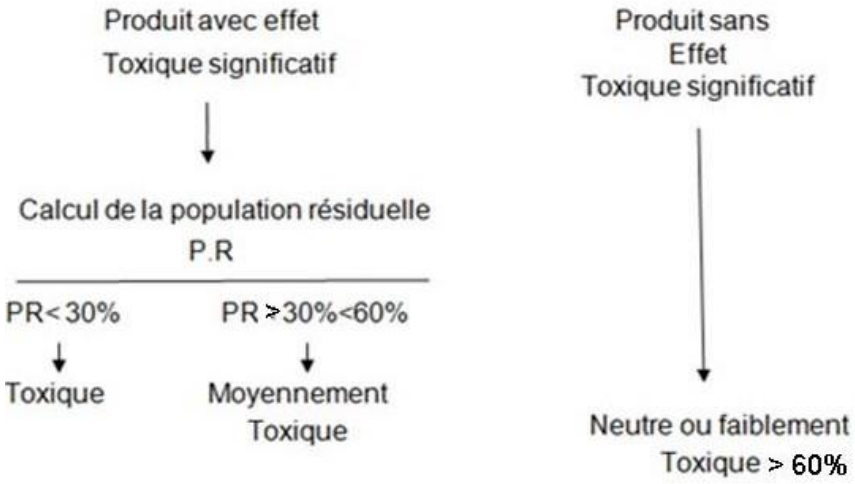
La formule d'Abbott (1925) est la suivante :

$$\% \text{ de mortalité corrigée} = \frac{(\% \text{ mortalité observée} - \% \text{ mortalité témoin}) \, 100}{(100 - \% \text{ mortalité témoin})}$$

Le test est validé lorsque la mortalité dans le lot témoin est inférieure à 5 % ; en cas de mortalité comprise entre 5 % et 20 %, elle est corrigée par la formule d'Abbott (1925). Cependant, si la mortalité dans le lot témoin est supérieure à 20 %, le test est à refaire.

III.5.3. 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 DUNNET (Magali, 2009)



$$PR = \frac{\text{Nb de formes mobiles(NFM) par Traitement X 100}}{\text{Nb de Formes mobiles par Témoins (eau)}}$$

III.5.4. Détermination de la DL 50 et de la TL 50

Après l'application de différentes doses de l'extrait aqueux ,100%, 50%, 25%, 12,5% et 6,25%, les individus morts étaient comptés après 24, 48 et 72 heures. Cette expérimentation sur la toxicité a été conduite dans le but de déterminer le paramètre toxicologique qu'est la dose létale 50% ; DL50.

III.6. Analyse des données

III.6.1. L'analyse multi-variée

Les corrélations existantes entre la toxicité des différents extraits aqueux en fonction du temps sont mises en évidence par l'analyse en composantes principales ACP. Le principe de cette analyse est de représenter un phénomène multidimensionnel par un graphique à deux ou plusieurs dimensions. Ce test permet de résumer la plus grande variabilité des caractéristiques physico-chimiques quantifiées pour un nombre plus réduit de variables appelées axes factoriels qui ont des coordonnées comprises entre – 1 et + 1 et appartiennent à un cercle des corrélations. L'interprétation de l'ACP se fait à partir de l'examen du cercle des corrélations et de la position du statut des variables sur les axes factoriels (Phillippeau, 1986).

L'hypothèse d'égalité de la variation en fonction du temps est testée par le modèle de la distance euclidienne à un facteur contrôlé par le logiciel PAST – Palaeontological Statistics, ver. 1.81.

III.6.4. Analyses de variance

La présentation des résultats sur l'efficacité des différents traitements testés sous forme de tableaux ou graphiques sur les pourcentages des larves mortes afin d'émaner leur potentiel toxiques vis-à-vis des nématodes *Meloidogyne*.

L'opération a été réalisée avec le logiciel EXCEL. Les analyses statistiques sont effectuées avec les logiciels SYSTAT version 12, SPSS 2009. Les données brutes sont soumises à une analyse de la variance GLM, Les valeurs des probabilités p inférieures à 0,05 sont considérées comme significatives.

Chapitre IV :

Résultats

Les résultats relatifs à l'effet de l'extrait aqueux des feuilles et de bulbe *d'Urginea maritima* en fonction de cinq doses testées sur les larves L2 de nématode à galles du genre *Meloidogyne,* sont présentés dans ce chapitre.

IV.1. Evaluation de la toxicité des traitements utilisés sur les larves de *Meloidogyne spp*

Une Analyse en Composantes Principales ACP a été effectuée afin d'évaluer l'effet biocide des différents extraits sur les larves de *Meloidogyne*. Cette analyse a exprimé un taux de plus de 98% de variance sur les deux axes Figure 19 .Elle montre également que tous les points représentant les divers traitements sont bien dans le cercle de corrélation. La classification hiérarchique ascendante sur la base de similarité de -2,4 ont défini trois groupes homogènes Fig.19.

Le premier groupe rassemble les extraits aqueux de feuilles et de bulbe *d'Urginea maritima* appliqués avec la dose pure, la dose D2 (50%) et la dose D3 (25%). Ces traitements avec ces doses ont entrainé une mortalité de 100% dès les premières 24h d'immersion.

Le deuxième groupe inclus les extraits à base de bulbe d'*Urginea* à la dose D3 25% et la dose D4 12,5 ainsi que la faible dose D5 6,25% des feuilles d'Urginea. Ces derniers ont montré un effet biocide après 72h d'immersion.

Le groupe 3 renferme les extraits aqueux de bulbe d'Urginea au faible dos D 6,25%, qui a dévoilé une très faible toxicité vis-à-vis les larves de Meloidogyne quel que soit le temps d'immersion. L'effet de cet extrait est comparable au témoin dont il fait partiede ce groupe Figure 19.

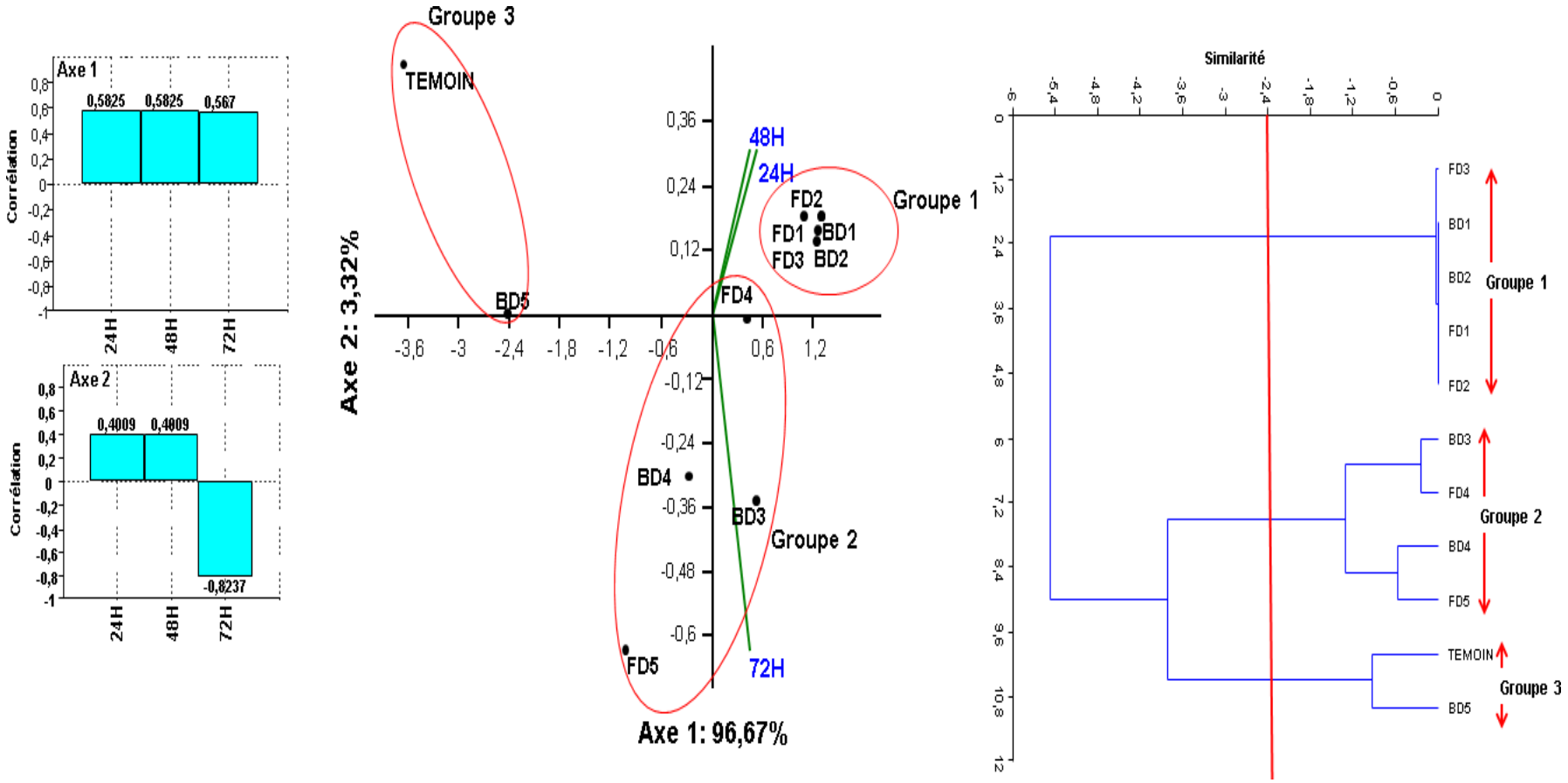


Figure 19 : Analyse multivariée ACP sur les variations de la toxicité des traitements utilisés et leurs doses.

B: Bulbe d'Urginea; F: Feuille d'Urginea; H: heure; D1: Dose pure (100%); D2: Dose 2(50%); D3: Dose 3 (25%); D4: Dose 4 (12,5%); D5: Dose 5 (6,25%).

IV.2. Evaluation de l'efficacité des extraits aqueux des différentes parties de *l'Urginea maritima sur les nématodes à galles Meloidogyne.*

IV.2.1. Toxicité des extraits aqueux de la partie aérienne

Les résultats de taux de mortalité des larves L2 de *Meloidogyne spp* sous l'effet des différentes doses de l'extrait aqueux des feuilles *d'Urginea*, ainsi que Les probabilités obtenues par l'analyse de la variance de type GLM sont exposés dans le tableau 1

Il apparait ; d'après les résultats reportés dans le tableau 1 que les différentes doses de traitement appliqué affectent d'une manière très hautement significative le nombre de galle p=0,000; p<0,001.

En revanche le temps d'immersion montre une différence non significative sur le taux de moralité des larves p=0,159; p>0,05.

La dose D1, D2 et D3 100%, 50% et 25% ont montré un effet toxique très élevé après 24 H d'exposition, pour la dose 4 et 5 12,5% et 6,25% ont révélé un taux de mortalité qui dépasse 75% après 72 H d'immersion.

Tableau 1 : Taux de mortalité des larves de *Meloidogyne* spp. sous l'effet des extraits aqueux de la partie aérienne *d'Urginea maritima*.

	Témoin	**Dose 1**	**Dose 2**	**Dose 3**	**Dose 4**	**Dose 5**	F-ratio	*p* value
24 H	0	100	100	98,75	78,75	40	48,44	0,000***
48 H	0	100	100	98,75	78,75	40		
72 H	0	100	100	100	88,75	78,75		
F-ratio	4,66							
p value	0,159^{NS}							

NS : Non significative ; *** : Significative à 0,1‰

Pour mieux visualiser l'effet toxique des extraits ainsi que leur dose sur les larves de *Meloidogyne spp*. nous avons fait appelle à une présentation graphique présentée dans la figure 20.

Les résultats relatifs à la Figure 20, montrent que pour les trois premières doses testées 100%, 50% et 25% le taux moyen de mortalité attient 100% après 24h d'exposition groupe homogène a .Pour la dose D4 12,5% le taux moyen de mortalité est de 78,75% après 24H et 48 d'exposition, ce dernier s'accroît pour atteindre 88,75% après 72 d'exposition. En ce qui concerne la faible dose D5 6,25%, l'effet toxique observé atteint 40% de mortalité après 48 heures d'exposition et il dépasse largement 75% de moralité après 72 H groupe homogène b .

De son côté le bloc témoin ne présente aucune mortalité durant toute la période de l'expérimentation groupe homogène b.

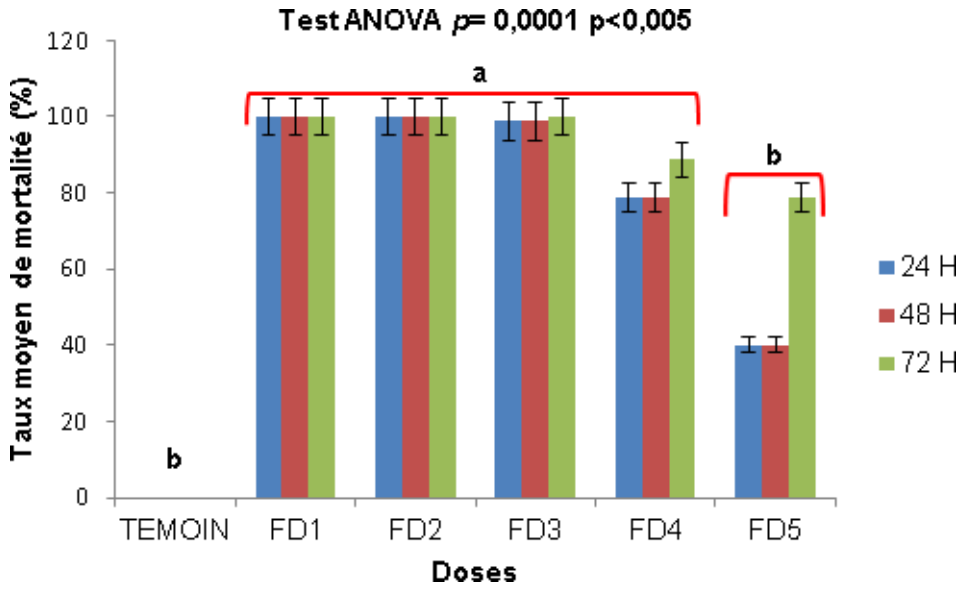


Figure 20 : Evaluation de la toxicité des extraits aqueux de la partie aérienne *d'Urginea maritima* sur les larves de *Meloidogyne spp*.

F : Feuille *d'Urginea* ; H : heure ; D1 : Dose pure (100%) ; D2 : Dose 2(50%) ; D3 : Dose 3 (25%) ; D4 : Dose 4 (12,5%) ; D5 : Dose 5 (6,25%).

IV.2.2. Toxicité des extraits aqueux de la partie racinaire ,le bulbe

Les résultats de taux de mortalité des larves L2 de *Meloidogyne spp* sous l'effet des différentes doses de l'extrait aqueux de bulbe *d'Urginea*, ainsi que Les probabilités obtenues par l'analyse de la variance de type GLM sont exposés dans le tableau 2

Il apparait ; d'après les résultats reportés dans le tableau 2 que le bulbe d'Urginea semble moins efficace que les feuilles et que les différentes doses de traitement appliqué affectent d'une manière très hautement significative le nombre de galle p=0,000; p<0,001.

De son tour le temps d'immersion montre une faible différence significative sur le taux de moralité des larves p=0,028; p<0,05.

La dose D1, D2 et D3 100%, 50% et 25% ont montré un effet toxique très élevé après 24 H d'exposition, pour la dose 4 12,5% a révélé un taux de mortalité qui dépasse 80% après 72 H d'immersion.

En ce qui concerne la faible dose D5 6,25% dévoile un effet toxique faible qui atteint 36,25% de mortalité de larves L2 après 72 H d'immersion.

Tableau 2 : Taux de mortalité des larves de *Meloidogyne* spp. sous l'effet des extraits aqueux de bulbe *d'Urginea maritima*.

	Témoin	**Dose 1**	**Dose 2**	**Dose 3**	**Dose 4**	**Dose 5**	F-ratio	*p* value
24 H	0	100	100	76,25	60	20	40,39	0,000***
48 H	0	100	100	76,25	60	20		
72 H	0	100	100	100	85	36,25		
F-ratio	3,76							
p value	0,028**							

** : Significative à 1%, *** : Significative à 0,1‰

Pour mieux visualiser l'effet toxique des extraits aqueux à base de bulbe *d'Urginea*, ainsi que leur dose sur les larves de *Meloidogyne spp*. nous avons fait appelle à une présentation graphique présentée dans la figure 21.

La figure 21 révèle que les résultats relatifs à l'effet de l'extrait aqueux de bulbe *d'Urginea maritima* sur les larves L2 de *Meloidogyne* montrent que la dose D1 (pure 100% et la dose D2 50% leur effet toxique sur les larves atteint 100% de mortalité après 24H d'exposition groupe homogène a, en revanche la dose D3 25% et la dose D4 12,5% ont montré un taux de mortalité qui dépasse 60% après 24H

d'exposition groupe homogène ab , ce dernier augmente après 72h 'exposition pour atteindre 100% pour la dose D3 25% et 85% la dose D4 12,5%

En revanche la faible dose D5 6,25% a montré le taux de mortalité le plus faible avec 20% de mortalité après 24H d'exposition avec une faible augmentation qui atteint 36,25% après 72H d'exposition.

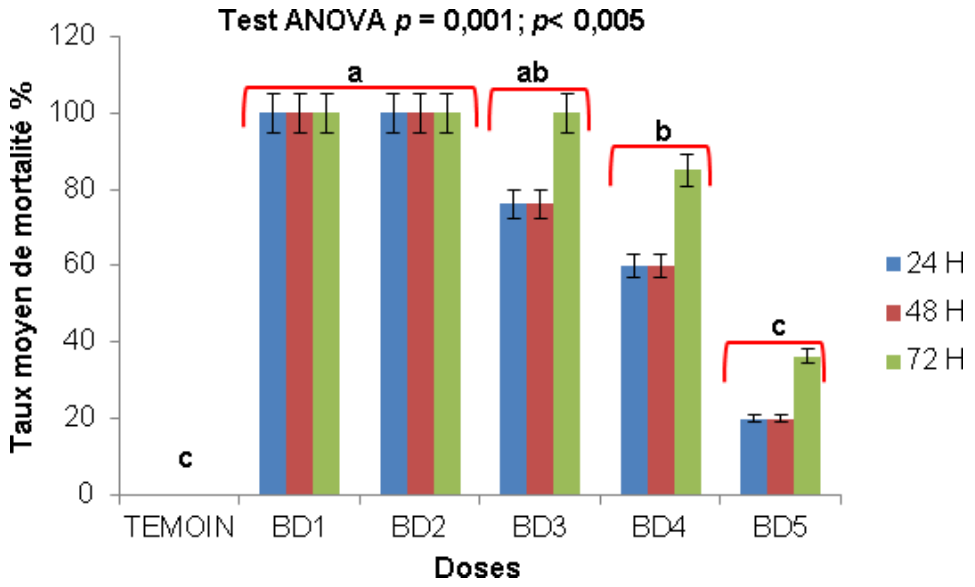


Figure 21 : Evaluation de la toxicité des extraits aqueux de bulbe *d'Urginea maritima* sur les larves de *Meloidogyne spp*.

B : Bulbe *d'Urginea* ; H : heure ; D1 : Dose pure (100%) ; D2 : Dose 2(50%) ; D3 : Dose 3 (25%) ; D4 : Dose 4 (12,5%) ; D5 : Dose 5 (6,25%).

IV.2.3. Toxicité comparée des extraits des feuilles et de bulbe *d'Urginea maritima* sous l'effet de différentes doses

Le modèle G.L.M. a été appliqué pour évaluer l'effet biocide des traitements à base des feuilles et de bulbe *d'Urginea maritima* en fonction du temps d'immersion et des doses testées. Les résultats de l'analyse montrent que la toxicité varie d'une manière très hautement significative en fonction des organes, des concentrations testéeset de temps d'immersion. La probabilité associée est de p=0,000; p<0.001.

La figure 22 dévoile la forte toxicité des feuilles de l'Urginea maritima par rapport aux bulbes. En ce qui concerne les concentrations l'effet biocide des extraits

purs D1:100%, dose 2 D2:50% et dose 3 D3: 25% s'avère plus élevé que celui dilué à 12,5% D4.

En ce qui concerne le temps d'immersion, la toxicité des produits est affectée d'une manière significative avec ce dernier p=0,008; p<0.05, les taux de mortalité supérieurs ont été enregistrés dès les 24h.

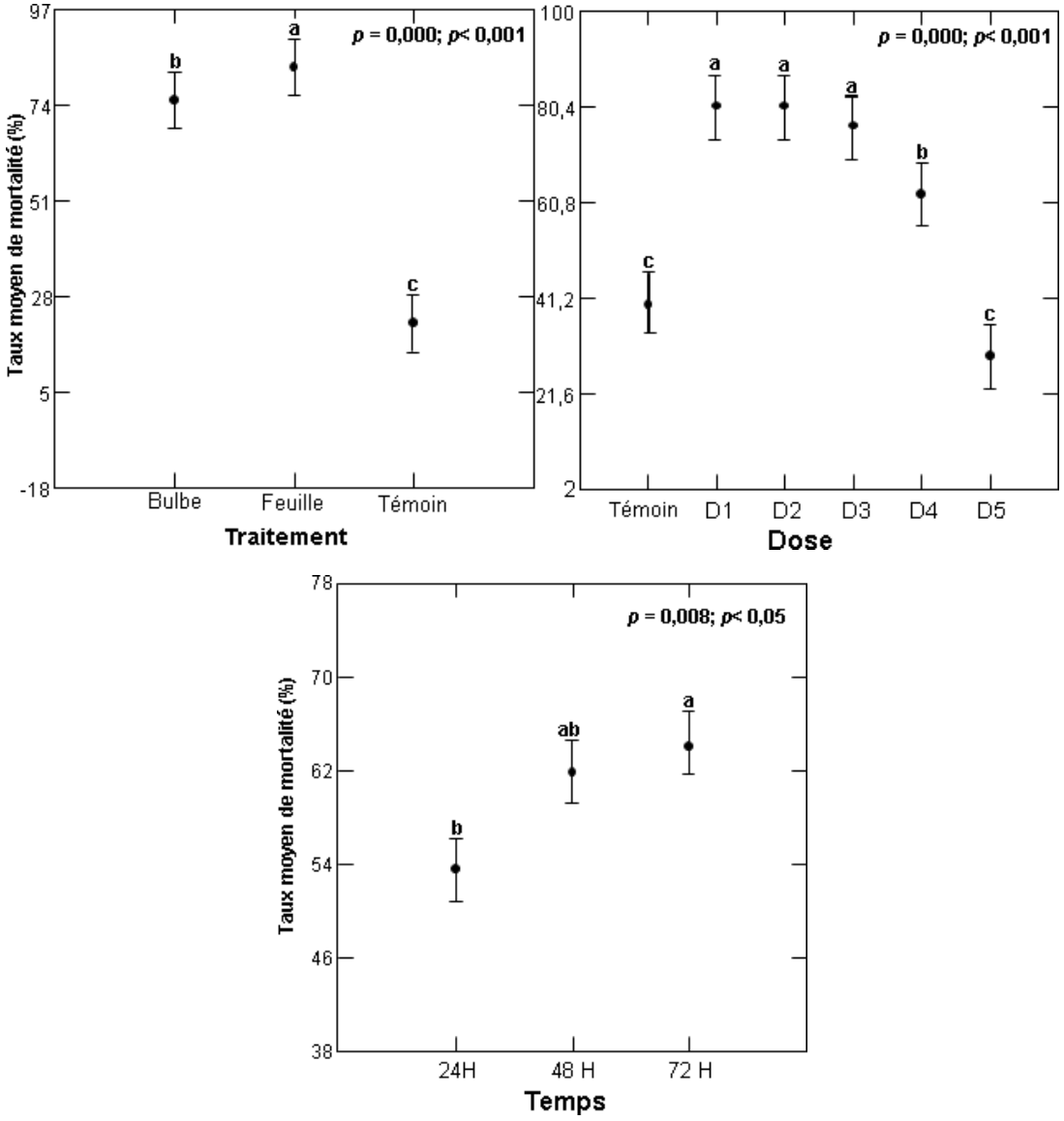


Figure 22: Toxicité comparée des extraits aqueux *d'Urginea maritima* sur les larves de *Meloidogyne spp.*

H : heure ; D1 : Dose pure (100%) ; D2 : Dose 2(50%) ; D3 : Dose 3 (25%) ; D4 : Dose 4 (12,5%) ; D5 : Dose 5 (6,25%).

IV.3. Evaluation de la dose létale 50 et des temps létaux 50 de l'extrait aqueux des feuilles et de bulbe *d'Urginea maritima.*

IV.3.1. Evaluation de la dose Létale 50 «DL_{50} » des feuilles *d'Urginea maritima*

La dose létale DL50 est calculée uniquement pour le premier temps d'immersion 24H.

Pour évaluer la DL50 de l'extrait aqueux des feuilles et de bulbe *d'Urginea maritima* appliqué sur les larves du deuxième stade larvaire des nématodes à galle du genre *Meloidogyne,* une droite de régression des *probits* correspondants aux pourcentages de la mortalité en fonction des logarithmes des doses de traitement a été tracée Figure 23

Le coefficient de corrélation R qui mesure la qualité de l'ajustement révèle une corrélation positive entre les probits et le logarithme décimale des doses testées. A travers l'équation nous avons la pente qui est représenté par le «a» slope est différente de 0, montrant que les deux variables doses et taux de mortalité sont liés de façon significatif, pour le b de l'équation qui représente l'ordonnée a l'origine intercept est égale à 5,0862.

Sur la base de l'équation tirée de la droite de régression Figure 23. la dose létale est égale à 0,86 ml.

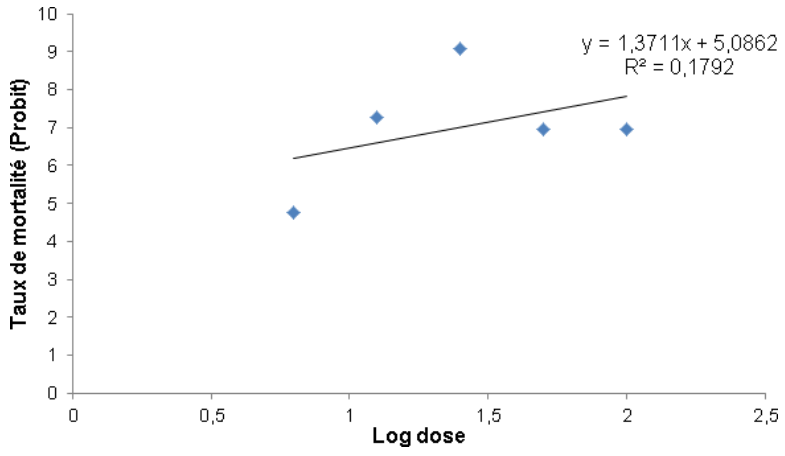


Figure 23 : Taux de mortalité de lave L2 de *Meloidogyne spp*. en fonction du logarithme des doses de l'extrait aqueux des feuilles *d'Urginea maritima*.

IV.3.2. Evaluation de la dose Létale 50 «DL_{50} » de bulbe *d'Urginea maritima*

La dose létale DL50 est calculée uniquement pour le premier temps d'immersion 24H.

Pour évaluer la DL50 de l'extrait aqueux des feuilles et de bulbe *d'Urginea maritima* appliqué sur les larves du deuxième stade larvaire des nématodes à galle du genre *Meloidogyne,* une droite de régression des *probits* correspondants aux pourcentages de la mortalité en fonction des logarithmes des doses de traitement a été tracée Figure 24..

Le coefficient de corrélation qui mesure la qualité de l'ajustement révèle une corrélation positive entre les probits et le logarithme décimale des doses testées. A travers l'équation de nous avons la pente qui est représenté par le «a» slope est différente de 0, montrant que les deux variables doses et taux de mortalité sont lies de façon significatif, pour le b de l'équation qui représente l'ordonnée a l'origine intercept est égale à-4,9084.

Sur la base de l'équation tirée de la droite de régression Figure 24. la dose létale est égale à 26,91 ml.

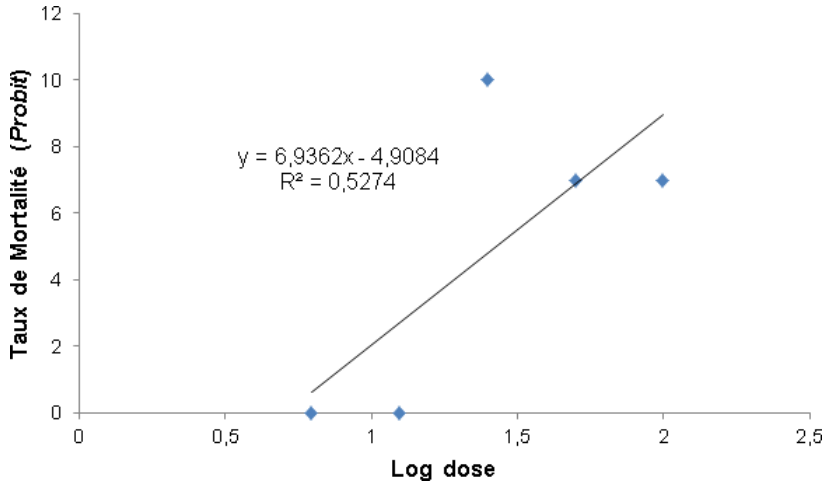


Figure 24 : Taux de mortalité de lave L2 de *Meloidogyne spp*. en fonction du logarithme des doses de l'extrait aqueux de bulbe *d'Urginea maritima*.

Discussion

En Algérie, le recours aux nématicides reste le moyen le plus usité par les agriculteurs pour désinfecter le sol, Cependant, ces composés organiques de synthèse causent de vrais problèmes environnementaux toxicologique et écotoxicologiques e qui menace la santé humaine. Face à cette situation les recherches se sont orientées vers une autre méthode de lutte qui est la lutte biologique avec entre autre, l'utilisation de plantes nématicides et les extraits à base de plante. Dans ce contexte avons entrepris cette étude dans le but d'évaluer l'effet nématicide des feuilles et de bulbe *d'Urginea maritima* sur les nématodes à galle du genre *Meloidogyne*.

Les résultats de notre travail révèlent un effet nématicide de bulbe et de feuille *d'Urginea maritima* en fonction des cinq doses testés et le temps d'immersion, il s'avère d'après les mêmes résultats que les feuilles *d'Urginea* semblent plus efficaces que le bulbe et que les deux doses pure et 50% ont révélé un effet choc sur les laves de *Meloidogyne* traduit par un taux de mortalité qui atteint 100% après 24 heures d'exposition, ces résultats sont comparable avec es travaux de Zaidat et *al.,* 2020 qui ont montré que les extraits aqueux et méthanoliques des 5 plantes Peganum harmala L., Raphanus raphanistrum L., Taxus baccata L., Sinapis arvensis L., et Ricinus communis L. appartiennent à 4 familles botaniques différentes, et qui ont été collectées à la fin de leur stade végétatif dans différentes régions d'Algérie à différents niveaux bioclimatiques en 2017, avaient des effets positifs sur la mortalité des L2 de *Meloidogyne incognita*. En général, les extraits méthanoliques étaient significativement plus efficaces que les extraits aqueux. Les extraits méthanoliques de *T. baccata, P. harmal*a et S. *arvensis* ont eu les taux de mortalité les plus élevés 100%, 89.2%, 86.6%, respectivement, suivis par l'extrait aqueux de T. baccata 73.8%.

De même les essais in vitro de Reina *et al*. (2002) confirme l'effet toxique de feuilles de *Calotropis. procera* sur les larves du 2ème stade de *Meloidogyne incognita*, *M. exigua* et *Tylenchulus semipenetrans.* Par ailleurs, in vivo les investigations d'Hussein et al. (2018) affirment que sur culture d'aubergine, C. procera réduit fortement les infestations nombre de galles et la fécondité masses d'œufs et le

taux de reproduction de *Meloidogyne incognita*. De même les essaies de Rawat et Singh (2018) ont montré que l'utilisation des extraits aqueux de *Calotropis procera, Tagetes erecta* et *Eucalyptus* globulus favorisent le bon développement des plantes de tomate et réduisent les infestations par les *Meloidogyne.*

De son tour Nebih, et al., 2019 ont montré que la toxicité in vitro d'extraits aqueux de feuilles de quatre plantes " *Artemisia herba-alba, Artemisia absinthium, Lantana camara et Urginia maritima "* sont actifs sur les larves (L2) de Globodera spp. L'effet biocide des extraits est proportionnel au temps d'exposition des larves L2. Les taux de mortalité les plus importants sont enregistrés pour l'extrait aqueux des deux espèces de A. herba-alba et A. absinthium leur action est presque similaire 95%. De plus, l'activité biocide d'A. *herba-alba* apparaît sur les larves de Globodera (100%) dans les premières heures 24 heures. L'effet toxique des extraits de L. camara est en troisième position suivi par ceux du bulbe *d'U. Maritima*, tandis que l'hydrolat d'A. herba-alba a révélé une faible toxicité 45%. Ces résultats semblent très prometteurs. Ils ont démontré l'efficacité des extraits aqueux des espèces végétales testées

Des études similaires, ont montré que la chimie de *l'U. Maritima* est complexe et également bien étudiée, en raison de son activité cardia glycoside médicinal et de son activité raticide. Les composés actifs de *l'U. Maritima* sont l'acide L-azetidine-2-carboxylique AZA (Hegnauer 1970), les bufadienolides scilliroside, le glycoside de scille et les aglycones (Verbiscar et al. 1986). Hassid et al. (1976) ont été les premiers à examiner les propriétés insecticides des extraits *d'U. maritima*.I ls ont montré que le feuillage *d'U. Maritima* était hautement toxique pour les larves de lépidoptères telles que Spodoptera littoralis, et des extraits méthanoliques de les feuilles séchées qui contenaient de l'AZA. Et lorsqu'ils sont ajoutés à un régime alimentaire artificiel, ont provoqué une mortalité de 100 %.

Dans le même aspect et dans le but de montrer l'effet insecticide *d'Urginea maritima,* Pascual et Fernandez (1999) ont observé que les extraits méthanoliques de bulbes d'*U*. *Maritima* rouges et blancs de différentes ploïdie dans leurs effets topiques et alimentaires sur le ravageur des aliments stockés, Tribolium castaneum. Leurs études ont montré que les bulbes blancs de ploïdie plus élevée tétra-et hexaploïdes

avaient plus d'activité que les triploïdes blancs ou les bulbes rouges. Alors que cela était suffisant pour montrer des propriétés insecticides en général.

En ce qui concerne l'effet de la dose d'urginea maritima nos avon observé que les doses testées ont montré un effet nématicide élevé à l'exception de la faible dose D5 6,25% qui a dévoilé des taux pratiquement faible que les autres doses, ous avons comparé ces résultats avec ceux de Kaskavalci et, al 2009 qui révèle qu'il n'y avait pas de différence significative en termes d'indice de galle des racines entre la plus forte concentration *d'U. maritima* et les traitements d'Oxamyl dans l'essai en laboratoire de 2005 et dans l'essai en serre de 2006. Les mêmes résultats ont été obtenus en termes de rendement des tomates dans l'essai en serre de 2006. Ces résultats montrent que la concentration la plus élevée *d'U. Maritima* a des effets positifs sur la réduction des dommages causés par le nématode à galles et qu'elle est aussi efficace que les traitements à l'Oxamyl et probablement que ses composés actifs de l'AZA ont une action systémique ou fumigène.

Conclusion générale

Les nématodes du genre *Meloidogyne* constituent un groupe de nématodes très polyphage s'attaquant à plusieurs espèces botaniques notamment les cultures maraichères. Ils se conservent dans le sol sous forme d'œufs et de larves infestantes L2 , prêtent à envahir les cultures installées. Alors sont des bioagresseurs très redoutables qui sont difficiles à combattre et leur lutte demeure le souci majeur pour les scientifiques et les agriculteurs.

En Algérie, le recours aux nématicides reste le moyen le plus utilisé par les agriculteurs pour désinfecter le sol. En revanche ces produits posent de sérieux problèmes, ils empoissonnent non seulement les plantes mais laissent également des résidus très toxiques pour les consommateurs. Face à cette situation et dans l'intérêt actuel de préserver l'environnement et pour une agriculture durable les chercheurs se sont focalisés leurs travaux à la recherche de la molécule toxique aux nématodes contenue dans les plantes.

Dans ce contexte nous avons réalisé cette étude qi est consacrée à l'évaluation des potentialités nématicides *in vitro* des extraits aqueux d'origine végétales issus des organes de la plante « *Urginea maritima* » vis à vis des larves de *Meloidogyne spp.*

Les résultats ont révélé que les différents traitements utilisés sont significativement actifs sur les larves de *Meloidogyne spp.* avec un effet plus favorisé des feuilles d'Urginea en comparaison avec le bulbe, cet effet se traduits par une augmentation de la mortalité qui dépend des extraits, des organes, des concentrations et du temps d'exposition des larves.

L'extrait aqueux des feuilles et de bulbe de *U .maritima* quelques soit la concentration a exposé un effet choc dès les premières 24h 100% de mortalité. Celui des feuilles est plus toxique à l'état pur dilué au ½ ; et dilué à 25%, alors que celui dilué au 6,25% les performances de toxicité ont diminué sensiblement

En perspective, Il serait très intéressant d'approfondir les essais et d'évaluer l'efficacité de ces extraits aqueux in vivo sur divers cultures hôtes des nématodes à galles ainsi que sur d'autres genres de nématodes à importance économiques, comme *Globodera* nématodes à kystes de pommes de terre et le vecteur du virus du court-noué le nématode du genre *Xiphinema*.

Références bibliographique

1) **AGRIOS G., 2005.** Plant pathology.5eme edition. Elsevier Academic Press, U.S.A, 922 p.
2) **AGUDELO P.A., LEWIS S.A et ABRIL M.A., 2006**. First report of root knot nematode Meloidogyne javanica on chrysanthemum in Colombia. Plant disease.Vol.90, pp.828.
3) **Allagui, N.E., Tahrouch, S., Bourijate, M. and Hatimi, A., 2007.** Action de différents extraits végétaux sur la mortalité des nématodes à galles du genre Meloidogyne ssp. *Acta Botanica Gallica*, *154*(4), pp.503-509.
4) **Brodie, B.B., Evans, K. and Franco, J., 1993.** Nematode parasites of potatoes. *Plant parasitic nematodes in temperate agriculture.*, pp.87-132.
5) **CASTAGNONE-SERENO P., 2002.** Genetic variability in parthenogenetic root knot nematodes,Meloidogyne spp. And their ability to overcome plant resistance genes.Nematology.Vol.4, pp.605-608.
6) **Castagnone-Sereno.,2002.** P. Genetic variability of nematodes: a threat to the durability of plant resistance genes?. *Euphytica* 124, 193–199 .
7) **CASTILLO P., LANDA B.B., NAVAS-CORTES J.A, VOVLAS N., JIMENEZDIAZ R.M., 2006**. First report of Meloidogyne arenaria parasiting lettuce in southern Spain. Plant disease.V.90, p.975
8) **CAYROL J C., DJIAN C., PANCHAUD-MATTEI E., 1993**. La lutte biologique contre les nématodes phytoparasites.Courrier de la cellule environnement de l'INRA N.17, PP.31-44.
9) **Cayrol, J.C. and Frankowski, J.P., 1979.** A method of biological control of root gall nematodes of the genus Meloidogyne. *Rovue Horticole*, *193*, pp.15-23.
10) **Cayrol, J.C., Djian, C. and Frankowski, J.P., 1993**. Efficacy of abamectin B1 for the control of Meloidogyne arenaria. *Fundamental and Applied Nematology*, *16*(3), pp.239-246.
11) **Cayrol, J.C., Djian-Caporalino, C. and Panchaud-Mattei, E., 1992.** La lutte biologique contre les Nématodes phytoparasites. *COURRIER DE LA CELLULE ENVIRONNEMENT INRA*, *17*(17), pp.31-44.

12) **CHITWOOD M. D.,1951.** Notes on the physiology of Meloidogyne javanica (Treub, 1885), Nematoda: Heteroderidae. *The Journal of parasitology*, *37*(1), 96–98

13) **Collange, B., Navarrete, M., Peyre, G., Mateille, T. and Tchamitchian, M., 2011**. Root-knot nematode (Meloidogyne) management in vegetable crop production: The challenge of an agronomic system analysis. Crop protection, 30(10), pp.1251-1262.

14) **Cortada, L., Sorribas, F.J., Ornat, C., Kaloshian, I. and Verdejo-Lucas, S., 2008.** Variability in infection and reproduction of Meloidogyne javanica on tomato rootstocks with the Mi resistance gene. *Plant Pathology*, *57*(6), pp.1125-1135.

15) **DAHMANE, T., 2011.** *Contribution à l'Etude de l'Activité Nématicide de Quelques Extraits de Plantes Contre Meloidogyne incognita (White et Kofoid, 1919) Chitwood 1949 (Nematoda: Meloidogynidae)* (Doctoral dissertation).

16) **DE GUIRAN G. et NETSCHER G. , 1970.** Les nématodes du genre Meloidogyne. Parasites des cultures tropicales. Cahier O.R.S.T.O.M. série nématologie : 151-181.

17) **DE GUIRAN G., 1983.** Les nématodes parasites des cultures en pays tempéré. Ed. Le littoral. S.A Bezier., 42 p.

18) **Deravel, J., Krier, F. and Jacques, P., 2013.** Les biopesticides, compléments et alternatives aux produits phytosanitaires chimiques (synthèse bibliographique). *Biotechnologie, agronomie, société et environnement*.

19) Eisenback, J.D. **(1985)** Detailed morphology and anatomy of second-stage juveniles, males and females of the genus *Meloidogyne* (root-knot nematodes). In *An Advanced Treatise on Meloidogyne* (Sasser, J.N. and Carter, C.C., eds), Vol. 1, pp. 47– 77. Raleigh, NC: North Carolina Department of Plant Pathology and US Agency for International Development.

20) **Eisenback, J.D., Sasser, J. and Carter, C., 1985.** Diagnostic characters useful in the identification of the four most common species of root-knot nematodes (Meloidogyne spp.). *An advanced treatise on Meloidogyne*, *1*, pp.95-112.

21) **EVANS K., TRUDGILL D.L., WEBSTER J.M., 1993.** Plant parasitic nematode on temperate agriculture. Ed. Cab International, London, 647 p.

22) **Evans, K. and Haydock, P.P.J., 1993**. Interactions of nematodes with root-rot fungi. In *Nematode interactions* (pp. 104-133). Springer, Dordrecht.

23) **HOOPER D.J et EVANS K., 1993.** Extraction, identification and control of plant parasitic nematodes in plant parasitic nematodes in temperate agriculture.Cab international, London, 648 p

24) **Jatala, P. and BOCANGEL, M., 1979**. Biological control of Meloidogyne incognita acrita and Globodera pallida on potatoes.

25) **JONES J.B., STOLL RE., ZITTEN T.A., 1997.** Compendium of tomato diseases A.P.S pess. The American phytopathological society, U.S.A., 73 p.

26) **KARAJEH M., ABU GHARBIEH W., et MASSAOUD S., 2005.** First report of the root knot nematode Meloidogyne arenaria race 2 from several vegetable crops in Jordan. Pant disease.Vol.89, pp.206.

27) **Korayem, A.M., 2003.** Effect of some organic wastes on Meloidogyne incognita development and tomato tolerance to the nematode. *Egypt. J. Phytopathol*, *31*(1-2), pp.119-127.

28) **Laurent PAGE et Marcel Grume 2014.** Biopesticides, des insecticides naturels – Agroneo (agroneoWeb).

29) **Lopez-Perez, J.A., Le Strange, M., Kaloshian, I. and Ploeg, A.T., 2006.** Differential response of Mi gene-resistant tomato rootstocks to root-knot nematodes (Meloidogyne incognita). *Crop Protection*, *25*(4), pp.382-388.

30) **McSorley, R. and Phillips, M.S., 1993.** Modelling population dynamics and yield losses and their use in nematode management. *Plant parasitic nematodes in temperate agriculture.*, pp.61-85.

31) **MEZERKET, Amina 2010**. Evaluation de l'efficacité des huiles essentielles de quelques plantes contre Meloidogyne incognita (White et Kofoid, 1919) Chitwood 1949 (Nematoda : Meloidogynidae), thèse de de magister, école nationale supérieure agronomiques, (127 p,)

32) **MOKABLI M., 1988.** Principaux facteurs qui déterminent l'importance et l'agressivité des Meloidogyne sous abri serre en Algérie. Thèse. Mag. Agro. I.N.A. El-Harrach, 69 p

33) **Moosavi, M.R., Zare, R., Zamanizadeh, H.R. and Fatemy, S., 2011.** Pathogenicity of Verticillium epiphytum isolates against Meloidogyne javanica. *International Journal of Pest Management*, *57*(4), pp.291-297.

34) **Neal, J. C. (1889)** The root-knot disease of peach, orange, and other plants in Florida. U.S. Department of Agriculture, Division of Entomology, Bulletin 20, 1–31.

35) **Oka, Y., 2010.** Mechanisms of nematode suppression by organic soil amendments—a review. Applied Soil Ecology, 44(2), pp.101-115.

36) **Ornat, C., Verdejo-Lucas, S. and Sorribas, F.J., 2001.** A population of Meloidogyne javanica in Spain virulent to the Mi resistance gene in tomato. *Plant Disease*, *85*(3), pp.271-276.

37) **ORTON W.K., 1973.** Meloidogyne javanica, Meloidogyne arenaria et Meloidogyne incognita. C.I.H. Description of plant parasitic nematode. Set 1, 2,3 N.18, pp. 1-15.

38) **RADWALD J D., 1978.** Nematode disease of food and fiber crops of the south western United States. Ed. Division of agricultural science university of California, 64 p

39) **RAYNAL G., GONDRAN J., BOURNOVILLE R., COURTILLOT M., 1989.** Ennemie et maladies des prairies, paris, 249p.

40) **REDDY P., 1983**. Plant nematology. Ed. Agri. Publ. Acad. India, 287 p

41) **Roland Perry, Maurice Moens, James L. Starr, (2009**). - Root-Knot Nematodes, Cambridge, MA: CABI North American Office. (530 p,)

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

43) **Sellami, S., Lounici, M., Eddoud, A. and Benseghir, H., 1999**. Distribution et plantes hôtes associées aux Meloidogyne sous abri plastique en Algérie. *Nematol. Medit*, *27*, pp.295-301.

44) **Sharon, E. and Spiegel, Y., 1993.** Glycoprotein characterization of the gelatinous matrix in the root-knot nematode Meloidogyne javanica. *Journal of nematology*, *25*(4), p.585.

45) **Stirling, G.R. and West, L.M., 1991.** Fungal parasites of root-knot nematode eggs from tropical and subtropical regions of Australia. *Australasian Plant Pathology*, *20*(4), pp.149-154.

46) **STOLL G., 2002.** Protection naturelle des végétaux en zone tropical. Acta. Ed. Margaf verlag, allemagne, 386 p.

47) **TAYLOR A.L., 1968.** Introduction à la recherche sur les nématodes phytoparasites. Man. F.A.O., pour l'étude des nématodes phytoparasites et les moyens de lutte. Rome, 135 p.

48) **Thoden, T.C., Korthals, G.W. and Termorshuizen, A.J., 2011.** Organic amendments and their influences on plant-parasitic and free-living nematodes: a promising method for nematode management?. *Nematology*, *13*(2), pp.133-153.

49) **VAN GUNDY S.D., 1985.** Ecology of Meloidogyne spp. emphasis on environmental factors affecting survival and pathogenecity, pp 177-182. In J.N. Sasser and C.C. Carter eds. An advanced treatise on Meloidogyne. Vol. 1, Biology and control, Raleigh, NCSU Graphics.

50) **WHITEHEAD AG., 1998.** Sedentary endoparasits of roots and tubers Meloidogyne and Nacobbus in plant nematode control. CAB International. London, pp.1 – 12.

❖ Site web

D Blancard (INRA),(2016) ***Meloidogyne* spp. Principaux symptômes**
Disponible sur : < http://ephytia.inra.fr/fr/C/5275/Tomate-Principaux-symptomes >. (18/06/2021).

D Blancard (INRA),(2021) **Symptômes de nématodes à galles sur Cucurbitacées**
Disponible sur : < http://ephytia.inra.fr/fr/C/23102/Tropileg-Symptomes-Cucurbitacees >. (03/07/2021).