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

Etude in vitro des potentialités nématicides des bioproduits dans la régulation des *Meloidogyne* (Nematoda-*Meloidogynidae*)

Présenté par:

- **SAADI Fella**
- **BELHOUT Khaoula**

Soutenu publiquement le : 10 Septembre 2020

Devant le jury composé de :

-M^{me}F.Z. TCHAKER	M.C.B	Univ. Médéa	Présidente
-M^{me} F. SAFIDDINE	M.A.A	Univ. Médéa	Promotrice
-M^{me}H. BENDOUMIA	M.A.B	Univ. Médéa	Examinatrice
-M^{me}M. SLIFI	Doctorante	Univ. BOUIRA	Examinatrice

2019/2020

RESUME

EVALUATION *IN VITRO* DE L'EFFET NEMATICIDE DES BIOPRODUITS SUR LES NEMATODES A GALLES DU GENRE *MELOIDOGYNE*. (*NEMATODA-MELOIDOGYNIDAE*).

Nous avons entrepris cette étude afin d'évaluer *in vitro* l'efficacité nématicide des extraits aqueux et éthanoliques des feuilles de la plante *Urginea maritima* (*Liliaceae*) vis-à-vis les nématodes à galle du genre *Meloidogyne.*

Nous avons commencé notre travail par la collecte et le broyage des feuilles de la plante étudié pendant la période (décembre - mars) de deux régions différentes, Médéa (Boghar) et Blida (Al-Afroun), pour obtenir la poudre nécessaire pour les extraits aqueux et éthanoliques, après avoir préparé ces extraits et les conserver au réfrigérateur nous avons apporté les racines de tomate infestée par les *Meloidogyne* de la région de Kolea (Douaouda marine) dans le but d'obtenir les larves infestantes L2.

Mais à cause de la fermeture des laboratoires comme mesure de prévention contre la pandémie Covid-19, nous n'avions pas pu achever notre expérimentation, pour cette raison nous avons choisi de clarifier toutes les étapes de travail expérimental effectuées et non effectuées et présenter par la suite les résultats des deux autres travaux réalisés dans le même contexte et qui consistent à évaluer l'effet nématicide des extraits aqueux des feuilles, des racines et du mélange (feuilles, racines) des deux plants : l'armoise « *Artémisia herba alba »* et la moutarde « *Sinapis arvensis* » vis-à-vis les nématodes à galle du genre Meloidogyne.

Les résultats ont montré que ces plantes ont un effet nématicide à cause des composants actifs qui sont présents dans chacune d'entre eux. Mais le pourcentage de mortalité variée d'une plante à autre, et que l'extrait du mélange et de la partie aérienne est plus toxique que celui de la partie racinaire pour les deux plantes. Par ailleurs, les extraits purs sont plus efficaces que ceux dilué de (½) et (¼).

Mots clés : *Meloidogyne spp,* biopesticides, *Urginea maritima,* extraits aqueux et extraits éthanolique.

ABSTRACT

IN VITRO EVALUATION OF THE NEMATICIDE EFFECT OF BIOPRODUCTS ON MELOIDOGYNE GALL NEMATODES. (*NEMATODA- MELOIDOGYNE*)

We undertook this study to evaluate in vitro the nematocidal efficacy of aqueous and ethanol extracts of the leaves of the plant *Urginea maritima* (Liliaceae) against gall nematodes of the genus Meloidogyne.

We started our work by collecting the leaves of the plant studied during the period (December - March) from two different regions, Medea (Boghar) and Blida (Al-Afroun), to obtain the powder necessary for the preparation of the aqueous and ethanolic extracts. After having prepared these extracts and keeping them in the refrigerator, we brought the roots of tomato infested by Meloidogyne from the Kolea region (Douaouda marine) in order to obtain the infesting larvae L2.

But due to the closure of the laboratories as a preventive measure against the Covid-19 pandemic, we could not complete our experiment, for this reason we chose to clarify all the steps of experimental work carried out and not carried out and then present the results of the two other works carried out in the same context and which consist in evaluating the nematicidal effect of the aqueous extracts of the leaves, roots and mixture (leaves, roots) of the two plants : mugwort "*Artemisia herba alba*" and mustard "*Sinapis arvensis*" against gall nematodes of the genus *Meloidogyne*.

The results showed that these plants have a nematicidal effect because of the active components present in each of them. But the percentage of mortality varied from one plant to another, and that the extract of the mixture and the aerial part is more toxic than that of the root part for both plants. In addition, pure extracts are more effective than those diluted from (½) and (¼).

Keywords: *Meloidogyne spp*, biopesticides, *Urginea maritima*, aqueous extracts and ethanolic extracts.

ملخص

تقييم في المختبر للتأثير المبيد النيماتودي للمنتجات الحيوية على نيماتودا تعقد الجذور من جنس *Meloidogyne* (*Nematoda-Meloidogynidae*)

لقد أجرينا هذه الدراسة بصدد تقييم فعالية المبيدات النيماتودية للمستخلصات المائية والإيثانولية لأوراق نبات (*Liliaceae*) *Urginea maritima* ضد نيماتودا عقدة الجذر من جنس *Meloidogyne*.

بدأنا عملنا بجمع وطحن أوراق النبات المدروسة خلال الفترة (ديسمبر - مارس) من منطقتين مختلفتين ، المدية (بوغار) والبليدة (العفرون) ، للحصول على المسحوق اللازم للمستخلصات المائية والإيثانولية ، بعد تحضير هذه المستخلصات وحفظها في الثلاجة ، أحضرنا جذور الطماطم المصابة بـنيماتودا *Meloidogyne* من منطقة القليعة (دواودة البحرية) من أجل الحصول على اليرقات المصابة L2.

ولكن بسبب إغلاق المخابر كإجراء وقائي ضد وباء كوفيد -19 ، لم نتمكن من إكمال تجربتنا ، ولهذا السبب اخترنا توضيح جميع مراحل العمل التجريبي الذي تم تنفيذها وتلك التي لم يتم تنفيذها ومن ثم تقديم نتائج عملين اخرين و اللذين تم تنفيذهما في نفس السياق والتي تتمحور حول تقييم أثر المبيد النيماتودي للمستخلصات المائية للأوراق والجذور والمزيج (الأوراق والجذور) للنبتين: الشيح" *Artémisia herba alba* » والخردل "*Sinapis arvensis*" ضد النيماتودا العقدية الجذرية من جنس *Meloidogyne*.

أظهرت النتائج أن هذه النباتات لها تأثير مبيد نيماتودي بسبب المكونات النشطة الموجودة في كل منها. لكن النسبة المئوية للوفيات تختلف من نبات إلى آخر ، فمستخلص الخليط والجزء الجوي (الاوراق) أكثر سمية من الجزء الجذري لكلا النباتين. علاوة على ذلك ، تعتبر المستخلصات النقية أكثر فعالية من تلك المخففة (½) و (¼).

الكلمات الأساسية: *Meloidogyne spp* ، المبيدات الحيوية ، *Urginea maritima* ، المستخلصات المائية والمستخلصات الإيثانولية .

.

REMERCIEMENTS

Avant tout nous remercions « Allah » le tout puissant de nous avoir donné la santé la force, le courage, la patience la persistance et nous permis d'exploiter les moyens disponibles à fin d'accomplir ce modeste travail Merci de nous avoir éclairé le chemin de la réussite.

Nous tenons tout d'abord à remercier notre encadreur. M^{me}. F. SAFIDDINE qui a bien voulu diriger notre travail, en nous faisant bénéficier de ses compétences et ses conseils, elle a dirigé ce travail avec une grande rigueur scientifique, sa patience, sa conseils, sa grande disponibilité tout au long de la réalisation de ce mémoire, ainsi pour le temps qu'il a bien voulu nous consacrer et sans lui ce mémoire n'aurait jamais vu le jour.

Nous voudrions également exprimer nos vifs remerciements aux membres de jury qui ont bien voulu juger notre travail. Pour cela nous exprimons notre profond respect à Mme TCHAKER F. d'avoir accepté de présider le jury et à Mme BENDOUMIA H. et Mme SLIFI M. d'avoir bien voulu accepter d'être membre de jury pour examiner ce travail et de l'enrichir.

Dédicace

- *Avec un énorme plaisir, un cœur ouvert et une immense joie que je dédie ce travail :*

- *A deux personnes qui sont très chères à mon cœur et qui m'ont donné naissance, ma mère me doit tellement à ce travail que grâce à son soutien, et sa patience me donnent la motivation et de persévérer. Merci, je t'aime maman.*

- *A mon défunt père qui serait content d'apprendre que sa fille a enfin terminé le travail qu'elle a commencé. J'espère réaliser tous vos rêves et espoirs. O mon père, mon meilleur cœur puisse votre âme reposer en paix.*

Khaoula



Dédicace

Je dédie ce modeste travail à:

- *Ma mère MOHAMMEDI KHEIERA qui m'a entouré d'amour, d'affection et qui fait tout pour ma réussite, Tu as fait plus qu'une mère puisse faire pour que ses enfants suivent le bon chemin dans leur vie et leurs études. Je te dédie ce travail en témoignage de mon profond amour. Puisse Dieu, le tout puissant, te préserver et t'accorder santé, longue vie et bonheur*

FELLA



TABLE DES MATIÈRES

RESUME
ABSTRACT
ملخص
REMERCIEMENTS
DÉDICACES
TABLE DES MATÈRES
LISTE DES FIGURES
LISTE DES TABLEAUX
INTRODUCTION 1
Chapitre I : Synthèse bibliographique sur *l'Urginea maritima* **3**
I.1 Généralité sur la plante 3
I.2 Position systématique 3
I.3 Description botanique 4
I.4 Cycle de vie d'Urginea maritima 6
I.5 Biotope et distribution géographique 7
I.6 Principe phytochimique et toxicité 8
I.6.1 Autres constituants chimiques de la plante 9
I.7 L'utilisation 10
I.7.1 Utilisation agronomique 10
I.7.2 Utilisations raticides 10
I.7.3 Autre utilisation 10
Chapitre II: **Synthèse bibliographique sur le genre *Meloidogyne*** **11**
II.1 Généralités sur les Meloidogyne spp 11
II.2 Position systématique 11
II.3 Morphologie des nématodes à galles 12
II.4 Les trait de vie des Meloidogyne 14
II.5 Distribution des nématodes à galles 16
II.6 Les Symptômes et les dégâts 17
II.6.1 Symptômes et dégâts sur le système racinaire 17
II.6.2 Symptômes et dégâts sur les parties aériennes 17
II.7 Ecologie des nématodes à galles 18
II.7.1 Facteurs abiotiques 18

II.7.2 Facteurs biotiques.....19
Chapitre III : Stratégie de protection contre les *Meloidogyne*.....20
III.1 Les pratiques culturales.....20
III.1.1 La gestion des outils de travail du sol.....20
III.1.2 La gestion de l'irrigation.....20
III.1.3 La rotation culturale.....20
III.2 La protection chimique.....20
III.3 La protection physique.....21
III.3.1 La désinfection par vapeur d'eau.....21
III.3.2 La solarisation.....21
III.4 La lutte génétique.....22
III.5 Méthodes biologiques.....22
III.5.1 Les biopesticides.....22
III.5.1.1 Biopesticides microbiens.....22
III.5.1.2 Biopesticides animaux.....27
III.5.1.3 Biopesticides végétaux.....27
III.5.2 Les avantages des biopesticides.....29
III.5.3 Les inconvénients des biopesticides.....29
III.6 La lutte intégrée.....30
Chapitre IV: Matériels et Méthodes.....31
IV.1 L'objectif.....31
IV.2 Matériels d'étude.....31
IV.2.1 Matériel végétal.....31
IV.2.2 Matériels de laboratoire.....34
IV.3 Méthodes d'étude.....34
IV.3.1 Préparation des extraits.....34
IV.3.1.1 Préparation de la poudre de l'Urginea.....34
IV.3.1.2 Préparation des extraits aqueux.....35
IV.3.1.3 Préparation des extraits éthanolique.....35
IV.3.2 Obtention des Larves L2 de Meloidogyne.....38
IV.4 Dispositif expérimental des essais.....39
IV.4.1 Effet des extraits sur la mobilité et la viabilité des juvéniles.....39
IV.4.2 Effet des extraits aqueux et éthanoliques sur la mortalité et l'éclosion des œufs.....39
IV.4.3 Test de revitalisation.....40

IV.5 Estimation de la mortalité corrigée 40
IV.6 Estimation des populations résiduelles..... 41
Chapitre V: Résultats et discussion 42
V.1 Evaluation de l'efficacité des extraits aqueux des différentes parties de la plante d'armoise blanche « Artémisia herba alba ».et moutarde jaune « Sinapis arvensis » sur les nématodes à galles (Meloidogyne) 42
V.1.1 Toxicité des extraits aqueux de la partie aérienne 42
V.1.2 Toxicité des exteaits aqueux des racines 43
V.1.3 Toxicité du mélange (racines et partie aérienne) 45
V.2 Comparaisons de l'efficacité des différents traitements sur les larves (L2) de Meloidogyne..... 46
V.3 Discussion générale..... 48
CONCLUSION..... 50
REFERENCE BIBLIOGRAPHIQUE
ANNEXE

LISTE DES FIGURES

Figure.I.1	Plante entière *d'Urginea maritima*……	04
Figure.I.2	Le bulbe *d'Urginea maritima*……	05
Figure.I.3	Les feuilles *d'Urginea maritima*……	05
Figure.I.4	Inflorescence *d'Urginea maritima*……	05
Figure.I.5	Répartition mondiale du genre *Urginea martima*……..	08
Figure.II.6	Morphologie et anatomie des *Meloidogyne spp*…….	13
Figure.II.7	Cycle biologique de *Meloidogyne spp*……..	15
Figure.II.8	Carte géographique de la distribution planétaire de *Meloidogyne spp*..	16
Figure.II.9	Dégâts sur racines de tomate, carotte, pomme de terre, concombre, melon et d'aubergine……..	18
Figure.III.10	Schéma d'Arbuscules mycorhiziens dans les cellules de l'hôte végétal	23
Figure.III.11	Schéma du champignon Arthrobotrys Irregularis piégeant juvéniles de *Meloidogyne*……..	24
Figure.III.12	Paecilomyces Lilacinus parasites des œufs de *Meloidogyne*…….	25
Figure.III.13	Spores adhésives sur la cuticule d'un Nématode……	26
Figure.III.14	Schéma de spores de Pasteuria Penetrans collées sur la cuticule d'un Nématode…….	27
Figure.VI.15	Plante *d'Urginea maritima*……..	32
Figure.VI.16	Carte géographique de station d'étude Boghar…….	33
Figure.VI.17	Zone d'échantillonnage (Boghar) Médéa……	33
Figure.VI.18	Carte géographique des stations d'étude El Affroun…….	34
Figure.VI.19	Zone d'échantillonnage (El-Affroun) Blida……	34
Figure.VI.20	Les étapes de préparation des plantes…….	35
Figure.VI.21	Protocole expérimental des extractions éthanoliques et aqueux…….	37
Figure.VI.22	L'obtention des larves (L2) de *Meloidogyne* sous une loupe binoculaire grossissement (X25)…….	38
Figure.VI.23	Application des traitements……..	39
Figure.VI.24	Processus de revitalisation des larves……...	40
Figure.VI.25	Toxicité des extraits aqueux des trois parties d'armoise blanche et de la moutarde jaune sur les larves de *Meloidogyne spp*……	47

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I.1 Principaux composent de la Scille.....09

Tableau V. 2 Evaluation de la toxicité des extraits aqueux de la partie. aérienne des espèces (d'Armoise et la moutarde) et du l'oxamyl sur les larves de Meloidogyne incognita.....43

Tableau V.3 Evaluation de la toxicité d'extrait aqueux de la partie racine des espèces (d'Armoise et la moutarde) et du l'oxamyl sur les larves de Meloidogyne incognita.....44

Tableau V.4 Evaluation de la toxicité d'extrait aqueux du mélange (la partie aérienne et racine) des espèces (d'Armoise et la moutarde) et du l'oxamyl sur les larves de Meloidogyne incognita

....45

Tableau V.5 Modèle G.L.M. appliqué à l'effet des traitements testés en fonction du temps d'exposition et des dilutions utilisées…….46

LISTE DES ABREVIATIONS

A	*Artémisia*
ANDI	Agence Nationale de Développement de l'Investissements.
CETA	Comprehensive Economic and Trade Agreement
°C	Degré Celsius.
Cm	Centimètre
Crs	Comprehensive Ranking System
COVID-19	Corona virus décembre 2019
DMDS	Diméthyle disulfide CH_3SSCH_3
DUNNET	Test de comparaisons multiples
E	L'est « du méridien de Greenwich »
Et al	Et alii (locution latine pour < et tous les autres>)
Etc	Etcetera
G	Gramme
GLM	Modèle Linéaire Global
H	Heure
INRA	Institut National de la Recherche Agronomique
J2	juvéniles à 2émé stade
Kg	Kilogramme
L	*Liliaceae*
L2	Larve à 2éme stade
M	*Meloidogyne*
M	Mètre
Mm	Millimètre
Ml	Millilitre
N	Nord « ligne de latitude »
NFM	Nombre de formes mobiles

P	Pur
Ph	Potentiel hydrogène
P. R	Population résiduelles
SNV	Science de la nature et la vie
Spp	(écrit en caractères romains) pour désigner plusieurs espèces
T	*Tagates*
U	*Urginea*
Mm	Micromètre
%	Pourcentage

Introduction générale

Introduction

Les cultures maraîchères occupent une place considérable et représentent une composante indispensable dans les systèmes de culture des pays du bassin méditerranéen et principalement en Algérie **(Anonyme, 2006).**

L'intensification de ces cultures a favorisé le développement de nombreux bioagresseurs parmi lesquels nous citons les nématodes phytoparasites qui causent des pertes de rendement qualitatives et quantitatives dans le monde **(Agrios, 2005).** En Algérie, les nématodes à galles représentent une menace assez sérieuse sur un grand nombre de plantes cultivées telles que les Cucurbitacées, les Solanacées, les Légumineuse **(Mokabli, 1988 ; Sellami *et al.*, 1999).**

Les méthodes de lutte employées actuellement contre les nématodes se basent en grande partie sur l'utilisation des produits chimiques qui causent de sérieux problèmes à l'homme et à l'environnement en laissent également des résidus très toxiques pour les consommateurs, et polluent les nappes phréatiques, et empoisonnent les plantes.

Pour faire face à cette situation des nouvelles recherches ont été conduites qui base sur l'utilisation de la lutte biologique. Des produits naturels semblent fournir une solution viable aux problèmes provoqués par les nématodes. Dans lesquels plus de 200 espèces de plantes appartiens à 80 familles déférentes sont étudiée pour leur propriétés nématicides **(Cayrol *et al.*, 1992).** Et Actuellement, le recours aux extraits aqueux s'avère être un choix pertinent face au risque de contamination de l'environnement et à la nécessité de réduire ou de remplacer les produits chimiques **(Nebih *et al*., 2014).**

Dans le but de recherche d'autre alternative et réduire l'usage des pesticides, nous avons compté a réalisé un travail qui nous permet d'évaluer *in vitro* la toxicité des extraits des feuilles de la plante médicinale *Urginea maritima* (*Lamiaceae*) dans la régulation des populations de nématode à galle du genre *Meloidogyne*. Mais la fermeture deslaboratoires comme mesure de prévention contre la pandémie de Covid 19 nous a empêcher de réaliser toutes les étapes de notre partie expérimentale, dont laquelle nous avons pu réaliser 30% seulement, cependant et dans le but de montrer l'importance des produits naturels dans la lutte biologique contre les *Meloidogyne* et afin de généraliser le bénéfice au profit d'autres recherches nous avons présenté et clarifié toutes les étapes du travail de la partie expérimentale, même celles qui ne sont pas encore achevées.et nous avons présenté les

résultats des deux études réalisées ici en Algérie et qui montrent l'effet nématicides des produits naturels à base de végétal (l'Armoise blanche et la moutarde jaune) vis-à-vis les nématodes à galle du genre *Meloidogyne*.

Pour réaliser cette étude nous avons organisé le travail en quatre chapitres :

Chapitre I : traite des données sur la plante testée.

Chapitre II : présente des données sur le genre *Meloidogyne.*

Chapitre III : présente le concept de lutte contre les nématodes à galle.

Chapitre IV : présente la méthodologie du travail.

Chapitre V : expose les résultats obtenus des deux autres travaux réalisés et leur discussion.

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I :

Synthèse bibliographique sur *l'Urginea maritima*

I.1 Généralité sur la plante

Urginea maritima 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. Elle est connue localement sous les noms principaux de « Feraoun "Le nom de Feraoun que l'on peut aussi prononcer Feraoun a été rapprochée gratuitement de « pharaon ». **(Dr. Trabut, 1935).** Le genre *Urginea,* est un genre bien connu en Afrique avec environ 40 espèces actuellement identifiées et portant le nom vernaculaire. On peut par exemples citer des espèces majeures comme *U. scilla, U. maritima* et *U. indica.* A noter que ce nom vernaculaire est souvent étendu aux autres *Liliaceae*. Ce nom est dérivé de l'apparence de l'inflorescence pointue, qui à distance ressemble à un serpent élevant sa tête **(Benaoun, 2017).**

I.2 Position systématique

La classification botanique *d'Urginea maritima* que nous avons Adopté est celle donnée par. **(Charpentier *et al* ,1998)**

- **Règne :** Plantae
- **Embranchement :** Spermaphytes
- **Sous-Embranchement :** Angiospermes
- **Classe :** Monocotylédone
- **Ordre :** Liliale
- **Famille :** Liliaceae
- **Genre :** *Urginea*
- **Espèce :** *Urginea maritima*

I.3 Description botanique

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)**.



Figure 1 : Plante entière d'*Urginea maritima* **(Paul Keirn, 2017)**

Le bulbe est pyriforme, tuniqué ovoïde et peut atteindre 15 à 30 cm de diamètre et son poids peut aller jusqu'à 3 à 4 kg, dépassant ordinairement le niveau du sol. Ces écailles Sont rougeâtres ou blanchâtres selon la variété, les écailles externes sont unies et membraneuses, tandis que les écailles moyennes sont épaisses et charnues **(El fennouni, 2012)**.



Figure 2 : Le bulbe *d'Urginea maritima* **(Jacob Ulnwehi Knecht, 2015)**

Les feuilles sont glabres, vertes foncées brillantes et uniforme à marge lisse, formées par un périanthe étoilé ; tépales brièvement soudés à la base, long 8-12 mm, blanc, à une seule nervure pourpre ou verte. Elles sont Bractée et plus courte que les pédicelles. Ces graines sont noires, brillante. Géophyte a bulbe. Clairières **(Fennane *et al.*, 2014)**.



Figure 3 : Les feuilles *d'Urginea maritima* **(Nhu Nguyen, 2009)**

Les fleurs sont blanches, petites, nombreuses et disposées en grappes terminales. Elles sont formées par des bractées qui sont subulées, souvent caduques et plus courtes que les pédicelles, ces derniers mesurent 10-30 mm de long et sont plus ou moins dressés, et leurs segments du périanthe sont longs de 6 à 8 mm, oblongs et blanchâtres avec une veine médiane verte ou violette. Tandis que les anthères sont 2,5 mm de long Les styles sont égaux aux étamines. Les fruits d'urginea sont des capsules loculicides contenant de nombreuses graines aplaties. **(Al-tardeh, 2008).**



Figure 4 : Inflorescence *d'Urginea maritima* **(Nhu Nguyen, 2009)**

Il existe deux types de Scilles qui diffèrent par la taille du bulbe : la Scille blanche ou Scille femelle à un petit bulbe de la grosseur d'un oignon **(Al-Tardeh *et al.*, 2006).** La Scille rouge ou Scille mâle à un bulbe énorme qui atteint parfois la taille d'un melon. **(El fennouni, 2012).**

I.4 Cycle de vie *d'Urginea maritima*

Au cours de l'automne, les feuilles *d'Urginea maritima* émergent et atteignent une longueur de 30à 100 cm. Elles photo synthétisent en avril et mai ils sont complètement sèches**.** Entre avril et mai les feuilles développent les conditions nécessaires à la floraison. Les bulbes restent dormants de mai à fin août, à la fin août le scape émerge et fleurit en septembre **(Mitrakoset *al.*, 1974)**.

La pousse florifère *d'Urginea maritima* constitue une croissance unidimensionnelle intéressante. L'allongement total du scape ne prend que 25 (21-28) jours pour atteindre une longueur d'environ 140 cm. Le taux d'allongement maximum est de 10cm par jour en fonction de la température la plus chaude la plus rapide cependant. C'est une croissance extrêmement rapide, **(Scaramuzzi et Bianco, 1962).**

Le premier fleuron s'ouvre à partir du bas 15 jours après l'émergence des pousses lorsqu'il atteint environ 80 pourcents de sa hauteur et les fleurons continuent à s'ouvrir pendant 19 jours. Il n'y a eu jusqu'à présent aucun rapport sur le début de l'initiation florale, mais il est terminé en mai. Pourtant ; la floraison pourrait être renforcée en appliquant un tempéré de 28°c pendant un mois avec plus de 48 pourcents humidité relative. **(Scaramuzzi et Bianco, 1962).**

La floraison peut également être accélérée en produisant un différentiel de température supérieur à la normale entre le jour et la nuit. La plante a une valeur ornementale en floraison après presque six ans lorsque le bulbe atteint une taille considérable **(Al-tardeh, 2008).**

I.5. Biotope et distribution géographique

L*'Urginea maritima* croît dans les steppes, les broussailles et les pâturages pierreux ou sablonneux des plaines et des basses montagnes. Spontanée dans la région méditerranéenne **(Fennane *et al.*, 2014).** Elle est souvent distribuée dans toutes les régions littorales de la méditerranée et la région indienne **(Belhaddad, 2018).** Cette espèce est rare en Europe à l'exception de certaines régions **(El fennouni, 2012).**

La scille est abondante en Sicile, Malte, Grèce, Espagne, Italie et Liban, où l'on Trouve la variété blanche dite scille d'Italie ou scille femelle.

En Algérie pousse la variété rouge appelée scille d'Espagne ou scille mâle **(Hammiche *et al.*, 2013).** On la trouve parfois en abondance sur les rivages arides de la Méditerranée, en plus grande abondance à l'est d'Alger **(Al-Tardeh *et al.*, 2006)**



Figure 5 : Répartition mondiale du genre *Urginea martima* **(Mair, 2013)**

I.6. Principe phytochimique et toxicité

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).**

Il existe deux variétés des scilles**,** Les variétés blanche et rouge sont différentes chimiquement, la variété rouge et plus toxique que la variété blanche ; La scille rouge possède un hétéroside particulier, le scilliroside et les hétérosides cardiotoniques stéroïdiques sont de type bufadiènolide. (**Paris *et* Moyse, 1981).**

L'étude phytochimique *d'Urginea maritima* a fait l'objet de plusieurs investigations Chimiques, Les constituants les plus abondants rencontrés sont des glucosides cardiaques de type bufadiénolide. Les anthocyanes**,** les flavonoïdes**,** les acides gras, les polysaccharides. et l'oxalate de calcium sont également présent.de nombreux composés hétérosidiques sont régulièrement isolés à partir des bulbes du genre *Drimia* : plus d'une cinquantaine pour *Drimia maritima* **(Hammiche *et al.*, 2013).** Et la présence d'hétérosides, de mucilages et de lipides à des quantités relativement importantes aussi on note la présence de certains dérivés phénoliques.

Le dosage des polyphénols des différents extraits a révélé que le macérât *d'Urginea maritima* recèle une quantité élevée en polyphénols, **(Daoudi *et al.*, 2019).**

Les feuille et le bulbe *d'Urginea maritima* contiennent des réserves glucidiques sont constituées essentiellement par des fructosanes et des matières minérales : riches en oxalate de calcium et citrate de calcium **(Al-Tardeh *et al.*, 2006).**

Tableau I : Principaux composent de la Scille. **(Hammiche *et al.*, 2013)**

Composant	Nature de composant
Bufadienolides	Sucre associe
Scillarenine	(Aglycone)
Scillarene A	(Glucose + rhamnose)
Proscillaridine A	(Rhamnose)
Scillicyanoside	(Glucose)
Scilliglaucoside	(Glucose)
Scilliphaeoside	(Rhamnose)
[Scille rouge] Scillirubroside	(Glucose)
Scilliroside	(Glucose)

I.6.1 Autres Constituants chimiques de la plante

Il existe également d'autres constituants chimique représentés dans substances divers ; les matières minérales (2 à 5 %) riches en oxalate de calcium, et citrate de calcium, matières mucilages à (4 à 10 %). Mentionnés également les réserves glucidiques sont constituées essentiellement par des fructosanes : (sinistrine, scilline, glucosinistrine). Comportant 4 molécules de fructose pour 1 de glucose.

En suite les stérols, les tanins catéchiques et catéchols et les flavonoïdes : apigénine, dihydroquercétine, lutéoline, quercétine, C-glucosyl-flavones. Et enfin il y a des pigments anthocyaniques dans la scille rouge, le principal étant la chrysanthémine (cyanidine-3-monoglucoside). **(El fennouni, 2012).**

I.7 L'utilisation

L*'Urginea maritima* constitue une source importante de substances actives ; en effet cette plante est utilisée en **:**

I.7.1 Utilisation agronomique

De plus, l'extrait des bulbes *d'Urginea* a présenté une activité antifongique puissante et à large spectre contre de nombreux champignons pathogènes. Et une activité insecticide de l'extrait éthanolique des bulbes de scille est rapportée. **(Hammiche *et al*., 2013)** En plus Les extraits aqueux de *L'Urginea maritima* présentent une activité nématicide **(Nebih *et al*., 2014).**

I.7.2 Utilisations raticides

Les scilles qui renferment du scilliroside, généralement les scilles rouges, ont des propriétés raticides. Jusque dans les années 1960. Les écailles rouges desséchées ont été largement exportées par l'Algérie vers l'Europe et les Etats-Unis, Ies scilliroside est un raticide de choix ; en effet, il présente, sur les raticides classiques, deux avantages intéressants **:**

D'abord, il agit sur le système nerveux central des rongeurs comme convulsivant et, comme il n'est pas émétisant pour Ie rongeur, Ie poison est conserve dans l'estomac et peut continuer son action. Ensuite, Ie rongeur intoxique ne se décompose pas, il est momifié ce qui est un gros avantage dans la dératisation des silos. **(Hammiche *et al*., 2013)**

Les bulbes étaient une ancienne source de produits de rodenticide remplacés plus tard par les raticides anticoagulants modernes. Étant donné que les rats ont développé une résistance à de tels produits, l'intérêt pour l'espèce est désormais renouvelé **(Pascual- Villalobos, 2002).**

I.7.3 Autre utilisation

La scille a un effet cardiotonique, il agit sur l'excitabilité, la contractilité et le rythme cardiaque **(Namjoya *et al*., 2016).** Aussi elle utilisée pour traiter les pathologies digestives **(Mehdioui et Kahouadji, 2007).** Et comme diurétique ; vomitif pour soigner l'asthme et les piqures de serpent **(Hammoda *et al*., 2005).**

Chapitre II :
Synthèse bibliographique sur le genre
Meloidogyne

II.1 Généralités sur les *Meloidogyne spp*

Les nématodes sont l'un des groupes d'animaux les plus distribués dans le monde, on estime qu'environ un million d'espèces de nématodes sont présentes sur la planète, mais seulement 27000 espèces ont été décrites dans le phylum *Nematoda* **(Quist *et al.*, 2015)**. Les nématodes phytophages peuvent coloniser tous les types de sols et parasiter une large gamme d'espèces végétales **(Martiny *et al.*, 2009)**.

Les nématodes des racines noueuses (*Meloidogyne* = du grec « femelle à aspect de pomme ») sont présents partout dans le monde. Ils constituent un groupe de ravageurs importants sur le plan économique. Ils doivent leur nom aux boursouflures typiques (galles) qu'ils induisent aux racines ou aux tubercules des plantes. La reproduction de ces nématodes à galle dans les racines des plantes dépend de la capacité de la plante hôte à fournir l'habitat et l'énergie nécessaires au développement du nématode **(Fortnum *et al.*, 2000).**

Leurs plantes hôtes sont multiples, dont de nombreuses cultures d'importance économique. **(Eisenback et Triantaphyllou, 1991)**. Les nématodes à galles représentés par le genre *Meloidogyne* ;comprennent 98 espèces réparties sur toute la surface mondiale **(Jones *et al.*, 2013)**.

En Algérie, les *Meloidogyne* sont connus depuis longtemps, leur présence a été signalée pour la première fois par Delmassus en 1928 **(Scotto La Massèse, 1961)**. Les agriculteurs algériens connaissent bien ce type de nématodes par les galles provoquées sur le système racinaire. Ils les désignent sous le nom de « maladie de la patate ». **(Nebih Hadj-Sadok, 2000).**

II.2 Position systématique

Agrios en 2005 propose la classification suivante des *Meloidogyne* :

- **Phylum :** Nematoda
- **Classe :** Secernentea
- **Ordre :** Tylenchida
- **Sous ordre :** Tilenchida
- **Super famille :** Tylenchoidea

- **Famille :** Heteroderidae
- **Sous famille :** Meloidogyninae
- **Genre :** *Meloidogyne*

II.3 Morphologie des nématodes à galles

Les nématodes à galles possèdent une structure corporelle simple et une organisation uniforme leur corps est cylindrique, allongé lisse recouvert d'une cuticule élastique.et présente une symétrie bilatérale, dépourvus de système respiratoire et circulatoire, ils possèdent un tube digestif complet. Les nématodes à galles qui ont deux sexes sont sexuellement dimorphiques **(De Guiran et Netscher, 1970)**. Ils possèdent un system nerveux très complexes et très peu visibles **(Taylor**, **1968)**. Qui se compose d'un anneau ganglionnaires péri-œsophagien d'où partent des nerfs antérieurs et huit troncs nerveux postérieurs **(Bachelier, 1978)**. L'anneau nerveux entoure l'œsophage immédiatement en arrière de bulbe médiane **(Taylor, 1968)**.

Les femelles adultes du genre *Meloidogyne* ont un corps gonflés symétrique blanc nacré avec une cuticule modérément épaisse est blanchâtre, mince et annelée qui reste molle tout au long de la vie de la femelle **(De Guiran et Netscher, 1970)**. Ils sont pyriformes globuleux, plus petites que les mâles, mais bien plus larges. Les femelles font entre 0.4 et 1.3 millimètres de longueur et entre 0.27 à 0.75 millimètres de largueur **(Eisenback et Triantaphyllou, 1991).** La vulve est subterminal et localisée près de l'anus, Le stylet délicat est court et modérément sclérifié et se compose d'un cône, d'un arbre et de boutons et mesure de 10 à 24 µm de long **(De Guiran et Netscher, 1970)**.

Les mâles adultes après la 4ième mue, sont pelotonnés à l'intérieur des enveloppes cuticulaires des stades précédents ils les percent avec leur stylet et quittent la racine pour se déplacer librement dans le sol. Ils sont filiformes et mesurent entre 0.7 et 2 mm de long varient en raison des conditions environnementales variables existant au cours de leur développement. Ils possèdent un stylet mais il est probable qu'il ne soit pas fonctionnel et que les mâles ne se nourrissent pas, mais vivent sur les réserves contenues dans la paroi de leur intestin **(De Guiran et Netscher, 1970)**. La queue est courte et hémisphérique, les spicules sont robustes et le bursa est absent **(Mukhaimar, 2015).**

Les juvéniles J2 (après la 2ième mue) sont minces, vermiformes, et d'environ 0,45 mm de long Le stylet et le squelette de la région labiale sont faiblement sclérifiés. Leur

queue est conique avec une partie hyaline près de son extrémité **(Mukhaimar, 2015)**.

Les juvéniles infectieux des nématodes à galles sont ceux de deuxième stade, En raison de la petite taille du J2, il est difficile de discerner avec précision la morphologie de la tête **(Eisenback, 1985).**

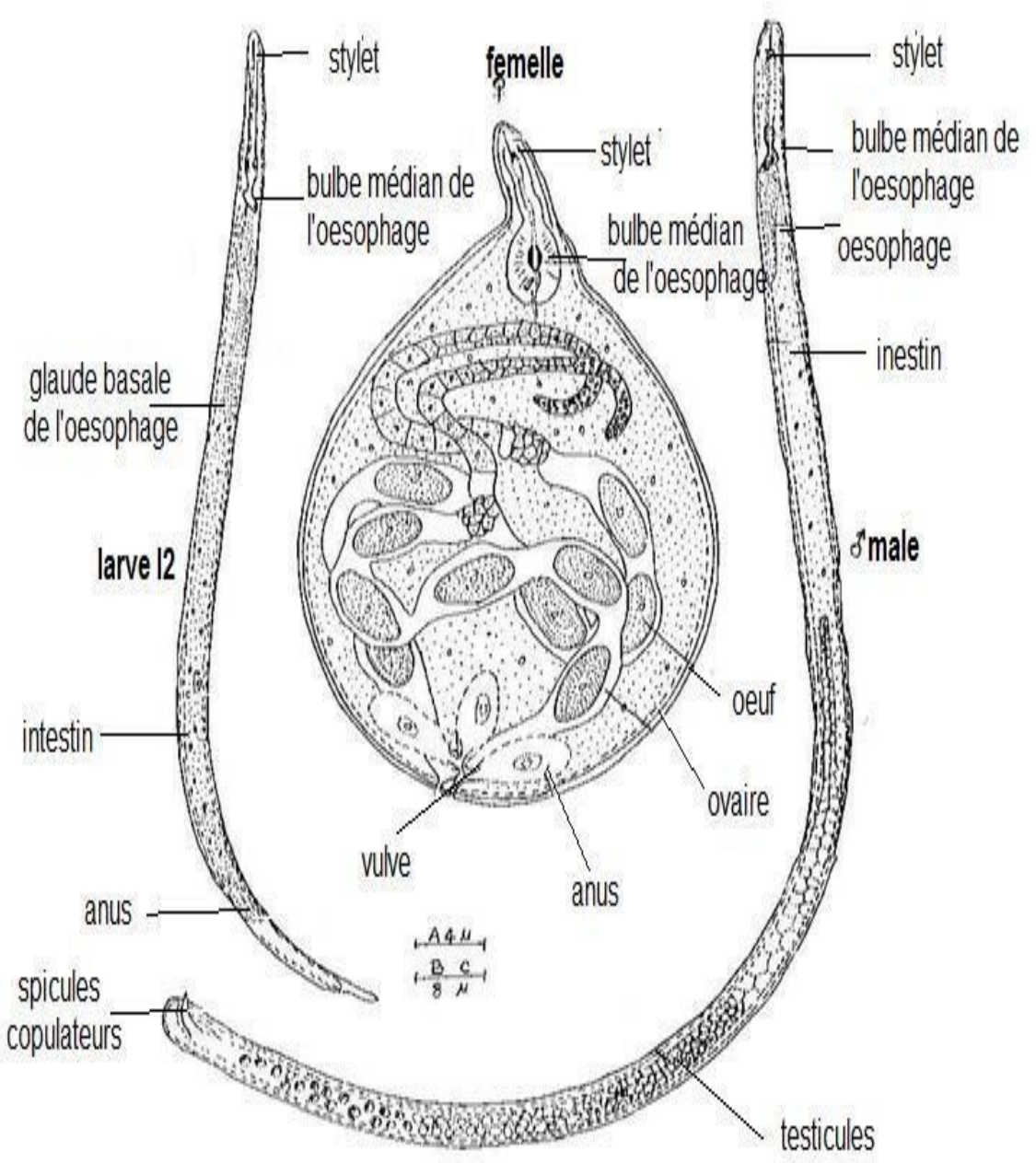


Figure 6 : Morphologie et anatomie des *Meloidogyne* **(Eiensenback, 1985)**

II.4 Le trait de vie des *Meloidogyne*

Les *Meloidogyne* sont endoparasites sédentaires leur durée du cycle de développement varier entre 20 et 40 jours, selon les facteurs environnementaux tels que la température, la nature du sol et de l'espèce de plante hôte, la reproduction est parthénogénétique ou amphimixie selon l'espèce **(Rohini *et al.*, 1986)**. Le cycle biologique des nématodes à galles se compose d'une phase exophyte ;en dehors de la racine et une phase endophyte ;à l'intérieur de la racine.

II.4.1. La phase exophyte :

Au niveau du sol, débute par l'éclosion des œufs et la libération des larves pré-parasitaires (J2). L'éclosion est spontanée, et n'est pas stimulée obligatoirement par la présence d'exsudats racinaires ; bien que la présence de ces derniers favorise l'éclosion des œufs de *Meloidogyne*. Ces larves correspondent au seul stade libre et infestant du cycle de vie. **(Barbary, 2014).** Le développement des œufs en juvéniles de second stade dure de 7 à 9 jours à 28°C **(De Guiran et Netscher, 1970).** Toutefois, les œufs peuvent se conserver dans le sol et résister au froid et à la sécheresse, le sol conserve alors un potentiel infectieux au cours de l'hiver ou pendant sa mise en repos (Figure7).

II.4.2. La phase endophyte :

Commence par la pénétration des larves juvénile (J2) au niveau de la zone d'élongation de la racine celles-ci remontent jusqu'au niveau du cylindre centrale où ils vont sédentariser et former un site nourricier, ce dernier est à l'origine de la formation de la galle au niveau de la racine et correspond à une modification des quelques cellules qui entourent la tête de la larve juvénile (J2) formant un syncytium, plus communément appelé « cellule géante » (**Barbary, 2014**). Les larves juvéniles vont subir successivement trois mues pour devenir adultes et se transformer en femelles pyriformes, ou plus rarement en mâle. Notons que les juvéniles de stades 3 et 4, ayant perdu leur stylet, ne se nourrissent plus. Après la quatrième mue, les *Meloidogyne* atteignent le stade adulte **(De Guiran et Netscher, 1970)**.

En conditions défavorables, des individus mâles peuvent se développer. Ils migrent alors en dehors de la racine et ne jouent pas de rôle dans la reproduction des espèces parthénogénétiques strictes comme *M. incognita* **(Castagnone-Sereno, 2006)**.

La femelle pond les œufs à l'extérieur de la racine au sein d'une gangue mucilagineuse. La quantité d'œufs d'une même masse varie entre 300 et 3000 œufs. Qui peuvent éclore de manière étalée dans le temps, et les larves libérées auront la capacité d'infecter une nouvelle plante et rentreront dans un nouveau cycle **(Barbary, 2014)**.

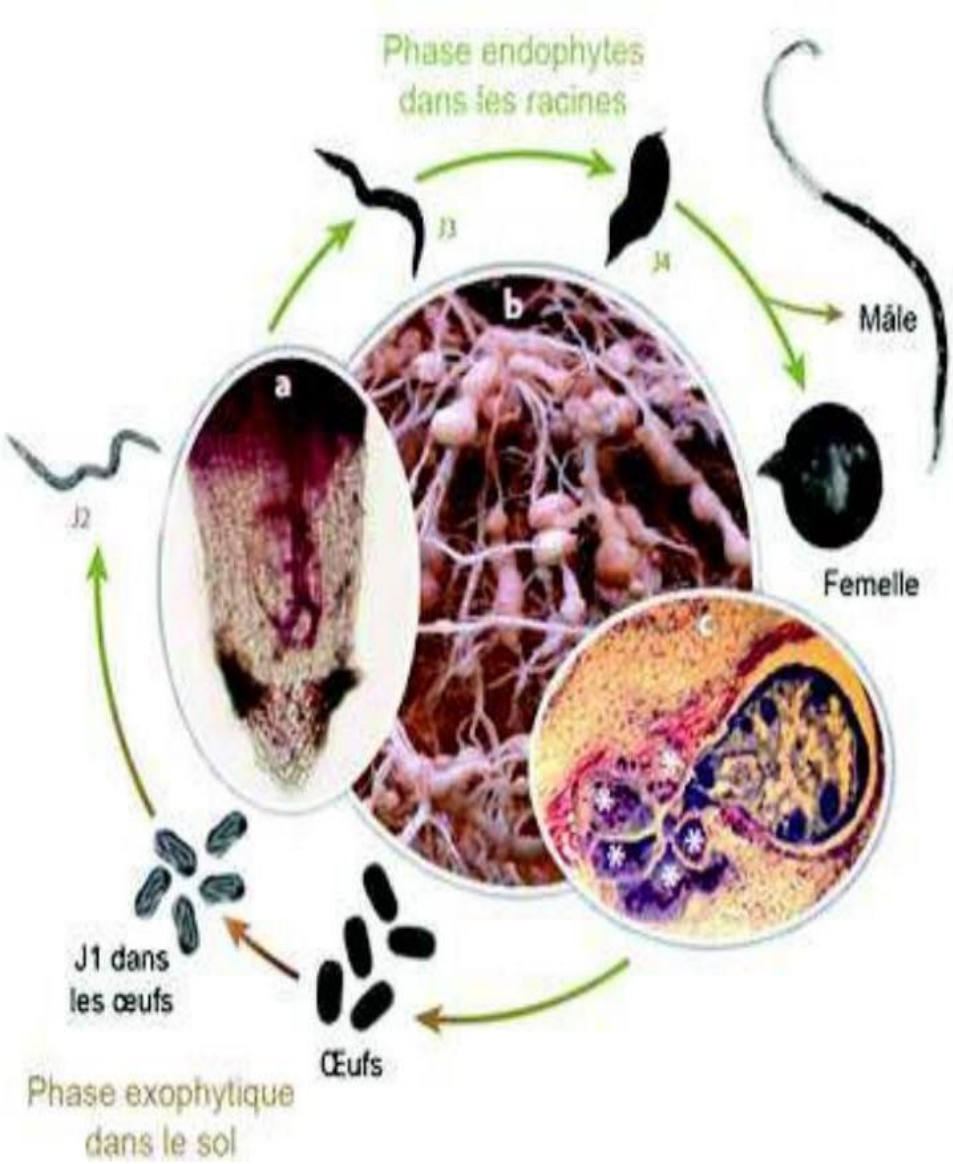


Figure 7 : Cycle biologique de *Meloidogyne* spp.

a : apex racinaire infesté de juvéniles ; b : galles racinaires ; c : coupe histologique d'une galle montrant une femelle mature et des cellules géantes.
(D'après Castagnone-Sereno *et al.*, 2013)

II.5 Distribution des nématodes à galles

Les *Meloidogyne* sont extrêmement répandus, on les rencontre dans toute la zone intertropicale et dans les régions tempérées chaudes, certaines espèces remontent même assez au nord en Europe et on les trouve fréquemment dans les serres des pays tempérées froids **(De Guiran et Netscher, 1970)** quatre ont une répartition très étendue dans le monde. Ces quatre espèces, *M. hapla*, *M. arenaria*, *M. incognita* et *M. javanica*, sont très polyphages et la plupart des dommages causés par les nématodes du genre leur sont attribuables. Au niveau du bassin méditerranéen, on trouve deux espèces qui causent des dégâts considérables, à savoir *M.incognita* et *M.javanica*, ces deux derniers se retrouvent souvent dans les régions tropicales **(Mukhaimar, 2015)**.et partout dans les pays chauds et même dans les serres des régions tempérées tandis que *M.arenaria* a été trouvé dans le sud des Etats-Unis, l'Australie, l'Afrique de l'Ouest (Nigeria, Ghana, Côte d'ivoire, Sénégal) **(De Guiran et Netscher, 1970)**.Et présent sporadiquement que dans le dans les régions tropicales, est plus fréquente dans les régions subtropicales. *M. hapla* est une espèce commune des régions tempérées, qui est retrouvée aussi dans les hautes-terres froides des régions tropicales **(Mukhaimar, 2015)**.

En Algérie, I 'évaluation de I 'infestation des cultures maraîchères sous abris dans la wilaya de Tipasa à l'Ouest d'Alger montré que 65,8 % des serres prospectées sont infestées et plus de 80 % dans le littoral et les plaines intérieures **(Mokabli, 1988).**



Figure 8 : Carte géographique de la distribution planétaire de *Meloidogyne spp*

(Anonyme, 2013)

II.6 Les Symptômes et les dégâts

Les dégâts sont principalement dus à une remontée des populations suite à l'arrêt de la désinfection des sols **(Mugniéry, 2005).** C'est ainsi que la monoculture d'une espèce végétale déséquilibre l'activité biologique du sol et favorise la multiplication des *Meloidogyne* **(Djian-caporalino *et al.*, 2018)**. Les symptômes liés aux attaques de *Meloidogyne spp*. Se développent souvent lentement, elles sont généralement plus facilement reconnaissables et aisées à remarquer du fait de la production caractéristique de galles **(Villain et *al.*, 2002)**. L'augmentation de volume corticale, jouxtant les cellules géantes du site nourricier, conduit à la formation d'une galle typique de l'infection par *Meloidogyne* **(Djian-Caporalino *et al.*, 2009).** (Figure 9).

II.6.1 Symptômes et dégâts sur le système racinaire

Les dégâts de *Meloidogyne* sont d'autant plus importants que la population est plus élevée au moment de l'implantation de la culture. On observe des galles sur racines ou tubercules, et la faible croissance racinaire des plants. Ainsi que la déformation des légumes racines. En cas d'infestation forte, les galles peuvent envahir tout le système racinaire, perturbant l'absorption hydrique et minérale de la plante, tandis que le chevelu disparaît Ils induisant de profondes altérations de l'anatomie des racines **(Djian-Caporalino, 2018)**.et empêchent le développement de radicelles. A cette faiblesse de la plante s'ajoute souvent la colonisation par les pathogènes opportunistes tels que les *Fusarium spp* et *Rhizoctonia spp* **(Bertrand, 2001)**.

II.6.2 Symptômes et dégâts sur les parties aériennes

La partie aérienne présente alors un aspect chétif : la croissance est retardée, les feuilles sont réduites et peuvent accuser des symptômes de déficience minérale (**De Guiran et Netscher, 1970)**. Une diminution de la taille ainsi qu'un mauvais goût de l'organe récolté dus à une mauvaise absorption de certains éléments minéraux, une floraison et une fructification réduite. **(Djian-Caporalino, 2010).** Et une chlorose du feuillage qui peut évoluer vers un dépérissement plus ou moins de la plante **(Villian, 2002)**.

L'absence de chevelu radiculaire entraîne en outre une perturbation dans l'alimentation en eau : la plante attaquée souffrira plus vite de la sécheresse en montrant des symptômes de flétrissement qui apparaissent sur l'ensemble du feuillage aux heures

chaudes de la journée et disparaissent le soir. Si la sécheresse se prolonge, on peut assister à un dessèchement marginal des feuilles et à leur chute prématurée **(De Guiran et Netscher, 1970)**

Ces perturbations physiologiques se traduisent par une réduction de la qualité et de la quantité de la production allant jusqu'à la perte totale de la récolte agricole **(Jones *et al*., 2013).**

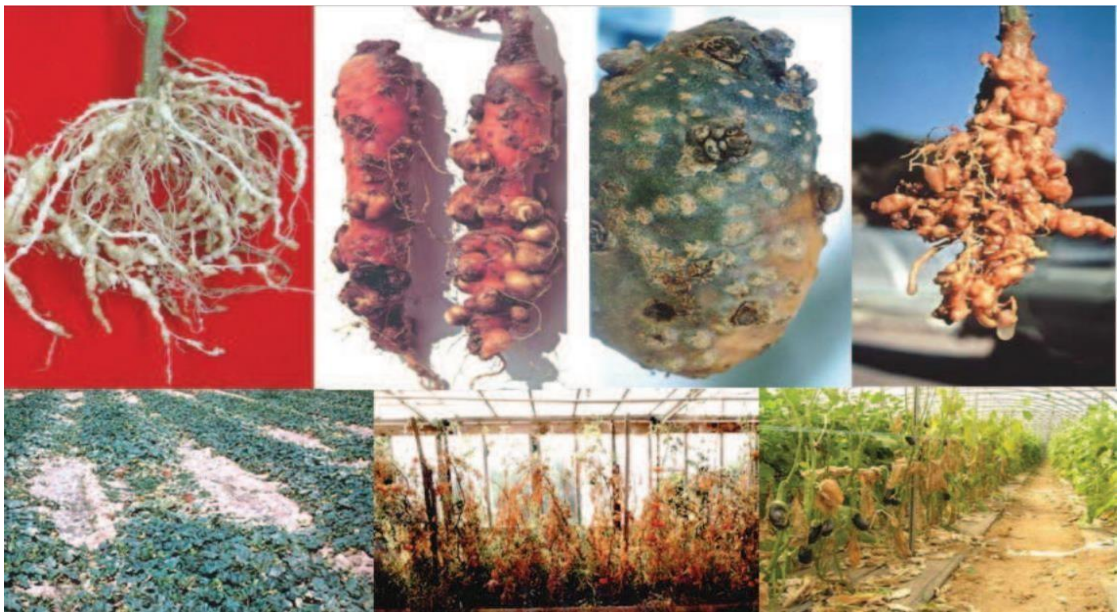


Figure 9 : dégâts sur racines de tomate, carotte, pomme de terre, concombre, melon (Inra Sophia Antipolis) et d'aubergine (F. Veyrier Ceta Aubagne) **(Caporalino *et al.*, 2009)**

II.7 Ecologie des nématodes à galles

II.7.1 Facteurs abiotiques :

II.7.1.1 La température

Le développement des nématodes à galles peut être perturbé lorsque la température est inférieure à 16°C est supérieure à 40°C **(Acta., 1975)**. Les études sur la température ont permis de déterminer les limites létales absolues supérieures (50°C) et inférieure (0°C) et l'optimum de longévité (10°C), aux approches (**Baulton et Nusbaum., 1961).**

II.7.1.2 L'aération

La teneur d'un sol en gaz carbonique et en oxygène a une influence considérable

sur la nématofaune **(CayroI., 1971)**. La concentration en oxygène sur divers nématodes, varie selon les espèces, certains ont besoin d'une forte oxygénation, alors que d'autres supportent des conditions d'anaérobiose **(Van Gunday *et al.*,1967)**, un taux réduit d'oxygène cause une forme de quiescence qui prolonge la vie des larves des *Meloidogyne* **(De Guiran., 1979).**

II.7.1.3 L'humidité du sol

Les variations de la teneur en eau d'un sol ont une répercussion considérable sur la nématofaune **(Cayrol., 1971).** Les études au laboratoire ayant montré que les masses d'œufs éclosent sans délai et en presque totalité dans un film d'eau distillée c'est-à-dire que dans un sol sec l'éclosion des œufs est inhibée et leur survivance s'est prolongée. Lorsque le sol s'humidifie les œufs éclosent et, lorsque l'humidité est moyenne (capacité au champ), les larves, constamment actives, épuisent leurs réserves et meurent rapidement. Dans un sol saturé d'eau les larves meurent par asphyxie. **(De Guiran et Netscher., 1970)**.

II.7.1.4 La texture et la structure du sol

Les nématodes préfèrent les sols légers et aérés (déplacements facilités) aux sols lourds riches en argiles ou en matière organique **(Grab., 2001)**. Les *Meloidogyne* se rencontrent dans tous les types de sol et ceux-ci influencent plus ou moins fortement le déplacement des juvéniles. Les sols sablonneux semblent plus favorables car les niveaux d'infestation et les dégâts les plus importants y ont souvent été observés **(Pitcher., 1979)**.

II.7.1.5 La salinité

Une concentration de sel trop élevée inhibe le déplacement des J2 des juvéniles de *M. javanica* s'orientent dans un gradient de concentration en se dirigeant vers les concentrations les plus bases **(Prot., 1978).**

II.7.2 Facteurs biotiques :

II.7.2.1 Matière organique

D'après **Mohammad et Abdoul., (2000),** l'amendement organique stimule l'activité des micro-organismes du sol qui sont des antagonistes des nématodes parasites des plantes. Lors de sa décomposition, la matière organique libère des produits toxiques tels que l'acide butyrique entraînant une diminution de la population de nématodes **(Jones, 1982).**

Chapitre III :

Stratégie de protection contre les *Meloidogyne*

Il existe aujourd'hui plusieurs moyens de lutte afin d'endiguer les dégâts des *Meloidogyne.* Cependant, chacun d'entre eux présente des limites à prendre en compte afin de combattre ces *Meloidogyne* efficacement **(Barker et Koennig., 1998)**. Donc l'objectif principal du contrôle des nématodes est d'éviter des pertes significatives du rendement et de la qualité, et de maintenir de faibles populations de ces parasites dans le sol **(Whitehead., 1998).**

III.1 Les pratiques culturales

III.1.1 La gestion des outils de travail du sol

La meilleure façon de limiter la propagation et la multiplication des nématodes à galles passe par la mise en place de mesures prophylactiques **(Barbary., 2014)**. Les foyers d'infestation de nématodes à galles, souvent proches des entrées des tunnels et le long des lignes de travail du sol, traduisent une dissémination par le matériel et les personnes ainsi, le nettoyage des outils, roues du tracteur, chaussures des personnes, lors du passage d'une parcelle contaminée à une parcelle saine est une des clés de la lutte contre les nématodes. Un rinçage soigneux à l'eau si possible additionnée d'un peu d'alcool ou de javel est suffisant **(Djian Caporalino *et al.*, 2009)**.

III.1.2 La gestion de l'irrigation

La maîtrise de l'irrigation est un élément important du contrôle des nématodes il s'agit d'éviter les excès d'eau, voie favorable à leur dissémination, sous réserve que les mauvaises herbes soient contrôlées efficacement **(Mukhaimar., 2015)**.

III.1.3 La rotation culturale

Le but est de maintenir la population de *Meloidogyne spp*, à un niveau tolérable **(Prot., 1986)**. La rotation culturale est l'une des méthodes les plus anciennes et les plus importantes pour la gestion des ravageurs. La rotation avec des cultures résistantes ou non- hôtes pour deux à trois ans permet généralement un excellent contrôle des nématodes à galles pour les maintenir sous le seuil de dommage **(Johnson., 1982).**

III.2 La protection chimique

La lutte chimique qui repose sur l'utilisation de produits nématicides elle consiste en l'utilisation de nombreuses molécules à forte toxicité pour l'homme et à fort impact environnemental. Ces produits sont des composés chimiques toxiques et non spécifiques.

En affectant seulement la couche superficielle du sol (jusqu'à 30-40cm de profondeur), ces produits ont un impact limité en profondeur, ce qui implique une utilisation répétée **(Barbary., 2014)**.

Deux grandes catégories de produits qui sont utilisée : des fumigent qui agissent sous forme de gaz dans le sol et des produits pouvant appartenir à déférentes familles chimiques comme les carbamates, les organophosphorés ou plus récemment les pyridinyléthyl benzamide, Trois autres substances de la même catégorie sont en cours d'évaluation au plan communautaire : le 1,3 Dichloropropène, le Diméthyle disulfure (DMDS) et la Chloropicrine.

Parmi les autres substances chimiques à actions nématicides ou nématostatiques, le Fosthiazate et l'Oxamyl sont en cours de réévaluation. Parmi les produits étudiés au niveau mondial, seul le Fluopyram ; il a la particularité de pouvoir être appliqué en cours de culture, contrairement aux deux autres nématicides **(Djian Caporalino *et al.*, 2018)**.

III.3 La protection physique

Parmi les méthodes de protection utilisant la chaleur, il existe deux techniques

III.3.1 La désinfection par vapeur d'eau :

Elle consiste à introduire de la vapeur d'eau dans le sol sous les bâches en plastique pour augmenter la température à un niveau létal pour détruire les organismes nuisibles vivants dans le sol **(Braga *et al.*, 2001)**.

III.3.2 La solarisation :

Est un processus hydrothermal qui consiste à couvrir pendant un mois et demi le sol, saturé d'eau en été, par un plastique fin transparent, afin d'élever la température du sol, qui peut atteindre 50-55 °C à 5 cm de profondeur, et 40-42°C à 20-25 cm de profondeur **(Guet., 1999).** L'efficacité de cette technique a été signalée vis-à-vis de plusieurs nématodes et particulièrement contre les *Meloidogyne*. Elles peuvent agir sur les œufs de ou sur les J2 présents dans le sol **(Stapleton., 2000)**.

III.4 La lutte génétique

La résistance génétique est une alternative importante pour lutter contre les nématodes. Basée sur l'introduction de résistances naturelles dans des variétés cultivées ou sauvages ; elle présente une alternative très prometteuse **(Castagnone-Sereno., 2002)**.

Mais L'emploi de cultivars résistants se heurte néanmoins à des inconvénients, qui constituent à l'heure actuelle les limites de cette stratégie de lutte. Comme l'apparition de populations virulentes qui sont capables de briser cette résistance. Ceci limite leur efficacité et par conséquent la durée d'exploitation des variétés résistantes commercialisées **(Castagnone-Sereno., 2002).**

III.5 Méthodes biologiques

La lutte biologique 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 **(Davies et Spiegel., 2011**)

III.5.1 Les biopesticides

Les biopesticides ou agents de lutte biologique, peuvent être définis comme des produits phytosanitaires dont le principe actif est un organisme vivant ou l´un de ses dérivés exerçant une activité protectrice sur les plantes vis-à-vis d´agents phytopathogènes **(Thakore, 2006)**. Les biopesticides peuvent être classés en trois grandes catégories, selon leur nature : les biopesticides microbiens, les biopesticides végétaux et les biopesticides animaux **(Deravel et *al*., 2013).** Dont cette partie en va basée seulement sur les catégories utilisées contre les nématodes à galles.

III.5.1.1 Biopesticides microbiens

Cette catégorie comprend les bactéries, champignons, oomycètes, virus et protozoaires. L'efficacité d'un nombre important d'entre eux repose sur des substances actives dérivées des micro-organismes. Ce sont, en principe, ces substances actives qui agissent contre le bio-agresseur plutôt que le micro-organisme lui-même **(Deravel *et al.*, 2013).**

- **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. Les mycorhizes *Glomus mosseae* (appelé désormais *Funneliformis mosseae*, *Glomus intraradices* (appelé désormais *Rhizophagus irregularis*) **(Smith et Read., 2008)**.

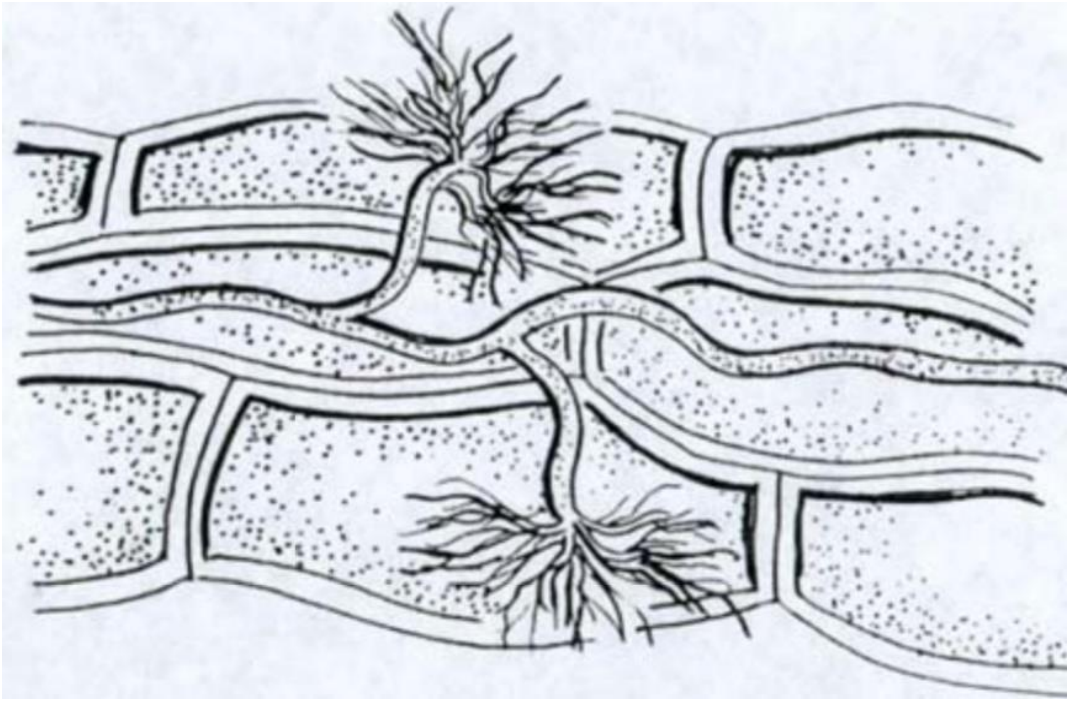


Figure 10 : schéma d'Arbuscules mycorhiziens dans les cellules de l'hôte végétal

(Dessin J.C Cayrol., 1992)

- **Les champignons prédateurs**

Présenté ce genre (Arthrobotrys) qu'est caractérisent par leur capacité à produire des organes de capture (anneaux constricteurs, boutons adhésifs, réseaux...) qui piègent les nématodes dans le sol suite à un processus de reconnaissance spécifique entre champignon et nématode. **(Tribe., 1980)**.

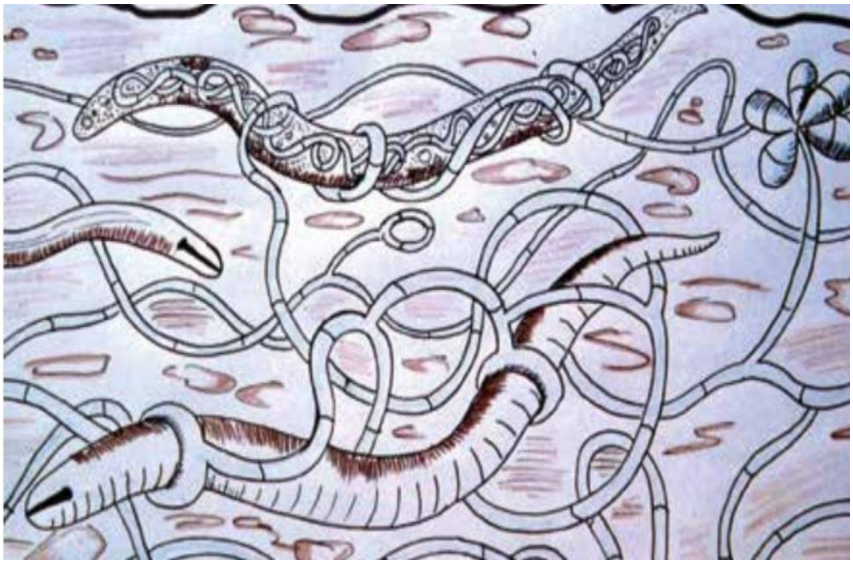


Figure 11 : Schéma du champignon *Arthrobotrys Irregularis* piégeant juvéniles de *Meloidogyne* **(Dessin de J.C. Cayrol, INRA.,1992)**

- **Les champignons ovicides**

Ces Champignons 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. Deux espèces sont particulièrement étudiées : *Purpureocillium* (*Paecilomyces*) *lilacinus* dont le taux de parasitisme avoisine les 50 %. Il est particulièrement adapté aux conditions tropicales et *Pochonia chlamydosporia* ou *Verticillium chlamydosporium* à une aptitude parasitaire limitée aux premiers stades de l'embryogenèse du nématode ce qui explique qu'un taux de parasitisme de 43 % n'ait jamais été dépassé **(DjianCaporalino *et* al., 2018)**.



Figure 12 : *Paecilomyces Lilacinus* parasites des œufs de *Meloidogyne*

(M.R Moosavi *et al*., 2011)

- **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)**.

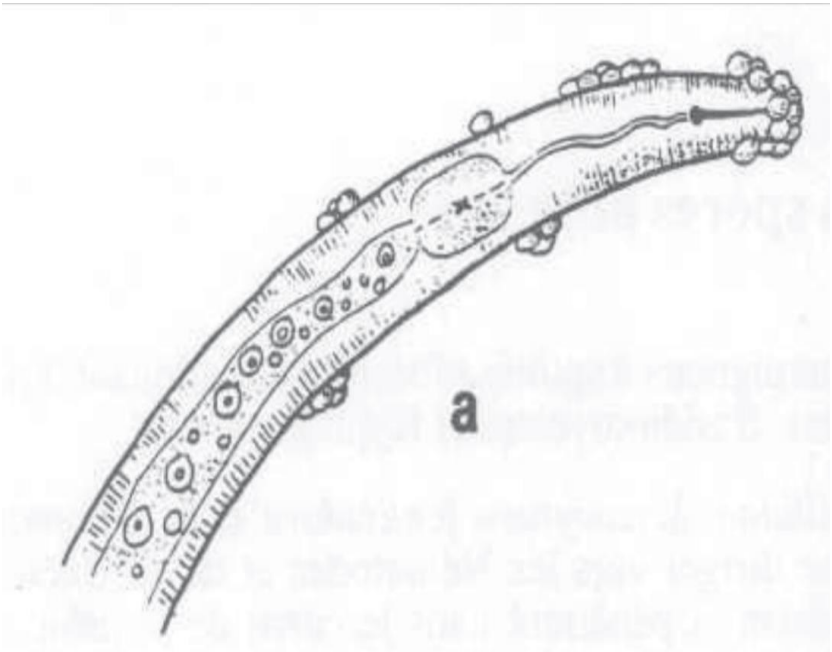


Figure 13 : spores adhésives sur la cuticule d'un Nématode **(Cayrol, Caporalino, Mattei, 1992).**

- **Les Bactéries antagonistes**

C'est la bactérie *Pasteuria penetrans* qui a fait l'objet d'études approfondies vu son potentiel prometteur contre les nématodes. C'est un parasite obligatoire des nématodes qui parasite la plupart des espèces de *Meloidogyne*. **(Davies et Williamson et *al*., 2006)**. Le cycle de vie de *Pasteuria penetrans* est parfaitement synchrone de celui de ses hôtes ; après adhésion dans le sol de ses spores libres sur la cuticule des nématodes, un tube germinatif entre dans la cavité générale de l'hôte où il se ramifie et finit par sporuler au détriment de la reproduction du nématode, qui ne produit plus d'œufs et meurt. Les nouvelles spores sont alors répandues dans le sol pour le cycle parasitaire suivant **(Sayre et Starr., 1988).**

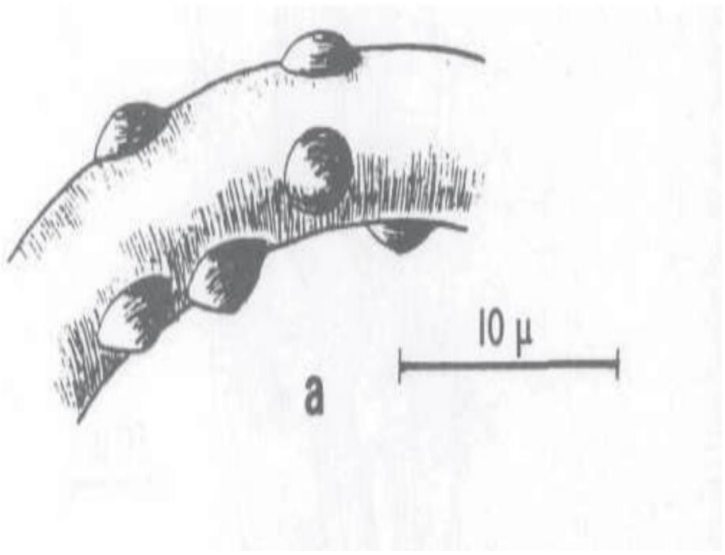


Figure 14 : Schéma de spores de *Pasteuria Penetrans* collées sur la cuticule d'un nématode **(Cayrol, Caporalino, Mattei., 1992).**

III.5.1.2 Biopesticides animaux

Ces biopesticides sont des animaux comme les prédateurs ou les parasites, ou des molécules dérivées d'animaux **(Deravel *et al.*, 2013).**

- **Les nematodes prédateurs:**

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)**.

III.5.1.3 Biopesticides végétaux

Plus de 200 espèces de plantes appartenant à différentes familles botaniques sont été identifiées par Dijan-Caporalino pour leurs propriétés nématicides **(Barbary, 2014).** Elles sont utilisées sous formes :

- **D'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 : *Peganumharmala* (*Zygophyllaceae*), *Acacia gummifera* Willd, *Ceratonia siliqua* L. et *Ononis natrix* L. (*Fabaceae*) **(EI Allagui *et al.*, 2006).** 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 montreune efficacité, contre les *Meloidogyne* tell que les amendements organiques des plantes des espèces comme *Racinus communis L. Crotalaria Saharae L. Datura Stramonuim L. Tagete recta L.* et *T. Patula L*. **(Sellami et Zemouri, 2001)**.

- **Les huiles essentielles**

Les huiles essentielles sont des produits complexes, volatiles et naturels, caractérisés par une odeur forte et sont formés par les plantes comme métabolites secondaires **(Bakkali *et al.*, 2008).** On retrouve majoritairement des terpénoïdes et des molécules aromatiques. Les huiles essentielles issues de différentes plantes possèdent donc des propriétés différentes, dépendantes de la composition d'origine. **(Paolo fornara., 2015).**

Des études ont été préparées sur les huiles essentielles dans le domaine phytosanitaire et leurs effets sur les ennemis des cultures, montrant l'importance de ces huiles. Elle peut se retrouver dans divers organes végétaux : les fleurs, les sommités fleuries, les feuilles, les racines, les rhizomes, les fruits, le bois, ou les grains (**Gamal B *et al.*, 2015)**

Elles sont utilisées dans la protection de la plante, permettent de faire face à toutes les agressions, de soutenir le processus de guérison et de stimuler les défenses de la plante **(Mélanie Garcia., 2012).**

En Algérie trois plantes ont montré une efficacité contre les *Meloidogyne* : *Salvia officinalis (Lamiaceae) ; Origanum glandulosum (Lamiaceae) et (Artemisia herba alba (Asteraceae)*. **(Sallami *et al.*, 2009).**

Il existe un grand nombre de plantes ayant une action répulsive, inhibitrice, toxique ou encore de piégeage. **(Barbary, 2014)**. Les laitues *Lactuca spp* Asteraceae sont utilisées comme plantes « pièges ». **(Ornat *et al*., 2001)** En pratique, les plantes « nématicides » sont utilisées en rotation, en engrais vert, en amendement, ou en culture associée avec une culture sensible. L'œillet d'inde (*Tagates minuta*), par exemple, est un bon précédent cultural pour lutter contre les nématodes à galles ou enfouis comme engrais verts « bio fumigation » **(Grab, 2001)**. Notamment les *Brassicaceae* qui renferment des glucosinolates tel que la moutarde, colza fourrager, choux et d'autres, sont très toxiques pour les nématodes. **(Goguey *et al.*, 2005).** L'utilisation de ces plantes dites « de service », donne des résultats variables selon les types de sol et la température qui jouent sur la dégradation de la matière organique. Leur efficacité est relativement limitée sur le court terme. Et n'est pas encore très employée en cas d'infestation trop importante **(Djian- Caporalino *et al*., 2009).**

III.5.2 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. Certains champignons Ont la particularité de faciliter l'absorption d'éléments nutritifs du sol par les plantes. Et Il a été récemment mis en évidence que certains micro-organismes endophytes et certaines rhizobactéries favorisant la croissance des plantes peut conférer à certaines cultures une tolérance aux stress abiotiques comme la sècheresse **(Deravel *et al*., 2013).** Aussi La plupart des bactéries commercialisées en tant que biopesticides sont connues pour leur capacité à favoriser la croissance des plantes **(Ongena *et al.*, 2008)**.

III.5.3 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).**

III.6 La lutte intégrée :

ActueIIement, Ia Iutte intégrée reste Ia méthode Ia pIus recherchée, ceIIe-ci repose sur I'association de différentes méthodes disponibles contre ces bioagresseurs Plusieurs méthodes alternatives de contrôle existent mais les expérimentations montrent aujourd'hui leurs limites, du fait de l'insuffisante efficacité des techniques prises individuellement. Elles ne pourront être efficaces que si on les combine de manière raisonnée. Ainsi une gestion intégrée de ces bioagresseurs telluriques incluant une vigilance accrue, un contrôle continu, des mesures prophylactiques, une désinfection vapeur ou une solarisation quand cela est possible, l'apport de fortes quantités de matière organique rapidement dégradable, et surtout une bonne gestion des rotations introduisant des plantes pièges et le développement de nouvelles variétés résistantes apparaissent indispensables pour parvenir à l'amélioration sanitaire du sol et au contrôle de ce parasite de manière durable **(Djian- Caporalino *et al.*, 2009)**.

PARTIE EXPERIMENTALE

Chapitre IV : Matériel et méthodes

L'utilisation des biopesticides a longtemps été cantonnée à l'agriculture biologique. Ces produits ont été progressivement employés en agriculture conventionnelle car les agriculteurs sont de plus en plus soucieux de leur impact écologique. Le marché des biopesticides est très en dessous de celui des produits phytosanitaires chimiques. Cependant, il est en constante croissance **(Frost *et al*., 2009).**

Comme mesure de prévention contre la pandémie Coronavirus (COVID-19) ; les laboratoires et les infrastructures universitaire ont été fermés ce qui nous a empêché d'achever notre travail expérimental ; la seule partie réalisée est l'extraction des extraits aqueux et éthanolique de la plante étudiée (*Urginea maritima)*.

IV.1 L'objectif

L'objectif de notre travail est d'évaluer les potentialités nématicides *in vitro* des extrais aqueux et éthanoliques de la plantes médicinales (*Urginea maritima)* sur la régulation des populations des larves (l2) du nématode de genre *Meloidogyne.*

IV.2 Matériels d'étude

IV.2.1 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 pendant une durée de 3 mois (janvier –mars).

Le matériel végétal utilisé pour tester l'activité nématicides dans le présent travail, est représenté par l'espèce végétale citée en objectif. Les parties aériennes de la plante (feuilles) sont cueillies aumois de novembre 2019 dans deux régions différentes. La wilaya de Blida (région d'EL Afrroun) et la wilaya de Médéa (région de Boghar).



Figure 15 : *Urginea maritima* **(Originale, 2019)**

La première région de récolte appartient à la Wilaya de Médéa qui 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'Ouled Antar (Boghar) situé au niveau de l'Atlas Tellien. **(Andi ., 2013).**
Elle est limitée :

- Au sud-ouest par Alger
- Au sud par Médéa
- A l'ouest par Ksar El Boukhari
- Au sud-est par Ain Defla
- Au nord-est par Tissemsilt
- Et à nord-ouest par Djelfa



Figure16 : Carte géographique de station d'étude Boghar **(Google Maps, 2019)**



Figure 17 : Zone d'échantillonnage (Boghar) Médéa **(Original, 2019)**

Concernant la deuxième région il s'agit d'EL Afrroun située à la wilaya de Blida qui est localisée à une altitude de 229 m, une longitude 2° 50′ 00″ E et une latitude 36° 29′ 00″ N, la température moyenne annuelle à Blida est de 18 °C la précipitation sont en moyenne de 676.3 mm, la région fait partie au climat tempéré chaude de type **Csa** (méditerranéen avec été chaud) (D'après: www.climat-data.org).

La daïra d'El Affroun, est une agglomération semi urbaine située dans le versant septentrional de l'Atlas blidéen. **(Mutin.1977).** Elle est limitée par :

- A l'ouest par la wilaya de Blida.
- Au sud-ouest par Alger
- A environ 39 km par Médéa.



Figure 18 : Carte géographique des stations d'étude El Affroun **(Google Maps, 2019)**



Figure 19 : zone d'échantillonnage (El-Affroun) Blida **(Original, 2019)**

IV.2.2 Matériels de laboratoire

L'ensemble du matériel de laboratoire (verrerie, réactifs, appareillage) utilise au coure de notre travail expérimental. Voir (Annexe)

IV.3 Méthodes d'étude

IV.3.1 Préparation des extraits

IV.3.1.1 Préparation de la poudre de *l'Urginea*

Les plantes récoltées ont été étalées et séchées à l'ombre pendant 1 mois puis rangées dans un sac jusqu'au moment de leur utilisation. Les plantes sont ensuite broyées et tamisées. La poudre obtenue est utilisée pour la préparation de l'extrait qui sera testé dans notre étude.



La récolte des plantes	Séchage	Broyage	Tamisage

Figure 20 : Les étapes de préparation des plantes **(original, 2020)**

IV.3.1.2 Préparation des extraits aqueux

La méthode d'extraction utilisée dans notre expérimentation 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 longue, dans le but de faire libérer et extraire tous les composants actifs existants chez la plante à étudier.

La méthode de préparation de l'extrait aqueux est celle décrite par **Mahmoudi et al en 2013** en y apportant quelque modification :

Une macération à température ambiante a été effectuée deux fois pendant deux heures et demi où 10 à 30 g de la poudre de la sauge a été additionné à 100 ml d'eau distillé stérile. Après filtration sur un tissu mousseline, les filtrats sont centrifugés pendant 20 minutes à 4000 tours/min. à température ambiante Les homogénats ont été filtrés sur un papier wattman (N°1). Les extraits bruts obtenus ont été ensuite préservés dans des bouteilles en verre stériles entourées par du papier aluminium afin d'éviter toute dégradation des molécules par la lumière puis conservées dans le réfrigérateur à 4°C pour une utilisation ultérieure.

A partir de l'extrait aqueux pur (P) de la plante obtenue après filtration, nous avons préparé la dilution (P/2) dans des bouteilles stériles protégées par du papier aluminium et conservées à 4°C.

IV.3.1.3 Préparation des extraits éthanolique

L'extraction éthanolique a été effectuée avec le même protocole précédent opté pour l'extraction aqueuse, nous avons remplacé seulement les 100 ml de l'eau distillée stérile par 100ml d'éthanol à 70%. Après filtration les extraits bruts obtenus ont été

également préservés dans des bouteilles en verre stériles entourées par du papier aluminium afin d'éviter toute dégradation des molécules par la lumière puis conservées dans le réfrigérateur à 4°C pour une utilisation ultérieure.

Le protocole expérimental est résumé avec ces différentes étapes dans la figure 21.

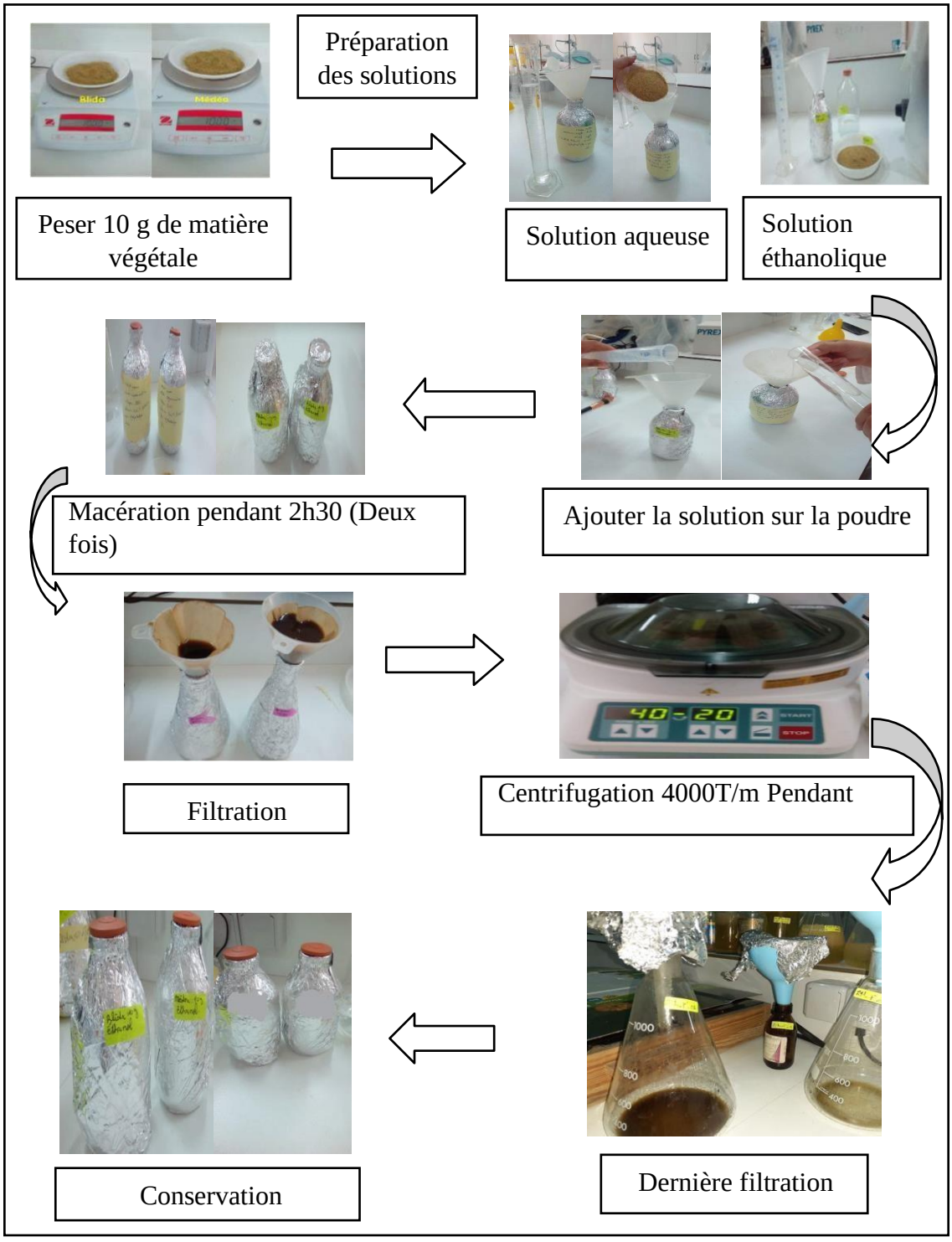


Figure 21 : protocole expérimental des extractions éthanoliques et aqueux

IV.3.2 Obtention des Larves L2 de *Meloidogyne*

Cette partie de notre expérience n'a pas été réalisée même si nous avons ramené des racines de tomates infectées par des nématodes *Meloidogyne* de la région de Kolea (Douaouda marine) en raison de la fermeture des laboratoires comme mesure de prévention contre la pandémie du Covid-19, cependant nous allons présenter les différentes étapes et la méthode du travail de cette partie afin de généraliser le bénéfice au profit d'autres recherches.

On collecte des échantillons de racines de la tomate infestées par les nématodes à galles *Meloidogyne spp,* ces dernières doivent être lavées à l'eau courante puis mises dans une boite de Pétri en verre en vue d'extraire les masses d'œufs. Cette opération se déroule sous une loupe binoculaire au grossissement (x10) ou (x25), par la méthode de forceps en utilisant deux aiguilles entomologiques (Figure. 22).

On dépose les masses d'œufs isolées des femelles de *Meloidogyne* (15 à 30 masses) 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 25C° en vue d'éclosion massive. Après éclosion, les larves (L_2) libérées progressivement dans l'eau doivent être récupérées et comptées quotidiennement à l'aide d'une loupe binoculaire (x40).

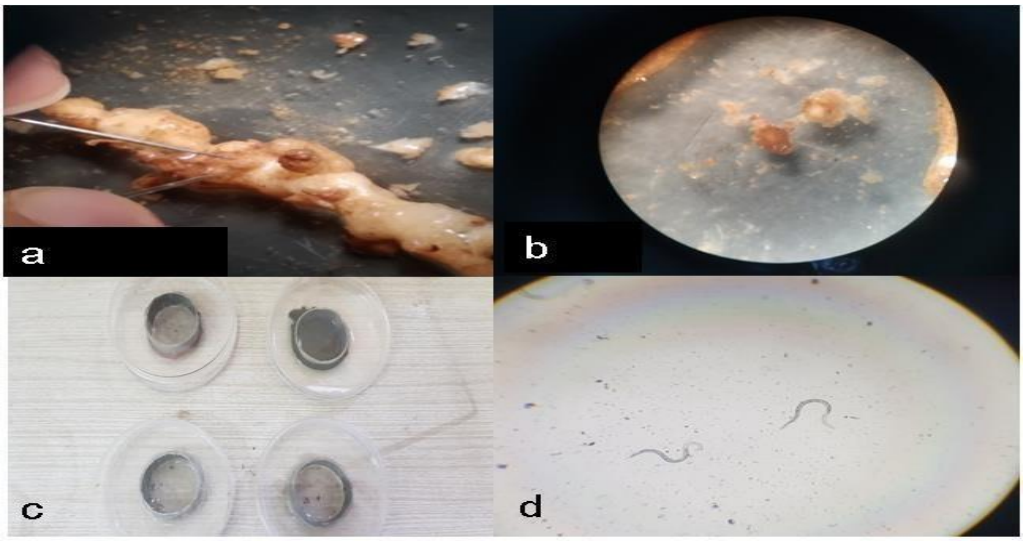


Figure 22 : L'obtention des larves (L2) de *Meloidogyne* sous une loupe binoculaire grossissement (X25). **(Annag., 2015)**

a : L'extraction des masses d'œufs loupe ; b : Masse d'œufs ; c : Masses d'œufs dans un petit tamis ; d : des larves de *Meloidogyne*

IV.4 Dispositif expérimental des essais

IV.4.1 Effet des extraits sur la mobilité et la viabilité des juvéniles.

La réalisation des tests doit se faire 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 (dose et demi dose) vont être ajoutés à la suspension de larves à raison de 1 ml chacun. Pour comparer l'efficacité des traitements, nous devons préparer 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.

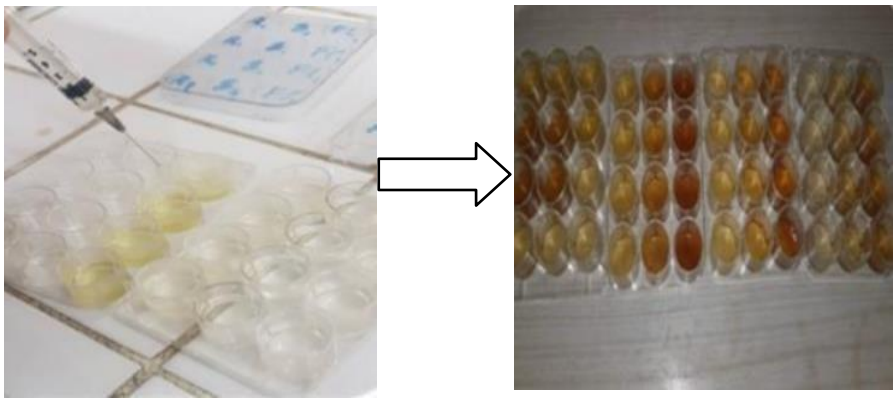


Figure 23 : Application des traitements **(Stambouli *et al.*, 2019)**

IV.4.2 Effet des extraits aqueux et éthanoliques sur la mortalité et l'éclosion des œufs.

Les masses d'œufs prélevées à partir des racines infestées, sont mises dans quatre tubes Eppendorf (vingt masses dans chaque tube) contenant les traitements à différentes concentrations (dose et demi dose) Chaque concentration est répétée quatre fois. Les tubes Eppendorf sont, par la suite, mis dans une étuve à 22 °C pendant 48 h. Après cette période, une moitié des masses, exposées aux différentes concentrations de l'extrait aqueux et éthanolique, est colorée avec du bleu de Meldola à 1% (ce dernier colore les œufs morts en bleu foncé, tandis que les œufs vivants restent incolores) et l'autre moitié est placée dans de l'eau distillée dans une étuve à 22 °C à fin d'étudier l'effet de l'extrait sur

l'éclosion des œufs. Le comptage des juvéniles émergés est réalisé tous les 2 jours sous loupe binoculaire. Une fois l'éclosion terminée (après 28 jours), les masses d'œufs sont placées dans une goutte d'eau distillée et écrasées entre lame et lamelle afin de dénombrer les œufs non éclos.

IV.4.3 Test de revitalisation

L'évaluation de l'effet irréversible des différents extraits se réalise après 72 h. On lave les juvéniles trois à quatre fois à l'eau distillée dans les puits des microplaques de culture cellulaire pour éliminer complètement le traitement et puis on les laisse à la température ambiante 24 heure en vue de la revitalisation. Le pourcentage de larves mortes dans chaque boite est estimé après 24 h.

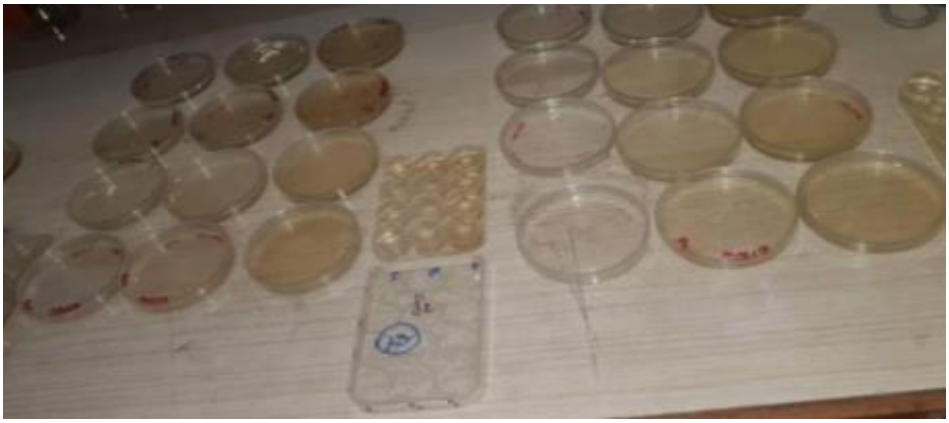


Figure 24 : processus de revitalisation des larves **(Stambouli *et al*, 2019)**

IV.5. 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.

IV.5.1 Le pourcentage de mortalité larvaire :

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

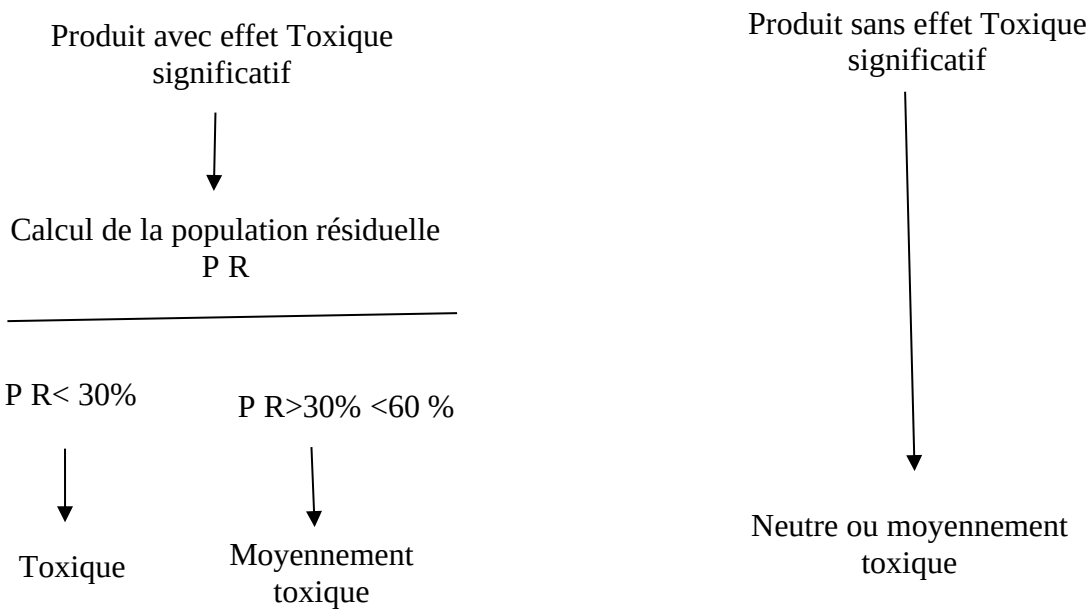
IV.5.2 La formule d'Abbott (1925) est la suivante :

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

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.

IV.6. 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)**



$$P\,R = \frac{\text{Nb de formes mobiles (NFM) par traitement} \times 100}{\text{Nb de formes mobiles par Témoins (eau)}}$$

Chapitre V :

Résultats et discussion

Depuis l'apparition du premier cas du Coronavirus (COVID-19) le mois de février dernier, et pour lutter efficacement contre cette pandémie qui frappe de plein fouet toute l'humanité, l'état Algérien a pris des mesures de protection et de prévention contre cette pandémie sur l'ensemble du territoire national, parmi ces mesures la fermeture des infrastructures universitaire et les laboratoires de recherche, ce qui nous a empêché de continuer notre travail expérimental de notre projet du fin d'étude.

Pour cette raison et dans le but de généraliser le bénéfice au profit d'autre études nous avons exposé les résultats de deux travaux qui sont dans le même contexte.

V.1 Evaluation de l'efficacité des extraits aqueux des différentes parties de la plante d'armoise blanche « *Artémisia herba alba* » et moutarde jaune « *Sinapis Arvensis* » sur les nématodes à galles (khaire., 2012) et (Denni.,2012).

L'efficacité d'un produit biocide sur les nématodes est évalué par la mortalité de ces derniers. Pour chaque extrait aqueux, le pourcentage moyen de mortalité des larves est calculé. Cependant le degré de toxicité varie selon l'espèce végétale, l'organe testé, la concentration de l'extrait et la durée d'exposition des larves. Suite à ce concept, nous avons trouvés des études préparées sur l'effet nématicide in vitro des extraits aqueux des différents organes de deux plante (*A. herba alba*) et (*Sinapis Arvensis),* sur les nématodes à galles *Meloidogyne spp*, dans les conditions de laboratoire. Pour estimer l'efficacité de ces extraits, ils ont été comparés à trois témoins « témoin neutre (eau distillée) » et « témoin chimique (l'oxamyl) ». Les résultats consignés dans les tableaux suivants, ont montré que les extraits aqueux des plantes testées présentent une activité nématicides est proportionnelles à la concentration et la période d'exposition.

V.1.1 Toxicité des extraits aqueux de la partie aérienne

Les extraits aqueux de la partie aérienne (100% de la solution standard) d'armoise blanche étudiée montrent une grande efficacité nématicides, et pour l'extrait pure et diluée p ½ de la moutarde jaune ont montré un taux de mortalité très élevé des larves de *Meloidogyne*, qui a atteindre les 100 après un temps d'exposition de 72 heure. Par rapport au l'extrait diluée p¼, il est moins efficace pour tuées les larves car son niveau de toxicité est inférieur à 50%.

Etant donné le produit chimique utilisé comme témoin (l'oxamyl) vu qu'après 24h enregistrent des taux de mortalité totale des larves de *Meloidogyne* mais après 48 et 72 heures d'exposition tous les extraits enregistrent des taux de mortalité dépassant les 50%.

Bien que le témoin eau, sur les deux plantes étudie, les résultats ne révèlent aucune mortalité. Les résultats sont projetés dans le tableau 2.

Enfin, nous remarquons d'après les résultats projetés dans le tableau 2 que la dose pure et la dose p ½ mais après un temps d'immersion de 48 h et 72 h des solutions de l'extrait aqueux (partie aérienne) des deux plantes testées ainsi que le produit chimique pur ont donné une grande efficacité nématicides par rapport aux autres extraits dilués.

Tableau n°2 : Evaluation de la toxicité des extraits aqueux de la partie aérienne des espèces (*d'Armoise blanche et la moutarde jaune)* et du l'oxamyl sur les larves de *Meloidogyne incognita*.

Plantes	Temps d'immersion (heures)	Taux de mortalité (%)						
		Témoin	Extrait aqueux			Produit chimique (Oxamyl)		
			Pure	P ½	P ¼	Pure	P ½	P ¼
A. herba Alba	24	0	100	77.5	30	100	78.4	50
	48	0	100	100	40	100	90.96	82.5
	72	0	100	100	50	100	90.96	82.5
S. Arvensis	24	0	79	51	30	100	77.5	50
	48	0	100	100	50	100	100	82.5
	72	0	100	100	60	100	100	82.5

V.1.2 Toxicité des extraits aqueux des racines

Les extraits aqueux de la partie racinaire d'armoise étudiée montrent une moins d'efficacité nématicides, par rapport au partie aérienne. Après le même temps (72 h) d'exposition l'extrait de racines (pure), enregistre un taux de mortalité de 91.67% Comme on le note en ce qui concerne l'extrait de moutarde jaune, elle est moins toxique 80 % contre *Meloidogyne*

Avec la demi-dose des extraits aqueux (p ½) à base d'armoise les taux de mortalité enregistrés après 24 et 48 heures d'exposition ne dépassent pas les 50%. Juste après les 72h ils atteignent les 50%, par contre ceux du moutarde dépasse les 50% après 48h

d'immersion.

Pour les faibles concentrations des deux plantes la moutarde jaune et l'armoise blanche (p ¼ de la solution standard) semble plus efficace que la demi-dose (p ½), les taux de mortalité enregistrés après 24 heures d'exposition ne dépassent pas les 50%. Alors qu'après 48h et 72h ils dépassent les 50%.

La toxicité au produit chimique utilisé comme témoin (l'oxamyl) vu qu'après 24 heures d'exposition tous les extraits enregistrent des taux de mortalité totale des larves de *Meloidogyne incognita*. Mais après 72 h a les diminuées le pourcentage de mortalité. Les résultats représentés dans le tableau n°3.

Tableau n°3 : Evaluation de la toxicité d'extrait aqueux de la partie racine des espèces (*d'Armoise blanche* et la moutarde jaune) et du l'oxamyl sur les larves de *Meloidogyne incognita*.

Plantes	**Temps d'immersion (heures)**	**Taux de mortalité (%)**						
		Témoin	**Extrait aqueux**			**Produit chimique (Oxamyl)**		
			Pure	**P ½**	**P ¼**	**Pure**	**P ½**	**P ¼**
A. herba Alba	24	0	55	41.67	40	100	78.4	50
	48	0	66.67	51.67	81.67	100	90.96	82.5
	72	0	91.67	53.33	75	100	90.96	82.5
S. Arvensis	24	0	80	50	30	100	78	50
	48	0	80	65	55	100	90	82.5
	72	0	80	85	85	100	90	82.5

V.1.3 Toxicité du mélange (racines et partie aérienne).

En ce qui concerne les mélanges, on remarque que l'association feuilles-racines de la moutarde jaune augmente la toxicité des plantes dans la pure dose et la p ½ et p ¼ dans un temps plus rapide par rapport au d'armoise.

Les taux de mortalité relevés avec l'extrait de mélange (racines et feuilles) de la moutarde jaune et l'armoise blanche atteignent 100% après 72 heures d'exposition dans la solution pure de 100%.

Pour la dilution p ½ et p ¼ le taux de mortalité dépasse les 50 % après 24 heures de l'immersion pour les deux plantes la moutarde jaune et l'armoise blanche.

Et aussi après 72 heures d'exposition et des concentrations de p ¼ tous les extraits aqueux engendrent des taux de mortalité inferieures aux taux enregistrés par le traitement chimique (l'oxamyl) à trois doses après les mêmes périodes d'exposition.

Pour le témoin, la majorité des larves est restée vivante, et les résultats ne relèvent aucune mortalité de *Meloidogye*. Les résultats représentés par tableau n°4.

Tableau n°4 : Evaluation de la toxicité d'extrait aqueux du mélange (la partie aérienne et racine) des espèces (d'Armoise blanche et la moutarde jaune) et du l'oxamyl sur les larves de *Meloidogyne incognita*.

Plantes	Temps d'immersion (Heures)	Taux de mortalité (%)						
		Témoin	Extrait aqueux			Produit chimique (Oxamyl)		
			Pure	P ½	P ¼	Pure	P ½	P ¼
Artémisia herba Alba	24	00	80	71.67	56.67	100	77.5	50
	48	00	91.67	81.67	68.33	100	90.96	82.5
	72	00	100	90	70	100	90.96	82.5
Sinapis Arvensis	24	00	85	75	50	100	78	50
	48	00	100	100	68	100	90	84
	72	00	100	100	80	100	90	84

V.2 Comparaisons de l'efficacité des différents traitements sur leslarves (L2) de *Meloidogyne.*

Après avoir examiné ces résultats, il est devenu que la toxicité des extrait aqueux pour les deux plants est approximativement la même de sorte que l'efficacité réside dans les partie aérienne et le mélange (feuille et racine) à pourcentage élevé de la toxicité est combiné avec l'élimination des nématodes *Meloidogyne*, et elle est presque similaire au traitement par l'oxamyl (produit chimique), par rapport aux solutions racinaire cela offre moins d'efficacité.

Pour évaluer et comparer les dommages des extraits aqueux des trois portions de deux types d'armoise blanche et de moutarde jaune à *Meloidogyne incognita*., nous avons fait une étude comparative des résultats d'une analyse de modèle de variance (GLM). Montré dans le tableau 4. Cela indique la validité des hypothèses que nous avons précédemment présentées.

Tableau 5 : Modèle G.L.M. appliqué à l'effet des traitements testés en fonction du temps d'exposition et des dilutions utilisées.

Les différents traitements et leurs dilutions présentent une variation très hautement significative avec La toxicité des traitements et probabilité de (P=0.000 ; p < 0.05).

Plantes	**Modèle G.L.M**		
	Source	**F-ratio**	**P**
Armoise « A. *herba alba* »	Traitements	263.795	0.000***
	Temps	16.578	0.000***
	Concentrations	32.608	0.000***
Moutarde *Sinapis Arvensis*	Traitements	204,330	0.000***
	Temps	52,388	0.000***
	Concentrations	29,846	0.000***

Concernant les concentrations de traitement, l'analyse révèle que la toxicité des traitements est proportionnelle aux concentrations testées. En fait, la mortalité diminue avec la dilution des extraits (½ et ¼). Ainsi, les extraits purs sont plus efficaces, tandis que les effets nocifs des produits testés augmentent avec le temps en raison de l'exposition. Il est plus élevé après 72 heures d'immersion

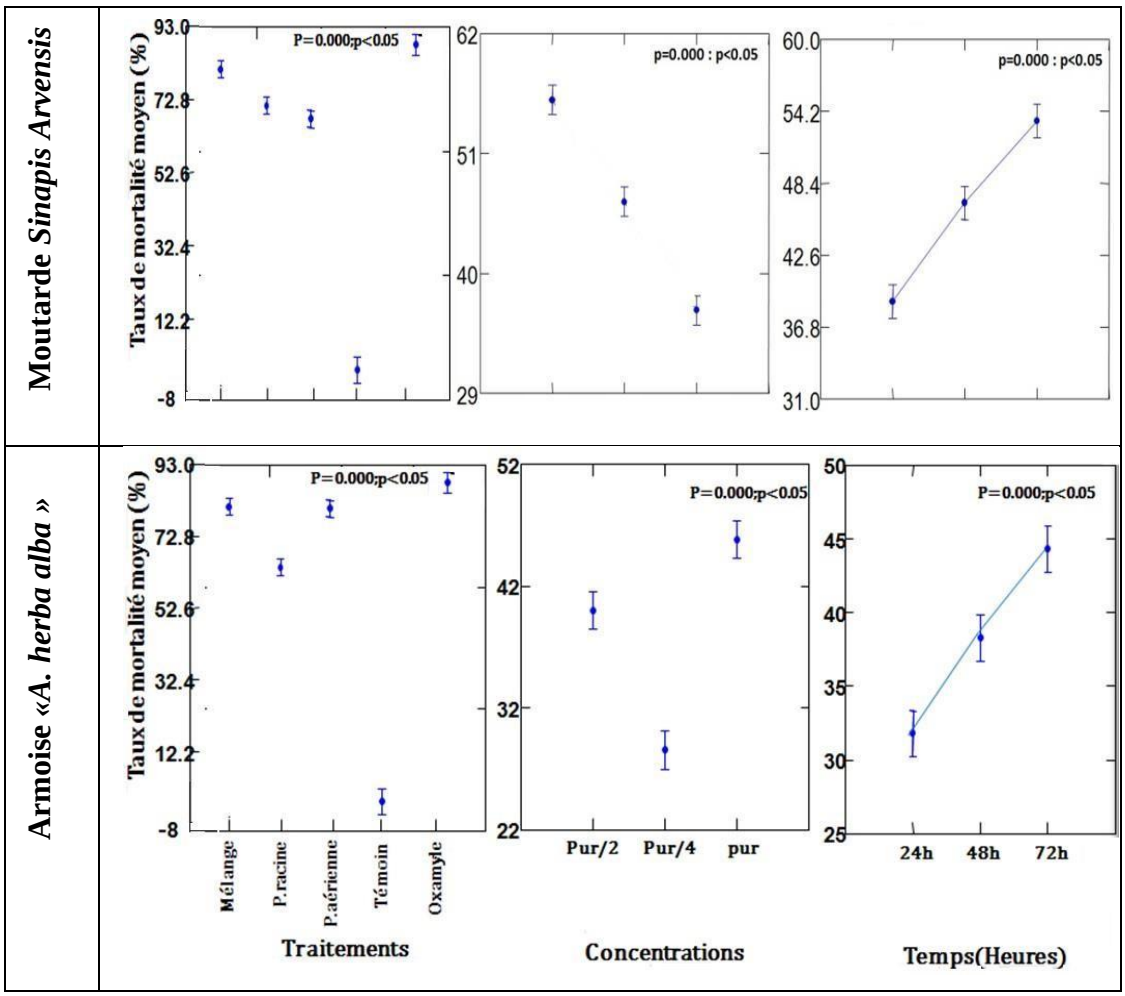


Figure 25 : Toxicité des extraits aqueux des trois parties d'armoise blanche et de la moutarde jaune sur les larves de *Meloidogyne spp*.

L'analyse de la figure (25) confirme que l'extrait du mélange et de la partie aérienne est plus toxique que celui de la partie racines. Leurs efficacités (mélange et partie aérienne) sont assez comparables au traitement chimique (Oxamyl).

Quel que soit le traitement la toxicité augment avec le temps d'exposition. Par ailleurs, les extraits purs sont plus efficaces que ceux dilué de (½) et (¼).

V.3 La discussion générale

Après avoir examiné les résultats des deux études précédentes qui servent à évaluer l'effet in vitro des extraits aqueux des feuilles, des racines et du mélange de l'espèce « *Artimisia. herba alba* » et la moutarde jaune « *Sinapis arvensis* » Les résultats obtenus ont montré que ces deux espèces présentent une toxicité pour les larves (L_2) de *Meloidogyne spp*.

La toxicité *d'A. herba alba* est nettement visible dès les premières 24 h d'exposition dans l'extrait pur où nous avons vu que la totalité des larves de *Meloidogyne* meurt (100 % d'efficacité). **Kheir** a cité que ses résultats obtenus sont en concordance avec les travaux de **Dias *et al.*, (2000)** avec deux espèces d'armoise blanche « *A.verlotorum* » et « *A absinthe* » testées contre *M. incognita.* Et d'autres espèces d'Asteraceae se sont également révélées toxique in vitro vis-à-vis des espèces de nématodes à galles. Comme *Calendula officinalis (*Ahmed et *al*., 1993), *C. arvensis* (tafifet, 2010), Tagettes spp. (Ploeg, 2000) et *Chrysanthemum coronarium* **(Bar-Eyal *et al*., 2006).**

De même l'action de l'Armoise blanche est similaire à celle du produit chimique (l'oxamyl). De son tour ***kheir*** de nouveau montre que ses résultats sont contradictoires aux investigations de Giannakou et *al*. (2004) qui signalent l'efficace des fumigants (1,3-Dicloropropène et dazome) par rapport au bio-nematicide utilisée « *Bacillus firmus* » et ajoute que Selon thies et *al*. (1992), le contrôle biologique des nématodes à galles n'est une pratique courante mais les nématicides chimiques tels que des carbamates et des organophosphates contrôle les *Meloidogyne* à court terme mais n'assurent pas la protection durable des cultures.

La toxicité des extraits aqueux des trois parties de l'Armoise blanche vis à vis des larves de *Meloidogyne* diffère selon l'espèce végétale, et la concentration de l'extrait et du temps d'exposition. **Khier** a lié cette toxicité à la présence de principes actifs toxiques, et elle a confirmé cette hypothése avec celle de Gommers et Bakker (1988**)** et Chitwood (2002) qui signalent que plusieurs composés à activité nématicides dans les plantes. Parmi eux les alcaloïdes, les diterpènes, les acides gras, les glucosinolates, les isothiocyanates, les phénols, les polyacétylènes, les sesquiterpènes et les thienyls. Gommers et Bakker (1988) rajoutent que divers composés à activité nematicide ont été

isolés des espèces de la famille des Asteraceae. Les plus étudiés sont les polythienyls, particulièrement le α - terthienyl des espèces *de Tagetes* et d'autres Asteraceae.

De leur tour les résultats relatifs aux tests des extraits aqueux des parties de moutarde jaune ont montré une toxicité vis-à-vis des larves de *Meloidogyne*. Cependant, les taux de mortalité produits varient en fonctions de la concentration de l'extrait et du temps d'immersion.

L'analyse statistique modèle G.L.M. a révélé que les traitements et leurs concentrations présentent une variation très hautement significative ($P=0.000$; $p < 0.05$). La toxicité des extraits aqueux des parties de moutarde jaune est presque comparable au traitement par l'oxamyl (produit chimique). Elles agissent rapidement et entraînent une forte mortalité dès les 24h d'exposition des larves de *Meloidogyne* notamment pour les extraits purs et dilué au ½. La nocuité des traitements est inversement proportionnelle aux concentrations testées. En effet, la mortalité diminue avec l'augmentation des dilutions des extraits (½ et ¼). Par ailleurs, La toxicité des traitements varie très significativement avec le temps d'exposition ($P=0.003$; $p < 0.05$). Elle est plus élevée après 72h d'exposition.

D'après ces résultats, *Denni* a tiré l'hypothèse qui dise que la moutarde jaune présente un effet nématicide dû à des composés toxique.et elle a rejoint cette hypothèse avec les travaux de recherche réalisée sur quelques Brassicacae. D'après Brown et Morra, (1997) ; Fahey et *al*. (2001) les *Brassicacae* produisent des glucosinolates représentés par β- D- thioglucosides qui sont présentes dans toute la plante. Ils sont dégradés par des enzymes en divers composés parmi eux les isothiocyanates (ITCs).

CONCLUSION GENERALE

Conclusion générale

Les nématodes du genre *Meloidogyne* sont des bioagresseurs très redoutables qui sont difficiles à combattre et leur lutte demeure le souci majeur pour les scientifiques et les agriculteurs, à cet égard, nous avons comparé des études antérieures pour le même objectif visé. Dans le but est de recherché une méthode alternative aux nématicides qui reste la méthode la plus utilisée.

En effet, l'intérêt actuel pour la préservation de l'environnement pour une agriculture durable nécessite la recherche de procédés alternatifs. On note dans plusieurs études que les biopesticides à base de micro-organismes ou de plantes sont le titre d'une recherche intéressante compte tenu des avantages qu'ils procurent.

L'étude comparative des résultats a montré que les extraits testés avaient une activité nématicide significative sur la mortalité des larves de *Meloidogyne*. Cette activité dépend de la dose et de temps d'exposition, avec le taux de mortalité maximal à la concentration la plus élevée et pour la période d'exposition la plus longue. Les extraits de *Sinapis arvensis* utilisés se sont révélés à la fois qualitatifs et quantitativement efficaces sur les larves de nématodes à galles,ce qui a augmenté le taux de mortalité des larves de deuxième stade. De plus, il a été montré que les principes actifs de la partie aérienne *d'Artimisia* herba *alba* sont plus efficaces que ceux du mélange et de la fraction souterraine.

Bien que nous n'ayons pas été en mesure de mener une étude sur l'efficacité des extrais aqueux et éthanoliques de la plante médicinale *Urginea maritima* sur la régulation des populations des larves (l2) du nématode de genre *Meloidogyne* en raison des conditions du l'état Algérien qui ont empêché la réalisation de la partie pratique, cette étude mérite d'être poursuivie et complétée par d'autres travaux sur la méthode de fabrication d'extraits actifs avec différents modes d'application et doses afin d'obtenir les résultats escomptés.

Enfin, les nématicides naturels peuvent être efficaces, biodégradables et peu toxiques pour l'environnement. Cependant, une évaluation économique est nécessaire pour confirmer l'utilisation de ces extraits végétaux comme biocides.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Références bibliographiques

1. **Acta, (1975):** Les nématodes des cultures maraîchères. J. français. Info. Paris. 3,4,5 Nov.

2. **Agrios G.N, (2005):** Plant pathology, fifth edition. Ed. Elsevier Academic Press. 922 pp.

3. **Al-Tardeh S, Sawidis T, Diannelidis. B.E and Delivoploulos.S (2006):** Anatomical studies on the adventitious roots of the geophyte *Urginea maritima* (L.) Baker. Journal of Biological Research. 5 :(61-70). Pp62.

4. **Al-Tardeh S, (2008):** Morphological and Anatomical Adaptations of The Perennial Geophyte *Urginea Maritima* (L.) Baker (Liliaceae) To The Mediterranean Climate .; Thése the Doctoral Dissertation Aristotale University of Thessaloniki (Biological sciences .Msc .Food Quality Management Pp27-28.

5. **ANNAG. ASSIA (2014):** études des potentialités nématicides des gragnions d'olives et *d'Urginea* dans la régulation des *meloidogyne* (Nematoda-*Meloidogyne*) sur tomate Mémoire mastre II. Université de Blida1, Faculté des Science de la Nature et de la Vie, Département des Biotechnologies.

6. **ANDI (2013) :** Invest in Algeria (Wilaya de Médéa) http://www.andi.dz/PDF/monographies/MEDEA.pdf

7. **Anonyme(2013) :**(Discoverlife.org) http://www.discoverlife.org/mp/20m?kind/Meloidogyne

8. **Anonyme, (2006):** Statistique agricole : Superficie et production, Série B, Ministère de l'agriculture, Pp 64.

9. **Bachelier G, (1978):** La faune des sols, son écologie et son action. O.S.T.O.M., n° 38, Paris, 335p.

10. **Bakkali F., Averbeck S., Averbeck D. et Idaomar M. (2008):** Biological effects of essential oils – A review. Food and Chemical Toxicology 46, Pp 446-475.

11. **Barbary A. (2014):** Bases génétiques de la résistance vis à vis des nématodes du genre *Meloidogyne* chez le piment. Thèse de biologie, mention biologie des interactions et écologie, Université de Nice Sophie-Antipolis. Pp-54.

12. **Belhaddad Oumelkhir, (2018):** Phytochimie, fractionnement et activité antioxydante et antibactérienne des extrais de urginea maritima et urtica pilulifera.Thèse doctorat en sciences; université FARHAT ABBAS-SETIF 1. Pp46-52.

13. **Benaoun Fatima, (2017):** Caractérisation structural et potentiel Biologique des polysaccharides issus de plantago notata lagasca (Plantaginaceae) et *urginea noctiflora* Batt et trab. (Lilaceae). Thèse de docteur biologie et santé ; université Kasdi- Merbah (Ouargla) Pp22-27.

14. **Bertrand.C. (2001) :** Lutte contre les nématodes à galles en agriculture biologique. GRAB, groupe de rechercha en agriculture biologique (Inra Sophia Antipolis) (F. Veyrier Ceta Aubagne).

15. **Caroline Djian-caporalino. F. Villeneuve., H. Pauline M. Navarrete., (2018)**: Les nématodes à galles *Meloidogyne* spp., le mensuel du centre technique interprofessionnel des fruits et légumes (INRA)., lnfos Ctifl. Pp10-16.

16. **Castagnone-Sereno P**, (**2006):** Genetic variability and adaptive evolution in parthenogenetic root-knot nematodes. *Heredity* **96**: Pp 282- 289.

17. **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.

18. **Castagnone-Sereno P., Danchin, E.G., Perfus-Barbeoch, L., Abad, P., (2013)**: Diversity and evolution of root-knot nematodes, genus *Meloidogyne*: New insights from the genomic era. *Annual Review of Phytopathology*, 51: Pp 203-220.

19. **Cayrol J.C, (1971)**: Rôle des nématodes dans l'équilibre biologique des sols, influence des traitements nématicides. Ed. A.C.T.A., Paris, 273 p.

20. **Cayrol J.C., Djian-Caporalino C. et Panchaud-Mattel E. (1992):** La lutte biologique contre les nématodes phytoparasites. Courrier de la Cellule Environnement de l'INRA n° 17, Pp 31-44.

21. **Charpentier.B, Lorleach.F, Hamon, Alain.H, Alain.L, Lionel.R ;(1998**) : guide de préparateur en pharmacie ; Masson ; Paris.

22. **D. Nebih Hadj- Sadok, S. Hadrouga et F. Taoussi., (2014) :** Activité nématicides in vitro des extrais aqueux des plantes médicinales « ARTEMISIA CAMPESTRIS, ZIZIPHUS LOTUS, DATURA STRAMONIUM ET URGINEA MARITIMA » sur des larves de. Meloidogyne. AFPP – Dixième Conférence Internationale sur les ravageurs en agriculture Montpellier – Université Blida 1, Faculté des Sciences Agro. Vétérinaires, Blida Algérie.

23. **D.Nebih Hadj Sadok, Nawel Kheir et Hadjira Belkahla (2014)** : Effet des extraits aqueux de deux especes d'Armoise Algerienne (*ARTEMISIA HERBA ALBA* ET *ARTEMESIA JUDAICA)* in vitro sur les larves (l2) de *Meloidogyne*. Université de Blida1, Faculté des Science de la Nature et de la Vie, Département des Biotechnologies, Blida. Algérie. Revue Agrobiologia 2014; N°6, 82-87.

24. **Daoudi A, Bammou M, Haloui Z, Ibijbijen J. and Nassiri L ,(2017)** : Activité Antifongique Des Extraits Aqueux De Calendula Officinalis L, *Urginea Maritima* (L.) Baker et *Chenopodium Ambrosioides L*. European Scientific Journal, ESJ, 13(24). Pp 483.

25. **Daoudi.A, Nejem .M, Bachiri .L, Ibijbijen .J, Nassiri .L ;(2019) :** Monographies des plantes à haute fréquence d'utilisation en pharmacopée traditionnelle au Moyen Atlas Central Maroc. Journal of animale et plante sciences, vol .40(3) : Pp 6712-6730.

26. **Daulton (R.A.C); (C.J) (1961):** The nusbom effect of soil temperature on the survival of the root-knot nematodes *Meloidogyne javanica* and M.*hapla*. nematologica 6; Pp 280- 294.

27. **Davies Keith, Spiegel Yitzhak (2011):** Biological control of plant- paraitic nématodes.

28. **Davies K.G. et Williamson V.M, (2006):** Host specificity exhibited by populations of endospores of *Pasteuria penetrans. Nematology*. Vol. 8(3),Pp 475- 476.

29. **Denni Aicha., (2012)** : contribution à l'étude de l'effet toxique de la moutarde jaune«*sinapis arvensis*» sur les larves(L2) de *Meloidogyne* (Nematoda-*Meloidogynidae*).Mémoire master II. Université Saad dahlab blida. Faculté de sciences Agro-vétérinaires. Spécialité phytopharmacie appliqué..

30. De Guiran G., (1979): A necessary diapause in root-knot nematodes. Observations on its distribution and inheritance in Meloidogyne incognita. Rev. Nematol., Vol., 2, pp 223-23.

31. De Guiran, G. Et Netsher, C. (1970): Les nématodes du genre *Meloidogyne* parasites de cultures maraîchères au Sénégal. Cah. ORSTOM, Sér. Biol., 11: Pp 151-158.

32. Djian-Caporalino, C., Védie, H. et Arrufat, A. (2009) : Gestion des nématodes à galles: lutte conventionnelle et luttes alternatives. L'atout des plantes pièges. PHYTOMA, septembre 2009.

33. Dr. Trabut, (1935) : Répertoire des noms indigènes des plantes : spontanées cultivées et utilisées dans le nord d'Afrique, la TYPO-LITHO, Alger.

34. Eisenback J.D. & Triantaphyllou H.H. (1991): Root-Knot Nematodes: *Meloidogyne* spieces and races. In: Manual of Agricultural Nematology. Nickle W. R, édition Dekker, New York, Pp. 191-274.

35. Eisenback, J.D; (1985): Detailed morphology and anatomy of second-stage juveniles. males, and females of the genus *Meloidogyne* (root-knot nematodes) Pp47-77. **In** An advanced treatise on *Meloidogyne*, Vol. I. Biology and control, J. N. Sasser and C. C. Carter, eds North Carolina State Univ. Graphics, Raleigh

34. El Allagui N., Bourijate M., Tahrouch S. et Hatimi A., (2006) : Effet de cinq extraits végétaux sur *Meloidogyne* spp. De la tomate, Biochimie, Substances Naturelles et Environnement, Congrès International de Biochimie, «09-12 Mai », (Agadir) Maroc, Pp. 357-360.

35. El badri G.A., Lee D. W., Park J.C., Yu H. B. et Choo H.Y., (2008): Evaluation of various plant extracts for their nematocidal efficacies against juveniles of *Meloidogyne incognita* Journal of Asia-Pacific Entomology 11, Pp 99–102.

36. El Fennouni M (2012). Les plantes réputées abortives dans les pratiques traditionnelles d'avortement au Maroco. Thèse doctorat. Maroco. Pp. 92.

37. Fennane, M., Ibn-Tattou, M., & El Oualid, j. (2014) : Flore pratique du Maroc. Vol.3. Dicotylédones, Monocotylédones : Inst. Scientifique.

38. Fortnum, B.A., Kasperbauer, M.J., Decoteau, D.R. (2000): Effect of Mulch Surface Color on Root-knot of Tomato Grown in Simulated Planting Beds. Journal of Nematology, Vol. 32 (1), Pp. 101–109.24.

38. Frost et Sulliva, (2009): North American and Western European biopesticidesmarket. M Pp 472- 39.

39. Goguey T., Langlais C., Queneherve P., (2005)- Techniques de lutte alternative. Cahier du PRAM n°5, Pp 49.

40. Grab. (2001): Lutte contre les nématodes à galles en Agriculture Biologique. (Consulté le04 mars 2016).

41. Guet G (1999): Mémento d'agriculture biologique, guide pratique à usage professionnel. Editions Agri decisions, Groupe France Agricole, Paris, France, pp.189-192**.**

42. Hammiche.V, Merad.R, Azzouz.M ; (2013) : plante toxique à usage médicinal du pourtour méditerrané ; ISBN, 978-2-8178-0374-6-Springer Vertage PARIS 2013 *silla maritima*. (L.) Baker, PP227-230 ; pp 404-405.

43. Hmamouchi M : (1999). Les plantes médicinales et aromatiques marocaines. Rabat : Editions Fedala.Pp389.

44. Jacob Uluwehi Knecht., (2015) : Le bulbe *d'urginea maritima. Urginea pacific.* bulb society journal. Last modified on septembre 2015

45. Jatala P., Kaltenbach R. & Bocangelm., (1979): Biological control of *Meloidogyne incognito acrita* and *Globodera pallida* on potatoes. Nemato. *L*, 11, Pp 303.

46. Johnson AW (1982): Managing nematode populations in crop production. ***In***: Riggs RD (ed.) Nematology in the southern region of the United States, University of Arkansas, Pp. 193-203.

47. Jones F.G.W., (1982): The sol plant environment in plant nematology. Ed. Southey, London, Pp142.

48. Jones, J.T, Haegeman, A, Danchin, E.G.J., Gaur, H.S., Helder,J.,Jones, M.G.K., Kikuchi, T., Manzanilla-Lopez, R., Palomares-Rius, J.E.,Wesemael, W.M.L. ET AL. (2013): Top10 plant-parasitic nematodes in molecular plant pathology. Molecular plant pathogy 14, Pp 946-961.

49. Jvana Deravel, François Krier, Philippe Jacques (2013): les biopesticides, complement et alteratives aux produits phytosanitaires chimiques Pp 220-232.

50. **Khier Nawal (2012):** Etude de la toxicité de l'Armoise blanche « Artemisia herba alba », sur les larves de Meloidogyne. Spp in vitro (Meloidogynae-Nematoda). Mémoire mastre II. Université Saad dahlab blida. Faculté de sciences Agro-vétérinaires. Spécialité phytopharmacie appliqué.

51. **Léonce Kouadio., (2012):** Université Alassane Ouattara de Bouaké - Diplôme d'études approfondies (DEA) d'entomologie médicale et vétérinaire 2012.

52. **M. Maisara Mukhaimar ; (2015**) : Thèse doctorat biologie thème : Sources naturelles de la résistance contre les nématodes à galles *Meloidogyne javanica* chez la plante modèle *Arabidopsis thaliana* Pp5-15.

53. **M.A.B. Gamal, R.A.M. Atraiki., (2015):** Phytochemical constituents of *Ferula communis* plant extracts and their antimicrobial and antioxidant activity. Lebda Medical Journal, vol. 1, June 2015, Pp 6.

54. **Magali, C. (2009).** Lutte intégrée en serres florales et en verger de pomme. Revue éditée dans le cadre du Programme National Agriculture et Développement Durable.

55. **Mahmoudi S Khali M et (2013) :** étude de l'excration des composés phnolique de différentes parties de la fleur d'artichaut (cynara scolymus L.). nature et technologie, 09 :35-40

56. **Mair. R., (2013):** Répartition mondiale du genre *Urginea martima. (*Discoverlife.org)

:https://www.discoverlife.org/mp/20m?kind=Urginea+maritima

57. **Martiny B., MateilleT. &Tavoillot J., (2009):** Protection biologique intégrée et nématodes phytoparasites dans les systèmes de production légumière méditerranéens. *Symposium international bio best.***,** Agadir – Maroc, Pp 2.

58. **Mélanie Garcia., (2012):** Le guide pour débuter avec les huiles essentielles. Edition La vie est belle au naturel (Vitalité, Santé et bien-être au quotidien). Pp4.

59. **Mitrakos. k, Price.L, and Tzanni.H; (1974**). The growth patterns of the flowering shoot of *urginea maritima* L. (Liliaceae).Am.j.BOT.61/Pp920-924.

60. **Mohammad A. et Abdoul M., (2000):** Roles of organic soil amendments and soil organisms in the biological control of plant-parasitic nematodes. *Rev. Nematol*. Vol. 70, n° 2, Pp.100.

61. **Mokabli, A. (1988):** Les principaux facteurs qui déterminent l'importance et l'agressivité des *Meloidogyne* sous abris serre en Algérie. Thèse mag., Inst. Nat. Agro., El Harrach, Alger, Pp 69.

62. Mutin L., (1977). : La Mitidja. Décolonisation et espace géographique. Ed. Office Publ.Univ. Alger. Pp 607.

63. Nebih Hadj-Sadok, (2000): Etude de la biologie des Meloidogyne spp (Nematoda Meloidogynidae) dans quelques régions du littoral algérien. Thèse Magister.Inst. Nat Agro., El-Harrach, Pp 176.

64. Nhu Nguyen., (2009): Les feuilles et l'Inflorescence *d'urginea maritima*. Urginea., pacifc bulb society journal. Last modified on June 2019.

65. Ongena M. & Jacques P., (2008): Bacillus lipopeptides: versatile weapons for plant disease biocontrol. Trends Microbiol., 16(3), Pp 115-125.

66. Ornat C., Sorribas F.J., Verdejo-Lucas S., Galeano M., (2001). Effects of planting date on development of *Meloidogyne javanica* on lettuce in northeastern Spain. Nematropica 31 (2): Pp 148-149.

67. Pascual-Villalobos. María Jesús, (2002) : Anti-insect Activity of Bufadienolides from *Urginea maritima.* Reprinted from: Trends in new crops and new uses. 2002. J. Janick and Whipkey (eds.). ASHS Press, Alexandria, VA. Herbs, Medicinals, and Aromatics. (564- 566). Pp 564.

68. Paul Keirn.,(2017) : Plante entière d'*Urginea maritima* Scilla maritima : une plante pas comme les autres .13 Janvier 2017 Rédigé par Paul Keirn Publié dans .BOTANIQUE., JARDINS., ETHNOBOTANIQUE.

69. Pitcher, R.S. (1979): Facteurs influençent le mouvement des nématodes dans le sol. In: Lamberti, F., Taylor, E.E. and Sein horst, J.W. (Eds*.), Nematodes vectors of plant viruses. Nato Advanced Study Instieutes Series, serie A: Life Sciences, 2:* Pp 289-408.

70. Popp J., Petö K. & Nagy J., (2013): Pesticide productivity and food security. A review. Agron. Sustainable Dev., 33, Pp 243-255.

71. Prot, J. C. (1986). Contribution à l'étude des migrations dans le sol des juvéniles de second stage des nématodes du genre *Meloidogyne*. Thèse Université Paris-Sud, 1986, Pp 160.

72. Prot, J.C. (1978). Influence of concentration gradients of soils on the movement of second stage juveniIes of *Meloidogyne javanica*. Revue Nemntol, 1: 21-26.

73. Quist CW, Smant G, Helder J. (2015): Evolution of plant parasitism in the Phylum Nematoda. Annal Review of phytopathology 53: Pp 289-310**.**

74. Rohini HM, Ekanayake K, Vito D DI. (1986): Life cycle and multiplication of Meloidogyne incognita on tomato and eggplant seedlings. Tropical Agriculturist 142: Pp 59–68.

75. Sayre RM & Starr MP, (1988): Bacterial diseases and antagonisms of nematodes. ***In***: Poinar GO & Jansson HB (eds.) Diseases of nematodes. Vol.1, CRC Press, Inc., Boca Raton, Florida, Pp. 69-10.

76. Scaramuzzi, F. Bianco, P. (**1962) :** Esperienze di Estivazione su *Urginea maritime* Bak.*Giornale Botanico Italiano,* **69**: Pp 323-329.

77. Scotto La Massese C, (1961): Aperçu sur les problèmes posés par les nématodes phytoparasites en Algérie In les nématodes. Journées d'étude et d'information, Fédération Générale des Groupements de Protection des Cultures (FNGPC), ACTA, Pp 1-27.

78. Sellami S. et Zemmouri H., (2001): Effect of *Tagete erecta* on the mortality, hatching and development of *Meloidogyne incognita* (Kofoid and White) Chitwood. Acta Phytopathologica and Entomologica Hungarica, Vol. 36 (3-4), Pp. 383-387.

79. Sellami S., Lounici M., Eddoud A., et Benseghir H. (1999) : Distribution et plantes hôtes associés aux *Meloidogyne* sous abri plastique en Algérie. Nematol. Medit 27, Pp 295- 301.

80. Sellami S., Mezeket A. et Dahmane T., (2009): Evaluation de l'efficacité de quelques huiles essentielles contre *Meloidogyne incognita* (*Nematoda*; *Meloidogynideae*). Colloque International sur la Gestion des Risques phytosanitaires. Marrakech, Maroc, du 09-au 11 November. Pp 411 – 418.

81. Sharaf Mus Al-Tardeh, (2008): Morphological and anatomical adaptations of the prennieal geophyte *urginea maritima* (L) Baker (*Liliaceae*) to the Mediterranean climate. These doctoral dissertations ; university of Thessaloniki Anistotle. Pp27-28.

82. Stambouli S. et Hamaidi Z. (2019); Effet nématicide de quelques extraits biologiques sur les nématodes phytophage; FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE; DEPARTEMENT DES BIOTECHNOLOGIES. Master; UNIVERSITE BLIDA 1.

83. Stapleton J.J., (2000). Soil solarization in various agricultural production systems. Crop Protection 19 : Pp 837-841.

84. Stirling, G.R (1991). Biological control of problems and prospects.CAB International, Wallingford, Pp 282.

85. **Tribeh.T.,(1980):** Prospectsfor the biological control of plant-parasitic nematodes.Parasitology, 81, Pp 619-639.

86. **Taylor A.L., (1968):** Introduction à la recherche sur les nématodes phytoparasites.Man. F.A.O., Rome, Pp 135.

87. **Thakore, *Y.* (2006):** The biopesticide market for global agriculture use. *Ind. Biotechnol*: Pp 194-208.

88. **Van gunday, S.D., Bird, A.F.et Wallace, H.R. (1967):** Aging and starvation in larvae of *Meloidogyne Javanica* and *Tylenchus semipenetrans*.Phytopathology.57: Pp 559-571.

89. **Vedie H., Geffroy T., And Lambion J., (2006)** : Lutte contre les nématodes à galle: test de différents engrais verts nématicides : compte-rendu d'essai 2005. Groupe de Recherche en Agriculture Biologique.

90. **Villain, L., Baujard, P., Anzueto, F., Hernandez, A. et Sarah, J.L. (2002)**: Protection intégrée des caféières d'Amérique centrale contre les nématodes Pp 118-119.

91. **Whitehead A.G. (1998):** Plant nematode control. Ed. CAB International. Pp 384.

- **Cite web:** https://www.google.dz/maps/@30.5670197,4.6911217,5z?hl=fr

ANNEXE

Annexe : Le matériel utilisé lors de l'expérimentation

Annexe 01 :

Réactifs :



Figure 26 : Ethanol et l'eau distillées **(Originale. 2020)**

Annexe 02 :

Appareillage :



Figure 27 : 1. Balance électrique, **2.** Centrifugeuse**, 3**. Loupe binoculaire **(Originale.2020)**

Annexe 03 :

Verrerie :

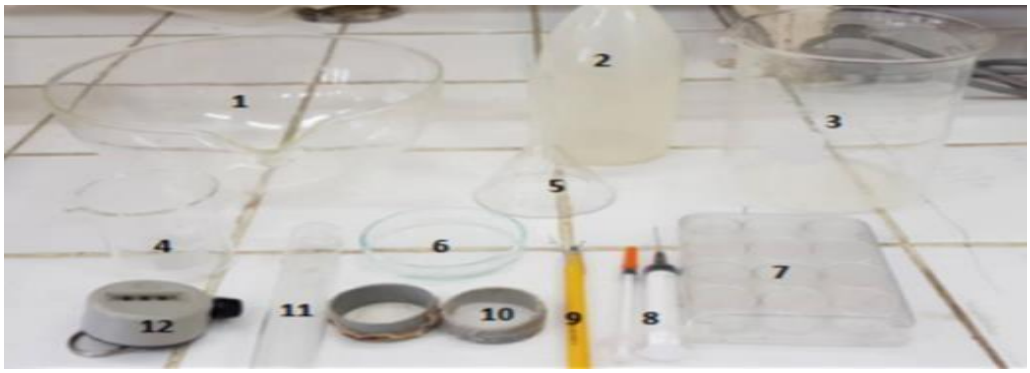


Figure 28 : Matériel utilisé pour l'extraction des larves L2
1 : Cristallisoir ; **2** : Pissette ; **3,4**: Becher ; **5** : Entonnoir ; **6** : Boîte de Pétri ; **7** : Cellule à puits ;**8** : Seringues ; **9** : Canne à pêche ; **10** : Eclosoirs; **11** : Tube à essai ; **12** : Compteur (**Stambouli *et al* ., 2019)**

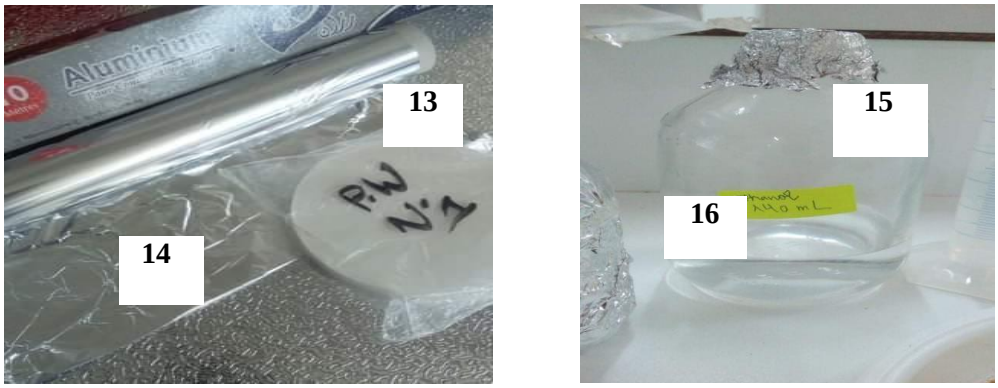


Figure 29 : 13 : Disque en papier Wattmen N°1 **14** : Papier aluminium
15 : Flacon **16** : Etiquettes **(originale ,2020)**