

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de L'Enseignement Supérieur et de La Recherche Scientifique

المدرسة الوطنية العليا للعلوم الفلاحية الحراش – الجزائر

Ecole Nationale Supérieure Agronomique EL Harrach-Alger

MEMOIRE

En vue de l'obtention du

Diplôme de Magister en Sciences Agronomiques

Spécialité : Sciences et Technologies des Productions Végétales

**Evaluation de l'activité nématocide de quelques extraits
de plantes contre *Meloidogyne incognita*
(White et Kofoid, 1919) Chitwood 1949
(*Nematoda : Meloidogynidae*)**

par : M^{elle}. MEDJAHED Samira

Jury :

Président :	M ^{me} KHALFI O.	Maitre de conférences	ENSA	Alger
Directeur de thèse :	M ^{me} SELLAMI S.	Maitre de conférences	ENSA	Alger
Co-Directeur de thèse:	M. REGUIEG L.	Maitre de conférences	ENSA	Alger
Examineurs :	M. BENZARA A.	Maitre de conférences	ENSA	Alger
	M ^{me} BELAHMAR-LOUNICI M.	Chargée de cours	USTHB	Alger

Année Universitaire : 2009- 2010

Sommaire

Sommaire.....	1
Liste des figures.....	3
Liste des tableaux.....	5
Introduction.....	6
Première partie : Etude bibliographique	
Chapitre I : Généralités sur les nématodes du genre <i>Meloidogyne</i>	
Introduction.....	8
I- Caractéristiques générales des <i>Meloidogyne</i>	8
I-1- Position systématique.....	8
I-2- Description des <i>Meloidogyne</i>	9
I-3- Cycle de développement des <i>Meloidogyne</i>	9
I-4- Symptômes, dégâts et seuil de nuisibilité des <i>Meloidogyne</i>	13
II- Méthodes de lutte contre les <i>Meloidogyne</i> spp.....	
2-1- Méthodes prophylactiques.....	15
2-2- Méthodes culturales.....	15
2-3- Méthodes chimiques.....	16
2-4- Méthodes physiques.....	17
2-5- La lutte génétique.....	17
2-6- La lutte biologique.....	18
2-7- La lutte intégrée.....	23
Chapitre II : Potentialités des espèces de brassicacées dans la lutte contre les ennemis de cultures	
I- Généralités.....	25
II- Etude du système glucosinolate-myrosinase.....	26
III- Activités des brassicacées et des dérivés des composées glucosinolates dans la lutte contre les ennemis de cultures.....	27
3-1- Activités des brassicacées et des isothiocyanates sur les champignons pathogènes.....	29
3-2- Activités des brassicacées et des isothiocyanates sur les ravageurs.....	30
3-3- Activités des brassicacées et des isothiocyanates sur les mauvaises herbes.....	30
3-4- Activités des brassicacées et des isothiocyanates sur les nématodes phytoparasites.....	31
Deuxième partie : Partie expérimentale	
Objectif.....	34
I- Matériels et méthodes.....	34
1-1- Matériel biologique.....	34
1-2- Matériel végétal.....	34
1-3- Extraction des solutions biologiques à partir des végétaux.....	35
1-4- Le produit chimique.....	35
1-5- Effet des extraits aqueux sur la mortalité des larves L2 de <i>M. incognita</i>	36
1-6- Effet des extraits aqueux sur l'éclosion des larves L2 de <i>M. incognita</i>	38
1-7- Effet de quelques brassicacées sur le développement de <i>M. incognita</i>	39
Objectif.....	39
1-7-1- Matériel végétal.....	39
1-7-2- Matériel biologique.....	39
1-7-3- Mode opératoire.....	39
1-7-4- Dispositif expérimental.....	40
1-7-5- Analyse nématologique.....	42
1-7-6- Evaluation de l'indice de galles.....	43

1-8-Screening phytochimique.....	46
1-8-1-Matériel végétal.....	46
1-8-2-Préparation de l'infusé.....	46
1-8-3-Identification des principaux métabolites secondaires.....	47
Troisième partie : Résultats et discussion	
I-Résultats.....	50
II-Discussion.....	79
Conclusion générale.....	85
Références bibliographiques.....	87
Annexes.....	97
Résumé.....	126

Liste des figures

Figure 1 : Morphologie des <i>Meloidogyne spp.</i> D'après Eisenback et Triantaphyllou (1991)....	12
Figure 2 : Cycle de développement des nématodes à galles, <i>Meloidogyne spp.</i> D'après Agrios (2005).....	13
Figure 3 : Structure générale des glucosinolates. D'après, Reau et al. (2005a).....	28
Figure 4 : Les principaux produits de la dégradation des glucosinolates. D'après, Reau et al. (2005a).....	28
Figure 5 : Dispositif expérimentale de l'essai de l'effet des extraits aqueux sur la mortalité des larves L ₂ de <i>Meloidogyne incognita</i>	37
Figure 6 : Dispositif expérimentale de l'essai de l'effet des extraits aqueux sur l'éclosion des œufs de <i>Meloidogyne incognita</i>	38
Figure 7 : Dispositif expérimental de l'essai (bloc aléatoire complet).....	41
Figure 8 : Technique d'extraction des nématodes à partir du sol. D'après, Dalmasso (1966).....	44
Figure 9 : Technique d'extraction des nématodes à partir des racines. D'après, Coolen et Herde (1972).....	45
Figure 10 : Droite de régression des probits à différentes concentrations utilisées dans l'extrait aqueux de <i>Sinapis arvensis</i> sur les larves (L ₂) de <i>Meloidogyne incognita</i>	54
Figure 11 : Droite de régression des probits à différentes concentrations utilisées dans l'extrait aqueux de <i>Raphanus raphanistrum</i> sur les larves (L ₂) de <i>Meloidogyne incognita</i>	54
Figure 12 : Droite de régression des probits à différentes concentrations utilisées dans l'extrait aqueux de feuilles de <i>Brassica napus</i> sur les larves (L ₂) de <i>Meloidogyne incognita</i>	55
Figure 13 : Droite de régression des probits à différentes concentrations utilisées dans l'extrait aqueux de racines de <i>Brassica napus</i> sur les larves (L ₂) de <i>Meloidogyne incognita</i>	55
Figure 14 : Droite de régression des probits à différentes concentrations utilisées dans l'extrait aqueux de feuilles de <i>Raphanus sativus</i> sur les larves (L ₂) de <i>Meloidogyne incognita</i>	56
Figure 15 : Droite de régression des probits à différentes concentrations utilisées dans l'extrait aqueux de racines de <i>Raphanus sativus</i> sur les larves (L ₂) de <i>Meloidogyne incognita</i>	56
Figure 16: Droite de régression des probits à différentes concentrations utilisées dans l'extrait aqueux de <i>Brassica oleracea</i> sur les larves (L ₂) de <i>Meloidogyne incognita</i>	57
Figure 17 : Droite de régression des probits dans la solution du témoin et du Némacur sur les larves (L ₂) de <i>Meloidogyne incognita</i>	57
Figure 18: Efficacité des extraits aqueux de brassicacées par rapport au temps utilisés sur les larves (L ₂) de <i>Meloidogyne incognita</i>	59
Figure 19: Efficacité du némacur et de l'extrais aqueux de <i>Brassica oleracea</i> par rapport au temps utilisés sur les larves (L ₂) de <i>Meloidogyne incognita</i>	59
Figure 20: Efficacité des extraits aqueux de brassicacées par rapport au temps utilisés sur les larves (L ₂) de <i>Meloidogyne incognita</i>	60
Figure 21: Efficacité des extraits aqueux de brassicacées par rapport au temps utilisés sur les larves (L ₂) de <i>Meloidogyne incognita</i>	60

Figure 22: Nombre moyen de larves écloses de <i>Meloidogyne incognita</i> dans l'extrait aqueux de <i>Sinapis arvensis</i>	64
Figure 23 : Nombre moyen de larves écloses de <i>Meloidogyne incognita</i> dans l'extrait aqueux de <i>Raphanus raphanistrum</i>	64
Figure 24 : Nombre moyen de larves écloses de <i>Meloidogyne incognita</i> dans l'extrait aqueux de feuilles de <i>Brassica napus</i>	65
Figure 25: Nombre moyen de larves écloses de <i>Meloidogyne incognita</i> dans l'extrait aqueux de racines de <i>Brassica napus</i>	65
Figure 26 : Nombre moyen de larves écloses de <i>Meloidogyne incognita</i> dans l'extrait aqueux de feuilles de <i>Raphanus sativus</i>	66
Figure 27 : Nombre moyen de larves écloses de <i>Meloidogyne incognita</i> dans l'extrait aqueux de racines de <i>Raphanus sativus</i>	66
Figure 28 : Nombre moyen de larves écloses de <i>Meloidogyne incognita</i> dans l'extrait aqueux de <i>Brassica oleracea</i>	67
Figure 29 : Droite de régression des probits à différentes concentrations utilisées dans l'extrait aqueux de <i>Sinapis arvensis</i> , <i>Raphanus raphanistrum</i> et <i>Brassica oleracea</i> sur l'éclosion des larves de <i>Meloidogyne incognita</i>	70
Figure 30 : Droite de régression des probits à différentes concentrations utilisées dans l'extrait aqueux de feuilles et de racines de <i>Brassica napus</i> sur l'éclosion des larves de <i>Meloidogyne incognita</i>	70
Figure 31 : Droite de régression des probits à différentes concentrations utilisées dans l'extrait aqueux de feuilles et de racines de <i>Raphanus sativus</i> sur l'éclosion des larves de <i>Meloidogyne incognita</i>	71

Liste des tableaux

Tableau I : Principales caractéristiques du némacur.....	36
Tableau II: Effet des extraits aqueux de quelques brassicacées sur la mortalité des larves (L2) de <i>Meloidogyne incognita</i>	52
Tableau III : Résultats des DL50 pour la mortalité des larves de <i>Meloidogyne incognita</i>	53
Tableau IV: Résultats des TL50 pour la mortalité des larves de <i>Meloidogyne incognita</i> pour 100% de la solution standard.....	58
Tableau V : Classement des groupes homogènes des moyennes des pourcentages de mortalité des larves après 24 heures d'exposition à une concentration de concentration de 50% de la solution standard (test de Newman-Keuls).....	61
Tableau VI : Classement des groupes homogènes des moyennes des pourcentages de mortalité des larves après 48 heures d'exposition à une concentration de concentration de 50% de la solution standard (test de Newman-Keuls).....	62
Tableau VII : Classement des groupes homogènes des moyennes des pourcentages de mortalité des larves après 72 heures d'exposition à une concentration de concentration de 50% de la solution standard (test de Newman-Keuls).....	62
Tableau VIII : Classement des groupes homogènes des moyennes des larves écloses après 12 jours d'incubation à une concentration de 20% de la solution standard (test de Newman-Keuls).....	67
Tableau IX: Classement des groupes homogènes des moyennes des larves écloses après 12 jours d'incubation à une concentration de 50% de la solution standard (test de Newman-Keuls).....	68
Tableau X : Classement des groupes homogènes des moyennes des larves écloses après 12 jours d'incubation à une concentration de 100% de la solution standard (test de Newman-Keuls).....	69
Tableau XI : Résultats des DL50 pour l'inhibition de l'éclosion des larves de <i>Meloidogyne incognita</i> après 12 jours d'incubation.....	71
Tableau XII: Effet des extraits aqueux des brassicacées sur l'éclosion de <i>Meloidogyne incognita</i>	73
Tableau XIII: Effet de quelques plantes sur le développement de <i>Meloidogyne incognita</i>	74
Tableau XIV: Classement des groupes homogènes des moyennes des effectifs de <i>Meloidogyne incognita</i> par plant des différents traitements par rapport au Témoin (Test de Newman-Keuls).....	75
Tableau XV: Classement des groupes homogènes des moyennes des effectifs de <i>Meloidogyne incognita</i> par 250 g de sol des différents traitements par rapport au témoin (Test de Newman-Keuls).....	76
Tableau XVI: Classement des groupes homogènes des moyennes de l'indice de galle des plants des différents traitements par rapport au témoin (Test de Newman-Keuls).....	77
Tableau XVII: Métabolites secondaires existant au niveau de plantes testées.....	78

Introduction :

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

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

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

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

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

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

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

Ces substances naturelles montrent le plus souvent un large spectre d'activité à l'égard des insectes, des acariens et des nématodes. En plus, elles possèdent également des propriétés antifongiques, antivirales, bactéricides et herbicides.

C'est dans ce cadre que nous avons tenté d'étudier les potentialités des brassicacées vis-à-vis de *Meloidogyne incognita*. En effet, les glucosinolates identifiés dans les tissus des plantes appartenant à cette famille sont des métabolites secondaires qui sont impliqués dans le système de défense de ces plantes (Rauth, 2002). Les produits du système glucosinolates et les enzymes qui les hydrolyse les myrosinases sont exploités dans l'utilisation des différentes espèces de brassicacées dans la lutte biologique contre les maladies et les ravageurs des cultures (Zasada et Ferris, 2003).

Ainsi, ces plantes possèdent des propriétés fongicides contre *Rhizoctonia* spp (Larkin et Griffin, 2007), *Pythium* spp (Hoagland et al., 2008) et des propriétés insecticides contre les insectes du genre *Agriotes* spp (Elateridae) (Dedryver et al., 2009). Elles peuvent aussi participer dans la lutte contre les mauvaises herbes et les plantes parasites (Peterson et al., 2001 ; Acharya et al., 2002).

Les propriétés nématicides des glucosinolates et les produits de leur hydrolyse peuvent être exploitées en les utilisant comme bio pesticides, comme plantes pièges, engrais vert, ou comme un amendement au sol (Curto et al., 2005 et Melakeberhan et al., 2008).

L'objectif de ce présent travail est de tester l'effet de cinq espèces de brassicacées dont deux sont spontanées : *Sinapis arvensis*, *Raphanus raphanistrum* et trois cultivées : *Brassica oleracea*, *Brassica napus* et *Raphanus sativus* sur la mortalité et le potentiel d'éclosion des larves de *Meloidogyne incognita* d'une part, et d'étudier le comportement des espèces cultivées sur le développement de *Meloidogyne incognita* d'autre part.

Enfin, cette étude est complétée par les analyses phytochimiques de ces plantes afin de déterminer les métabolites secondaires présents dans la plante.

Première partie : Etude Bibliographique.

Chapitre I : Généralités sur les nématodes du genre

Meloidogyne Goeldi, 1992

Introduction

Les problèmes phytosanitaires causés par les nématodes phytoparasites ont une incidence économique très importante à l'échelle mondiale. Ils sont classés en troisième position en ce qui concerne les pertes dues aux maladies (Whitehead, 1998) car ils s'attaquent aussi bien aux grandes cultures, qu'aux cultures maraîchères, florales et fruitières, aussi bien les racines et les tiges que les fruits et les fleurs.

Les *Meloidogyne*, nématodes à galles, ou nématode des racines noueuses sont des endoparasites sédentaires obligatoires des plantes vasculaires. Ce sont les espèces les plus répandues dans le monde principalement dans les zones tropicales, sub-tropicales et chaudes (Taylor et Sasser, 1978).

Ils constituent aussi l'un des principaux problèmes pour les cultures protégées aux pays Méditerranéens où les conditions climatiques favorisent leur développement (Giannakou, 2007).

C'est en 1928 que la présence de ce nématode a été signalée en Algérie par Delassus (Scotto La Massesse, 1962). Actuellement, la présence des espèces de *Meloidogyne* est signalée dans presque toutes les zones pratiquant les cultures maraîchères et représentent une menace non négligeable sur ces cultures (Sellami et *al.*, 1999).

I- Caractéristiques générales des *Meloidogyne* :

1-1-Position systématique :

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

Phylum :	<i>Nematoda</i>
Classe :	<i>Secernentea</i>
Ordre :	<i>Tylenchida</i>
Sous ordre :	<i>Tylenchida</i>
Super famille :	<i>Tylenchoidea</i>
Famille :	<i>Heteroderidae</i>
Sous famille :	<i>Meloidogyninae</i>
Genre :	<i>Meloidogyne</i>

Plusieurs espèces de *Meloidogyne* ont été identifiées et décrites, dont quatre présentent une importance particulière dans le bassin Méditerranéen :

- *Meloidogyne hapla* (Chitwood, 1949) :
- *Meloidogyne javanica* (Treub, 1985) Chitwood, 1949.
- *Meloidogyne arenaria* (Neal, 1889) Chitwood, 1949.
- *Meloidogyne incognita* (Kofoid et White, 1919) Chitwood, 1949.

Les différentes espèces peuvent se trouver seules ou ensembles dans le sol (Caporalino et *al.*, 1999). Tandis que les trois dernières espèces ne supportent pas le gel, *Meloidogyne hapla* supporte les climats froids.

Meloidogyne incognita est l'espèce la plus répandue responsable à elle seule de plus de 66% des pertes causées par les nématodes à galles dans le monde (Gurr et *al.*, 1992).

1-2- Description des *Meloidogyne* :

Les *Meloidogyne* sont des parasites obligatoires du système racinaire des plantes. Ce sont de petits vers microscopiques qui sont caractérisés par un dimorphisme sexuel très prononcé (Figure 1):

- Les femelles sédentaires des *Meloidogyne*, sont piriformes, de couleur blanche, et mesurant environ 0.40 à 1.30millimètres de long et 0.27 à 0.75millimètres de large. Chaque femelle pond environ 500 œufs dans une substance gélatineuse (Agrios, 2005).
- Les œufs en forme d'haricot ont des dimensions de longueur allant de 75 à 113µm et de largeur variant de 30 à 60µm (Jones et *al.*, 1997).
- Les mâles et les juvéniles du deuxième stade sont actifs et vermiformes et ont des tailles allant de 1 à 1.5millimètres de longueur et de 300 à 500micromètres de largeur respectivement.

1-3- Cycle de développement des *Meloidogyne* :

Les nématodes à galles vivent dans le sol sous forme de larves du deuxième stade. Les juvéniles du deuxième stade pénètrent dans les poils des racines grâce à leur stylet et se fixent au voisinage du cylindre central où elles vont subir les différentes mues pour atteindre les stades mâle ou femelle (Figure 2).

Les femelles de *Meloidogyne* en se fixant, causent ainsi des mitoses des cellules végétales, ce qui entraîne la formation des cellules multinuclées. Ces dernières constituent des sites nourriciers du nématode, qui sont localisés autour de la cellule géante et la tête du nématode (Davis et *al.*, 2008).

En réponse aux piqûres du parasite, les cellules corticales de l'hôte s'hypertrophient et donnent des galles d'un diamètre allant de 2 à 4 mm sur de petites racines, lorsqu'elles correspondent à un seul individu, mais peuvent devenir plus grosses dans le cas d'attaques multiples. La taille et la forme des galles dépendent de l'espèce de *Meloidogyne* mais aussi de la plante hôte.

Pour se nourrir, et juste après l'insertion du stylet à travers la paroi de la cellule, le nématode sédentaire secrète le contenu digestif des cellules des glandes de l'œsophage dans le tissu de la plante. Ces sécrétions enzymatiques synthétisées au niveau des glandes œsophagiennes du nématode induisent un changement dans l'expression génétique des cellules (Gaillaud et *al.*, 2008) en intervenant dans les étapes de pénétration et de migration intercellulaire, ainsi elles jouent un rôle dans la différenciation et le maintien du site nourricier et dans l'interaction plante- nématode (Jaubert et *al.*, 2002).

Chez *Meloidogyne incognita* et la plupart des espèces de *Meloidogyne* la reproduction est parthénogénique. Les femelles sédentaires hypertrophiées continuent à grossir et pondent des œufs dans un sac gélatineux « masse d'œufs ».

Plusieurs facteurs peuvent influencer la durée du cycle des *Meloidogyne*, mais en général, le cycle complet demande 35 à 45 jours où quatre à cinq générations se succèdent durant l'année (Anonyme, 1986).

Parmi les facteurs favorisant la survie et le développement des *Meloidogyne*, nous citons :

- La température : les températures optimales se situent entre 14 et 28°C voire 32°C pour les espèces thermophiles.
- L'humidité peut réguler l'activité du nématode ; l'activité des larves se fait dans un sol ayant des taux d'humidité de 40 à 60%, cependant, un excès peut entraîner leur asphyxie (Reddy, 1983).
- la sensibilité de l'hôte, la mauvaise nutrition de ce dernier et l'âge de la plante augmentent les dégâts occasionnés par les *Meloidogyne* (Wesemael et al., 2006).
- Enfin, la sévérité des attaques des *Meloidogyne* varie en fonction de la nature du sol, les dégâts sont plus importants dans les sols sableux (Jones et al., 1997), pauvres en matière organique et en ammonium NH₃ et des sols à PH faible (Korayem, 2003).

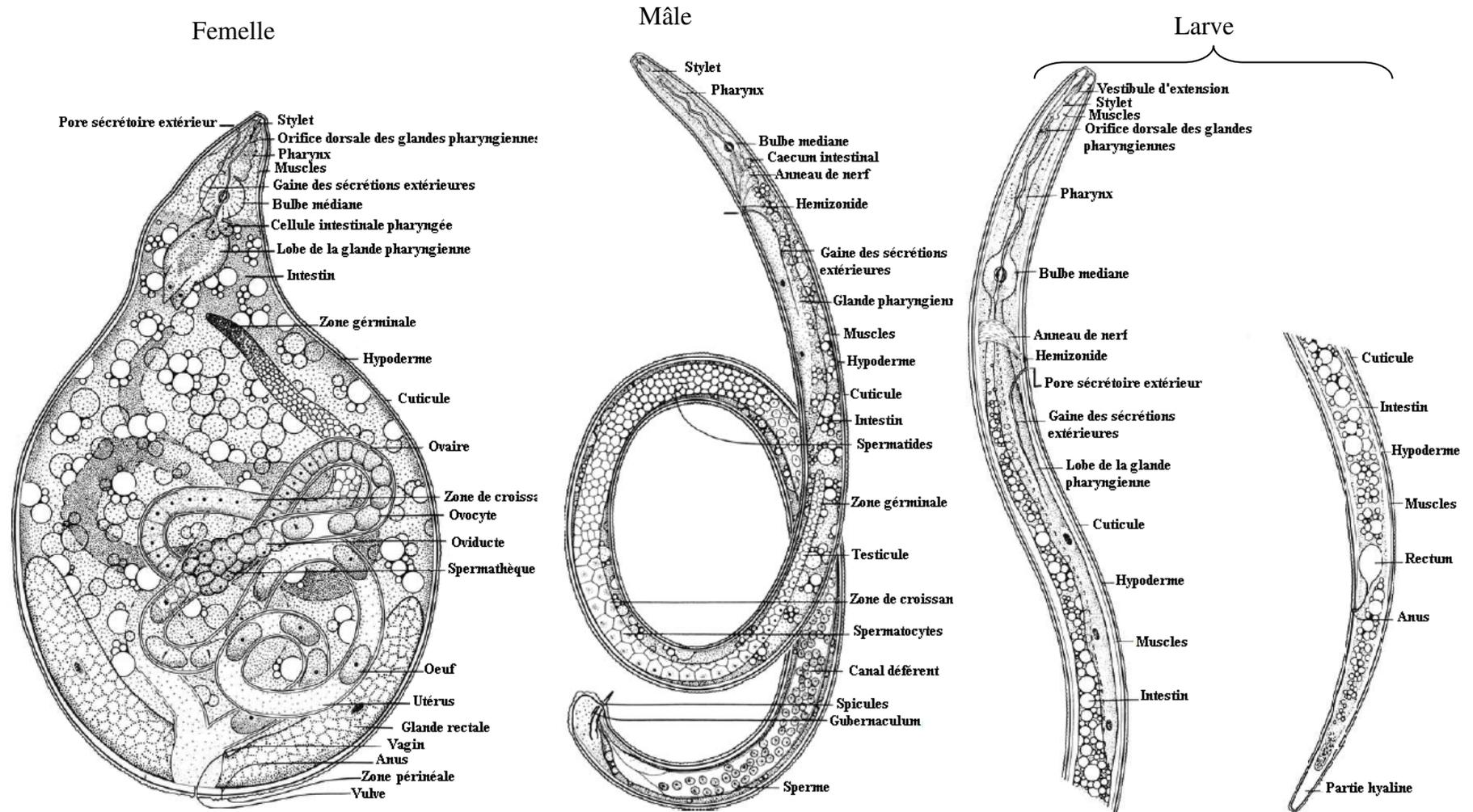


Figure 1 : Morphologie des *Meloidogyne* spp
D'après Eisenback et Triantaphyllou (1991)

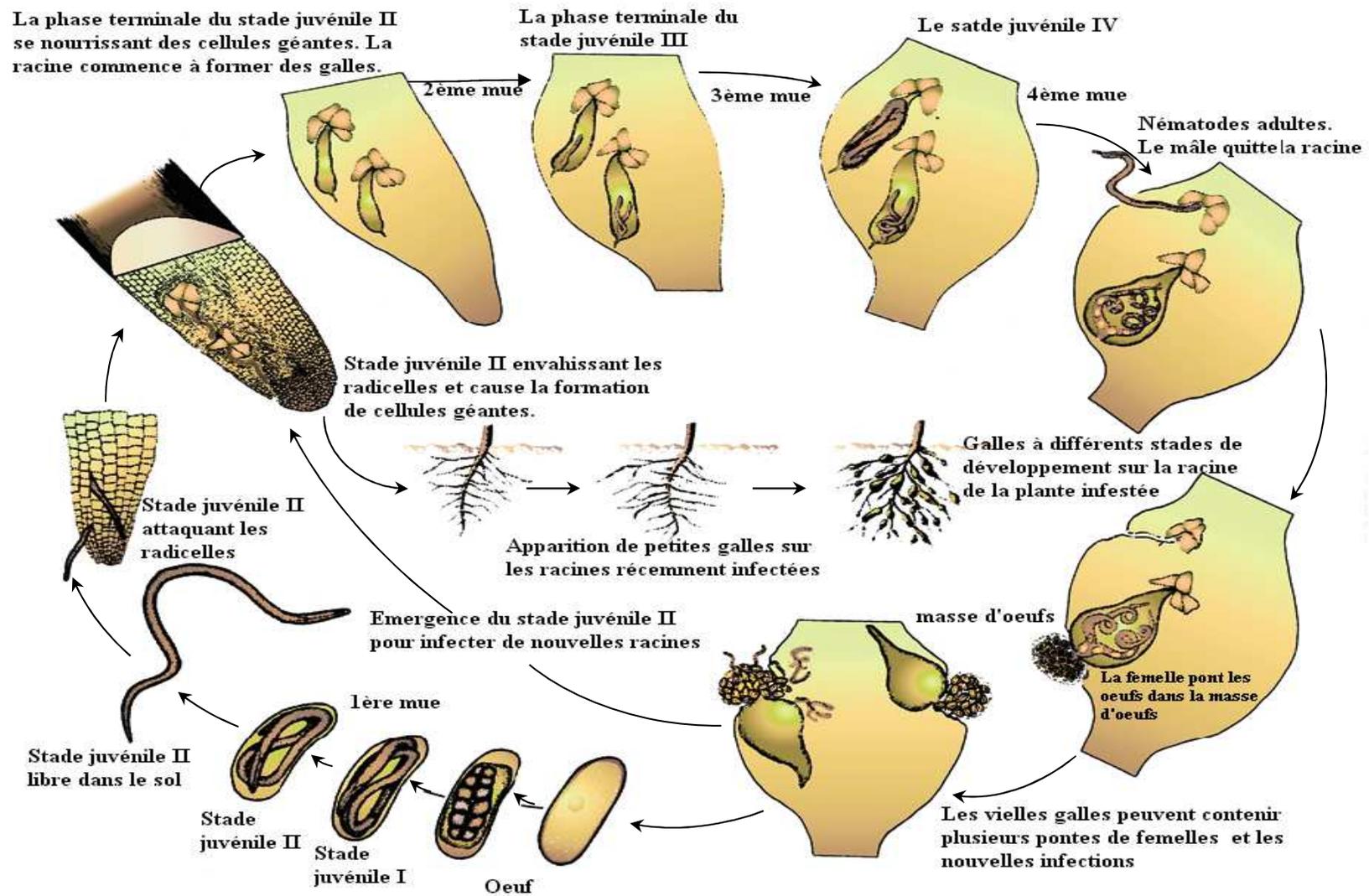


Figure 2 : Cycle de développement des nématodes à galles, *Meloidogyne* spp
D'après Agrios (2005).

1-4- Symptômes, dégâts et seuil de nuisibilité des *Meloidogyne* :

L'examen de l'aspect externe du végétal ne permet pas de faire un diagnostic exact d'une maladie due à un nématode. De ce fait, une analyse nématologique est obligatoire.

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

- Sur la partie souterraine : les symptômes caractéristiques de la présence des *Meloidogyne* sont le développement des galles sur les racines infestées.

Cette altération morphologique de la racine est nocive pour la plante. Elle provoque une perturbation du métabolisme de l'absorption des nutriments et une augmentation du prélèvement des produits de la photosynthèse (Melakberhan, 2006) ainsi qu'une inhibition de la croissance des racinelles et un dysfonctionnement du système vasculaire de la plante infectée (Regnault – Roger et *al.*, 2005).

- Sur la partie aérienne : Les racines infestées limitent le transport des nutriments vers le reste de la plante qui flétrissent rapidement et montrent des signes de carence en cas de forte infestation, et ne répondent pas normalement à la fertilisation.

- Un retard de croissance de l'hôte et une réduction significative de la taille et de la vigueur des plants, sont aussi des signes d'infestation des plantes par les *Meloidogyne* (Siddiqui et *al.*, 2002).

Au champ : les symptômes sont caractérisés par la présence de « plages » dans les parcelles infestées représentant les foyers de regroupement des *Meloidogyne*.

Même en absence de symptômes caractéristiques sur le système aérien, les rendements sont affectés par les attaques de *Meloidogyne*. Les pertes qualitatives et quantitatives de rendement augmentent avec l'intensité d'infestation (Whitehead, 1998 et Coyne et *al.*, 2007).

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

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

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

Ainsi, l'établissement des autres pathogènes à travers les blessures causées par la pénétration du nématode, accélèrent la dégradation du phloème des plantes et forment ainsi des maladies complexes avec les champignons tels que le *Fusarium* spp, le *Pythium*, et le *Rhizoctonia* spp (Messiaen et *al.*, 1991 ; Gurr et *al.*, 1992 ; Whitehead, 1998). Ainsi que les bactéries pathogènes comme *Agrobacterium tumefaciens* agent causal du Grown Gall des plantes qui se développe plus intensément en présence du nématode à galles (Rubio-Cabetas et *al.*, 2001). Les flétrissements dus aux bactéries *Pseudomonas solanacearum* et *Rolstonia marginata* sont accentués en présence d'espèces de *Meloidogyne* (Whitehead, 1998 ; Agrios, 2005).

Chez les légumineuses fixatrices d'azote, Les *Meloidogyne* inhibent la symbiose entre légumineuses et bactéries en réduisant la nodulation (Sharma et Trivedi, 1988 et Duponnois et *al.*, 1998).

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

II- Méthodes de lutte contre les *Meloidogyne* spp

En raison de leur extrême résistance, leur grande variabilité physiologique et leur vie souterraine, il est très difficile de combattre les nématodes. 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 (Lamberti et Ciancio, 1992 ; Whitehead, 1998).

2-1- Méthodes prophylactiques :

Elles comprennent plusieurs mesures contribuant à limiter la dissémination des nématodes et l'ensemble des précautions à prendre afin d'éliminer toute source de contamination :

- Utilisation de matériel végétal certifié.
- Nettoyage de la machinerie agricole.
- Elimination des mauvaises herbes hôtes.
- Elimination des débris végétaux.
- Contrôle des pépinières.

2-2- Méthodes culturales :

2- 2- 1- Travail du sol :

Les labours et les façons superficielles pratiqués pendant les périodes sèches, peuvent détruire les populations de *Meloidogyne*. En effet, le travail du sol influe sur le développement des nématodes en induisant des modifications hydrique et thermique dans la strate superficielle du sol où ils sont majoritairement présents (Messiaen et *al.*, 1991 ; Oesterlin, 2003).

2- 2-2 Amendements organiques :

L'apport d'amendements organiques influe sur le nombre de nématodes phytoparasites :

- En favorisant le développement des organismes antagonistes aux nématodes et en augmentant la tolérance des plantes aux nématodes (Korayem, 2003).

- En libérant certains acides organiques et enzymes après décomposition de la matière organique par les microorganismes du sol, qui sont toxiques pour les nématodes tels que l'ammonium (Villeneuve et *al.*, 1998 ; Korayem, 2003 ; Oka et *al.*, 2006 ; Zasada et Tenuta, 2008).

Ainsi, la base du contrôle durable des nématodes repose sur le maintien de la santé de la biosphère du sol par une application régulière de matières organiques.

2- 2-2- Rotations culturales :

Elles ont pour but d'introduire dans les systèmes de culture des plantes non hôtes. Cependant, vue la polyphagie des *Meloidogyne*, cette technique reste très difficile à appliquer.

2-3- Méthodes chimiques :

Les traitements chimiques contre les nématodes ont une part prédominante dans la lutte contre les nématodes. Ils sont basés essentiellement sur l'utilisation des nématicides fumigants et des substances endotherapiques.

Les nématicides systémiques, qui agissent par ingestion et inhibent la pénétration des nématodes dans les plantes hôtes, sont utilisés pour la protection des cultures en place.

Selon Regnault-Roger et *al.* (2005), les *Meloidogyne* principalement l'espèce *Meloidogyne incognita* sont les nématodes les plus traités dans le monde par les nématicides.

Cependant, Les traitements chimiques peuvent contaminer les nappes phréatiques et être dangereux pour l'applicateur, l'environnement et le consommateur (Oesterlin, 2003).

Parmi les nématicides, ce sont les organophosphorés (Ethoprophos, Phenamiphos, Cadusaphos) et les carbamates (Aldicarbe, Carbofuran) qui sont les plus utilisés. Les différents nématicides homologués en Algérie sont représentés dans l'annexe A.

2-4-- Méthodes physiques :

Divers procédés physiques sont utilisés dans la lutte contre les nématodes. Parmi lesquels, nous citons, la submersion du sol et le traitement à la chaleur qui sont peu utilisés vu la difficulté et le coût élevé de leur application. Parmi les traitements les plus utilisés nous citons :

2-4- 3- Solarisation du sol :

La technique de solarisation consiste à couvrir le sol avec un film plastique transparent de 20 à 30µm pendant les périodes de fortes radiations solaires durant quatre à huit semaines (Stapleton, 2000). L'efficacité de cette technique dépend de la nature, l'épaisseur et la couleur du film (Gaur et Perry, 1991).

Elle permet un contrôle simultané des champignons pathogènes

L'intérêt de cette méthode réside dans le fait qu'elle peut lutter non seulement contre plusieurs genre de nématodes phytophages (Sellami et Lounici, 2000 ; Culman et *al.*, 2006 ; Chellemi et *al.*, 2006) mais également contre les champignons du sol tels que le *Verticillium* spp, *Fusarium* spp et le *Rhizoctonia* spp, de bactéries : *Agrobacterium* spp et les acariens comme le *Rhizoglyphus robini* ainsi que des plantes parasites telles que l'orobanche (Gaur et Perry, 1991 ; Le Poivre, 2003 ; Minuto et *al.*, 2006) et les mauvaises herbes comme *Echinochoa colona* (*Poaceae*) et la Bourse à Pasteur : *Capsella bursapastoris* (*Brassicaceae*) en bloquant leur germination (El-Keblawy et Al-Hamadi, 2009).

- La solarisation a des effets physiques, chimiques et microbiologiques qui stimulent la croissance des végétaux et augmentent la productivité des cultures (Scopa et *al.*, 2008).

2-5- La lutte génétique :

De nombreuses plantes cultivées ou spontanées ont été sélectionnées pour leur résistance ou immunité vis-à-vis des espèces de *Meloidogyne* (Whitehead, 1998).

Ces plantes évitent que le nématode achève son cycle dans leurs racines, en piégeant les juvéniles du second stade et en empêchant la formation des cellules nourricières nécessaires à sa survie autour du nématode (Whitehead, 1998).

Le gène de résistance le plus caractérisé est le gène Mi, qui confère la résistance à plusieurs espèces de *Meloidogyne* sur tomate. Il a été transféré de l'espèce sauvage de tomate *Lycopersicon peruvianum* dans diverses variétés (Messiaen et al., 1991).

Plusieurs travaux sur le clonage et le transfert des gènes de résistance de la tomate (Mi) et sur d'autres sources de résistance aux *Meloidogyne* ont été réalisés (Caporalino et al., 1999 ; Caporalino et al., 2001).

Certains cultivars résistants sont intéressants dans les rotations culturales et participent dans le développement des cultures suivantes en réduisant les populations de *Meloidogyne* mais cette résistance peut être interrompue si les températures du sol sont élevées et peut être compliquée par l'habileté des espèces de *Meloidogyne* à développer des races ou des biotypes.

2-6- La lutte biologique :

Les microorganismes antagonistes sont les principaux agents du contrôle biologique des nématodes phytoparasites. Ces ennemis naturels peuvent être des virus, des bactéries, des champignons, des protozoaires, des mites et des nématodes prédateurs (Messiaen et al., 1991).

Plusieurs de ces ennemis naturels sont identifiés et étudiés et offrent des possibilités d'être utilisés comme agents de contrôle biologique, parmi eux nous citons :

2-6-1- Les champignons nématophages :

Les champignons nématophages peuvent être prédateurs ou endoparasites :

- Les champignons prédateurs :

Ils forment des organes de capture (anneaux constricteurs, boutons adhésifs, réseaux,...) et piègent les nématodes dans le sol.

Les travaux de Singh et al. (2007) ont montré que l'application au sol des hyphomycètes prédateurs *Arthrobotrys dactyloides* et *Dactylaria bronchopaga*, réduit le nombre de galles de *Meloidogyne* sur les racines de 86%, les femelles, les œufs et les juvéniles de 94%, par apport au sol non traités avec ces champignons. Ces champignons produisent des anneaux constricteurs qui piègent les juvéniles infectieuses des nématodes à galles.

- **Les champignons endoparasites :**

Parmi ces champignons, nous citons : l'Ascomycète *Paecilomyces lilacinus*. Il possède un grand potentiel dans la lutte contre les nématodes à galles. Il est commercialisé sous le nom de Bio-act. Il est homologué sur toutes les cultures légumières, ornementales et fruitières (Cayrol et *al.*, 1992 ; Oesterlin, 2003 ; Belair, 2005).

L'application de *Paecilomyces lilacinus* au sol quelques jours avant la mise en place de la culture est nécessaire pour une bonne efficacité du traitement. Une application multiple assure une densité suffisante pendant une longue période ce qui conduit à un contrôle plus efficace des *Meloidogyne* (Kiewnick et Sikora, 2006 a et b ; Anastasiadis et *al.*, 2008)..

Le champignon *Trichoderma harzianum* est aussi un champignon qui présente un grand potentiel dans la lutte contre les nématodes. Il est capable de pénétrer dans les masses d'œufs de *Meloidogyne* et diminuer significativement le niveau d'éclosion des œufs (Cayrol et *al.*, 1992 ; Dijan-Caporallino et Panchaud-Mattei, 1998 ; Sahebani et Hadavi, 2008).

Selon ces auteurs, une concentration de 10^6 spores/ml de *T. harzianum* est efficace contre les *Meloidogyne*.

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

Certains endo-mycorhizes tels que *Glomus* spp peuvent protéger les plantes contre les nématodes à galles en réduisant la sévérité des galles sur les racines et la reproduction des *Meloidogyne* spp (De Waele et Davide 1998 et Castillo et *al.*, 2007). De même, certains champignons saprophytes qui vivent dans le sol tels que les *Fusarium* spp peuvent aussi être efficaces dans le contrôle des nématodes à galles en inhibant l'embryogénèse et le développement des juvéniles (Dababat et Sikora, 2007). Ces champignons produisent des substances toxiques qui affectent les capacités du nématode et autres exsudats racinaires qui contrôlent l'attraction des juvéniles et la pénétration dans la rhizosphère.

2-6-2 - Les bactéries antagonistes :

Plus d'une centaine de bactéries nématoparasites ont été isolées et possèdent un potentiel prometteur dans la lutte biologique. Actuellement, 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*. Ses endospores s'attachent à la cuticule des juvéniles du deuxième stade, migrent dans le sol et germent quand les juvéniles ont établi des sites nourriciers. Le processus d'attachement de *Pasteuria penetrans* aux larves est très influencé par les facteurs abiotiques tels que la texture et la température du sol ainsi que la qualité et la quantité de l'eau d'irrigation (Davies et Williamson, 2006 ; Carneiro et al., 2007 ; Mattheille et al., 2009).

D'autres rhizobactères influent sur les nématodes à galles en colonisant l'intérieur de la galle (Hullmann et al., 2000) et peuvent présenter de bons agents de bio contrôle. L'utilisation des souches de *Pseudomonas aeruginosa* et *Bacillus subtilis* comme enrobage de semence ou au sol, diminue la densité des populations des nématodes à galles sous serre et en plein champ (Siddiqui et al., 2001).

Les bactéries symbiotiques qui vivent avec certains nématodes du genre *Steinernema* ont un grand rôle dans le mécanisme de contrôle. Selon Vegelas et al., (2007) la bactérie *pseudomonas oryzyhabitans* associée au nématode *Steinernema abbasi* contribue dans la protection des racines contre les nématodes à galles grâce à la libération de métabolites qui désorientent les juvéniles infectieux.

2-6-3- Les nématodes prédateurs :

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

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

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

2-6-5- Substances naturelles et extraits végétaux :

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

Plusieurs plantes appartenant à différentes familles botaniques ont fait l'objet d'études. Elles sont utilisées sous formes :

- D'extraits de plantes ou de parties de plantes incorporés dans le sol, tels que *Peganum harmala* (*Zygophyllaceae*), *Acacia gummifera* (*Fabaceae*) et *Tagetes patula* (*Asteraceae*) riches en alcaloïdes et flavonoïdes réduisent les populations des *Meloidogyne* (El-Allagui et al., 2006). De même que les extraits de bulbes d'ail (*Allium sativa*) et d'oignon (*Allium alia*) (*Liliaceae*) se sont révélés efficaces contre *Meloidogyne incognita* (De Waele et Davide, 1998).

- De cultures d'engrais verts dans les assolements ou sous formes de broyats d'amendement incorporés au sol. Parmi les plantes les plus étudiées, nous citons, les crotalaires : *Crotalaria* spp (*Fabaceae*), les tagetes : *Tagete* spp (*Asteraceae*), le Margousier ou Neem : *Azadirachta indica* (*Meliaceae*), le Ricin : *Ricinus communis* (*Euphobiaceae*) (Dijan-Caporalino et Panchaud-Mattei, 1998), du pois de Mascate : *Mucuna pruriens* (*Fabaceae*) et du Sésame : *Sesamum indicum* (*Pedaliaceae*) (Zasada et al., 2006). Des plantes adventices ont aussi montré leur efficacité contre les nématodes à galles, c'est le cas du Chardon : *Argemone mexicana* (*Papaveraceae*) et de la Lampourde d'Orient : *Xanthium strumarium* (*Asteraceae*) (Shaukat et Siddiqui, 2001).

Les travaux de Chellemi (2006) ont montré que même l'application des déchets végétaux urbains dans le sol dix jours avant la plantation d'une solanacée réduit

sensiblement la densité des *Meloidogyne* spp dans le sol. D'autre part, une biofumigation utilisant les résidus de culture de poivron, réduit sensiblement les populations de *Meloidogyne incognita* et l'indice de galle sur tomate (Piedra Buena et al., 2007). L'efficacité des déchets végétaux urbains et des résidus de culture de poivron s'accroît lorsque ces derniers sont combinés avec des engrais animaux.

Plusieurs travaux ont défini le rôle du tourteau de quelques plantes dans la lutte contre les nématodes. Ainsi le tourteau du Margousier : *Azadirachta indica* (*Meliaceae*) réduit sensiblement l'intensité de l'invasion des nématodes à galle sur tomate (Kalaiarasan, 2007 ; Javed et al., 2008). L'utilisation d'amendements des tourteaux de Sésame : *Sesamum indicum* (*Pedaliaceae*) et de l'Olivier : *Olea* spp (*Oleaceae*) réduit le nombre de juvéniles dans le sol et de galles de *Meloidogyne incognita* sur tomate (Radwan et al., 2009).

Ainsi, au Maroc ; le tourteau d'Argan : *Argania spinosa* (*Sapotaceae*), a engendré une suppression très forte des galles et des larves de *Meloidogyne incognita* sur les racines de concombre avec une amélioration de rendement (Khalid, 2005).

2-6-6- 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). Elles peuvent être synthétisées par toutes les parties de la plante ; bourgeons, fleurs, feuilles, tiges, graines, fruits, racines et bois ou écorce.

Actuellement, plusieurs travaux ont montré l'importance des huiles essentielles dans le domaine phytosanitaire comme dans la lutte contre les ennemis de cultures. Ainsi, en Algérie l'efficacité des huiles essentielles de *Salvia officinalis* (*Lamiaceae*), *Origanum glandulosum* (*Lamiaceae*) et *Artemisia herba alba* (*Asteraceae*) à l'égard de *Meloidogyne incognita* a été rapportée par Sellami et al. (2009) ainsi que celle de *Artemisia herb alba*, *Juniperus phoenicea* (*Cupressaceae*) et *Schinus molle* (*Anacardiaceae*) contre *Rhizopertha dominica* (*Coleoptera* ; *Bostrichidae*) (Khalfi et al., 2009).

Les produits allélochimiques ainsi peuvent être exploités de plusieurs façons. L'introduction des rotations et des engrais verts dans les systèmes de culture et l'application des méthodes appropriées pour les composés allélochimiques augmentent l'efficacité et la cohérence de ces composés pour le contrôle des nématodes.

2-7- La lutte intégrée :

Actuellement, les recherches sur la lutte contre les nématodes phytoparasites s'orientent davantage vers une lutte intégrée et durable des populations de nématodes. L'utilisation simultanée dans le cadre stratégique des différentes méthodes disponibles contre ces ennemis de cultures, a pour but de maintenir leur population à un niveau bas, pour que les dégâts occasionnés soient économiquement tolérables.

Plusieurs options de lutte intégrée sont possibles. Ainsi, l'efficacité de l'incorporation d'amendements organiques au sol à l'égard de *Meloidogyne incognita* et *Meloidogyne javanica* est plus importante quand celle-ci est appliquée en association avec la solarisation du sol (Oka et al., 2007). De même, l'application de la solarisation du sol avec *Bacillus firmus* est efficace contre les nématodes à galles (Giannakou et al., 2007).

Selon Anastasiadis et al. (2008) l'efficacité du champignon ovicide : *Paecilomyces lilacinus* et *Bacillus firmus* est plus importante contre les *Meloidogyne* par rapport à l'application seule du champignon.

Les travaux de Siddiqui et al. (2002) rapportent que l'application au sol de la rhizobactère : *Pseudomonas aeruginosa* cause une diminution significative des populations de *Meloidogyne javanica* sur la culture de tomate sous serre, cette efficacité est accentuée en présence d'un amendement riche en zinc.

L'activité du champignon prédateur *Arthrobotrys irregularis* et la bactérie *Pasteuria penetrans* peut être renforcée en présence de certaines souches de *pseudomonas fluorescents*. Ces dernières ont un effet positif sur la croissance de la plante (Du Ponnois et al., 2000).

Chapitre II : Potentialités des espèces de brassicacées dans la lutte contre les ennemis de cultures

I- Généralités :

Les brassicacées, appelées également crucifères ou cruciféracées, sont des Dicotylédones appartenant à l'ordre des Capparales. C'est une famille très importante autant par le nombre d'espèces (3200 espèces réparties en 350 genres) qu'elle regroupe que par l'importance économique de certaines espèces: choux, radis, navet,..., de plantes oléagineuses : colza et cameline, de plantes condimentaires : moutarde et raifort, de plantes ornementales : la monnaie-du-pape et la julienne des dames et de flores sauvages : moutarde des champs, ravenelle, bourse à pasteur, alliaire.etc...

Les espèces de cette famille préfèrent les climats frais. Elles sont fréquentes dans les climats tempérés de l'hémisphère nord et sur le pourtour méditerranéen. Ce sont des plantes herbacées, annuelles, bisannuelles ou vivaces, rarement ligneuses. Leurs fleurs sont formées de 4 pétales disposés en croix. Les fruits sont allongés (siliques) ou presque aussi larges que longs (silicules).

Les espèces de cette famille produisent des essences soufrées ; les glucosinolates et leurs dérivés (Regnault-Roger et *al.*, 2005 ; Reau et *al.*, 2005a). Ce sont les composés les plus étudiés et sont souvent responsables de l'odeur et du goût typique de ces végétaux (Blazevic et Mastelic, 2009). C'est à ces composés que les crucifères doivent leurs propriétés stimulantes et anti-ascorbiques. Ils sont aussi souvent associés à la protection contre les cancers (Prohens et Nuez, 2008 ; Blažević et Mastelić, 2009).

Chez les brassicacées, les glucosinolates et les enzymes qui les hydrolysent comme les myrosinases, représentent le système de défense et de résistance de ces plantes contre leurs ennemis (Strange, 2003 ; Hopkins et *al.*, 2009). Ce sont les produits du système glucosinolates - myrosinases qui sont exploités dans l'utilisation des différentes espèces de brassicacées dans la lutte biologique contre les maladies et les ravageurs des cultures (Zasada et Ferris, 2003).

II- Etude du système glucosinolate – myrosinase :

Plus de cent vingt (120) composés glucosinolates ont été identifiés chez les brassicacées (Fahey et *al.*, 2001 ; Hopkins et *al.*, 2009), Parmi eux, nous citons : Sinigrine, Gliconapine, Glucobrassicinapine et Glucoraphanine. Ce sont des composés glucidiques soufrés, des β - thio-D- glucopyrranosides anioniques constitués d'un groupement thiohydroximate-O-sulfonaté lié à du glucose et une chaîne latérale.

Tous les glucosinolates possèdent la même structure chimique mais divergent par la chaîne latérale (figure3). Ils sont répartis en quatre familles (Reau et *al.*, 2005a) :

- Les alkylglucosinolates.
- les aralkylglucosinolates aromatiques.
- les indolylglucosinolates.
- les cinnamoylglucosinolates.

Les glucosinolates peuvent être isolés dans les racines, feuilles, graines et tiges des plantes dont le contenu et le profil varient entre les espèces, les individus et les différentes parties de la plante (Zasada et Ferris, 2003 ; Blažević et Mastelić, 2009).

Chez toutes les plantes contenant des glucosinolates se trouvent également des enzymes : les myrosinases (thioglucoside glucohydrolase ; EC 3.2.3.1) capables de catalyser leur dégradation (Reau et *al.*, 2005a). Les myrosinases sont séparées des glucosinolates dans les tissus intacts de la plante (Al-Turki et Dick, 2003 ; Gimsing et Kirkegaard, 2009). Alors que les glucosinolates sont confinés dans les vacuoles des cellules, les myrosinases se trouvent dans le cytoplasme. Quand les tissus sont endommagés par les phytophages, les dommages mécaniques ou les attaques de pathogènes le mécanisme isolant les deux composés est rompu et les myrosinases hydrolysent la liaison thioglucosidique des glucosinolates pour donner des produits incluant : les glucoses, les sulfates et un nombre de produits allélochimiques comme les isothiocyanates, les nitriles, les thiocyanates, les cyanides et autres (Figure4) (Al-Turki et Dick, 2003 ; Reau et *al.*, 2005a).

L'activité du système glucosinolate- myrosinase est beaucoup plus forte dans les tissus jeunes des brassicacées que dans les plus âgés, elle est aussi faible dans la tige par rapport aux feuilles. Cette activité dépend aussi du substrat, du pH et de la température (Reau et *al.*, 2005b ; Martin et Müller, 2007).

Les glucosinolates seuls ne sont pas actifs contre les ennemis de culture. Ils doivent être hydrolysés par les myrosinases pour produire les isothiocyanates qui sont mises en jeu dans les mécanismes de bio fumigation ou d'allélopathie chez les brassicacées (Lazzeri et *al.*, 2004).

III- Activités des brassicacées et des dérivés des composés glucosinolates dans la lutte contre les ennemis de cultures :

Les espèces de brassicacées sont utilisées comme engrais vert en rotation avec d'autres cultures ou en bio fumigation pour lutter contre les différentes maladies et ravageurs des plantes. Elles présentent l'avantage de croître rapidement, d'utiliser les réserves minérales du sol et de se développer dans des sols déficients en humus où les légumes ne peuvent pas pousser facilement (Regnault-Roger et *al.*, 2005). Leur application dépend de la concentration en isothiocyanates produites des glucosinolates, si ces derniers sont présents chez la même espèce (Curto et *al.*, 2005 ; Van Der Beek et Mugnier, 2008). Chaque molécule isothiocyanate est spécifique à un organisme cible et sa toxicité varie d'un organisme à un autre (Zasada et Ferris, 2003).

En effet, la quantité de biomasse incorporée au sol et les conditions environnementales influent sur le taux de glucosinolates libérés dans le sol et le taux de transformation des glucosinolates en isothiocyanates (Njoroge et *al.*, 2008). Il existe une différence entre le contenu en isothiocyanates du matériel végétal et le sol après l'incorporation des brassicacées qui est due aux conditions d'hydrolyse des glucosinolates et la volatilisation des isothiocyanates (Petersen et *al.*, 2001). Une bonne distribution dans le sol et des fragments de petite taille du matériel végétal sont nécessaires pour augmenter la distribution des cellules et permettre une bonne conversion des glucosinolates en isothiocyanates (Zasada et Ferris, 2004). La concentration en isothiocyanates et glucosinolates dans le sol est élevée immédiatement après l'incorporation des brassicacées. Une proportion significative des glucosinolates peut rester dans le sol pendant plusieurs jours, ces mêmes métabolites peuvent migrer dans différents horizons du sol (Gimsing et Kirkegaard, 2009).

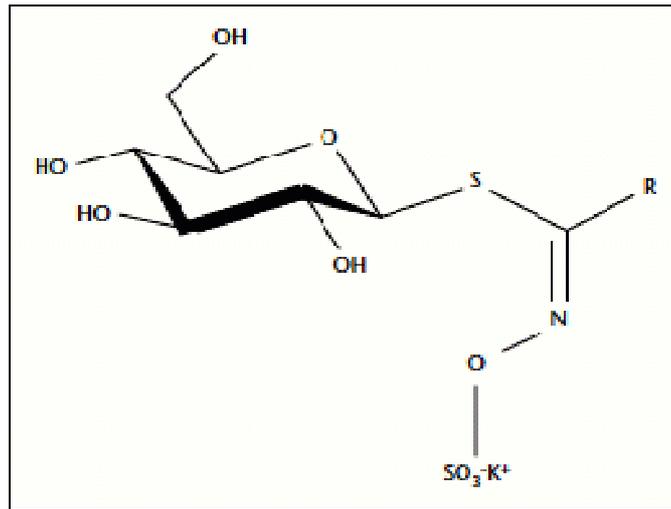


Figure 3 : Structure générale des glucosinolates.
D'après, Reau et *al.* (2005a)

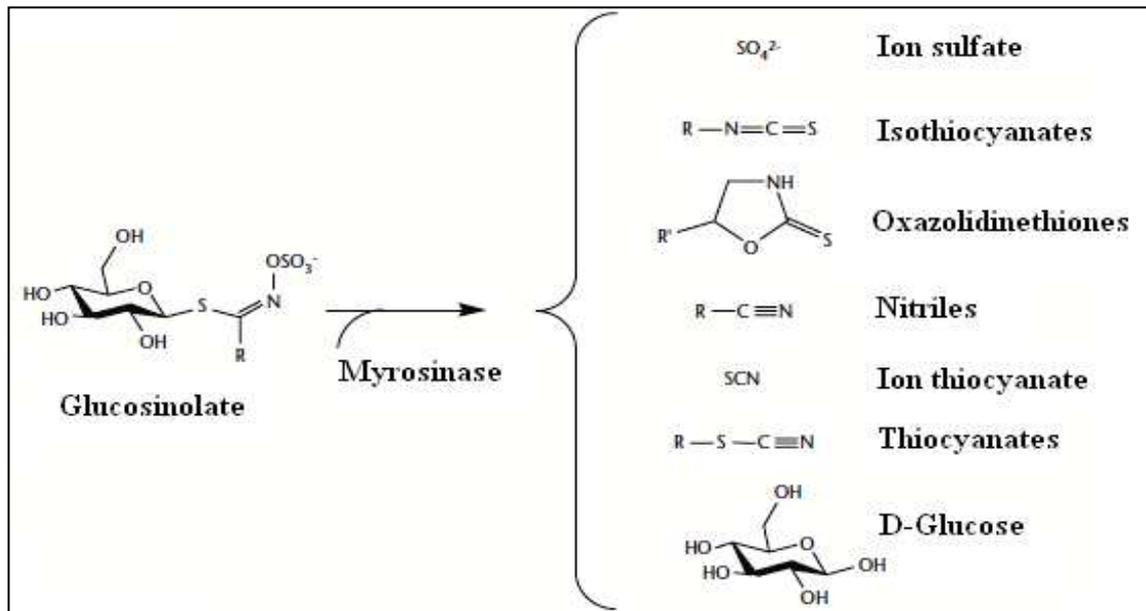


Figure 4 : Les principaux produits de la dégradation des glucosinolates.
D'après, Reau et *al.* (2005a)

3-1- Activité des brassicacées et des isothiocyanates sur les champignons pathogènes :

Plusieurs composés volatiles libérés des feuilles et racines de certaines brassicacées inhibent le développement des maladies fongiques du sol.

L'application de *Brassica juncea* sur des champignons pathogènes tels que *Rhizoctonia solani*, *Spongospora subterranea* inhibe leur développement de 90 à 100% (Larkin et Griffin, 2007).

Mari et al. (2008) notent que l'activité des isothiocyanates est fongicide, son efficacité dépend du temps d'exposition du pathogène aux vapeurs des isothiocyanates dans le sol. De même, les essais de Motisi et al. (2007) sur la sensibilité fongique *in vitro* au broyat de diverses brassicacées telles que la moutarde blanche : *Sinapis alba*, brunes : *Brassica juncea* et noire : *Brassica nigra* et le colza : *Brassica napus* ont révélé que la quantité et le type d'isothiocyanates produits influent sensiblement sur la réponse des différents champignons étudiés. Ainsi, la germination des conidies de *Monilia laxa*, le champignon responsable de la pourriture brune des fruits des arbres à noyaux est inhibée après 90 minutes d'exposition du pathogène au benzylisothiocyanate, au phényléthylisothiocyanate, cependant l'allyl-isothiocyanate nécessite une exposition de 24 heures pour avoir un effet similaire (Mari et al., 2008).

L'introduction des brassicacées dans les rotations ou leur incorporation au sol inhibe la prolifération des champignons telluriques tels que le champignon responsable de la pourriture molle du pois : *Aphanomyces euteiches* et le piétin échaudage du blé d'hiver : *Gaeumannomyces graminis* (Reau et al., 2005b). D'autre part, l'application au sol de la farine des graines de *Brassica juncea* très riche en sinigrine supprime les populations du *Pythium* spp dans le sol (Hoagland et al., 2008).

Enfin, les bienfaits des produits de brassicacées peuvent être exploités dans des applications industrielles pour une bonne protection des fruits de *Monilia laxa* et une meilleure préservation de leur qualité pendant le stockage (Mari et al., 2008).

3-2- Activité des brassicacées et des isothiocyanates sur les ravageurs:

Les glucosinolates des brassicacées sont des stimulants de la nutrition des aphides, lépidoptères et coléoptères s'attaquant aux espèces de brassicacées mais peuvent être répulsifs et toxiques pour certains phytophages tels que la piéride de la rave : *Pieris rapae* (*Lepidoptera* ; *Pieridae*) (Rauth, 2002). Ainsi, les larves de la tenthrède de la rave : *Athalia rosae* (*Hymenoptera* ; *Tenthredinidae*) attaquant les feuilles de brassicacées sont détériorées par l'activité des myrosinases (Martin et Müller, 2007). De même que la consommation des feuilles de crucifères par le criquet : *Melanoplus sanguinipes* (*Orthoptera* ; *Acrididae*) diminue quand le contenu en glucosinolate augmente (Regnault-Roger et al., 2005).

Selon ces auteurs les isothiocyanates utilisés dans les pièges d'insectes sont aussi attractifs des espèces comme : *Diaeretiella rapae* et *Meteorus leviventris* (*Braconidae*) qui sont prédateurs du puceron : *Brevicoryne brassicae* (*Aphididae*) et de *Agrotis segetum* (*Noctuidae*) respectivement. La plantation de crucifères de *Brassica juncea* en bandes ou en bordures des champs peut augmenter l'activité des auxiliaires.

Dans la lutte contre les insectes ravageurs de stockage tels que *Oryzaephilus surinamensis* (*Coleoptera* ; *Silvanidae*) : les isothiocyanates en particulier les méthyl-isothiocyanates sont efficaces sur un grand nombre d'espèces comme *Reticulitermes santonensis* (termite) (*Rhinotermitidae*, *Isoptera*), appliqués en biofumigation, ils sont répulsifs et toxiques sur tous les stades (œufs, larves et adultes) de ces espèces (Auger et al., 1994). Enfin, les isothiocyanates libérés par les tourteaux de certaines crucifères telles que *Brassica carinata* sont toxiques sur les larves de taupin *Agriotes* spp (*Elateridae*) (Dedryver et al., 2009).

3-3- Activité des brassicacées et des isothiocyanates sur les mauvaises herbes :

Les plantes productrices de glucosinolates ont un potentiel biologique dans la suppression des mauvaises herbes (Al-turki et Warren, 2003). Cependant, une période de repos est nécessaire avant la plantation au sol ayant subi une biofumigation par les Méthyl-isothiocyanates (Regnault-Roger et al., 2005).

Hoagland et *al.* (2008) ont montré que la suppression des mauvaises herbes par l'application de brassicacées dépend des espèces et de leur sensibilité vis-à-vis des composés libérés de ces dernières. Ainsi, les mauvaises herbes dont les graines sont petites comme le laiteron rude : *Sonchus asper* (*Asteraceae*) et la matricaire: *Matricaria inodora* (*Asteraceae*) sont plus sensibles aux isothiocyanates libérés des brassicacées que celles avec de grandes tailles de semences comme le vulpin des champs : *Alopecurus myosuroides* (*Poaceae*) (Peterson et *al.*, 2001). Pour ces plantes, les faibles concentrations des isothiocyanates au sol provoquent une dormance secondaire de leurs graines. Cependant, les fortes concentrations peuvent pénétrer dans les graines et réagir avec les enzymes et peuvent induire même une perte de viabilité de ces graines.

Les travaux de Norsworthy et *al.* (2005) rapportent que l'enfouissement de *Brassica juncea* ou de *Sinapis alba* comme engrais vert engendre une suppression des mauvaises herbes sur le niébé : *Vigna unguiculata* (*Fabaceae*) et augmente le rendement de la culture.

D'autre part, les brassicacées peuvent avoir un effet sur la germination de plantes parasites comme l'*Orobanche* spp. Ainsi, Goldwasser et Yoder (2001) signalent l'efficacité de la plantation de l'arabette : *Arabidopsis thaliana* (*Brassicaceae*) sur la réduction de la germination de l'Orobanche. De même, Acharya et *al.* (2002) signalent que l'utilisation de *Brassica campestris* comme plante piège contre l'Orobanche réduit la germination de ce dernier dans le sol et son infestation sur les cultures suivantes.

3-4- Activité des brassicacées et des isothiocyanates sur les nématodes phytoparasites :

Plusieurs travaux ont montré que les espèces appartenant à la famille des brassicacées sont des « hôtes faibles » de la plupart des nématodes et principalement des *Meloidogyne* (Curto et *al.*, 2005 ; Melakberhan et *al.*, 2006 ; Van Der Beek et Mugnier, 2008). En effet, même si ces espèces sont hôtes des *Meloidogyne* leur reproduction reste moins importante que celle de la tomate (Libanas et Castillo, 2004).

Dans le cas où les brassicacées sont incorporées au sol comme engrais verts, elles inhibent le développement et la reproduction des nématodes. Elles peuvent jouer ainsi le rôle de plantes pièges en permettant l'invasion et la reproduction des nématodes avant la destruction de ces brassicacées (Melakeberhan et *al.*, 2008).

Les densités et les dommages causés par l'infestation de ces nématodes sont réduits chez les cultures qui suivent les brassicacées. En effet, ces dernières possèdent une activité nématocide (Monfort et *al.*, 2007). Ainsi les populations de *Meloidogyne chitwoodi* ont montré une faible reproduction sur le chou fleur, le colza et le brocoli (Vanderbeek et Mugnier, 2008). De même la durée du cycle de *Meloidogyne incognita* chez des espèces telles que *Eruca sativa*, *Raphanus sativus* et *Brassica verna* est sensiblement réduite comparée à la tomate (Curto et *al.*, 2005).

Melakberhan et *al.* (2006) signalent que *Eruca sativa* (roquette) affecte tous les stades de développement de *Meloidogyne hapla* limite le développement des femelles et bloque la croissance et l'éclosion des œufs des populations de ce nématode. La richesse en glucosinolates dans les racines liées à la capacité de la plante à prévenir l'infestation des nématodes sont responsables de cette action.

Certaines espèces de brassicacées sont plus efficaces lorsqu'elles sont utilisées comme amendement ou biofumigant. Ce sont celles dont le contenu en glucosinolates est le plus élevé (Curto et *al.*, 2005). La quantité de biomasse de plantes à incorporer dans le sol dépend du contenu et du profil de ces composés (Zasada et Ferris, 2004). Ainsi, une réduction de 60% et de 100% des populations de *Tylenchulus semipenetrans* a été relevé avec des biomasses de 4 tonne de matières sèches/ha de radis fourrager et de 8.4 tonnes de matières sèches /ha de Brocoli respectivement (Zasada et Ferris, 2003).

Cependant, la sensibilité des différentes espèces de nématodes aux différents produits isothiocyanates des brassicacées est très différente. Selon ces mêmes auteurs les espèces *Brassica juncea* et *Brassica napus* qui contiennent de la sinigrine, le glucosinolate précurseur de l'Allyl-isothiocyanates sont plus efficaces contre *Tylenchulus*

semipenetrans que *Meloidogyne javanica*. Les espèces *Meloidogyne hapla* et *M. incognita* sont plus sensibles aux benzyl isothiocyanates issus de l'hydrolyse du glucotropéoline des espèces telles *Brassica hirta* (Zasada et Ferris, 2004 ; Zasada et al., 2009).

La biofumigation désigne l'utilisation de gaz toxiques d'origine biologique (Michel, 2008). Lorsqu'on utilise les brassicacées comme biofumigants, c'est les isothiocyanates volatiles et toxiques qui ont un effet nématocide. Ainsi, la biofumigation utilisant la farine de graine de moutarde *Brassica carinata* réduit significativement les populations de *Meloidogyne chitwoodi* sur tomate sous serre et pomme de terre (Henderson et al., 2009).

Les travaux de Monfort et al. (2007) ont montré que l'incorporation des brassicacées comme le radis, le navet et quelques variétés de moutarde réduit sensiblement les populations de *Meloidogyne incognita*. Yu et al. (2007) signalent que l'enfouissement du son de *Brassica juncea* à une profondeur de 15cm a diminué significativement la densité des populations de *Pratylenchus penetrans* dans le sol.

D'autre part, Henderson et al. (2009) signalent que la biofumigation utilisant le broyat des graines de *Brassica carinata* peut en plus de la lutte contre *Meloidogyne javanica* perturber le contrôle du doryphore de la pomme de terre *Leptinotarsa decemlineata* (*Chrysomelidae*) par le nématode entomopathogène *Steinernema* spp.

Enfin, l'utilisation des brassicacées seules ou en association avec d'autres méthodes présente un potentiel prometteur. Cependant, cela nécessite une bonne maîtrise des processus d'incorporation, de décomposition de ces plantes et une bonne connaissance des mécanismes de l'influence des différents isothiocyanates sur les organismes, car Les bactéries, les champignons bénéfiques et les nématodes entomopathogènes forment une composante importante de la santé du sol et peuvent aussi être influencés par l'application de brassicacées (Ramirez et al., 2009). L'effet nématocide des brassicacées est accompagné par une amélioration de la croissance des plantes et des rendements des cultures qui suivent leur application (Monfort et al., 2007).

Deuxième partie : Partie Expérimentale.

Objectif :

Le but de nos essais est de montrer l'intérêt de l'utilisation des plantes appartenant à la famille de brassicacées en vue de leur emploi comme plantes pièges. L'objectif de notre étude consiste à :

- Tester l'effet des extraits aqueux de ces plantes sur la mortalité des juvéniles et le potentiel d'éclosion de *Meloidogyne incognita*.
- Etudier le comportement de quelques plantes de la famille de brassicacées vis-à-vis de *Meloidogyne incognita* et leurs effets sur son développement.

Enfin, l'étude est complétée par la mise en évidence des métabolites secondaires présents dans les plantes étudiées.

I- Matériels et méthodes

1-1- Matériel biologique :

Le matériel biologique utilisé dans nos essais est *Meloidogyne incognita* prélevé à partir des échantillons de tomate infestés issus de la région de Staoueli et mise en élevage en pots et sous serre. L'identification de l'espèce a été réalisée au cours des travaux ultérieurs (Mezerket, 2005).

1-2- Matériel végétal :

Les plantes testées au cours de l'expérimentation appartiennent toutes à la famille de brassicacées :

- La Moutarde des champs ; *Sinapis arvensis* et la ravenelle ; *Raphanus raphanistrum* : espèces spontanées récoltées dans l'exploitation de l'Ecole Nationale Supérieure d'Agronomie (ENSA).
- Le Navet ; *Brassica napus*, variété « Marteau », récolté en fin de culture à l'Ecole Nationale Supérieure d'Agronomie (ENSA).

- Le Radis ; *Raphanus sativus*, variété « Radis National », également prélevé après culture à l'Ecole Nationale Supérieure d'Agronomie (ENSA).

- Le Chou pommé; *Brassica oleracea*, variété « Marche de Copenhague », collecté en fin de culture à l'Ecole Nationale Supérieure d'Agronomie (ENSA).

Les caractéristiques botaniques et culturelles de ces espèces sont décrites en annexe B.

1-3- Extraction des solutions biologiques à partir des végétaux :

Plusieurs méthodes sont utilisées pour l'extraction des végétaux, soit à partir de l'eau, soit à partir de l'alcool. Nous avons utilisé l'extraction à partir de l'eau. Elle est préconisée par Sasanelli et Di-Vito (1991).

La technique consiste à broyer dans de l'eau distillée après séchage à l'air libre des parties de plantes (feuilles, racines) utilisées dans notre expérimentation. Les solutions obtenues sont centrifugées à 3000 tours pendant quelques minutes, puis filtrées (filtre « Watman » 0,22µm). Les filtrats constituent les solutions mères, Standards « S » ou solutions biologiques. C'est à partir de la solution standard que sont préparées les dilutions « S/2 » et « S/5 ».

Dans notre essai, les extraits aqueux sont obtenus à partir de broyats de:

- racines de radis et de navet.

- tiges et feuilles de radis, navet, chou, *Sinapis arvensis* et *Raphanus raphanistrum*.

1-4- Le produit chimique :

Le produit chimique retenu au cours de notre expérimentation est le némacur. Le choix de ce produit est dû à son utilisation fréquente par les agriculteurs et sa disponibilité sur le marché.

Les caractéristiques du némacur sont résumées dans le tableau I.

Tableau I : Principales caractéristiques du némacur (Anonyme, 2007)

Spécialité	Némacur
Matière active	Phenamiphos
Origine	Allemande (Bayer)
Fabriquant	Bayer Crop Science Australie
Formule brute	C ₁₂ H ₂₂ O ₃ PS
Famille chimique	Organophosphorées
Solubilité	Dans l'eau : 700mg/l à 20°C Très soluble dans les solvants organiques
Concentration de la matière active	15 %
Formulation	Granulé
Mode d'action	Systémique
Mode d'application	Épandage et incorporation à une profondeur de 10 à 15cm
Utilisation et doses d'emploi	En fonction de la date de semis ou de plantation : 30kg/ha en août et septembre
Toxicité	Toxique DL 50 pour le rat est de 15.3mg/kg.

1-5- Effet des extraits aqueux sur la mortalité des larves L2 de *Meloidogyne incognita* :

Ce test permet de mettre en évidence l'efficacité des différentes parties des plantes étudiées sur la mortalité des larves de *Meloidogyne incognita*.

Dans des boîtes de Pétri quadrillées de 50mm de diamètre, contenant 5 ml de la solution biologique à des concentrations : S (100%), S/2 (50%) et S/5 (20%), sont déposées une centaine de juvéniles âgés de 24 à 48 heures de *Meloidogyne incognita*.

Trois répétitions ont été réalisées pour chaque concentration et un comptage de juvéniles morts a été effectué après 24, 48 et 72 heures.

L'eau distillée et le traitement chimique ont été pris comme témoins (Figure 5). Les résultats sont exprimés en pourcentage de mortalité selon la formule suivante :

$$\text{Pourcentage de mortalité} = \frac{\text{Nombre de larves mortes}}{\text{Nombre de larves vivantes}} \times 100$$

L'efficacité des différents extraits est déterminée par le coefficient de régression (Chatterjee et *al.*, 1982).

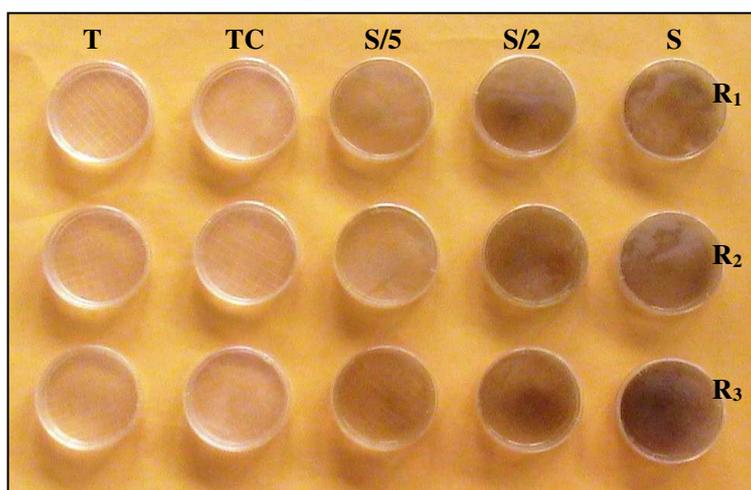


Figure 5 : Dispositif expérimentale de l'essai de l'effet des extraits aqueux sur la mortalité des larves L₂ de *Meloidogyne incognita*

Légende :

R₁, R₂ et R₃ : Répétition 1, 2, 3 et 4

T : Témoin.

TC : Traitement chimique (némacur)

S/5 : Solution à 20%.

S/2 : Solution à 50%.

S : Solution à 100%.

1-6- Effet des extraits aqueux sur l'éclosion des larves L2 de *Meloidogyne incognita* :

Ce test permet de déterminer l'action des différents extraits aqueux testés sur l'éclosion des œufs de *Meloidogyne incognita*.

Chaque masse d'œufs a été placée dans un éclosoir contenant 5 ml de chaque solution à des concentrations de : S (100%), S/2(50%) et S/5(20%) ou d'eau distillée (témoin) ainsi qu'une solution de produit chimique (le némacur) à une dose de 30Kg/ha.

Pour chaque traitement, nous avons réalisé 04 répétitions (Figure 6). Le comptage des larves écloses a été effectué après 01, 04, 08 et 12 jours sous loupe binoculaire. Les résultats sont exprimés en pourcentage d'inhibition de l'éclosion

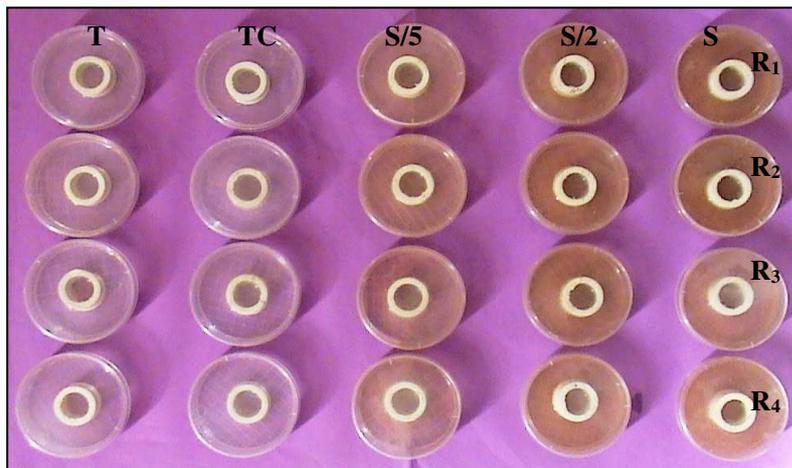


Figure 6 : Dispositif expérimentale de l'essai de l'effet des extraits aqueux sur l'éclosion des œufs de *Meloidogyne incognita*

Légende :

R₁, R₂, R₃ et R₄ : Répétition 1, 2, 3 et 4

T : Témoin.

TC : Traitement chimique (némacur)

S/5 : Solution à 20%.

S/2 : Solution à 50%.

S : Solution à 100%.

1-7- Effet de quelques brassicacées sur le développement de *Meloidogyne incognita*.

Objectif :

L'objectif principal de l'essai est d'étudier le comportement de quelques plantes de la famille de brassicacées vis-à-vis de *Meloidogyne incognita* et leurs effets sur son développement.

1-7-1- Matériel végétal :

Dans cet essai nous avons utilisé les semences des espèces suivantes :

- La Tomate, variété « Marmande » (variété sensible à *Meloidogyne incognita*).
- Le Chou pommé, variété « Marche de Copenhague »
- Le Navet, variété « Marteau ».
- Le Radis, variété « Radis National ».

1-7-2- Matériel biologique :

Les populations de *Meloidogyne incognita* utilisées pendant l'essai sont issues de racines de tomate infestées de l'élevage en pots sous serre.

1-7-3- Mode opératoire :

L'essai a été réalisé dans des pots en plastique d'une capacité de 1,5 kg, remplis d'un mélange préalablement stérilisé composé de 2/3 sols et de 1/3 terreaux.

- **Semis :**

La tomate a été semée dans un bac contenant du terreau désinfecté. Les semences des plantes (Radis, Chou et Navet) ont été mises dans des boîtes de pétri sur feuille buvard humectée. Les boîtes sont ensuite placées dans l'étuve à 120°C pendant 24h, pour favoriser la germination et une levée homogène de tous les plants.

- **Repiquage :**

À raison d'un plant par pot, les plants de tomate ont été repiqués au stade 3 feuilles et les semences germées du radis, navet et chou ont été repiquées dès l'apparition des deux feuilles basales.

- **Inoculation :**

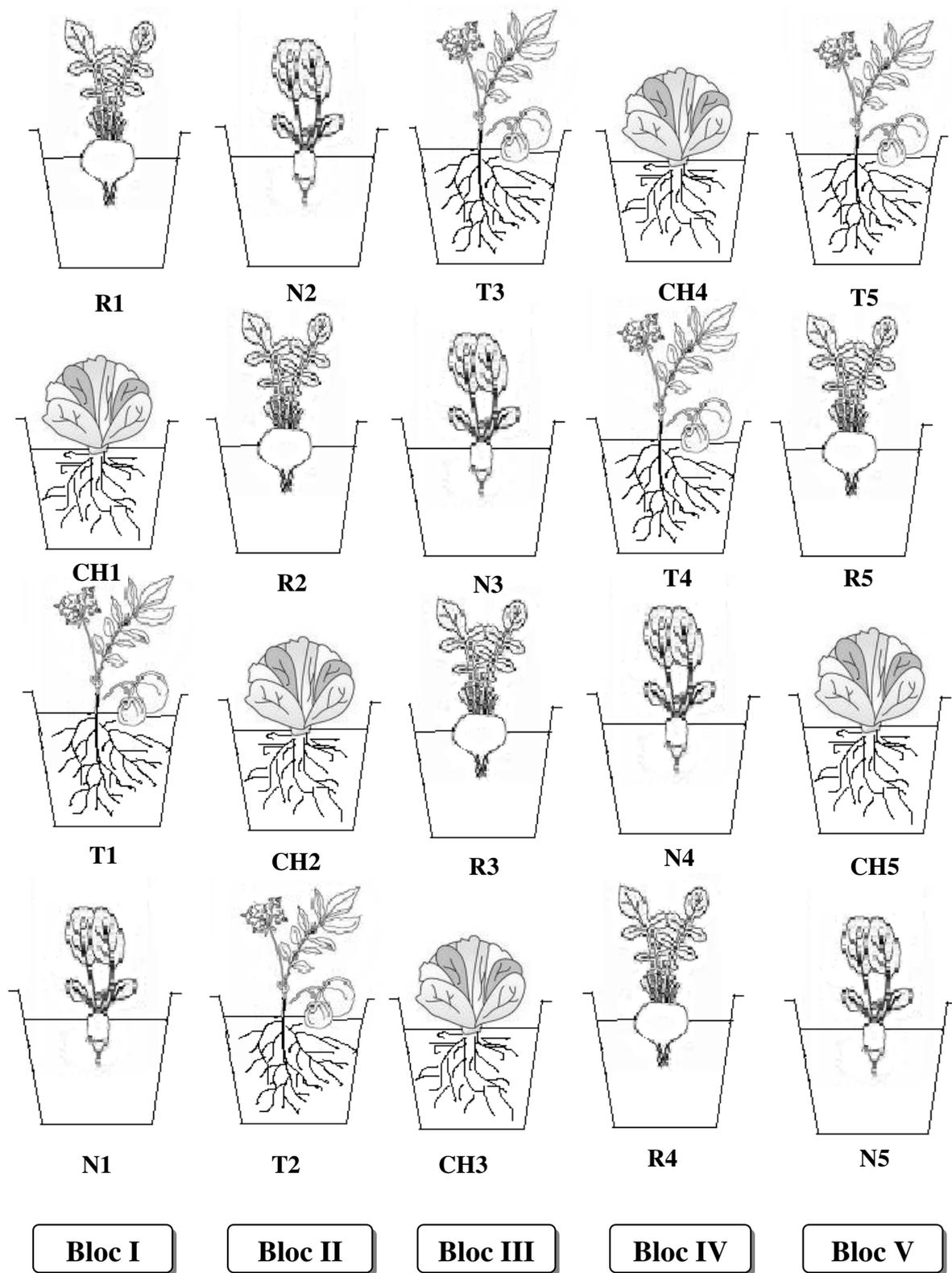
Quelques jours après repiquage, les plantules ont été inoculées par *Meloidogyne incognita* à raison de 2000 larves L2 par pot.

1-7-4- Dispositif expérimental :

Le dispositif expérimental utilisé est un bloc aléatoire complet, comprenant quatre traitements représentant les quatre espèces :

- tomate : *Lycopersicum esculentum* (témoin).
- chou pommé : *Brassica oleracea*.
- radis : *Raphanus sativus*.
- navet : *Brassica napus*.

Les pots ont été placés dans les conditions de la serre tunnel et arrosés régulièrement (Figure 7).



Légende :

- T : Tomate.
- CH : Chou Pommé.
- N : Navet.
- R : Radis.

Figure 7 : Schéma du dispositif expérimental de l'essai (blocs aléatoires complets)

1-7-5- Analyse Nématologique :

- **Extraction des nématodes à partir du sol :**

La technique d'extraction utilisée pour extraire les nématodes du sol est celle de Baerman modifiée par Dalmasso (1966).

Chaque échantillon des différents traitements est prélevé et mis dans une passoire de 2mm pour éliminer les petits cailloux, le sable grossier et les débris végétaux. La terre entraînée à travers la passoire par le jet d'eau est récupérée dans un seau.

Le contenu du seau est remis en suspension avec un agitateur manuel, puis laissé en décantation pendant quelques minutes.

Le surnageant est versé sur un tamis de 40 μ qui retient presque tous les nématodes et permet d'éliminer la plus grande partie d'eau. Le refus est recueilli dans un verre à pied.

L'opération est répétée 3 à 5 fois et la solution finale est versée dans l'entonnoir de Baerman sur lequel est placé le tamis à 250 μ . Les nématodes vivants passent à travers le tamis. 24 heures après, on ouvre la pince de Mohr et on récupère 10 à 20ml d'eau dans un bécher placé sous l'entonnoir (Figure 8).

- **Extraction des nématodes à partir des racines :**

La méthode utilisée pour extraire les nématodes à partir des racines est la méthode du mixeur suivi de la centrifugation (Coolen et Herde, 1972).

Les racines soigneusement rincées à l'eau découpées en petits fragments sont mis dans un mixeur afin de libérer les nématodes des tissus végétaux.

Le broyage des tissus végétaux se fait en deux temps :

- dans le premier, les femelles et les stades gonflés du nématode sont libérés par un mixage de quelques secondes (15 secondes) à une vitesse réduite.
- dans le second, le temps du mixage dure une minute à grande vitesse et ce sont les œufs et les larves qui sont extraits des tissus végétaux.

Les suspensions obtenues à la suite des deux broyages sont recueillies sur un tamis de 40 μ et le filtrat est versé dans un godet de centrifugation auquel on ajoute du Kaolin.

La centrifugation est effectuée à une vitesse de 3000 tours/minute durant quatre minutes. Les nématodes sont retenus ainsi au fond des godets grâce au kaolin.

Après élimination du surnageant, on ajoute sur le culot une solution sucrée de 1,18 de densité qui permet de séparer les nématodes du culot et on reprend la centrifugation pendant une minute à une vitesse de 1800 tours/ minute.

Le surnageant est versé sur un tamis de 5 μ qui retient les différentes formes de nématodes (Figure 9).

- **Comptage :**

Après extraction du sol et des racines, le comptage des nématodes se fait sous loupe binoculaire dans une boîte à fond quadrillé à l'aide d'un compteur.

1-7-6- Evaluation de l'indice de galles :

C'est une échelle établie par Taylor et Sasser (1978) comprise entre 0 et 5 correspondant à l'apparition de galles au niveau des racines des plantes testées :

- indice 0 : absence de galles (plant sain).
- indice 1 : présence de 1 à 2 galles.
- indice 2 : Présence de 3 à 10 galles.
- indice 3 : Présence de 11 à 30 galles.
- indice 4 : présence de 31 à 100 galles.
- indice 5 : Présence de plus de 100 galles.

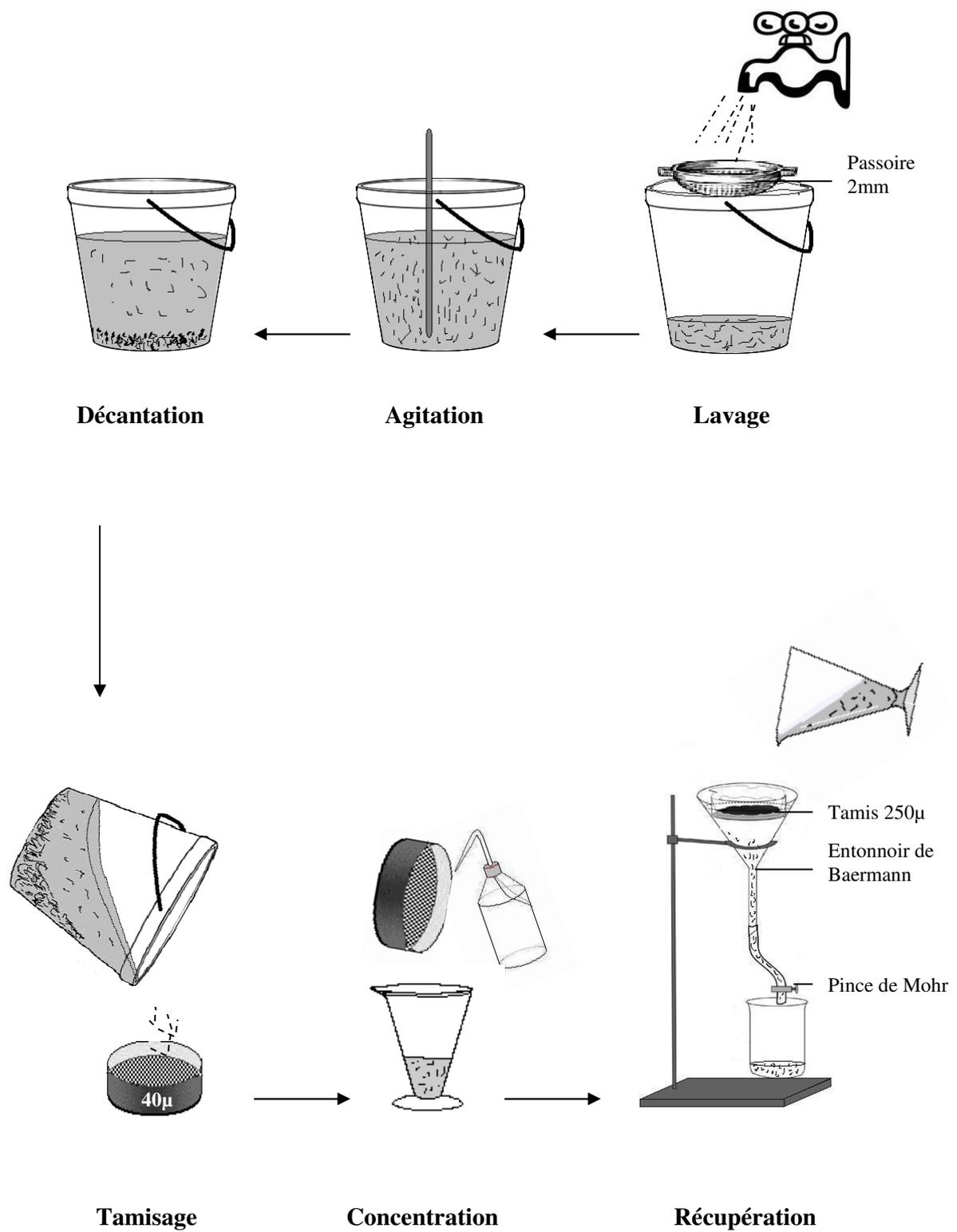


Figure 8 : Technique d'extraction des nématodes à partir du sol
D'après, Dalmasso (1966)

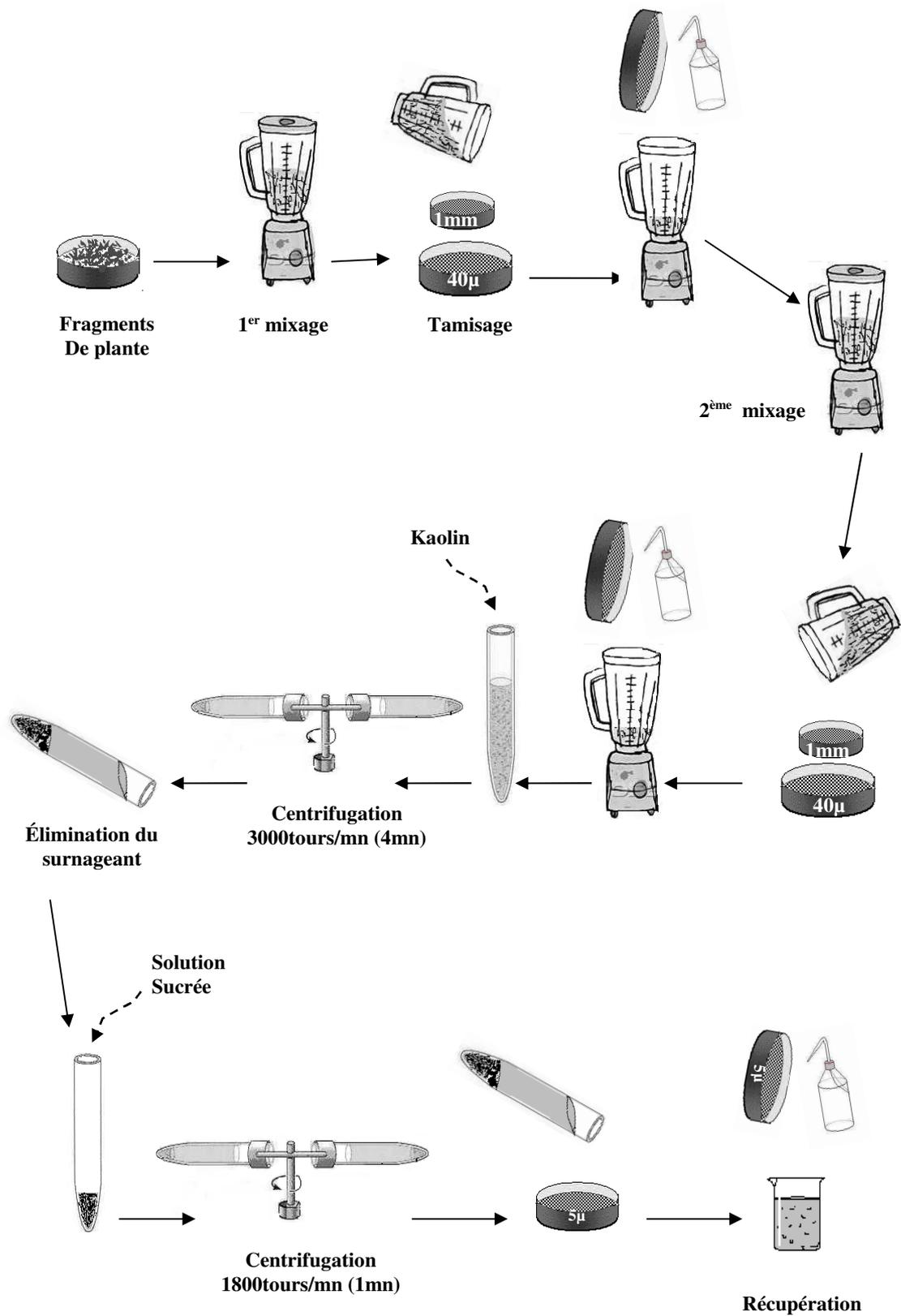


Figure 9 : Technique d'extraction des nématodes à partir des racines
D'après, Coolen et Herde (1972)

1-8- Screening phytochimique :

Les tests phytochimiques préliminaires portent sur la recherche des principaux groupes chimiques dans les poudres des plantes testées. Ils donnent une information préliminaire sur la composition chimique de ces dernières.

Les essais ont été effectués dans les laboratoires du Centre de Recherche et de Développement du Groupe SAIDAL (C.D.R.G.S) sur le broyat des plantes ou sur l'infusé.

Les techniques utilisées s'inspirent de celles décrites par Wagner et Bladt (1996). Elles utilisent principalement des réactions chimiques classiques. La préparation des différentes solutions est représentée dans l'annexe C.

Les résultats sont classés selon l'échelle ci-dessous :

- réaction très positive : + + + +
- réaction positive : + + +
- réaction moyennement positive : + +
- réaction non déterminée : +
- réaction négative : -

1- 8-1- Matériel végétal :

Les broyats de plantes analysés dans cet essai correspondent aux :

- broyat de feuilles de chou pommé (variété Marche de Copenhague)
- broyat de feuilles de radis (variété Radis National)
- broyat de feuilles de navet (variété : Marteau)
- broyat de racines de radis (variété Radis National)
- broyat de racines de navet (variété : Marteau)

1-8-2- Préparation de l'infusé:

20g de poudre sont mis à infuser dans 100ml d'eau distillée et sont portées à ébullition pendant 15mn, après filtration le contenu est ajusté à 100ml d'eau distillée.

1-8-3- Identification des principaux métabolites secondaires :

➤ Recherche des anthocyanes:

La mise en évidence d'anthocyanes repose sur l'apparition d'une coloration rouge en milieu acide et bleu violacé en milieu alcalin.

On rajoute quelques gouttes d'acide chlorhydrique (HCL) à 5ml de l'infusé, la réaction vire au rouge en présence d'anthocyane.

➤ Recherche des leuco anthocyanes:

2g de poudre sont portés au bain marie bouillant pendant quelques minutes dans 20ml d'un mélange de propanol / acide chlorhydrique (1/1).

Une coloration rouge se développe en présence des leuco anthocyanes.

➤ Recherche des tanins:

La présence des tanins est mise en évidence par l'apparition d'une coloration après addition d'une solution de $FeCl_3$. Quelques gouttes d'une solution de $FeCl_3$ à 5% sont ajoutées à 5ml de l'infusé, la réaction donne une coloration bleue noire en présence des tanins.

• Tanins catéchétiques:

15ml de l'infusé sont additionnés a 7ml de réactif de Stiasny, la réaction donne une coloration rouge en présence des tanins catéchétiques.

• Tanins galliques:

Après filtration et saturation du filtrat par l'acétate de sodium, quelques gouttes de $FeCl_3$ sont ajoutées, la réaction donne une coloration bleue foncée en présence des tanins galliques.

➤ Recherche des flavonoïdes :

La réaction cyanhydrique ou l'essai de Chinoda lors de la réduction des flavonols, flavonones et flavones par magnésium métallique en présence de l'acide chlorhydrique donne une coloration rouge orangé en présence de flavonoïdes.

A 5ml de l'infusé on additionne 5ml d'acide chlorhydrique (HCL), un copeau de magnésium (Mg) et 1ml d'alcool isobutanol, la réaction devient rouge orangé en présence de flavonoïdes.

➤ **Recherche des quinones :**

2g de poudre végétale humectée avec 2ml d'acide chlorhydrique (HCL) sont mis en contact pendant 3 heures dans 20ml de chloroforme puis filtrés. Ce test est réalisé sur le filtrat grâce à 5ml d'ammoniaque (1/2) comme réactif. La réaction vire au rouge en présence des quinones libres.

➤ **Recherche des Saponines :**

On ajoute à 02ml de l'infusé quelques gouttes d'acétate de plomb, la formation d'un précipité blanc révèle la présence des saponosides.

➤ **Recherche des alcaloïdes:**

5g de poudre végétale humectée avec 20ml d'ammoniaque (1/2) sont mises à macérer pendant 24 heures dans 50ml d'un mélange éther chloroforme (3/1). Le filtrat est épuisé par de l'acide chlorhydrique 2N.

Des réactions de précipitation sont effectuées sur la solution chlorhydrique. En présence d'alcaloïdes, le réactif de Dragendorff donne un précipité rouge.

➤ **Recherche des sennosides:**

Dans une fiole conique on introduit 2,5g de poudre, on ajoute 50ml d'eau distillée et 2ml d'acide chlorhydrique concentré. On chauffe dans un bain marie pendant 15 minutes. On laisse refroidir et on agite avec 40ml d'éther. Ensuite, on sépare la couche étherée, on fait sécher sur du sulfate de sodium anhydre puis on évapore à siccité. On ajoute au résidu refroidi 5ml d'ammoniaque diluée (1/2), il se produit une coloration jaune ou orange en présence de sennosides.

➤ **Recherche des glucosides:**

Quelques gouttes de H_2SO_4 sont ajoutées à 2g de poudre végétale, la formation d'une coloration rouge brique ensuite violette indique la présence des glucosides.

➤ **Recherche des coumarines:**

2g de poudre sont mis dans 20ml d'alcool éthylique on les fait bouillir pendant 15 minutes à reflux après refroidissement, on filtre puis on ajoute à 3 ou 5ml de filtrat 10 gouttes de la solution alcoolique de KOH à 10% et quelques gouttes de HCL à 10% jusqu'à obtention d'un milieu faiblement acide. L'apparition d'un trouble indique la présence des coumarines.

Troisième partie : Résultats et Discussion

I- Résultats :

L'efficacité d'un produit biocide sur les nématodes est évaluée par la mortalité de ces derniers. Pour chaque extrait aqueux, le pourcentage moyen de mortalité des larves est calculé. Les résultats sont exprimés en pourcentage de mortalité corrigé, considérant qu'il y a une mortalité naturelle dans la population (témoin : eau distillée) qui s'ajoute à la mortalité due au produit toxique. Les taux de mortalité corrigés sont calculés selon la formule de Schneider-Orelli :

$$\text{Pourcentage de mortalité corrigé MC \%} = \frac{M2 - M1}{100 - M1} \times 100$$

M1 : pourcentage de mortalité observé dans le témoin.

M2 : pourcentage de mortalité observé dans la population traitée.

MC: pourcentage de mortalité corrigé.

Les résultats obtenus au cours de notre essai sont transformés en probits. A l'aide de ces derniers, il est possible de tracer les droites de régression en fonction des logarithmes décimales des doses utilisées (20, 50, 100% de la solution mère).

L'efficacité des extraits aqueux testés est déterminée par le calcul de la DL 50 de mortalité (dose létale à laquelle meurt 50% de la population traitée) et la DL 50 de l'inhibition de l'éclosion (dose létale à laquelle l'éclosion de 50% de larves est inhibée), et le TL 50 de mortalité (temps létal à partir duquel meurt 50% de la population traitée).

1-1- Effet des extraits aqueux des brassicacées sur la mortalité des juvéniles de *Meloidogyne incognita* :

Les résultats consignés dans le tableau II montrent que les extraits aqueux des plantes testées présentent une activité nématocide à l'égard de *Meloidogyne incognita*. Cette activité est proportionnelle à la concentration et la période d'exposition.

Les extraits aqueux des brassicées étudiées montrent une grande efficacité nématocide, vu qu'à une très faible concentration (20% de la solution standard) et après 24 heures d'exposition tous les extraits enregistrent des taux de mortalité dépassant les 50%.

Ainsi, à cette même concentration, et après 72 heures, les extraits aqueux de racines de radis et de navet causent une mortalité totale des larves de *Meloidogyne incognita*. De même les extraits de feuilles de chou et de radis enregistrent des taux de mortalité de 100% après un temps d'exposition de 72 heures aux concentrations respectives de 50% et de 100% de la solution standard respectivement.

Avec de fortes concentrations (100% de la solution standard) les taux de mortalité enregistrés après 24 heures d'exposition excèdent les 80% pour toutes les espèces. Ils atteignent les 98% pour l'extrait des racines de navet.

Les taux de mortalité relevés avec l'extrait des racines de radis atteignent 100% après 72 heures d'exposition et dans une solution de 20%. Après le même temps d'exposition l'extrait de feuilles de cette plante demande une concentration de 100% pour enregistrer le même taux de mortalité.

Enfin, après 72 heures d'exposition et des concentrations de 20%, tous les extraits aqueux engendrent des taux de mortalité supérieurs aux taux enregistrés par le traitement chimique (némacur) après les mêmes périodes d'exposition.

Pour le témoin, la majorité des larves est restée vivante, seulement 2.23% à 7.06% étaient inactives.

Tableau II: Effet des extraits aqueux de quelques brassicacées sur la mortalité des larves (L2) de *Meloidogyne incognita*.

Plantes testées et temps d'exposition	Pourcentage de mortalité corrigé			Probits		
	Concentrations			Concentrations		
	S/5 (20%)	S/2 (50%)	S (100%)	S/5 (20%)	S/2 (50%)	S (100%)
<i>Sinapis arvensis</i>						
24h	68.46	70.70	85.95	5.483	5.541	6.078
48h	80.47	84.63	93.40	5.859	6.021	6.508
72h	96.45	97.75	100	6.809	7.008	8.090
<i>Raphanus raphanistrum</i>						
24h	69.57	86.53	89.80	5.511	6.107	6.270
48h	81.69	92.23	94.52	5.908	6.426	6.597
72h	87.37	93.82	97.00	6.149	6.537	6.880
<i>Brassica oleracea</i> (chou)						
24h	70.17	83.26	86.78	5.525	5.960	6.119
48h	85.93	92.89	95.95	6.077	6.472	6.745
72h	97.24	100	100	6.921	8.090	8.090
<i>Brassica napus</i> (navet) feuilles						
24h	83.55	85.02	93.93	5.972	6.041	6.545
48h	88.34	89.87	96.36	6.197	6.274	6.797
72h	98.21	98.52	99.22	7.109	7.196	8.081
<i>Brassica napus</i> (navet) racines						
24h	88.81	92.48	98.24	6.221	6.444	7.117
48h	97.14	100	100	6.904	8.090	8.090
72h	100	100	100	8.090	8.090	8.090
<i>Raphanus sativus</i> (radis) feuilles						
24h	85.66	95.79	98.07	6.107	6.727	7.070
48h	93.54	98.12	99.53	6.518	7.034	7.610
72h	97.48	99.40	100	6.974	7.510	8.090
<i>Raphanus sativus</i> (radis) racines						
24h	90.03	94.65	97.86	6.282	6.609	7.026
48h	97.51	100	100	6.967	8.090	8.090
72h	100	100	100	8.090	8.090	8.090
Némacur (traitement chimique)						
24h	72.21	-	-	5.584	-	-
48h	80.06	-	-	5.842	-	-
72h	87.65	-	-	6.163	-	-
Témoin (eau distillée)						
24h	2.23	-	-	2.989	-	-
48h	5.20	-	-	3.378	-	-
72h	7.06	-	-	3.524	-	-

L'efficacité des extraits utilisés a été aussi déterminée par le calcul de la DL 50 à partir des droites de régression représentées dans les figures : 10, 11, 12, 13, 14, 15 et 16. Les résultats obtenus sont consignés dans le tableau III.

Tableau III : Résultats des DL50 pour la mortalité des larves de *Meloidogyne incognita*

Plantes testées	DL 50 (%)		
	24H	48H	72H
<i>Sinapis arvensis</i> (Moutarde des champs)	6.392	2.600	2.300
<i>Raphanus raphanistrum</i> (Ravenelle)	6.272	2.292	1.615
<i>Brassica oleracea</i> (Chou)	4.584	1.484	1.299
<i>Brassica napus</i> (Navet)			
Feuilles	1.442	0.869	0.654
Racines	2.438	1.378	0
<i>Raphanus sativus</i> (Radis)			
Feuilles	3.079	2.193	1.183
Racines	1.286	1.099	0

L'analyse de la DL50 après 24 heures d'exposition montre que toutes les DL50 des différents extraits aqueux sont inférieures à la concentration minimale de l'essai de 20% de la solution standard. En effet, à cette concentration les taux de mortalité obtenus dépassent les 50% après 24 heures d'exposition.

Pour tous les traitements, les valeurs de la DL50 sont inversement proportionnelles au temps d'exposition. En effet, après 72 heures les concentrations nécessaires pour provoquer une mortalité de 50% sont plus faibles que celles de 24 et 48 heures.

Les DL50 les plus faibles sont notées avec les extraits de racines de navet et de radis après 72 heures d'exposition. Les plantes spontanées révèlent les plus fortes valeurs de DL50 qui sont de 2.30% et de 1.615% pour les extraits de moutarde des champs et de ravenelle respectivement.

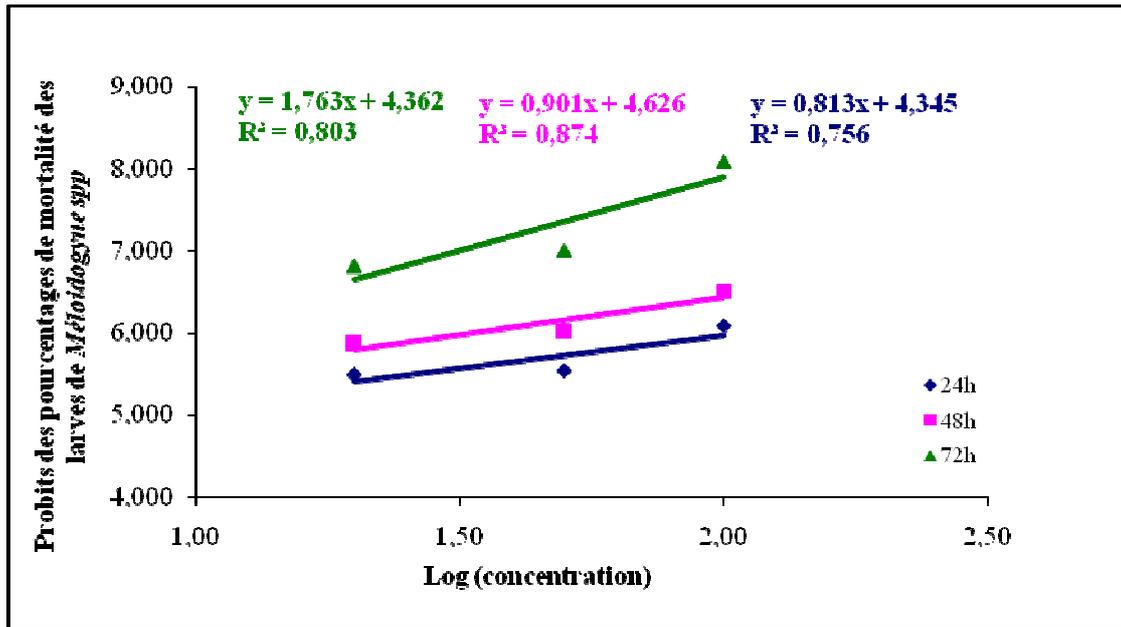


Figure 10 : Droite de régression des probits à différentes concentrations utilisées dans l'extrait aqueux de *Sinapis arvensis* sur les larves (L2) de *Meloidogyne incognita*

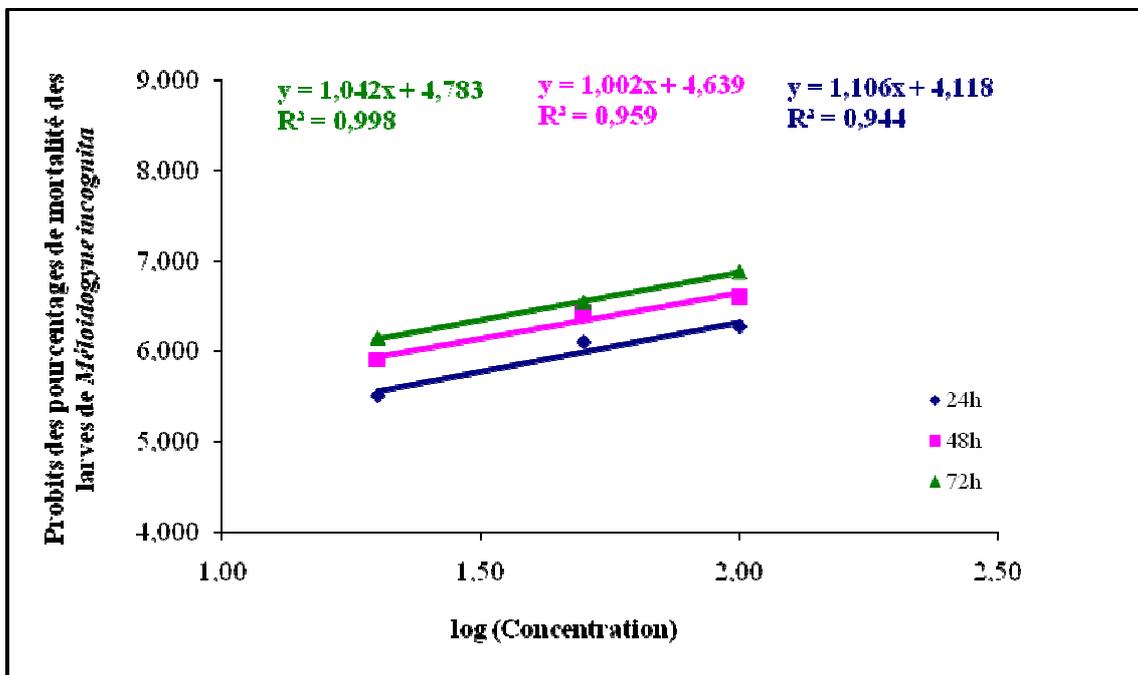


Figure 11 : Droite de régression des probits à différentes concentrations utilisées dans l'extrait aqueux de *Raphanus raphanistrum* sur les larves (L2) de *Meloidogyne incognita*

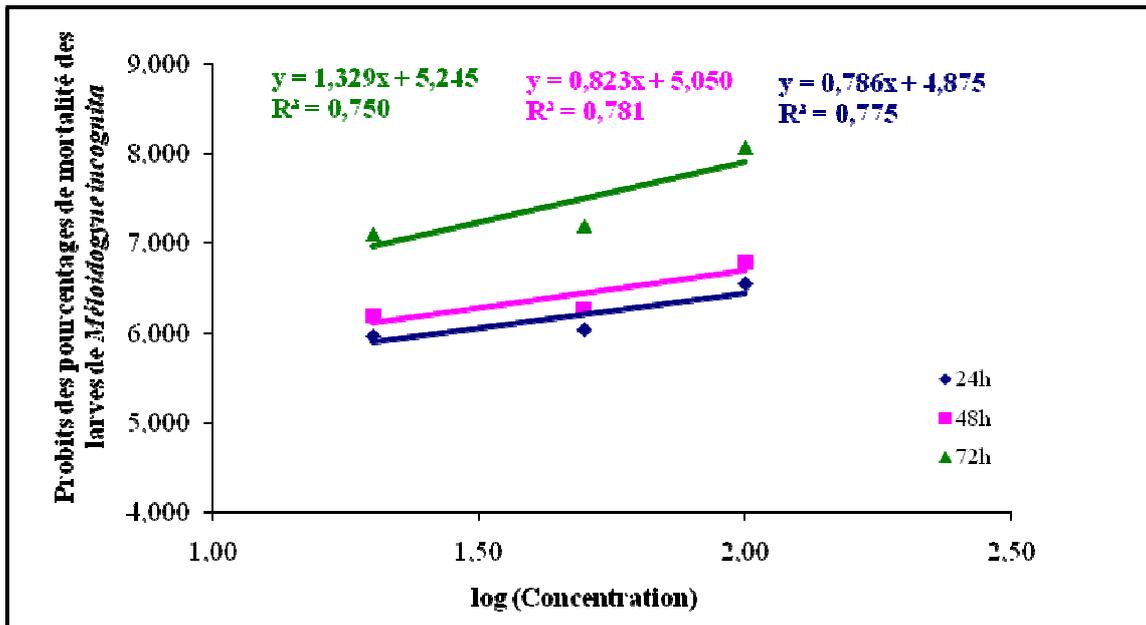


Figure 12 : Droite de régression des probits à différentes concentrations utilisées dans l'extrait aqueux de feuilles de *Brassica napus* sur les larves (L2) de *Meloidogyne incognita*

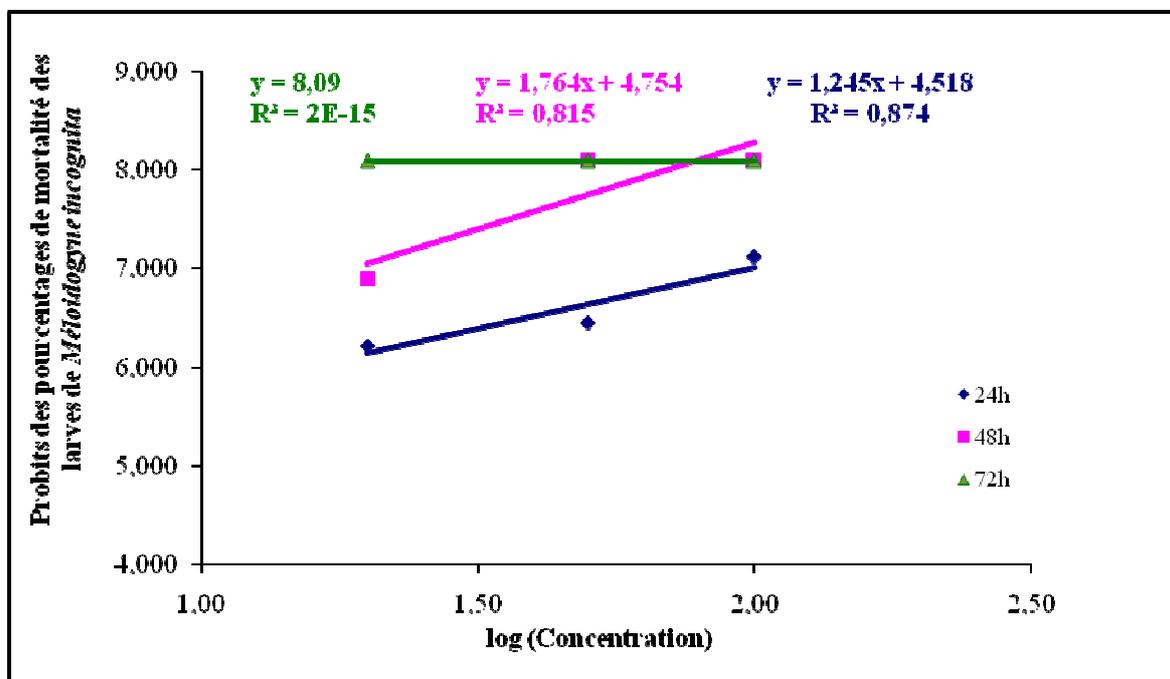


Figure 13 : Droite de régression des probits à différentes concentrations utilisées dans l'extrait aqueux de racines de *Brassica napus* sur les larves (L2) de *Meloidogyne incognita*

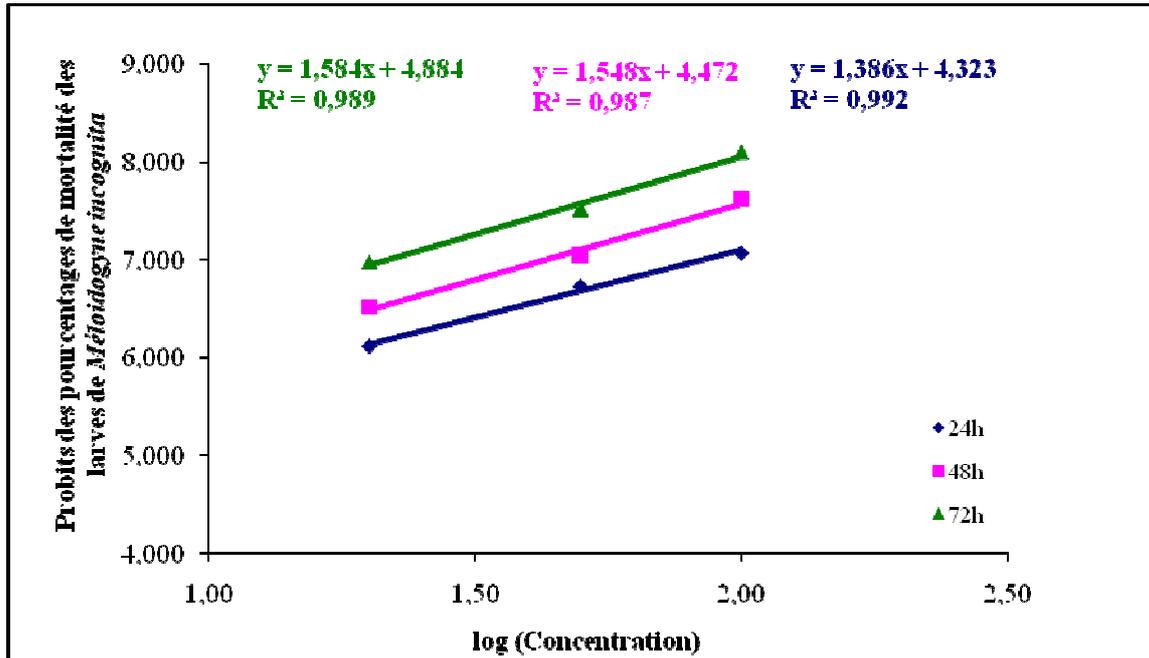


Figure 14 : Droite de régression des probits à différentes concentrations utilisées dans l'extrait aqueux de feuilles de *Raphanus sativus* sur les larves (L2) de *Meloidogyne incognita*

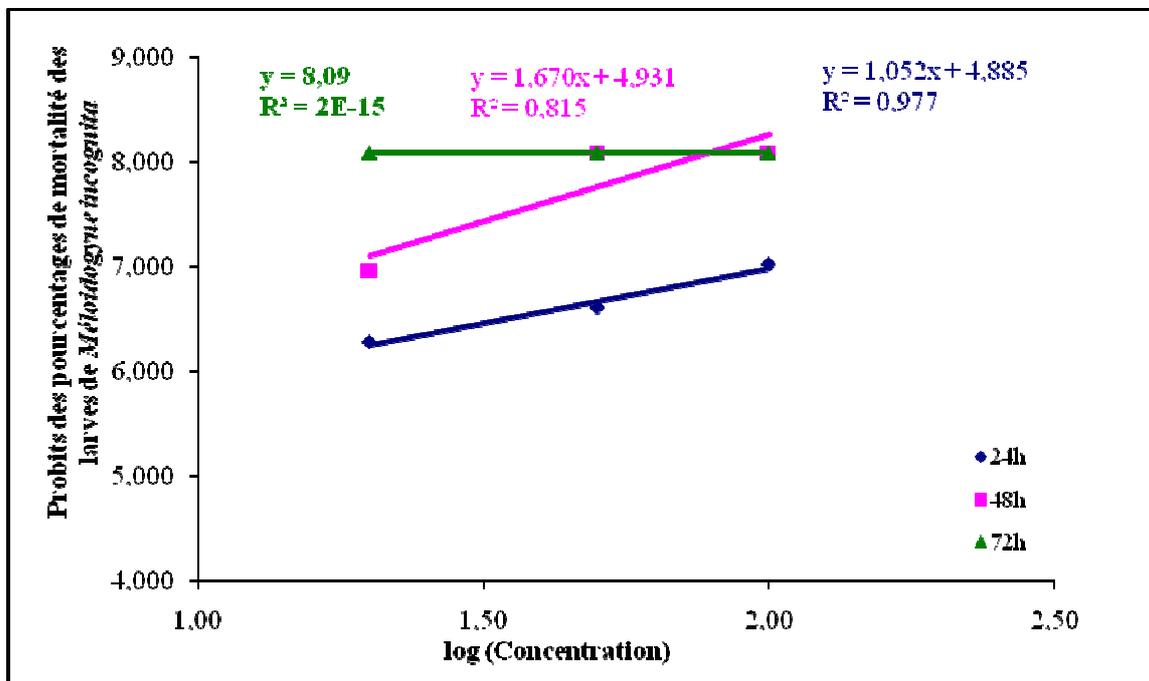


Figure 15 : Droite de régression des probits à différentes concentrations utilisées dans l'extrait aqueux de racines de *Raphanus sativus* sur les larves (L2) de *Meloidogyne incognita*

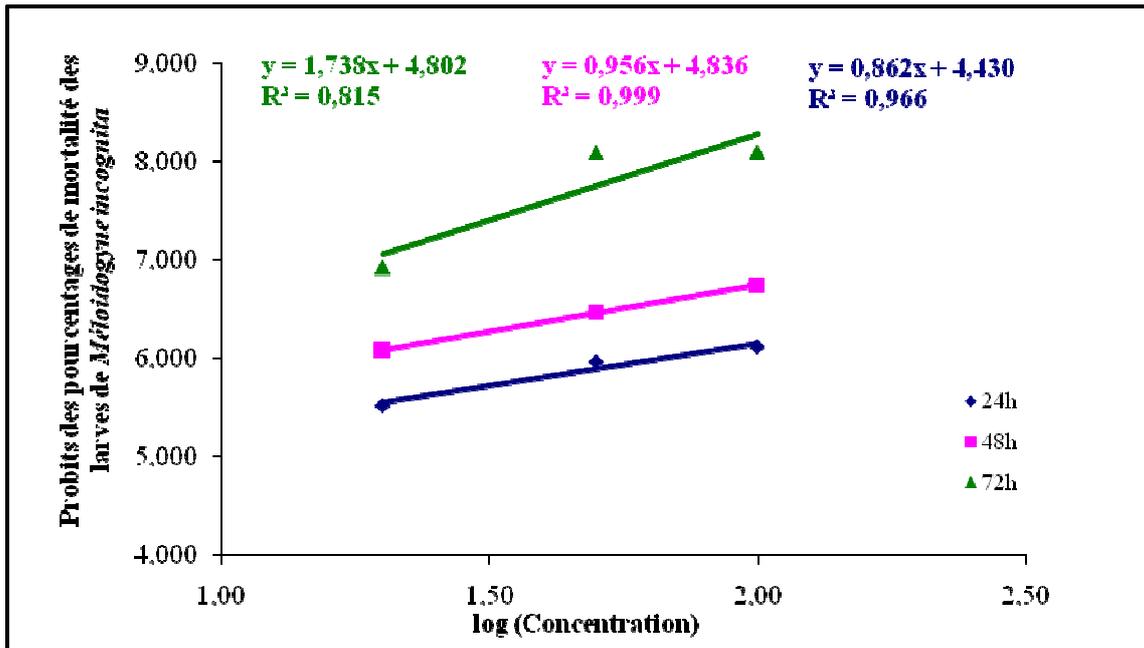


Figure 16: Droite de régression des probits à différentes concentrations utilisées dans l'extrait aqueux de *Brassica oleracea* sur les larves (L2) de *Meloidogyne incognita*

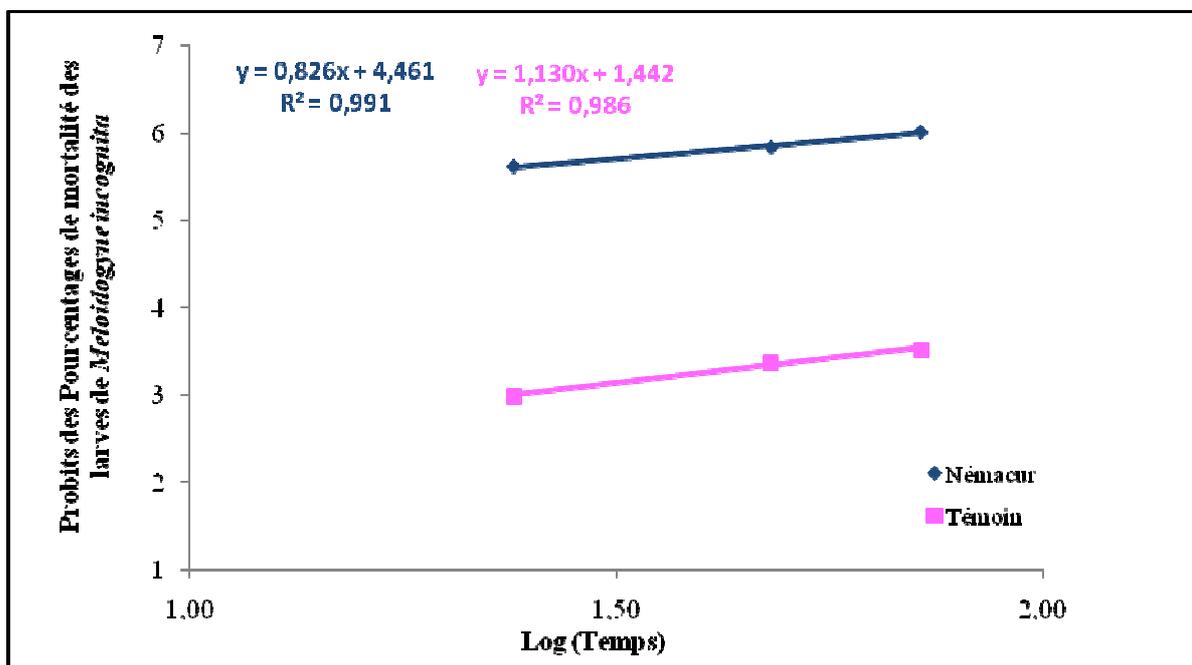


Figure 17 : Droite de régression des probits dans la solution du témoin et du némacur sur les larves (L2) de *Meloidogyne incognita*

La régression du logarithme du temps en fonction des probits permet de déterminer les TL50 des différents extraits des plantes utilisées avec une concentration de 100% de la solution standard (figures 18, 19, 20, 21).

Les résultats obtenus révèlent que tous les extraits aqueux des brassicacées testées ont un effet choc intéressant. En effet, tous les extraits ont enregistré des TL50 inférieurs à 24 heures (tableau IV).

L'effet choc le plus marqué chez les plantes cultivées est obtenu avec l'extrait de radis et de navet où les extraits de racines de navet et de feuilles de radis enregistrent les plus faibles TL50 de l'ordre de 2 heures et 18 minutes et de 2 heures 33 minutes respectivement.

Pour le même taux de mortalité et à la même concentration, le chou demande plus de 13 heures de temps d'exposition.

Pour les plantes spontanées, la ravenelle se démarque en enregistrant un TL50 de 2 heures et 24 minutes.

Le TL50 du traitement chimique est de 8 heures et 3 minutes

Tableau IV: Résultats des TL50 pour la mortalité des larves de *Meloidogyne incognita* pour 100% de la solution standard.

Plantes testées	TL 50 de 100% de la solution standard
<i>Sinapis arvensis</i> (Moutarde des champs)	14 heures et 20 minutes
<i>Raphanus raphanistrum</i> (Ravenelle)	2 heures et 24 minutes
<i>Brassica oleracea</i> (Chou)	13 heures et 34 minutes
<i>Brassica napus</i> (Navet)	
Feuilles	8 heures et 15 minutes
Racines	2 heures et 18 minutes
<i>Raphanus sativus</i> (Radis)	
Feuilles	2 heures et 33 minutes
Racines	3 heures et 3 minutes
Némacur (traitement chimique)	8 heures et 3 minutes

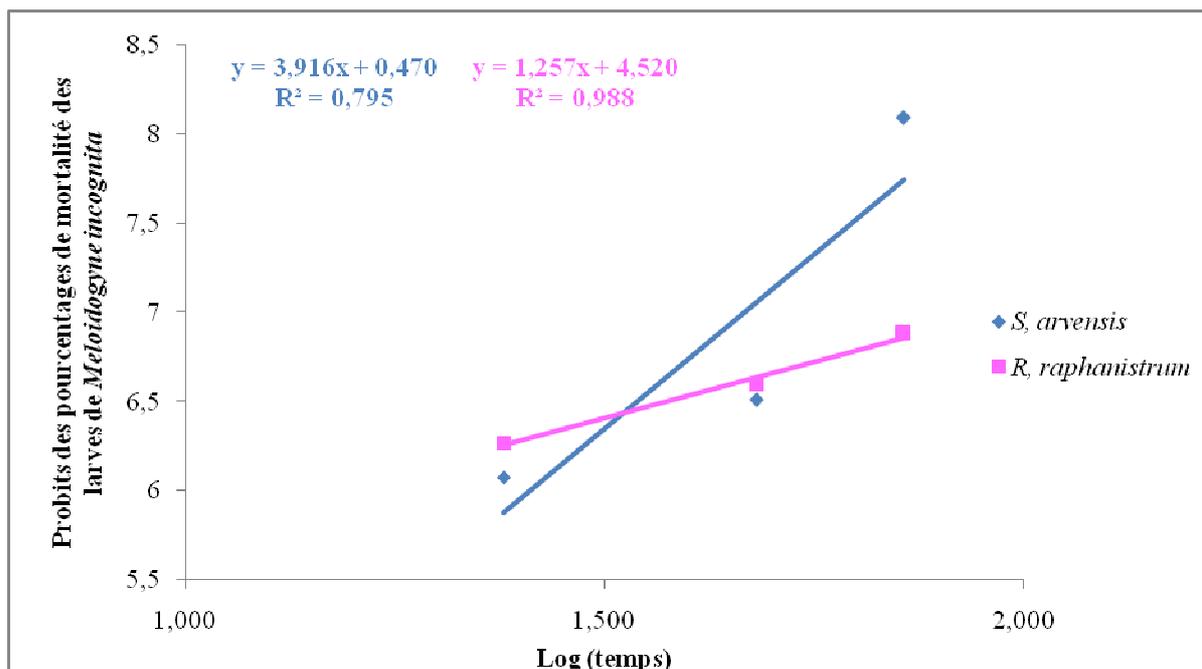


Figure 18: Efficacité des extraits aqueux de brassicacées par rapport au temps utilisé sur les larves (L2) de *Meloidogyne incognita*

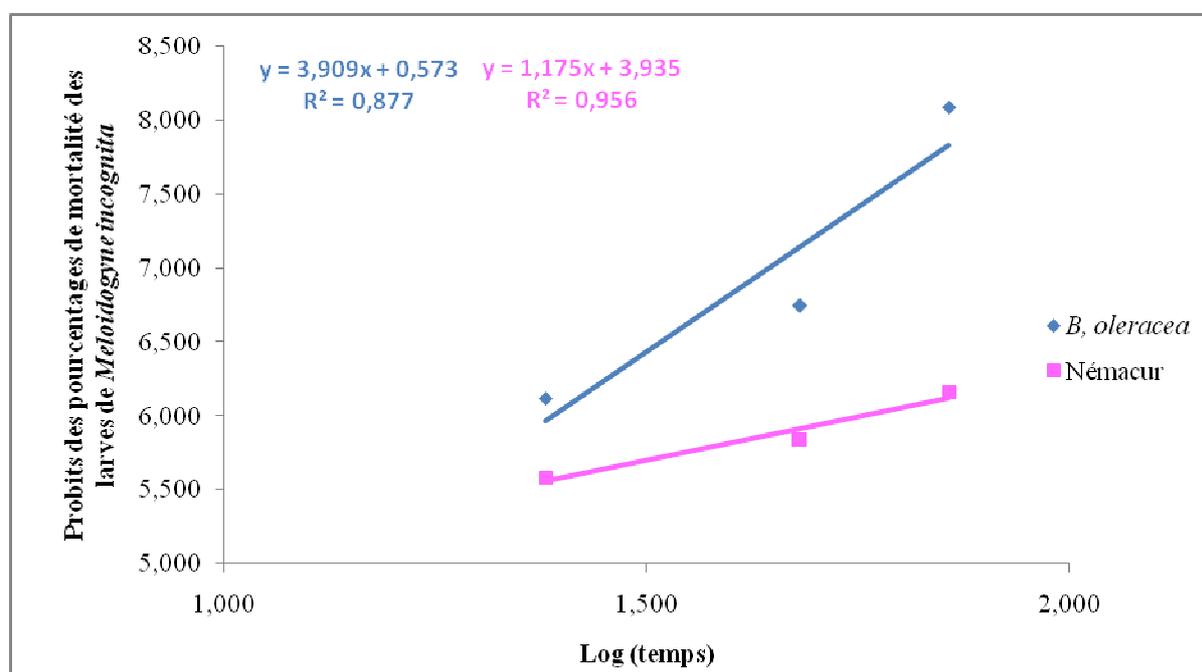


Figure 19 : Efficacité du némacur et de l'extraits aqueux de *Brassica oleracea* par rapport au temps utilisé sur les larves (L2) de *Meloidogyne incognita*

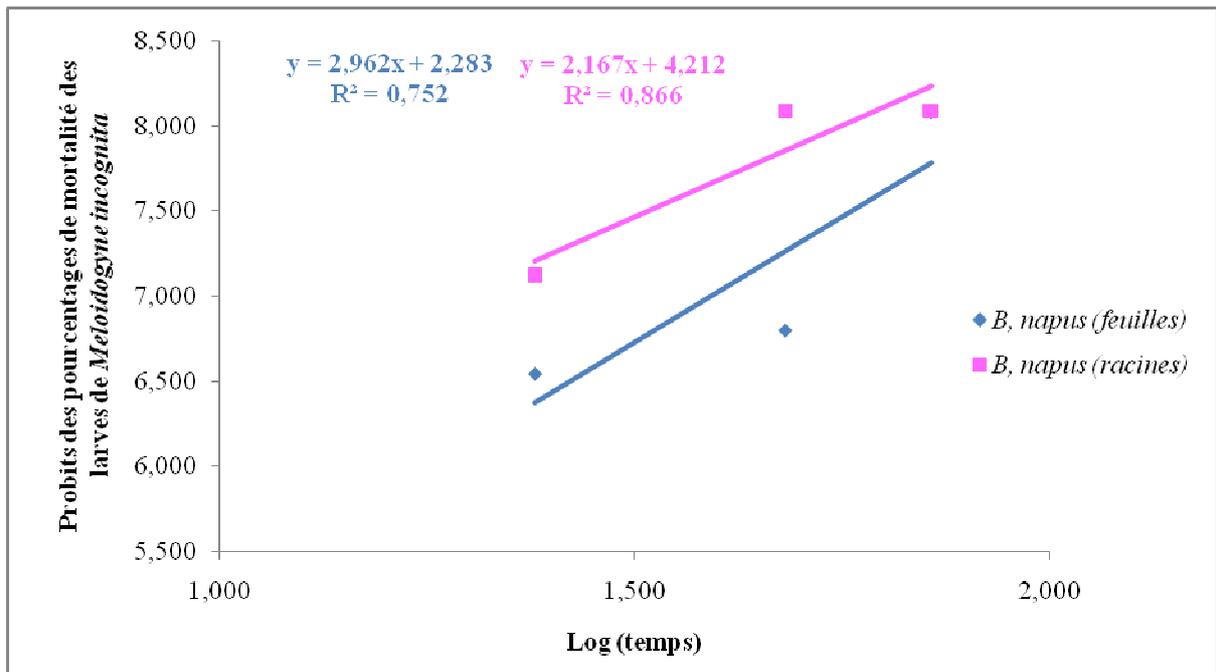


Figure 20 : Efficacité des extraits aqueux de brassicacées par rapport au temps utilisé sur les larves (L2) de *Meloidogyne incognita*

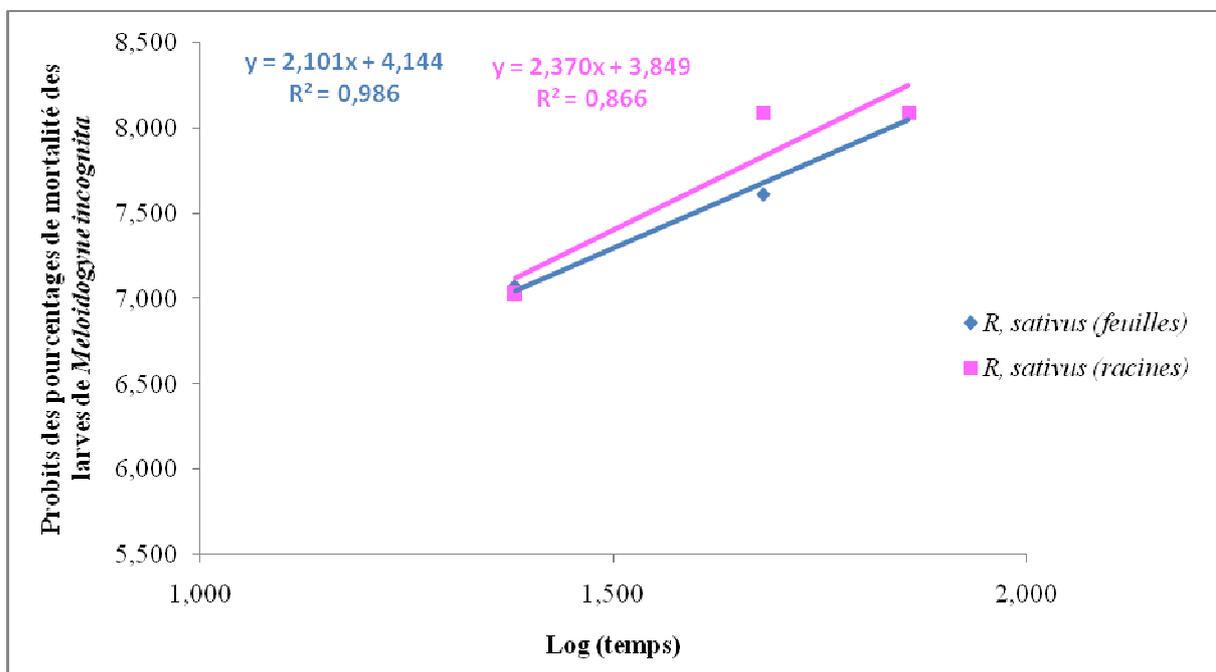


Figure 21 : Efficacité des extraits aqueux de brassicacées par rapport au temps utilisé sur les larves (L2) de *Meloidogyne incognita*

L'analyse de la variance basée sur le test de Dunnett montre que les moyennes des pourcentages de mortalité des différents traitements sont significativement différentes de celles du témoin pour toutes les concentrations et pour tous les temps d'exposition (annexe D).

Avec des concentrations de 20% et 100% de la solution standard, l'analyse de la variance ne montre pas de différence significative entre les différents extraits de plantes (annexe D). A 50% de concentration, le classement des moyennes non significativement différentes fait sortir 3 groupes après 24, 48 et 72 heures d'exposition. Les extraits de racines de radis et de navet et l'extrait de feuilles de radis se montrent plus toxique que les autres extraits après 24 et 48 heures d'exposition (Tableau V, VI, et VII).

On enregistre une différence significative entre les moyennes l'extrait de feuilles et de racines de navet après 24 et 48 heures.

Comparés au némacur le test de Dunnett révèle que les moyennes des extraits de plantes sont significativement différentes de celles du némacur dans les solutions de 20% et de 100% de concentration (annexe D)

Tableau V : Classement des groupes homogènes des moyennes des pourcentages de mortalité des larves après 24 heures d'exposition à une concentration de concentration de 50% de la solution standard (test de Newman-Keuls).

Modalité	Moyenne (%)	Groupes homogènes		
Radis (feuilles)	95,882	A		
Radis (racines)	94,766	A		
Navet (racines)	92,650	A		
Ravenelle	86,833	A	B	
Navet (feuilles)	85,359	A	B	
Chou	83,637	A	B	
Némacur	72,825		B	
Moutarde des champs	71,350		B	
Témoin	2,209			C

Tableau VI : Classement des groupes homogènes des moyennes des pourcentages de mortalité des larves après 48 heures d'exposition à une concentration de concentration de 50% de la solution standard (test de Newman-Keuls).

Modalité	Moyenne (%)	Groupes homogènes		
Navet (racines)	100,000	A		
Radis (racines)	100,000	A		
Radis (feuilles)	98,221	A		
Chou	93,259	A	B	
Ravenelle	92,634	A	B	
Navet (feuilles)	90,399	A	B	
Moutarde de champs	85,430		B	
Némacur	81,097		B	
Témoin	5,251			C

Tableau VII : Classement des groupes homogènes des moyennes des pourcentages de mortalité des larves après 72 heures d'exposition à une concentration de concentration de 50% de la solution standard (test de Newman-Keuls).

Modalité	Moyenne (%)	Groupes homogènes		
Chou	100,000	A		
Navet (racines)	100,000	A		
Radis (racines)	100,000	A		
Radis (feuilles)	99,444	A		
Navet (feuilles)	98,626	A		
Moutarde des champs	97,907	A		
Ravenelle	94,255	A		
Némacur	88,523		B	
Témoin	7,093			C

1-2- Effet des extraits aqueux des brassicacées sur l'éclosion de *Meloidogyne incognita*.

Après 12 jours d'incubation des masses d'œufs de *Meloidogyne incognita* dans les différents extraits de brassicacées, témoin et solution chimique à base du némacur, le total d'œufs éclos est présenté sous forme de courbes cumulatives (figure 22, 23, 24, 25, 26, 27 et 28).

Les résultats montrent que la courbe cumulative du témoin est différente de celles des extraits aqueux testés et du némacur. En effet, le nombre d'œufs éclos dans les solutions testées est très faible par rapport à celui du témoin.

Les résultats montrent aussi que le total d'éclosion est inversement proportionnel à la concentration des extraits aqueux.

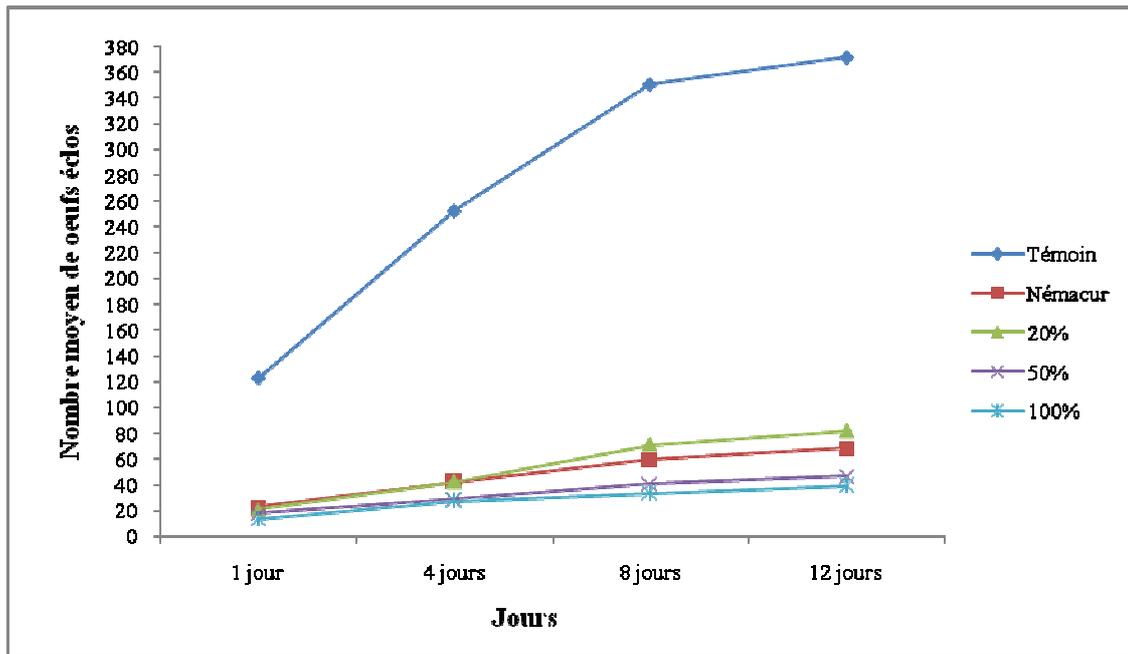


Figure 22 : Nombre moyen de larves écloses de *Meloidogyne incognita* dans l'extrait aqueux de *Sinapis arvensis*

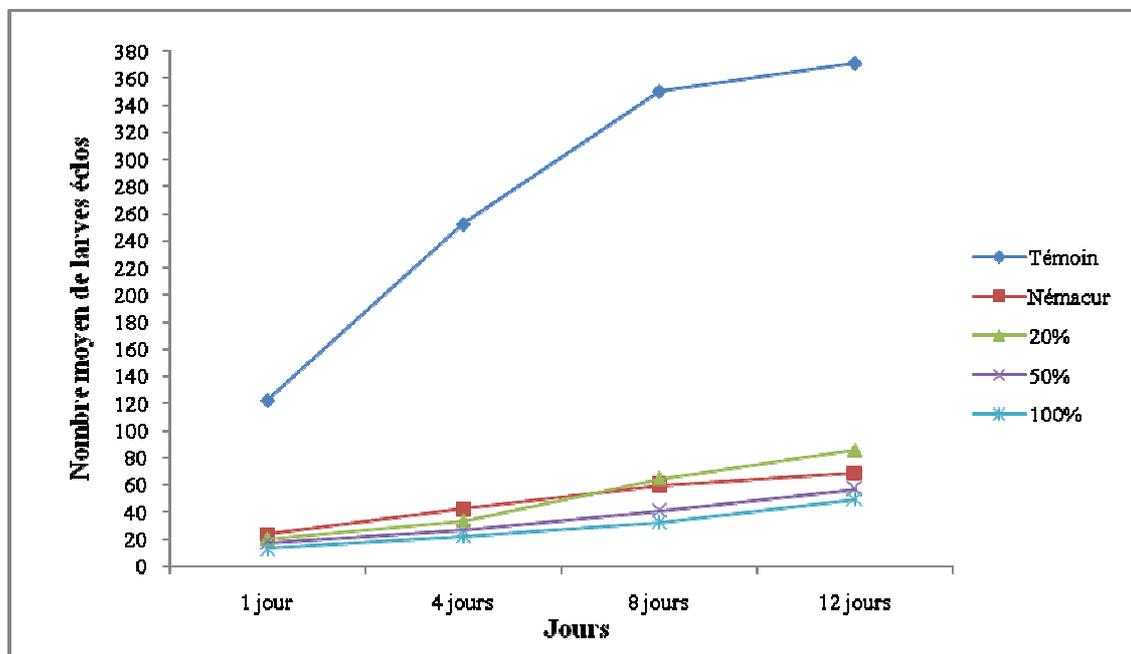


Figure 23 : Nombre moyen de larves écloses de *Meloidogyne incognita* dans l'extrait aqueux de *Raphanus raphanistrum*

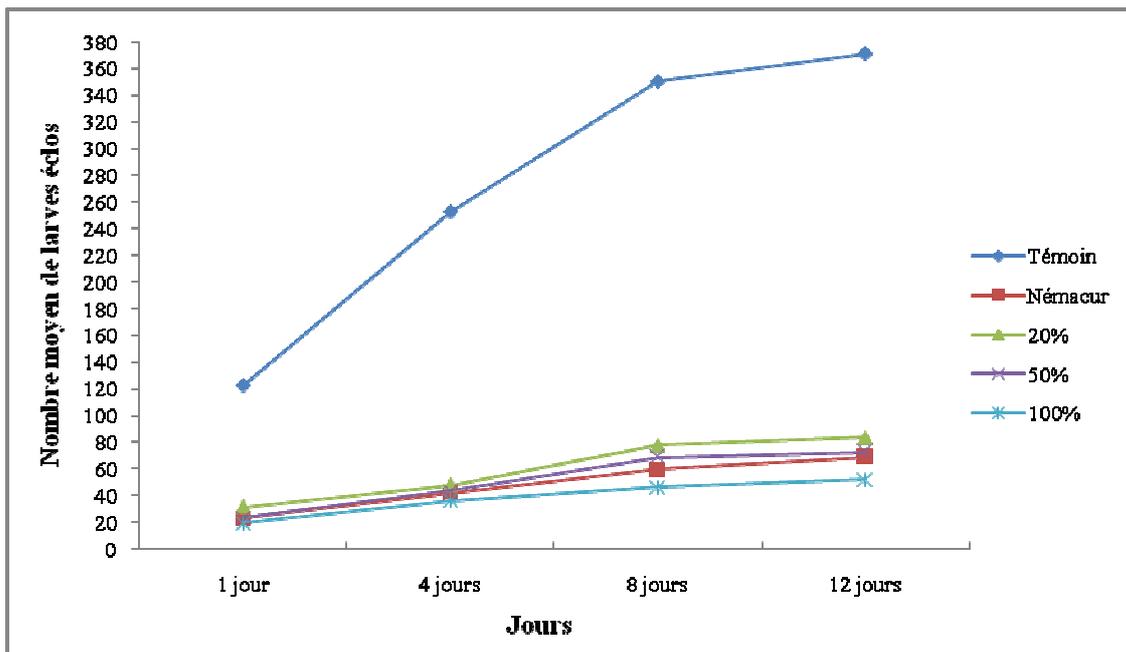


Figure 24 : Nombre moyen de larves écloses de *Meloidogyne incognita* dans l'extrait aqueux de feuilles de *Brassica napus*

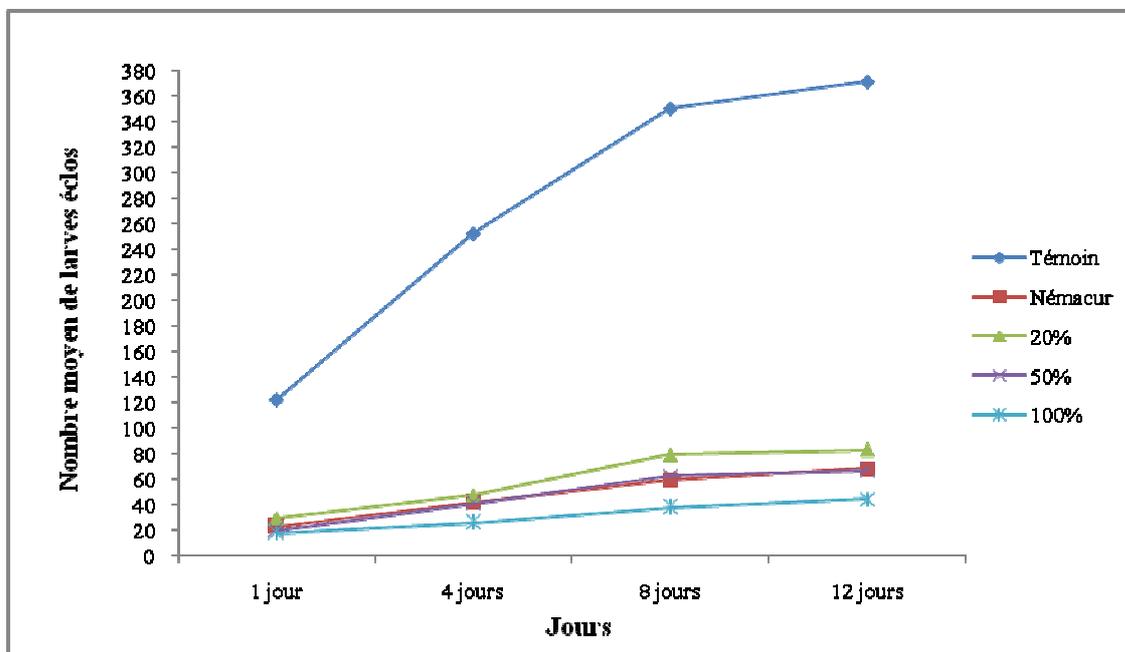


Figure 25 : Nombre moyen de larves écloses de *Meloidogyne incognita* dans l'extrait aqueux de racines de *Brassica napus*

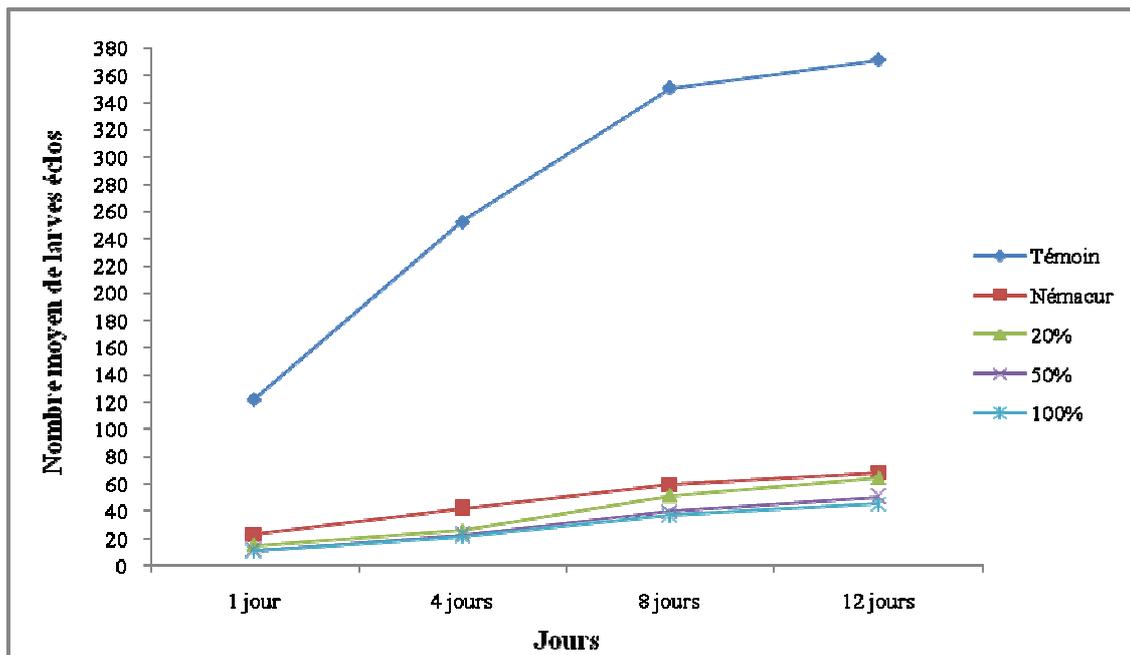


Figure 26 : Nombre moyen de larves écloses de *Meloidogyne incognita* dans l'extrait aqueux de feuilles de *Raphanus sativus*

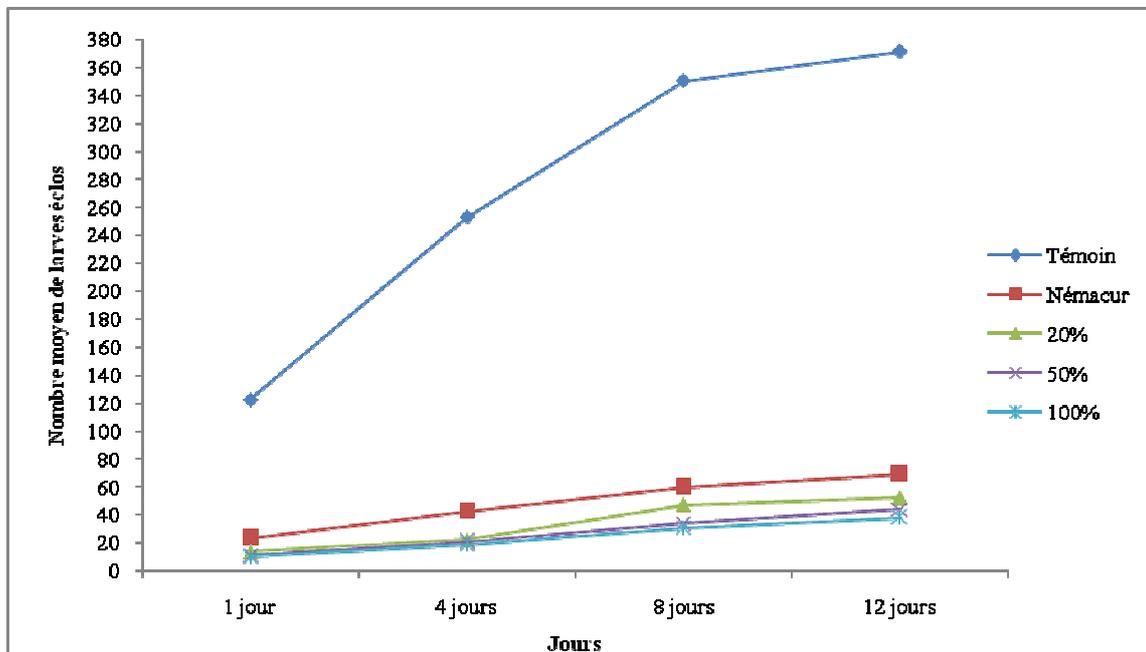


Figure 27 : Nombre moyen de larves écloses de *Meloidogyne incognita* dans l'extrait aqueux de racines de *Raphanus sativus*

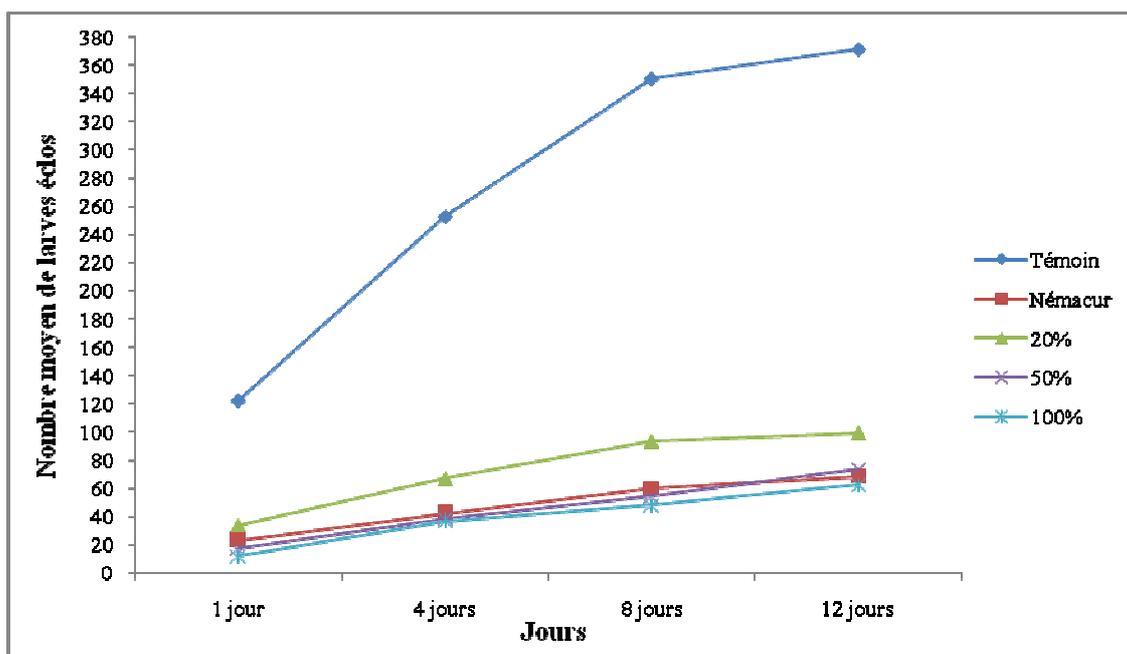


Figure 28 : Nombre moyen de larves écloses de *Meloidogyne incognita* dans l'extrait aqueux de *Brassica oleracea*

La comparaison des moyennes du nombre d'œufs écloses dans l'eau distillée (témoin) et des différents traitements après 12 jours d'incubation (test de Fisher) montre que tous les traitements sont significativement différents du témoin.

L'analyse de la variance des moyennes de l'éclosion des différents extraits de plantes montre que la différence entre les différents traitements est variable selon les différentes concentrations. Les classements des groupes homogènes selon les différentes concentrations sont résumés dans les tableaux VIII, IX et X.

Tableau VIII : Classement des groupes homogènes des moyennes des larves écloses après 12 jours d'incubation à une concentration de 20% de la solution standard (test de Newman-Keuls).

Traitements	Moyenne (larves)	Groupes homogènes			
Témoin	371,250	A			
Chou	99,500		B		
Ravenelle	85,500			C	
Navet (feuilles)	83,750			C	
Navet (racines)	83,250			C	
Moutarde des champs	82,000			C	
Némacur	68,750				D
Radis (feuilles)	65,000				D
Radis (racines)	52,250				E

Tableau IX : Classement des groupes homogènes des moyennes des larves écloses après 12 jours d'incubation à une concentration de 50% de la solution standard (test de Newman-Keuls).

Traitements	Moyennes (larves)	Groupes homogènes		
Témoin	371,250	A		
Chou	73,750		B	
Navet (feuilles)	72,500		B	
Némacur	68,750		B	
Navet (racines)	67,250		B	
Ravenelle	56,750		B	C
Radis (feuilles)	50,500			C
Moutarde des champs	46,750			C
Radis (racines)	43,750			C

Tableau X : Classement des groupes homogènes des moyennes des larves écloses après 12 jours d'incubation à une concentration de 100% de la solution standard (test de Newman-Keuls).

Modalité	Moyennes (larves)	Groupes homogènes			
Témoin	371,250	A			
Némacur	68,750		B		
Chou	62,750		B	C	
Navet (feuilles)	52,000			C	D
Ravenelle	49,500			C	D
Radis (feuilles)	45,500				D
Navet (racines)	44,500				D
Moutarde des champs	39,250				D
Radis (racines)	37,750				D

Avec une concentration de 20% de la solution standard, les moyennes du traitement de racines de radis enregistrent une différence significative par rapport à celles de tous les traitements. L'effet de l'extrait de feuilles de radis sur l'éclosion des larves se montre similaire à celui du némacur. L'extrait de feuilles de chou se montre le moins toxique et significativement différent de tous les traitements. L'analyse statistique ne montre pas de différences significative entre les moyennes des traitements.

Avec une concentration moyenne (50% de la solution standard), le classement révèle 3 groupes où le némacur et les extraits de chou, ravenelle et navet se trouvent dans

le même groupe C. IL n'y a pas de différence significatives entre l'effet des extraits de feuilles, de racines de radis et de la moutarde des champs sur l'éclosion des larves mais ces traitement sont significativement différents du némacur.

La comparaison des moyennes du nombre d'œufs éclos après 12 jours des différents traitements avec celles du némacur à une concentration de 100% de la solution standard (test de Dunett) montre que l'extrait de chou a un effet similaire à celui du némacur (annexe E). Le classement des groupes homogènes montre qu'à cette concentration les extraits de feuilles et de racines du radis et des feuilles de navet et de la moutarde des champs ont un effet identique et sont significativement différents du némacur (TableauX).

Lorsqu'on compare les moyennes du nombre d'œufs éclos après 12 jours des différentes concentrations et pour chaque extrait avec celles du témoin et du némacur, nous constatons qu'aux concentrations de 20%, 50% et de 100% de la solution standard et pour tous les extraits de plantes, les moyennes du nombre d'œufs éclos sont significativement différentes de celles du témoin (annexe F).

L'effet du némacur sur l'éclosion des larves est semblable à celui de la concentration de 20% des extraits de toutes les plantes testées excepté pour l'extrait de chou et de racines de radis.

La concentration de 100% de la solution standard s'est révélée significativement différentes de tous les traitements avec les extraits de feuilles et de racines de navet. Pour les autres plantes il n'y a pas de différence significative entre l'effet de la concentration 50% et de 100% de la solution standard sur l'éclosion des larves de *Meloidogyne incognita* (annexe F).

L'efficacité des extraits testés sur le potentiel d'éclosion des larves de *Meloidogyne incognita* a été aussi déterminée par le calcul de la DL50 de l'éclosion qui correspond à la concentration où l'éclosion de 50% des œufs est inhibée.

Le calcul se fait à partir de droites de régression des probits des pourcentages d'inhibition de l'éclosion après 12 jours d'incubation en fonction du logarithme des concentrations (figure 29, 30 et 31). Les résultats sont consignés dans le tableau XI.

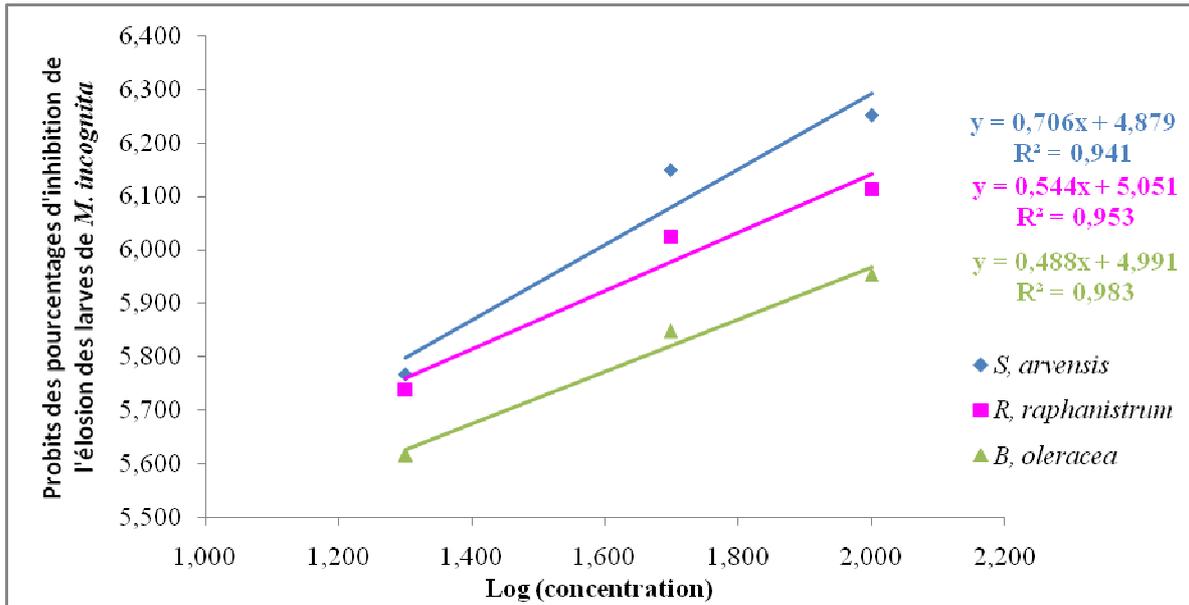


Figure 29 : Droite de régression des probits à différentes concentrations utilisées dans l'extrait aqueux de *Sinapis arvensis*, *Raphanus raphanistrum* et *Brassica oleracea* sur l'éclosion des larves de *Meloidogyne incognita*.

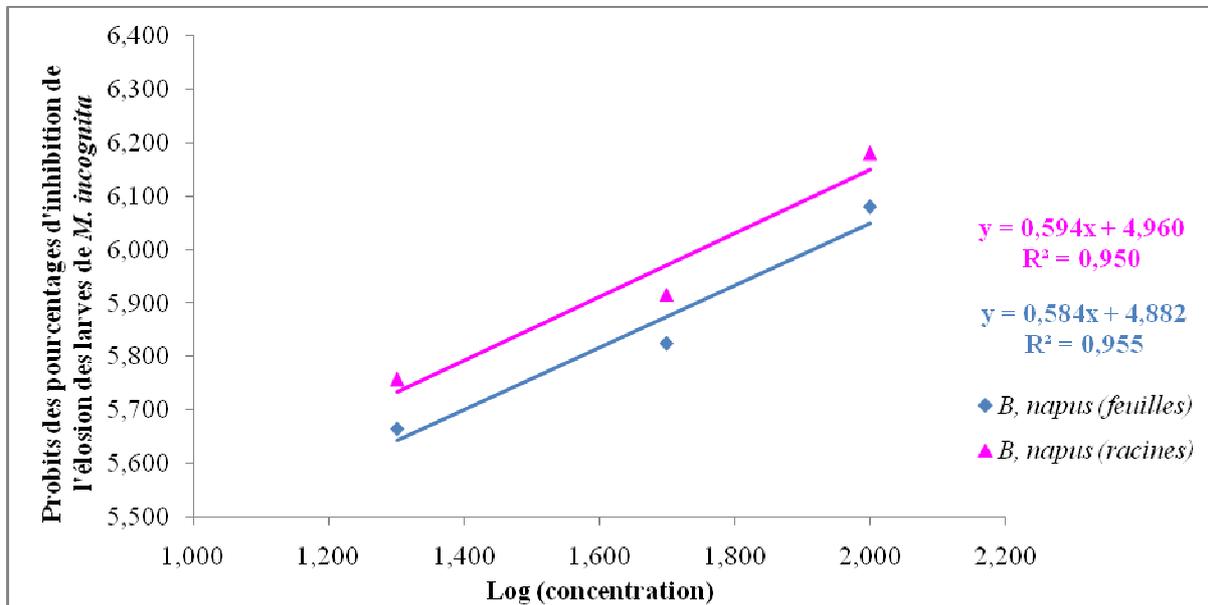


Figure 30 : Droite de régression des probits à différentes concentrations utilisées dans l'extrait aqueux de feuilles et de racines de *Brassica napus* sur l'éclosion des larves de *Meloidogyne incognita*.

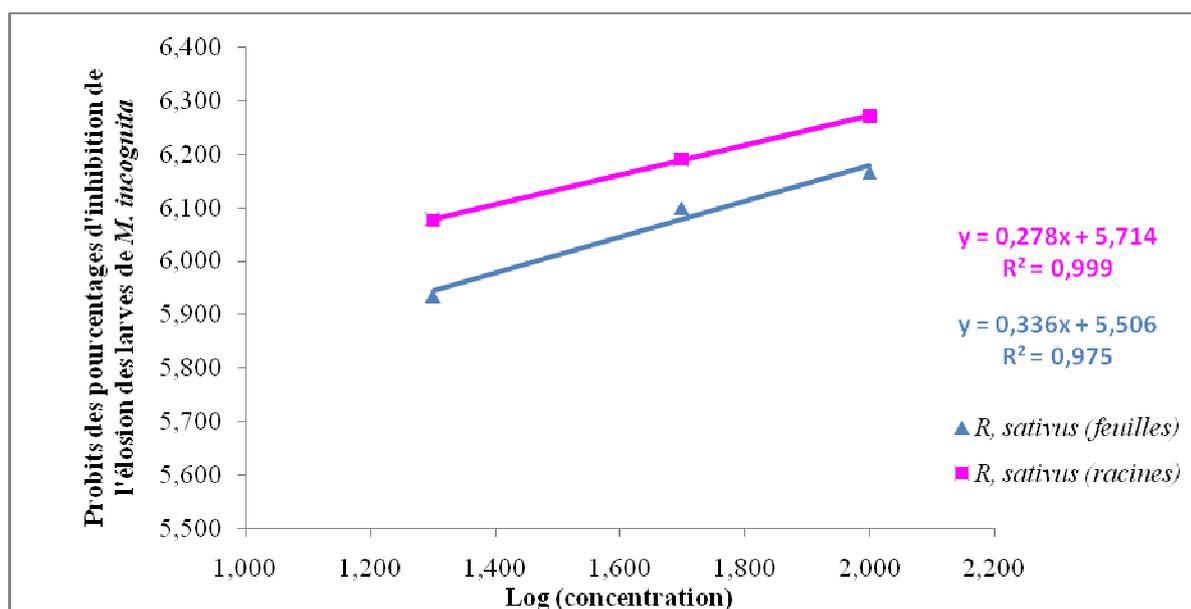


Figure 31 : Droite de régression des probits à différentes concentrations utilisées dans l'extrait aqueux de feuilles et de racines de *Raphanus sativus* sur l'éclosion des larves de *Meloidogyne incognita*.

Tableau XI : Résultats des DL50 pour l'inhibition de l'éclosion des larves de *Meloidogyne incognita* après 12 jours d'incubation.

Plantes testées	DL50 après 12 jours (%)
<i>Sinapis arvensis</i> (Moutarde des champs)	1.483
<i>Raphanus raphanistrum</i> (Ravenelle)	0.805
<i>Brassica oleracea</i> (Chou)	1.043
<i>Brassica napus</i> (Navet)	
Feuilles	1.592
Racines	1.167
<i>Raphanus sativus</i> (Radis)	
Feuilles	0.031
Racines	0.002

Les DL50 enregistrées après 12 jours d'incubation montrent qu'elles sont faibles par rapport la plus faible concentration testée (20% de la solution standard). Les DL50 les plus faibles sont notées avec les extraits de feuilles et de racines de radis avec respectivement des concentrations de 0.031% et de 0.002% de la solution standard.

Les extraits de feuilles de navet et de la moutarde des champs sont les moins inhibiteurs de l'éclosion par rapport aux autres traitements avec des DL50 de 1.592% et 1.483% de la solution standard.

Les pourcentages d'inhibition de l'éclosion des œufs de *Meloidogyne incognita* des différents traitements sont regroupés dans le tableau XII.

Nous relevons que les taux d'inhibition de l'éclosion augmentent en fonction des concentrations testées.

Les résultats montrent clairement que les extraits aqueux des brassicacées sont efficaces contre *Meloidogyne incognita* et bloquent l'éclosion de ces œufs. En effet, à des concentrations de 100% de la solution standard, les pourcentages d'inhibition de l'éclosion des œufs de *Meloidogyne incognita* sont supérieurs à 80% pour tous les extraits aqueux testés. Aux faibles concentrations (20% de la solution standard), les taux d'inhibition dépassent les 50% pour tous les traitements

Les extraits de feuilles et de racines de radis enregistrent les taux les plus élevés d'inhibition parmi les extraits des plantes cultivées. Ainsi, ces taux dépassent les 80% à une concentration de 20% de la solution standard.

Parmi les extraits des brassicacées étudiés, c'est l'extrait aqueux de la moutarde des champs qui présente le pourcentage d'inhibition le plus élevé avec 89.43% à une concentration de 100% de la solution standard.

Enfin, le traitement chimique (némacur) inhibe l'éclosion des œufs de *Meloidogyne incognita* à 81.40%.

Tableau XII: Effet des extraits aqueux des brassicacées sur l'éclosion de *Meloidogyne incognita*.

Plantes testées et temps d'exposition	Nombre moyen des larves écloses après 12 jours			Pourcentage d'inhibition de l'éclosion par rapport au témoin		
	Concentrations			Concentrations		
	S/5 (20%)	S/2 (50%)	S (100%)	S/5 (20%)	S/2 (50%)	S (100%)
<i>Sinapis arvensis</i>	82,00	46,75	39,25	77,91	87,41	89,43
<i>Raphanus raphanistrum</i>	85,50	56,75	49,50	76,97	84,71	86,67
<i>Brassica oleracea</i> (chou)	99,50	73,75	62,75	73,20	80,13	83,10
<i>Brassica napus</i> (navet) feuilles	83,75	72,50	52,00	77,44	80,47	85,99
<i>Brassica napus</i> (navet) racines	83,25	67,25	44,50	77,58	81,89	88,01
<i>Raphanus sativus</i> (radis) feuilles	65,00	50,50	45,50	82,49	86,40	87,74
<i>Raphanus sativus</i> (radis) racines	52,25	43,75	37,75	85,93	88,22	89,83
Némacur (traitement chimique)	68,75	-	-	81,48	-	-
Témoin (eau distillée)	371,25					

1-3-Effet de quelques brassicacées sur le développement de

Meloidogyne incognita:

L'objectif de cet essai est l'étude du comportement du nématode *Meloidogyne incognita* sur des cultures de brassicacées (Navet, Radis et chou) et de comparer l'effet des ces plantes sur son développement et sa reproduction par rapport à la tomate.

1-3-1- Effet des brassicacées testées sur le nombre de nématodes dans les racines :

Les résultats de l'effet des plantes étudiées sur le nombre moyen des nématodes dans les racines sont résumés dans le tableau XIII.

Tableau XIII: Effet de quelques plantes sur le développement de *Meloidogyne incognita*.

Traitements	Nombre moyen de nématodes dans les racines par plant en $\log(x+1)$.	Nombre moyen de nématodes dans le sol (250g de sol) en $\log(x+1)$.	Indice de galle Moyen	Facteur de reproduction $Fr=P_f / P_i$
<i>Lycopersicum esculentum</i> (Tomate comme témoin)	3.460	2.839	3.8	1.78
<i>Brassica napus</i> (Navet)	3.311	2.598	2.4	1.22
<i>Raphanus sativus</i> (Radis)	2.829	2.381	1.4	0.46
<i>Brassica oleracea</i> (Chou)	2.944	2.479	1.2	0.59

Chaque chiffre représente la moyenne de cinq répétitions.

P_f : Population finale, P_i : population initiale

Chez le radis et le chou, la reproduction de *Meloidogyne incognita* dans les racines est la plus faible. Les moyennes des populations dans les racines de ces plantes sont respectivement de 2.829 et 2.944 en $\log(x+1)$.

Les effectifs des nématodes relevés dans les racines du navet sont les plus élevés (3.311 en $\log(x+1)$) parmi les brassicacées étudiées et les plus proches de la population moyenne du témoin tomate qui est de 3.46.

L'efficacité du radis et du chou sur la reproduction de *Meloidogyne incognita* dans les racines est confirmée par l'analyse de la variance basée sur le test de Dunett, où la différence entre les moyennes des populations sur ces cultures et celles du témoin est significative (annexe G). Le classement des groupes homogènes en fonction des moyennes des populations dans les racines est consigné dans le tableau XIV.

Tableau XIV: Classement des groupes homogènes des moyennes des effectifs de *Meloidogyne incognita* par plant des différents traitements par rapport au Témoin (Test de Newman-Keuls).

Traitements	Moyennes $\log(x+1)$	Groupes homogènes		
Témoin	0.584	A		
Navet	0.564	A	B	
Chou	0.542		B	C
Radis	0.526			C

1-3-2- Effet des brassicacées testées sur le nombre de nématodes dans le sol:

Les moyennes des populations de *Meloidogyne incognita* enregistrées dans le sol pour chaque culture sont exprimées en $\log(x+1)$ et consignées dans le tableau XIII.

Les résultats montrent que les effectifs les plus élevés sont relevés chez le témoin avec une moyenne de 2.839.

Les valeurs les plus faibles sont exprimées par le radis avec une moyenne de 2.381 suivi du chou avec une moyenne de 2.479.

Le classement des moyennes des effectifs de *Meloidogyne incognita* par 250 g de sol selon le test de Newman-Keuls nous indique qu'il y'a 3 groupes par rapport au témoin. Les traitements radis et chou forment le même groupe homogène le C (tableau XV).

En effet, l'analyse de la variance basée sur le test de Dunett montre que les moyennes des populations au sol de *Meloidogyne incognita* chez le navet, le radis et le chou sont significativement différentes de celles du témoin (annexe G).

Tableau XV: Classement des groupes homogènes des moyennes des effectifs de *Meloidogyne incognita* par 250 g de sol des différents traitements par rapport au témoin (Test de Newman-Keuls).

Traitements	Moyennes en $\log(x+1)$	Groupes homogènes
Témoin	2.836	A
Navet	2.650	B
Chou	2.478	C
Radis	2.360	C

L'étude du facteur de reproduction Fr (tableau XIII) montre que le radis et le chou présentent les plus faibles effectifs de *Meloidogyne incognita* avec respectivement des Fr de 0.46 et de 0.59. Le taux le plus élevé est enregistré chez la tomate avec un Fr de 1.78

1-3-3-Effet des brassicacées testées sur l'indice de galle:

Les résultats des moyennes de l'indice de galle pour chaque plante testée figurent dans le tableau XIII.

L'indice de galle le plus faible se trouve chez le chou avec 1.2 de moyenne, suivi du radis avec un indice de galle moyen de 1.4.

Le témoin marque la valeur la plus élevée avec un indice de galle de 3.8 en moyenne. La moyenne de l'indice de galle enregistrée chez le navet est de 2.4.

L'analyse des différences entre les brassicacées étudiées et le témoin tomate selon le test de Dunnett montre que les moyennes des indices de galles enregistrées chez les plantes testées sont significativement différentes de celles du témoin. Les valeurs de l'indice de galles ne révèlent pas de différence significative entre les plantes (annexe G). Le classement des moyennes de l'indice de galle significativement différentes est indiqué dans le tableau XVI.

Tableau XVI: Classement des groupes homogènes des moyennes de l'indice de galle des plants des différents traitements par rapport au témoin (Test de Newman-Keuls).

Traitements	Moyennes	Groupes homogènes
Témoin	3.800	A
Navet	2.400	B
Chou	1.400	B
Radis	1.200	B

1-4- Les Métabolites secondaires des brassicacées étudiées

(Screening chimique):

Les résultats du screening chimique des différentes espèces testées consignés dans le tableau XVI révèlent que les principaux composés communs présents en grande quantité sont les saponosides et les tanins dans les différentes parties.

Ces dernières sont caractérisées par la richesse en glucosides et flavonoides, cependant ces composés sont présents en quantité moindre sur les broyats de feuilles.

L'absence des anthocyanes est notée chez le chou et le navet, ces derniers sont faiblement représentés sur radis.

La présence des coumarines est enregistrée dans les racines du navet et les feuilles de radis cependant restent absentes dans les feuilles et les racines de ces mêmes plantes.

Enfin, le chou est caractérisé par sa richesse en sennosides et en tanins cachétiques.

Tableau XVI: Métabolites secondaires existant au niveau de plantes testées.

Composés chimiques	Chou	Navet		Radis	
		Feuilles	Racines	Feuilles	Racines
Anthocyanes	-	-	-	+	++
leuco-anthocyanes	+	-	-	++	+
Tanins	+++	+++	+++	+++	+++
Tanins catéchiques	+++	++	+	+	-
Tanins galliques	+	++	+	+++	++
Quinones	-	-	+++	+	-
Saponosides	+++	+++	+++	+++	+++
Alcaloïdes	++	++	-	+++	++
Senosides	+++	-	+	-	+
Flavonoïdes	++	++	+++	++	+++
Glucosides	+++	++	+++	++	+++
Coumarines	+	-	++	++	-

-: Absence

+: Moyennement riche

++: Plus ou moins riche

+++ : Très riche

II- Discussion :

Les plantes appartenant à la famille des brassicacées possèdent des potentialités phytosanitaires contre les ennemis de cultures.

Cette étude nous a permis de mettre en évidence d'une part l'effet des extraits aqueux de quelques brassicacées cultivées et spontanées (*Sinapis arvensis*, *Raphanus raphanistrum*, *Brassica oleracea*, *Brassica napus* et *Raphanus sativus*) sur la mortalité des larves et le potentiel d'éclosion des œufs de *Meloidogyne incognita* et d'autre part, d'évaluer les potentialités nématocides du radis (*Raphanus sativus*), du chou (*Brassica oleracea*) et du navet (*Brassica napus*) *in vivo* en vue de leur utilisation comme plantes pièges.

Nos résultats ont montré un taux élevé de mortalité des larves et une inhibition importante de l'éclosion des œufs de *Meloidogyne incognita* à l'égard des extraits testés. Cette toxicité est attribuée essentiellement à leur richesse en glucosinolates et leurs métabolites secondaires les isothiocyanates. En effet, les glucosinolates sont des hétérosides soufrés qui font partie des glucosides ; lorsqu'ils sont hydrolysés par l'enzyme myrosinase libèrent le glucose (Al-Turki et Dick, 2003).

Par ailleurs, un grand nombre d'isothiocyanates ont été identifiés chez le navet et le radis dont le 2-phenylethyl, le benzyl, 4-méthylthio-3-butenyl isothiocyanate et l'allyl isothiocyanate (Peterson et al., 2001 ; Blažević et Masterlić, 2009). Ces isothiocyanates sont les dérivés de gluconasturtiine, de glucotropeoline, d'érucine et de sinigrine respectivement. Ces composés sont connus pour leur toxicité à l'égard des nématodes et celle-ci dépend du type d'isothiocyanates et des espèces de *Meloidogyne* (Zasada et Ferris, 2003). Ces auteurs affirment que l'action des produits de dégradation des glucosinolates sur le nématode peut être liée à l'aspiration des produits volatiles toxiques comme l'allyl isothiocyanate ou à l'ingestion des produits non volatiles dissous dans l'eau, la gélose ou le sable comme le 2-phenylethyl isothiocyanate (Zasada et Ferris, 2003).

Ainsi, selon Fahey *et al.*, (2001) le 2-phenylethyl isothiocyanate très toxique vis-à-vis des larves de *Tylenchulus semipenetrans* et *Meloidogyne javanica* avec respectivement des DL50 faibles variant de 0.01µml/ml et 0.02µml/ml. L'efficacité du composé benzyl isothiocyanate a été rapportée à des DL 50 de 0.01µml/ml et de 0.04µml/ml respectivement pour *T. semipenetrans* et *M. javanica*. Ces isothiocyanates sont les principaux composés des graines, feuilles, racines et tiges de *Brassica hirta* et *Brassica juncea* et contribuent dans la lutte contre les deux nématodes précités principalement quand ces plantes sont utilisées comme amendement (Zasada et Ferris, 2004).

La sinigrine précurseur de l'allyl isothiocyanate est la principale glucosinolate identifiée chez le chou *Brassica oleracea* (Fahey *et al.*, 2001). Les essais *in vitro* de Zasada et Ferris (2003) ont montré que l'allyl isothiocyanate est toxique vis-à-vis de *Meloidogyne javanica* et *Tylenchulus semipenetrans* avec respectivement des DL50 de 0.1µml/ml et de 0.02µmol/ml et des DL 90 de 0.29µmol/ml et de 0.04µmol/ml.

Les glucosinolates ne sont pas les seuls métabolites qui interviennent dans la suppression des maladies des plantes. Les tests phytochimiques effectués au cours de notre expérimentation sur les plantes testées révèlent la richesse en d'autres composés comme les flavonoïdes, les tanins, les alcaloïdes et les saponosides. Ces constituants peuvent jouer un rôle important dans les mécanismes de défense contre les nématodes et particulièrement les *Meloidogyne* (Chitwood, 2002). D'ailleurs de nombreux travaux rapportent leur efficacité, ainsi les extraits de *Tagetes patula* (*Asteraceae*) contre les *Meloidogyne* a été signalée par El Allagui *et al.*, (2006). Ces derniers révèlent que cette efficacité est due principalement à sa teneur élevée en composés phénoliques comme les flavonoïdes, les tanins.

De même, les flavonoïdes et phénols simples comme les phénylpropanoïdes, les monoterpénoïdes comme le thymol et les alcaloïdes (indole et quinone) induisent une mortalité de 100% vis-à-vis de *Meloidogyne incognita*. Ces composés agissent également en inhibant l'éclosion des œufs et réduisent aussi les populations des larves de *Radopholus similis* et de *Meloidogyne incognita* avec une DL50 de 46µg/ml après

72 heures de traitement (Wuyts et *al.*, 2006). Ces mêmes auteurs rapportent que les phénylproanoïdes jouent un rôle très important dans la défense et la résistance des plantes contre les maladies et les ravageurs particulièrement les nématodes.

Le contenu et l'activité des glucosinolates varient entre les cultivars, les plantes du même cultivar et les organes de la plante (Blazević et Masterlić, 2009). Ainsi, ces derniers révèlent que les taux d'isothiocyanates issus de l'hydrolyse des glucosinolates sont plus élevés dans les racines du radis par rapport aux feuilles. L'activité des glucosinolates est plus intense dans les feuilles de la moutarde blanche *Sinapis alba* par rapport à la tige (Marin et Müller, 2007).

Dans le cas d'*Arabidopsis thaliana* (l'arabette), la concentration en glucosinolates est plus élevée dans les graines que dans les autres parties de cette plante ; les racines sont essentiellement composées d'indoles glucosinolates et les graines en aliphatic glucosinolates (Brown et *al.*, 2003).

Kabouw et *al.* (2010) ont enregistré une différence dans la concentration et le profil des glucosinolates entre les feuilles et les racines de différents cultivars de chou. La concentration en glucosinolates dans les racines du chou est deux fois supérieure à celle enregistrée dans les feuilles et le taux du 2-phényléthyl glucosinolate était plus élevé dans les racines que dans les feuilles.

Le contenu élevé des racines de colza (*Brassica napus* Var. *oleifera*) par rapport aux feuilles en 2-phényléthyl glucosinolate très toxique pour le champignon *Gaeumannomyces graminis* responsable du piétin échaudage des céréales a permis le choix de l'utilisation des racines de colza dans la lutte contre ce champignon (Kirkegaard et *al.*, 1998). Ces données sont en accord avec nos résultats dont l'efficacité des racines par rapport aux feuilles a été confirmée par le calcul des DL50 qui révèlent que celles-ci sont plus faibles dans les racines de plantes testées par rapport aux feuilles. De même les racines de ces plantes sont plus riches en glucosinolates et en flavonoïdes que les feuilles (screening chimique).

Les résultats des essais sur la mortalité et l'éclosion des larves de *Meloidogyne incognita* montrent que les extraits de brassicacées présentent des potentialités nématocides contre ce nématode. Cependant, des études concernant leur mode d'action doivent être élucidées sachant que les mécanismes mis en cause restent inconnus. En revanche, certains auteurs avancent l'hypothèse que les composés contenus dans les plantes pourraient agir au niveau du système nerveux ou encore perturber la cuticule en modifiant sa perméabilité (Oka et al., 2000) .

En ce qui concerne l'essai *in vivo*, les résultats ont permis de mettre en évidence l'effet des cultures de radis, de navet et de chou sur le développement des populations de *Meloidogyne incognita*.

Les trois espèces étudiées : radis, chou et navet ont relevé un taux de population de *Meloidogyne incognita* plus faible dans les racines et le sol que celui enregistré chez la tomate (témoin). Ces résultats confirment ceux publiés par Curto et al. (2005) où toutes les brassicacées étudiées dont *Raphanus sativus* et *Eruca sativa* enregistrent des effectifs des populations de *Meloidogyne incognita* faibles par rapport à celui de la tomate (témoin).

Enfin, la classification de l'état de l'hôte établie par Ferris et al. (1993) nous a permis d'utiliser le facteur de reproduction (Fr) comme critère pour déterminer le comportement des espèces étudiées vis-à-vis de *Meloidogyne incognita*. Ces auteurs ont défini quatre catégories d'hôtes :

Fr > 10 = excellent hôte,

10 > Fr > 1 = bon hôte,

Fr = 1 = hôte de maintien

1 > Fr > 0 = hôte pauvre ou non hôte.

Selon cette classification, nous pouvons dire que le radis et chou sont des espèces « pauvres » ou « non hôtes » de *Meloidogyne incognita* tandis que le navet et la tomate sont considérées comme « bons hôtes » de cette espèce

En effet, la présence de galles, de femelles et de masses d'œufs dans les racines confirme que les juvéniles L2 de *Meloidogyne incognita* peuvent pénétrer dans les racines des plantes testées et compléter leur cycle de développement. Néanmoins, chez le chou et le radis, nous avons noté lors des analyses nématologiques des racines une faible proportion de femelles et d'œufs. Des observations similaires ont été rapportées par Vanderbeek et Mugniéry (2008) qui notent que l'invasion des larves de *Meloidogyne chitwoodi* est bloquée dans les racines de colza (*Brassica napus var oleifera*) et que le développement des larves est réduit. De même, Melakeberhan et al. (2006) ont noté qu'*Eruca sativa* (roquette) limite le développement des femelles et arrête la reproduction d'œufs des populations de *Meloidogyne hapla*.

Le chou est un hôte « non souhaitable » à *Meloidogyne incognita*, du fait que cette plante a l'habilité à favoriser la pénétration du nématode mais limite par la suite le développement et la production d'œufs.

Le radis exprime le taux le plus faible de reproduction de *Meloidogyne incognita* avec un Fr de 0.46. Les faibles populations relevées dans le sol et le faible indice de galles enregistré montrent que la plante peut induire l'inhibition des larves et par conséquent ralentir leur développement. Des observations similaires ont été notées sur *Raphanus sativus* vis-à-vis des juvéniles de *Meloidogyne incognita* (Curto et al. (2005).

Par rapport à la tomate, le développement de *Meloidogyne incognita* était similaire chez le navet. Cette plante est un bon hôte de ce nématode et ne montre pas des signes de perturbation de son cycle de développement. Néanmoins, nous tenons à souligner la richesse des feuilles de cette plante en tanins, saponosides, alcaloïdes, glucosides et flavonoïdes.

Concernant le mode d'action de ces plantes plusieurs mécanismes peuvent agir dans l'interaction hôte-parasite : Les mécanismes mis en jeu aux nématodes peuvent se manifester à plusieurs niveaux : par la limitation de la pénétration, du développement des juvéniles aux stades adultes et de la production d'œufs (Van Deer Beek et Mugniéry, 2008). De même la non formation de cellules géantes et la présence de nécroses près des sites nourriciers des juvéniles ont été observés par sur *Rapistrum rugosum* (chou

sauvage) (*Brassicaceae*) après l'infestation de *Meloidogyne incognita* (Curto et al., 2005). Ainsi, les juvéniles en pénétrant dans les racines se déplacent entre les cellules et provoquent l'hydrolyse des glucosinolates en isothiocyanates ceci pouvant entraîner l'arrêt de leur développement et même leur mort (Curto et al., 2005). De ce fait, il serait intéressant d'étudier cet aspect en effectuant des essais sur la pénétration des larves dans les racines et sur l'aspect histologique de ces plantes à l'égard de *M. incognita* et des autres espèces associées comme *M. javanica* et *M. arenaria*

Ces résultats intéressants montrent que le radis et le chou peuvent offrir une opportunité intéressante pour leur emploi comme « plante piège » contre *Meloidogyne incognita* ou encore leur utilisation dans les rotations. A cet effet, Monfort et al., (2007) signalent que les densités et les dommages causés par l'infestation de ces nématodes sont réduites chez les cultures qui suivent les brassicacées car ces dernières possèdent une activité nématocide.

Il serait nécessaire de définir pour chaque espèce et pour chaque environnement, la meilleure stratégie pour obtenir un contrôle significatif du nématode et mieux insérer ces cultures dans les rotations. Des essais au champ sont souhaitables pour analyser les potentialités de ces espèces comme plantes pièges. D'autre part, la détermination du profil en glucosinolates de ces espèces et les glucosinolates impliqués dans les mécanismes de lutte contre ce nématode s'avère indispensable pour une éventuelle utilisation de ces plantes en biofumigation, comme amendement au sol ou comme engrais vert.

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. De ce fait, le présent travail a été mené dans le but est de rechercher une méthode alternative aux nématicides qui reste le moyen le plus utilisé.

Les tests menés portent sur l'effet de cinq espèces de Brassicacées: la moutarde des champs : *Sinapis arvensis*, la ravenelle *Raphanus raphanistrum*, le chou : *Brassica oleracea* , le radis : *Raphanus sativus* et le navet : *Brassica napus* testées *in vitro* sur quelques paramètres biologiques de *Meloidogyne incognita*

L'effet des extraits de concentrations S, S/2 et S/5 sur la mortalité des juvéniles de *Meloidogyne incognita* a montré que le taux maximal de mortalité a été relevé dans la concentration la plus élevée et durant la période d'exposition la plus longue.

De même, tous les extraits testés manifestent une activité nématicide assez importante sur le potentiel d'éclosion des œufs même à de faibles concentrations. Ces résultats intéressants et prometteurs méritent dans un premier temps d'être confirmés en renouvelant les mêmes expériences.

Par ailleurs, l'étude du comportement des cultures des Brassicacées : *Raphanus sativus*, *Brassica napus* et *Brassica oleracea* à l'égard de *Meloidogyne incognita* révèle que ces cultures perturbent le développement et la reproduction du nématode.

L'utilisation du radis et du chou comme plantes pièges dans les rotations de cultures offre une bonne opportunité de lutte dans le sol car elles sont faciles à mettre en oeuvre d'une part et peu coûteuses d'autre part. En revanche, leur évaluation dans les conditions naturelles est primordiale pour déterminer leur potentiel nématicide, car le sol joue un rôle important par ses facteurs biotique et abiotique.

Ces investigations sont également nécessaires pour évaluer l'effet de la densité de semis, et les dates de plantation les plus appropriées pour réduire les populations du nématode.

Le screening chimique a révélé que ces plantes sont riches en métabolites secondaires ce qui offrent l'opportunité qu'elles peuvent utilisées aussi bien comme bionématicides en biofumigation , comme engrais vert ou encore amendement du sol.

Cette étude mérite d'être poursuivie et complétée par d'autres travaux portant sur l'identification des molécules actives en particulier les glucosinolates et les isothiocyanates impliqués dans cette toxicité ainsi que du mode d'action des extraits et de leurs composés, les modes et les doses d'application .

D'autre part, des essais dans les conditions naturelles sont utiles pour analyser l'impact économique de ces espèces, et d'évaluer la gestion intégrée en incluant des méthodes respectueuses de l'environnement comme la solarisation du sol, et le développement de nouvelles variétés résistantes pour améliorer l'état sanitaire des cultures.

Enfin, une vulgarisation auprès des agriculteurs de l'importance de l'introduction de ces espèces dans les rotations est nécessaire pour la gestion durable de ces nématodes.

Références Bibliographiques

- **ACHARYA B.D., KHATTRI G.B., CHETTRI M.K. et SRIVASTAVA S.C. (2002).** Effect of *Brassica campestris* var. *toria* as a catch crop on *Orobanche aegyptiaca* seed bank. *Crop Protection*. Vol. 21(7), 533-537.
- **AGRIOS G.N. (2005).** Plant pathology, fifth edition. Ed. Elsevier Academic Press. 922 pp.
- **AL-TURKI A.I. et DICK W.A. (2003).** Myrosinase activity in soil. *Soil. Sci. Soc. AM.J.* Vol 67, 139-145.
- **ANASTASIADIS I.A., GIANNAKOU I.O., PROPHETOU-ATHANASIADOU D.A. et GOWEN S.R. (2008).** The combined effect of the application of a biocontrol agent *Paecilomyces lilacinus*, with various practices for the control of root-knot nematodes. *Crop Protectio* 27, 352-361.
- **ANONYME (2006).** Statistique agricole : Superficie et production, Série B, Ministère de l'agriculture, 64 pp.
- **ANONYME (2007).** Index des produits phytosanitaires a usage agricole. Ed. Direction de la protection des végétaux et des contrôles techniques, Ministère de l'agriculture et du développement rural, 252 pp.
- **ANONYME. (1986).** Nématodes des plantes cultivées. Fiche acta 192. Ed. Association de coordination technique agricole. 13 pp.
- **ANSARI A.P. (1992).** Note on possible biocontrol of root-knot nematode. *Current Nematology*. Vol. 3(1), 11-12.
- **AUGER J., ARNAULT I., DIWO-ALLAIN S., RAVIERI M., MOLIA F., PETTITI M. et INNOPHYT C. (1994).** Insecticidal and fungicidal potential of *Allium* substances as biofumigants. *Agroindustria*. Vol. 3(3), 5-8.
- **AUGER J., FERARY S. et HUIGNARD J. (1994).** A possible new class of natural sulfur pesticides for fumigation. *Revue Ecologie*. Vol. 25(2), 93-101.
- **BAKKALI F., AVERBECK S., AVERBECK D. et IDAOMAR M. (2008).** Biological effects of essential oils – A review. *Food and Chemical Toxicology* 46, 446-475.
- **BELAIR G. (2005).** Les nématodes, ces anguillules qui font suer les plantes....par la racine. *Phytoprotection*. Vol. 86(1), 65-69.
- **BLAŽEVIĆ I. et MASTELIĆ J. (2009).** Glucosinolate degradation products and other bound and free volatiles in leaves and roots of Radish (*Raphanus sativus* L.). *Food Chemistry* 113, 96-102.
- **BROWN P.D., TOKUHISA J.G., REICHEL T. et GERSHENZON J. (2003).** Variation of glucosinolate accumulation among different organs and developmental stages of *Arabidopsis thaliana*. *Phytochemistry*. Vol. 62(3), 471 – 481.
- **CAPORALINO C., PIJAROWSKI L., JANVEL A., LEFEBURE V., DAUBEZE A., PALLOIX A., DALMASSO A. et ABAD P. (1999).** Spectrum of resistance to root-knot nematodes and inheritance of heat- stable resistance in pepper (*Capsicum annum* L.). *Theor. Appl. Genet.* 99, 496-502.
- **CAPORALINO D.C., BOURDY G. et CAYROL J.C. (2001).** Plantes nématicides et résistantes aux nématodes. *Biopesticides d'origine végétale*. Ed. Tec and Doc. 323 pp.
- **CARNEIRO R.M.D., DEMASQUITA L.F.G., CIROTTO P.A.S., MOTA F.C., ALMEIDA M.R.A. et CORDEIRO M.C. (2007).** The effect of sandy soil bacterium dose and time on the efficacy of *Pasteuria penetrans* to control *Meloidogyne incognita* race 1 n coffee. *Nematology*. Vol. 9(6), 845-851.

- **CASTILLO P., NOCO A.I., AZCON-AGUILAR C., DEL RIO RINCON C., CLAVET C. et JIMENEZ-DIAZ R.M. (2007).** Protection of olive planting stocks against parasitism of root-knot nematodes by Arbuscular Mycorrhizal Fungi. *Plant Pathology* 55, 705-713.
- **CAYROL J.C. (1983).** Lutte biologique contre les *Meloidogyne* au moyen d'*Arthrobotrys irregularis*. *Revue Nématologie*. 6(2), 265-273.
- **CAYROL J.C., DJIAN-CAPORALINO C. et PANCHAUD-MATTEI E. (1992).** La lutte biologique contre les nématodes phytoparasites. *Courrier de la Cellule Environnement de l'INRA* n° 17, 31-44.
- **CHELLEMI D.O. (2006).** Effect of urban plant debris and soil management practices on plant parasitic nematodes, *Phytophthora* blight, *Pythium* root-rot of belle Pepper. *Crop Protection* 25, 1109-1116.
- **CHEN P. et TSAY T.T. (2006).** Effect of crop rotation on *Meloidogyne* spp and *Pratylenchus* spp. Populations in Strawberry fields in Taiwan. *Journal of Nematology*. Vol. 38(3), 339-344.
- **CHITWOOD D.J. (2002).** Phytochemical based strategies for nematode control. *Ann. Revue Phytopathology* 40, 49-221.
- **COOLEN W.A. et HERDE C.J. (1972).** A method for quantitative extraction of nematodes from plant tissue. State Agriculture research center, Ghent, 77 p.
- **COYNE D.L., NICOL J.M. et CLAUDIUS-COLE B. (2007).** Parasitic plant nematology : A field and laboratory guide. SP-IPM Secretariat. International Institute of Tropical Agriculture. Cotonou, Benin. 82p.
- **CULMAN S.W., DUXBURY J.M., LAUREN J.G. et THIES J.E. (2006).** Microbial community response to soil solarization in Nepal's rice-wheat cropping system; *Soil Biology & Biochemistry* 38, 3359-3371.
- **CURTO G., DELLAVALLE E. et LAZZERI L. (2005).** Life cycle duration of *Meloidogyne incognita* and host status of Brassicaceae and Capparaceae selected for glucosinolate content. *Nematology*. Vol. 7(2), 203-212.
- **DABABAT A.A. et SIKORA R.A. (2007).** Influence of the mutualistic endophyte *Fusarium oxysporum* 162 on *Meloidogyne incognita* attraction and invasion. *Nematology*. Vol. 9(6), 771-776.
- **DALMASSO A., 1966.** Méthode simple d'extraction des nématodes du sol. *Rev d'école*.3, 474 - 476.
- **DAVIES K.G. et WILLIAMSON V.M. (2006).** Host specificity exhibited by populations of endospores of *Pasteuria penetrans*. *Nematology*. Vol. 8(3), 475-476.
- **DAVIS E.L., HUSSEY R.S., MITCHUM M.G. et BAUM T.J. (2008).** Parasitism proteins in nematode plant interactions. *Current Opinion in Plant Biology* 11, 360-366.
- **DE GUIRAN G. et VILLEMEN M.A. (1980).** Étude de la diapause embryonnaire des œufs de *Meloidogyne incognita* en culture monoxénique : technique d'inoculation, influence de l'âge de la mère et de la nutrition en potassium. *Revue Nématol.* Vol.3(2), 161-166.
- **DEDRYVER C.A., ROBIN N., TAUPIN P. et THIBORD J.B. (2009).** Lutte contre les taupins : Etat des recherches et des connaissances. *Techniques en France et dans l'U.E.* Ed. INRA avec la collaboration d'ARVALIS. Institut du Végétal. 31 pp.
- **DEWAELE D. et DAVIDE R.G. (1998).** Nématodes à galles des bananiers et plantains, *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White, 1919) Chitwood, 1949, *Meloidogyne javanica* (Treub, 1885) Chitwood, 1949. Parasites et Ravageurs des Musa : Fiche Technique n°3. Ed. INIBAP. 4pp.
- **DIJAN-CAPORALINO C. et PANCHAUD-MATTEI E. (1998).** La lutte biologique contre les nématodes phytoparasites. *PHM. Revue Horticole* 392, 14-33.

- **DUPONNOIS R., BÂ A. et MATEILLE T. (1998) a.** Etude des microorganismes auxiliaires de processus antagonistes dans la rhizosphère. Congrès Mondial de la Science du Sol. 20-26 août. Montpellier. France. Symposium n°9. 8 pp.
- **DUPONNOIS R., FOUNOUNE H., BÂ A., PLENCHETTE C., EL-JAAFARI S., NEYRA M. et DUCOUSSO M. (2000).** Ectomycorrhization of *Acacia holosericea* A. Cunn. ex G. Don by *Pisolithus* spp. in Senegal: effect on plant growth and on the root-knot nematode *Meloidogyne javanica*. *Annals of Forest Science*. Vol. 57(4), 345-350.
- **DUPONNOIS R., SENGHOR K., BÂ A.M., DUCOUSSO M. et Cadet P. (1998).** Interactions entre les symbioses bactériennes et fongiques et les nématodes à galles chez *Acacia holosericea*. *L'acacia au Sénégal*. Paris: ORSTOM, pp. 413-422.
- **EISENBACK J.D. et TRIANTAPHYLLOU H.H. (1991).** Root-knot nematodes: *Meloidogyne* species and races. In: Nickle, W.R. Editor. *Manual of Agricultural Nematology*. Marcel Dekker, New York, pp. 191-274.
- **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, 99-102.
- **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. Agadir, 09-12 Mai, 357-360.
- **EL-KEBLAWY A. et AL-HAMADI F. (2009).** Assessment of the differential response of weeds to soil solarization by two methods. *Weed Biology and Management* 9, 72-78.
- **FAHEY J.W., ZALCMANN A.T. et TALALAY P. (2001).** The chemical diversity and distribution of glucosinolates and isothiocyanates among plants. *Phytochemistry*. Vol. 56(1), 5-51
- **FERRIS H., CARLSON H.L., VIGLIERCHIO D.R., WAESTERDAHL B.B., WU F.W., ANDERSON C.E., JUURMA A., et KIRBY D.W. (1993).** Host status of selected crops to *Meloidogyne chitwoodi*. *Supplement to Journal of Nematology*. Vol. 25(4S), 849-857.
- **GAILLAUD M.C., DUBREUIL G., QUENTIN M., PERFUS-BARBEOCH L., LECOMTE L., ENGLER J.A., ABAD P., ROSSO M.N. et FAVERY B. (2008).** Root-knot nematodes manipulate plant cell functions during a compatible interaction. *Journal of Plant Physiology* 165, 104-113.
- **GAUR H.S. et DHINGRA A. (1991).** Management of *Meloidogyne incognita* and *Rotylenchulus reniformis* in nursery beds by soil solarization and organic soil amendment. *Revue Nématologie*. Vol. 14(2), 189-195.
- **GAUR H.S. et PERRY R.N. (1991).** The use of soil solarization for control of plant parasitic nematodes. *Nematological Abstracts*. Vol. 60(4), 153-166.
- **GAUR H. S., BEANE J. et PERRY R. N. (2000).** The influence of root diffusate, host age and water regimes on hatching of the root-knot nematode, *Meloidogyne triticozyae*. *Nematology*. Vol. 2(2), 1991-1999.
- **GIANNAKOU I.O., ANASTASIADIS I.A., GOWEN S.R. et PROPHETOU-ATHANASIADOU D.A. (2007).** Effects of a non- chemical nematicide combined with soil solarization for the control of root-knot nematodes. *Crop protection* 26, 1644-1654.
- **GIMSING A.L. et KIRKEGAARD J.A. (2009).** Glucosinolate and isothiocyanate concentration in soil following incorporation of *Brassica* biofumigants. *Soil Biology & Biochemistry* 38, 2255-2264.
- **GOLDWASSER Y. et YODER J.I. (2001).** Differential induction of *Orobanche* seed germination by *Arabidopsis thaliana*. *Plant Science*. Vol. 160(5), 951-959.

- **GURR S.J., MC PHRSON M.J. et BROWLES D.J. (1992).** Molecular plant pathology. A practical approach. Volume I. Ed. The practical approach series; Series editors: Ricknood D. et Hames B. D. 216pp.
- **HENDESON D.R., RIGA E., RAMIREZ R.A., WILSON J. et SNYDER W.E. (2009).** Mustard biofumigation disrupts biological control by *Steinernema* spp. Nematodes in the soil. *Biological Control* 48, 316 - 322.
- **HOAGLAND L., CARPENTER-BOGGS L., REGANOLD J.P. et MAZZOLA M. (2008).** Role of native soil biology in Brassicaceous seed meal-induced weed suppression. *Soil Biology & Biochemistry* 40, 1689 - 1697.
- **HOPKINS R.J., VAN DAM N.M. et VAN LOON J.J.A. (2009).** Role of glucosinolates in insect-plant relationships and multitrophic interactions. *Annual Review of Entomology* 54: 57-83.
- **HULLMANN J., QUADT-HALLUMANN A., MILLER W.G., SIKORE R.A. et LINDOW S. E. (2000).** Endophytic colonization of plants by the biocontrol Agent *Rhizobium etli* G12 in relation to *Meloidogyne incognita* infection. Vol. 91(4), 415-422.
- **JAUBERT S. LAFFAIRE J.B., ABAD P. et ROSSO M.N. (2002).** Cell wall degrading enzymes in the root-knot nematode *Meloidogyne incognita*. Journée Jean Chevaugéon IVème rencontre de Phytopathologie/Mycologie. Aussois, Savoie, France. 13-17 mars.
- **JAVED N., GOWEN S.R., EL-HASSAN S.A., INAM-UL-HAQ M., SHAHINA F. et PEMBROKE B. (2008).** Efficacy of Neem (*Azadirachta indica*) formulations on biology of root-knot nematodes (*Meloidogyne javanica*) on tomato. *Crop Protection* 27, 36-43.
- **JONES J.B., JONE J.P., STALL R.E. et ZITTER T.A. (1997).** Compendium of tomato diseases. Ed. APS Press, The American Phytopathological Society. 73 pp.
- **KABOUW P., BIERE A., PUTTEN W.H.V. et VAN DAL N.M. (2010).** Intra-specific differences in root and shoot glucosinolate. Profiles among White Cabbage (*Brassica oleracea*.var. *capitata*) Cultivars. *Journal of Agricultural and food Chemistry* 58, 411 – 417.
- **KALAIARASAN P., SENTHAMARAI M., RAMESH D. et SUDHEER M. J. (2007).** Jatropa: An efficient organic amendment for the management of root-knot nematode, *Meloidogyne incognita* in tomato. *Indian Journal of Nematology*. Vol. 37(2).
- **KHALFI O., HABES O., BOUTEKDJIRET C. et HACIB H. (2009).** Evaluation du potentiel biocides de trois huiles essentielles de plantes Algériennes sur *Rhizopertha dominica* (Coleoptera ; Bostrichidae). Colloque International sur la Gestion des Risques phytosanitaires. Marrakech, Maroc, du 09 au 11 novembre. 297 – 305.
- **KHALID A. (2005).** The nematicidal and the fertilizing effect of argan, castor and neem cake on cucurbits (cucumber and melon) grown under greenhouse in Agadir region (South of Morocco). Thèse de Magister. Organic Farming, IAMB Mediterranean Agronomic Institute of Bari. 201 pp.
- **KHAN Z. et KIM Y.H. (2005).** The predatory nematode *Monochooides foridens* (Nematoda: Diplogasterida), suppresses the root-knot nematode *Meloidogyne arenaria* in potted field soil. *Biological Control* 35, 78-82.
- **KHAN Z. et KIM Y.H. (2007).** A review on the role of predatory soil nematodes in the biological control of parasitic nematode. *Applied Soil Ecology* 35, 370-379.
- **KIENWNICK S. et SIKORA R.A. (2006) a.** Biological control of the root-knot nematode *Meloidogyne incognita* by *Paecilomyces lilacinus* strain 251. *Biological Control*. Vol. 38(2), 179-187.
- **KIENWNICK S. (2006).** Effect of temperature on growth, germination, germ-tube extension and survival of *Paecilomyces lilacinus* strain 251. *Biocontrol Science and Technology*, Vol. 16(5), 535 – 546.

- **KIEWNICK S. et SIKORA R.A. (2006) b.** Evaluation of *Paecilomyces lilacinus* strain 251 for the biological control of the Northern root-knot nematode *Meloidogyne hapla* Chitwood. *Nematology*. Vol. 8(1), 61-78.
- **KIRKEGAARD J.A., SARWAR M., WONG P.T.W. et MEAD A. (1998).** Biofumigation by brassicas reduces take-all infection. In “Agronomy – growing a greener future” Proceedings 9th Australian Agronomy Conference (Eds DL Michalk and JE Pratley) pp. 465 - 468.
- **KOKALIS-BURELLA N. et RODRIGUEZ-KABANA R. (2006).** Allelochemicals as biopesticides for management of plant parasitic nematodes. *Allelochemicals: Biological Control of Plant Pathogens and Diseases*. Ed. INDERJIT et MUKERJI, pp. 15-29.
- **KORAYEM A.M. (2003).** Effect of some organic wastes on *Meloidogyne incognita* development and tomato tolerance to the nematode. *Egyptian Journal of Phytopathology*. Vol. 31(1-2), 119-127.
- **KUTYWAYO V. et BEEN T.H. (2006).** Host status of six major weeds to *Meloidogyne chitwoodi* and *Pratylenchus penetrans*, including a preliminary yield survey concerning other weeds. *Nematology*. Vol. 8(5), 647-657.
- **LAMBERTII F. et CIANCIO A. (1992).** Biological control of plant parasitic nematodes. *Biological control of Plant Diseases*. Ed. Plenum Press New York, Série A: Life Science 230, 17-20.
- **LARKIN R.P. et GRIFFIN T.S. (2007).** Control of soilborne potato diseases using Brassica green manures. *Crop Protection* 26, 1067-1077.
- **LAZZERI L., CURTO G., LEONI O. et DALLAVALLE E. (2004).** Effects of glucosinolates and their enzymatic hydrolysis products via myrosinase on the root-knot nematode *Meloidogyne incognita* (Kofoid et White) Chitw. *J. Agric. Food Chem.* Vol. 52(22), 6703-6707.
- **LE POIVRE P. (2003).** *Phytopathologie*. Ed. Les Presses Agronomiques de Gembloux. De Boeck et Larcier. 427p.
- **LIÉBANAS G. et CASTLLO P. (2004).** Host suitability of some crucifers for root-knot nematodes in Southern Spain. *Nematology*. Vol. 6(1), 125-128.
- **MARI M., LEONI A., BERNARDI R., NERI F. et PALMIERY S. (2008).** Control of brown rot on stone fruit by synthetic and glucosinolate –derived isothiocyanate. *Post harvest Biology and Technology* 47, 61-67.
- **MARTIN N. et MÜLLER C. (2007).** Induction of plant responses by a sequestering insect: relationship of glucosinolate concentration and myrosinase activity. *Basic and Applied Ecology* 8, 13-25.
- **MASHELA P.W., MPHOSI M.S., SHIMELIS H. et MOKGALONG N.M. (2007).** Interactions of *Cucumis myriocarpus*, *Lippia javanica* et *Ricinus communis* organic amendments on suppression of *Meloidogyne incognita*. *Journal of Phytopathology* 155, 690-693.
- **MATEILLE T., CADET P. et FARGETTE M. (2008).** Control and management of plant parasitic nematode communities in a soil conservation approach. *Integrated Management and Biocontrol of Vegetable and Grain Crops Nematodes*. Ed. Ciancio A. Mukerji K.G., pp. 79-97.
- **MATEILLE T., FOULD S., DABIRE K.R. DIOP M.T. et NDIAYE S. (2009).** Spatial distribution of the nematode biocontrol agent *Pasteuria penetrans* as influenced by its soil habitat. *Soil Biology and Biochemistry*. Vol. 41(2), 303-308.
- **MC SORCLEY R., WANG K-H. et CHURCH G. (2008).** Suppression of root-knot nematodes in natural and agricultural soils. *Applied Soil Ecology* 39, 291-298.
- **MELAKBERHAN H. (2006).** Fertiliser use efficiency of soybean cultivars infected with *Meloidogyne incognita* and *Pratylenchus penetrans*. *Nematology*. Vol. 8(1), 129-137.

- **MELAKBERHAN H., MENNAN S., NGOUAJIO M. et DUDEK T. (2008).** Effect of *Meloidogyne hapla* on multi purpose use of oilseed radish (*Raphanus sativus*). Nematology. Vol. 10(3), 375-379.
- **MELAKBERHAN H., XU A., KRAVCHEKO A., MENNAN S. et RIGA E. (2006).** Potential use of Arugula (*Eruca sativa* L.) as trap crop for *Meloidogyne hapla*. Nematology. Vol. 8(5), 793-799.
- **MESSIAEN C.M., BLACARS D., ROUXEL F. et LAFON R. (1991).** Les maladies des plantes maraichères. Ed. INRA Paris. 568p.
- **MEZERKET A. (2005).** Evaluation de l'activité nématocide de quelques plantes contre *Meloidogyne incognita* (Kofoid et White) Chitwood 1949 (*Nematoda : Meloidogynidae*). Thèse Ing.INA El-Harrach. 62 pp.
- **MICHEL V. (2008)** Biofumigation – principe et application. Station de recherche Agroscope Changins-Wädenswil ACW, Centre de recherche Conthey. 6 PP.
- **MINUTO A., SPADARO D., GARIBALDI A. et GULLINO M.L. (2006).** Control of soilborne pathogens of tomato using a commercial formulation of *Streptomyces griseoviridis* and solarization. Crop Protection. Vol. 25(5), 468 – 475.
- **MONFORT W.S, CSINOS A.S., DESAEGER J., SEEBOLD K., WEBSTER T.M. et DIAZ-PEREZ J.C. (2007).** Evaluating *Brassica* species as an alternative control measure for root-knot nematode (*Meloidogyne incognita*) in Georgia vegetable plasticulture. Crop Protection 26, 1659-1368.
- **MOTISI N., RAVENEL C., LIMACHE F. et MONTFORT F. (2007).** Sensibilité *in vitro* de champignons pathogènes telluriques composés allélochimiques produits par des brassicacées, perspectives pour la gestion des maladies liées au sol. 32nd International Carrot conference Arcachon (Bordeaux) Frances. 5-7 sept.
- **NGAMO L.S.T., (2004).** A la recherche d'une alternative aux polluants naturels persistants. Bull. Info. Phytosanitaire, n° 43.
- **NJOROGE S.M.C., RILEY M.B. et KEINATH A.P. (2008).** Effect of incorporation of *Brassica* spp. Residues on population densities of soilborne microorganisms and damping-off and *Fusarium* Wilt of water Melon. Plant Disease 92,287-294.
- **NORSWORTHY J.K., BRANDENBERGER L., BURGOS N.R. et RILEY M. (2005).** Weed suppression in *Vigna unguiculata* with a spring-seeded brassicaceae green manure. Crop Protection. Vol. 24(5), 441-447.
- **OESTERLIN H. (2003).** Les nématodes phytoparasites du sol menacent nos cultures,. Biologie, dégâts provoqués et lutte. 13p.
- **OKA Y., NACAR S., PUTIEVSKY E., RAVID U., YANIV Z., et SPIEGEL Y. (2000).** Nematicidal activity of essential oils and their components against the root knot nematode. Phytoathologie 90, 710 - 715.
- **OKA Y., SHAPIRA N. et FINE P. (2006).** Control of root-knot nematodes in organic farming systems by organic amendments and soil solarization. Crop Protection 26, 1556-1565.
- **OKA Y., SHAPIRA N. et FINE P. (2007).** Control of root-knot nematodes in organic farming systems by organic amendments and soil solarization. Crop Protection. Vol. 26(10), 1556-1565.
- **OKA Y., TKACHI N., SHUKER S., ROSENBERG R., SURIANO S. et FINE P. (2006).** Laboratory studies on the enhancement of nematicidal activity of ammonia-releasing fertilisers by alkaline amendments. Nematology. Vol. 8(3), 335-346.
- **PETERSEN J., BELZ R., WALKER F. et HURLE K. (2001).** Weed suppression by release of isothiocyanates from Turnip-Rape mulch. Agronomy Journal 93, 37-43.

- **PIEDRA BUENA A., GARCIA-ALVAREZ A., DIEZ-ROJO M.A., ROS C., FERNANDEZ P., LACASA A. et BELLO A. (2007).** Use of pepper crop residues for the control of root-knot nematodes. *Bioresource Technology* 98, 2846-2851.
- **PLOEG A.T. (2002).** Effects of selected marigold varieties on root-knot nematodes and tomato and melon yields. *Plant Diseases* 86,505-508.
- **PROHENS J. et NUEZ F. (2008).** *Vegetables I: Asteraceae, Brassicaceae, Chenopodiaceae and Cucurbitaceae.* Ed. Springer. 440p.
- **RADWAN M. A., EL-MAADAWY E.K., KASSEM S.I. et ABU-ELMAYEM M.M. (2009).** Oil cakes soil amendment effects on *Meloidogyne incognita*, root-knot nematode infecting tomato. *Archives of Phytopathology and Plant Protection.* Vol. 42(1), 58-64.
- **RAMIREZ II R.A., HENDERSON D.R., RIGA E., LACEY L.A. et SNYDER W.E. (2009).** Harmful effects of Mustard bio-fumigants on entomopathogenic nematodes. *Biological Control* 48, 147-154.
- **RAUTH S.J. (2002).** The myrosinase-glucosinolate system in the *Brassicaceae* and its role in herbivore defence. From http://www.colostate.edu/Depts/Entomology/courses/en570/papers_2002/rauth.htm.
- **REAU R., et BODET J.M., BORDES J.P., DORE T., ENNAIFAR S., MOUSSART A., NICOLARDOT B., PELLERIN S., PLENCHETTE C., QUINSAC A., SAUSSE C., SECUIN B. et TIVOLI B. (2005) a.** Effets allélopathiques des brassicacées via leurs actions sur les agents pathogènes telluriques et les mycorhizes : Analyse bibliographique Partie I. *OCL.* Vol. 12(3), 261-271.
- **REAU R., et BODET J.M., BORDES J.P., DORE T., ENNAIFAR S., MOUSSART A., NICOLARDOT B., PELLERIN S., PLENCHETTE C., QUINSAC A., SAUSSE C., SECUIN B. et TIVOLI B. (2005) b.** Effets allélopathiques des brassicacées via leurs actions sur les agents pathogènes telluriques et les mycorhizes : Analyse bibliographique Partie II. *OCL.* Vol. 12(4), 314-319.
- **REDDY P., 1983.** *Plant nematology.* Ed. Agri. Publ. Acad. India, 287 pp.
- **REGNAULT- ROGER C., PHILOGENE B.J.R. et VINCENT C. (2005).** *Biopesticides of plant origin.* Ed. Lavoisier Publishind. Intercept LTD. 313p.
- **REGNAULT-ROGER C., FABRE G. et PHILOGENE B.J.R. (2005).** *Enjeux phytosanitaires pour l'agriculture et l'environnement, pesticides et biopesticides. OGM, lutte intégrée et biologique, agriculture durable.* Ed. Lavoisier. 1013p.
- **REYNOLDS L.B., POTTER J.W. et BALL-COELHO B.R. (2000).** Integrated pest management: crop rotation with *Tagetes sp.* Is an alternative to chemical fumigation for control of root-lesion nematodes. *Agronomy Journal* 92, 957-966.
- **RUBIO-CABETAS M.L., MINOT J.C., VOISIN R. et ESMENJAUD D. (2001).** Interaction of root-knot nematodes (RKN) and the bacterium *Agrobacterium tumefaciens* in roots of *Prunus cerasifera*: evidence of the protective effect of the *Ma* RKN resistance genes against expression of Crown Gall symptoms. *European Journal of Plant Pathology* 107, 433-441.
- **SAHEBANI N. et HADAVI N. (2008).** Biological control of the root-knot nematode *Meloidogyne incognita* by *Trichoderma harzianum*. *Soil Biology & Bio chemistry* 40, 2016-2020.
- **SANCHEZ-MORENO S., MINOSHIMA H., FERRIS H. et JACKSON L.E. (2006).** Linking soil properties and nematode community composition effects of soil management on soil food webs. *Nematology.* Vol. 8(5), 703-715.

- **SANCHI S., ODORIZZI S., LAZZERI L. et MARCIANO P. (2005).** Effect of *Brassica carinata* seed meal treatment on the *Trichoderma harzianum* T39- *Sclerotinia* species interaction. VI International Symposium on Chemical and non-Chemical Soil and Substrate Disinfestation. Corfu, Greece. Acta Horticulturae (ISHS) 698, 287 – 292.
- **SASANELLI N. et DI-VITO M. (1991).** The effect of *Tagetes* spp extracts on hatching of an Italian populations of *Globodera rostochiensis*. Nematology Mediterranean. 19, 135-137.
- **SCOPA A., CANDIDO V., DUMONTET S. et MICCOLIS V. (2008).** Greenhouse solarization: effects on soil microbiological parameters and agronomics aspects. Scientia Horticulturae 116, 98-103.
- **SELLAMI S., LOUNICI M., 2000.** Control of root knot nematode by solar heat on tomato. Seven Arab congress of plant production. Oct.22-26.
- **SELLAMI S., LOUNICI M., EDDOUD A. et BENSEGHIR H. (1999).** Distribution et plantes hôtes associées aux *Meloidogyne* sous abris plastiques en Algérie. Nematol. Nedit. 27, 295-301.
- **SELLAMI S., MEZEKET A. et DAHMANE T. (2009).** Evaluation de l'efficacité de quelques huiles essentielles contre *Meloidogyne incognita* (Nematoda ; *Meloidogynidae*). Colloque International sur la Gestion des Risques phytosanitaires. Marrakech, Maroc, du 09 au 11 novembre. 411 – 418.
- **SEVILHAN M., CHEN S. et MELAKEBERHAN H. (2007).** Effects of *Hirsutella minnesotensis* and N-Viro Soil on populations of *Meloidogyne hapla*. Biocontrol Science and Technology. Vol. 17(3), 233 – 246.
- **SHARMA A. et TRIVEDI P.C. (1988).** Interaction of *Meloidogyne incognita* and *Rhizobium sp* and their effect on growth of *Trigonella foenum-graecum*. Indian Botanical Contactor. Vol. 5(4), 137-139.
- **SHAUKAT S.S. et SIDDIQUI A. (2001).** Nematicidal activity of some weed extracts against *Meloidogyne javanica* (Treub) Chitwood. Pakistan Journal of Biological Sciences. Vol. 4(10), 1251-1252.
- **SIDDIQUI A., EHETSHAMUL-HAQUE S. et SHAUKAT S.S. (2001).** Use of Rhizobacteria in the control of root-rot, root-knot disease complex of Mungbean. Phytopathology 149, 337-346.
- **SIDDIQUI I.A., SHAUKAT S.S et HAMID M. (2002).** Role of Zinc in Rhizobacteria mediated suppression of root infecting fungi and root-knot nematode. Phytopathology 150, 569-575.
- **SINGH V.P., JAISWAL R.K., KUMAR N. et KUMAR D. (2007).** Nematophagous fungi associated with root galls of rice caused by *Meloidogyne graminicola* and its control by *Arthrobotrys dactyloides* and *Dactylaria brochopaga*. Phytopathology 155, 193-197.
- **STAPLETON J.J. (2000).** Soil solarisation in various agricultural production systems. Crop protection 19, 837 - 841.
- **STEPHAN Z.A., ALMAAMOURY I.K. et ANTOON B.G. (1988).** The efficacy of nematicide solar heating and the fungus *Paecilomyces lilacinus* in controlling root-knot nematode *Meloidogyne javanica* in Iraq. Zanco. Vol. 6(4), 69-75.
- **STRANGE R.N. (2003).** Introduction to plant pathology. Ed. John Wiley & Sons. 481 pp.
- **TAYLOR A.L., SASSER J N. (1978).** Biology, Identification and control of root knot nematodes (*Meloidogyne* species), North Caroline State University graphic, pp. 111.
- **TAYLOR C.E. et BROWN D.J.F. (1997).** Nematode vectors of plant viruses. Ed. CAB International. 286p.

- **TEREFE M., TEFERA T. et SAKHUJA P.K. (2009).** Effect of a formulation of *Bacillus firmus* on root-knot nematode *Meloidogyne incognita* infestation and the growth of tomato plants in the greenhouse and nursery. *Journal of Invertebrate Pathology*. Vol. 100(2), 94 – 99.
- **TJAMOS E.C., PAPAVIDAS G.C. et COOK R.J. (1992).** Biological control of plant diseases: Progress and challenges for future. Ed. Plenum Press, New York and London. 462p.
- **VAGELAS I.K., PEMBROKE B., GOWEN S.R. et DAVIES K.G. (2007).** The control of root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.) by *Pseudomonas oryzae* and its immunological detection on tomato roots. *Nematology*. Vol. 9(3), 363-370.
- **VAN DER BEEK J.G.H et MUGNIÉRY D. (2008).** Variation in host status of *Brassica* spp. For isolates of Columbia root-knot nematode *Meloidogyne chitwoodi* and potential mechanisms. *Nematology*. Vol. 10(5), 767-775.
- **VANDAMME V., HOEDEKIE A. et VIAENE N. (2005).** Long term efficacy of *Pochonia chlamydosporia* for management of *Meloidogyne javanica* in glasshouse crops. *Nematology*, 7, 741 - 754.
- **VIDHYASEKARAM P. (2004).** Concise encyclopedia of plant pathology. Ed. Food Products Press. 619p.
- **VILLENAVE C., ET FERNANDES P., NIANE-BADIANE A., SENE M., REPEA P., GANRY F. et OLIVER R. (1998).** Influence du travail du sol et de l'apport de compost sur les peuplements de nématodes phytoparasites. Congrès Mondial de la Science du Sol. Actes : Montpellier. ORSTOM, 20-26 Août 98. 7p.
- **VOVLAS N., TROCCOLI S., MINUTO A., BRUZZONE C., SASANELLI N. et CASTILLO P. (2008).** Pathogenicity and host parasite relationships of *Meloidogyne arenaria* in sweet basil. *Plant Disease* 92, 1329-1335.
- **WAGNER H. et BLADT S. (1996).** Plant drug analysis. A Thin Layer Chromatography Atlas, Second edition. Springer-Verlag, Berlin-Heidelberg. pp. 42-43.
- **WANG K.H., MAC SORLEY R., GALLAHER R.N. et KOKALIS-BURELLE N. (2008).** Cover crops and organic mulches for nematode. *Weed and plant health management*. *Nematology*. Vol. 10(2), 231-242.
- **WESEMAEL W.M.L., PERRY R.N. et MOENS M. (2006).** The influence of root diffusate and host age hatching of the root-knot nematodes *Meloidogyne chitwoodi* and *Meloidogyne fallax*. *Nematology*. Vol. 8(6), 895-902.
- **WHITEHEAD A.G. (1998).** Plant nematode control. Ed. CAB International. 384 pp.
- **WILLIAMSON V.N., HO J-Y. et MA H.M. (1992).** Molecular transfer of nematode resistance genes. *Journal of Nematology*. Vol. 24(2), 234-241.
- **WUYTS N., SWENNEN R. et DE WAELE D. (2006).** Effects of plant phenylpropanoid pathway products and selected terpenoids and alkaloids on the behaviour of the plant parasitic nematodes *Rodophulus similis*, *Pratylenchus penetrans* and *Meloidogyne incognita*. *Nematology*. Vol. 8(1), 89-101.
- **YU Q., TSAO R., CHIBA M. et POTTER J. (2007).** Oriental mustard bran reduces *Pratylenchus penetrans* on sweet corn. *Canadian Journal of Plant Pathology*. Vol. 29(4), 421-426.
- **ZASADA I.A. et FERRIS H. (2003).** Sensivity of *Meloidogyne javanica* and *Tylenchulus semipenetrans* to isothiocyanates in laboratory assays. *Phytopathology*. Vol. 93(6), 747-750.
- **ZASADA I.A. et FERRIS H. (2004).** Nematode suppression with brassicaceous amendments application based upon glucosinolate profiles. *Soil Biology & Biochemistry* 36, 1017-1024.
- **ZASADA I.A. et TENUTA M. (2008).** Alteration of the soil environment to maximize *Meloidogyne incognita* suppression by an alkaline-stabilized biosolid amendment. *Applied Soil Ecology* 40, 309-317.

- **ZASADA I.A., FERRIS H., ELMORE C.L., RONCORN I J.A., MAC DONALD J.D., YAKABE L.E. et BOLKAN L.R. (2003).** Field application of brassicaceous amendments for control of soil borne pests and pathogens. *Plant health Progress*. doi:10.1094/PHP-2003-1120-01-RS. 8pp.
- **ZASADA I.A., KLASSEN W., MEYER S.L.F., CODALLO M. et ABDUL-BAKI A.A. (2006).** Velvet bean (*Mucuna pruriens*) extracts: impact on *Meloidogyne incognita* survival and *Lycopersicum esculentum* and *Lactuca sativa* germination and growth. *Pest management science* 62, 1122-1127.
- **ZASADA I.A., ROGERS S. et SARDANELLI S. (2007).** Application of alkaline- Stabilised biosolids for *Meloidogyne incognita* suppression in microplots. *Nematology*. Vol. 9(1), 123-129.
- **ZASADA I.A., MASLER E.P., ROGERS S.T. et HALBRENDT J.M. (2009).** Behavioural response of *Meloidogyne incognita* to benzyl isothiocyanate. *Nematology*. Vol. 11(4), 603-610.

Annexe A : Nématicides homologués en Algérie.

Nom Commercial	Matière Active	Concentration	Formulation	Cultures	Dose d'Utilisation	Firme
DD Fumigant	1,3 Dichloropropene	92%	EC	CM	170L/ha	Phyto-plus
				tabac		
				PO		
Pheonix	Lambdacyhalothrine	5%	EC	Tabac	250ml/ha	Vapco/SNC Doudah
				AF	170ml/ha	
Nemathophorine	Fosthiasate	10%	GR	CL	12-30kg/ha	Syngenta
				P de T		
Vidate 10G	Oxamyl	100g/kg	GR	Ail –oignon	30-50kg/ha 20-40kg/ha	Du point de Nemours
				Agrumes – bananes	50kg/ha	
Basamid	Dazomet	98%		Toutes cultures	500kg/ha	Safapro/ BASF
Dacron			GR	Toutes cultures	30 à 40 g/m ²	Vapco
Elmocap	Ethoprophos	10%	GR	Tomate-CL- P de T	30kg/ha	Phyto-plus
Fumical	Metam-sodium	510g/l	SL	Terreau	1L/m ³	Calliope
				Toutes cultures	1000L/ha	
Hexonate	Hexaxonzole	5%	SC	Tomate-CL- P de T	30kg/ha	Phyto-plus
Mocap	Ethoprophos	10%	GR	CM	3x50kg/ha	Aventis
				CM extra primeur	2x50kg/ha	
				CM sous serre		
Nemaceur	Phenamiphos	10%	GR	primeur	30-50 g/pied	Bayer
				Bananier	30-50 g/pied	
				Betterave Sucrière	30-40kg/ha	
				Carotte	30kg/ha	
				Concombre P de T	30 g/m ²	
				PO		
Nemaceur 240CS	Phenamiphos	240g/l	CS	Cultures sous serre	20 à 40L/ha	Bayer
				Tomate- Melon- Concombre plein champs		
Nemasol 510	Metam-sodium	510g/l	SL	Terreau	1l/m ³	UCB
				Toutes cultures	1000-1200l/ha	
Nimaphos 10G	Ethoprophos	10%	GR	AF	15-30kg/ha	ACI/ Rivale
				CL	15-30kg/ha	
				Grandes cultures	15-30kg/ha	
				Agrumes	4-8L/ha	
				Bananes	7-5ml/ha	

Nom Commercial	Matière Active	Concentration	Formulation	Cultures	Dose d'Utilisation	Firme
Sincocin	Acides Gras, palmique, Oleïque, Linoléïque, Nucléique ADN et ARN+Oligoéléments	ppm 0,56%+ 99,44%	SL	CM- Vigne	1L/ha	Agriculture Science/Agritec /Zerouki AGSCI- Dallas
				AF	2L/ha	
				Palmiers dattier		
Telone II	Dichloropropene	1108g/l	SL	AF	170L/ha	DOW Agro Science
				CM	170L/ha	
				Horticulture	170L/ha	
				Pépinière	500L/ha	
				Vigne		
Vydatel	Oxamyl	240g/l	SC	CM	6 L/ha en goutte à goutte 2-4L/ha traitement foliaire	Du point de Nemours

Source : INDEX des produits phytosanitaires à usage agricole. (DPVCT, 2007)

Abréviations :

CM : Cultures maraichères

PO : Plantes ornementales

AF : Arbres fruitiers

CL : Cultures légumières

P de T : Pomme de terre

SL : Solution liquide

CS : Concentré soluble

SC : Solution concentrée

GR : Granulée

Annexe B : Caractéristiques botaniques et culturelles des plantes étudiées :

Le Radis

Nom latin : *Raphanus sativus* L

Variété : Radis National.

Famille : Brassicacées

Nom arabe : El-Fidjel

Etymologie : Le nom commun radis vient du latin « radix » qui signifie racine. Le nom du genre a pour origine le grec raphanos, désignant le raifort puis un chou.



Raphanus sativus L. Variété :
Radis national (original)

Origine : La mise en culture du radis a débuté entre la Méditerranée orientale et la Caspienne. Le radis noir était connu des Egyptiens 3000 ans avant Jésus- Christ.

Caractères morphologie :

- Racines tubérisée de dimensions, formes (globuleuse, ovoïde ou cylindrique allongée) et couleurs (blanche, jaune, rose, rouge, violacée ou noire) variables selon le type.
- Feuilles en rosette basale, pennatifides à lobe terminal nettement dominant, hérissées de poils rudes et appelées fanes.
- Fleurs hermaphrodites disposées en grappes sur l'axe de l'inflorescence. De couleur blanche, jaunâtre, parfois lavées de rose ou violet.
- Fruit ou silique indéhiscente et courte, entouré de 12 à 16 nervures.
- Graines beige-rosé, globuleuses, volumineuses, séparées les unes des autres par des cloisons en travers.

Exigences pédoclimatiques :

Climat :

Le radis s'adapte à des climats tempérés frais et redoute les fortes températures et le gel. La température optimale pour la germination est de 8-12°C. La croissance végétative est active entre 14-18°C. La température maximale est de 25°C. A 6-8°C, la croissance est pratiquement nulle.

Sol :

Le radis demande des sols de texture équilibrée, avec un taux élevé de matière organique. Le pH optimum est de l'ordre de 6 mais tolère aussi des pH plus élevés ou plus faibles.

Conduite de la culture :

Semis :

- **Epoque:** Les semis commencent de le mois de février pour les radis forcés, et du mois de mars à avril pour le radis de saison et de mai à juin pour les radis d'automne.
- **Densité:** Elle conditionne le rendement agronomique. Elle varie en fonction de la saison et des variétés et doit être adaptée au type de récolte manuelle ou mécanique. Elle est en moyenne de 250-400 graines par mètre carré avec des espacements sur la ligne adaptés en fonction des lignes définies d'environ 12 à 24 rangs par planche.
- **Réalisation:** Le semis se fait manuellement ou mécaniquement avec un semoir de précision. Il est en rang simple ou double. La graine est faiblement recouverte : 1 à 2cm. Il est suivi d'arrosages pour maintenir la fraîcheur du sol jusqu'à la levée.

Fertilisation :

Fumure organique : 20 à 30 t/ha.

Fumure minérale : Azote : 70 à 90 unités/ha. P₂O₅ : 50 unités / ha. K₂O : 80 à 100 unités / ha

Récolte :

- Epoque : Les récoltes s'étalent de mars à avril pour les cultures forcées, d'avril à novembre pour les radis de saison et de juillet à décembre pour les cultures d'automne et d'hiver.
- Les radis doivent être non creux à bout bien arrondi avec une racine fine, une coloration rouge vif et un bout blanc bien net.
- La récolte manuelle est la plus répandue, Le rendement moyen est d'environ 18 à 21 tonnes/hectare. Les radis sont triés, bottelés et mis en caisse sur le terrain.

Propriétés :

Le radis est apprécié pour ces propriétés nutritives. C'est un excellent apéritif qui possède des propriétés eupeptiques, laxatives, cholagogues, toniques, diurétiques, antispasmodiques, anti- allergiques, antiscorbutique, anti- cancérigènes mucolytiques, expectorantes et antibiotiques.

Description de la variété radis « National » :

Les radis « national » est une variété traditionnelle, rustique pour pleine terre. Le feuillage est de taille moyenne et arrondie. La racine est ronde, légèrement aplatie, de diamètre de 2.5cm et de couleur rose carminé à bout blanc.

Le Navet

Nom latin : *Brassica rapa* L

Nom arabe : El-Lefte

Variété : Navet Marteau

Famille : Brassicacées

Etymologie : Le mot navet dériverait du vieux français *naviet* qui lui-même viendrait du latin *napus* qui signifie œuvre ratée ou mauvaise.



Brassica rapa L. Variété : Navet Marteau (original)

Origine : Le navet est originaire de l'Europe tempérée. Il s'est répandu en Europe au cours de la préhistoire et est devenu une des bases de l'alimentation humaine avant l'avènement de la pomme de terre.

Caractéristiques morphologiques :

- Racine tubérisée, de forme globuleuse aplatie à sphérique, conique ou cylindrique et de couleur blanche, jaune, noire ou bicolore variable selon le type variétal.
- Feuilles en rosette basale composée d'une quinzaine de feuilles à limbe vert franc, entier, oboval ou découpé, hérissé de poils rudes.
- Fleurs hermaphrodites disposées en grappes sur l'axe de l'inflorescence, de couleur jaune.
- Fruit ou silique déhiscente, ayant moins de 5 nervures et à bec 5 à 6 fois plus court que le reste du fruit.
- Graines disposées sur un rang, petites de couleur marron.

Exigences pédoclimatiques :

Climat :

Le navet se développe bien dans les climats tempérés frais et humides. Il redoute la chaleur et la sécheresse et craint le gel. La température optimum de croissance est de 27°C.

Sol :

La culture présente une large adaptation à différents types de sols, mais préfère un sol bien drainant, non caillouteux, sans obstacles en profondeur. L'idéal serait un sol sablo-limoneux. Le pH optimal du sol est de 6 - 6,8.

Conduite de la culture :

Semis :

- Le semis est direct, souvent en planche et peut être effectué durant tout les mois de l'année sauf en décembre et janvier (risque de vernalisation et de montée à graines).

- La densité est d'environ 80 à 100 graines par mètre linéaire avec des espacements de 12 cm entre les rangs et d'environ 7 à 8 cm entre les graines soit environ 5 à 6 kg/ha.
- Il se réalise manuellement ou mécaniquement avec des semoirs de précision à une profondeur de semis faible d'environ 1 cm.

Fertilisation :

Fumure organique : 20 à 30 t/ha.

Fumure minérale : Azote : 60 à 80 unités/ha, P₂O₅ : 60 à 100 unités/ha, K₂O : 120 à 150 unités/ha.

Récolte :

La récolte des navets se fait manuellement, au fur et à mesure des ventes. Le rendement moyen est de 15-16 t/ha. La vente se fait en bottes ou en vrac.

Propriétés :

Propriétés médicinales : pectorales, émoullientes, diurétiques et anti cancérigènes. Le navet favorise le sommeil, combat la mélancolie et calme les maux de dents.

Description de la variété Navet « Marteau » :

Le navet « Marteau » est une variété à racine cylindrique demi- longue de 15 à 20cm, renflée à la partie inférieure. Très cultivée pour sa chair blanche, très tendre et sucrée. Feuillage court, vert foncé brillant.

Le chou

Nom latin : *Brassica oleracea* L

Nom arabe : El-kerambe

Variété : Marche de Copenhague

Famille : Brassicacées

Etymologie : Le nom français du chou est issu du latin *caulis*, tige des plantes qui dérive du grec *kaulos*, tige creuse.



Brassica oleracea L. variété :
Marche de Copenhague (original)

Origine : Le chou est originaire de l'Europe de l'ouest. Il descend à l'origine d'une plante sauvage et est cultivé en Europe depuis plus de 4000 ans.

Caractéristiques morphologiques :

Plantes bisannuelles herbacées cultivées comme des annuelles. Ils sont caractérisés par un feuillage lisse en rosettes. La partie consommée pour le chou pommé est constituée de feuilles empilées les une sur les autres appelées pomme du chou.

Fleur typique des crucifères : 4 sépales libres, 4 pétales libres, semblables entre eux, de couleur jaune pâle ou blanche, en position alterne avec celles des sépales et formant une croix. Six étamines dont deux plus petites que les autres. Pistil à 2 carpelles et à stigmates réunis en une sorte de disque.

Le fruit est une silique glabre, allongée et étroite, dotée d'une cloison membraneuse portant les graines brunes et lisses, disposées en une seule série de 10 à 30.

Exigences pédoclimatiques :

Climat :

L'optimum de croissance se situe entre 15 et 18°C ; la valeur de 24°C est considérée comme un maximum alors que 4°C est une valeur minimale de croissance. Les choux sont l'exemple-type de culture d'automne-hiver. Ils sont bien adaptés à la période de jours courts.

Sol :

Le chou est adapté tant aux sols légers qu'aux sols lourds. Il est moyennement sensible à la salinité. La valeur de 2.8 mmhos/cm est considérée un seuil maximum de la conductivité électrique du sol.

Conduite de la culture :

Semis :

Le semis se fait en pépinière, 1 gramme de semences contient environ 300 graines. Il faut 150 grammes pour un hectare.

Plantation :

La plantation se fait de septembre à janvier, au stade 3 à 4 feuilles. Les choux se plantent tous les 50cm en tous sens, avec une densité optimale de 40000 pieds/ha.

Fertilisation :

Fumure organique : 30 tonnes /ha.

Fumure minérale : Azote : 90 à 200 unités/ha, P₂O₅ : 60 à 200 unités/ha et K₂O : 60 à 200 unités/ha.

Récolte :

Le nombre total de jours nécessaire de la plantation à la maturité est de 2 à 3 mois. La récolte est manuelle, elle s'étale de 20 à 30 jours. Le rendement moyen est de 60 tonnes /ha

Propriétés :

Le chou est le légume numéro un dans la prévention contre les cancers. Il possède beaucoup d'autres vertus médicinales : anti- déprimés, apéritives, anti dysentérique, antiscorbutiques, antiseptiques, cardiovasculaires, laxatives, amaigrissante, pectorales, béchiques, antianémiques, vermifuge et cicatrisantes.

Description de la variété de Chou « Marché de Copenhague » :

Le chou cabus « Marché de Copenhague » est une ancienne variété à pomme volumineuse, ronde et de couleur vert gris d'environ 2kg et de 15cm de diamètre. Le pied est assez court, les feuilles extérieures sont bien enveloppantes. Une bonne qualité gustative, saveur sucrée et texture tendre, et une bonne tenue au froid. 165 jours entre le semis et le début de récolte.

La Moutarde des Champs

Nom latin: *Sinapis arvensis* L

Autres noms usuels : la moutarde sauvage, sanve ou encore sénevé

Nom arabe : El-Harra, El-Hamdha, Khardal

Famille : Brassicacées



Sinapis arvensis L (original)

Etymologie : Le nom de Moutarde vient du latin *mustum ardens* (moût brûlant). Le nom de sénevé, ainsi que l'allemand Senf et le vieil anglais senep viennent du latin *sinapi* le nom d'une pâte à base de moutarde qui a été diffusée dans l'Europe centrale et du nord par les romains.

Ecologie :

Cette espèce est très commune dans presque toute l'Europe, en Asie occidentale et centrale (de l'Afghanistan à la Mongolie) et en Afrique septentrionale. Son centre d'origine est la région méditerranéenne. Elle s'est naturalisée dans de nombreuses régions du monde.

Elle se rencontre en plaine et en montagne, dans les champs et aux bords des chemins, dans les terrains vagues mais principalement dans les lieux cultivés calcaires.

Description :

La moutarde des champs est une plante velue-hérissée de 30 à 80 cm de hauteur. Les feuilles inférieures sont lyrées (au lobe terminal bien plus grand que les autres), les supérieures sont ovales ou oblongues, à marge sinuée-dentée et sans pétiole (sessiles).

Les racèmes sont dressés et portent de 20 à 40 fleurs jaune soufre. Chaque fleur comporte des sépales étalés de 4-6 mm et 4 pétales de 7-12 mm de long.

Le fruit est une silique, de 25-45 mm de long, bosselée, glabre, portant un bec conique, en alêne, un peu plus court que les valves.

Propriétés :

Propriétés médicinales : Antiseptique, résolutif, désinfectante, lénitive et antiasthmatique (cataplasme sinapisé), Apéritive (nature), stimulante (bain) et émétique (infusion). Elle est utilisée contre les maux de gorges (gargarisme), antidotes contre les morsures de scorpion et calme les rages de dents.

La Ravenelle

Nom latin : *Raphanus raphanistrum* L

Autres noms usuels : radis ravenelle, radis sauvage
raifort sauvage.

Famille : Brassicacées



ou

Raphanus raphanistrum L (original)

Ecologie :

Lieux cultivés, en Europe ; Asie occidentale ; Afrique et Amérique septentrionales.

Description :

La ravenelle est une plante herbacée annuelle commune. La tige est de 20-60 cm de hauteur, rameuse ; feuilles inférieures lyrées, les supérieures oblongues, dentées ; fleurs jaunes, parfois blanchâtres ou violacées ; siliques étalées-dressées, bosselées, se divisant par des étranglements en articles transversaux, ovoïdes ou oblongs, osseux, striés en long ; bec 4-5 fois plus long que le dernier article.

Propriétés :

Le radis sauvage est une plantes mellifère très visitée par les abeilles et un grand nombre d'autres pollinisateurs.

Lexique thérapeutique

- **Amaigrissante** : peut faire perdre du poids.
- **Anti dysentérique** : arrête ou prévient la dysenterie (inflammation des intestins).
- **Antianémique** : prévient ou combat une faiblesse ou la diminution du taux d'hémoglobine dans le sang.
- **Antiasthmatique** : agit contre l'asthme, maladie respiratoire.
- **Antiscorbutique** : traite et prévient le scorbut (maladie due à l'insuffisance de la vitamine C).
- **Antiseptique** : traite et prévient l'infection.
- **Antispasmodique** : évite ou réduit les contractions spasmodiques.
- **Apéritive** : ouvre l'appétit.
- **Cholagogue** : effet cholérétique, évacuant la bile.
- **Cicatrisante** : favorise la cicatrisation, la fermeture d'une plaie.
- **Diurétique** : favorise la sécrétion d'urine.
- **Emétique** : provoque des vomissements.
- **Emolliente** : apaise, adoucit les tissus enflammés.
- **Eupeptique** : améliore ou facilite la digestion.
- **Expectorantes** : aide à expectorer, à tousser, à cracher.
- **Laxative** : purge légèrement.
- **Lénitive** : lénifie et adoucit.
- **Mucolytique** : diminue la viscosité du mucus bronchique et facilite l'expectoration.
- **Pectorale** : employé dans le traitement des maladies des poumons et des bronches.
- **Résolutive** : soigne certaines inflammations.
- **Stimulante** : stimule l'activité physiologique.
- **Tonique** : fortifie et stimule.
- **Vermifuge** : provoque la destruction et l'expulsion des vers intestinaux.

Annexe C

Préparation des solutions pour le screening chimique :

1- Préparation de l'ammoniaque ½ :

Prendre 30 ml d'ammoniaque + 60 ml d'eau distillée.

2-Préparation du HCL à 10% :

20 ml d'HCL+ 200 ml d'eau distillée.

3- Préparation du KOH à 10% :

10 g KOH + 100 ml d'eau distillée (bien agiter dans agitateur).

4- Fer chlorure anhydrique à 5% :

10g de $FeCl_3$ +200 ml d'eau distillée.

5- Ether chloroforme (3/1) :

60 ml d'éther + 20 ml chloroforme (Trichloromethane)

6- Préparation de Réactif de drangen droff (2) :

Solution a :

0.85 g de nitrate de bismuth + 40 ml d'eau distillé+10 ml d'acide acétique.

Solution b :

8 g d'iode de potassium + 2 ml d'eau distillé.

- On mélange a +b.

- prendre 15 ml de mélange + 20 ml d'acide acétique puis compléter à 100 ml de l'eau distillée.

7- Préparation de réactif de stiansy :

2 volumes de formol (50 ml) + 1 volume de HCL 1N (25 ml)

Annexe D

Analyse de la variance pourcentage de mortalité des larves de *Meloidogyne incognita*

1-Modélisation de la variable mortalité, concentration 20% après 24 heures d'exposition.

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	8	17476,218	2184,527	30,691	< 0,0001
Erreur	18	1281,215	71,179		
Total corrigé	26	18757,433			

Tests de comparaisons multiples pour la variable TRAIT :

Test de Newman-Keuls / Analyse des différences entre les groupes avec un intervalle de confiance à 95 % :

Classement et regroupements des groupes non significativement différents :

Traitement	Moyennes	Regroupement
RR	90,251	A
NR	89,061	A
RF	85,982	A
NF	83,917	A
Nemacur	72,825	A
Ch	70,837	A
Rav	70,253	A
SA	69,163	A
Témoin	2,209	B

Test de Dunnett / Comparaison

des groupes avec le groupe de contrôle Témoin avec un intervalle de confiance à 95 %

Modalités	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Différence critique	Significatif
Témoin vs RR	-88,042	-12,781	2,935	20,219	Oui
Témoin vs NR	-86,853	-12,608	2,935	20,219	Oui
Témoin vs RF	-83,773	-12,161	2,935	20,219	Oui
Témoin vs NF	-81,709	-11,861	2,935	20,219	Oui
Témoin vs Nemacur	-70,617	-10,251	2,935	20,219	Oui
Témoin vs Ch	-68,628	-9,963	2,935	20,219	Oui
Témoin vs Rav	-68,045	-9,878	2,935	20,219	Oui
Témoin vs SA	-66,954	-9,720	2,935	20,219	Oui

Test de Dunnett / Comparaison des groupes avec le groupe de contrôle Némacur avec un intervalle de confiance à 95 %

Modalité	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Différence critique	Significatif
Nemacur vs RR	-17,426	-2,530	2,935	20,219	Non
Nemacur vs NR	-16,236	-2,357	2,935	20,219	Non
Nemacur vs RF	-13,156	-1,910	2,935	20,219	Non
Nemacur vs NF	-11,092	-1,610	2,935	20,219	Non
Nemacur vs Témoin	70,617	10,251	2,935	20,219	Oui
Nemacur vs SA	3,663	0,532	2,935	20,219	Non
Nemacur vs Rav	2,572	0,373	2,935	20,219	Non
Nemacur vs Ch	1,988	0,289	2,935	20,219	Non

2- Modélisation de la variable mortalité, concentration 20% après 48 heures d'exposition.

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	8	19566,404	2445,801	68,941	< 0,0001
Erreur	18	638,584	35,477		
Total corrigé	26	20204,988			

Tests de comparaisons multiples pour la variable TRAIT :

Test de Newman-Keuls / Analyse des différences entre les groupes avec un intervalle de confiance à 95 % :

Classement et regroupements des groupes non significativement différents :

Modalité	Moyenne estimée	Groupes
RR	97,644	A
NR	97,293	A
RF	93,875	A
NF	88,947	A
Ch	86,664	A
Rav	82,638	A
SA	81,484	A
Nemacur	81,097	A
Témoin	5,251	B

Test de Dunnett / Comparaison des groupes avec le groupe de contrôle Témoin avec un intervalle de confiance à 95 %.

Modalité	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Différence critique	Significatif
Témoin vs RR	-92,392	-18,998	2,935	14,275	Oui
Témoin vs NR	-92,042	-18,926	2,935	14,275	Oui
Témoin vs RF	-88,624	-18,223	2,935	14,275	Oui
Témoin vs NF	-83,695	-17,210	2,935	14,275	Oui
Témoin vs Ch	-81,412	-16,740	2,935	14,275	Oui
Témoin vs Rav	-77,386	-15,912	2,935	14,275	Oui
Témoin vs SA	-76,232	-15,675	2,935	14,275	Oui
Témoin vs Nemacur	-75,845	-15,596	2,935	14,275	Oui

Test de Dunnett / Comparaison des groupes avec le groupe de contrôle Nemacur avec un intervalle de confiance à 95 %.

Modalité	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Différence critique	Significatif
Nemacur vs RR	-16,547	-3,402	2,935	14,275	Oui
Nemacur vs NR	-16,197	-3,330	2,935	14,275	Oui
Nemacur vs RF	-12,778	-2,628	2,935	14,275	Non
Nemacur vs NF	-7,850	-1,614	2,935	14,275	Non
Nemacur vs Ch	-5,567	-1,145	2,935	14,275	Non
Nemacur vs Rav	-1,541	-0,317	2,935	14,275	Non
Nemacur vs SA	-0,387	-0,080	2,935	14,275	Non
Nemacur vs Témoin	75,845	15,596	2,935	14,275	Oui

3-Modélisation de la variable mortalité, concentration 20% après 72 heures d'exposition.

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	8	21488,992	2686,124	261,092	< 0,0001
Erreur	18	185,185	10,288		
Total corrigé	26	21674,177			

Tests de comparaisons multiples pour la variable TRAIT :

Test de Newman-Keuls / Analyse des différences entre les groupes avec un intervalle de confiance à 95 % :
Classement et regroupements des groupes non significativement différents :

Modalité	Moyenne estimée	Groupes		
NR	100,000	A		
RR	100,000	A		
NF	98,334	A		
RF	97,655	A		
Ch	97,439	A		
SA	96,697	A		
Nemacur	88,523		B	
Rav	88,262		B	
Témoin	7,093			C

Test de Dunnett / Comparaison des groupes avec le groupe de contrôle Témoin avec un intervalle de confiance à 95 %.

Modalité	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Différence critique	Significatif
Témoin vs NR	-92,907	-35,475	2,935	7,687	Oui
Témoin vs RR	-92,907	-35,475	2,935	7,687	Oui
Témoin vs NF	-91,241	-34,839	2,935	7,687	Oui
Témoin vs RF	-90,562	-34,580	2,935	7,687	Oui
Témoin vs Ch	-90,345	-34,497	2,935	7,687	Oui
Témoin vs SA	-89,603	-34,214	2,935	7,687	Oui
Témoin vs Nemacur	-81,430	-31,093	2,935	7,687	Oui
Témoin vs Rav	-81,169	-30,993	2,935	7,687	Oui

Test de Dunnett / Comparaison des groupes avec le groupe de contrôle Nemacur avec un intervalle de confiance à 95 %.

Modalité	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Différence critique	Significatif
Nemacur vs NR	-11,477	-4,382	2,935	7,687	Oui
Nemacur vs RR	-11,477	-4,382	2,935	7,687	Oui
Nemacur vs NF	-9,812	-3,746	2,935	7,687	Oui
Nemacur vs RF	-9,132	-3,487	2,935	7,687	Oui
Nemacur vs Ch	-8,916	-3,404	2,935	7,687	Oui
Nemacur vs SA	-8,174	-3,121	2,935	7,687	Oui
Nemacur vs Témoin	81,430	31,093	2,935	7,687	Oui
Nemacur vs Rav	0,261	0,099	2,935	7,687	Non

4- Modélisation de la variable mortalité, concentration 50% après 24 heures d'exposition.

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	8	20293,538	2536,692	64,397	< 0,0001
Erreur	18	709,047	39,391		
Total corrigé	26	21002,585			

Tests de comparaisons multiples pour la variable TRAIT :

Test de Newman-Keuls / Analyse des différences entre les groupes avec un intervalle de confiance à 95 % :

Classement et regroupements des groupes non significativement différents :

Modalité	Moyenne estimée	Groupes		
RF	95,882	A		
RR	94,766	A		
NR	92,650	A		
Rav	86,833	A	B	
NF	85,359	A	B	
Ch	83,637	A	B	
Nemacur	72,825		B	
SA	71,350		B	
Témoin	2,209			C

Test de Dunnett / Comparaison des groupes avec le groupe de contrôle Témoin avec un intervalle de confiance à 95 %.

Modalité	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Différence critique	Significatif
Témoin vs RF	-93,673	-18,279	2,935	15,042	Oui
Témoin vs RR	-92,557	-18,062	2,935	15,042	Oui
Témoin vs NR	-90,441	-17,649	2,935	15,042	Oui
Témoin vs Rav	-84,624	-16,513	2,935	15,042	Oui
Témoin vs NF	-83,150	-16,226	2,935	15,042	Oui
Témoin vs Ch	-81,428	-15,890	2,935	15,042	Oui
Témoin vs Nemacur	-70,617	-13,780	2,935	15,042	Oui
Témoin vs SA	-69,141	-13,492	2,935	15,042	Oui

Test de Dunnett / Comparaison des groupes avec le groupe de contrôle Némacur avec un intervalle de confiance à 95 %.

Modalité	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Différence critique	Significatif
Nemacur vs RF	-23,057	-4,499	2,935	15,042	Oui
Nemacur vs RR	-21,940	-4,281	2,935	15,042	Oui
Nemacur vs NR	-19,824	-3,868	2,935	15,042	Oui
Nemacur vs Rav	-14,007	-2,733	2,935	15,042	Non
Nemacur vs NF	-12,533	-2,446	2,935	15,042	Non
Nemacur vs Ch	-10,811	-2,110	2,935	15,042	Non
Nemacur vs Témoin	70,617	13,780	2,935	15,042	Oui
Nemacur vs SA	1,476	0,288	2,935	15,042	Non

5- Modélisation de la variable mortalité, concentration 50% après 48 heures d'exposition.

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	8	21350,398	2668,800	105,214	< 0,0001
Erreur	18	456,576	25,365		
Total corrigé	26	21806,974			

Tests de comparaisons multiples pour la variable TRAIT :

Test de Newman-Keuls / Analyse des différences entre les groupes avec un intervalle de confiance à 95 % :

Classement et regroupements des groupes non significativement différents :

Modalité	Moyenne estimée	Groupes		
NR	100,000	A		
RR	100,000	A		
RF	98,221	A		
Ch	93,259	A	B	
Rav	92,634	A	B	
NF	90,399	A	B	
SA	85,430		B	
Nemacur	81,097		B	
Témoin	5,251			C

Test de Dunnett / Comparaison des groupes avec le groupe de contrôle Témoin avec un intervalle de confiance à 95 %.

Modalité	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Différence critique	Significatif
Témoin vs NR	-94,749	-23,041	2,935	12,070	Oui
Témoin vs RR	-94,749	-23,041	2,935	12,070	Oui
Témoin vs RF	-92,970	-22,608	2,935	12,070	Oui
Témoin vs Ch	-88,008	-21,402	2,935	12,070	Oui
Témoin vs Rav	-87,382	-21,249	2,935	12,070	Oui
Témoin vs NF	-85,148	-20,706	2,935	12,070	Oui
Témoin vs SA	-80,179	-19,498	2,935	12,070	Oui
Témoin vs Nemacur	-75,845	-18,444	2,935	12,070	Oui

Test de Dunnett / Comparaison des groupes avec le groupe de contrôle Nemacur avec un intervalle de confiance à 95 %.

Modalité	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Différence critique	Significatif
Nemacur vs NR	-18,903	-4,597	2,935	12,070	Oui
Nemacur vs RR	-18,903	-4,597	2,935	12,070	Oui
Nemacur vs RF	-17,124	-4,164	2,935	12,070	Oui
Nemacur vs Ch	-12,162	-2,958	2,935	12,070	Oui
Nemacur vs Rav	-11,537	-2,806	2,935	12,070	Non
Nemacur vs NF	-9,303	-2,262	2,935	12,070	Non
Nemacur vs SA	-4,334	-1,054	2,935	12,070	Non
Nemacur vs Témoin	75,845	18,444	2,935	12,070	Oui

6- Modélisation de la variable mortalité, concentration 50% après 72 heures d'exposition.

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	8	22065,359	2758,170	269,819	< 0,0001
Erreur	18	184,001	10,222		
Total corrigé	26	22249,360			

Tests de comparaisons multiples pour la variable TRAIT :

Test de Newman-Keuls / Analyse des différences entre les groupes avec un intervalle de confiance à 95 % :

Classement et regroupements des groupes non significativement différents :

Modalité	Moyenne estimée	Groupes		
Ch	100,000	A		
NR	100,000	A		
RR	100,000	A		
RF	99,444	A		
NF	98,626	A		
SA	97,907	A		
Rav	94,255	A		
Nemacur	88,523		B	
Témoin	7,093			C

Test de Dunnett / Comparaison des groupes avec le groupe de contrôle Témoin avec un intervalle de confiance à 95 %.

Modalité	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Différence critique	Significatif
Témoin vs Ch	-92,907	-35,589	2,935	7,662	Oui
Témoin vs NR	-92,907	-35,589	2,935	7,662	Oui
Témoin vs RR	-92,907	-35,589	2,935	7,662	Oui
Témoin vs RF	-92,351	-35,376	2,935	7,662	Oui
Témoin vs NF	-91,532	-35,063	2,935	7,662	Oui
Témoin vs SA	-90,813	-34,787	2,935	7,662	Oui
Témoin vs Rav	-87,162	-33,388	2,935	7,662	Oui
Témoin vs Nemacur	-81,430	-31,193	2,935	7,662	Oui

Test de Dunnett / Comparaison des groupes avec le groupe de contrôle Némacur avec un intervalle de confiance à 95 %.

Modalité	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Différence critique	Significatif
Nemacur vs Ch	-11,477	-4,396	2,935	7,662	Oui
Nemacur vs NR	-11,477	-4,396	2,935	7,662	Oui
Nemacur vs RR	-11,477	-4,396	2,935	7,662	Oui
Nemacur vs RF	-10,922	-4,184	2,935	7,662	Oui
Nemacur vs NF	-10,103	-3,870	2,935	7,662	Oui
Nemacur vs SA	-9,384	-3,595	2,935	7,662	Oui
Nemacur vs Rav	-5,732	-2,196	2,935	7,662	Non
Nemacur vs Témoin	81,430	31,193	2,935	7,662	Oui

7- Modélisation de la variable mortalité, concentration 100% après 24 heures d'exposition.

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	8	22405,150	2800,644	88,991	< 0,0001
Erreur	18	566,482	31,471		
Total corrigé	26	22971,632			

Tests de comparaisons multiples pour la variable TRAIT :

Test de Newman-Keuls / Analyse des différences entre les groupes avec un intervalle de confiance à 95 % :

Classement et regroupements des groupes non significativement différents :

Modalité	Moyenne estimée	Groupes		
NR	98,279	A		
RF	98,111	A		
RR	97,905	A		
NF	94,067	A		
Rav	90,030	A		
Ch	87,076	A		
SA	86,265	A		
Nemacur	72,825		B	
Témoin	2,209			C

Test de Dunnett / Comparaison des groupes avec le groupe de contrôle Témoin avec un intervalle de confiance à 95 %.

Modalité	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Différence critique	Significatif
Témoin vs NR	-96,070	-20,974	2,935	13,445	Oui
Témoin vs RF	-95,902	-20,937	2,935	13,445	Oui
Témoin vs RR	-95,696	-20,892	2,935	13,445	Oui
Témoin vs NF	-91,858	-20,054	2,935	13,445	Oui
Témoin vs Rav	-87,821	-19,173	2,935	13,445	Oui
Témoin vs Ch	-84,867	-18,528	2,935	13,445	Oui
Témoin vs SA	-84,057	-18,351	2,935	13,445	Oui
Témoin vs Nemacur	-70,617	-15,417	2,935	13,445	Oui

Test de Dunnett / Comparaison des groupes avec le groupe de contrôle Nemacur avec un intervalle de confiance à 95 %.

Modalité	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Différence critique	Significatif
Nemacur vs NR	-25,454	-5,557	2,935	13,445	Oui
Nemacur vs RF	-25,286	-5,520	2,935	13,445	Oui
Nemacur vs RR	-25,079	-5,475	2,935	13,445	Oui
Nemacur vs NF	-21,241	-4,637	2,935	13,445	Oui
Nemacur vs Rav	-17,204	-3,756	2,935	13,445	Oui
Nemacur vs Ch	-14,251	-3,111	2,935	13,445	Oui
Nemacur vs SA	-13,440	-2,934	2,935	13,445	Non
Nemacur vs Témoin	70,617	15,417	2,935	13,445	Oui

8- Modélisation de la variable mortalité, concentration 100% après 48 heures d'exposition.

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	8	22401,155	2800,144	134,859	< 0,0001
Erreur	18	373,742	20,763		
Total corrigé	26	22774,897			

Tests de comparaisons multiples pour la variable TRAIT :

Test de Newman-Keuls / Analyse des différences entre les groupes avec un intervalle de confiance à 95 % :

Classement et regroupements des groupes non significativement différents :

Modalité	Moyenne estimée	Groupes		
NR	100,000	A		
RR	100,000	A		
RF	99,556	A		
NF	96,545	A		
Ch	96,164	A		
Rav	94,809	A		
SA	93,747	A		
Nemacur	81,097		B	
Témoin	5,251			C

Test de Dunnett / Comparaison des groupes avec le groupe de contrôle Témoin avec un intervalle de confiance à 95 %.

Modalité	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Différence critique	Significatif
Témoin vs NR	-94,749	-25,466	2,935	10,920	Oui
Témoin vs RR	-94,749	-25,466	2,935	10,920	Oui
Témoin vs RF	-94,304	-25,347	2,935	10,920	Oui
Témoin vs NF	-91,294	-24,538	2,935	10,920	Oui
Témoin vs Ch	-90,912	-24,435	2,935	10,920	Oui
Témoin vs Rav	-89,557	-24,071	2,935	10,920	Oui
Témoin vs SA	-88,495	-23,786	2,935	10,920	Oui
Témoin vs Nemacur	-75,845	-20,386	2,935	10,920	Oui

Test de Dunnett / Comparaison des groupes avec le groupe de contrôle Nemacur avec un intervalle de confiance à 95 %.

Modalité	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Différence critique	Significatif
Nemacur vs NR	-18,903	-5,081	2,935	10,920	Oui
Nemacur vs RR	-18,903	-5,081	2,935	10,920	Oui
Nemacur vs RF	-18,459	-4,961	2,935	10,920	Oui
Nemacur vs NF	-15,449	-4,152	2,935	10,920	Oui
Nemacur vs Ch	-15,067	-4,050	2,935	10,920	Oui
Nemacur vs Rav	-13,712	-3,685	2,935	10,920	Oui
Nemacur vs SA	-12,650	-3,400	2,935	10,920	Oui
Nemacur vs Témoin	75,845	20,386	2,935	10,920	Oui

9- Modélisation de la variable mortalité, concentration 100% après 72 heures d'exposition.

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	8	22434,390	2804,299	363,175	< 0,0001
Erreur	18	138,989	7,722		
Total corrigé	26	22573,379			

Tests de comparaisons multiples pour la variable TRAIT :

Test de Newman-Keuls / Analyse des différences entre les groupes avec un intervalle de confiance à 95 % :

Classement et regroupements des groupes non significativement différents :

Modalité	Moyenne estimée	Groupes		
Ch	100,000	A		
NR	100,000	A		
SA	100,000	A		
RF	100,000	A		
RR	100,000	A		
NF	99,273	A		
Rav	97,212	A		
Nemacur	88,523		B	
Témoin	7,093			C

Test de Dunnett / Comparaison des groupes avec le groupe de contrôle Témoin avec un intervalle de confiance à 95 %.

Modalité	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Différence critique	Significatif
Témoin vs Ch	-92,907	-40,949	2,935	6,660	Oui
Témoin vs SA	-92,907	-40,949	2,935	6,660	Oui
Témoin vs NR	-92,907	-40,949	2,935	6,660	Oui
Témoin vs RF	-92,907	-40,949	2,935	6,660	Oui
Témoin vs RR	-92,907	-40,949	2,935	6,660	Oui
Témoin vs NF	-92,180	-40,628	2,935	6,660	Oui
Témoin vs Rav	-90,119	-39,720	2,935	6,660	Oui
Témoin vs Nemacur	-81,430	-35,890	2,935	6,660	Oui

Test de Dunnett / Comparaison des groupes avec le groupe de contrôle Nemacur avec un intervalle de confiance à 95 %.

Modalité	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Différence critique	Significatif
Nemacur vs Ch	-11,477	-5,059	2,935	6,660	Oui
Nemacur vs SA	-11,477	-5,059	2,935	6,660	Oui
Nemacur vs NR	-11,477	-5,059	2,935	6,660	Oui
Nemacur vs RF	-11,477	-5,059	2,935	6,660	Oui
Nemacur vs RR	-11,477	-5,059	2,935	6,660	Oui
Nemacur vs NF	-10,750	-4,738	2,935	6,660	Oui
Nemacur vs Rav	-8,689	-3,830	2,935	6,660	Oui
Nemacur vs Témoin	81,430	35,890	2,935	6,660	Oui

Annexe E : Analyse de la variance de l'éclosion de *Meloidogyne incognita*

1-Modélisation de la variable éclosion à 20% de concentration après 12 jours :

Résumé de la variable dépendante concentration :

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	8	312848,556	39106,069	609,709	< 0,0001
Erreur	27	1731,750	64,139		
Total corrigé	35	314580,306			

Tests de comparaisons multiples pour la variable TRAIT :

Test de Newman-Keuls / Analyse des différences entre les groupes avec un intervalle de confiance à 95 % :

Classement et regroupements des groupes non significativement différents :

Modalité	Moyenne estimée	Groupes			
Témoin	371,250	A			
CH	99,500		B		
RAV	85,500			C	
NF	83,750			C	
NR	83,250			C	
SA	82,000			C	
Némacur	68,750				D
RF	65,000				D
RR	52,250				E

Test de Dunnett / Comparaison des groupes avec le groupe de contrôle **Témoin** avec un intervalle de confiance à 95 %.

Modalité	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Différence critique	Significatif
Témoin vs RR	319,000	56,331	2,836	16,060	Oui
Témoin vs RF	306,250	54,079	2,836	16,060	Oui
Témoin vs Némacur	302,500	53,417	2,836	16,060	Oui
Témoin vs SA	289,250	51,077	2,836	16,060	Oui
Témoin vs NR	288,000	50,857	2,836	16,060	Oui
Témoin vs NF	287,500	50,768	2,836	16,060	Oui
Témoin vs RAV	285,750	50,459	2,836	16,060	Oui
Témoin vs CH	271,750	47,987	2,836	16,060	Oui

Test de Dunnett / Comparaison des groupes avec le groupe de contrôle **Némacur** avec un intervalle de confiance à 95 %.

Modalité	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Différence critique	Significatif
Némacur vs Témoin	-302,500	-53,417	2,836	16,060	Oui
Némacur vs CH	-30,750	-5,430	2,836	16,060	Oui
Némacur vs RAV	-16,750	-2,958	2,836	16,060	Oui
Némacur vs NF	-15,000	-2,649	2,836	16,060	Non
Némacur vs NR	-14,500	-2,560	2,836	16,060	Non
Némacur vs SA	-13,250	-2,340	2,836	16,060	Non
Némacur vs RR	16,500	2,914	2,836	16,060	Oui
Némacur vs RF	3,750	0,662	2,836	16,060	Non

**2-Modélisation de la variable éclosion à 50% de concentration après 12 jours :
Résumé de la variable dépendante concentration :**

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	8	348509,500	43563,688	564,608	< 0,0001
Erreur	27	2083,250	77,157		
Total corrigé	35	350592,750			

Tests de comparaisons multiples pour la variable TRAIT :

**Test de Newman-Keuls / Analyse des différences entre les groupes avec un intervalle de confiance à 95 % :
Classement et regroupements des groupes non significativement différents :**

Modalité	Moyenne estimée	Groupes		
Témoin	371,250	A		
CH	73,750		B	
NF	72,500		B	
Némacur	68,750		B	
NR	67,250		B	
RAV	56,750		B	C
RF	50,500			C
SA	46,750			C
RR	43,750			C

Test de Dunnett / Comparaison des groupes avec le groupe de contrôle Témoin avec un intervalle de confiance à 95 %.

Modalité	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Différence critique	Significatif
Témoin vs RR	327,500	52,728	2,836	17,615	Oui
Témoin vs SA	324,500	52,245	2,836	17,615	Oui
Témoin vs RF	320,750	51,641	2,836	17,615	Oui
Témoin vs RAV	314,500	50,635	2,836	17,615	Oui
Témoin vs NR	304,000	48,944	2,836	17,615	Oui
Témoin vs Némacur	302,500	48,703	2,836	17,615	Oui
Témoin vs NF	298,750	48,099	2,836	17,615	Oui
Témoin vs CH	297,500	47,898	2,836	17,615	Oui

Test de Dunnett / Comparaison des groupes avec le groupe de contrôle Némacur avec un intervalle de confiance à 95 %.

Modalité	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Différence critique	Significatif
Némacur vs Témoin	-302,500	-48,703	2,836	17,615	Oui
Némacur vs CH	-5,000	-0,805	2,836	17,615	Non
Némacur vs NF	-3,750	-0,604	2,836	17,615	Non
Némacur vs RR	25,000	4,025	2,836	17,615	Oui
Némacur vs SA	22,000	3,542	2,836	17,615	Oui
Némacur vs RF	18,250	2,938	2,836	17,615	Oui
Némacur vs RAV	12,000	1,932	2,836	17,615	Non
Némacur vs NR	1,500	0,242	2,836	17,615	Non

3-Modélisation de la variable éclosion à 100% de concentration après 12 jours :
Résumé de la variable dépendante concentration :

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	8	370276,889	46284,611	708,137	< 0,0001
Erreur	27	1764,750	65,361		
Total corrigé	35	372041,639			

Tests de comparaisons multiples pour la variable TRAIT :

Test de Newman-Keuls / Analyse des différences entre les groupes avec un intervalle de confiance à 95 % :

Classement et regroupements des groupes non significativement différents :

Modalité	Moyenne estimée	Groupes			
Témoin	371,250	A			
Némacur	68,750		B		
CH	62,750		B	C	
NF	52,000			C	D
RAV	49,500			C	D
RF	45,500				D
NR	44,500				D
SA	39,250				D
RR	37,750				D

Test de Dunnett / Comparaison des groupes avec le groupe de contrôle **Témoin** avec un intervalle de confiance à 95 %.

Modalité	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Différence critique	Significatif
Témoin vs RR	333,500	58,338	2,836	16,213	Oui
Témoin vs SA	332,000	58,076	2,836	16,213	Oui
Témoin vs NR	326,750	57,157	2,836	16,213	Oui
Témoin vs RF	325,750	56,982	2,836	16,213	Oui
Témoin vs RAV	321,750	56,283	2,836	16,213	Oui
Témoin vs NF	319,250	55,845	2,836	16,213	Oui
Témoin vs CH	308,500	53,965	2,836	16,213	Oui
Témoin vs Némacur	302,500	52,915	2,836	16,213	Oui

Test de Dunnett / Comparaison des groupes avec le groupe de contrôle **Némacur** avec un intervalle de confiance à 95 %.

Modalité	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Différence critique	Significatif
Némacur vs Témoin	-302,500	-52,915	2,836	16,213	Oui
Némacur vs RR	31,000	5,423	2,836	16,213	Oui
Némacur vs SA	29,500	5,160	2,836	16,213	Oui
Némacur vs NR	24,250	4,242	2,836	16,213	Oui
Némacur vs RF	23,250	4,067	2,836	16,213	Oui
Némacur vs RAV	19,250	3,367	2,836	16,213	Oui
Némacur vs NF	16,750	2,930	2,836	16,213	Oui
Némacur vs CH	6,000	1,050	2,836	16,213	Non

Annexe F : Analyse de la variance de l'éclosion de *Meloidogyne incognita*

1-Modélisation de la variable éclosion de *Sinapis arvensis* après 12 jours :

Résumé de la variable dépendante concentration :

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	4	316281,800	79070,450	729,881	< 0,0001
Erreur	15	1625,000	108,333		
Total corrigé	19	317906,800			

Test de Newman-Keuls / Analyse des différences entre les groupes avec un intervalle de confiance à 95 % :
Classement et regroupements des groupes non significativement différents :

Modalité	Moyenne estimée	Groupes		
Témoin	371,250	A		
20%	82,000		B	
Némacur	68,750		B	
50%	46,750			C
100%	39,250			C

2-Modélisation de la variable éclosion de *Raphanus raphanistrum* après 12 jours :

Résumé de la variable dépendante concentration :

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	4	302850,300	75712,575	612,479	< 0,0001
Erreur	15	1854,250	123,617		
Total corrigé	19	304704,550			

Test de Newman-Keuls / Analyse des différences entre les groupes avec un intervalle de confiance à 95 % :
Classement et regroupements des groupes non significativement différents :

Modalité	Moyenne estimée	Groupes		
Témoin	371,250	A		
20	85,500		B	
Némacur	68,750		B	C
50	56,750			C
100	49,500			C

3-Modélisation de la variable éclosion de *Brassica oleracea* après 12 jours :

Résumé de la variable dépendante concentration :

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	4	281739,200	70434,800	664,479	< 0,0001
Erreur	15	1590,000	106,000		
Total corrigé	19	283329,200			

Test de Newman-Keuls / Analyse des différences entre les groupes avec un intervalle de confiance à 95 % :
Classement et regroupements des groupes non significativement différents :

Modalité	Moyenne estimée	Groupes		
Témoin	371,250	A		
20	99,500		B	
50	73,750			C
Némacur	68,750			C
100	62,750			C

**4-Modélisation de la variable éclosion de *Brassica napus* (feuilles) après 12 jours :
Résumé de la variable dépendante concentration :**

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	4	293927,300	73481,825	697,944	< 0,0001
Erreur	15	1579,250	105,283		
Total corrigé	19	295506,550			

**Test de Newman-Keuls / Analyse des différences entre les groupes avec un intervalle de confiance à 95 % :
Classement et regroupements des groupes non significativement différents :**

Modalité	Moyenne estimée	Groupes		
Témoin	371,250	A		
20	83,750		B	
50	72,500		B	
Némacur	68,750		B	
100	52,000			C

**5-Modélisation de la variable éclosion de *Brassica napus* (racines) après 12 jours :
Résumé de la variable dépendante concentration :**

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	4	301366,000	75341,500	653,250	< 0,0001
Erreur	15	1730,000	115,333		
Total corrigé	19	303096,000			

**Test de Newman-Keuls / Analyse des différences entre les groupes avec un intervalle de confiance à 95 % :
Classement et regroupements des groupes non significativement différents :**

Modalité	Moyenne estimée	Groupes		
Témoin	371,250	A		
20	83,250		B	
Némacur	68,750		B	
50	67,250		B	
100	44,500			C

**6-Modélisation de la variable éclosion de *Raphanus sativus* (feuilles) après 12 jours :
Résumé de la variable dépendante concentration :**

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	4	316633,700	79158,425	760,408	< 0,0001
Erreur	15	1561,500	104,100		
Total corrigé	19	318195,200			

**Test de Newman-Keuls / Analyse des différences entre les groupes avec un intervalle de confiance à 95 % :
Classement et regroupements des groupes non significativement différents :**

Modalité	Moyenne estimée	Groupes		
Témoin	371,250	A		
Némacur	68,750		B	
20	65,000		B	
50	50,500		B	C
100	45,500			C

**7-Modélisation de la variable éclosion de *Raphanus sativus* (racines) après 12 jours :
Résumé de la variable dépendante concentration :**

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	4	331138,000	82784,500	747,265	< 0,0001
Erreur	15	1661,750	110,783		
Total corrigé	19	332799,750			

**Test de Newman-Keuls / Analyse des différences entre les groupes avec un intervalle de confiance à 95 % :
Classement et regroupements des groupes non significativement différents :**

Modalité	Moyenne estimée	Groupes		
Témoin	371,250	A		
Némacur	68,750		B	
20	52,250			C
50	43,750			C
100	37,750			C

Annexe G : Analyse de la variance de paramètres testés sur le développement de *Meloidogyne incognita*:

1-Modélisation de la variable Nématode dans le sol NEMS :

Source	DDL	Somme des carrée	Carré moyen	F de Fisher	Pr>F
Traitement	3	0,646	0,215	15,372	<0.0001
Résidus	16	0,224	0,014		
Total	19	0,870			

Tests de comparaisons multiples pour la variable TRAIT :

Test de Newman-Keuls / Analyse des différences entre les groupes avec un intervalle de confiance à 95 % :

Classement et regroupements des groupes non significativement différents :

Traitement	Moyennes	Regroupement		
Témoin	2,836	A		
Navet	2,650		B	
Chou	2,478			C
Radis	2,360			C

Test de Dunnett / Comparaison des groupes avec le groupe de contrôle témoins avec un intervalle de confiance à 95 %.

Modalités	Différence	Différence réduite	Valeur critique	Différence critique	Significatif
TEMOIN vs RADIS	0,476	6,358	2,592	0,194	Oui
TEMOIN vs CHOU	0,358	4,782	2,592	0,194	Oui
TEMOIN vs NAVET	0,186	2,484	2,592	0,194	Non

2-Modélisation de la variable Nématode dans les racines NEMR :

Source	DDL	Somme des carrée	Carré moyen	F de Fisher	Pr>F
Traitement	3	1,310	0,437	45,599	<0.0001
Résidus	16	0,153	0,010		
Total	19	1,463			

Tests de comparaisons multiples pour la variable TRAIT :

Test de Newman-Keuls / Analyse des différences entre les groupes avec un intervalle de confiance à 95 % :

Classement et regroupements des groupes non significativement différents :

Traitement	Moyennes	Regroupement		
Témoin	3,451	A		
Navet	3,296		B	
Chou	2,942			C
Radis	2,820			C

Test de Dunnett / Comparaison des groupes avec le groupe de contrôle témoins avec un intervalle de confiance à 95 %.

Modalités	Différence	Différence réduite	Valeur critique d	Différence critique	Significatif
TEMOIN vs RADIS	0,631	10,196	2,592	0,160	Oui
TEMOIN vs CHOU	0,509	8,227	2,592	0,160	Oui
TEMOIN vs NAVET	0,155	2,509	2,592	0,160	Non

3-Modélisation de la variable Indice de galles IG:

Source	DDL	Somme des carrée	Carré moyen	F de Fisher	Pr>F
Traitement	3	21,200	7,067	8,076	<0.0001
Résidus	16	14,000	0,875		
Total	19	35,200			

Tests de comparaisons multiples pour la variable TRAIT :

Test de Newman-Keuls / Analyse des différences entre les groupes avec un intervalle de confiance à 95 % :

Classement et regroupements des groupes non significativement différents :

Traitement	Moyennes	Regroupement
Témoin	3,800	A
Navet	2,400	B
Chou	1,400	B
Radis	1,200	B

Test de Dunnett / Comparaison des groupes avec le groupe de contrôle témoin avec un intervalle de confiance à 95 %.

Modalités	Différence	Différence réduite	Valeur critique d	Différence critique	Significatif
TEMOIN vs CHOU	2,600	4,395	2,592	1,534	Oui
TEMOIN vs RADIS	2,400	4,057	2,592	1,534	Oui
TEMOIN vs NAVET	1,400	2,366	2,592	1,534	Non

Abréviations :

SA : *Sinapis arvensis*

RAV : Ravenelle

CH : Chou

RF : Radis (feuilles)

RR : Radis (racines)

NF : Navet (feuilles)

NR : Navet (racines)

Résumé :

Thème : Evaluation de l'activité nématocide de quelques extraits de plantes contre *Meloidogyne incognita* (White et Kofoid, 1919) Chitwood 1949 (*Nematoda : Meloidogynidae*).

Résumé : Dans le but de rechercher des moyens alternatifs à la lutte chimique, les extraits de feuilles et de racines des espèces de Brassicacées été testés pour leur effet bio-nématocide.

In vitro, les résultats ont montré que tous les extraits testés provoquent une mortalité assez importante des larves du deuxième stade et inhibent l'éclosion des œufs de *Meloidogyne incognita*. La mortalité des larves dépend de la période d'exposition, de la concentration et la nature de l'extrait.

In vivo, Les résultats montre que le chou *Brassica oleracea* et le radis *Raphanus sativus* affectent le développement et la reproduction de ce nématode.

Enfin, cette étude est complétée par la mise en évidence des métabolites secondaires (tests phytochimiques) présents dans les feuilles et les racines des plantes testées.

Mot clés : extraits aqueux, mortalité des larves, éclosion, développement, *Meloidogyne incognita*, Brassicacées, screening chimique.

Title: Evaluation of nematicidal activity of some plants extracts against *Meloidogyne incognita* (White et Kofoid, 1919) Chitwood 1949 (*Nematoda: Meloidogynidae*).

Abstract: In order to search alternative methods to the chemical control, leaves and roots extracts of Brassica species where test for bio-nematicidal effect.

In vitro, the results show that all the tested extracts cause important mortality of second stage juvenile and inhibit egg hatching of *Meloidogyne incognita*. The larva mortality depends on exposure period, concentration and extracts nature.

In vivo, the results show that the cabbage *Brassica oleracea* and the radish *Raphanus sativus* affect the development and the reproduction of this nematode.

Finally, the study is completed by the phytochemical analysis to determine the secondary metabolites present in leaves and roots of tested plants.

Key words: aqueous extracts, juvenile mortality, egg hatching, development, *Meloidogynes insognita*, Brassica, Chemical screening.

العنوان: تقدير نشاط المستخلصات المائية لبعض النباتات في مكافحة

Meloidogyne incognita (White et Kofoid, 1919) Chitwood 1949 (*Nematoda: Meloidogynidae*).

ملخص: بهدف البحث على طرق بديلة للمكافحة الكيميائية. جربت مستخلصات أوراق و جذور أصناف من العائلة الصليبية لتأثيرها البيولوجي على النيماطودات.

في المختبر: بينت النتائج أن كل المستخلصات المجربة تسبب موت بسبة عالية من يرقات الجيل الثاني و كبت لفقس البيض لنيماطود العفد *Meloidogyne incognita*. موت اليرقات متعلق بمدة التعرض، التركيز و طبيعة المستخلص.

في الأصص: بينت النتائج أن القرنبيط *Brassica oleracea* و الفجل *Raphanus sativus* يؤثران على تطور و تكاثر هذا النيماطود.

في الأخير، كملت الدراسة بالتحليل الكيميائي لتحديد الموجودة في أوراق و جذور النباتات المجربة.

كلمات المفتاح: المستخلصات المائية، وفيات اليرقات، تقفيس البيض، التطور، *Meloidogyne incognita*، العائلة الصليبية، التحليل الكيميائي.