

Introductionp.1

Titre → Clef des catégories systématiques et des familles de Nématodes parasitant les Arthropodes.

1. Anguillulatap.4

 1.1. Systématique

 1.2. Clef des genres

 1.2.1. Famille des Anguillulidae

 1.2.2. Famille des Tylenchidae

 1.2.2.1. Tylenchinae

 1.2.2.2. Sphaerulariinae

2. Oxyuratap. 10

3. Spirurata et Filariatap. 11

4. Famille des Gordiaceae (= Nematomorpha).p. 11

5. Hermithidesp. 12

 5.1. famille des Tetradonematidae

 5.2. famille des Hermithidae

6. Méthodes de recherche sur les Nématodes parasites d'insectes p.19

 6.1. Récolte des Hermithides

 6.1.1. Récolte des Nématodes à l'intérieur des insectes

 6.1.1.1. Récolte des insectes parasités

 6.1.1.2. Analyse des insectes parasités

 6.1.2. Récolte des Nématodes vivant à l'état libre

 6.2. Extraction et élevage des Hermithides

 6.3. Fixation et préparations utilisées.

7. Moustiques et Hermithidesp. 27

 7.1. Liste des espèces de Moustiques hébergeant des Nématodes parasites (Hermithidae).

 7.2. Cycles.

 7.2.1. Cycle de Hydromermis churchillensis, parasite d'Aedes aegypti

 7.2.2. Cycle de Gastronermis sp. parasite du complexe Culex pipiens.

 7.2.3. Cycle de Aganomermis culicis parasite de Aedes sollicitans

 7.3. Techniques d'élevage

 7.3.1. Elevage de Romanomermis sp. parasite d'Aedes aegypti

 7.3.2. Elevage de Hermithides parasitant le complexe Culex pipiens

 7.3.3. Elevage de masse des Hermithides

7.4. Effet du Nématode sur son hôte

7.5. Effet de l'hôte sur son parasite

7.6. Facteurs influençant le parasitisme

7.6.1. Nombre d'hôtes

7.6.2. Nombre de parasites

7.6.3. Volumes d'eau

7.6.4. Tolérance vis à vis de la salinité

7.6.5. Temps de contact

7.6.6. Age de l'hôte

7.7. Lutte biologique.

De nombreux Nématodes parasitent les Arthropodes :

- Les Nématodes vivant dans la cavité intestinale, un peu comme des organismes associés ou plutôt commensaux :

Anguillulata et Oxyurata

- Les Nématodes vivant dans la cavité générale :

Anguillulata

Spirurata et Filariata

Tetradonematidae et Mermithidae (x)

(x) les Gordiaceae, très différents des Nématodes, sont proches des Vers polymères, mais leur aspect et leur genre de vie rappellent les Nématodes parasites d'insectes, Mermithides en particulier, avec lesquels ils peuvent être confondus au premier abord.

Clef des catégories systématiques des familles et de
Nématodes parasitant les Arthropodes.

- 1 (12) Parasites de la cavité générale
- 2 (11) Corps allongé, forme typique
- 3 (4) Musculature de l'oesophage absente, tube digestif s'étendant jusqu'à la queue, extrémité postérieure circulaire en forme de segment globulaire, ou plus ou moins aplatie. Les papilles céphaliques et les amphides sont bien développées dans la plupart des espèces. Espèces macroscopiques généralement de grande taille, relativement minces et très longues, mesurant 1-2 mm. à 15 cm. Les larves vivent en parasites, les adultes à l'état libre fam. Mermithidae
- 4 (3) Musculature de l'oesophage normale, bien développée, extrémité antérieure avec lèvres bien visibles, espèces de petite taille ne dépassant pas 3-4 mm.
- 5 (10) Bulbe médian et postérieur de l'oesophage bien développés, adultes parasites
- 6 (7) Partie postérieure de l'oesophage proéminente et pourvue d'un appareil masticatoire, bulbe antérieur situé près de ce dernier fam. Anguillulidae (fig.1)
- 7 (6) Bulbe médian présent
- 8 (9) Stylet buccal présent fam. Tylenchidae
sous-fam. Tylenchinae (fig. 2)
- 9 (8) Pas de stylet, mais une capsule buccale bien développée, en général pourvue de dents.... fam. Diplogasteridae (fig.3)
- 10(5) Forme du corps non typique, seules les larves sont parasites à l'exception de quelques espèces ou les adultes le sont également.....groupe Spirurata et Filarista
- 11 (2) Corps court et gros, en forme de saucisse ou de haricot
.....fam. Tylenchidae
sous-fam. Sphaerulariinae

- 12 (1) Parasites intestinaux, bulbe oesophagien toujours présent
- 13 (14) Corps non "gonflé", la peau enveloppe étroitement les organes internes ; canal excréteur doublé intérieurement d'un longue cuticule, glande ventrale à peine proéminente
.....super fam. Anquillulata
fam. Cephalobidae
- 14 (13) Corps "gonflé", entre les organes on remarque des fissures qui sont remplies de sang ("body-fluid") ; canal excréteur non chitinisé, glandes cervicales importantes, bien distinctes, portant deux branches dirigées vers l'avant et vers l'arrière
.....super fam. Caryurata

d'Après Filipjev et
Schuurmans Stekhoven, "A Manual
of Agricultural Helminthology".

1941 pp. 754-757

Anguillulidae fig.1 (d'après de Mann)

Rhabditis janeti de Mann 1892 (parasite de fourmis)

partie antérieure



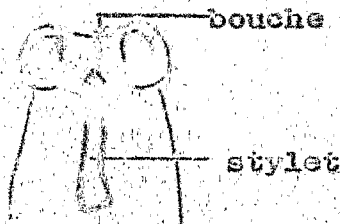
partie postérieure (femelle)



Tylenchidae fig.2

Laimaphelenchulus more Fuchs

1937



tête de la femelle

Diplogasteridae fig.3

Diplogaster entomopha-

ga Steiner 1929



d'après Filipjev et Schuurmans
Stekhoven (1941).

1. Anguillulata

Beaucoup de ces Nématodes ont une vie libre (plusieurs sont saprozoïtes), les autres parasitent en majorité les insectes (on les trouve en général dans la cavité abdominale, plus rarement dans l'intestin).

1.1. Systématique

Famille des Anguillulidae

sous-famille des Anguillulinae

genre Rhabditis du jardin 1845

sous-famille des Steinernatinae

genre Cheilobus Cobb 1924

genre Steinernema Travassos 1924

genre Neoplectana Steiner 1924

sous-famille Cephalobinae

genre Cephalobium Cobb 1920

Ackert et Wadley 1921

Famille des Diplogasteridae

genre Diplogaster Schultze 1859

Famille des Tylenchidae

sous-famille des Tylenchinae

genre Laimaphelenchus Fuchs 1937

genre Bursaphelenchus Fuchs 1937

genre Parasitaphelenchus Fuchs 1937

(= Aphelenchoides ? Fischer)

sous-genre Parasitaphelenchus Fuchs 1937

sous-genre Steineria Fuchs 1937

sous-genre Cryptaphelenchus Fuchs 1937

sous-genre Ektaphelenchus Fuchs 1937

genre Aphelenchus (position incertaine)

.../...

sous-famille des Sphaerulariinae

genre Aphelenchulus Cobb 1920

genre Tylenchinema Goodey 1930

genre Allantonema Leuckart 1887 Wuellerker 1923

genre Howardula Cobb 1921 (1928)

genre Paratylenchus Nicoletsky 1922

genre Chondronema Christie et Chitwood 1931

genre Bradinema Zur Strassen 1892

genre Scatonema Bovien 1932

genre Heterotylenchus Bovien 1937

genre Atractonema Leuckart 1887

genre Sphaerularia Dufour 1837 Lubbock 1861

A. Schneider 1866, 1883 Leuckart 1887

I.2. Clef des genres.

I.2.1. Famille des Anguillulidae

Le caractère le plus remarquable est le bulbe oesophagien postérieur, avec appareil masticateur typique ; mais ce bulbe peut être absent.

Bovien classe les Anguillulidae en quatre catégories :

1. espèces forment des associations symbiotiques, dans les galeries des Coléoptères xylophages, dans les termitières, dans les fourmilières ; on peut les trouver sous les élytres mais aussi dans la cavité générale.

2. espèces vivant dans le fumier ou les débris organiques. Les représentants de ces espèces, à certains stades, peuvent être transportés par des insectes, attachés par des kystes ou librement ; quelques-uns sont endoparasites des Coléoptères.

3. espèces parasites de la cavité générale du corps des insectes d'où la propagation a lieu.

4. espèces combinant les propriétés parasites et saprozoïtes (on les élève facilement sur des insectes morts ou dans des milieux artificiels).

.../...

Clef pour l'identification des genres d'Ancillulidae vivant dans les insectes.

- 1 (8) Capsule buccale cylindrique, non subdivisée ; parasites de la cavité générale et d'organes variés.
- 2 (5) Parasites au stade larvaire uniquement (dans l'intestin, dans d'autres organes, dans les tissus ou en ectoparasites "Dauerlarven").
- 3 (4) Capsule buccale longue et cylindrique, oesophage avec un bulbe médian peu prononcé et un bulbe masticateur postérieur. Les larves et les adultes sont minces, pourvus d'une cuticule solide ; les mâles possèdent une bursa copulatrix (les adultes peuvent s'élever sur une matière quelconque en décomposition ou sur agar).....sous-famille Ancillulinae
genre Rhabditis
- 4 (3) Capsule buccale petite, aussi large que longue
.....sous-famille Steinernatinae
genre Cheilobus
Les adultes ne possèdent pas de bursa copulatrix, mais seulement des papilles caudales ; bulbe médian de l'oesophage indistinct.
- 5 (2) Mâles, femelles et larves parasites ; les adultes vivent dans la cavité générale, les larves dans la cavité générale et dans l'intestin. Le corps est renflé, la cavité générale est volumineuse, intestin et gonades, non rattachés au corps, y flottent librement.
- 6 (7) bulbe de l'oesophage avec appareil masticateur distinct
..... sous-famille Steinernatinae
genre Neonlectana
- 7 (6) bulbe de l'oesophage sans appareil masticateur
genre Steinernema
- 8 (1) Capsule buccale composée d'une série de sections, séparées par des interruptions de la cuticule s'étendant sur la paroi buccale sous-famille Cephalobinae
Capsule buccale avec une grande dent mobile, dont les mouvements sont régis par une musculature spéciale ; bulbe médian de de l'oesophage présent, bulbe postérieur épais, corps mince. Parasites vivant dans l'intestin des Criquets
genre Cephalobium

1.2.2. Famille des Tylenchidae

- 1 (2) intestin normalsous-famille des Tylenchinae
- 2 (1) pas d'intestin fonctionnel, à sa place on trouve des groupes de cellules isolées ; anus souvent absent
.....sous-famille des Subanalinae

1.2.2.1. Tylenchinae

- 1 (2) cavité buccale visiblement dilatée, avec cardule
genre Leimnaphelocinus
- 2 (1) cavité buccale non dilatée
- 3 (4) le mâle possède des bourses copulatrices, des spicules aphelenchoïdes avec un point ventral vigoureux ; le gubernaculum est absent, la queue de la femelle est arrondie
genre Eusaphelocinus
- 4 (3) le mâle ne possède pas de bourses copulatrices, espèces parasites d'insectes genre Parasitaphelocinus
- 5 (10) endoparasites, les formes larvaires se trouvent à l'intérieur de l'insecte
- 6 (9) adultes minces, longueur supérieure 1 mm., $\alpha = 40-50$, v supérieur à 80 % sous-genre Parasitaphelocinus
- 8 (7) adultes courts et épais, ne dépassant pas 500 μ de long, $\alpha = 25, v$ moins de 70 %, femelles seules connues
sous-genre Steinoria
- 9 (6) parasites des organes des Coléoptères du bois surtout, corps très court, atteignant rarement 500 μ
sous-genre Cryptaphelocinus
- 10 (5) ectoparasites des Coléoptères du bois, femelles seules connues
sous-genre Ertaphelocinus

.../...

I.2.2.2. Sphaerulariinae

- A. le mâle possède une bourse copulatrice :
Aphelenchulus, Tylenchinoma, Chondronema,
Allantonema
- B. le mâle ne possède pas de bourse copulatrice :
1. La femelle possède un utérus protractile
Atractonema, Sphaerularia
 2. La femelle ne possède pas d'utérus protractile : Howardula, Heterotylenchus,
Parasitylenchus, Bradynema
- 1 (4) femelles parasites, avec un utérus dévaginable
parasites de Diptères et d'Hyménoptères
 - 2 (3) utérus protractile, à peu près aussi large que le reste du
corps, corps trapu (tête et queue semblent être des appendices
pointus) ; parasites de Cecidomyidae
genre Atractonema
 - 3 (2) utérus de la femelle adulte beaucoup plus large que le reste
du corps, parasites des Bourdons
genre Sphaerularia
 - 4 (1) femelle parasite, corps gros, trapu, utérus non dévaginable,
parasites de Coléoptères et de Diptères
 - 5 (20) multiplication uniquement gamogonique
 - 6 (9) adultes sans éperon
 - 7 (8) corps long et vermiforme, parasites de Bourdons et de
Longicornes genre Bradynema
 - 8 (7) corps épais, court et arrondi, en forme de haricot ou de
bouteille, parasite d'Ipidae et de Cleonus mendicus
genre Allantonema
 - 9 (6) éperon présent
 - 10 (11) éperon grand, portion distale conique suivie d'un petit
canal aux couches de cuticule irrégulière ; les parties
proximale et terminale sont de la même taille ; parasites
de Coléoptères phytophages
genre Howardula
 - 11 (10) éperon petit, presque rudimentaire, quoique protractile

12 (13) cuticule du corps en crénaux, surtout vers la tête et la queue, mâle possédant une bourse copulatrice parasites des Ipidæ

genre Aphelenchulus

13 (12) cuticule du corps fine et unie

14 (15) mâle sans bourse copulatrice, parasites des Ipidæ et de quelques Coléoptères arboricoles

genre Parasitylenchus

15 (14) mâle avec bourse copulatrices distinctes, parasites de Diptères

16 (19) bourses copulatricessaillantes

17 (18) anus terminal, vulve pré-terminale, pas de glandes accompagnant la vulve, parasite de Oscinella frit

genre Tylenchinema

18 (17) une portion de la queue bien développée, vulve préanale avec glandes proéminentes, intestin dégénéré chez les adultes, parasite de Scatopse fuscipes

genre Scatonema

19 (16) bourses peu saillantes, larves vivant en parasites, adultes libres

genre Chondronema

20 (5) multiplication hétérogonique, génération de femelles parthénogénétiques en alternance avec des générations gamogoniques

genre Heterotylenchus

2. Oxyurata

Ces Nématodes ne sont pas des parasites mais seulement des commensaux, on ne les trouve que dans le tube digestif et ses annexes.

Famille des Oxyuridae

sous-famille des Oxyurinae : mâles avec un seul spicule, pas de gubernaculum, un petit nombre de papilles génitales en général pas plus de trois paires de papilles adanales.

sous-famille des Syphacinae : mâles avec un spicule et gubernaculum.

sous-famille des Cosmocerninae : mâles avec deux spicules, mais pas de ventouse pré-anale subventrale.

sous-famille des Carnoyainae : mâles avec deux spicules identiques, oesophage épais, cuticule de la femelle avec des épines dans la moitié antérieure du corps.

sous-famille des Rhigonematinae : mâles avec deux spicules, oesophage court et épais.

Famille des Kathlanidae : mâles avec une ventouse pré-anale

sous-famille des Kathlaninae : enflure de l'oesophage absente.

sous-famille des Ransomnemiinae : enflure de l'oesophage présente.

sous-famille des Lepidonemiinae : spicules rudimentaires traces d'une ventouse pré-anale.

.../...

3. Spirurata et Filariata

Ces Nématodes sont tous des parasites de Vertébrés mais ont, en général, des insectes comme hôtes intermédiaires.

Ces insectes peuvent être :

Des insectes vivant sur des excréments ou des matières en décomposition (Scarabacidae, Tenebrionidae, Blattoidea;...) et pouvant avaler des oeufs de Nématodes et héberger des larves parasites.

Des insectes hématophages ingérant les Filariata (micro-filaires) circulant dans le sang périphérique de l'hôte.

Ces Nématodes se distinguent facilement des autres grâce à leur oesophage bien développé contrairement aux Némithides, dépourvu de bulbe contrairement aux Oxyurata.

4. Famille des Gordiaceae. (= Nematomorpha)

Ces derniers sont proches des Vers Polychètes mais ont un aspect et un genre de vie rappelant les Nématodes parasites d'insectes, Némithides en particulier.

Le corps est très long, fin (5 à 40 cm.), sa cavité est remplie de tissus parenchymateux ce qui leur confère une certaine rigidité mais ce qui ne les empêche pas d'être très mobiles.

La musculature est formée d'une couche simple de cellules longitudinales, comme chez les Nématodes, mais avec une interruption ventrale où passe la corde nerveuse (cf. Annélides).

La tête est reconnaissable grâce à une zone claire à l'apex, les organes des sens céphaliques sont apparemment absents, la bouche n'est pas fonctionnelle chez les adultes mais les larves ont un proboscis protractile couronné d'épines.

Mâles et femelles ont des queues de formes différentes : les mâles ont une queue bifurquée dans beaucoup d'espèces (sauf Chordones), les femelles ont une queue toujours unique avec un sillon longitudinal où se cache l'ouverture du cloaque.

5. Mermithides

Ordre des Enoplides (Enoplida)

Super-famille des Mermithoidea Wülker 1924

Famille des Tetradonematidae Cobb 1919

genre Proctonema Keilin 1917

genre Tetradonema Cobb 1919

genre Mermithonema Goodey 1941

Famille des Mermithidae Braun 1883

genre parasitant les insectes aquatiques :

Néomermis von Linstow 1904

(= Octomermis Steiner 1929)

Dathymermis Daday 1911

Eumermis Daday 1911

Paramermis von Linstow 1899

Limnomermis Daday 1911

Hydromermis Corti 1902

Gastromermis Micoletzky 1923

Mesomermis Daday 1911

Amphidomermis Filipjev 1931

genre parasitant les insectes aquatiques principalement :

Allomermis Steiner 1924

Pseudomermis de Man 1904

Tetramermis Steiner 1927

genre parasitant les insectes terrestres :

Mermis Dujardin 1842

Agamermis Cobb, Steiner et Christie 1923

Hexamermis Steiner 1924

Complexomermis Filipjev 1931

Skrijabinomermis Plojentzev 1952

Psemmomermis Plojentzev 1941

Tunicamermis Schuurmans Stekhoven, Dawson et
Gouturier 1955.

- Musculature peu développée, papilles céphaliques à peine visibles, amphides réduites, corps faible. Adultes parasites des insectes, ne se libérant que peu avant la ponte.

.....famille des Tetradonematidae

- Musculature vigoureuse, papilles céphaliques et amphides bien visibles. Larves endoparasites des insectes, adultes libres.

.....famille des Mermithidae

5.I. famille des Tetradonematidae Cobb 1919

Mâles, femelles et larves parasites d'espèces de Diptères. Stade libre court, s'il est présent.

Tête arrondie, bouche petite, amphides et papilles céphaliques peu visibles, oesophage avec une lumière tubulaire, intestin modifié s'étendant jusqu'à l'extrémité postérieure du corps, anus absent.

Gonades mâles et femelles doubles, vulve à l'équateur ou très proche, spicule unique, sans accessoires, bourse copulatrice absente.

(diagnose originale de Cobb, revue par J. Ferris et V.R. Ferris 19).

Clef des adultes parasites

- 1. femelles dont la section est renflée, contenant des oeufs près de la cuticule coté externe.....Tetradonema
femelles dont la section n'est pas renflée.....2
- 2. queue de la femelle effilée, oeufs en forme de chapeaux de champignons (33 µ de diamètre) ; mâle de 0,8 mm. de longueur, tétrade visible dans la région de l'oesophage, femelle pleine d'oeufs.....Tetradonema
queue de la femelle arrondie, non effilée, avec ou sans "knob" terminaux dans la cuticule.....3
- 3. oeufs sphériques de 50 µ de diamètre, corps de la femelle fin, (σ = 75 env.), mâle avec des papilles en forme de cratères sur la queue, stichosome de huit cellules associé à l'oesophage
..... Mermithonema

.../...

oeufs sphériques, de 90 u de diamètres, corps de la femelle enflé ($\alpha = 20$ envi.), diverticulum intestinal à la jonction de l'intestin et de l'oesophage, dirigé antérieurement

.....Apsectonema

(clef d'après JM Ferris et VR Ferris)

5.2. Famille des Mermithidae

Les adultes vivent à l'état libre, les larves sont endoparasites d'insectes. Cuticule, papilles céphaliques, amphides et musculature sont bien développés.

Clef de détermination des adultes.

Remarque : les Mermithides sont des nématodes particulièrement mal connus, dont la systématique est pleine d'imprécisions sinon d'erreurs (de nombreux genres ont été décrits d'après un exemplaire unique, larve ou adulte. Un auteur a même décrit une nouvelle espèce d'après des "morceaux de ce qu'il suppose être une seule et même femelle!"). La clef donnée ici ne l'est donc qu'à titre indicatif.

1 (4). Papilles céphaliques disposées en deux couronnes (il faut bien faire la différence entre la couronne labiale composée de deux papilles latérales située à proximité de la bouche et entre la petite couronne de papilles céphaliques qui se trouve plus en arrière). Amphides placées un peu plus en avant ; bouche terminale, cuticule avec couches de fibres croisées bien distinctes, spicules pairs, vagin en forme de "S", queue obtuse.

2. (3). Organes sensoriels : 6 papilles céphaliques, 2 labiales. Cuticule plutôt mince, parasites d'insectes aquatiques,genre Néomermis Linstow 1904 ; (Octomermis Steiner 1929).

3 (2). Organes sensoriels : 4 papilles céphaliques, 4 labiales. Cuticule très épaisse, oeufs portant des appendices, mâle sans bourse copulatrice.

.....genre Mermis Dujardin 1842.

.../...

- 4 (1). Papilles céphaliques disposées en une couronne simple.
- 5 (10). Organes sensoriels : 4 papilles céphaliques. Vagin court et musculé, queue obtuse ou en forme de cône obtus (chez le mâle) ; la majorité parasite des insectes aquatiques. Quelques espèces cependant vivent dans les fourmis.
- 6 (7). Cuticule épaisse avec des couches de fibres croisées bien visibles, amphides situées légèrement en avant, spicules pairs, bouche ventrale
.....genre Allomermis Steiner 1925
- 7 (6). Cuticule peu épaisse et de structure uniforme, amphides de taille moyenne et placées plus en arrière, spicule simple.
- 8 (9). Bouche terminale - Mâle avec deux spicules.
.....genre Pseudomermis de Means 1904
- 9 (8). Bouche plutôt ventrale - Mâle avec un seul spicule.
.....genre Tetramermis Steiner 1927
- 10 (5). Organes sensoriels : 6 papilles céphaliques.
- 11 (22). Cuticule avec des couches de fibres croisées, bouche terminale
- 12 (11). Cuticule épaisse, spicules pairs, espèces aquatiques et terrestres
- 13 (16). Amphides petites et placées en arrière, spicules courts, vagin en forme de "S", espèces terrestres.
- 14 (15). La queue de la larve s'autotomise dès la pénétration dans l'hôte et laisse une cicatrice.
.....genre Agamermis Cobb, Steiner et Christie 1923
- 15 (14). Queue de la larve pointue, partie antérieure de la queue plus développée que la partie postérieure
.....genre Hexamermis Steiner 1924
- 16 (13). Amphides grandes ou de taille moyenne, spicules longs, la queue de la larve est pourvue d'un appendice en forme d'aiguille.

.../...

- 17 (18). Grandes amphides placées en avant, spicules enroulés l'un sur l'autre, vagin en forme de "S", parasites d'animaux terrestres
.....genre Complexomermis Filipjev 1931
- 18 (17). Amphides de taille moyenne, spicules à faces parallèles, vulve en forme de panier, parasites d'insectes aquatiques
.....genre Bathymermis Daday 1913
parasites d'insectes terrestres
.....genre Skriabinomermis Polojentsev 1952
- 11 (12). Cuticule mince, spicule et court, vulve en forme de "S" parasites d'insectes aquatiques.
- 20 (21). Amphides minuscules et sans jonction, queue obtuse, corps avec huit cordes longitudinales visibles
.....genre Eumermis Daday 1913
- 21 (20). Amphides de taille moyenne reliées par un ligament transversal, queue obtuse ou pointue, la queue des larves se termine par un appendice en forme d'aiguille, corps avec 6 cordes longitudinales visibles
.....genre Paramermis Linstow 1901
- 22 (11). Cuticule uniforme, épaisse ou mince, parasites d'insectes aquatiques
- 23 (26). Amphides reliées entre elles par un ligament transversal, spicule unique épaissi vers l'arrière, vagin en forme de "S" queue obtuse ou pointue, queue de la larve pourvue d'un appendice en forme d'aiguille
- 24 (27). Bouche terminale
- 25 (26). Corps avec 6 cordes longitudinales visibles
.....genre Limnomermis Daday 1913
- 26 (25). Corps avec 8 cordes longitudinales visibles
.....genre Hydromermis Corti 1903
- 27 (24). Ouverture de la bouche sur la face ventrale
.....genre Gastromermis Micoletzky 1925
- 28 (23). Amphides non reliées entre elles par des ligaments, vagin court, bouche terminale. 1 seul spicule chez le mâle.

- 29 (30). Amphides de taille moyenne, spicale, court, queue obtuse
espèces parasitant des insectes aquatiques
.....genre Mesonemis Laday 1930
espèces vivant dans les terrains sablonneux
.....genre Esammemis Polojentsev 1941
- 30 (31). Amphides très grandes, touchant presque la doublure du
tube digestif, spicules longs, queue pointue
.....genre Amphidomemis Filipjev 1931

Mermithides insuffisamment connus :

Nannomemis Cobb 1924. N. nemicola Cobb, parasite d'un nématode
(Nematus sp.).

Memis Steiner 1929

Polbinia Cobb 1920

Colpuxella Cobb 1920

Isolerium Cobb 1920

Euryemis Miller 1931. E. chrysonida, hôte : Chryson (Chalcide)

Neolomemis Miller 1931 N. Pololothae, hôte : Pololothae

(Neolomemis)

Clef d'après Filipjev et Schuurmans
Stekhoven (1941) et Théodoridou.
(in Grandé. (1954)).

Nickle, en 1972, a fait paraître un article sur la systématique
des Mermithides comprenant une description ou une redescription
des 16 genres les plus importants et les mieux connus.

6. Méthodes de recherche sur les
Nématodes parasites d'insectes.

Méthodes de recherche sur les Nématodes
parasites d'insectes.

6.1. Récolte des Mermithides.

d'après Polojentsev et Artjukhovskii, 1963

Les Mermithides peuvent être trouvés dans leurs hôtes et à l'état libre dans le sol ou dans l'eau, parfois sous la forme de petites boules blanches formées de plusieurs individus.

Le but de la récolte des Mermithides dans les insectes est de mettre en évidence la composition spécifique du groupe des hôtes et de leurs helminthes (après la métamorphose de ces derniers) le degré de parasitisme des insectes, etc.

Le but de la récolte des Mermithides libres est de trouver la densité de peuplement dans le sol ou dans l'eau, leur distribution verticale et horizontale, la proportion des sexes, etc. Toutefois, dans ce cas, les némas récoltés ne peuvent être rapportés à un hôte déterminé et l'importance économique des vers reste inexpliquée.

Seuls les résultats de récoltes coordonnées peuvent donner une idée aussi complète que possible de l'espèce ou du groupe d'espèces étudié.

6.1.1. Récolte des nématodes à l'intérieur des insectes.

6.1.1.1. Récolte des insectes parasités.

On peut les récolter en grandes quantités au moment de leur accroissement massif. Mais, si nous tenons compte du fait que, comme l'avait déjà indiqué Filipjev (1934), et comme nous le confirmons, la distribution des Mermithides a un caractère épizootique et localisé, de telles récoltes peuvent alors souvent être vouées à l'échec par suite de l'absence des insectes parasités.

.../...

Avant d'effectuer une récolte d'insectes afin d'en extraire les Mermithides, il est indispensable d'en découvrir un foyer naturel. On peut faire ceci par une microanalyse sélective d'insectes capturés dans diverses stations. Dans les foyers de répartition de Mermithides, les insectes qu'ils parasitent peuvent parfois être reconnus à l'œil nu ; chez certains insectes les Mermithides transparaissent sous l'aspect de fils, chez d'autres ils provoquent une déformation du corps qui peut être plus ou moins importante. Le degré le plus faible se traduit par un léger grossissement généralisé du corps (chenilles de petite papillons) ou de l'abdomen (Punaises, sauterelles, moucheron, ...). Le degré extrême, trouvé le plus souvent chez des fourmis, s'exprime par d'importantes modifications pathologiques changeant complètement les caractères morphologiques des individus.

Au cours d'un examen de surface, il faut aussi accorder de l'importance à la présence sur le corps de tâches de forme et de couleurs variées, ce qui est parfois lié à la présence d'helminthes.

La croissance d'insectes parasités se ralentit dans la plupart des cas et les individus parasités restent plus ou moins longtemps au stade de larve ou de nymphe.

On constate aussi souvent d'importantes changements dans le comportement de l'hôte parasité quand les vers atteignent une grande taille.

Quand il n'y a pas de signe extérieur de parasitisme on dissèque les insectes après les avoir tués ou engourdis d'une manière quelconque. En effet, pour établir les caractères anatomico-morphologiques des mermithides, il est parfois indispensable qu'ils soient vivants et une immobilisation artificielle de l'hôte ne tue pas le mermithide qui vit en lui. Au moment où l'on ouvre le corps de l'insecte, les vers s'en dévorent et peuvent être facilement observés. Il est plus difficile de découvrir les larves infectieuses dont le diamètre du corps ne dépasse pas un centième de millimètre et la longueur 2 millimètres. ~~Il convient de noter que.~~

.../...

Lorsqu'on dissèque un insecte, on peut trouver dans ses organes des représentants d'autres familles, ordres et même types de vers.

D'après la présence d'insectes parasités on peut déterminer les limites approximatives du foyer. Après cela, toutes les espèces d'insectes qu'il est possible de récolter sur cette aire sont soumises, dans la mesure du possible, à une analyse. Les données obtenues permettent par la suite d'éclaircir non seulement les questions de la distribution du ver et du degré d'invasion des insectes mais aussi les problèmes de mono-ou polylogie des Némithides. Une fois que l'on a établi à quelles espèces appartiennent les insectes parasités, on effectue une récolte massive d'individus vivants pour en extraire les parasites. Les insectes des différentes espèces et de différents stades de développement sont récoltés dans des boîtes ou des bacs séparés en évitant de les entasser ce qui pourrait provoquer la sortie prématurée des Némithides.

6.1.1.2. Analyse des insectes parasités.

On effectue cette analyse afin de préciser les données obtenues dans la nature et d'étudier le degré de parasitisme des insectes, les rapports réciproques du parasite avec son hôte, etc. Avant de disséquer l'insecte, on le soumet à un examen extérieur très poussé. On établit son sexe, sa taille, son âge, et parfois son poids.

On peut trouver des Némithodes de l'ordre des Rhabditida dans la cavité buccale avec ses prolongements, à l'endroit des articulations (tête, thorax, abdomen), dans différents replis de la tête, du thorax (sous les élytres, à la base des pattes,...).

Afin d'éviter, lors de la dissection, telle ou telle partie du corps de l'insecte il est conseillé d'examiner toujours les organes et les tissus en une seule fois ce qui facilite l'analyse.

En se basant sur la topographie des organes on peut observer l'ordre suivant :

1. Tissus tégumentaires
2. cavité du corps
3. vaisseaux sanguins et hémolymphe
4. corps gras
5. trachées
6. glandes salivaires et autres glandes
7. système de Malpighi
8. organes de la digestion (section antérieure, moyenne et postérieure de l'intestin)
9. organes de reproduction
10. système nerveux.

Pour analyser les tissus tégumentaires de la paroi intérieure, on prélève en plusieurs endroits des petits bouts d'épithélium à l'aide d'un scalpel. Chez de nombreux insectes on peut trouver dans l'épithélium des téguments des larves "immigrantes" de Nématode (Hexameris albicans, Complanomeris albicans, Araomeris decaudata,...) qui pénètrent à travers la paroi du corps de leur hôte à n'importe quel endroit.

On dissèque les vaisseaux sanguins et les trachées à l'aide d'aiguilles lancéolées et d'aiguilles simples. A l'intérieur et à la surface des grands conduits trachéens de certaines espèces d'Insectes, de Moustiques, ... on peut découvrir des Nématodes du genre Aphelenchulus, parfois entourés d'une accumulation de cellules du corps gras de l'hôte. D'une capsule extraite de la trachée, on peut trouver des spécimens d'Allantonema mirabilis qui est un parasite habituel de Hylabus abritus. Pour cette raison lorsqu'on examine les conduits trachéens il faut tenir compte de chaque boursoufflement et l'ouvrir avec une aiguille.

Après les trachées, on dissèque les organes du système digestif. Pour cela on retire à l'aide d'une pince l'intestin que l'on détache au début du pharynx et à l'extrémité du rectum. L'intestin ainsi extrait est disposé sur un verre de montre ou on lui enlève les glandes salivaires, les tubes de Malpighi et les caecums piloriques. Dans les glandes salivaires de fourmi et de de certains autres insectes, on trouve

des larves de nématode Rhabditis janeti qui sont rassemblées par 5-10, bien serrées les unes contre les autres dans chaque conduit.

Les caecums sont préalablement ouverts à l'aide d'aiguilles avant l'examen. Après avoir bien examiné tous les organes rattachés à l'intestin, on en examine les parties antérieure, moyenne et postérieure. Dans l'intestin moyen des blattes on trouve Leidyuema appendiculata (Oxyuridae), chez les Hannetons et les Sauterelles on peut trouver à cet endroit des œufs avalés de Psammomermis korsakovi, P. kulicini et Perris nigrescens. Dans l'intestin postérieur des insectes ayant un système digestif bien développé (Blattidae, Scarabaeidae, ...) vivent différentes espèces d'Oxyures qui assimilent les substances nutritives contenues dans les masses rectales. Dans l'intestin postérieur de certains Scarabés, Cérambycides, Ipidae, Chironomes, ... on peut trouver des parasites de la cavité générale qui quittent le corps de leur hôte par l'orifice anal (Allantonema, Parasitylenchus) ; les larves du nématode Parasitylenchus dispar bouchent souvent tout l'intestin postérieur des Ipidae.

Avant d'examiner la présence d'helminthes, on dissèque chaque partie de l'intestin à l'aide d'aiguilles en tâchant de les ouvrir dans le sens de la longueur. Suivant la densité du contenu intestinal il est parfois utile de l'étendre avec un peu d'eau sur deux lames.

Les organes reproducteurs sont examinés après leur extraction entre deux lames à la loupe binoculaire ; par suite du parasitisme par les helminthes, il y a diminution et parfois disparition totale de la capacité reproductrice. Pour cette raison il convient d'examiner attentivement l'état et le degré de développement des conduits sexuels, des ovaires et des cellules reproductrices.

.../...

Les derniers des organes étudiés sont ceux du système nerveux, bien que l'on y ait jamais trouvé jusqu'à présent de nématodes parasites. Cerveau et chaîne de ganglions sont examinés par section au microscope.

6.1.2. Récolte des Nématodes vivant à l'état libre.

Les Mermithides terricoles ont l'aspect de vers blancs, en forme de fils, habituellement enroulés en pelotes ou enlacés autour des ramifications des radicelles où on les remarque très facilement à l'oeil nu. On peut ainsi les extraire du sol à la main. On creuse des fosses de cinquante centimètres de côté et de profondeur variable ; une surface plus importante ne semble pas indiquée, vu le peu de mobilité des vers. Pour avoir une idée de la répartition verticale, on fait des prélèvements de 10 cm. de hauteur. Les Mermithides trouvés dans le sol sont placés dans des bocaux remplis de terre ou de sable humide. La parcelle doit être soigneusement décrite. Les insectes trouvés sont disséqués.

Pour récolter les Mermithides aquatiques qui, en général, se tiennent dans les couches du fond, on emploie différents systèmes : ratissage, dragage, ... la couche du fond est déversée dans une cuvette et ensuite lavée et triée. On se registre et on décrit soigneusement les lieux où l'on a effectué les recherches et trouvé les nématodes.

6.2. Extraction et élevage des Mermithides.

Les Mermithides sont à l'état larvaire dans la cavité générale. Pour obtenir des adultes, afin de déterminer l'espèce, il est indispensable de laisser une partie des Mermithides sortir de leur hôte et se métamorphoser.

.../...

On installe 1 à 10 spécimens de chaque espèce d'insecte dans des boîtes de taille et de grandeur appropriées.

Pour des insectes terrestres, on dispose au fond de chaque grande boîte une série de boîtes plus petites remplies de sable examiné tous les jours.

Pour des insectes aquatiques, on peut utiliser un aquarium avec un fond de sable et une plante aquatique. La nourriture varie avec l'espèce de l'insecte.

Pour des insectes aquatiques vivant en eau courante, larves de Simulies par exemple, on peut essayer de récupérer des larves en enveloppant les substrats dans un sac de gaze bleu fermé et maintenu en forme par des arceaux. Il est alors indispensable de transporter les larves de Mermithides très rapidement dans des boîtes contenant de l'eau et un fond de sable.

6.2. Fixation et préparations utilisées.

d'après Rubzov I.A. 1965 et 1966.

La fixation des larves et des adultes a été effectuée au moyen du liquide de Kahle, entre 12 et 24 heures.

Liquide de Kahle :

alcool à 96°	17 parties
formol à 40°	6 "
acide acétique glacial	2 "
eau distillée	28 "

Les colorations se font pendant la fixation. On a utilisé du fixateur mélangé à du bleu de Méthylène (1 %), ou à de l'orcéine (0,1 %).

Pour les colorations à l'orcéine, les vers sont fixés 10-15 min. dans le fixateur et l'orcéine, puis 10 à 24 heures dans le fixateur pur.

Pour les colorations au bleu de Méthylène, il n'y a pas de risque de sur-coloration, les vers sont donc laissés dans le fixateur contenant le colorant 10 à 24 heures.

On peut utiliser un mélange des deux colorants.

L'orcéine colore les noyaux des cellules, en particulier les gros noyaux des cellules glandulaires (important pour l'étude des organes digestifs) ; le Bleu de Méthylène colore bien les nucléoles et les membranes.

En règle générale, les noyaux des cellules des larves se colorent plus intensément que les noyaux des cellules des adultes.

Les vers sont ensuite transférés dans la préparation suivante : glycérine + alcool + eau (1 + 3 + 6) d'où on les retire après évaporation complète de l'alcool et de l'eau, (deux à trois jours). On les monte ensuite dans la glycérine gélatinée.

Glycérine gélatinée :

Gélatine	7 g.
eau distillée.....	42 g.
glycérine.....	50 g.
acide phénique.....	1 g.

Faire gonfler la gélatine dans l'eau pendant deux heures environ, ajouter la glycérine, faire fondre au bain-marie en agitant, puis ajouter l'acide phénique. Filtrer bien chaud sur coton de verre. (Langeron, p. 702).

Les vers sont placés dans une goutte en liquéfaction de glycérine gélatinée, on leur donne la position désirée, on dispose au bord de la goutte une petite quantité de fils de laine de verre, en place une lamelle couvre-objets et on rechauffe légèrement sur une plaque chauffante? Ne pas faire bouillir la glycérine gélatinée. Les bords de la lamelle sont sautés de colophane fondu (7 parties de colophane fondu sont mélangés à 2 parties de cire fondue) ou de la laque.

.../...

4. Moustiques et Hémiphiles

4.1. Liste des espèces de Moustiques hébergeant des Nématodes parasites (Nemithoïdes).

Aedes

Aedes sp.	Aganomermis sp.	Russie	Sahov (1927)	
Aegypti	Mermis sp.	Guinée	Gendre (1909)	L.
"	Aganomermis ou Romanomermis ?	Afrique	Muspratt (1945)	L.
"	Aganomermis culicis	Amérique (USA)	Petersen et al. (1967)	L.
"	Romanomermis sp.	USA	id. (1968)	
atlanticus	Reesimermis nielsenii	USA	id. (1971)	L.
"	Romanomermis sp.	USA	id. (1968)	L.
calceatus	Aganomermis sp.	Afrique	Muspratt (1945)	L.
canadensis	Aganomermis sp.	USA	Price (1957)	L.
"	Romanomermis sp.	USA	Petersen et al. (1968)	L.
centans	Aganomermis sp.	Russie	Sahov (1927)	A.
cinereus	Aganomermis sp.	USA	Price (1957)	L.
"	"	USA	Frohne (1955)	L.
communis	"	USA	Frohne (1955)	L.
"	"	USA	Smith (1961)	L.
"	"	Europe	Stiles (1903)	L.N.A.
"	Hydromermis churchillensis	USA	Jenkins et West (1954)	L.
"	"	USA	Welch (1960)	L.
decticus (=A. impiger) (=A. nearcticus)	Aganomermis sp.	USA	Frohne (1955)	L.
"	Hydromermis churchillensis	USA	Jenkins et West (1954)	L.
"	"	USA	Welch (1960)	L.
dorsalis	Aganomermis sp.	Russie	Sahov (1927)	A.A.
excrucians	"	USA	Frohne (1954-55)	A.L.
flavescens	"	USA	Hearle (1949)	A.
fulgens	"	Afrique	Muspratt (1945)	L.
heischi	"	Afrique	Lumsden (1955)	L.
howarthi	"	Afrique	Muspratt (1945)	L.
marshallii	"	Afrique	Muspratt (1945)	L.
metallicus	"	Afrique	Muspratt (1945)	L.
michaelikati	"	Afrique	Lumsden (1955)	L.
mitchellae	Romanomermis sp.	USA	Petersen et al. (1968)	
nigripes	Hydromermis churchillensis	USA	Jenkins et West (1954)	L.
"	"	USA	Welch (1960)	L.
plonips	"	USA	Jenkins et West (1954)	L.
"	"	(?) USA	Smith (1961)	L.
pullatus	"			
punctor	Aganomermis sp.	USA	Price (1957)	L.
"	"	USA	Frohne (1955)	L.
sierrensis	Romanomermis sp.	USA	Petersen et al. (1968)	L.
soleatus	Aganomermis sp.	Afrique	Lumsden (1955)	L.
sollicitans	Aganomermis culicis	USA	Smith (1903)	A.L.
"	"	USA	Stiles (1903)	A.
"	Aganomermis sp.	Afrique	Gendre (1909)	
"	Aganomermis culicis	USA	Petersen et al. (1967)	L.A.
"	Romanomermis sp.	USA	Petersen et al. (1969)	L.
"	Reesimermis nielsenii	USA	Petersen et al. (1971)	L.
Aedes sp.	Paramermis canadensis	USA	Herle (1929)	A.
sticticus	Aganomermis culicis	USA	Petersen et al. (1967)	L.

Taeniorynchus	Aganomermis culicis	USA	Petersen et al.	(1967)	L.
"	Romanomermis sp.	USA	Petersen et al.	(1969)	L.
thibaulti	"	USA	Petersen et al.	(1969)	L.
tormentor	"	USA	Petersen et al.	(1969)	L.
triseriatus	"	USA	Petersen et al.	(1969)	L.
"	Aganomermis culicis	USA	Petersen et al.	(1967)	L.
vexans	Paramermis canadensis	USA	Steiner (1924)	A. Herle (26)	L.
"	Aganomermis sp.	USA	Stabler (1952)		L.
"	Aganomermis culicis	USA	Petersen et al.	(1967)	L.
"	Romanomermis sp.	USA	Petersen et al.	(1968)	L.
"	Reesimermis nielseni	USA	Petersen et al.	(1971)	L.
zethus	Aganomermis sp.	Afrique	Muspratt (1945)		L.

L. : larve N. : nymphe A. : adulte

Remarque : Aedes taeniorynchus résiste à l'infestation en mélanisant le ver : Aganomermis culicis ; Aedes triseriatus le ver : Romanomermis. Petersen et al. en Louisiane, 1969.

Culex :

erraticus	Romanomermis sp.	USA	Petersen et al.	(1968)	L.
"	Reesimermis nielseni	USA	Petersen et al.	(1971)	L.
nebulosus	Aganomermis sp.	Afrique	Muspratt (1945)		L.
peccator	Romanomermis sp.	USA	Petersen et al.	(1968)	L.
pipiens fatigans	Aganomermis sp.	Inde	Ross (1898)		L.
p. quinquifasciatus	Romanomermis sp.	USA	Petersen et al.	(1968)	L.
"	Aganomermis culicis	USA	Petersen et al.	(1969)	L.
restuans	Romanomermis sp.	USA	Petersen et al.	(1968)	L.
"	Reesimermis nielseni	USA	Petersen et al.	(1971)	L.
salinarius	Aganomermis culicis	USA	Stabler (1945)		L.
"	Aganomermis culicis	USA	Petersen et al.	(1967)	L.
"	Romanomermis sp.	USA	Petersen et al.	(1969)	L.
territans	Romanomermis sp.	USA	Petersen et al.	(1968)	L.

Remarque : Culex nebulosus mélanise Aganomermis culicis.
Culex territans mélanise Romanomermis sp.
cf. Petersen et al., 1968 et 1969.

Anopheles

annularis	Mermis sp.	India	Lyengar	1930	L.A.
annulipes	Aganomermis sp.	Australie	Laird	1956	L.
barberi	Romanomermis sp.	USA	Petersen et al.	1968	L.
barbirostris	Mermis sp.	India	Lyengar	1930	L.
bradleyi	Romanomermis sp.	USA	Petersen et al.	1968	L.
crucians	Romanomermis sp.	USA	Savage, Petersen	1968	L.
"	Gastromermis sp.	USA	Savage, Petersen	1968	L.
"	Reesimermis nielseni	USA	Petersen et al.	1971	L.
funestus	Gastromermis sp.	Afrique	Coz	1966	A.
"	Gastromermis sp.	"	Brongues	1971	
gambiae	Mermis sp.	Afrique	Muspratt	1945	L.
Leucosphyrus	Mermis sp.	Sumatra	Waloudouw	1934	L.
philippinensis	Mermis sp.	India	Lyengar	1930	L.
punctipennis	Gastromermis sp.	USA	Chapman et al.	1968	L.
"	Romanomermis sp.	USA	Petersen et al.	1968	L.
"	Reesimermis nielseni	USA	Petersen et al.	1971	L.
quadrinaculatus	Romanomermis sp.	USA	Petersen et al.	1968	L.
"	Gastromermis sp.	USA	Chapman et al.	1969	L.
"	Reesimermis nielseni	USA	Petersen et al.	1971	L.
ramsayi	Mermis sp.	India	Lyengar	1930	L.
sp.	Limnomermis aquatilis	France	Dujardin	1845	L.
"	"	"	Speer	1927	
sp.	Aganomermis culicis?	USA	Johnson	1903	
sp.	Gastromermis sp.	USA	Chapman et al.	1969	L.
rufipes	Aganomermis sp.	Afrique	Muspratt	1945	L.
sinensis	Mermis sp.	India	Lyengar	1930	L.
subpictus	Mermis sp.	India	Lyengar	1930	A.
"	Romanomermis iyengari	?	Welch	1964	
tesselatus	Mermis sp.	India	Lyengar	1930	L.
varuna	Mermis sp.	India	Lyengar	1930	L.

Remarque : Anopheles funestus mélanise Gastromermis (Brongues, com. pers. 1971) A. punctipennis mélanise Reesimermis nielseni.

Psorophora

ciliata	Romanomermis sp.	USA	Petersen et Willis	1968	L.
"	Reesimermis nielseni	USA	Petersen et Willis	1971	L.
confinnis	Reesimermis nielseni	USA	Petersen et Willis	1971	L.
"	Romanomermis sp.	USA	Petersen et al.	1968	L.
varipes	"	USA	Petersen et al.	1969	L.
ferox	"	USA	Petersen et al.	1969	L.
cyanescens	"	USA	Petersen et al.	1968	L.
discolor	"	USA	Petersen et al.	1968	L.
ferox	Aganomermis culicis	USA	Petersen et al.	1967	L.
confinnis	"	USA	Petersen et al.	1967	L.

Remarque : Psorophora ferox mélanise Romanomermis sp. (de Louisiane).

Culiseta

inornata	Aganomerms culicis	USA	Petersen et Willis	1967 L.
"	Reesimerms nielseni	USA	Petersen et Willis	1971 L.
"	Romanomerms sp.	USA	Petersen et al.	1969 L.
mélanura	Romanomerms sp.	USA	Petersen et al.	1968 L.

Orthopodomyia

signifera	Aganomerms culicis	USA	Petersen et Willis	1967 L.
"	Romanomerms sp.	USA	Petersen et Willis	1968 L.
"	Mesomerms sp.	USA	Petersen et Willis	1969 L.

Remarque : *O. signifera* mélanise *Mesomerms* sp. (de Louisiane).

Uranotaenia

lowii	Romanomerms sp.	USA	Petersen et Willis	1968 L.
"	Reesimerms nielseni	USA	Petersen et Willis	1971 L.
sapphirina	Romanomerms sp.	USA	Savage et Petersen	1968 L.
"	Reesimerms nielseni	USA	Petersen et Willis	1971 L.

Espèces autres que Moustiques :

Culicoides

arboricola	Aproctonema chapman (Tetradonematidae)	USA	Chapman et al.	1969
nanus	Romanomerms sp.	USA	Chapman et al.	1969

Chaoboridae

<u>Corethrella (brakeleyi ?)</u>				
	Corethrella grandispiculosum (Tetradonematidae)	USA	Savage et Petersen	1971 L.
<i>C. brakeleyi</i>	"	USA	Chapman et al.	1969 L.

Remarque : Le parasitisme des Chaoborides est intéressant à noter car ils sont prédateurs de larves de Moustiques. (Louisiane, Floride...)

2.2. Cycles :

2.2.1. Cycle de Hydromermis churchillensis, parasite de Aedes communis. (cas des Mermithides n'autorisant que rarement la nymphose de la larve qu'ils parasitent, par exemple : Mermis sp. (Iyengar, 1927).

Gastromermis sp. et Romanomermis sp. (Petersen et al.)

Hydromermis churchillensis (Welch, 1965)

d'après Welch, 1960.

De l'œuf éclot la larve préparasite qui, une fois transformée en larve parasite, pénètre dans l'hémocèle de la larve de Moustique dans ses tout premiers stades. Le croissement de la larve parasite est proportionnelle à celle de l'hôte (larve de 1 à 5 mm. au stade 1 du moustique, larve atteignant 20 mm. au stade 4).

Les vers sont localisés surtout dans le thorax et les premiers segments de l'abdomen. Les infestations multiples sont courantes et l'on peut avoir jusqu'à 6 némas dans une seule larve de moustique. La sortie des parasites se fait au stade 4 de la larve de moustique par une ouverture naturelle ou entre deux segments de l'abdomen, et peut demander plusieurs heures⁽⁺⁾, elle entraîne la mort du moustique très rapidement. La présence du néma chez l'adulte semble être très rare.

Après l'émergence, les larves postparasites meurent et mènent alors une vie libre. Les adultes s'accouplent un mois après l'émergence (+) dans le sable, les mâles meurent peu après, les femelles pondent après une ou deux semaines des œufs en paquets de 10 à 30 sur une surface quelconque. Les œufs adhèrent bien au substrat malgré les mouvements violents de l'eau.

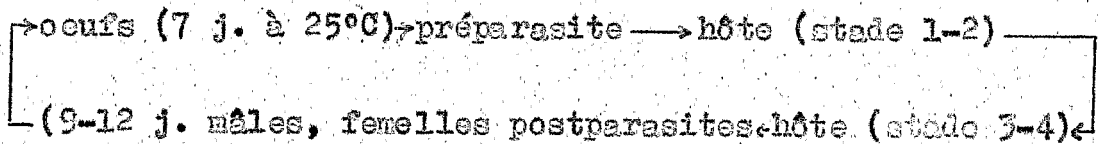
Les némas dans la nature ne peuvent passer l'hiver que sous la forme d'œufs.

(+) conditions de laboratoire.

.../...

1.2.2. Cycle de Gastromermis sp. parasite d'Anophèles en Louisiane.
(d'après Petersen et al., 1970)

Le cycle est semblable à celui décrit par Iyengar en 1927.
L'expérimentation se fait dans des bacs contenant du sable humide. Les némas préparasites peuvent vivre jusqu'à 5 mois.



1.2.3. cycle de Agamomermis culicis, parasite de Aedes sollicitans.
(d'après Petersen et al. 1967)

(cas des Némithides parasitant des Moustiques à l'état larvaire et imaginal, la nymphose étant obligatoire pour un développement complet du parasite, exemple :

Romanomermis walengari (cf. Iyengar, 1927)

Gastromermis sp. (cf. Coz, 1966)

Agamomermis sp. (cf. Trpis et al., 1968).

Etudes au laboratoire.

Les oeufs ont 53 µ de longueur, sont transparents, sans enveloppe gélatineuse, contrairement à la plupart connus (Welch, 1960 ; Phelps et De Foliart, 1964) et ils ne semblent pas résister à la dessiccation.

Les oeufs se développent tout de suite après la ponte, les premières divisions ont lieu après 24 heures, l'éclosion nécessite la présence d'eau.

Les jeunes larves, après une demi-heure de repos, sont actives et nagent librement (longueur : 0,709 mm., largeur : 0,012 mm.)

Il semble que la rencontre avec la larve de moustique soit le fait du hasard, la pénétration à travers la cuticule se réalise en moins de deux minutes (pénétration par la cavité buccale incertaine, l'ingestion des oeufs n'entraînerait pas de parasitisme) le moustique au stade 1 peut contenir jusqu'à 8 némas. La croissance est faible pendant la vie larvaire du moustique (longueur : 1,18 mm., largeur : 0,09 mm. au stade 4 du moustique).

Après la nymphose, par contre, la croissance est rapide : en 7-9 jours, la longueur atteint 30 mm.

Chez les moustiques néonates les némas sont localisés surtout dans la tête et près des tubes de Malpighi, chez les adultes, dans l'abdomen.

Cinq à neuf jours après le premier repas de sang, les parasites quittent leur hôte (femelles) au niveau de la membrane du 5^e segment abdominal, entraînant la mort de celle-ci.

Les larves post-parasites se groupent, muent et copulent. L'oviposition a lieu après 10 jours en moyenne et plusieurs centaines d'œufs sont pondus en trois jours.

Les adultes ne se nourrissent pas et meurent quand leurs réserves sont épuisées.

.../...

1.3. Techniques d'élevage

1.3.1. Romanomermis sp. parasite de Aedes aegypti (Muspratt, 1947).

La technique a été élaborée à partir de matériel récolté à Livingstone (Rhodésie du Nord). Les Némithides classés tout d'abord parmi les Aramomermis ont été déterminés plus tard par Welch comme des Romanomermis.

Les némas sont récupérés à la sortie de leur hôte et placés dans des récipients (17,5 x 9 cm.) contenant de la terre et du sable sur une hauteur de 10 cm. recouverts d'eau. Les némas s'enfouissent immédiatement et, après quelques jours, cessent toute activité. L'eau est alors ôtée ; le récipient, muni d'un couvercle vissé, peut alors voyager. Le sable doit toujours rester plus ou moins humide.

C'est ainsi que le récipient a pu rester un an tel quel. Au bout de cette période, une partie de la terre est alors transvasée dans un récipient plus petit (10 x 6 cm.) et recouvert d'eau. Une centaine de larves néonates d'Aedes aegypti (souche d'élevage du laboratoire) y sont ajoutées. Après 24 heures quelques larves contiennent des larves de némas visibles au microscope (faible grossissement) et l'eau du récipient recèle des némas visibles à la loupe, de moins d'un millimètre, nageant par ondulation du corps.

Des larves d'Aedes ont été observées au microscope chaque 24 heures, en les plaçant dans une lame à concavité. On utilise une pipette munie d'une poire en caoutchouc, calibrée à 2,5 mm., l'eau est récupérée et rejetée dans le récipient. Quand le pourcentage des larves infestées a atteint 70-80, l'eau et les larves sont transvasées dans un récipient plus grand, les larves d'Aedes sont ainsi isolées de la source d'infestation.

Le récipient contenant le sable est à nouveau rempli d'eau et de nouvelles jeunes larves d'Aedes y sont déposées. Les oeufs de Romanomermis ont continué ainsi à éclore pendant 3 semaines.

.../...

On fournit au premier groupe de larves (dans le bassin d'élevage) une grande quantité d'eau et de nourriture ; les némas postparasites émergeant après 10 à 14 jours sont récupérés et placés dans un récipient contenant du sable et de l'eau, comme la génération précédente.

3.2. Mermithides parasitant le complexe Culex pipiens.

(d'après Muspratt, 1965)

Des gîtes de trous d'arbres d'*Aedes* recelant des nématodes parasites ont été fournis en larves de *Culex* provenant d'une souche d'élevage de laboratoire. Ces larves, facilement parasitées, sont récupérées au milieu de leur croissance et les némas sont mis en élevage.

Elevage des Mermithides à partir des oeufs :

Les oeufs se trouvent dans un récipient contenant du sable humide, on ajoute de l'eau et des larves de Moustique (stade 2 ou 3 jeune, car les larves du stade 1 meurent). Quelques jours après la mise en eau, les larves sont examinées au microscope pour repérer celles qui sont parasitées ; les larves sont déposées dans une lame à concavité (de 2 cm. de diamètre) grâce à une pipette (3 mm. de diamètre intérieur), munie d'une poire en caoutchouc et l'eau est retirée avec une autre pipette (2 mm. de diamètre intérieur) et remise dans le bocal.

Les larves parasitées sont alors déposées dans un récipient d'élevage. Chaque larve qui, à la moitié de sa croissance, n'a pas été parasitée, est rejetée et remplacée par une autre larve plus jeune. Les larves de némas mesurent moins d'un millimètre avant et juste après la pénétration à l'intérieur de leur hôte, elles sont récupérées grâce à leur mouvements mais restent difficiles à différencier des tubes de Malpighi.

Après avoir traversé la cuticule, elles restent en général au niveau de l'abdomen, dans l'hémocoèle, mais on peut en trouver également dans le thorax.

Elevage des larves de Moustiques parasitées :

L'élevage est réalisé dans un récipient à part. Une trop grande stimulation est à déconseiller (haute température, nourriture trop riche,...) car permettant à la larve d'atteindre la nymphose malgré la présence du parasite. Si une larve n'est parasitée qu'à la moitié de sa croissance on peut obtenir l'émergence du Mermithide en rallongeant la durée de vie de la larve de Moustique (abaissement de la température d'élevage). La température idéale est 21° C (70°F) pour Culex pipiens pipiens, C.F. fatigans et Culex torrentium.

Les larves sont élevées dans l'eau du robinet dans laquelle ont été rajoutées une ou deux feuilles mortes de Peuplier (*Populus* sp.). Quand l'eau est trop trouble, on retire les feuilles quelques jours et on les y remet ensuite. La suppression périodique des feuilles est nécessaire sinon obligatoire pour C.F. fatigans, mais est indispensable pour les deux autres espèces l'opération demandant à être renouvelée plusieurs fois.

L'addition de levure, sauf en très petites quantités, n'est pas recommandée car favorisant trop la croissance.

Les Mermithides émergent en général en traversant la cuticule du segment anal. Les grands spécimens ont 2,5 cm. de long (3,7 maximum).

Elevage des Mermithides immatures :

Quand les némas commencent à émerger, ils sont récupérés de la manière suivante : chaque jour, le contenu du récipient d'élevage est vidé dans un plat en verre posé sur un fond noir les vers sont récupérés à la pipette.

Les récipients d'élevage des némas ont un diamètre de 6,5 cm. et peuvent contenir 50 à 60 larves. Le fond est rempli par du sable sur 5 à 8 cm. recouvert par 3 à 5 cm. d'eau. Du sable que l'on a asséché et stérilisé est à déconseiller ;

l'eau est celle du robinet laquelle ont macéré quelques feuilles de peuplier.

Les némas déposés dans l'eau s'enfouissent immédiatement. Quand le nombre voulu de némas est atteint, on évapore l'eau par aspiration après 3 à 4 semaines et le sable est asséché lentement. Le récipient est alors recouvert et pourra servir à une autre infestation.

Conclusion :

Le temps de maturation des némas entre l'émergence et l'apparition des adultes est variable (24 heures pour des parasites de Chironomes, 10 à 15 jours pour des parasites de Moustiques subarctiques (Welch), 5 à 12 jours pour des Simulies (Welch)), ici la maturation demande plus de trois mois.

On ne sait pas si une dessiccation partielle n'est pas un stimulus pour l'accouplement et l'oviposition ou si ces deux phénomènes ne demandent pas la présence d'eau.

Le sable utilisé a été ramassé au pied des arbres contenant les gîtes à Aedes. On doit pouvoir le remplacer par du sable assez fin (mais tamisé à 210 microns, il se révèle impropre à l'enfouissement des némas, car trop compact une fois humide) mêlé à des débris de feuilles mortes ou à un peu de compost.

1.3.3. Elevage de masse des Hérmithides.

(d'après Petersen et Willis, 1972)

Reesimermis nielseni, parasite de Gulex pipiens
quinquefasciatus.

L'élevage du Gulex est réalisé facilement en laboratoire, le taux d'infestation par Reesimermis est élevé, le cycle est rapide et l'on peut en obtenir de grandes quantités. (Petersen et Chapman, 1972). L'élevage de masse est réalisé d'après les techniques de Gerberg (1970), Gerberg et al. (1969) et de De Meillon et Thomas (1966).

.../...

La souche de *Culex* sélectionnée permet de nourrir les moustiques sur cobayes de jour. Les adultes sont maintenus sous de fortes densités dans des cages (91 x 61 x 61 cm.) à 80 % d'humidité relative (+ ou - 5 %), à 26-27 °C. et alimentés avec du raisin.

Les pontes sont recueillies 3 à 5 jours après un repas de sang dans des bocaux à oviposition (8 x 15 x 11 cm.) à moitié remplis d'eau. Les oeufs sont comptés et séparés pour l'éclosion. Les barquettes contiennent environ 125 oeufs et plus de 90 % des oeufs éclosent, à 27°C, avant 30 heures ;

Dans les heures qui suivent la récupération des barquettes on fait éclore les nématodes en ajoutant au récipient contenant les oeufs de l'eau du robinet exempte de chlore.⁽⁺⁾ Après 16 à 24 heures, l'eau est soigneusement récupérée et le sable des bacs à némas est séché. Le volume d'eau est déterminé, puis après agitation, on pipette 10 ml. pour la détermination de la densité de Mermithides. L'échantillon d'eau est dilué (facteur de dilution à déterminer par tâtonnement), on pipette 10 échantillons de 0,1 ml. et on effectue le comptage ; le nombre ainsi obtenu est extrapolé et on obtient la densité originale en larves.

Les moustiques sont mélangés aux némas et élevés dans des plateaux galvanisés de 136 x 52 x 5 cm. (Gerberg, 1970). Les plateaux sont remplis sur une hauteur de 3 cm. avec de l'eau du robinet sans chlore, environ 21 litres.

Pour une production maximum il faut 240.000 némas pour 20.000 larves de moustiques (3 larves par cm²). On nourrit les larves avec de la nourriture pour lapins du commerce, moulue et passée au tamis (30 µ). La croissance optimale est obtenue en suivant l'échelle suivante : (pour 1.000 larves) jour 0 (éclosion) : 0,30 g. ; jour 1 : 0,45 g. ; jour 2 : 0,60 g. ; jours 3 à 7 : 0,90 g.

(+) Pour enlever le chlore, on ajoute une goutte de thiosulfate de sodium à 5 % à un litre d'eau.

.../...

La nymphose des larves de moustiques débute le 7^e jour ; on ôte alors l'eau contenue dans les plateaux, les larves et les nymphes sont récupérés avec un tamis de 20 μ , lavées, concentrées dans des plateaux plus petit (23 x 33 x 5 cm.). On les y laisse 1 à 2 heures pour permettre l'expulsion de la plus grande partie de la nourriture contenue dans le canal alimentaire des larves. Les moustiques sont alors relavés et placés dans des récipients particuliers constitués par deux plateaux en plastique (36 x 25 x 10 cm.) qui s'emboîtent de telle façon à ce qu'il reste un espace de deux centimètres entre les deux fonds. Le fond du plateau du dessus est constitué par un tamis en nylon de 32 μ . Les moustiques sont déposés une fois les deux plateaux mis en place ; les némas émergeant traversent le tamis et sont ainsi séparés facilement des moustiques.

Les némas sont ensuite concentrés dans des récipients plus petits, lavés doucement par un courant d'eau, décantés. Les débris en suspension sont alors retirés. On peut répéter l'opération plusieurs fois (2 ou 3). 10 à 15 g. némas (poids sec) sont alors déposés dans des bacs (22 x 33 x 5 cm.) contenant une couche de sable propre et stérile sur 1,5 cm. de hauteur et recouvert par un centimètre d'eau sans chlore. Ces bacs sont munis de couvercles non hermétiques.

Après trois semaines, chaque néma adulte mort est retiré, l'eau est soigneusement ôtée et le sable séché avec du papier filtre. Les bacs sont laissés tels quels pendant 4 à 15 semaines. Après 7 à 8 semaines on peut récupérer des némas préparasites en introduisant de l'eau, mais le plus haut rendement est obtenu entre 11 et 16 semaines (1 à 10 millions). On peut obtenir des éclosions supplémentaires après avoir asséché correctement le sable.

Conclusion : le Némithide Reesimernis nielsenii est donc élevé d'une façon simple et très rentable : un million de larve de moustiques (obtenues en une semaine) permet d'obtenir si le parasitisme est de 80 % plus de 700.000 femelles adultes, chacune d'entre elles pondant 2.500 oeufs en moyenne.

1.4. Effet du nématode sur son hôte.

La sortie du mermithide du corps du moustique, que ce soit de la larve, de la nymphe ou de l'adulte, entraîne toujours la mort de l'hôte.

Quand la présence du mermithide empêche la nymphose, les larves de moustiques sont peu actives, les muscles du thorax sont réduits et les disques imaginaires des pattes sont inexistantes. (Welch, 1960).

Quand la présence du mermithide n'empêche pas la nymphose la réserve de corps gras des larves n'est pas atteinte, le moustique parasité n'a pas de changement d'activité, de comportement pas de retard à la nymphose, à l'émergence et la femelle prend son premier repas de sang normalement. Les ovaires sont toujours à un stade inférieur au stade III de Christopher. (Petersen et Chapman, 1967).

Quand l'infestation a lieu au stade 1 et quand le nombre de némas est supérieur à 10, les larves de moustiques meurent en quelques heures, les stades suivants supportent une infestation massive quand celle-ci se réalise sur une longue période (Petersen et Chapman, 1967).

Quand l'infestation s'est produite à un stade différent du stade 1, on observe un allongement de la durée du stade 4 (Petersen et al., 1968), dans le cas de Mermithides empêchant la nymphose, mais la morphologie des larves parasitées est identique à celle des larves saines (Welch, 1960).

Quand la nymphose est possible malgré la présence du parasite, on observe très peu de différences entre larves saines et larves parasitées (Petersen, 1967). Souvent la présence du Mermithide est difficile à mettre en évidence sans dissection les némas restant très petits et ne commençant leur développement qu'après la nymphose de leur hôte. Chez les adultes on observe une véritable castration parasitaire, chez la femelle la maturation des oeufs est stoppée ou fortement perturbée (Cox, 1966; Petersen 1967).

.../...

La stérilité proviendrait d'un effet physique : la compression du tube digestif empêchant la prise d'un repas de sang normal, donc la sécrétion normale des corpora allata, donc la maturation ovarienne (Detinova et Lozgateva, 1955).

Effet du nématode sur l'oviposition (d'après Petersen et Chapman, 1967).

Toutes les femelles, parasitées ou non, prennent leur premier repas de sang normalement.

50 femelles gorgées : 18 non parasitées : 16 pondent
2 meurent

32 parasitées : 11 survivent
21 meurent à la sortie du néma suivant
le premier repas de sang.

Sur les 11 femelles parasitées qui survivent après le premier repas de sang, 4 vivent assez longtemps pour prendre un second repas de sang et l'oviposition est alors possible,

7 meurent avant le second repas de sang.

Sur les 4 qui prennent un second repas de sang, 3 prennent un troisième repas et meurent ensuite.

Les femelles qui pondent, bien que parasitées, ont formé 7 barquettes d'œufs avec une moyenne de 69 (entre 51 et 91) œufs par barquette ; les femelles non parasitées pondent des barquettes de 145 œufs en moyenne (entre 102 et 220).

2.5. Effet de l'hôte sur son parasite.

Le phénomène le plus connu est celui concernant la sex-ratio ; la taille de l'hôte et le nombre de parasites jouent un rôle important sur la détermination du sexe chez les Mermithides (Christie, 1929, Welch, 1965, ...).

Les mâles sont d'une taille inférieure aux femelles et chez un hôte quand le nombre de némas augmente le pourcentage de mâles croît, et inversement (Petersen et al., 1970).

Exemple : Sex-ratio de Gastromermis sp., parasite des larves de Anopheles crucians. (Petersen et Chapman, 1970).

! nombre de ! némas par ! hôte	! <u>Exp. 1</u>		! <u>Exp. 2</u>		! <u>Exp. 3</u>	
	! nombre de ! larves	! % de ! mâles	! nombre de ! larves	! % de ! mâles	! nombre de ! larves	! % de ! mâles
! 1	! 11	! 18	!! 48	! 2	!! 59	! 5
! 2	! 12	! 67	!! 28	! 23	!! 40	! 35
! 3	! 3	! 67	!! 9	! 55	!! 12	! 58
! 4	! 8	! 88	!! 12	! 75	!! 20	! 80
! 5	! -	! -	!! 10	! 70	!! 10	! 70
! 6	! -	! -	!! 18	! 77	!! 18	! 77
! 7 et ! plus	! 10	! 100	!! 15	! 85	!! 23	! 91

Des phénomènes de résistance peuvent apparaître, rappelant l'encapsulation des Hyménoptères chez certains insectes. On l'observe chez les larves ou les adultes (Brenques, com. pers. 1971 ; Petersen et al., 1968, 1969, 1971, ...).

On assiste à l'attachement de cellules du sang du moustique sur la cuticule des nématodes et à la mélanisation de ce tissu autour du ver (Welch, 1960 ; Petersen et al., 1968).

Les phénomènes de résistance (non-pénétration des némas dans les larves de moustiques ou autre insectes) et de spécificité ne sont absolument pas élucidés.

.../...

1.6. Facteurs influençant le parasitisme.

Seules des études en laboratoire ont été menées, les observations sur le terrain sont pratiquement inexistantes.

Étude en laboratoire de Romanomermis sp., parasite de Culex pipiens quinquefasciatus, d'après Petersen et al., 1970.

1.6.1. Nombre d'hôtes.

5 à 500 Culex sont placés dans des récipients de 50 ml. d'eau, contenant 175 némas.

Le parasitisme est de 100 % quand on a 5 némas et plus par Culex.

1.6.2. Nombre de parasites.

100 Culex au stade 1 sont placés dans des récipients de 50 ml. d'eau, nombre de némas variable.

Pour un pourcentage d'infestation inférieur à 80 %, le nombre de larves infestées est égale à $1/2 - 1/3$ du nombre de némas. Pour un pourcentage de 80, il faut 200-250 némas, pour un pourcentage de 95, il faut 500 némas et plus.

1.6.3. Volume d'eau.

1.6.3.1. 100 Culex au stade 1, 225 némas, volume variant de 50 à 2.000 ml. Les moustiques ^{vivés dans} des bocaux de 50 à 200 ml. sont élevés dans de plus grands volumes après trois jours.

Le volume d'eau n'a pas d'influence sur le pourcentage de parasitisme, seulement dans les grands volumes l'infestation est plus longue à se faire et l'on obtient quand même le même pourcentage d'infestation.

1.6.3.2. 100 Culex au stade 1, volumes variant de 200 à 30.000 ml. Les larves sont conservées toujours dans le même récipient. Cinq essais sont effectués avec : 250, 320, 260, 350, et 510 némas.

Le pourcentage de parasitisme baisse quand on atteint les plus grands volumes et le pourcentage à 200 ml. est le double de celui à 30.000 ml. Cependant la chute n'est pas aussi rapide que prévue, ce qui permet de supposer que les némas sont concentrés près de la surface où ils ont une chance plus grande de rencontre avec une larve ou que le néma peut entrer en contact avec hôte par un moyen autre que la simple rencontre due au hasard.

1.6.4. Tolérante vis à vis de la salinité.

L'eau provenant du gîte contient 224 ppm de sels-solubles. On teste la tolérante vis à vis de NaCl.

10 groupe de 100 larves, avec 175, 320 et 350 némas, dans des récipients de 600 ml., la concentration de NaCl varie de 0 à 0,1 N.

La limite supérieure de parasitisme correspond à une concentration de 0,04 N; entre 0,015 et 0,030 N, il y a une baisse très nette.

La salinité est donc un facteur très important pour l'établissement du parasitisme et, partant, un facteur limitant de l'habitat du Vermithide.

6.5. Temps de contact.

Les larves de moustiques sont séparées des némas par lavage sur un tamis de 100 μ à des intervalles de temps réguliers, puis élevées dans des récipients sans parasites.

Les résultats sont peu uniformes, mais on arrive à une moyenne de 6 % de parasitisme par demi-heure, jusqu'à 90 %.

6.6. Age de l'hôte.

100 *Culex* à des stades différents, trois essais avec 300, 260 et 330 némas.

L'infestation est rapide aux deux premiers stades, plus faible au stade 3 qu'au stades 1 et 2; au stade 4 jeune, infestation plus importante qu'au stade 4. La nymphose est impossible, car les histoblastes ne peuvent se former.

L'infestation au stade 4 avancé est possible, quoique rare et entraîne la mort de l'hôte et de son parasite.

4.7. Lutte biologique.

"Tests préliminaires à une lutte biologique par le nematode Reesimermis nielseni contre des larves de moustiques dans des rizières de Californie".

Petersen et al., 1972.

Essais effectués en Juin 1971 contre Culex tarsalis et Anopheles freeborni.

L'élevage de masse des nematodes est réalisé suivant la méthode de Petersen (1972). Les larves préparasites sont répandues dans les rizières avec une sulfateuse à air comprimé de 7,5 litres environ de capacité. Les populations sont échantillonnées 1,2 jours après le traitement et au moins une fois une semaine après le traitement. Les larves sont remassées avec une louche standard d'une pinte (0,57 l.) et examinées au microscope après dissection ou recueillies dans de l'alcool à 70 %.

Expérimentation

1. Dans une rizière contenant Culex tarsalis. On a répandu 500 némas par mètre carré sur 600 m² ; mais la population de moustiques était faible et concentrée, aucun parasitisme n'a pu être observé. Seules quelques larves de A. freeborni récoltées le premier jour ont été trouvées parasitées.

2. dans une rizière contenant Culex et Anopheles. La rizière a été divisée en trois bandes de 30 mètres de côté, et de 100 m. de long.

Bande 1 : 500 némas par m²

sur 26 larves récoltées en trois fois, 50 % de parasitisme environ.

Bande 2 : Aucun némas

pas de parasitisme après 24 heures, donc mouvements lents des némas.

Bande 3 : 1.000 némas par m²

pourcentage de parasitisme : 68 le premier jour

86 le second jour

30 le sixième jour

Après le premier jour le parasitisme du stade 1 était de 43 %, celui du stade 2 de 89 % et celui du stade 3 de 80 %.

Le faible taux de parasitisme des larves du stade 1 s'explique par le fait qu'il a eu de nombreuses lésions de Culex après le traitement.

Quatre-trois jours après le traitement, juste avant l'attachement de la rivière, un Anopheles freeborni sur 62 a été trouvé parasité. L'établissement des nematodes dans un nouveau biotope semble donc être possible.

Essais effectués en juillet-août 1972 par Chapman et al., dans les environs de Langkoi contre Culex pipiens fatigans.

Des larves de Reesimeria niasensis ont été utilisées à des doses de 252 000 par m²; le parasitisme obtenu chez les larves se situe entre 0 et 21 %. La population nymphale ne semble pas avoir subi de réduction et le parasite ne semble pas avoir réussi à s'établir.

Essais effectués entre juillet 1971 et mai 1972 par Mitchell et al. à Taiwan contre des Culex.

Les résultats sont très variables sur le terrain, rien ne permet de supposer que le parasitisme ait réussi à s'instaurer dans la nature. La température de l'eau, sa qualité semblent avoir une importance dans l'établissement du parasite. L'ostracode Cypris dentata pourrait être un prédateur des larves de Nématodes. Enfin les produits insecticides semblent n'avoir pas d'effet sur les Nématodes, utilisés dans des concentrations habituelles à la lutte chimique contre les Culex (Abate, Dieldrin, Gamma-BHC).