



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
RÉPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE
ET POPULAIRE
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR
ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE

Université frères Mentouri Constantine

جامعة الاخوة منتوري قسنطينة

Faculté des sciences de la nature et de la vie

كلية علوم الطبيعة و الحياة

Département de Microbiologie

قسم الميكروبيولوجيا

Mémoire présenté en vue de l'obtention du Diplôme de Master

Domaine: Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Mycologie et Biotechnologie Fongique

Utilisation des champignons entomopathogènes contre les vers blancs comme moyen de lutte biologique

Présenté et soutenu par :

- Leulmi Meissoune
- Derbal Chaima
- Bousbia Lyna Anfel

Jury d'évaluation :

- Rapporteur : ABDELAZIZ Ouided.....M.C.B UFMC
- Présidente : BENKAHOUL Malika.....M.C.B UFMC
- Examinatrice : MEZIANI Meriem.....M.A.A UFMC

Année universitaire:

2019_2020

Remerciement

Après avoir remercié Allah le tout puissant et le miséricordieux, qui nous a donné la force et le courage d'achever ce travail, nous tenons à remercier vivement nos parents pour tous leurs sacrifices qu'ils ont fait pour nous. Ainsi tous ceux qui de près ou de loin ont participé à la rédaction de ce document. Il s'agit plus particulièrement de :

Notre encadreur Madame Abdlaziz Ouided, pour sa disponibilité, pour les précieuses informations qu'elle nous a prodiguées avec intérêt et compréhension, sa rigueur scientifique, son sens d'écoute et d'échange, son encouragement sa confiance en nous.

Madame Benkahoul qui nous a fait l'honneur d'accepter de présider le jury, et d'apporter son jugement sur ce travail.

Madame Meziani d'avoir accepté de faire partie du jury et d'examiner ce mémoire.

Tous ceux qui nous ont aidé par la moindre des choses de près ou de loin.

Dédicace

Je dédie ce modeste travail

*À mes parents qui ont été toujours un grand soutien moral et physique
pour moi.*

*Un grand dévouement à ma très chère mère **Rachida** qui n'a pas cessé de
m'encourager et de prier tout au long des années de mes études pour me
voir parmi les meilleures. Merci pour son affection.*

*A mes sœurs **Hadil, Wissal et Teima***

*A mon cher frère **Didou***

*A mes tantes **Malika, Warda et Zineb** sans oublier de rendre un grand
hommage à ma tante **Mimiya** que j'aurais aimé qu'elle partage ma joie*

*A mes amies **Rania, Racha, Meissa, Chaima, Nour el houda et Lyna***

*A mon très cher ami **Ramzy***

À tous mes chers biens aimés

Meysoun.

Dédicace

Avant tout, je dois rendre grâce à Dieu de m'avoir donné le courage de terminer ce travail.

Je dédie ce travail en premier lieu aux êtres les plus chers au monde : mes parents. Quoi que je fasse je ne pourrais leur rendre ce qu'ils ont fait pour moi, si je suis arrivée là c'est bien grâce à eux, que dieu les bénisse, et leur accorde longue vie et les protège.

À mes frères : Housseem eddine, Mouhamed et Zakaria.

À mes amies proches : Rayane, Raounek et Hassina, en leur souhaitant beaucoup de succès dans la vie.

À mes amies : Meissoune et Lyna.

À mon cher ami Sammy.

À tous ceux qui m'aiment.

Shaima.

Dédicace

*Avant tout, je dois rendre grâce à dieu de m'avoir donné le courage
de terminer ce travail.*

*A mon très cher frère Reda, j'aurai aimé qu'il soit là, et qu'il
partage cette joie avec moi...*

*Lui qui a toujours attendu ce jour avec impatience, que dieu
l'accueille dans son vaste paradis...*

*L'amour et le soutien de mes parents restent un port de sécurité et
de la sérénité dans ma vie dans les meilleurs moments et dans les
pires, j'espère être à la hauteur de ses espérances et ne jamais les
décevoir*

A ma mère cet être de tendresse, de patience et de générosité

A mon frère Amir

A la personne la plus chère à mon cœur Youssef

A ma chère tante Mika

*A tous ceux qui sont proches à mon cœur, mes amis et tous les gens
qui m'aiment*

A toute ma famille

Lyna Anfel.

Table des matières

Introduction générale.....	1
----------------------------	---

Chapitre I : Les vers blancs

1	Introduction	7
2	Aire de répartition des vers blancs	7
2.1	En Afrique du nord.....	7
2.2	En Algérie.....	7
3	Systématique des vers blancs	8
4	Le cycle de vie.....	10
4.1	L'œuf.....	10
4.2	Les larves.....	10
4.3	Nymphe	12
4.4	L'adulte.....	12
5	Principales espèces	13
5.1	Hanneton européen (<i>Rhizotrogus majalis</i>)	13
5.1.1	Description.....	13
5.1.2	Cycle biologique.....	14
5.2	Hanneton commun (<i>Phyllophaga anxia</i>).....	14
5.2.1	Description.....	14
5.2.2	Cycle biologique.....	15
5.3	Scarabée japonais (<i>Popillia japonica</i>).....	15
5.3.1	Description.....	15
5.3.2	Cycle biologique.....	16
5.4	Ver blanc des céréales (<i>Geotrogus deserticola</i>).....	17
5.4.1	Description.....	17
5.4.2	Cycle biologique.....	18
6	Plantes hôtes et dommages	19
7	Ecologie des vers blancs.....	21
7.1	Facteurs de régulations abiotiques.....	21

7.2	Facteurs de régulation biotiques	21
-----	--	----

Chapitre II: Méthodes de lutte

8	Introduction	24
9	Différents types de lutte.....	24
9.1	Lutte intégrée.....	24
9.1.1	Les principales étapes de la lutte intégrée	25
9.2	La lutte physique	25
9.2.1	Exemple lutte mécanique.....	25
9.3	Lutte chimique.....	26
9.4	Lutte biologique.....	26

Chapitre III: Les champignons entomopathogènes

10	Généralité sur les champignons	30
11	Champignons entomopathogènes	31
11.1	Classification	31
11.2	Mode d'action	34
11.2.1	L'adhésion.....	34
11.2.2	La germination.....	35
11.2.3	La pénétration et la dissémination.....	35
11.3	Exemples des champignons entomopathogènes.....	36
11.3.1	<i>Beauveria bassiana</i>	36
11.3.1.1	Taxonomie	37
11.3.1.2	Caractères cultureux.....	38
11.3.2	<i>Fusarium sp</i>	39
11.3.2.1	Taxonomie	40
11.3.2.2	Caractères cultureux.....	40
11.4	Les métabolites des champignons entomopathogènes	41
11.4.1	Les enzymes	42
11.4.1.1	Les protéases fongiques.....	42
11.4.1.2	Les chitinases.....	42
11.4.2	Les toxines	42
11.4.2.1	La beauvericine.....	43
11.4.2.2	Les Aflatoxines	44
11.4.2.3	La cordycépine (3'-déoxyadénosine).....	44

12	Partie développée (Résultats)	44
	Conclusion.....	47

Liste des figures

Figure 01 : Les districts de répartition des vers blancs en Algérie	8
Figure 02 : Phylogénie et distribution des <i>Rhizotrogini</i>	9
Figure 03 : Les œufs du ver blanc	10
Figure 04 : Les trois stades larvaires du ver blanc (L1, L2, L3)	11
Figure 05 : Nymphe du ver blanc. Face latérale (1), Ventrale (2) et Dorsale (3)	12
Figure 06 : Quelques espèces de <i>Rhizotrogini</i> (stade adulte)	13
Figure 07 : Hanneton Européen (<i>Rhizotrogus majalis</i>)	14
Figure 08 : Hanneton Commun (<i>Phyllophaga sp.</i>).....	15
Figure 09 : Scarabée japonais adulte	16
Figure 10 : Cycle biologique de trois espèces des hannetons	17
Figure 11 : <i>Geotrogus deserticola</i>	18
Figure 12 : Cycle biologique du ver blanc des céréales <i>Geotrogus deserticola</i>	18
Figure 13 : Approches en protection des plantes.....	19
Figure 14 : Les cinq types d'approches en protection des végétaux	24
Figure 15 : Cycle biologique des champignons entomopathogènes.....	36
Figure 16 : Symptômes et muscardine blanche sur insecte causés par <i>B.bassiana</i>	37
Figure 17 : Vue microscopique des spores asexuées de <i>B.bassiana</i> sous microscope électronique...39	
Figure 18 : Clé d'identification des mucédinées a conidies disposées en tête	41
Figure 19 : Structure chimique de Beauvericine.....	43

Liste des tableaux

Tableau 01 : Champignons entomopathogènes appartenant à différents Phylums

Abréviations

et al : et collaborateurs

EPA : Environmental Protection Agency

Sp : espèce

Résumé:

Les vers blancs sont des ennemis naturels des cultures, ce sont des ravageurs polyphages qui s'attaquent pratiquement à plusieurs cultures provoquant d'importants dommages à la pelouse en se nourrissant des racines graminées à gazon. Les zones endommagées jaunissent ou brunissent et peuvent être soulevées comme un tapis. Les pertes causées par ces ravageurs conduisent à la mise au point de nombreuses méthodes de lutte d'où les agriculteurs sont orientés vers les programmes des traitements chimiques qui n'ont pas aboutis à contrôler la pullulation de ce bio-agresseur à cause de son biotope édaphique qui rend son élimination très difficile. Cependant, la présente étude a pour but de proposer une solution alternative basée sur l'utilisation des entomopathogènes pour lutter contre ces ravageurs. Elle porte d'une part sur la recherche des champignons entomopathogènes tel *que Beauveria sp* et *Fusarium sp* et d'autre part, la mise en évidence de leur activité insecticide vis-à-vis des larves de ver blanc.

Mots clés: Vers blancs, lutte biologique, Champignons entomopathogènes, *Beauveria sp.*, *Fusarium sp.*, Activité insecticide.

Abstract:

White worms are natural enemies of cultures. , they are polyphage pests that attack virtually several crops causing significant damage to the lawn by feeding on grass roots. Damaged areas turn yellow or brown and can be raised like a carpet. The losses caused by these pests lead to the development of many control methods from which farmers are directed to chemical treatment programs that have failed to control the proliferation of this bio-aggressor because of its biotope edaphic which makes its elimination very difficult. However, the aim of the present study is to propose an alternative solution based on the use of entomopathogens to control these pests. It focuses on the one hand on the search for entomopathogenic fungi such as *Beauveria sp* and *Fusarium sp* and on the other hand, the identification of their insecticide activity against white worm larvae.

Key words: white grubs, biological control, entomopathogenic fungi, *Beauveria sp*, *Fusarium sp*, insecticide activity.

ملخص:

اليرقات البيضاء هي اعداء طبيعية للمحاصيل, هي افات متعددة الالتهابات تهاجم فعليا العديد من المحاصيل مما يسبب تلفا كبيرا في العشب من خلال التغذية على القواعد العشبية. تتحول المناطق المتضررة الى اللون الاصفر او البني و قد يتم رفعها مثل السجادة. تؤدي الخسائر التي تسببها هذه الافات الى تطوير العديد من طرق مكافحة التي يتم من خلالها توجيه المزارعين نحو برامج المعالجة الكيميائية التي لم تؤدي الى السيطرة على انتشار هذه الافة بسبب نطاقها الحيوي. مما يجعل القضاء عليها صعبا للغاية, و مع ذلك فان الهدف من الدراسة الحالية هو اقتراح حل بديل قائم على استخدام مسببات الامراض للسيطرة على هذه الافات. يركز من ناحية على البحث عن الفطريات الممرضة للحشرات مثل: *Fusarium sp* و *Beauveria sp* و من ناحية اخرى عرض نشاط مبيدات الحشرات ضد يرقات الديدان البيضاء.

الكلمات الرئيسية: اليرقات البيضاء, مكافحة البيولوجية, الفطريات الممرضة للحشرات, *Beauveria sp*, *Fusarium*, نشاط مبيد الحشرات.

Introduction Générale

Introduction générale

Depuis le temps, les plantes cultivées souffrent des maladies fongiques, bactériennes et virales, des mauvaises herbes, et des animaux vertébrés (Oiseaux et Rongeurs) et invertébrés (Insectes, Acariens, Araignées, Mollusques, Nématodes, Myriapodes et Crustacés). Cependant, diverses causes ont contribué à rendre les plantes cultivées plus sensibles que la flore indigène, et par conséquent une pullulation inévitable des parasites (**Afrhani, 2004**).

Un insecte phytophage est considéré comme ravageur, quand son abondance est assez forte pour créer des dommages importants aux cultures et engendre des pertes économiques (**Peshin et Dhawan, 2009**). Les vers blanc qui représentent le modèle biologique dans ce travail de fin d'étude, sont des ennemis naturels des cultures. Les dégâts provoqués en agriculture par ces insectes sont importants dans le monde. Les dommages se caractérisent dans les cas les plus graves par une destruction complète du système racinaire en laissant la terre à nu (**Balachowsky, 1962**).

Le travail fondamental de Peyerimhoff 1945 qui a précisé les caractères morphologiques des différentes espèces groupées en quatre genres : *Amphimallon serv*, *Geotrogus Guer*, *Pseudoapterogyna Escal* et *Rhizotrogini sev* (**Balachowsky, 1962**). En Algérie, la plupart des études entomologiques basées sur le groupe de *Rhizotrogini* et *Geotrogus Guer*, qu'on a présent dans la plupart des wilayas.

La lutte biologique englobe toutes les techniques naturelles utilisant des organismes vivants pour prévenir ou réduire les dégâts causés par les organismes nuisibles tels que les insectes ravageurs de culture, les insectes nuisibles (pour l'homme et pour les autres organismes), les mauvaises herbes et les phytopathogènes. Elle peut se faire par utilisation des microorganismes entomopathogènes ou pathogènes de mauvaises herbes ou encore antagonistes d'autres organismes phytopathogènes (**Benizri et al., 2001**).

Cette méthode représente actuellement des solutions alternatives de lutte pour la protection des cultures contre les bio-agresseurs (**Aiboud, 2012**). La lutte intégrée est une stratégie multidisciplinaire de contrôle des bio-agresseurs qui associe différentes formes de lutte. La lutte chimique reste le moyen le plus fréquent pour contrôler les larves du vers blancs pratiquée dans tous les pays infestés par ce bio-agresseur, avec d'autres méthodes de lutte tel que la lutte biologique.

Parmi les interventions en faveur d'une lutte biologique, il y a l'emploi des entomopathogènes. Ces derniers occupent une place particulière dans la recherche

Introduction générale

d'organismes capables de réguler les pullulations des insectes nuisibles (**Carruthers, 1990**). La lutte biologique, précisément par l'utilisation des champignons entomopathogènes est une alternative très prometteuse pour assurer une protection phytosanitaire performante.

Les champignons entomopathogènes occupent une place particulière en pathologie des invertébrés, ils ont un intérêt agronomique considérable dans la lutte biologique contre les ravageurs de cultures et sont donc l'objet d'études de plus en plus poussées (**Kouassi, 2001**), ils sont des agents de lutte intéressants du fait de leur aptitude à infecter l'hôte par ingestion ou par simple contact rendant tous les stades, œuf, larve, adulte sensibles ainsi que les succeurs-piqueurs (**Carruthers et Soper, 1987**). Ils peuvent être appliqués avec les méthodes conventionnelles.

Néanmoins, ces champignons bien qu'efficaces ont souvent une activité très dépendante des conditions environnementales notamment climatiques (**Ferron et al., 1991 ; Lacey et al., 1996**).

De nombreux facteurs affectent ainsi l'efficacité des champignons entomopathogènes. Leur potentiel comme agents de lutte biologique résulte des propriétés des populations de l'hôte.

L'objectif principal de cette étude est de vérifier la possibilité d'utiliser les champignons entomopathogènes pour contrôler les populations larvaires du ver blanc. C'est dans cette perspective, que notre travail s'insère, en se focalisant sur :

1. L'isolement et la purification des souches de moisissures à partir des larves des vers blancs.
2. L'identification des moisissures isolées ; la mise en évidence de l'activité insecticide de *Beauveria bassiana* et *Fusarium sp* sur les larves des vers blanc.

Notre travail est organisé dans ce mémoire de fin d'étude en trois parties:

Le chapitre I présente une bibliographie générale sur les principales espèces des vers blancs, et leur effet nuisible sur la culture, en passant par les différents stades de développement.

Le chapitre II se consacre aux différentes approches utilisées en protection des plantes ; une description détaillée sur les méthodes de lutte les plus utilisées en agriculture en vue économique et technique.

Introduction générale

Le chapitre III représente l'évaluation de l'activité insecticide des champignons entomopathogènes tels que *Beauveria bassiana* et *Fusarium sp* sur les larves du vers blanc, afin d'envisager leur utilisation comme moyens de luttés alternatifs préservant l'environnement.

Synthèse

Bibliographique

Chapitre I:

Les Vers Blancs

1 Introduction

Les insectes phytophages représentent aujourd'hui plus de la moitié de toutes les espèces d'insectes (**Strong *et al.*, 1984**). Parmi les neuf ordres d'insectes phytophages, les coléoptères présentent la plus importante diversité (**Farrell, 1998**). Les hannetons sont des coléoptères d'assez grande taille, dont les larves sous terraines appelées vers blancs sont des ravageurs des cultures depuis des temps immémoriaux (**Nageleisen et Meyer, 2015**). Ils forment un groupe important d'insectes qui se nourrissent de plantes, dont plusieurs peuvent causer des dégâts considérables sur plan économique (**Belbel et Smaili, 2015**).

Les pullulations incontrôlables des vers blancs et la non-maitrise des facteurs liés à sa dynamique de population font d'eux des ravageurs fortement nuisibles aux cultures (**Yahiaoui et Bekri, 2014**).

2 Aire de répartition des vers blancs

2.1 En Afrique du nord

En Afrique du nord, l'aire de répartition de la plupart des espèces de ver blanc est également limitée à des zones géographiques relativement restreintes ou à des biotopes particuliers. La plupart des espèces sont algériennes mais un certain nombre d'espèces vivant également au Maroc et en Tunisie (**Amine Khodja et Bekkouche, 2016**).

2.2 En Algérie

En Algérie, les espèces des vers blancs les plus redoutables à la céréaliculture appartiennent tous au genre *Rhizitrogus* mentionne l'espèce *Géotrogus deserticola* qui est la plus nuisible; elle commet de gros dégâts sur les racines des végétaux les plus variées et notamment sur les céréales (**Mesbah et Boufersaoui, 2002**). Les zones les plus touchées sont les wilaya de Tlemcen, Sidi Bel Abbés, Ain Témouchent , Mostaganem, Tissemsilt , Chlef , Constantine, Médéa, et Oran (**Syngenta, 2006**) (**Figure 01**). D'après Balachowsky (1962), leur biotope est très variable : forêts, plaines, steppes, zone céréalières, hauts plateaux et sables littoraux (**Sebih, 2018**).

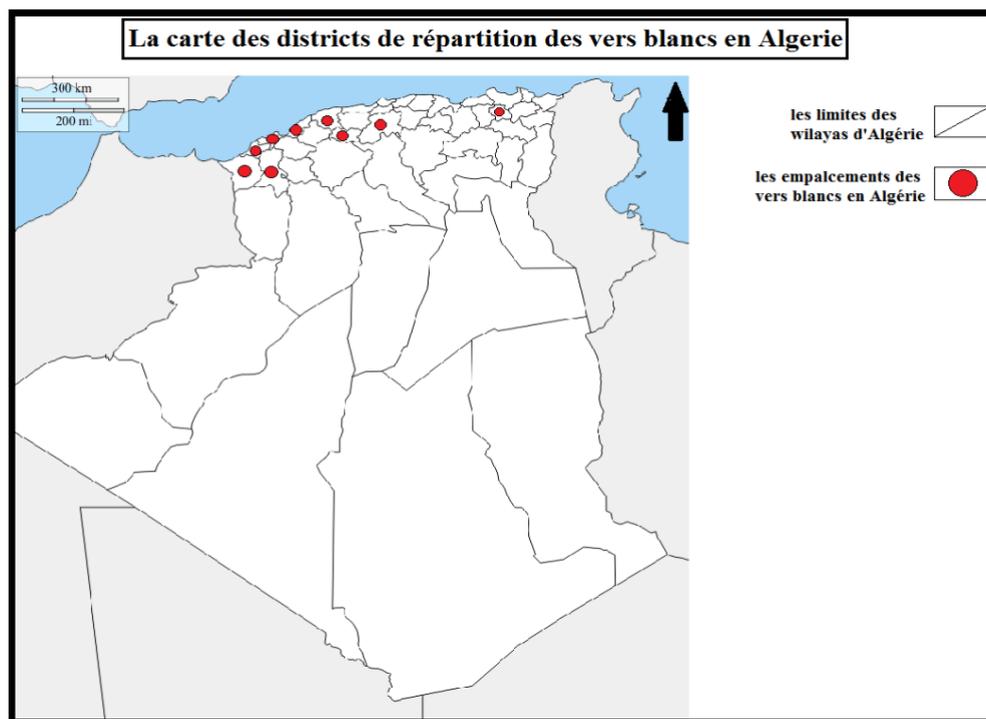


Figure 01: les districts de répartition des vers blancs en Algérie

3 Systématique des vers blancs

La classification des vers blancs a été proposée par **Peveimhoff (1933, 1938)** et suivie par **Sainte Claire et Mequignon (Balachowsky, 1962)**. Ils ont classé les vers blancs dans l'ordre des coléoptères, super famille des *Scarabaeoidea* appartenant au sous-ordre de *Polyphaga* et comprend la grande famille des *Scarabaeidae*.

Ces insectes constituent une classe parmi laquelle beaucoup d'espèces phytophages nuisent aux feuilles ou aux fleurs de plusieurs productions végétales. Beaucoup de ces espèces nuisibles appartenant à la sous-famille des *Melolonthinae* et sont représentées par les genres *Polyphylla*, *Anoxia*, *Melolontha* d'une part, et d'autre part, de divers genres très voisins les uns des autres sont groupés sous le terme de *Rhizotrogini* (**Figure 02**). Cette tribu comprend de nombreux genres ; les *Amphimallon* et les *Rhizotrogus* sont plus répandus en Eurasie, tandis qu'en Afrique du Nord, les vers blancs appartiennent essentiellement aux genres *Pseudoapterogyna* et *Geotrogus* dont les adultes sont plus ou moins aptères (**Montreuil, 2003**).

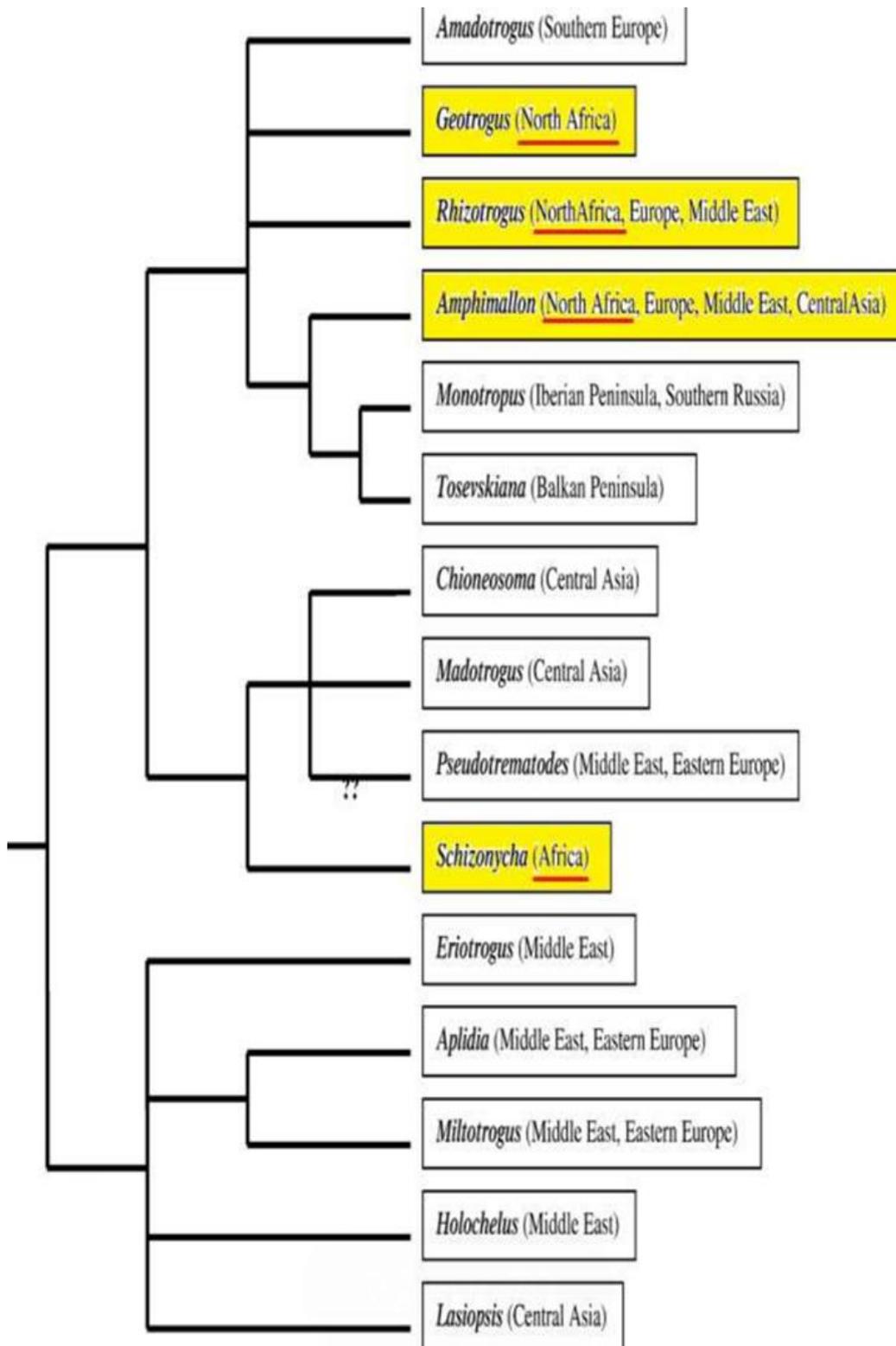


Figure 02 : Phylogénie et distribution des *Rhizotrogini* (Montreuil, 2003).

4 Le cycle de vie

Les hannetons sont des insectes à métamorphose holométabole (métamorphose complète). Ils passent par quatre états biologiques distincts : l'œuf, les trois stades larvaires, la nymphe et l'adulte (**Boughandja et Boutemra, 2018**).

4.1 L'œuf

Pondus par les adultes de 5 à 17 cm de profondeur en sol enherbé, environ 10 jours après l'accouplement, ils sont déposés dans des boules de terre tenues par une sécrétion gluante (**Belbel et Smaili, 2015**), ils sont sphériques (un millimètre au moment de la ponte, deux millimètres après l'absorption de l'eau du sol), de couleur blanche, et pourvus d'une coque résistante (**Figure 03**). Chaque ponte contient de 10 à 15 œufs. Les dépôts se font généralement en plusieurs fois. Chaque reproductrice dépose au total entre 40 et 60 œufs à une température de 25°C, l'incubation (délai écoulé entre la ponte et l'éclosion) dure de 15 à 21 jours (**Amine Khodja et Bekkouche, 2016**).

Les œufs du hanneton européen tournent au gris quelques jours après la ponte.

Les œufs des scarabéidés se changent de volume et poids par l'absorption d'eau (**Belbel et Smaili, 2015**).



Figure 03 : Les œufs du ver blanc (**Amine Khodja et Bekkouche, 2016**).

4.2 Les larves

Au stade larvaire, la larve est de couleur blanche crème, possède trois paires de pattes et une tête de couleur ocre ou brune (ver blanc très dodue dans ce stade) (**Belbel et Smaili, 2015**).

Chapitre I : Les vers blancs

La forme générale des larves varie selon le genre et la région, tandis que la taille est variable selon leurs stades de développement ; il existe trois stades larvaires :

Le premier stade : Les larves sont des nouveau-nés de couleur blanche dont la longueur totale du corps varie de 0,3 à 0,5 cm et la largeur de la tête (ou capsule céphalique) est en moyenne de 1,7 mm. Dans ce stade, les larves sont peu mobiles et se nourrissent de matière organique. Leur poids n'excède pas 70 milligrammes.

Après une mue, le deuxième stade apparaît ; les larves restent toujours de couleur blanche mais deviennent plus grandes: 1,5 cm pour la longueur du corps, 3,4 mm pour la largeur de capsule céphalique. Elles sont peu plus mobiles, leur développement complet demande un mois (**Amine khodja et Bekkouche, 2016**).

Après une autre mue, le troisième et dernier stade larvaire connaît une forte croissance pondérale (**vercambre, 2008**) où les larves deviennent beaucoup plus grosses que celles du deuxième stade ; 5 à 6 cm pour la longueur du corps, 5,4 mm pour la largeur de la capsule céphalique. La larve met 4 à 5 mois pour multiplier par 300 à 500 fois son poids initial en se chargeant de graisses, elle devient beaucoup plus mobile, passe facilement d'une racine à une autre. Ces larves se trouvent à une profondeur de 20 à 30 cm sur les racines, et de 5 cm de la surface sous un couvert d'herbe. Les larves âgées montent et descendent dans le sol selon les contraintes alimentaires, hydriques et thermiques. (**Amine Khodja et Bekkouche, 2016**) (**Figure 04**).



Figure 04 : Les trois stades larvaires du ver blanc (L1, L2, L3) (**Amine Khodja et Bekkouche, 2016**).

4.3 Nymphe

Les nymphes ressemblent à des petites momies avec leurs pattes, leurs ailes et leurs antennes étroitement repliées sur le corps (**Belbel et Smaili, 2015**). Elles sont de couleur jaunâtre, avec un pronotum convexe et anguleux latéralement ; il est deux fois plus large que long. Les bords latéraux de l'abdomen sont légèrement convexes. On distingue la présence de huit paires de stigmates abdominaux saillants de taille décroissante de la base vers l'apex (**Figure 05**) (**Bakelli et Habibi, 2019**).

Pour préparer sa nymphose, la larve âgée de troisième stade ne s'alimente plus. Elle vide son intestin et se forme une loge aux parois lissées grâce à ses mouvements de rotation. Bien à l'abri, la pré nymphe va subir sa dernière mue qui apparaît sous forme d'une peau ratatinée (ou exuvie) à l'extrémité d'une momie jaune immobile couverte d'une nouvelle cuticule cirée. La nymphose dure de 15 à 21 jours à 25°C. Elle est le lieu des profondes transformations des organes (**Sebih, 2018**). Les premiers adultes issus de cette mue imaginaire apparaissent généralement chaque année en octobre après les premières pluies (**Amine khodja, Bekkouche, 2016**).



Figure 05: Nymphe du ver blanc. Face latérale (1), Ventrale (2) et Dorsale (3) (**Bakelli et Habibi, 2019**).

4.4 L'adulte

La sortie de terre des adultes a lieu à partir des mois d'octobre et novembre. Les adultes ressemblent à des scarabées. Leur forme de hanneton ne rappelle plus rien de celle des vers blancs dont ils sont issus. A l'émergence, la proportion de mâles et de femelles est sensiblement la même. L'adulte est toujours ailé. La longueur de son corps varie de 15 à 24 mm. Le dessus du corps est brun, le dessous est blanc (**Amine khodja, Bekkouche, 2016**).

Un accouplement se produit au début de vie imaginaire et dure de 8 à 15 minutes. L'accouplement se produit car le mâle est attiré par les odeurs ou phéromones émis par la femelle. Un mois après, ce premier accouplement est suivi par un deuxième.

Chapitre I : Les vers blancs

Les femelles fécondées tombent sur le sol et s'y enfoncent pour pondre 10 à 60 œufs en plusieurs fois à une profondeur de 2 à 8 cm. Les adultes se nourrissent peu, à peine 1 à 2 cm² chaque jour de feuilles de leur hôte végétal (Amine khodja et Bekkouche , 2016)(Figure 06).

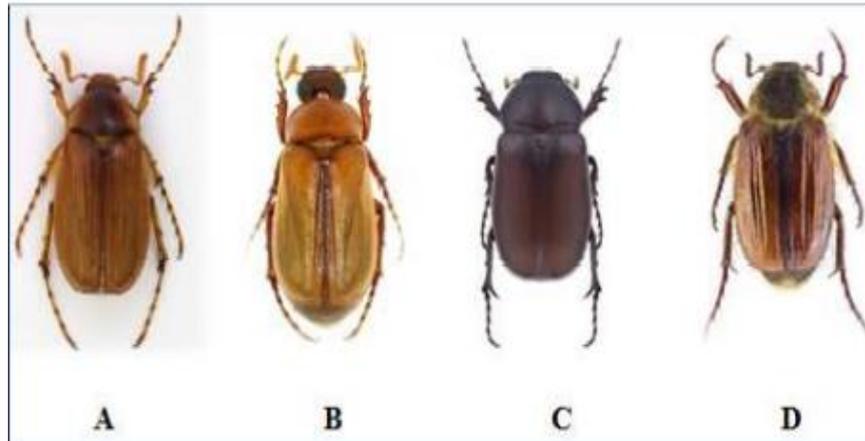


Figure 06: Quelques espèces de *Rhizotrogini* (stade adulte), **A:** *Geotrogus* sp. (Ballerio et al., 2014), **B:** *Rhizotrogus* sp. (Daniel, 2009), **C:** *Schizoycha* sp. (Alexander, 2016) et **D:** *Amphimallon* sp. (Linné, 1758).

5 Principales espèces

5.1 Hanneton européen (*Rhizotrogus majalis*)

5.1.1 Description

Les larves du hanneton européen dont le nom scientifique est *Rhizotrogus majalis* (Figure 07), se distinguent des autres par le motif en « Y » qui forme les soies de l'écusson anal (Amine khodja et Boukouche, 2016). L'adulte est un hanneton de taille moyenne, d'environ 14 mm, brun clair et de forme ovale (Charbonneau, 2008). Cette espèce se nourrit des racines de maïs, des différents fourrages, et des céréales (Sebih, 2018).



Figure 07 : Hanne-ton Européen (*Rhizotrogus majalis*) (Amine khodja et Bekkouche 2016).

5.1.2 Cycle biologique

Ce ravageur ne produit qu'une seule génération par an. Il hiverne à l'état de larve dans le sol. En avril, les larves du hanneton européen remontent vers la surface et se nourrissent des racines des plantes. Elles cessent de s'alimenter à la mi-mai, qui marque le début de la pupaison. (Sebih, 2018).

Au début de juin, les adultes émergent du sol pour s'accoupler à la nuit tombante dans les arbres ou sur d'autres supports élevés (Boughandja et Boutemra, 2018). Ils se rassemblent pour le vol nuptial et forment alors des essaims visibles à la brunante. Les femelles adultes recherchent ensuite des sols humides et frais dans les pelouses ou les champs avoisinants pour y pondre leurs œufs (Sebih, 2018). Chaque femelle peut pondre entre 20 et 30 œufs, qui mettent de 2 à 3 semaines pour éclore. Les larves muent deux fois pour atteindre une taille d'environ 2 cm de long vers la fin de l'été.

Elles s'enfouissent dans le sol pour passer l'hiver puis elles remontent très tôt vers la surface au printemps pour s'alimenter de nouveau. À la fin de Mai ou au début de Juin, elles redescendent profondément dans le sol pour se transformer en pupe, puis en adulte (Smeesters, 2013).

5.2 Hanneton commun (*Phyllophaga anxia*)

5.2.1 Description

Ces larves ressemblent à des grosses crevettes blanches en forme de « C » (figure 08) (Smeesters, 2013), l'écusson anal prend une forme ovale et présente deux rangées parallèles d'épines. Au stade adulte, ce hanneton est légèrement plus gros (environ 20 mm)

que le hanneton européen et de couleur brun rougeâtre à noire (**Charbonneau, 2008**). Cette espèce se nourrit des racines de soya, et des cultures fourragères.



Figure 08: Hanneton Commun (*Phyllophaga sp.*)(**Amine khodja et Bekkouche 2016**).

5.2.2 Cycle biologique

Phyllophaga anxia a un cycle de trois ans. La femelle dépose ses œufs dans une boule de terre dans le sol, les œufs éclosent deux à trois semaines plus tard, les jeunes larves se nourrissent alors de végétation en décomposition pendant le premier été, hibernent dans le sol, ensuite se nourrissent de racines de plantes le second été. Après un autre hiver, les larves se nourrissent jusqu'au mois de Juin du troisième été, finissent par se transformer en pupes après deux à trois semaines, ensuite la forme adulte apparaît, mais demeure dans le sol jusqu'au printemps de la quatrième année (**Smeesters, 2013**).

5.3 Scarabée japonais (*Popillia japonica*)

5.3.1 Description

La larve de scarabée japonais se distingue par son écusson anal large et peu profond, en forme de «V » Il est aussi beaucoup plus petit que le hanneton européen et celui du hanneton commun (**Bousnane et Ghani, 2017**) (**Figure 09**). L'adulte du scarabée japonais se reconnaît facilement à sa tête verte métallique brillante et à ses ailes de reflet cuivré, teintées de vert aux extrémités, avec les douze touffes de poils blanchâtres garnissent les bords de ses ailes (**Amine khodja et Bekkouche, 2016**). Leur taille moyenne est de 10 mm de longueur et 7 mm de largeur (**Vittum et al, 1999**). Cette espèce se nourrit des racines de soya et des cultures fourragères.



Figure 09: Scarabée japonais adulte. (Légaré *et al.*, 2015).

5.3.2 Cycle biologique

Le scarabée japonais n'a qu'une seule génération par année (**Figure 10**). L'insecte hiverne sous forme de larve de troisième stade larvaire enfouie dans le sol. Le printemps suivant, une fois que la température du sol dépasse 15 °C, les larves se rapprochent de la surface et se nourrissent de racines de plantes jusqu'à la fin juin, moment où elles se transforment en pupes et deviennent adultes. L'adulte s'extirpe du sol au début juillet et vit une quarantaine de jours. Après l'accouplement, les femelles pondent leurs œufs dans le sol. Ceux-ci éclosent quelques semaines plus tard. Les larves commencent alors à se nourrir de racines et passent par trois stades larvaires avant de se préparer à hiverner (**Boughandja et Boutemra, 2018**).

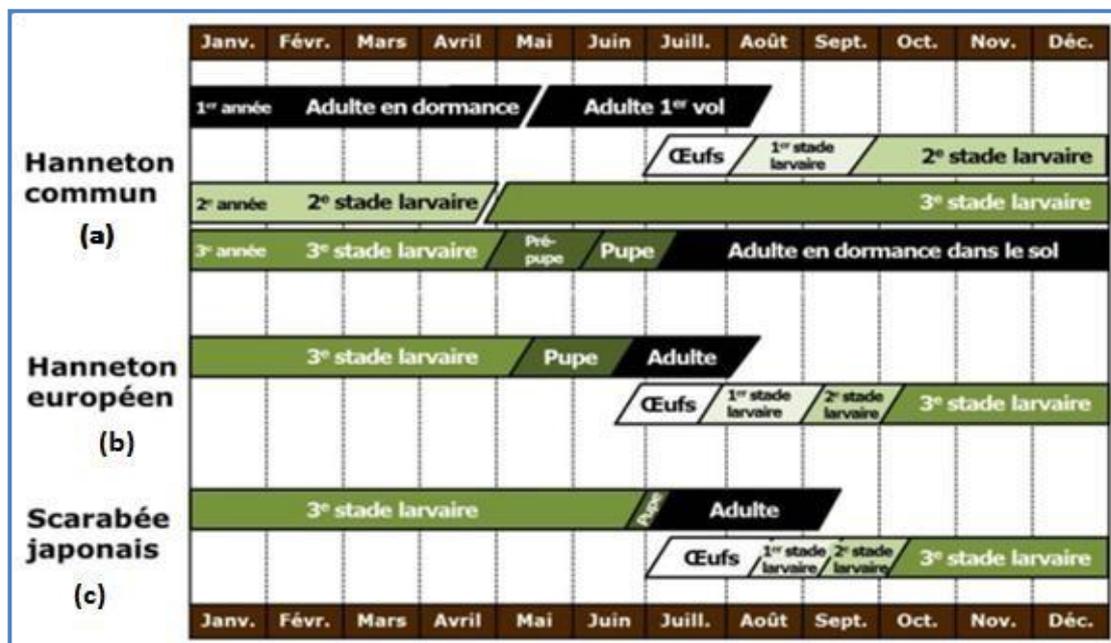


Figure 10 : Cycle biologique de trois espèces des hannetons. a : hanneton commun,

b : hanneton européen et c : scarabée japonais (Légaréet *al.*, 2015)

5.4 Ver blanc des céréales (*Geotrogus deserticola*)

5.4.1 Description

Le ver blanc des céréales *Geotrogus deserticola* (Figure 11) est l'espèce la plus rencontrée sur les céréales en Algérie. C'est un redoutable ravageur qui s'attaque à toutes les espèces végétales notamment les cultures maraîchères, la vigne et surtout les céréales qui sont considérées comme plantes préférentielles (INPV, 2015). A l'état adulte, c'est un coléoptère appelé communément petit hanneton ; de couleur brun pâle ou brun foncée au corps légèrement allongé de 1 à 1,7 cm de longueur. Il possède 3 paires de pattes et des pièces buccales broyeuses. Les antennes sont composées de 07 à 10 articles avec 03 à 06 feuilles aux extrémités (Chiheb, 2014). Les larves sont translucides à l'éclosion et tournent au blanc par la suite ; leur corps est mou et enroulé en demi-cercle. Elles font de 3.5 à 4 cm au dernier stade de développement (Yahiaoui et Bekri, 2014).



Figure 11: *Geotrogus deserticola* (Jean et al., 2015)

5.4.2 Cycle biologique

L'accouplement se fait à la surface du sol, ensuite les femelles retournent dans les terres cultivées et les prairies avoisinantes pour pondre leurs œufs (Sebih, 2018). Les larves effectuent leur développement dans les sols à différentes profondeurs, Le développement larvaire se caractérise par 03 stades larvaires (INPV, 2015): L1 dure environs 6 mois, L2 dure environs de 12 à 15 mois, L3 dure plus de trois mois, le cycle évolutif du ver blanc dure deux ans et demi à trois années (Figure 12). (Bousnane et Ghani, 2017).



Figure 12: Cycle biologique du ver blanc des céréales *Geotrogus deserticola* (Yahiaoui et Bekri, 2014).

6 Plantes hôtes et dommages

Les vers blancs sont extrêmement polyphages et leurs habitudes alimentaires diffèrent selon leur stade de développement:

- **Les larves :** qui ont une mobilité réduite, se nourrissent principalement de racines des pelouses. Cependant, elles peuvent aussi s'attaquer à un large éventail de cultures, dont le maïs, le soya, les céréales, les cultures fourragères, la pomme de terre, la betterave, le haricot, la tomate, les petits fruits, plusieurs cultures ornementales ainsi qu'à de nombreuses mauvaises herbes. Au fur et à mesure que les larves consomment le système racinaire, les plantes attaquées flétrissent et dépérissent. Il est à noter que les champs en retour de prairies ou infestés de mauvaises herbes ont plus de risque de subir des dommages. Lorsqu'ils sont attaqués, les pelouses brunissent en plaques (**Figure 13 a**) et il est alors facile de les retourner pour observer les vers blancs (**Figure 13 b**). Par ailleurs, des dommages secondaires causés par les mouffettes, rats laveurs et autres prédateurs sont parfois observables. D'un point de vue agricole, les grandes cultures sont les plus susceptibles d'être endommagées par les vers blancs. De plus, les larves creusent parfois des galeries dans les légumes produisant des tubercules (ex : pomme de terre, rutabaga, betterave, etc.) (**Figure 13 c**).
- **Les adultes :** qui sont beaucoup plus mobiles que les larves, se nourrissent sur les parties aériennes des plantes. Le hanneton commun se nourrit de feuilles, de fleurs et de bourgeons d'arbres feuillus et d'arbustes tels que les frênes, les trembles, les ormes, les érables, les chênes, les peupliers et les saules. Certains arbustes, notamment le framboisier et les rosiers, sont aussi à risque. Lorsque les populations sont élevées, les dommages peuvent être considérables. De plus, les adultes peuvent devenir une nuisance autour des bâtiments puisqu'ils sont attirés par la lumière. Le hanneton européen cause peu de dommages au stade adulte, car ce dernier se nourrit très peu chez cette espèce. Quant au scarabée japonais, les adultes sont particulièrement voraces et c'est à ce stade que l'espèce cause le plus de dommages. En effet, ils s'attaquent au feuillage, aux fruits, aux bourgeons et aux fleurs de plus de 250 plantes hôtes, dont plusieurs cultures et plantes ornementales. Ses hôtes préférés sont le pommier, le cerisier, la vigne, le tilleul, l'érable et le rosier. Lorsqu'ils grignotent les feuilles, les scarabées japonais causent des trous de forme irrégulière (**Figure 13 d**). Lorsque les populations sont élevées, elles ne laissent que

Chapitre I : Les vers blancs

les nervures des feuilles intactes. On dit alors du feuillage qu'il est "squelettisé" (Figure 13 e) (Légaré *et al.*, 2015).

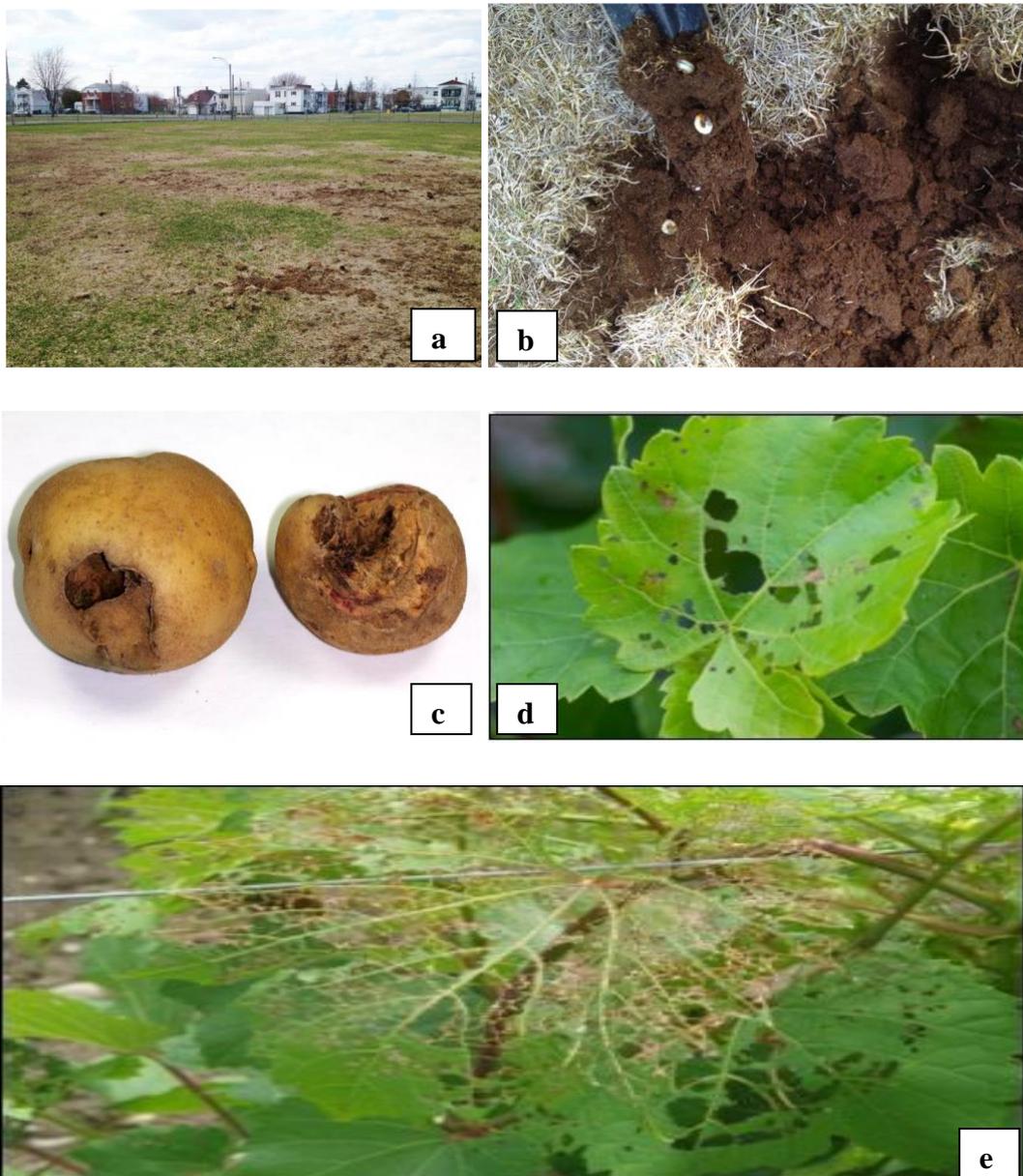


Figure 13: a : Pelouse endommagée par des larves de hannetons européens. (Légaré *et al.*, 2015). ; b : Larves de hanneton européen observées après avoir retourné une pelouse endommagée. (Légaré *et al.*, 2015) ; c : Dommages causés par des larves de vers blancs sur des pommes de terre. (Légaré *et al.*, 2015) ; d : Dommages causés par le scarabée japonais adulte. (Légaré *et al.*, 2015) ; e : Une feuille "squelettisée" par le scarabée japonais adulte. (Légaré *et al.*, 2015).

7 Ecologie des vers blancs

7.1 Facteurs de régulations abiotiques

Les larves au premier et deuxième stade sont très sensibles aux températures supérieures à 25°. (Couturier et Hurpin, 1957 : Hurpin 1962). Aussi les périodes de chaleur et de sécheresse sont très défavorables aux populations de vers blancs. L'état physique du sol va jouer un rôle important dans la survie. Ainsi, les sécheresses printanières sont très défavorables à la survie des pontes dans les sols à faible réserve utile. En été, la combinaison chaleur et sécheresse entraînent la mortalité des jeunes larves. A l'opposé les sols engorgés sont également défavorables au développement larvaire.

Le froid peut induire des mortalités sur les œufs ou les premiers stades larvaires (gelée tardive de mai) mais les froids de l'automne et de l'hiver sont évités par enfouissement profond dans le sol (jusqu'à 1 m selon la texture) (Régnier, 1952).

7.2 Facteurs de régulation biotiques

Les vers blancs font l'objet d'une prédation active par les oiseaux (étourneaux, corvidés...), les sangliers, les blaireaux ou les hérissons mais aussi par des petits mammifères tels que les musaraignes, les taupes ou les campagnols tant au niveau des larves (campagnol des champs, campagnol terrestre) que des adultes (campagnol roussâtre). Divers insectes parmi les carabes ou les fourmis sont également des prédateurs actifs. Il faut également noter un certain cannibalisme observé entre larves de hanneton en particulier entre larves de cohortes différentes, celles du régime majoritaire éliminant les autres.

Par ailleurs, les hannetons, notamment au cours de la longue phase de développement dans le sol, sont soumis à un cortège important de parasites. Tous les stades de l'œuf à l'adulte sont concernés.

Parmi les insectes ce sont essentiellement des hyménoptères ou des diptères (tachinaires) qui s'attaquent aux larves et aux nymphes. Mais ce sont les micro-organismes qui jouent le principal rôle de régulation par parasitisme.

Des nématodes, des protozoaires, des bactéries et des champignons entomopathogènes ont été recherchés et identifiés depuis la fin du 19^{ème} siècle dans le but de mener une lutte biologique contre les vers blancs.

Le hanneton est particulièrement sensible aux maladies fongiques. Parmi les principaux champignons responsables de ces infections, sont identifiés des *Beauveria*, en particulier

Chapitre I : Les vers blancs

l'espèce *Beauveria brognartii*. Le champignon infeste les hannetons selon le mode d'action classique des champignons entomopathogènes : après avoir perforer la cuticule de la larve, le mycélium entre et colonise l'intérieur de l'insecte puis il synthétise des protéines qui entraînent la mort de la larve. La phase souterraine, très longue chez les hannetons, est particulièrement propice à de telles infections (**Régnier, 1952**).

Chapitre II:

Méthodes de lutte

8 Introduction

En matière de protection des végétaux en agriculture, on peut utiliser cinq types d'approches soient la lutte chimique, la lutte biologique, la lutte physique, les biopesticides et les facteurs humains (**Figure 14**). Théoriquement, la lutte intégrée s'ouvre à toutes techniques de protection des plantes en fonction de ses mérites dans une situation donnée. En pratique, la lutte chimique constitue, et de loin, le type de méthode le plus utilisé en agriculture commerciale. Ceci est dû à des raisons essentiellement économiques et techniques (**Panneton et al., 2000**).

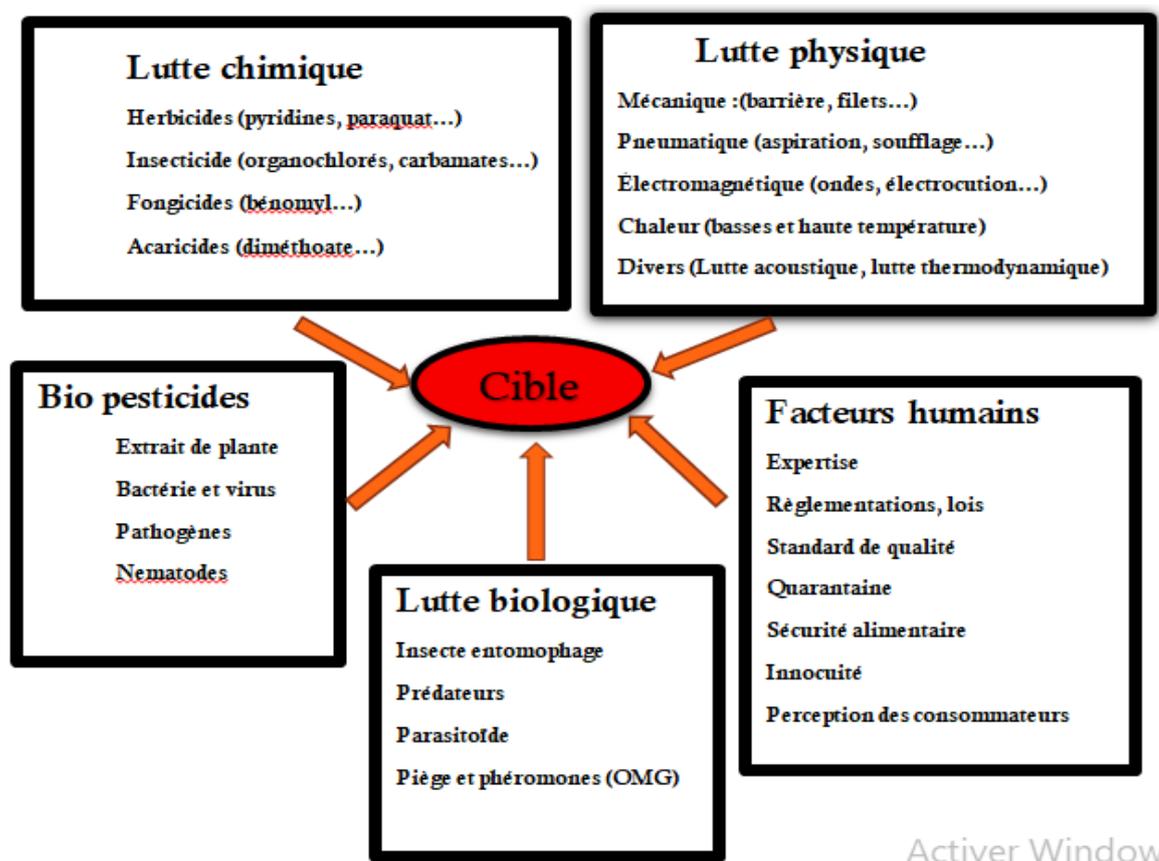


Figure 14: Approches en protection des plantes

9 Différents types de lutte

9.1 Lutte intégrée

La lutte intégrée ou gestion intégrée des ennemis des cultures est une méthode décisionnelle qui a recours à toutes les techniques nécessaires pour réduire les populations d'organismes nuisibles de façon efficace et économique, tout en respectant l'environnement (**Panneton et al., 2000 ; Vincent et al., 1992**). Un des principes clés de la lutte intégrée est

Chapitre II : La lutte biologique

de ne prendre des mesures contre les organismes nuisibles que lorsque leur nombre l'exige, et non de façon systématique. Dans la plupart des cas, il suffit simplement de restreindre les populations de ravageurs à un niveau où ils ne causent plus de dégâts, sans les éliminer complètement (**Panneton et al., 2000**).

9.1.1 Les principales étapes de la lutte intégrée

La lutte intégrée dans la pratique est une démarche qui comprend six étapes :

- Identifier les ravageurs et leurs ennemis naturels;
- Dépister les ravageurs et ennemis naturels et évaluer la situation;
- Utiliser des seuils d'intervention;
- Adapter l'écosystème;
- Combiner les méthodes de lutte;
- Évaluer les conséquences et l'effet des interventions.

9.2 La lutte physique

La lutte physique regroupe toutes les techniques de lutte dont le mode d'action primaire ne fait intervenir aucun processus biologique, biochimique ou toxicologique. Par opposition, les autres techniques ne sont efficaces que si une interaction est établie entre un processus issu du vivant chez l'ennemi visé (physiologie, comportement, écologie) et l'agent de lutte. Parfois, l'action primaire a une action répressive directe comme dans le cas où des insectes sont tués sur le coup par des chocs mécaniques. D'autres fois, les réactions au stress induit par la méthode physique apportent l'effet désiré. Plusieurs techniques de lutte physique ont suffisamment de qualités ou d'avantages pour enrichir l'arsenal de lutte intégrée. Il convient de distinguer deux types fondamentaux de méthodes en lutte physique: les méthodes actives et les méthodes passives. Les méthodes actives utilisent de l'énergie au moment de l'application pour détruire des ennemis de culture ou pour enlever du milieu. Ces méthodes n'agissent qu'au moment de l'application et ne présentent pratiquement pas de rémanence. Les méthodes passives procèdent par une modification du milieu et ont un caractère plus durable (**Chagnon et al., 1996; Panneton et al., 2000**).

9.2.1 Exemple lutte mécanique

Effectuer des labours profonds avant plantation; ils ramènent les œufs et les larves à la surface du sol où ils sont prédatés par les fourmis ou les oiseaux (**Vercambre, 1988 ; Vercambre et al., 1988**). Les larves sont très sensibles aux chocs, ainsi qu'à la

Chapitre II : La lutte biologique

déshydratation. Durant l'été les vers blancs se tiennent dans la couche superficielle du sol où ils dévorent les racines. C'est à ce moment-là que le traitement mécanique à l'aide d'outils à dents, fixes ou animées, ou à disques est le plus efficace.

Le labour quand il bouscule profondément le sol et remonte en surface les larves, ce qui les expose au soleil et aux oiseaux. Le changement des pratiques agricoles dans la plupart des régions, avec le retournement régulier des prairies de fauche ou leur mise en culture, qui est à l'origine de la baisse spectaculaire de présence du ver blanc. Cette méthode est cependant difficile à appliquer en forêt en raison de la présence de nombreuses souches et racines. De plus une fois la plantation réalisée, l'intervention sera limitée aux interlignes (**Abgrall,1991**).

9.3 Lutte chimique

Elle consiste à un procéder de l'épandage du produit insecticide qui sera suivi d'un cover cropage afin d'enfouir le produit (Traitement intégral en période automnale). Il existe encore une autre méthode de lutte qui consiste en l'enrobage de la semence de céréales par un insecticide approprié (**Abgrall,1991**). C'est une opération qui permet d'éloigner les vers blancs du système racinaire après levée de la céréale. L'autre traitement est localisé au niveau des parcelles de céréales(traitement est par bandes en période printanière)(pourtour des taches). Cette méthode est à appliquer pour les parcelles infestées de 5 à 9 larves /m². La quantité de produit utilisé est la moitié de celle recommandée pour le traitement intégral. Il est recommandé d'effectuer ce traitement de préférence 10 à 15 jour avant les semis. Il faut maintenir les traitement engagés durant une période d'au moins deux années successives pour parvenir à rompre le cycle biologique de l'insecte en question et de juguler le niveau de population (**Abgrall, 1991; BASSO-BERT, 1988**).

9.4 Lutte biologique

Parmi les méthodes de lutte biologique, les biopesticides occupent une place de choix car ils se prêtent souvent à la production de masse requise pour l'industrie et ils s'appliquent avec un pulvérisateur conventionnel, ce qui en facilite l'adoption par les producteurs agricoles. Les biopesticides peuvent être à base de bactéries, champignons, virus, nématodes et d'extraits de plantes (Vey *et al.*,2001). Ils sont généralement compatibles avec des méthodes de lutte biologique classiques (ex. lâchers de prédateurs ou de parasites),

Chapitre II : La lutte biologique

quoiqu'ils puissent avoir des effets néfastes sur les organismes utiles (**Soltani et al., 1986 ; Ouakid et al., 2005**).

La prise de conscience progressive des dangers de l'usage abusif des insecticides conventionnels pour l'environnement a beaucoup contribué à augmenter l'intérêt porté à la lutte biologique. Les effets secondaires induits par l'utilisation intensive et déraisonnable de toutes sortes de pesticides chimiques conventionnels, ont encouragé la recherche de méthodes alternatives comme les régulateurs de croissance des insectes ou les biopesticides. Parmi les espèces utilisées dans la lutte biologique contre les ravageurs des cultures et les vecteurs de maladies, il y a les champignons entomopathogènes (**Papierok et Hajek, 1997**).

L'utilisation de certains de ces champignons a donné des résultats satisfaisants contre plusieurs espèces d'insectes (**Yee et lacey, 2005; Ekesi et al., 2003**). Les genres *Metarhizium* et *Beauveria* sont les plus utilisés en lutte biologique. En particulier, *M. anisopliae* a fait l'objet de nombreux travaux qui concernent le mode d'infestation du champignon (**Papierok et Hajek, 1997**). Les mécanismes de la toxicité de l'insecte (**Clarkson et Charnley, 1996**). La pénétration des spores qui varie selon le degré de contamination et l'épaisseur de la cuticule de l'hôte (**Brooks et al., 2004**).

Plusieurs produits phytosanitaires commerciaux destinés à la lutte contre différents types de ravageurs des cultures ont été extraits à partir de ce champignon (**Butt, T. M., et al 1994**). Ces produits sont caractérisés par la présence de toxines appelées destruxines, sécrétées essentiellement par *M. anisopliae* (**Sellami et al., 2015**).

Les micro-organismes entomopathogènes sont les ennemis naturels des insectes. Ils infectent leurs hôtes en pénétrant dans leurs corps et/ou en excréant des composés insecticides. En parallèle, la plupart des insectes hébergent de multiples micro-organismes symbiotiques qui jouent un rôle dans la nutrition et la défense de leurs hôtes. En conséquence, au cours du processus de colonisation, les micro-organismes entomopathogènes interfèrent avec ces micro-organismes bénéfiques. Ainsi, les interactions entre les insectes et les micro-organismes pathogènes peuvent induire la production d'insecticides et/ou de métabolites antimicrobiens. La recherche de composés insecticides et antimicrobiens représente un défi mondial pour la santé publique face au phénomène croissant de résistance aux antibiotiques et de toxicité des insecticides, des travaux ont montré que l'étude des interactions spécifiques entre les micro-organismes entomopathogènes et leurs insectes cibles peut conduire à la

Chapitre II : La lutte biologique

découverte de nouveaux composés prometteurs, d'intérêt pharmaceutique (**Sellami et al., 2015**).

Les hannetons sont sensibles aux maladies fongiques. Parmi les principaux champignons responsables d'infections, il est relevé des *Beauveria*, en particulier *B.bassiana*. Il contamine les hannetons selon le mode d'action classique des champignons entomopathogènes : après avoir perforé la cuticule de la larve, le mycélium pénètre et colonise l'intérieur de l'insecte, puis il synthétise des protéines qui entraînent la mort de la larve. Il existe des spécialités commerciales à base de nématodes entomopathogènes : *Heterorhabditis bacteriophora*. Cet auxiliaire parasite et tue les larves de hanneton et d'otiorhynque (charançon). Mais les conditions d'applications sont très restrictives, le sol doit être humide durant les 5 semaines qui suivent le traitement et la température du sol doit être supérieure à 12 °C (**Brooks et al., 2004**).

En conclusion, le dispositif de lutte actuel est basé sur l'utilisation d'un agent de bio-contrôle, un entomopathogène du genre *Beauveria*. Cet entomopathogène est contenu dans une formulation applicable au sol, le BETEL®. La dissémination du champignon peut également se faire par trempage des hannetons dans une solution de *Beauveria*. Les adultes intacts sont capturés à la tombée de la nuit près d'une source lumineuse, trempés dans la solution, puis relâchés. Ils s'envolent et vont mourir quelques jours plus tard dans le sol, propageant ainsi l'infection dans les champs et zones non agricoles (**Brooks et al., 2004 ; Sellami et al., 2015**).

Chapitre III:

Les champignons

Entomopathogènes

10 Généralité sur les champignons

Les champignons, parfois appelés champignons vrais ou eumycètes du grec "eu: vrai" et "mykes: champignon", sont des eucaryotes, porteurs de spores et dépourvus de chlorophylle (**Prescott *et al.*, 2013**).

Le règne des champignons regroupe les levures et les moisissures, ces organismes sont hétérotrophes; ils tirent leur énergie de la respiration et de la fermentation des matières organiques solubles disponibles dans leur environnement (**Leveau et Bouix, 1993 ; Nicklin *et al.*, 1999**).

Les moisissures sont des champignons pluricellulaires dont le thalle présente leur structure végétative, ils sont constitués de longs filaments fins et ramifiés, à structure cellulaire appelée hyphes qui forment un mycélium (**Prescott *et al.*, 2013**). Ces hyphes sont divisés par des cloisons et chaque cloison contient un seul noyau, on les appelle alors hyphes septés ou segmentés. Chez certaines classes de mycètes, ces hyphes sont non septés avec des noyaux multiples et on les appelle alors coénocytes, ces cloisons portent des ouvertures permettant le passage du cytoplasme entre les cellules adjacentes. Les hyphes qu'ils sont segmentés ou non, sont sous formes de petites tubules transparents entourés d'une paroi cellulaire rigide, elle contient de la chitine et des polymères de la cellulose qui lui donne une grande rigidité et une grande capacité de résistance à la chaleur et à la pression osmotique élevée (**Tortora *et al.*, 2003**).

La classification actuelle des champignons se base sur les caractères morphologiques et sur le mode de reproduction, on distingue 7 classes : Myxomycète, Oomycètes, Chytridiomycètes, Zygomycètes, Ascomycètes, Basidiomycètes et Deutéromycète (**Davet, 1996**).

La plupart des champignons possèdent deux modalités de reproduction ; la reproduction asexuée et la reproduction sexuée (**Senal *et al.*, 1993**). La plupart des espèces sont, en effet, capables de former des spores, soit à l'intérieur de sporocystes chez les champignons inférieurs à thalle non cloisonné, soit sur des ramifications différenciées du mycélium (conidiophores) (**Davet, 1996**).

11 Champignons entomopathogènes

Les premières observations scientifiques des champignons entomopathogènes ont eu lieu aux environs des années 1830, avec l'ouvrage de (**Bassi, 1835**) sur la muscardine du ver à soie. Parmi les microorganismes utilisés en lutte biologique, plus de 700 espèces de champignons sont entomopathogènes et jouent un rôle important dans la régulation naturelle des populations d'insectes (**Kouassi, 2001**), ils sont des agents de lutte de grand intérêt puisqu'ils ont l'avantage d'affecter tous les stades de développement de l'insecte, y compris les œufs (**Ferreira et al., 2005**).

Les champignons entomopathogènes sont des eucaryotes avec des noyaux, des organites bien définis et une paroi cellulaire chitineuse, ils se présentent parfois sous forme de cellules individuelles, mais le plus souvent sous forme de filaments constituant le mycélium et dans lesquels sont rangées les cellules (**Ksentini, 2009**).

La reproduction se fait par formation de spores sexuées ou asexuées. La sous-division des deutéromycètes regroupe les ascomycètes et les basidiomycètes qui sont des champignons filamenteux à hyphes septés, se reproduisant de façon végétative dont on connaît pas leur forme de reproduction sexuée (champignons imparfaits). (**Ksentini, 2009**). Chez les champignons hyphomycètes, environ 500 espèces (**starnes et al., 1993**). Parmi lesquels, les genres *Beauveria*, *Metarhizium*, *Tolyocladium*, *Verticillium* et *P. aecilomyces* sont les plus utilisées en lutte biologique (**Kamp et Bidochka, 2002**).

11.1 Classification

D'après **Ferron (1975)** et selon la classification d'**Ainsworth et Bisby (1971)** in **Hawksworth et al. (1983)**, les champignons entomopathogènes se divisent en quatre groupes: les champignons imparfaits, les Entomophthorales, les Coelomomyces et les Ascomycètes (**annexe01**).

A présent, la systématique ou l'étude de la diversité biologique en vue de sa classification se concentre, à la lumière des découvertes récentes, sur une classification phylogénétique remplaçant la classification classique (**Saiah, 2014**). La classification classique établit des groupes ou taxons en fonction d'un simple critère de ressemblance globale. Une classification phylogénétique suppose que l'on regroupe les êtres vivants en fonction de leurs liens de parenté (**Vega et al., 2012**).

Chapitre III : Les champignons entomopathogènes

A la suite de l'avènement de la biologie moléculaire, de nombreux concepts taxonomiques ont changé. Cela va conduire à l'abandon des termes de Deutéromycètes, *hyphomycètes* et Fungi Imperfecti (**Blackwell et al. 2006**), dans lequel de nombreux champignons entomopathogènes ont été habituellement classés, et leur reclassement dans le phylum *Ascomycota* (**Humber, 2012**). Actuellement, les champignons entomopathogènes appartiennent à quatre divisions différentes : *Chytridiomycota*, *Zygomycota*, *Basidiomycota* et *Ascomycota*. **Le tableau 01** regroupe plusieurs espèces de champignons appartenant à différents phylum et reconnus comme étant entomopathogènes.

Chapitre III : Les champignons entomopathogènes

Tableau 01: Champignons entomopathogènes appartenant à différents Phylums (Saiah, 2014 in Badaoui, 2017).

Phylum	Genre	Espèce	Auteur
Zygomycota	<i>Batkoa</i> Humber	<i>B. apiculata</i> et <i>B. major</i>	Balazy, 1993
	<i>Conidiobolus</i> Brefeld	<i>C. coronatus</i>	Soper et al., 1988
		<i>C. obscurus</i> et <i>C. thromboides</i>	Humber, 2012
	<i>Entomophaga</i> Batko	<i>E. aulicae</i> , <i>E. maimaiga</i> et <i>E. grylli</i>	Humber, 1989
		<i>E. calopteni</i>	Humber, 1989
	<i>Entomophthora</i> Fresenius	<i>E. culicis</i> et <i>E. muscae</i>	Keller, 2002
		<i>E. planchoniana</i>	Humber, 2012
	<i>Erynia</i> Nowakowski	<i>E. aquatica</i> et <i>E. rhizospora</i>	Keller, 1991
		<i>E. conica</i>	Balazy, 1993
		<i>E. ovispora</i>	Humber, 2012
	<i>Furia</i> Batko	<i>F. americana</i>	Keller, 1991
		<i>F. F. virescens</i>	Balazy, 1993
<i>Massospora</i> Peck	<i>M. cicadina</i>	Humber, 2012	
<i>Neozygites</i> Witlaczil	<i>N. fresenii</i> , <i>N. parvispora</i> et <i>N. floridana</i>		
<i>Pandora</i> Humber	<i>P. blunckii</i> et <i>P. neoaphidis</i>		
<i>Zoophthora</i> Batko	<i>Z. phalloides</i> et <i>Z. phytonomi</i>		
	<i>Z. radicans</i>	Balazy, 1993	
Basidiomycota	<i>Septobasidium</i>	<i>Septobasidium</i> sp	Henk et vilgalys, 2007
	<i>Auriculoscypha</i>	<i>Auriculoscypha</i> sp	
	<i>Uredinella</i>	<i>Uredinella</i> , sp	
	<i>Coccidioidictyon</i>	<i>Coccidioidictyon</i> sp	Sung et al., 2007
	<i>Ordonia</i>	<i>Ordonia</i> sp	
Ascomycota	<i>Aschersonia</i>	<i>A. aleyrodis</i>	Chaverri et al., 2008.
		<i>A. Montagne</i>	Liu et al., 2006;
	<i>Ascospaera</i> Spiltoir	<i>A. aggregata</i>	Anderson et al. 1998.
	<i>Beauveria</i> Vuillemin	<i>B. bassiana</i> (Balsamo)	Rehner et al., 2011
		<i>B. brongniartii</i> (Saccardo)	
	<i>Cordyceps</i>	<i>C. militaris</i> et <i>C. tuberculata</i>	Kepler et al., 2012
	<i>Fusarium</i> Link	<i>Fusarium</i> sp	O'donnell et al., 1998
	<i>Gibellula</i> Cavara	<i>G. pulchra</i> et <i>G. leiopus</i>	Tzean et al., 1997
	<i>Hirsutella</i> Patouillard	<i>H. saussurei</i>	Rombach et Roberts, 1989
		<i>H. thompsonii</i>	Hodge et al., 1996
	<i>Hymenostilbe</i> Petch Emend.	<i>H. citriformis</i>	Humber, 2012
		<i>H. rhossiliensis</i> et <i>H. saussurei</i>	Hodge et al., 1996
		<i>H. thompsonii</i>	Rombach et Roberts, 1989
	<i>Isaria</i> Persoon	<i>I. farinosa</i> et <i>I. fumosorosea</i>	Humber, 2012
	<i>Paecilomyces</i> Bainier	<i>P. lilacinus</i>	
	<i>Lecanicillium</i> Gams et Zare	<i>L. lecanii</i>	Zare et al., 2001.
	<i>Metarhizium</i> Sorokin	<i>M. anisopliae</i>	Bischoff et al., 2009
		<i>M. flavoviride</i>	Driver et al., 2000
		<i>M. majus</i> et <i>M. acridum</i>	Kepler et al., 2012.
	<i>Nomuraea</i> Maublanc	<i>N. rileyi</i>	Kepler et al., 2012
<i>Tolypocladium</i>	<i>T. niveum</i>	Humber, 2012	
	<i>T. cylindrosporum</i>	Hodge et al., 1996	
<i>Torribiella</i> Boudier	<i>T. ratticaudata</i>	Sato et al., 2010	
	<i>T. aranica</i>	Sung et al., 2007	

11.2 Mode d'action

Généralement, les champignons entomopathogènes tuent ou réduisent la vigueur des hôtes qu'ils infectent. Aussi ils sont plus efficaces lorsque l'insecte ciblé est préalablement affaibli par un autre facteur comme un stress nutritif. Compte tenu de leur mode de transmission et de leurs besoins abiotiques, ils sont généralement très efficaces lorsque la densité des populations d'insectes ciblés est très élevée, quoi qu'il en soit, le système immunitaire des insectes peut fortement influencer la pathogénicité de ces ennemis naturels. La cuticule de l'insecte s'impose comme barrière structurellement et chimiquement complexe pour la pénétration du champignon **(Clarkson et Charnley, 1996)**.

Les champignons peuvent infecter les insectes par pénétration directe à travers la cuticule **(Clarkson et Charnley, 1996)**, au contact de la cuticule de l'insecte, la spore germe et pénètre au travers du tégument en combinant des pressions mécaniques et enzymatiques **(St Leger, 1993)**. Le champignon croît rapidement dans l'hémocoel. Les insectes sensibles au champignon meurent généralement dans un délai de 3 à 10 jours. Quand l'insecte meurt, le champignon entre dans un stade hyphal, colonise les organes internes puis sporule à la surface de l'insecte. Le cycle infectieux est généralement le même pour tous les champignons entomopathogènes, le processus de pénétration est l'étape la plus importante de la pathogénèse. Le mode d'infection des champignons entomopathogènes se divise en quatre étapes distinctes : l'adhésion, la germination, la pénétration, la multiplication et la dissémination **(Figure 15) (Ferron *et al.*, 1991)**.

11.2.1 L'adhésion

L'adhésion est généralement assurée par les spores qui se fixent sur la cuticule au premier contact avec l'insecte. La réussite de l'infection dépend, entre autre de la quantité de l'inoculum, des conditions climatiques et de la densité de l'hôte **(Boucias et Pendland, 1988)**. Deux types de spores peuvent assurer l'infection des insectes, les spores sèches et les spores visqueuses **(Samson *et al.*, 1988)**. Le premier type utilise une combinaison de forces électrostatique et chimiques pour s'adhérer à la cuticule de l'hôte **(St Leger et Frank, 1992)**. Quant au deuxième type, il s'attache à son hôte à l'aide d'une substance visqueuse adhésive.

Chapitre III : Les champignons entomopathogènes

11.2.2 La germination

La germination des spores dépend à la fois de la température et de l'humidité du milieu, ainsi que sur les substances nutritives contenues dans celles-ci (**Samuels et Pinnock, 1990**). Après la fixation des spores sur l'hôte, ces dernières émettent un tube germinatif qui traverse les assises supérieures de l'insecte pour pénétrer à l'intérieur de celui-ci (**Hong Wan *et al.*, 2003**). Des moyens physiques et enzymatiques facilitent la pénétration. Aussitôt pénétré, le champignon forme l'appressorium qui lui permet le prélèvement des substances nutritives nécessaires à son développement et à sa reproduction (**Samson *et al.*, 1988**). Cependant, il existe des champignons entomopathogènes qui ne pénètrent jamais à l'intérieur de l'hôte, mais ils forment leur appressorium sur la cuticule même et procèdent au prélèvement de la nourriture en employant une combinaison de substances enzymatiques leur permettant la dégradation de la cuticule de l'arthropode (**Goettel et St Leger, 1990**).

11.2.3 La pénétration et la dissémination

A l'intérieur de l'hôte, le champignon commence son développement et sa propagation dans les tissus de l'insecte. La réussite de l'attaque dépend, entre autre, de la capacité de l'entomopathogènes à dépasser les mécanismes de défense employés par l'hôte (quinines et mélanines) pour faire face à cette attaque (**Latge et Monsign, 1988**). La colonisation de l'hôte dépend alors de la capacité du champignons à surmonter la réponse immunitaire ou de l'insecte à se défendre (mélanisation, réponse cellulaire, etc.). Après une phase de développement du champignon dans l'hémocoel, les tissus (corps gras, tissu intestinal, tube de Malpighi) sont attaqués, provoquant l'arrêt du processus d'alimentation de l'insecte, du stade de l'insecte, de sa taille et de la température ambiante.

Il n'est pas surprenant, vu la complexité de la cuticule, que les champignons entomopathogènes aient besoin d'une série d'enzymes hydrolytiques pour assurer la pénétration cuticulaire et fournir la nourriture nécessaire à la croissance. On connaît surtout la protéase. Cette enzyme a une forte activité sur la cuticule des insectes, elle est la protéine prédominante produite pendant la formation de l'appressorium (**St Léger *et al.*, 1993**). Lorsque l'insecte meurt, le champignon sécrète un antibiotique, l'oosporine, qui lui permet de surmonter la compétition des bactéries intestinales. Il s'ensuit une momification du cadavre transformé en sclérote, phase nommée saprophyte.

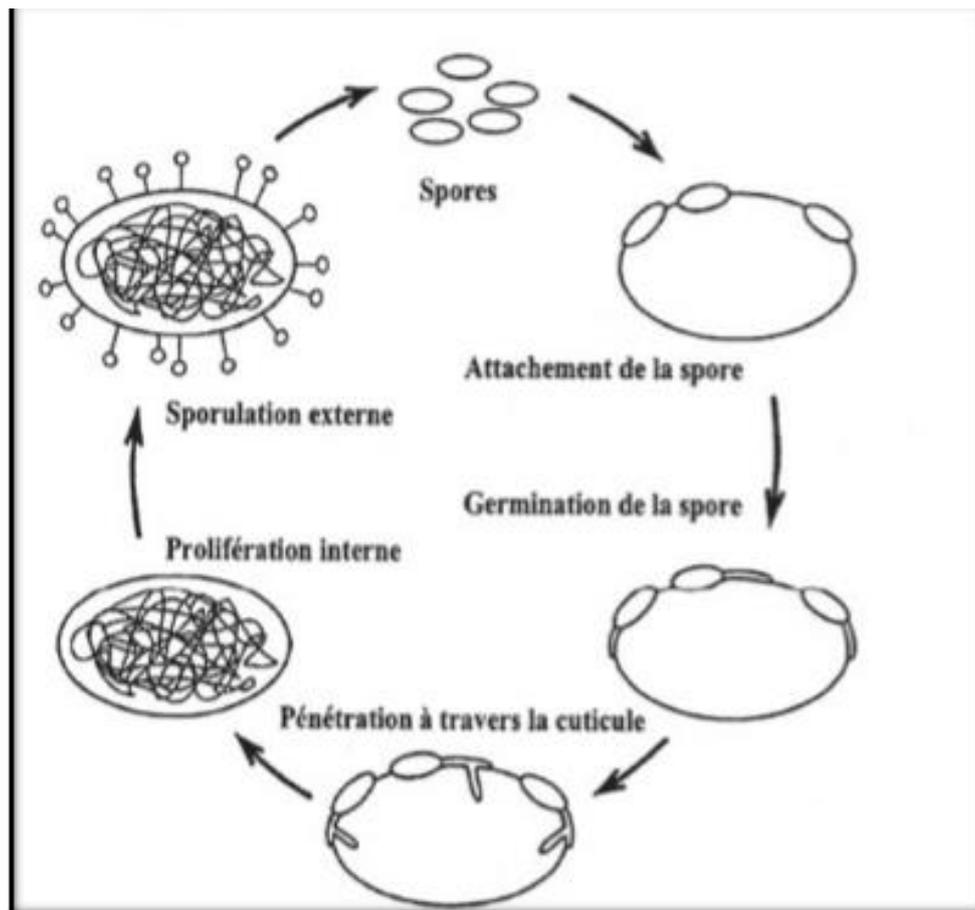


Figure 15: Cycle biologique des champignons entomopathogènes (Ferron *et al.*.,1991).

11.3 Exemples des champignons entomopathogènes

Une quinzaine d'espèces de champignons entomopathogènes ont été identifiées pour leurs effets contre certains ravageurs. Parmi celles-ci, l'hyphomycète *Beauveria bassiana* vient en première place, notamment en considérant la diversité des ravageurs pouvant être affectés par ce champignon (Coderre et Vincent, 1992). Il y en a aussi *Aspergillus spp*, *Rhynia radicans*, et *Fusarium spp*.

11.3.1 *Beauveria bassiana*

Le champignon *Beauveria bassiana* fait parti de la flore microbienne normale du sol et il est fréquemment rencontré (Boucias et al., 1998). Il est un champignon cosmopolite et ubiquiste qui peut être isolé à partir d'insectes, d'ascaris et du sol (Fuxa et Kunimi,1997). Il a été décrit pour la première fois en 1835 par un chercheur italien du nom d'Agostino Bassi de Lodi.

Chapitre III : Les champignons entomopathogènes

Il est très utilisé en lutte biologique. Plusieurs études ont démontré le potentiel insecticide de ce mycète. Selon (Viand *et al.*, 1996), *B. bassiana* a un génome de taille variante entre 34,3 et 44,1 Mb (ADNr 28s). Il a un spectre d'hôtes très large et diversifié, il affecterait plus de 750 espèces d'insectes (Inglis *et al.*, 2001).

Ce champignon peut être utilisé contre différents insectes ravageurs appartenant à divers ordres, notamment les coléoptères (Todorova *et al.*, 1996), il a un large spectre d'action et une grande virulence peut infecter l'hôte par simple contact (Meyling *et al.*, 2009).

B. bassiana infecte l'insecte par contact et n'a pas besoin d'être ingéré par son hôte pour causer l'infection contrairement à plusieurs agents microbiens. Le champignon prolifère à l'intérieur de l'organisme, le corps de l'insecte se déshydrate, la viscosité du sang augmente et l'insecte meurt. L'individu infecté est recouvert d'une importante couche de mycélium blanc, évoquant la neige c'est le symptôme de la maladie de muscardine blanche chez les insectes (Figure 16). Ce mode d'action rend tous les stades (œuf, larve, adulte) sensibles. L'insecte infecté véhicule le champignon lors de son déplacement jusqu'à sa mort.



Figure 16: Symptôme de muscardine blanche sur insecte causé par *B. bassiana* (Michael, 2002).

11.3.1.1 Taxonomie

D'après Rehner et Buckley (2005), la classification récente de *Beauveria bassiana* est comme suit :

Chapitre III : Les champignons entomopathogènes

- Règne : *Fungi*
- Phylum : *Ascomycota*
- Sous-phylum : *Pezizomycotina*
- Classe : *Sordariomycete*
- Sous-classe : *Hypocreomycetidae*
- Ordre : *Hypocreale*
- Famille : *Cordycipitaceae*
- Genre : *Beauveria*
- Espèce : *Beauveria bassiana*

11.3.1.2 Caractères cultureux

Beauveria bassiana forme des hyphes transparents et septaux de 3,5 µm de diamètre. Cette espèce produit des colonies cotonneuses de couleur blanchâtre à jaunâtre. Le genre est caractérisé par un conidiophore à base renflée et à extrémité terminale en zigzag formant de façon sympodiale de petites spores unicellulaires. Le conidiophore continue de croître après avoir donné naissance aux spores et chaque spore laisse une cicatrice en relief (aspect denticulé) (**Weiser, 1972**).

B. bassiana semble être dimorphe puisqu'on rencontre deux morphologies distinctes qui sont tributaires des conditions environnementales dans lesquelles le champignon croit. Dès que l'on se retrouve dans un hôte, la croissance du champignon se fait en cellules uniques lui permettant de se disperser dans tout l'organisme. Lorsque les tissus de l'hôte meurent, il colonise le corps de l'insecte sous forme mycélienne. La transmission du champignon se fait par l'entremise de spores qui sont formées par bourgeonnement. En fait, cette espèce est caractérisée par la production de deux types de spores asexuées: les blastospores et les conidiospores (**figure 17**). Ces deux types de spores sont différents les uns des autres par leur forme et leur taille. Les blastospores sont de structure unicellulaire ayant une paroi mince, lisse, ellipsoïde et hyaline. Elles ont la forme ovale de 5 à 7,4 µm de long et de 2 à 2,6 µm de large (**Bidochka et al., 1987**).

Les conidiospores ou conidies ont en général deux formes. La première forme est sphérique avec un diamètre de 1 à 4 µm, tandis que la deuxième est ovale avec des dimensions de 1,5 à 5,5 µm par 1 à 3 µm. Ce sont les conidiospores qui sont normalement utilisées lors des applications sur le terrain puisque leur structure leur confère plus de stabilité à l'exposition

Chapitre III : Les champignons entomopathogènes

de certaines conditions environnementales telles que la température, les rayons ultra-violets et l'humidité (Adamek, 1965; Van Winkelkoff et McCoy, 1984).

En présence d'air le champignon produit des conidiospores, mais en milieu anaérobie, il produit des blastospores, qui sont aussi infectieuses que les conidies (Kouassi, 2001).

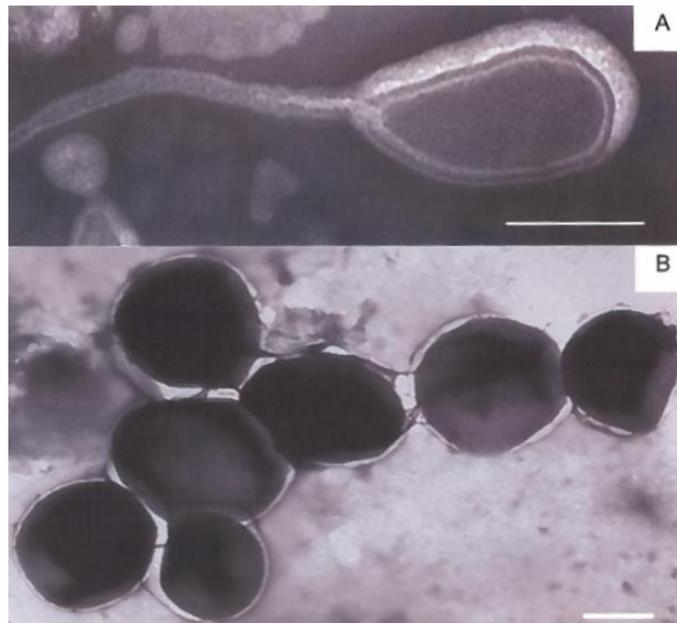


Figure 17 : Vue microscopique des spores asexuées de *B. bassiana* sous microscope électronique (A : les blastospore ; à grossissement de 50000X, barre de dimension 100nm. B : les conidiospores, à grossissement de 5000X, barre de dimension 500 nm) (Narin, 2011).

11.3.2 *Fusarium* sp

D'après Galinas (1995), le nom *Fusarium* vient de « fusus » qui signifie fuseau, vu la forme de ses macroconidies fusiformes et cloisonnées.

Les espèces de *Fusarium* sont connues pour leur abondance dans la nature et leurs diverses associations avec des plantes et des animaux vivants et morts; chez les animaux, le *Fusarium* se trouve principalement en relation avec les insectes, la plupart des espèces sont saprotrophes et des membres relativement abondants du microbiote du sol (Leslie et Summerell, 2006). Cette revue de la littérature des 50 dernières années comprend les relations non pathogènes et pathogènes entre le *Fusarium* et les insectes. Une attention

Chapitre III : Les champignons entomopathogènes

particulière est accordée à la gamme d'hôtes, en particulier entre les plantes et les insectes, et au potentiel microbien possible du champignon pour lutter contre les insectes nuisibles.

11.3.2.1 Taxonomie

Selon **Butler et Hafiz Khan (1971)**, la classification récente de *Fusarium sp.* est comme suit:

- Règne : *Fungi*
- Phylum : *Ascomycota*
- Sous-phylum : *Pezizomycotina*
- Classe : *Sordariomycete*
- Sous-classe : *Hypocreomycetidae*
- Ordre : *Hypocreale*
- Famille: *Nectriaceae*
- Genre: *Fusarium*
- Espèce: *Fusarium sp.*

11.3.2.2 Caractères cultureux

Sur les milieux de culture, les *Fusarium* forment des colonies duveteuses ou cotonneuses de couleur variable (blanche, crème, jaune, rose, rouge, violette ou lilas) selon les espèces. Le revers peut être crème, rouge à pourpre, lilas ou violet. Les pigments diffusent souvent dans la gélose (**Chermette et Bussieras, 1998 ; Ferry, 2005**).

Le principal caractère morphologique des *Fusarium* est la présence de macroconidies fusiformes et cloisonnées (**Figure 18**).

Le thalle végétatif des conidiophores courts et souvent ramifiés. Ils portent des phialides qui peuvent avoir un ou plusieurs sites de bourgeonnement pour la production des conidies. Les phialides sont courtes, larges et formées sur le mycélium ; les microconidies sont absentes ; les macroconidies sont fusiformes courbées et septées; les chlamydo-spores sont intercalaires ou terminales formées par le mycélium ou par les conidies.

Le diagnostic d'espèce repose sur l'aspect des colonies (pigmentation), mais surtout sur la morphologie microscopique: présence d'un seul type ou deux types de spores, disposition en

Chapitre III : Les champignons entomopathogènes

chaîne ou en amas des micronides, taille des phialides et nombre de sites de logettes, aspect de la cellule podale, abondance des chlamydospores (**Roquebert, 1998**).

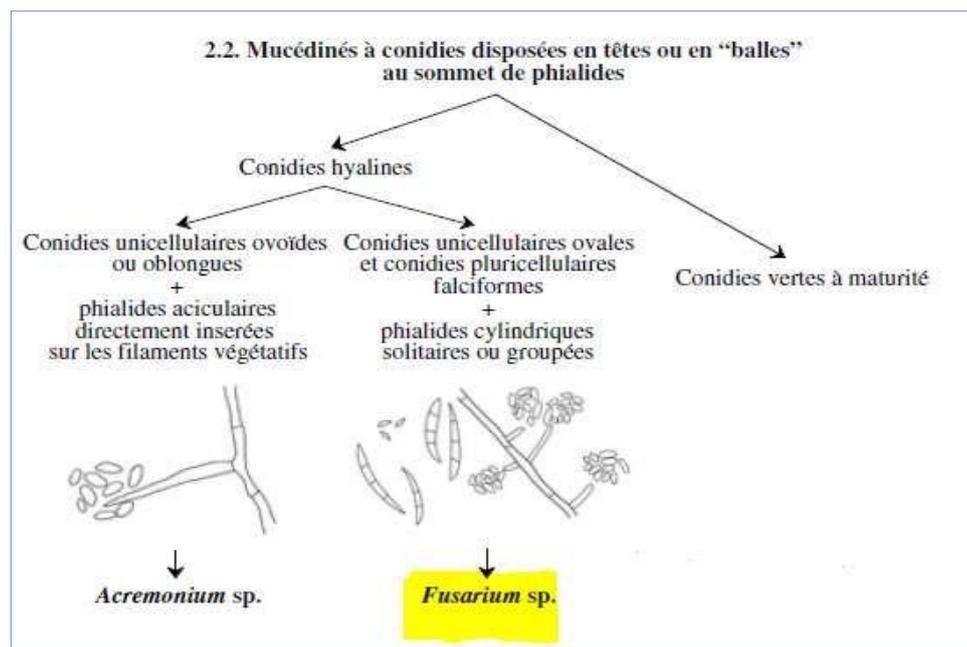


Figure 18 : Clé d'identification des Mucédinées à conidies disposées en têtes (*Fusarium* sp.)
(Chabasse *et al.*, 2002).

11.4 Les métabolites des champignons entomopathogènes

Beaucoup de champignons et de bactéries peuvent produire des composés appelés métabolites secondaires (**Demain *et al.*, 1983**). Ces derniers se caractérisent par le fait que leur production n'est pas indispensable à la croissance du microorganisme lui-même et ils sont de structure et d'activité biologique très diverses. Habituellement, ils sont sécrétés sous forme de mélange qui représente une structure chimique unique.

Chez les mycètes, la production de métabolites secondaires est un processus couplé au développement morphologique en particulier à la phase de sporulation (**Hapwood, 1988 ; Mapleston *et al.*, 1992 ; Stone and Williams, 1992 ; Calvo *et al.*, 2002**). De ce fait, ces derniers peuvent avoir certaines activités telles que : Retarder la germination des spores jusqu'à ce que les conditions environnementales soient favorables, protéger les spores en dormance contre des amibes, et éliminer dans l'environnement immédiat des microorganismes concurrents pendant la germination (**Demain et Fang, 2000**).

Chapitre III : Les champignons entomopathogènes

11.4.1 Les enzymes

On sait maintenant que l'équipement enzymatique des champignons parasites est si complet qu'ils peuvent agir sur le métabolisme d'à peu près tous, si non tous les constituants chimiques de leurs hôtes, à l'exception de la cutine. Le mécanisme parasitaire le mieux connu est l'excrétion par un agent pathogène d'une enzyme qui attaque l'hôte en avant du mycélium (Pedrini *et al.*, 2010 ; Zhang *et al.*, 2012 ; Pedrini *et al.*, 2013).

11.4.1.1 Les protéases fongiques

Les protéases constituent les enzymes les plus importantes qui peuvent être produites par plusieurs genres fongiques tels qu'*Aspergillus*, *Penicillium*, *Trichoderma*, *Mucor*, *Rhizopus*, *Geotrichum*, *Fusarium*, *Rhizomucor*, *Endothia*, etc. Ce groupe d'enzymes dispose de possibilités d'applications biotechnologiques très étendues. Actuellement elles sont de plus en plus utilisées en boulangerie, dans l'industrie alimentaire humaine et animale, dans les détergents pour lessives, dans l'industrie des tanneries et l'industrie pharmaceutique (Frazier, 1967 ; Ul-haq *et al.*, 2003).

11.4.1.2 Les chitinases

Les champignons filamenteux possèdent une famille très large de chitinases (Adams, 2004) qui sont classées en deux groupes. Les enzymes du premier groupe partagent des similarités structurales avec des chitinases de plantes et sont putativement associées à la paroi cellulaire, suggérant un rôle dans le remodelage de la paroi durant la croissance. Les chitinases du deuxième groupe sont plutôt proches des chitinases de bactéries, impliquées dans la dégradation de chitine exogène considérée comme source d'énergie et de nutriments.

11.4.2 Les toxines

On sait que les attaques des champignons entomopathogènes implique par les métabolites secondaires parce que ces dernières sont toxiques pour les insectes, aussi bien, les champignons entomopathogènes et leurs toxines peuvent induire des immuno-réactions et des changements dans l'activité des enzymes de détoxification chez l'hôte, Ils sont des composés naturels toxiques, élaborés par de nombreuses espèces de moisissures. Ce sont des métabolites secondaires produits par les champignons et n'ayant pas de rôle évident dans l'économie de la cellule vivante qui les synthétise. Ces mycotoxines présentent des origines

Chapitre III : Les champignons entomopathogènes

chimiques très diverses correspondant à la différence de leurs voies de biosynthèse: il s'agit de composés dérivés des acides aminés (Bakelli et Habibi, 2019).

11.4.2.1 La beauvericine

La beauvericine est une mycotoxine célèbre produite par de nombreux champignons, tels que *Beauveria bassiana* et *Fusarium spp* (Logrieco et al., 1998). La beauvericine est un hexadepsipeptide cyclique (Figure 19) qui appartient à la famille des antibiotiques enniatins. Sa structure est semblable à celle des enniatines, qui sont également produites par plusieurs espèces de *Fusarium*, mais la beauvericine diffère par la nature de l'acide N-méthylamino. En raison de cette différence entre la beauvericine et les enniatines, leur bioactivité est évidemment différente (Shin et al., 2009).

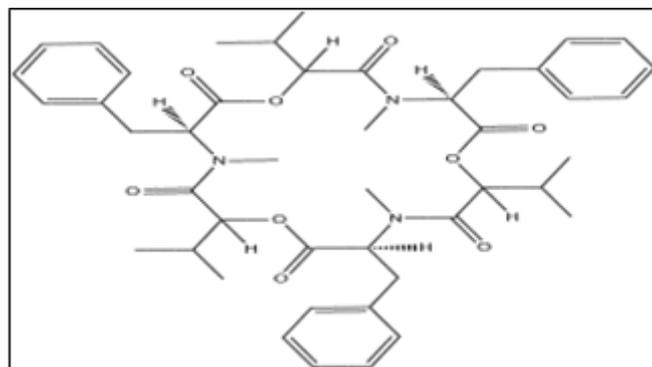


Figure 19: Structure chimique du Beauvericine (Bakelli et Habibi, 2019).

❖ Activité insecticide beauvericine

L'activité insecticide de la beauvericine a été découverte pour la première fois par Hamill et ses collaborateurs en 1969. La Beauvericine a été confirmée en tant que composé actif de *B. bassiana* contre *Artimia salina*, considéré comme un organisme modèle pour étudier l'activité insecticide. Par la suite, l'effet insecticide de la beauvericine au niveau du microgramme a été étudié sur *Calliphora erythrocephala*, *Aedes aegypti*, *Lygus spp.*, *Spodoptera frugiperda* et *Schizaphis graminum* (Jestoi, 2008). Bien que la Beauvericine ait une forte activité insecticide contre un large spectre d'insectes nuisibles, elle a été appliquée comme agent insecticide du commerce pour deux raisons principales:

- Premièrement, en raison du mouvement des insectes, l'utilisation d'un champignon entomopathogène produit de la beauvericine comme agent insecticide a avantages que l'utilisation directe du composé. Le champignon entomopathogène pourrait se

Chapitre III : Les champignons entomopathogènes

propager dans les corps d'insectes et se propager largement par le mouvement des insectes. Le champignon entomopathogène donnerait une bonne efficacité de contrôle des insectes même si une petite quantité des spores du champignon entomopathogène était utilisée.

- Deuxièmement, une évaluation minutieuse de la production de beauvericine devrait garantir que celle-ci ne s'augmente pas au-delà des seuils fixés par l'EPA (**Leland et al., 2005**). Bien que la beauvericine ne soit pas appliquée directement en tant qu'agent insecticide du commerce, le mécanisme insecticide de la beauvericine mérite toujours d'être étudié. Il existe peu de rapports sur le mécanisme insecticide de la beauvericine. Malgré les similitudes entre les structures chimiques de la beauvericine et d'autres mycotoxines cycliques de l'hexadepsipeptide, la beauvericine est plus efficace contre *Aedes aegypti* (**Grove et Pople, 1980**) et peut avoir un mécanisme d'action unique. La découverte du mécanisme actif de la beauvericine contre les insectes sera utile pour trouver de nouveaux insecticides, réduisant la menace des agents insecticides pour les cellules humaines et révéleront le mécanisme d'autres mycotoxines.

11.4.2.2 Les Aflatoxines

Ce sont des toxines produites par *Aspergillus flavus* et *A. parasiticus*. On distingue les aflatoxines B₁, B₂, G₁ et G₂. Ces substances constituent pour les vertébrés des cancérigènes hépatiques. Les aflatoxines administrés à fortes doses provoquent une paralysie et des cas de mortalité rapide chez les lépidoptères, les orthoptères et les coléoptères (**Vey, 1989**).

11.4.2.3 La cordycépine (3'-déoxyadénosine)

C'est une toxine produite par le *Pyrenomycète clavicipitale* et *Cordyceps militaris* appartenant à la classe des Ascomycotina. Plus de 250 espèces de *Cordyceps* ont été trouvées sur des espèces de Diptères, Hyménoptères, Coléoptères, Lépidoptères, Hémiptères, Isoptères et Araignées (**Ignoffo, 1988**).

12 Partie développée (Résultats)

Après l'identification des vers blancs, il s'est avéré que l'espèce étudiée est probablement *Phyllognathus sp.*

Chapitre III : Les champignons entomopathogènes

D'après **Bakelli et Habibi (2019)**, les résultats des tests de pathogénicité ont mis en exergue la présence de deux entomopathogènes autochtones ; il s'agit de *Beauveria* sp. et *Fusarium* sp qui ont prouvé leur efficacité vis-à-vis les différents stades de la mineuse de la tomate *T. absoluta* et le ver blanc.

La comparaison de l'effet de ces deux champignons entomopathogènes sur la mortalité des larves de ver blanc a démontré que *Beauveria* sp. est le plus actif et le plus rapide à éliminer ce ravageur avec un taux de mortalité supérieure à 50% à partir du 4^{ième} jour. De plus l'efficacité de *Beauveria* sp. augmente en présence du sol en en utilisant les colonies poudreuse de couleur blanche.

Selon **Sebih (2018)**, les résultats obtenus montrent que sous l'effet de la même concentration de *Beauveria* sp., la morbidité des larves est influencée par les sol. En effet, seulement 33.33% des larves ont été éliminées dans le lot qui contient du sol, tandis que pour les larves exposées directement à l'effet du champignon, un maximum de 80% de mortalité a été enregistré.

Après l'identification du ravageur, il s'est avéré que l'espèce étudiée est probablement *Phyllognathus* sp.

D'après **Millet., et al (2018)**, les résultats ont démontré qu'il y a une différence significative entre la mortalité des adultes et celle des nymphes de *Lygus lineolaris* exposées aux différentes concentrations des isolats INRS-CFL et INRS-IP de *Beauveria bassiana*.

Dans les conditions contrôlées de laboratoire, ces isolats montrent un potentiel insecticide intéressant contre les adultes et les nymphes de la punaise terne.

Conclusion

Conclusion

Parmi les parasites des cultures, les vers blancs provoquent des dégâts variables selon les années et les régions. Les pullulations incontrôlables de cet insecte et la non- maîtrise des facteurs liés à sa dynamique de population font de lui un ravageur fortement nuisible aux cultures, dont les dommages sont parfois très préjudiciables.

Il est admis maintenant par tous que la lutte chimique à des conséquences néfastes sur l'environnement, ce qui nécessite la recherche de nouveaux moyens de bio-control pour réduire les dégâts, cela est devenu la préoccupation majeure du ministère de l'Agriculture.

Par ailleurs, les microchampignons entomopathogènes jouent un rôle important dans la régulation naturelle des populations d'insectes nuisibles.

Le présent travail représente une contribution dans la recherche des agents biologiques pour freiner le développement des populations du ver blanc.

D'après les résultats obtenus des recherches précédentes, nous avons remarqué que c'est le mode d'action de ces champignons qui influe l'efficacité de ces derniers. Ces résultats doivent être confirmés par des expériences in situ, afin de valider l'efficacité de ces champignons dans les conditions climatiques de la région et de mettre en place un programme de lutte microbiologique adéquat.

Le microchampignon entomopathogène *B. bassiana* est un agent de lutte très intéressant du fait qu'il peut infecter l'hôte par ingestion ou par simple contact contrairement aux autres agents de lutte micro-biologiques. Ces résultats bien que préliminaires, témoignent d'une activité insecticide de *Beauveria* sp vis-à-vis les larves du ver blanc.

Perspectives

Il serait recommandé de relancer les tests réalisés sur l'insecte avec des concentrations différentes (supérieures) afin de choisir la dose optimale qui contrôle ce phytophage.

En même temps, l'identification avec précision de ce bio agresseur est essentielle pour mener une lutte biologique efficace.

Références
Bibliographiques

- **Abgrall J.-F. (1991).** Observations biologiques et essais de lutte contre le hanneton commun dans les vergers à graine. RFF XLIII – 6 – 1991, p. 489-500.
- **Adamek, L., 1965.** Submerge cultivation of the fungus *Metarrhizium anisopliae* (Metsch.). Folia Microbiology, vol. 10, pp. 255-267
- **Adams, D.J. (2004).** Fungal cell wall chitinases and glucanases. Microbiology 150, 2029- 2035.
- **Afrhani M., 2004.** Contribution à la mise en ligne d'un système d'information interactif et dynamique sur les principaux ravageurs des cultures au MAROC (cas des ravageurs associés aux agrumes). Mémoire de troisième cycle, Ecole Nationale d'Agriculture. Meknès, 115p.
- **Alexander S., (2016).** [en ligne], (page consultée le : 15/05/2019).www.alsphotopage.com <http://alsphotopage.com/image/show/id/13240>
- **Aiboud K., (2012).** Etude de l'efficacité de quelques huiles essentielles a l'égard de la bruche de la niébé *Callosobruchus maculatus*(Coleoptera : Bruchidae) et impacts des traitements sur la germination des graines de *Vigna unguiculata* (L.) Walps . Thèse de doctorat. UMMTO. Tizi Ouzou.
- **Amine Khodja, A., Bekkouche, S (2016).** Etude bio écologique et systématique des vers blancs (Melolonthinae, Rhizotrogini) dans deux stations (Ain Smara et el Meridj Constantine –Est Algérien). Mémoire Master 2: Biologie, Évolution et Contrôle des Populations d’Insectes. Constantine: Université des Frères Mentouri Constantine. 42p
- **Badaoui M.I,(2017).** Contribution à l'étude de la dynamique des populations de *Tuta absoluta* Meyrick (Lepidoptera ; Gelechiidae) et essais de contrôle biologique sur la culture de tomate. Thèse de doctorat ; université de Mostaganem, Algérie,151 p.
- **Bakelli, M., Habibi, A (2019).** Evaluation préliminaire de l'effet in vitro de deux entomopathogènes autochtones *Beauveria* sp. (Clavicipitaceae) et *Fusarium* sp. (Nectriaceae) sur les larves du ver blanc. Mémoire Master 2: Protection des cultures. Mostaganem: Université Abdelhamid Ibn Badis-Mostaganem. 41p
- **Balachowsky, A (1962).** Entomologie appliquée à l'agriculture, tome I. Paris: Ed Masson.
- **Ballerio A., Rey A., Uliana M., Rastelli M., Rastelli S., Romano M. & Colacurcio L., (2014).** Piccole Faune. Coleotteri Scarabeoidei d'Italia. M. Serra

Tarantola ed., Brescia, [en ligne], (page consultée le : 15/05/2019).

[http://www.societaentomologicaitaliana.it/Coleotteri Scarabeoid](http://www.societaentomologicaitaliana.it/Coleotteri%20Scarabeoid)

[d'Italia%202014/scarabeidi/Geotrogus geneibBIG.htm](http://www.societaentomologicaitaliana.it/Coleotteri%20Scarabeoid/d'Italia%202014/scarabeidi/Geotrogus%20geneibBIG.htm)

- **Bassi A., (1835).** Del mal del segno, calcinaccio o moscardino, malattia che affligge i bachi da seta, e sul modo di liberarne le bigattiere anche le più infestate. Lodi, tipografia Orseri. Réédition.
- **BASSO-BERT G.** Lutte chimique contre *Hoplochelus Marginalis* Fairmaire - Bilan des actions à la Réunion sur canne à sucre - Communication au 3^o Congrès ART AS - Volume 1988 - P. 422-444.
- **Belbel, Ch., Smaili, A (2015).** Etude bio écologique des vers blancs (Scarabeidae, rhizotrogini) dans la région de Mila. Mémoire Master 2: Biologie, Évolution et Contrôle des Populations d'Insectes. Constantine: Université des Frères Mentouri Constantine. 58p
- **Benizri E., Baudoin E., Di Battista-Leboeuf C. et Guckert A., (2001).** Des bactéries pour la santé des plantes. Biofutur 210 :52-56
- **Bidochka, M.J., Pfeifer, T.A, Khachatourians, G.G., 1987.** Development of the entomopathogenic fungus *Beauveria bassiana* in liquid culture. Mycopathologia, vol. 99, pp. 77-83.
- **Boucias, D.J., Pendland, J.C., Latge, J.P., 1998.** Nonspecific factors involved in attachment of entomopathogenic deuteromycetes to host insect cuticle. Applied Environmental Microbiology. Vol. 54, pp 1795-1805.
- **Boucias, D. G. et Pendland J. C. 1988.** Nonspecific factors involved in the attachment of entomopathogenic deuteromycetes to host insect cuticle. *Appl. Environ. Microbiol.* 54(7): 1795-1805
- **Boughandja, N., Boutemra, N (2018).** Etude préliminaire des effets in vitro de l'huile essentielle de *Thymus vulgaris* sur les larves de deux espèces de ver blanc et l'entomopathogène autochtone *Beauveria* sp. Mémoire Master 2: Protection des cultures. Mostaganem: Université Abdelhamid Ibn Badis-Mostaganem. 33p
- **Bousnane, N., Ghani, A (2017).** Évaluation préliminaire de l'activité larvicide des huiles essentielles de deux plantes aromatiques *Thymus vulgaris* et *Origanum vulgare* sur le ver blanc de la vigne. Mémoire Master 2: Protection des cultures. Mostaganem: Université Abdelhamid Ibn Badis-Mostaganem. 38p

- **Blackwell M., Hibbett D.S., Taylor J.W. et Spatafora J.W., (2006).** Research coordination networks: a phylogeny for the kingdom Fungi (Deep Hypha). *Mycologia*, 98, 829-837.
- **Brooks A. J., Aquino de Muro. A, Burree E., Moore D., Taylor, M.A & Wall. R. 2004.** Growth and pathogenicity of isolates of the fungus *Metarhiziumanisopliae* against the parasitic mite, *Psoroptesovis* : effects of temperature and formulation. *Pest Manag Sci.*, 60, 1043-1049.
- **Butt, T. M., Ibrahim L., Ball B. V &Clarck S. J. 1994.** Pathogenecity of the entomogenous fungi *Metharhizium anisopliae* and *Beauveria bassiana* against crucifer pests and the honey bee. *BiocontrolSci. Techn.*, 4, 207-214.
- **Calvo A.M., Wilson R.A., BockJ.W and Keller N.P. 2002.** Relationship between secondary metabolism and fungal development. *Microbiol.Mol.Bio.Rev.* 66 : 447-459.
- **Carruthers, R.I. and Hural, K. (1990).** Fungi as naturally occurring entomopathogens. In: Baker, R.R. and Dunn, P.E. (Eds) *Direction in Biological Control: Alternatives for Supperssing Agricultural Petes and Diseases.* Alan R.Liss. New York, pp. 115-138
- **Carruthers, RI and Soper RS. 1987.** Fungal diseases. In *Epizootiology of Insect Diseases*, J. R. Fuxa and Y. Tanada, eds.; New York: John Wiley and Sons.
- **Chabasse D., Bouchara.J-P., Gentile L., Brun S., Cimon B. et Penn P., (2002).** Cahier de formation, Biologie médicale- Les moisissures d'intérêt médical, N° 25, Mars. ed Bioforma. Paris. 157pp.
- **Chagnon, R. et C. Vincent 1996.** A test bench for vacuuming insects from plants. *Canadian Agricultural Engineering.* 38:167-172.
- **Charbonneau,P., (2008).** Les vers blancs dans les pelouses. [En ligne] (Page consultée le 15/06/2017). Canada. <http://omafra.gov.on.ca>
- **Charles Vincent et Bernard Panneton,** Les méthodes de lutte physique comme alternatives aux pesticides, *Vertigo - la revue électronique en sciences de l'environnement*, Volume 2 Numéro 2 | octobre 2001.
- **Chermette R., Bussieras J.(1993).** Parasitologie vétérinaire. *Mycologie*, Edité par le Service de parasitologie de l'Ecole

Nationale Vétérinaire de Maisons-Alfort Citrograph.67 :249-254.

- **Chiheb, A (2014).** Inventaire de l'entomofaune dans une culture de céréales et un verger d'argemes dans la région de Guelma.). Mémoire Master 2: Science Agronomique, Phytopathologie et Phytopharmacie. Guelma : Université 8 Mai 1945 Guelma. 65p.
- **Coderre, D. et Vincent, C. (1992).** La lutte biologique : toile de fond de la situation. In Vincent, C. et Coderre, D. (réd.), La lutte biologique (chap. 1, p. 3-16). Boucherville (Québec), Gaëtan Morin Éditeur.
- **Couturier A., Hurpin B. (1957).** Les hannetons et l'agriculture. Cahier des ingénieurs agronomes, vol. 112, 1957, pp. 23-29
- **Clarkson J. M & Charnley A. K. 1996.** New insights into the mechanisms of fungal pathogenesis in insects. Trends Microbiol., 4, 197-203.
- **Daniel P., (2009)** INSECTERRA: Forum Insectes & Entomologie - La terre des insectes. [en ligne], (page consultée le : 15/05/2019).
<http://insecterra.forumactif.com/t6751-rhizotrogus-mascauxi-rhizotrogus-sp-portugal-dans-les-vergers-a-graine>. RFF XLIII – 6 – 1991, p. 489-500. de diagnostic en phytoprotection. Québec. depsipeptide antibiotic toxic to *Artemia salina*. Tetrahedron Lett; 10:4255–4258. doi: 10.1016/S0040-4039(01)88668-8.
- **Davet P. 1996.** *Vie microbienne du sol et production végétales*, (edn) INRA.Paris.
- **Demain A ., Aharowitz Y and Martin J.F. (1983).** Metabolic control of secondary biosynthetic pathway. *Bitechnology serie, 1983*
- **Demain, A.L. and Fang, A. (2000)** The Natural Functions of Secondary Metabolites. In: Fiechter, A., Ed., History of Modern Biotechnology I, Advances in Biochemical Engineering/Biotechnology, Vol. 69, Springer, Berlin, 1-39.
http://dx.doi.org/10.1007/3-540-44964-7_1
- **Ekesi S., Maniania N. K & Lux S. A. 2003.** Effect of soil temperature and moisture on survival and infectivity to four tephritid fruit fly puparia. J. Invertebr. Pathol., 83, 157-167. .
- **Farrell B.D., (1998).** "Inordinate fondness" explained: Why are there so many beetles" Science, 281, 555-559
- **Ferreira J.F., Marques E.J., Marques I.M.R., Oliveira J.V. et Santos Junior,**

H.J.G., 2005.

- **Ferron P., (1975).** Les champignons, entomopathogènes: évolution des recherches au cours des dix dernières années. *Bull. S.R.O.P. (3):1-54.*
- **Ferron, P., Fargues, J. and Riba, G. 1991.** Fungi as microbial insecticides against pests. In *Handbook of Applied Mycology.* (Arora, D.K., Ajello, L., Mukerji, K.G., Eds.) Vol 2, 665-706, *Marcel Dekker*, New York.
- **Ferry,2005** :production et commercialisation de la datte dans le monde. Situation et perspectives.Symposium international sur le développement agricole durable des systèmes oasiens 08-10mars 2005,Erfoud,Maroc,INRAM,18p.
- **Frazier W.C., 1967.** Food microbiology.Academic presse. London. P. 3-429.
- **Fuxa, J.R., Kunimi, Y., 1997.** Microorganisms interacting with insects. In manual of Environmental Microbiology, pp. 509-519. Ed. Hurst, C.J., ASM Press,Washinton, DC.
- **Galinas P., 1995**-Répertoire des micro-organismes pathogènes transmis par les aliments, Edisem, St Hyacinthe, Québec
- **Goettel, M. S. et St Leger R. J. 1990.** Pathogenicity and growth of *Metarhizium anisopliae* stably transformed to benomyl resistance. *Curr. Genet.* 17: 129-132.
- **Grove, J.F.; Pople, M., (1980).** The insecticidal activity of beauvericin and the enniatin complex. *Mycopathologia* 1980, 70, 103–105.
- **Hapwood D.A. 1988.**Toward's and understanding of gene switching in *Streptomyces*, the basis of sporulation and antibiotic production. *Proc. .R. Soc.Land B.* 235: 121- 138.
- **Hong Wan, Bruce E. Ankenman and Barry L. Nelson. 2003.** Controlled Sequential Bifurcation: a New Factor -Screening Method for Discrete- Event Simulation. *Proceedings of the 2003 Winter Simulation Conference*, December 7-10, 565R573.

- **Humber R.A., (2012).** Identification of entomopathogenic fungi. Manual of techniques in invertebrate pathology. Published by Elsevier Ltd. pp151-187.
- **Hurpin B.** (1962). Super-famille des scaraboidea . In : Entomologie appliquée a l'agriculture. Tome 1-Coléoptère/ A. –S. Balachawsky.__ Paris: Masson Ed., 1962. __ pp. 24-204.
- **Ignoffo, Carlo,** editor. 1988. Entomogenous protozoa and fungi. [Part A of Vol. 5 of CRC Handbook of natural pesticides. Microbial insecticides]. 272pp. CRC Press Inc., Boca Raton, Florida. ISBN 0-8493-36660-0.
- **Inglis, D.J., Goettel, S.M., Butt, M.T., Strasser, H., 2001.** Use of hyphomycetous fungi for managing insect pests. In Fungi as Biocontrol agents, Progress, Problem and Potential. Eds. Butt, T.M., Jackson, C., and Magan, N., pp. 23-69. Oxon, UK : CAB International. ISBN 0-82478435-9.
- **I.N.P.V., (2015).** Le ver blanc des céréales : comment y faire face ? L'institut national de la protection des végétaux INPV [En ligne] (Page consultée le 21/06/2017) <http://www.inpv.edu.dz>.
- **Jean-Philippe.L, Moisan-De Serres.J, Bourdon.K., (2015).** Les vers blancs. Laboratoire de diagnostic en phytoprotection. Québec
- **Jestoi, M., 2008.** Emerging Fusarium -Mycotoxins Fusaproliferin, Beauvericin, Enniatins, And Moniliformin—A Review. Crit. Rev. Food Sci. 2008, 48, 21–49.
- **Kamp A.M et Bidochka M.J .(2002).**Conidium production by insect pathogenic fungi on commercially available agars.*Lett.App.Microbiol.*35 :74-77
- **kouassi, Mathias (2001).** Les possibilités de la lutte microbiologique. Emphase sur le champignon entomopathogène *B.bassiana* [en ligne], (page consultée le 11/05/2020). <https://doi.org/10.4000/vertigo.4091>
- **Ksentini I.(2009).** Lutte biologique contre la pyrale des caroubes *Ectomyelois ceratoniae* (Lepidoptera : Pyralidae), à l'aide de parasitoïdes oophages du genre *Trichogramma* (Hymenoptera : Trichogrammatidae).

Mise en valeur et régulation d'un écosystème à l'échelle locale : Les salins de Sfax. Colloque organisé par la Maison de France, Sfax (Tunisie), les 8 et 9 mai 2009. 02p.

- **Lacey, L. A., Fransen, J. J., and Carruthers, R. I. 1996.** Global distribution of naturally occurring fungi of *Bemisia*, their biologies and use as biological control agents. In: *Bemisia 1995: Taxonomy, Biology, Damage, and Management'* (Gerling, D. and Mayer, R., Eds.), pp. 401-433. Intercept, Andover.
- **Latge J. P. and Monsigny M. .1988.** Visualization of exocellular lectins in the entomopathogenic fungus *Conidiobolus obscurus*. *J. Histochem. Cytochem.* 36: 1419- 1424.
- **Légaré,J-P, Joseph,M, Bourdon,K., (2015).** Les vers blancs. Laboratoire de diagnostic en phyto-protection MAPAQ. Québec.
- **Leland, J.E.; McGuire, M.R.; Grace, J.A.; Jaronski, S.T.; Ulloa, M.; Park, Y.; Plattner, R.D., 2005.** Strain selection of a fungal entomopathogen, *Beauveria bassiana*, for control of plant bugs (*Lygus* spp.)(Heteroptera: Miridae). *Biol. Control* 2005, 35, 104–114.
- **Leslie JF, Summerell BA. (2006) .** *Fusarium verticilliodes* (Saccardo) Nirenberg. In: Leslie JF, Summerell BA, editors. *The Fusarium Laboratory Manual*. Blackwell Publishing; pp. 388 p.
- **Leveau J.Y. and BouixM. 1993.** Les moisissures. In florent J Microbiologie industrielle. Les microorganismes d'intérêt industrielle. (edn) Tec et Doc- Lavoisier.
- **Linné, (1758).** [en ligne], (page consultée le : 15/05/2019). https://www.kaefer-derwelt.de/amphimallon_solstitiale.htm
- **Logrieco A., Moretti A., Castella G., KostECKI M., Golinski P., Ritieni A., Chelkowski J. (1998).** Beauvericin production by *Fusarium* species. *Appl. Environ. Microbiol*; 64:3084– 3088.
- **Mapleston R.A., Stone H.G. and Williams P.H. 1992.** The evolutionary role of secondary metabolite.*A REVIEW.Gen.* 115:151-157.
- **Mesbah.A et Boufersaoui.A, (2002).** Control of the biological cycle of *Geotrogus deserticola* Blanch, insect coleopteran pests of cereals in Algeria Controle du cycle

biologique de *Geotrogus deserticola* Blanch, insecte coleoptere ravageur des céréales en Algérie. Bulletin de la Societe Zoologique de France, 1272: 137-148.

- **Meyling N.V., Lübeck M., Buckley E.P. Eilenberg J. et Rehner S.A., (2009).** Community composition, host range and genetic structure of the fungal Entomopathogen *Beauveria* in adjoining agricultural and seminatural habitats. *Mol ecol* 18:1282–1293
- **Michael, (2002)** en ligne], (page consultée le : 15/05/2019) <http://aesgsf.free.fr/V5/varios-hongos-beauveria-bassiana.html>
- **Montreuil .O., (2003).** *Tosevskiana Pavicevic* 1985 : an enigmatic genus of European Melolonthinae Rhizotrogini removed from Pachydeminae (Coleoptera: Melolonthidae, *Ann. Soc. Entomol. Fr. (n.s.). Vol 39. N° 3. P 207-210*
- **Nageleisen L.M et Meyer J (2015).** Hannetons : essaimage massif dans l’Est de la France en mai 2015 ; département de la santé des forets ; juillet 2015.
- **Nicklin J., Greame-Cook K., Paget T and Killington R. 1999.** *Essentiel en microbiologie*, (edn) BERTI. Paris.
- **Ouakid M. L., Farine J. P. &Soltani N. 2005.** Evaluation de l’activité entomopathogène d’une souche locale du champignon *Metarhizium anisopliae* sur les larves de *Lymantriadispar*.
- **Panneton, B., C. Vincent et F. Fleurat-Lessard 2000a.** Place de la lutte physique en phytoprotection, pp. 1-24 in C. Vincent, B. Panneton et F. Fleurat-Lessard (Eds.) *La lutte physique en phytoprotection*, INRA Editions, Paris, 347 p.
- **Panneton, B., C. Vincent et F. Fleurat-Lessard 2000b.** Bilan et perspectives pour la lutte physique en phytoprotection, pp. 333-339 in C. Vincent, B. Panneton et F. Fleurat-Lessard (Eds.) *La lutte physique en phytoprotection*, INRA Editions, Paris, 347 p.
- **Papierok B. &Hajek A. E. 1997.** Fungi :Entomophlorals. – In : *Manual of techniques in insect Pathology*, (ed. Lacey, San Diego, Academic Press), 187-212.
- **Pedrini N, Ortiz-Urquiza A., Huarte-Bonnet C., Zhang S. and Keyhani N. O. 2013.** *Frontiers in Microbiology*, 4. 24.
- **Pedrini N., Zhang S., Juarez M. P and. Keyhani N. O. 2010.**

Microbiology. 156: 2549–2557.

- **Peshin, R., Dhawan, A.K. (2009).** Integrated Pest Management: Innovation-Development Process. Springer. 689 p.
- **Prescott ; Woolvertor C.J ; Sherwood L.M ; Willey J.M (2013).** Microbiologie. 4^e édition. p 600-606.
- **Régnier R. (1952).** Recherches sur les hannetons : évolution de la population larvaire en fonction des cultures et du climat. Compte-rendu de l'Académie d'Agriculture de France, Année 1952, p. 448- 454.
- **Roquebert M.F,(1998),** Taxonomie des moisissures ;Méthode de culture et techniques d'observation ; Identification, in »Moisissures des aliment peu hydratés »,Ed. Tec et Doc,39-95.
- **Saiah F., (2014).** Contribution à L'étude sur la lutte biologique à l'égard de *Phyllocnistis citrella* Stainton (Lépidoptera ; Gracillariidae), mineuse des Citrus. Thèse de doctorat ; Université de Mostaganem, Algérie, 119 p.
- **Samson R.A., Evans H.C. et Latg J.P. (1988).** *Atlas of entomopathogenic fungi.* Ed. Springer, Berlin Heidelberg New York. 208 p.
- **Samuels K. D. Z., Pinnock D. E. 1990.** Scarabeid larvae control in sugarcane using *M. anisopliae*. *Journal of invertebrate pathology.* 55 : 135-137.
- **Sebih, H (2018).** Évaluation préliminaire de l'effet in vitro de l'entomopathogène autochtone *Beauveria* sp. (Hypocreales: Clavicipitaceae) sur les larves du ver blanc. Mémoire Master 2: Protection des cultures. Mostaganem: Université Abdelhamid Ibn Badis-Mostaganem. 31p
- **SELLAMI, S. TOUNSI, K. JAMOSSI,** *Bacillus thuringiensis:un biopesticide environnemental,* [No 7 \(2015\).](#)
- **Senal J., Fraselle J., Impens R., Kummert J., Lepoivre Ph., Meulmans M., Seilleur P., Vandevéken J., et Viseur J. 1993.** *Traité de pathologie végétale.* Gembloux. Belgique
- **Shin, C.G.; An, D.G.; Song, H.H.; Lee, C., 2009.** Beauvericin and enniatins H, I and MK1688 are new potent inhibitors of human immunodeficiency virus type-1 integrase. *J. Antibiot.* 2009, 62, 687–690.

- **Soltani N., Semir M. & Djebbar R. 1986.** Contribution à la bioécologie de *Cydia pomonella* L. dans un verger de Cognassier à Annaba : essai de piègeage comparatif et cycle évolutif. *Ann. Inst. Agron. Alger*, **10, 1, 196-209.**
- **Smeesters., (2013).** Contrôle des vers blancs. Extrait du livre : Guide du jardinage écologique. Éditions Broquet, 2013, 342p
- **Starnes R.L., Liu C.L et Marone P.G. (1993).** History, use and future of microbial insecticides. *Amer. Entomol.* 39:83-91.
- **Stone M.J. and Williams D.H. 1992.** On the evolution of functional secondary metabolites (Natural products). *Mol. Microbiol.* 6: 29-34
- **St Leger, R.J. 1993.** Biology and mechanisms of insect-cuticle invasion by deuteromycete fungal pathogens. In: Parasites and pathogens of insects (Vol. 2). Beckage NE, Thompson SN, Federici BA (eds.). Academic Press Inc., New York, USA. 211-225.
- **St Leger, R. J. et Frank D. C. 1992.** Molecular cloning and regulatory analysis of the cuticle-degrading- protease structural gene from the entomopathogenic fungus *Metarhizium anisopliae*. *Eur J Biochem* 204 (3): 991-1001.
- **Strong, D. R., Lawton J. H., Southwood T. R. E., (1984).** Insects on Plants: Community Patterns and Mechanisms. Blackwell Science, Oxford, Royaume-Uni
- **Syngenta, (2006).** Notice technique : Vers blancs sur céréales. n° 02. P4.
- **Todorova, S.I., Côté, I.C. et Cod erre, D. (1996).** Evaluation of the effects two *Beauveria bassiana* (Balsamo) Vuillemin strains on the development of *Coleomegilla maculata* (L.) (col, Coccinellidae). *J Appl. Ent.* 120: 159-163.
- **Tortora J., Funk B.F. and Case Ch.I. 2003.** *Introduction à la microbiologie*, (edn) ISBN.Canada.
- **Ul-Haq I., Mukhtar H., Daudi S., Sikander A. and Quadeer M. A. 2003.** Production of proteases by a locally isolated mould culture under lab conditions. *Biotechnology* 2 (1): 30-36.
- **Van Winkelkoff, A.K., McCoy, C.W., 1984.** Conidiation of *Hirsutella thompsonii* var. *synnemotosa* in submerged culture. *Journal of Invertebrate Pathology*, vol. 37, pp. 222-230.

- **Vega F.E., Meyling N.V., Luangsa-ard J.J. et Blackwell M., (2012).** Fungal entomopathogènes Insect Pathology. Elsevier Inc.150p.
- **VERCAMBRE B. 1981 à 1988** Notes de synthèse sur la biologie du Ver Blanc et rapports d'activités (Convention générale).
- **VERCAMBRE B. et al. (1988)** Le Ver Blanc (HoplochélusMarginalisFairmaire) Quel avenir, quelle stratégie ? Communication au 3ème Congrès ARTAS - Volume 1988 - P. 445 -453.
- **Vercambre.B ,2008**-le ver blancs au paradis vert. Histoire vécue d'une bio – envahisseur de la canne a sucre en milieu insulaire.Cirad-Direction Régionale Languedoc –Roussillon .France.
- **Vey A., Hoagland R. & Butt T. M. 2001.** Toxic metabolites of fungal biocontrol agents. In fungal Biocontrolagents : Progress, Problems and potential, (Butt T. M., Jackson C. &Magan N., Eds). CABI, Wallingford.
- **Vey, A. 1989.** Toxines de champignons pathogènes d'insectes et d'acariens. Conférence à l'U.Q.T.R.
- **Viaud, M., Couteaudier, Y., Levis, C., Riba, G., 1996.** Genome organization in *Beauveria bassiana* : Electrographic karyotype, genre mapping, and telomeric fingerprint. Fungal Genetic and Biology, vol. 20(3), pp. 75-183.
- **Vincent, C. et D. Coderre (Eds.) 1992.** La lutte biologique. Gaëtan Morin Editeur (Montréal) et Lavoisier Tech Doc (Paris), 671 p.
- **Vittum P. J., M. G. Villani et H. Tashiro., (1999).** 2e ed. Cornell University Press, Ithaca, NY.;2-Animal and Plant Health Inspection Service. 2006. [en ligne] <http://ceris.purdue.edu/napis/pests/jb/news06/fr35491-jp-io.txt>, consulté le 3 mars 2008.
- **Weiser, J. (1972).** Beauveria Vuill. In: Nemoci hmyzu. Naklad. Ceskoslov. Akademie, Praha, pp. 361-377.
- **Yahiaoui .D et Bekri, N, (2014).** Étude des méthodes de lutte contre le ver blanc des céréales (*Geotrogus deserticola* blanc) dans la région d'Oran. A PP –Dixième référence internationale sur les ravageurs en agricultures. MONTPELLIER – 22 et 23 octobre
- **Yee W. L. & Lacey L. A. 2005.** Mortality of different life stages of *Rhagoletisindifferens* (Diptera, Tephritidae) exposed to the entomopathogenic fungus *Metarhizium anisopliae*1. J. Entomol. Sci., 40, 2, 167-177.;

- **Zhang S., Widemann E., Bernard G., Lesot A., Pinot F., Pedrini N. and Keyhani N. O.(2012).** J. Biol. Chem. 287: 13477–13486.

Annexes

Annexe 01: Classification des champignons entomopathogènes d'Ainsworth et Bisby (1971)

Genre	Espèce	Phylum	Auteur
<i>Batkoa</i> Humber	<i>B. apiculata</i>	Zygomycota	Balazy, 1993.
<i>Batkoa</i> Humber	<i>B. major</i>	Zygomycota	Balazy, 1993
<i>Conidiobolus</i> Brefeld	<i>C. coronatus</i>	Zygomycota	Soper et al., 1988
<i>Conidiobolus</i> Brefeld	<i>C. obscurus</i>	Zygomycota	Humber, 2012
<i>Conidiobolus</i> Brefeld	<i>C. thromboides</i>	Zygomycota	Humber, 2012
<i>Entomophaga</i> Batko	<i>E. aulicae</i>	Zygomycota	Humber, 2012
<i>Entomophaga</i> Batko	<i>E. maimaiga</i>	Zygomycota	Humber, 2012
<i>Entomophaga</i> Batko	<i>E. grylli</i>	Zygomycota	Humber, 2012
<i>Entomophaga</i> Batko	<i>E. calopteni</i>	Zygomycota	Humber, 1989
<i>Entomophthora</i> Fresenius	<i>E. culicis</i>	Zygomycota	Keller, 2002
<i>Entomophthora</i> Fresenius	<i>E. muscae</i>	Zygomycota	Keller, 2002
<i>Entomophthora</i> Fresenius	<i>E. planchoniana</i>	Zygomycota	Humber, 2012
<i>Erynia</i> Nowakowski	<i>E. aquatica</i>	Zygomycota	Keller, 1991
<i>Erynia</i> Nowakowski	<i>E. conica</i>	Zygomycota	Balazy, 1993
<i>Erynia</i> Nowakowski	<i>E. rhizospora</i>	Zygomycota	Keller, 1991
<i>Erynia</i> Nowakowski	<i>E. ovispora</i>	Zygomycota	Humber, 2012
<i>Furia</i> Batko	<i>F. americana</i>	Zygomycota	Keller, 1991
<i>Furia</i> Batko	<i>F. F. virescens</i>	Zygomycota	Balazy, 1993
<i>Massospora</i> Peck	<i>M. cicadina</i>	Zygomycota	Humber, 2012
<i>Neozygites</i> Witlaczil	<i>N. fresenii</i>	Zygomycota	Humber, 2012
<i>Neozygites</i> Witlaczil	<i>N. parvispora</i>	Zygomycota	Humber, 2012
<i>Neozygites</i> Witlaczil	<i>N. floridana</i>	Zygomycota	Humber, 2012
<i>Pandora</i> Humber	<i>P. blunckii</i>	Zygomycota	Humber, 2012
<i>Pandora</i> Humber	<i>P. neoaphidis</i>	Zygomycota	Humber, 2012
<i>Zoophthora</i> Batko	<i>Z. phalloides</i>	Zygomycota	Humber, 2012
<i>Zoophthora</i> Batko	<i>Z. phytonomi</i>	Zygomycota	Humber, 2012
<i>Zoophthora</i> Batko	<i>Z. radicans</i>	Zygomycota	Balazy, 1993
<i>Septobasidium</i>	<i>Septobasidium sp</i>	Basidiomycota	Henk et vilgalys, 2007
<i>Auriculoscypha</i>	<i>Auriculoscypha sp</i>	Basidiomycota	Henk et vilgalys, 2007
<i>Uredinella</i>	<i>Uredinella, sp</i>	Basidiomycota	Henk et vilgalys, 2007
<i>Coccidioidictyon</i>	<i>Coccidioidictyon sp</i>	Basidiomycota	Sung et al., 2007
<i>Ordonia</i>	<i>Ordonia sp</i>	Basidiomycota	Sung et al., 2007
<i>Aschersonia</i>	<i>A. aleyrodis</i>	Ascomycota	Chaverri et al., 2008.
<i>Aschersonia</i>	<i>A. Montagne</i>	Ascomycota	Liu et al., 2005; 1998.
<i>Ascospaera</i> Spiltoir & Olive	<i>A. aggregata</i>	Ascomycota	Anderson et al. 1998.
<i>Beauveria</i> Vuillemin	<i>B. bassiana</i> (Balsamo)	Ascomycota	Rehner et al., 2011
<i>Beauveria</i> Vuillemin	<i>B. brongniartii</i> (Saccardo)	Ascomycota	Rehner et al., 2011
<i>Cordyceps</i>	<i>C. militaris</i>	Ascomycota	Kepler et al., 2012
<i>Cordyceps</i>	<i>C. tuberculata</i>	Ascomycota	Kepler et al., 2012
<i>Fusarium</i> Link	<i>Fusarium sp</i>	Ascomycota	O'donnell et al., 2011
<i>Gibellula</i> Cavara	<i>G. pulchra</i>	Ascomycota	Tzean et al., 1997
<i>Gibellula</i> Cavara	<i>G. leiopus</i>	Ascomycota	Tzean et al., 1997.
<i>Hirsutella</i> Patouillard	<i>H. saussurei</i>	Ascomycota	Rombach & Roberts, 1989
<i>Hirsutella</i> Patouillard	<i>H. thompsonii</i>	Ascomycota	Hodge, 1998.
<i>Hymenostilbe</i> Petch Emend.	<i>H. citrifomis</i>	Ascomycota	Humber, 2010
<i>Hymenostilbe</i> Petch Emend.	<i>H. rhossiliensis</i>	Ascomycota	Hodge, 1998.
<i>Hymenostilbe</i> Petch Emend.	<i>H. saussurei</i>	Ascomycota	Hodge, 1998.
<i>Hymenostilbe</i> Petch Emend.	<i>H. thompsonii</i>	Ascomycota	Rombach & Roberts, 1989
<i>Isaria</i> Persoon	<i>I. farinosa</i>	Ascomycota	Humber, 2012
<i>Isaria</i> Persoon	<i>I. fumosorosea</i>	Ascomycota	Humber, 2012
<i>Paecilomyces</i> Bainier	<i>P. lilacinus</i>	Ascomycota	Humber, 2012
<i>Lecanicillium</i> Gams et Zare	<i>L. lecanii</i>	Ascomycota	Zare et al., 2001.
<i>Metarhizium</i> Sorokin	<i>M. anisopliae</i>	Ascomycota	Bischoff et al., 2009
<i>Metarhizium</i> Sorokin	<i>M. flavoviride</i>	Ascomycota	Driver et al., 2000
<i>Metarhizium</i> Sorokin	<i>M. majus</i>	Ascomycota	Kepler et al., 2012.
<i>Metarhizium</i> Sorokin	<i>M. acridum</i>	Ascomycota	Kepler et al., 2012.
<i>Nomuraea</i> Maublanc	<i>N. rileyi</i>	Ascomycota	Kepler et al., 2012
<i>Tohyopcladium</i>	<i>T. niveum</i>	Ascomycota	Humber, 2012
<i>Tohyopcladium</i>	<i>T. cylindrosporium</i>	Ascomycota	Hodge et al., 1996.
<i>Torrubiella</i> Boudier	<i>T. ratticaudata</i>	Ascomycota	Sato et al., 2010
<i>Torrubiella</i> Boudier	<i>T. aranicida</i>	Ascomycota	Sung et al., 2007

Mémoire présenté en vue de l'obtention du Diplôme de Master

Filière : Microbiologie.
Spécialité : Mycologie et biotechnologie fongique .

Titre
Utilisation des champignons entomopathogènes contre les vers blancs

Résumé

Les vers blancs sont des ennemis naturels des cultures, ce sont des ravageurs polyphages qui s'attaquent pratiquement à plusieurs cultures provoquant d'importants dommages à la pelouse en se nourrissant des racines graminées à gazon. Les zones endommagées jaunissent ou brunissent et peuvent être soulevées comme un tapis. Les pertes causées par ces ravageurs conduisent à la mise au point de nombreuses méthodes de lutte d'où les agriculteurs sont orientés vers les programmes des traitements chimiques qui n'ont pas aboutis à contrôler la pullulation de ce bio-agresseur à cause de son biotope édaphique qui rend son élimination très difficile. Cependant, la présente étude a pour but de proposer une solution alternative basée sur l'utilisation des entomopathogènes pour lutter contre ces ravageurs. Elle porte d'une part sur la recherche des champignons entomopathogènes tel *que Beauveria sp* et *Fusarium sp* et d'autre part, la mise en évidence de leur activité insecticide vis-à-vis des larves de ver blanc

Mot clés : Mots clés: Vers blancs, lutte biologique, Champignons entomopathogènes, *Beauveria sp.*, *Fusarium sp.*, Activité insecticide

Membre du jury : Présidente : Mme.Benkahoul

Examineur : Mme. Meziani

**Présentée par : Leulmi Meisoune
Derbal Chaima
Bousbia Lyna Anfel**

Année universitaire : 2019 -2020

