

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Université MUSTAPHA Stambouli
Mascara



جامعة مصطفى اسطنبولي
معسكر

Faculté des sciences de la nature et de la vie

Département des sciences agronomiques

Laboratoire de Recherche sur les Systèmes Biologiques et la Géomatique

THESE de DOCTORAT en Science

Spécialité protection des végétaux

Intitulée

Le ver blanc dans le Nord-Ouest Algérien ; étude bioécologique,
moyens et méthodes de lutte.

Présenté par : *GUEDIDER Hocine*

Soutenu le 28/06/2022

Devant le jury :

Président	M ^{me} BOUNGAB Karima	Professeur	Université de Mascara
Examineur	M.HARIZIA Abdelkader	M.C.A	Université de Mascara
Examineur	M ^{lle} BOUALEM Malika	M.C.A	Université de Mostaganem
Examineur	M.GHOULAMALLAH Amine	M.C.A	Université de Mostaganem
Directrice de thèse	M ^{me} LAZRAG Fatiha	M.C.A	Université de Mascara
Co- Directeur	M.BELABID Lakhdar	Professeur	Université de Mascara

Année Universitaire : 2021-2022

Remerciements

Je tiens à remercier vivement le professeur BELABID Lakhdar, doyen à la faculté des sciences naturels et de la vie de l'université de Mascara, d'avoir Co-encadré ce travail de thèse, tout d'abord, il m'a proposé un sujet très intéressant et m'a laissé la liberté de le réorienter au cours du déroulement de ma thèse. C'est également grâce à sa collaboration avec le laboratoire LRSBG que j'ai eu la chance de travailler avec l'équipe de recherche, ce qui s'est avéré une expérience très enrichissante. Au cours de ce travail, il a souvent attiré mon attention sur certains problèmes de conception et m'a consacré beaucoup de temps, entre-autres pour s'occuper de l'organisation du jury de thèse.

Je suis très honoré à remercier ainsi que Madame LAZREG F. maitre conférence à l'université de Mascara, Directrice de thèse pour la confiance qu'il m'a témoignée en acceptant la Co-promoteur scientifique de mes travaux. Je lui suis reconnaissante de m'avoir fait bénéficier tout au long de ce travail de sa grande compétence, de sa rigueur intellectuelle, de son dynamisme, et de son efficacité certaine que je n'oublierai jamais. Soyez assuré de mon attachement et de ma profonde gratitude.

Je suis très honoré à remercier de la présence à mon jury de thèse et je tiens à remercier :

Madame BOUNGAB K professeur à l'université de Mascara pour l'honneur qu'il m'a fait en acceptant d'être présidente de mon jury de thèse. Je tiens à l'assurer de ma profonde reconnaissance pour l'intérêt qu'il porte à ce travail.

Monsieur HARIZIA A. maitre conférence à l'université de Mascara, pour l'honneur qu'il m'a fait pour sa participation à mon jury de thèse en qualité d'examineurs de mon travail.

Mlle BOUALEM M. maitre conférence à l'université de Mostaganem, pour sa participation à mon jury de thèse en qualité d'examineur de mon travail.

Monsieur GHOULAMALLAH A. maitre conférence à l'université de Mostaganem, d'avoir accepté de faire partie du jury de cette thèse.

Je tiens également à exprimer ma reconnaissance à Monsieur LOUISSI A., pour son soutien permanent en qualité de statisticien.

A titre plus personnel, Je remercie chaleureusement ma femme l'inspectrice divisionnaire phytosanitaire à la station régionale de la protection des végétaux de Mascara, F. TOUBAL, pour la grande patience, l'encouragement et la confiance qu'elle m'a témoignée dont elle a fait preuve à la relecture de mon manuscrit. Je tiens à la remercier surtout pour son soutien moral ininterrompu et ses nombreux conseils tout le long de ma thèse.

Finalement je remercie mes parents et mes beaux-parents pour leurs soutiens qui m'ont été bien utile durant ma thèse.

Dédicace

A la mémoire de mon beau père n'est nullement oubliée votre altruisme,
votre générosité et votre bonté.

Nous prions pour vous et nous demandons à Allah de vous accueillir en son
vaste paradis et vous accorde sa miséricorde.

À mes très chers parents que Dieu les bénissent

À ma femme

À mes très chères anges Yasmine et Inès

A ceux qui me sont les plus chers

A ceux qui ont toujours cru en moi

A ceux qui m'ont toujours encouragé

Je dédie cette thèse.

Résumé

Le ver blanc *Geotrogus deserticola* (Coleoptera, Scarabaeidae) est une espèce endémique des céréales et responsable des dégâts importants. Au cours des prospections réalisées pendant la campagne agricole 2013-2015 dans les trois wilayas Mascara, Saida et Tiaret, les taux d'infestations les plus importantes sont notées dans la zone de Tiaret et Mascara avec un taux varie de 5 à 20 % respectivement. Dans la zone de Saida le taux d'infestation enregistrée est de 14 %. Les prélèvements réalisés sur le terrain, ont permis d'établir un calendrier d'abondance des stades larvaires. La prédominance du stade larvaire L1 en décembre 2013. Cette abondance de L1 par rapport au stade larvaire L2 et L3 laisse supposer que la sortie des adultes a eu lieu en octobre 2013. La durée de cycle biologique de vers blanc est de deux ans en moyenne pour les mâles et de trois ans pour les femelles. Le suivi de cycle biologique du vers blanc au niveau de laboratoire et dans les champs nous a montré que les premières émergences des adultes de *G. deserticola* ont lieu au début Décembre et se poursuivent jusqu'à la mi-février. Les femelles ne volent pas et restent à demi enfouies dans le sol, en émettant une phéromone sexuelle pour attirer les mâles. La fécondité des femelles élevées au laboratoire est de $(10.16 \pm 10.48$ œufs). La ponte, échelonnée sur plusieurs jours, intervient au moins trois jours après les premiers accouplements. L'étude biométrique des stades larvaires du vers blanc basé sur la taille et la largeur des capsules céphaliques des individus récoltés a montré qu'il existe une isométrie ($r^2 = 0,89$ pour L1) : ($r^2 = 0,85$ pour L2) et ($r^2 = 0,90$ pour L3) entre la taille de la larve et la largeur de la capsule céphalique tout au long de la croissance. Plusieurs études récentes ont montré l'efficacité de l'utilisation des champignons entomopathogènes dans la lutte contre les vers blancs. Six isolats de champignons entomopathogènes ont été isolés à partir des cadavres de vers blanc puis identifiés en se basant sur des caractères macroscopiques, microscopique et biométrique. La caractérisation biologique de ces isolats a été basée sur l'effet de milieu de cultures, la température et le pH. Les deux milieux de culture PDA et Sabouraud ont favorisé une bonne croissance de ces isolats. La température optimale pour la croissance de ces isolats est située entre 25 et 30°C. Le pH optimal pour le développement de ces isolats est de 6.5. Deux isolats de *Beauveria bassiana* (B7, B9), un isolat de *Metarhizium anisopliae* (M) et un isolat de *Paecilomyces fumosoroseus* (P3) ont été testés contre les premiers et deuxièmes stades larvaires de *G. deserticola* dans les conditions de laboratoire par utilisation de trois concentrations 10^3 , 10^5 et 10^7 conidies/ml. Une différence significative dans la mortalité a été observée entre les isolats vis-à-vis le premier et deuxième stade larvaire. *B. bassiana* et *M. anisopliae* à 10^7 conidies/ml ont entraîné une mortalité varie de 86.6 à 100 % contre les deux stades larvaires, respectivement. La souche B7 était la plus pathogène où les valeurs de CL50 de l'isolat B7 contre le premier et le deuxième stade larvaire ont été enregistrées 1.10×10^4 et $1,47 \times 10^4$ conidies/ml, respectivement.

Mots clé : Céréales, Bio écologie, *Geotrogus deserticola*, champignon entomopathogènes, test de pathogénicité.

Abstract

The white grub *Geotrogus deserticola* (Coleoptera, Scarabaeidae) is an endemic species of cereals and responsible for significant damage. The surveys carried out during the period 2013-2015 in the three wilayas Mascara, Saïda and Tiaret, showed that the highest infestation rates were noted in the wilayas de Tiaret and Mascara with 5 to 20% respectively. In the wilayas of Saïda the infestation recorded at 14%. The samples taken in the field made it possible to establish a schedule of abundance of the larval stages. The predominance of the L1 stage was in December 2013. The abundance of L1 compared to L2 and L3 suggests that the emergence of adults was in October 2013. The life stage of white grubs is an average of two years for males and three years for females. The biological cycle monitoring of white grubs in the laboratory and in the field has shown us that the first emergences of adults of *G. deserticola* was at the beginning of December and continue until mid-February. The females flight and remain half-buried in the ground, emitting a sex pheromone to attract males. The fecundity of females reared in the laboratory was (10.16 ± 10.48 eggs). The laying of eggs was over several days, occurs less than three days after the first couplings.

The biometric study of the larval stages of the white grub based on the size and the width of the cephalic capsules showed that there was an isometry ($r^2 = 0.89$ for L1): ($r^2 = 0.85$ for L2) and ($r^2 = 0.90$ for L3) between larval size and head capsule width throughout growth. Several recent studies have shown the effectiveness of the use of entomopathogenic fungi against white grubs. Six isolates of entomopathogenic fungi were isolated from grub cadavers and then identified based on macroscopic, microscopic, and biometric characters. The biological characterization of these isolates was based on the effect of culture medium, temperature, and pH. The two culture media PDA and Sabouraud favoured the mycelia growth of these isolates. The optimum temperature for the growth of these isolates was varied from 25 and 30°C. The optimal pH for the development of these isolates was 6.5. Two isolates of *Bauveria bassiana* (B7, B9), one isolate of *Metarhizium anisopliae* (M) and one isolate of *Paecilomyces fumosoroseus* (P3) were tested for their pathogenicity against the first and second instar larvae of *G. deserticola* under laboratory conditions by using three concentrations 10^3 , 10^5 and 10^7 conidia/ml. A significant difference in mortality was observed between the isolates vis-à-vis the first and second instar larvae. *B. bassiana* and *M. anisopliae* at 10^7 conidia/ml caused mortality ranged from 86.6 to 100% against the two larval stages, respectively. The strain B7 was the most pathogenic where the LC50 values of the B7 isolate against first and second instar larvae were 1.10×10^4 and 1.47×10^4 conidia/ml, respectively.

Keys words: Cereals, Bio ecology, *Geotrogus deserticola*, entomopathogenic fungus, pathogenicity tests.

ملخص

الدودة البيضاء (*Geotrogus deserticola*) من فصيلة غمديه الأجنحة (Coleoptera, Scarabaeidae) نوع مستوطن على الحبوب ومسؤول عن أضرار جسيمة. من خلال المسوحات التي أجريت خلال الحملة الزراعية 2013-2015 في ولايات معسكر سعيدة وتيارت، لوحظ أعلى معدلات الإصابة في منطقة تيارت ومعسكر حيث تراوحت نسبتها من 5 إلى 20 % على التوالي. بلغ معدلا الإصابة المسجلة في منطقة سعيدة. 14%. سمحت العينات المأخوذة من الحقل بإنشاء تقويما لمراحل اليرقات. مرحلة اليرقات L1 في ديسمبر. 2013 هذه الوفرة من L1 مقارنة بمرحلة اليرقات L2 و L3 تشير إلى أن ظهور البالغ يحدث في أكتوبر 2013. دورة حياة اليرقات الدودة البيضاء هي سنتان في المتوسط للذكور وثلاثة سنوات للإناث. الدودة البيضاء تجري في أوائل ديسمبر وتستمر حتى منتصف فبراير. الإناث لا تطير وتبقى نصف مدفونة في الأرض، تنبعث منها فرمون جنسي لجذب الذكور. تبلغ خصوبة الإناث المرياة في المختبر ± 10.16 بيضة. يتم التمدد على مدى عدة أيام، ويحدث بعد ثلاثة أيام على الأقل من التزاوج الأول.

أظهرت الدراسة البيو مترية لمراحل اليرقات من الدودة البيضاء بناء على حجم وعرض الكبسولات الرأسية للأفراد الذين تم اصطيادهم أنه هناك قياساً متساويا (L1) $(r2=0.89)$ ، $(r2=0.90)$ ، $(r2=0.85)$ L2 ، L3 بين حجم اليرقة وعرض كبسولة الرأس وفترة النمو. أظهرت العديد من الدراسات الحديثة فعالية استخدام الفطريات الممرضة للحشرات في مكافحة الدودة البيضاء. تم عزل ستة عزلات من الفطريات الممرضة للحشرات من جثث اليرقات ومن ثم التعرف عليها بالاعتماد على الصفات الميكروسكوبية والبيو مترية. اعتمد التوصيف البيولوجي لهذه العزلات على تأثير وسط المزرعة ودرجة الحرارة ودرجة الحموضة. فضل كل من وسائط اغذية PDA و Sabouraud النمو الجيد لهذه العزلات. تتراوح درجة الحرارة المثلى لنمو هذه العزلات بين 25 و 30 درجة مئوية. درجة الحموضة المثلى لنمو هذه العزلات هي 6.5. اثنان من عزلات *Beauveria bassiana* (B7، B9) و عزلة من *Metarhizium anisopliae* وعزلة من *Paecilomyces fumosoroseus* ضد يرقات الطور الأول والثاني من P3 الدودة البيضاء. تحت ظروف المختبر باستخدام ثلاثة تركيزات 10^3 ، 10^5 و 10^7 كونيديا/مل. لوحظ وجود فرق معنوي في معدل الوفيات بين العزلات مقابل يرقات العمر الأول والثاني. *Beauveria bassiana* و *M. anisopliae* ، في 10^7 نتج عن الكونيديا/مل معدل وفيات يتراوح من 86.6 إلى 100% ضد مرحلة اليرقات على التوالي. كانت السلالة B7 هي الأكثر مسببة للأمراض حيث سجلت قيم LC50 للعزلة B7 ضد يرقات الطور الأول والثاني 1.01×10^4 و 1.47×10^4 كونيديا/مل على التوالي.

الكلمات المفتاحية: الحبوب، علم البيئة الحيوية ، *Geotrogus deserticola* ، الفطريات الممرضة للحشرات ، اختبارات الأمراض.

Table des matières

Résumé.....	
Abstract	
ملخص.....	
Liste des abréviations	i
Liste des figures	Erreur ! Signet non défini.
Liste des planches.....	iii
Liste des tableaux	iv
Introduction générale.....	1
I. Généralités sur le blé dur	5
I.1.Historique et origine du blé dur	5
I.2.La production du blé dur dans le monde.....	5
I.3.Production du blé dur en Algérie	6
I.4.Consommation du blé dur	7
I.4.1.Les utilisations du blé dur	9
I.4.2.Caractéristiques et propriétés du blé dur.....	10
I.5.Le cycle biologique du blé dur.....	10
I.5.1.Les exigences du blé dur	12
I.6.Les principaux bio- agresseurs et maladies du blé dur en Algérie.	13
I.7.Les principaux facteurs abiotiques.....	15
I.7.1.Les hautes températures	15
I.7.2.Les basses températures	15
II. Généralité sur le ver blanc	16
II.1. Répartition géographique des Rhizotrogini	16
II.2. Inventaire des espèces de ver blanc en Algérie	17
II.3. La biologie des Rhizotrogues	19
II.4. Le cycle biologique du ver blanc.....	20
II.5.Les stades larvaires :.....	21
II.5.1.Caractéristiques de la larve.....	21
II.5.1.1.Le premier stade larvaire	21
II.5.1.2.Le deuxième stade larvaire	22
II.5.1.3.Le troisième stade larvaire.....	22
II.5.1.4. Stade nymphale.....	23
II.5.1.5.Le stade imaginal.....	23

II.6.Position systématique de <i>Geotrogus deserticola</i> :.....	24
II.6.1.Position systématique	24
II.7.Développement et comportement des larves	24
II.7.1.Importance économique	25
II.7.Plantes hôtes.	26
II.8.Influence des facteurs du sol	27
II.9.Méthodes de lutte intégrée contre les vers blancs	28
II.9.1. Le contrôle mécanique.....	28
II.9.2.Contrôle culturel	29
II.9.3.Mesures de contrôle biologique.....	29
II.9.4. Nématodes pathogènes d'insectes	30
II.9.5.Les champignons entomopathogènes	30
II.9.6.Autres méthodes non chimiques de lutte contre le ver blanc	31
II.9.7.Lutte chimique	31
II.9.8.Lutte agronomique.....	31
II.9.9.Ennemis naturels (prédateurs et parasitoïdes)	32
III-Les champignons entomopathogènes	33
III.1. L'utilisation des champignons entomopathogènes	33
III.2. Le processus infectieux des champignons entomopathogènes	34
III.3. la pathogénèse des champignons entomopathogènes.....	36
III.3.1 Adhésines	36
III.3.2. Enzymes lytiques.....	36
III.3.3. Métabolites secondaires	38
III.4. Effet des composés toxiques sur les champignons entomopathogènes.....	39
III.5. Les principaux champignons entomopathogènes utilisées dans la lutte biologique ...	40
III.5.1. Beauveria bassiana	40
III.5.1.1. Morphologie	41
III.5.1.2. Classification de <i>B. bassiana</i>	41
III.5.1.3. Importance de <i>B. bassiana</i>	42
III.5.2. <i>Metarhizium anisopliae</i>	42
III.5.2.1. Classification de <i>Metarhizium anisopliae</i>	42
III.5.2.2. Morphologie	43
III.5.3.1. Caractéristiques de <i>P. fumosoroseus</i>	43
III.5.3.2. Classification de <i>Paecilomyces fumosoroseus</i>	44

III.5.3.3. Spectre d'activité de <i>Paecilomyces fumosoroseus</i>	44
III.5.3.4. Mode d'infection.....	45
IV. Prospection et échantillonnages	47
IV.1. Présentation des zones d'études	47
IV.2. Prospections	52
IV.3. Echantillonnage.....	52
IV.4. Evaluation du degré d'infestation et l'abondance des stades larvaires du ver blanc. 53	
IV.1. Etude pédoclimatique des zones prospectées.....	54
IV.1.1. Mesure du taux d'humidité du sol.....	55
IV 1. 2. Mesure de la température du sol	55
IV.3 Etude morpho métrique du ver blanc	55
IV.3.1. Technique de mesure morpho métrique des larves	55
IV.3.2. Les mensurations des larves.....	56
IV.3 4. Technique d'élevage et le suivi de cycle biologique du ver blanc au niveau du laboratoire et aux champs.....	56
IV.3 4.1. Elevage des larves de deuxième et troisième stade larvaire	56
IV.3 4.2. Elevage des nymphes	57
IV.3 4.3. Suivi des nymphes et des adultes	57
IV.4. Essai de lutte biologique par l'utilisation des champignons entomopathogènes	57
IV.4.1. Collecte des cadavres de ver blanc.	57
IV.4.2. Techniques d'isolement des champignons entomopathogènes.....	58
IV.4.2.1. Isolement	58
IV.4.2.2. Purification.....	58
IV.4.2.3. Identification	58
IV .5. Etude biologique des isolats obtenus	59
IV.5.1. Effet de milieu de culture sur la croissance mycélienne des isolats	59
IV.5.2. Méthodes d'évaluation de la croissance mycélienne.....	59
IV.5.2.1. Effet des températures sur la croissance mycélienne.....	59
IV.5.2.2. Effet du pH sur la croissance mycélienne	59
IV.5.2.3. Evaluation du taux de sporulation.....	59
IV.5.2.4. La détermination de la viabilité des spores des isolats	60
IV.6. Essai de lutte biologique	60
IV.6. 1. Préparation de l'inoculum.....	60
IV.6. 2. Les bio-essais	60
IV.6.3. Analyse statistique des données	61

V. Résultats et discussion.....	64
V.1.I. Importance des dégâts causés par le ver blanc dans les zones prospectées	64
V.2. Taux d'infestation et d'abondance des stades larvaires du ver blanc dans les zones prospectées	66
V.3. Etude pédoclimatique des zones prospectées	69
V.3.1. Influence de la température du sol	69
V.3.2. Influence de l'humidité du sol.....	69
V.4. Techniques d'élevage et le suivi du cycle biologique du vers blanc au champs et laboratoire.....	71
V.4.1.Fécondité des femelles	71
V.4.2.Longévité des adultes	72
V.5. Etude Biométrique et la morphologique des stades larvaires du ver blanc	74
V.5. 1. Etude biométrique des stades larvaires du ver blanc.....	74
V.5. 2. Etude morphologique des stades larvaires de <i>G. deserticola</i>	77
V.5.3. Etude morphologique des nymphes	79
V.5.4. Etude morphologique des adultes.....	80
V.6. Essai de lutte biologique par l'utilisation des champignons entomopathogènes	82
V.6.1.Isolement et identification des espèces de champignons entomopathogènes	82
V.6.2 Identification macroscopique et microscopique des isolats obtenus.....	83
V.6.2. 1. Caractérisation macroscopiques des isolats obtenus.....	83
V.6.2.2. Caractérisation microscopiques.....	83
V.7.Etude biologiques des isolats des champignons entomopathogènes obtenues.....	86
V.7.1. Effet des milieux de culture sur la croissance mycélienne des isolats de champignons entomopathogènes	86
V.7.2.Effet de la température sur la croissance mycélienne des isolats de champignons entomopathogènes	89
V.7.3.Effet de pH sur la croissance mycélienne des isolats de champignons entomopathogènes	91
V.7.4.Effet de milieu de culture sur la sporulation des isolats de champignons entomopathogènes	93
V.7.5.Test de viabilité des spores des isolats	94
V.8. Les tests de pathogénicité des isolats de champignons entomopathogènes sur le 1 ^{er} et 2 ^{eme} stade larvaire du ver blanc.....	94
Conclusion générale	101
Références bibliographiques.....	104
Annexes.....	130

Liste des abréviations

°C : Degrés Celsius

μ : Micron

C.E : Conductivité électrique

C1 : Concentration = 10^3 conidie/ml

C2 : Concentration = 10^5 conidie/ml

C3 : Concentration = 10^7 conidie/ml

CL50 : Concentrations létales tuant 50 % de la population d'insectes

CL90 : Concentration létale tuant 90% de la population d'insectes

CNUCED : Conférence des Nations Unies sur le commerce et le développement

Es : Evaporation du sol

ETR : Evapotranspiration réelle

FAOSTAT : Food Agriculture Organisation Statistique

Ha : Hectare

INPV : Institut National de la Protection des Végétaux

MADR : Ministère de l'agriculture et développement rural

mg : Milligramme

ml : Millilitre

mmhos/cm : Milli mhos par centimètre

Mt : Million de tonne

PDA : Potato Dextrose Agar

pH: Potentiel d'hydrogène.

PME : Petite et Moyenne Entreprise

Qx: Quintaux

SAU: Superficie agricole utile

Sec : Seconde

SDA : Sabouraud Dextrose Agar

SRPV : Station Régionale de la Protection des Végétaux

T : Quantité d'eau de transpiration

T : Tonne

T1: Temps (48h).

T2: Temps (144h).

T2: Temps (96h).

UE: Union Européenne

USDA: United States Department of Agriculture

Liste des figures

Figure 1 : Productions de céréales en moyenne 2010-2017 (MADR, 2017).....	8
Figure 2 : Zones de production des céréales en Algérie en 2017 (MADR, 2017).....	8
Figure 3 : Production des céréales par espece dans le monde 2017 (FAO stat, 2022).....	9
Figure 4: Les stades phénologiques du blé dur (BASF, 2015).....	11
Figure 5: Les différentes maladies fongiques durant tout le cycle végétatif du blé.....	15
Figure 6: Cycle biologique du ver blanc.....	20
Figure 7: Superficies de céréales attaquées par <i>Geotrogus deserticola</i> (Mesbah, 2002).....	26
Figure 8: Cycle de développement d'un champignon entomopathogène.....	35
Figure 9: Les zones d'études du ver blanc dans le nord-ouest Algérien.....	48
Figure 10: Les températures minimales, maximales et moyennes de la région de Mascara.....	49
Figure 11: Les cumuls des précipitations de la région de Mascara.....	49
Figure 12: Les températures minimales, maximales et moyennes de la région de Saïda.....	50
Figure 13: Les cumuls des précipitations de la région de Saida.....	50
Figure 14: Les températures minimales, maximales et moyennes de la région de Tiaret.....	51
Figure 15: Les cumuls des précipitations de la région de Tiaret.....	51
Figure 16: Mesure de la capsule céphalique des larves.....	55
Figure 17: Boite d'élevage des adultes de <i>G.deserticola</i> au laboratoire.....	57
Figure 18: Evolution des infestations du ver blanc en (ha) depuis l'année 2011.....	66
Figure 19: Evolution des surfaces infestées et des traitements contre le ver blanc (ha).....	67
Figure 20: L'abondance de déférents stades larvaires de <i>G.deserticola</i> durant la compagne agricole 2013-2015.....	68
Figure 21: La fécondité des femelles de <i>G.deserticola</i>	72
Figure 22: La longévitité des adultes males de <i>G.deserticola</i>	72
Figure 23: La longévitité des femelles de <i>G. deserticola</i>	73
Figure 24: Régression linéaire de la taille de la larve L3 parappport à la largeur de la capsule céphalique.....	76
Figure 25: Régression linéaire de la taille de la larve L1 parappport à la largeur de la capsule céphalique.....	76
Figure 26: Nymphe de <i>Geotrogus deserticola</i>	80
Figure 27: La croissance mycélienne des différents isolats sur milieu SDA.....	88

Figure 28: La croissance mycélienne des différents isolats sur milieu PDA.....	88
Figure 29: La croissance mycélienne des différents isolats sur milieu CZAPECK.....	88
Figure 30: La croissance mycélienne des différents isolats dans la température 20°C.....	90
Figure 31: La croissance mycélienne des différents isolats dans la température 25°C.....	90
Figure 32: La croissance mycélienne des différents isolats dans la température 30°C.....	90
Figure 33: La croissance mycélienne des isolats des champignons entomopathogènes dans le pH 6.5 à 25°C sur milieu PDA.....	91
Figure 34: La croissance mycélienne des différents isolats dans le pH 4.5.....	92
Figure 35: La croissance mycélienne des différents isolats dans le pH 6.5.....	92
Figure 36: La croissance mycélienne des différents isolats dans le pH 8.5.....	93
Figure 37: Taux de sporulation sur milieu PDA, pH 6.5 à 25°C.....	93

Liste des planches

Planche 1 : Les différents stades larvaire de <i>Geotrogus deserticola</i>	22
Planche 2: (a.) Male <i>Geotrogus deserticola</i> (b.) Femelle de <i>Geotrogus deserticola</i>	23
Planche 3: La morphologie de <i>B. bassiana</i> (a) colonies de souches de <i>B. bassiana</i> sur milieu de CZAPECK ; (b) hyphes et conidies sous microscopie, ×40 (Tinatin <i>et al.</i> , 2019).....	41
Planche 4: Vue microscopique de colonie de <i>M. anisopliae</i> . (a) phialides fongiques et conidies, grossissement 400. (b) vue macroscopique de la colonie en PDA (Laura <i>et al.</i> , 2016).....	42
Planche 5 : Vue microscopique de colonie de <i>P fumosoroseus</i> . (a) phialides fongiques, conidiophores et conidies du grossissement 40x. (b) vue macroscopique de la colonie en PDA a 10 jours d'incubation. (Carolina <i>et al.</i> , 2016).....	44
Planche 6 : a-évaluation des infestations de ver blanc par la méthode de quadra b- parcelle de blé dur trop infeste par les larves de <i>G. deserticola</i> dans la wilaya de Mascara. C- logettes de terre contenant les larves, nymphes et adultes de ver blanc.....	54
Planche 7: a-parcelle attaquer a 100% b- prélèvement de ver blanc tout stade confondues c- plants de blé dur présentant de symptômes d'attaque du ver blanc (<i>G. deserticola</i>).....	65
Planche 8: Abondance de ver blanc dans les différents type du sol.....	68
Planche 9: Caractérisation morphologique du ver blanc. A) face dorsale de la tête d'une larve, b) longueur croissante de pattes. (Fegrouche, 2014).....	78
Planche 10: (a) Morphologique de la larve du 3 ^{ème} stade <i>G.deserticola</i>	79
Planche 11: Stade adulte de <i>G. deserticola</i>	81
Planche 12: Cadavres de ver blanc de <i>Geotrogus deserticola</i> présentant les symptômes d'attaque des champignons entomopathogènes.....	82

Planche 13: Caractérisation morphologiques des isolats de *Beauveria bassiana*. A: *B. bassiana* B9 (face revers); *B. bassiana* B9 (face envers), c: conidies *bassiana* B9. D: *B.bassiana* B7 (face revers), e: *B. bassiana* B7 (face envers); f: conidies de *B. bassiana* B7..... 85

Planche 14: Caractérisation morphologique des isolats de *M. anisopliae* et *P. fumosoroseus*. A: *M. anisopliae* (M) (face revers); b: *M. anisopliae* (M) (face envers) c: conidies *M. anisopliae* (m). D: *P. fumosoroseus* (P3) (face revers), e: *P. fumosoroseus* (P3) (face envers)..... 86

Liste des tableaux

Tableau 1: Principales maladies et adventices du blé dur (Zakaria <i>et al.</i> , 2014).....	14
Tableau 2: Les insectes ravageurs de blé (Doumandji-Mitiche et Doumendji, 1991).....	14
Tableau 3: Inventaire des espèces de ver blanc en Algérie (Baraud, 1985).....	18
Tableau 4: Les zones prospectées depuis l'année 2012.....	52
Tableau 5 : Evaluation du niveau d'infestation en fonction du nombre d'individus du ver blanc...	53
Tableau 6: Evolution de la taille de la larve (cm) en fonction de la largeur de la capsule céphalique (mm) de <i>G. deserticola</i>	74
Tableau 7: Mesures de la largeur de la capsule céphalique en (mm) aux différents stades larvaires.....	75
Tableau 8 : Caractérisation macroscopiques des isolats obtenus.....	83
Tableau 9: La biométrie des isolats obtenus.....	84
Tableau 10: Mortalité cumulée du 1 ^{er} stade larvaire de <i>G.deserticola</i> traite par différents isolats et concentrations de champignons entomopathogènes.....	94
Tableau 11: Mortalite cumulée du 2 ^{eme} stade larvaire de <i>G.deserticola</i> traites par différents concentrations des isolats de champignons entomopathogènes.....	95
Tableau 12: Concentration létale CL50 et CL90 de <i>G.deserticola</i> sur le premier stade larvaire traite avec différents isolats.....	96
Tableau 13: Concentration létale CL50 et CL90 de <i>G. deserticola</i> sur le deuxième stade larvaire traite avec différents isolats.....	97
Tableau 14: Temps léthal médian (LT50 et LT90) du premier stade larvaire de <i>G.deserticola</i> traite avec différents isolats et différentes concentrations.....	97
Tableau 15: Temps léthal médian (LT50 et LT90) du deuxième stade larvaire de <i>G.deserticola</i> traite avec différents isolats et différentes concentrations.....	97



**Introduction
générale**

Introduction générale

Introduction générale

En Algérie, la céréaliculture joue un rôle principal dans l'économie nationale, elle occupe la première place dans des cultures stratégiques, elle est pratiquée par la majorité des agriculteurs. Selon les statistiques du ministère de l'Agriculture, le recensement général de l'agriculture (RGA) en 2013 nous donne environ 600 000 céréaliculteurs soit près de 60 % de la totalité des exploitations agricoles sans tenir compte de la jachère. D'après la base des données de la **FAOstat (2015)**, la superficie occupée par les céréales est de 8,5 millions d'ha. Cette superficie agricole est très étroite par rapport à la superficie totale de l'Algérie qui s'élève à 238 millions d'hectares dont 191 millions sont improductifs.

Selon les chiffres du ministre de l'Agriculture cités par l'agence officielle (**APS, 2016**), la production nationale de céréales (orge, avoine, blé dur et blé tendre) a chuté à 34,750 millions de quintaux durant la campagne 2015/2016 où le taux de rentabilité estimé est de 16 quintaux à l'hectare. Elle était de 40 millions de quintaux en 2014/2015, de 35 millions de quintaux en 2013/2014 et de 49,1 millions de quintaux en 2012/2013.

Le blé dur est la culture la plus adaptée aux conditions agro- climatiques de l'Algérie (**Rastoin et Benabderrazik, 2014**). Il reste le produit prépondérant en raison de sa grande consommation par les habitants la production est évaluée à 80 % de la production totale du blé pour le cas de la campagne 2015/2016. Par ailleurs, la moyenne de production de blé dur au cours de la période 2009-2015 est estimée à 21 millions de quintaux contre 13,5 millions de quintaux durant la campagne 2000-2008. Cette culture est fréquemment soumise aux attaques de plusieurs ravageurs qui peuvent endommager la culture et réduire leurs rendements. Les dégâts les plus importants sont dus aux insectes, Ils peuvent causer de graves pertes par des dégâts directs. Parmi les insectes ravageurs des céréales, nous avons les vers blancs, ravageurs polyphages qui s'attaquent pratiquement à toutes les cultures. Les dommages occasionnés sur céréales sont localisés sur les racines qui sont rongées ou sectionnées complètement. Les plants endommagés se fanent et finissent par se dessécher. Puis se dessèchent (**Yahiaoui et Bekri, 2014**), d'après **Mesbah et Boufersaoui (2002)**, l'espèce *Geotrogus deserticola* causent de gros dégâts aux céréales dans le Sud-ouest de l'Algérie. Selon les statistiques du ministère de l'agriculture les dégâts dus aux vers blancs peuvent s'étendre sur plusieurs hectares (23.000 hectares) en 2010.

Toutefois, pour lutter contre cet insecte on a eu toujours recours à la lutte chimique ce qui a conduit progressivement à des problèmes d'ordres environnementaux et sanitaires (**Roush et Mckenzie, 1987**). Plusieurs solutions sont proposées pour remplacer l'emploi des

Introduction générale

produits chimiques. Les concepts écologiques de lutte biologique et de lutte intégrée sont des alternatives à considérer (Coderre et Vincent, 1992). On entend par lutte biologique toute forme d'utilisation d'organismes vivants ayant pour but de limiter la pullulation et/ou la nocivité de divers ennemis de cultures (Jourdeuil *et al.*, 1991). Parmi les organismes qui peuvent être utilisés en lutte biologique, les microchampignons entomopathogènes (Starnes *et al.*, 1993). Ces microchampignons occupent une place privilégiée parmi les agents microbiens de lutte biologique. En effet, leur mode d'action par ingestion ou par contact leur confère un avantage puisqu'ils pourraient être utilisés pour lutter contre des populations des différents stades de développement d'un même ravageur. Cependant, malgré des années de recherches et une gestion principalement axé sur les insecticides, le ver blanc reste un véritable problème pour la céréaliculture. Parmi les alternatives de contrôle du ver blanc et la lutte microbienne basée sur l'utilisation des microorganismes entomopathogènes (Mascarin et Jaronski, 2016). *Beauveria bassiana* est un agent de lutte très intéressant (kouassi, 2001). Ce champignon a l'avantage de ne pas faire partie des agents pathogènes dangereux pour l'environnement (Tong-kwee *et al.*, 1989; Laird *et al.*, 1990). Ce champignon est cosmopolite et utilisé efficacement contre plusieurs arthropodes (Wraight et Ramos, 2005; Shrestha *et al.*, 2015). *Metarhizium anisopliae* est un agent de biocontrôle communément appelé la muscardine verte, on peut l'utiliser comme un outil alternative appropriée dans la gestion des ravageurs (Keller et Zimmermann, 1989). L'espèce *Paecilomyces* est capable de parasiter les arthropodes (Munawar *et al.*, 2015). Après la reconnaissance et l'interaction ravageur-antagoniste, la pénétration et la sécrétion de des complexes enzymatiques se produisent, conduisant à une croissance antagoniste aux dépens de son hôte (Talibi *et al.*, 2014).

Le présent travail s'articule autour de cinq chapitres dont la première partie rassemble des données bibliographiques sur la céréaliculture en Algérie, des données sur le ver blanc *Geotrogus deserticola* et des données sur les entomopathogènes et la deuxième partie. Elle est suivie par la partie "matériels et méthodes" correspondant au quatrième chapitre. Les résultats sont rassemblés dans le cinquième chapitre, la discussion est développée. Cette étude s'achève par une conclusion et des perspectives

L'objectif de ce travail vise donc à évaluer, dans un premier temps: L'évaluation l'importance et dégâts causées par le vers blanc

□ Localiser les foyers du ravageur de vers blanc dans trois wilaya dans le nord West Algérien;

Introduction générale

□ Évaluation du degré d'infestation et l'abondance des stades larvaires du ver blancs au cours des prospections réalisée.

La seconde étape du travail a été focalisée sur une étude morpho métrique des vers blanc et le suivi de cycle biologique du vers blanc au niveau du laboratoire et champs

□ L'identification morphologique de vers blanc a été basée sur la taille de la larve et la largeur de la capsule céphalique (mesurée en millimètres).

□ Nous avons procédés une technique d'élevage de différents stades larvaires du vers blanc afin de suivre leur cycle biologique.


En fin Rechercher des méthodes et moyens de lutte vis-à-vis le vers blanc: une méthode de lutte biologique a été procédée

□ L'isolement des champignons entomopathogènes à partir des cadavres de vers blanc

□ Identification macroscopique et microscopiques des isolats obtenus.

□ Nous avons également caractérisé biologiquement nos isolats en utilisant plusieurs paramètres biologiques tels que la croissance mycélienne, la sporulation et la germination des spores. Cette partie a été complétée par une étude de l'effet des milieux de culture, la température et le pH sur le développement des espèces fongiques isolées.

□ Les bio essais de lutte biologique vis-à-vis les premiers et deuxièmes stades larvaires du vers blanc.



Chapitre I
Généralité sur le blé
dur

I. Généralités sur le blé dur

I.1. Historique et origine du blé dur

Le blé dur est l'une des premières espèces cultivées par l'homme. Depuis plus de 7000 à 10000 ans. La culture occupe le croissant fertile, zone couvrant la Palestine, la Syrie, l'Irak et une grande partie de l'Iran. Des vestiges de blés, diploïdes et tétraploïdes, remontant au VII^{ème} millénaire avant J.C ont été découverts sur des sites archéologiques au Proche Orient. Historiquement le blé dur a été toujours cultivé dans les régions à climat de type méditerranéen telles que l'Afrique du nord (Maroc, Algérie, Tunisie, Egypte), le sud de l'Europe (Espagne, France, Italie, Grèce), et le Moyen Orient (Turquie, Syrie, Palestine) (**Bonjean, 2000**). Cette espèce réputée tolérante des stress hydrique et thermique, est cultivée en Amérique dans les régions ouest des Dakota et du Montana, aux USA, et dans le Saskatchewan et l'Alberta, au Canada (**Douaer et al., 2018**).

I.2. La production du blé dur dans le monde

Le blé dur (*Triticum durum* Desf.) est une culture alimentaire importante dans le monde, avec une production mondiale annuelle estimée à 36 millions de tonnes.. Les plus grands pays producteurs sont le Canada et la Turquie avec environ 2 millions d'hectares chacun (**FAOstat, 2019**), suivis de l'Algérie, de l'Italie et de l'Inde, qui cultivent chacune plus d'un million d'hectares.

Le blé dur fait partie des trois céréales les plus cultivées dans le monde après le riz et le maïs. La production mondiale de blé s'élève à 771.7 Mt en 2017(**Figure 03**), (**FAOstat, 2022**). En France, le blé dur est la première céréale cultivée avec une production pour le blé tendre de 36.5Mt et de 2.1Mt pour le blé dur pour la récolte 2009. Les exportations de blé tendre pour la récolte 2009 furent de 42% (18.5% pour les pays membres de l'Union Européenne et 23.5% pour les pays hors UE). Des améliorations de rendements ont été obtenues un peu partout en Méditerranée et en Arabie Saoudite. Les superficies céréalières sont en légère régression, les plus importantes emblavures céréalières sont celles de la Turquie avec 14 millions d'hectares, de la France avec 8,8 millions d'hectares, de l'Espagne avec 6,7 millions d'hectares et enfin le Maroc avec 6 millions d'hectares. Concernant les utilisations nationales du blé tendre, l'alimentation animale est le plus gros débouché (5.6 Mt) suivie de l'alimentation humaine avec 5 Mt. La productivité nationale est assez faible puisqu'elle ne tourne qu'autour de 08 à 10 qx/ ha et ceci se répercute sur l'écart qui s'est creusé entre l'offre et la demande qui est énorme (**Jacquemin, 2020**).

I.3. Production du blé dur en Algérie

En Algérie, les céréales constituent pour les producteurs des cultures importantes dans l'occupation des sols et des produits de première nécessité pour les consommateurs. Compte tenu de cette importance, le gouvernement a conçu et mis en œuvre des politiques de régulation du secteur agricole. La filière céréalière constitue une des principales filières de la production agricole en Algérie (**Bachta, 2011**). Les produits céréaliers occupent une place stratégique dans le système alimentaire et dans l'économie nationale le blé dur et l'orge occupent la majorité partie de cette superficie avec 74% du sol céréalière totale Selon le service statistique du ministère de l'agriculture (**MADR, 2017**).

La production est constituée essentiellement du blé dur et de l'orge, qui représentent respectivement 51% et 29% de l'ensemble des productions de céréales en moyenne 2010-2017 (**Figure 01**). La spéculation présente dans tous les étages bioclimatiques, y compris dans les zones sahariennes (**MADR, 2016**). La céréaliculture est pratiquée sur une vaste aire géographique, au relief relativement accidenté (**Figure 02**). Cette superficie est constituée de plaines, de plateaux et de chaînes de montagnes au climat très variable qui va du sub-humide à l'aride supérieur, avec une présente plus importante dans la frange pluviométrique des 300-400 mm (**Feliachi, 2000; Cadi, 2005**). Les conditions pédoclimatiques démarquent quatre zones distinctes.

- Une zone potentielle : située essentiellement dans les plaines littorales et sub-littorales et le nord des hauts plateaux. Le cumul des précipitations reçu est compris entre 450 et 800 mm. La céréaliculture est pratiquée de manière intensive. Selon **Cadi et al., (2000)**. La superficie occupée par la céréale varie de 1 à 1.2 millions d'hectares
- Une zone médiane : principalement localisée au sud des hauts plateaux, la pluviométrie est inférieure à 400 mm, constituant la zone agropastorale où se pratique une céréaliculture de subsistance avec des rendements très bas. La superficie de cette zone est estimée à 1.8 millions d'hectares. (**Chehat, 2007**).
- Une zone steppique : La céréaliculture est pratiquée de manière irrégulière sur 0.3 à 0.8 millions d'hectares, selon les années. C'est une zone à hiver froid, les précipitations enregistrées sont faibles, présentant une grande variabilité interannuelle, de 200 à 300 mm. C'est une zone peu productive, axée essentiellement sur la production de l'orge (**Chehat, 2007**).
- La zone sud : où se pratique une céréaliculture sous irrigation.

I.4. Consommation du blé dur

L'économie nationale bénéficierait globalement d'une réorientation de la production vers les produits suivants le blé dur, pour autant que cela ne remette pas en cause le prix plus élevé payé pour la semoule. En outre, Les mélanges de farine de blé dur pour le pain sont couramment utilisés en Algérie pour la cuisson de produits abordables et des pains riches en protéines

L'industrie de transformation céréalière occupe une place importante dans le secteur des industries agroalimentaires, en raison des capacités importantes de triturations dont elle dispose (+230%) par rapport à la taille du marché domestique, réparties entre les moulins publics (95%) et privés (135%), soit respectivement une capacité de trituration de l'ordre de 19000 et de 27000 T/jour. L'industrie céréalière privée compte actuellement 253 PME privés qui contrôlent 80% du marché domestique en 2005 (**Chehat, 2007**).

D'après les prévisions du secrétariat de la CNUCED, la demande des céréales (en particulier le blé) en Algérie, connaîtra une augmentation de plus de 60% en 2021. La population algérienne est caractérisée par un mode alimentaire basé essentiellement sur la consommation des céréales sous toutes ses formes (pain, pâtes alimentaires, couscous, galettes de pain, etc.). En 2003, les céréales constituaient 54% des apports énergétiques et 62% des apports protéiniques journaliers dans le modèle de consommation alimentaire algérien (**Padilla, 2000**).

Le marché Algérien a absorbé, en moyenne annuelle, 4244903 tonnes de blés dont 70,44% de blé dur, soit 2990265 tonnes représentant une valeur de 858 millions de dollars, dont 60,36% de blé dur, soit 578 millions (**Chehat, 2007**).

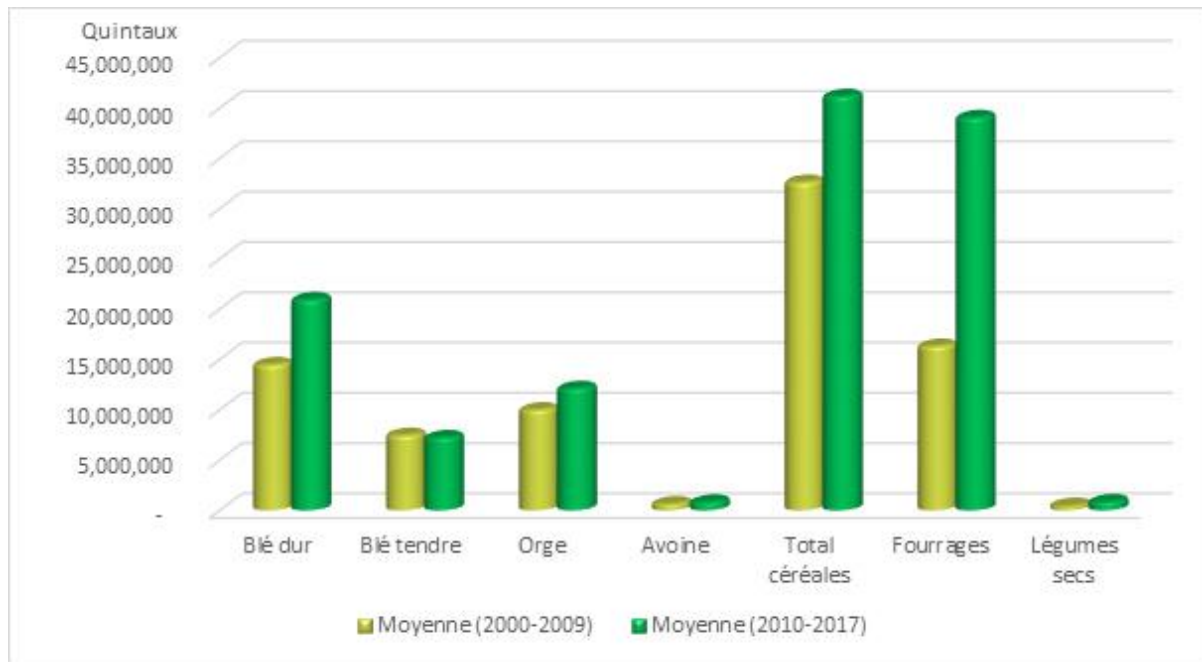


Figure 1 : Productions de céréales en moyenne 2010-2017 (MADR, 2017)

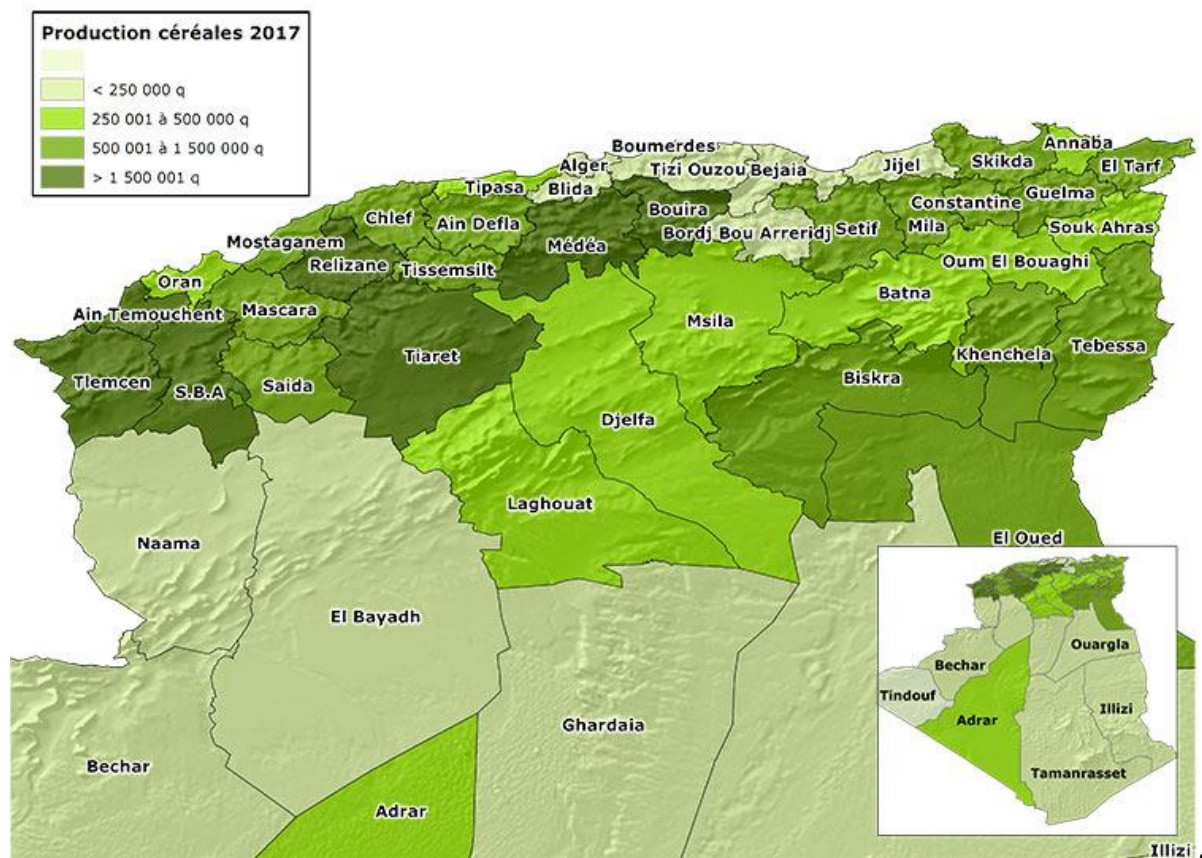


Figure 2 : Zones de production des céréales en Algérie en 2017 (MADR, 2017).

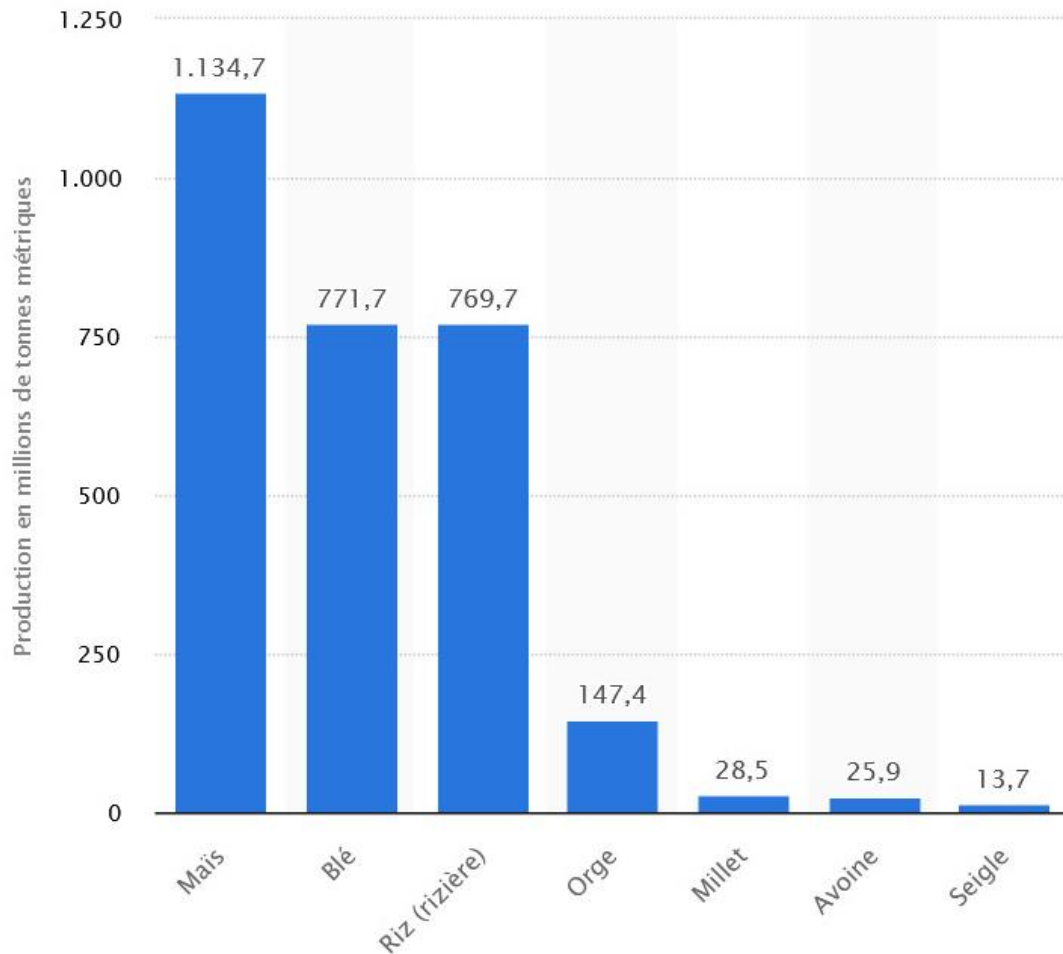


Figure 3 : Production des céréales par espèce dans le monde 2017 (FAOstat, 2022)

Les superficies réservées aux céréales sont de l'ordre de 06 millions d'hectares. Chaque année 03 à 3.5 millions d'hectares sont emblavés. Le reste étant laissé en jachère c'est-à-dire non cultivé. La majeure partie de ces emblavures se fait dans les régions de Sidi Bel Abbés, Tiaret, Sétif et El Eulma. Ces grandes régions céréalières sont situées dans leur majorité sur les hauts plateaux. Ceux-ci sont caractérisés par des hivers froids, un régime pluviométrique irrégulier, et des gelés printanières, des vents chauds et desséchants (**Belaid, 1996 ; Djekoun et al., 2002**).

I.4.1. Les utilisations du blé dur

La majorité des utilisations du blé tendre concerne l'alimentation humaine et animale. Dans l'alimentation humaine, le blé dur est destiné à la fabrication de semoule, ou de pâtes. Le blé tendre quant à lui est utilisé principalement en meunerie pour obtenir de la farine nécessaire à la production de pain, de viennoiseries ou de pâtisseries. Outre de nouvelles

utilisations à échelle industrielle apparaissent depuis quelques années telles que la fabrication de bioplastiques à base de gluten ou d'amidon. Les principaux débouchés sont les sacs plastiques, les plastiques agricoles, les emballages et certains produits d'hygiène. Ces bioplastiques ont l'avantage par rapport à leurs homologues d'origine fossile d'être biodégradables et renouvelables (**Debiton, 2010**). L'amidonnerie, troisième secteur valorisant le blé, utilise l'amidon pour faire des épaississants alimentaires. Par l'intermédiaire de la chimie, l'amidon a de multiples usages. Par exemple dans l'industrie pharmaceutique, il est utilisé en tant que dragéfiant, liant ou encore principe actif tel que le sorbitol). Dans de moindres proportions, l'amidon transformé peut être employé dans la fabrication de papier, de carton mais aussi de détergents. L'amidon du blé tendre est également utilisé depuis plusieurs années comme matière première pour la fabrication de biocarburants (**Rajagopal et Zilberman, 2007**).

I.4.2. Caractéristiques et propriétés du blé dur

Il y a environ 10 000 ans, au Proche-Orient, que le blé a été domestiqué par hybridation entre trois espèces d'une graminée sauvage, l'épeautre ou en grain sauvage : *Triticum spelta*, *Triticum boeoticum* et *Aegilops longissima*.

La détermination de l'origine de chacun des génomes du blé est difficile du fait de l'évolution des espèces. Les connaissances actuelles concernant l'origine des génomes du blé ont été acquises grâce à des études cytologiques, mais le développement des outils moléculaires a permis d'affiner et de compléter ces connaissances (**Rayburn et Gill, 1985 ; Picard, 1988; Lecorre et Bernard, 1995 ; Sakamura (1918) et Cauderon (1979)**). le premier à déterminer le nombre exact des chromosomes de diverses espèces de *Triticum* de niveaux de ploïdie différents:

- *Triticum aestivum*: 42 chromosomes, hexaploïde;
- *Triticum turgidum*: 28 chromosomes, tétraploïde [$2n = 4x = 28$] Génome AABB;
- *Triticum monococcum* : 14 chromosomes, diploïde (**Liu et al., 2004**).

I.5. Le cycle biologique du blé dur

Le cycle phénologique des blés s'élabore en trois phases: végétative, reproductrice et maturation. Selon **Soltner (2005)**, différentes échelles de notation ont été développées, celle de **Zadocks et al., (1974)**. Elles sont basées sur l'évolution de l'aspect externe ou sur les modifications internes des organes producteurs (**Figure 04**).

- La période végétative commence de la levée à la fin du tallage. Elle se caractérise par l'apparition successive des premières feuilles, imbriquées les unes dans les autres au niveau du plateau de tallage. Dès que la quatrième feuille émerge, la talle primaire apparaît à l'aisselle de la feuille la plus âgée. Le tallage qui commence pendant cette phase est un simple processus de ramification. Le nombre de talles formées est fonction de l'espèce et du génotype (**Soltner, 1980**).
- La période reproductrice est caractérisée essentiellement par le passage de l'apex ou bourgeon terminal de la période végétative à une ébauche d'inflorescence (ébauche épi). Elle débute au cours du tallage et compte trois stades: la formation de l'ébauche épi, l'initiation florale, montaison-gonflement (**Soltner, 2005**).
- la période de maturation, s'étend de la fécondation à la maturation complète du grain. Elle est caractérisée par l'élongation du dernier entre-nœud qui élève l'épi au-dessus de la dernière feuille et par l'élaboration des substances de réserves (amidon, protéines) grâce à leur migration vers l'albumen du grain. Au cours de cette période, le grain passe successivement par trois stades: grain laiteux, grain pâteux et grain dur. Les périodes de réalisation de ces stades pour un génotype donné, dépendent principalement des caractères génétiques, de la date de semis et du climat (**Hubert, 1998**).

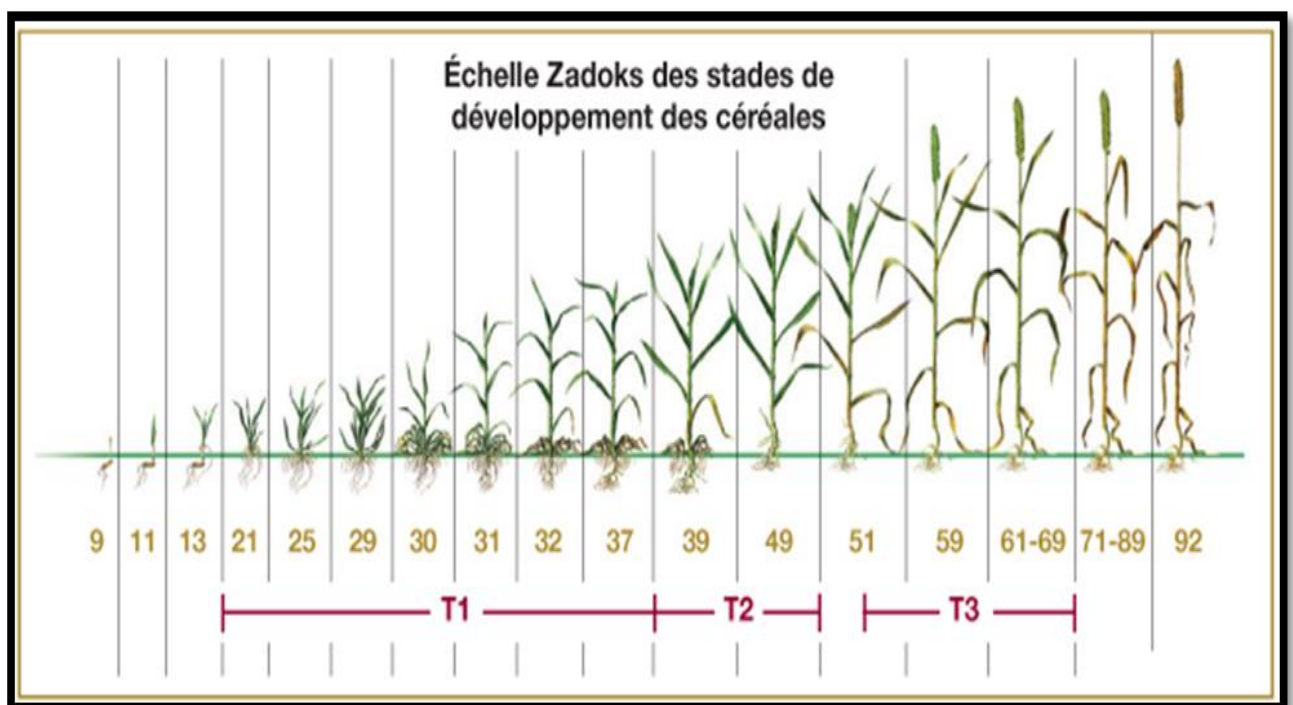


Figure 4: Les stades phénologiques du blé dur (**BASF, 2015**)

I.5.1. Les exigences du blé dur

I.5.1.1. Climat

Selon **Clement et Prats (1971)**, les facteurs climatiques ont une action prépondérante sur les différentes périodes de la vie du blé.

I.5.1.2. Température

La température est une caractéristique environnementale qui contrôle le développement de la plante, elle conditionne à tout moment la physiologie du blé. Une température supérieure à 0°C est exigée pour la germination, le gel printanier affecte la formation de l'épi (**Tahir et al., 1998 ; Bouzerzour et al., 2001**). La germination du blé n'a lieu qu'au-dessus de 0-3°C, température caractéristique du zéro de végétation (**Eliard, 1974**). La variabilité et l'interaction des éléments environnementaux sont à l'origine d'un rendement qui se caractérise par une basse héritabilité et une interaction génotype-environnement élevée (**Jackson et al., 1996**). D'après **Makhlouf et al., (2006)** il est généralement admis que la température agit de manière positive sur la croissance optimale. **Baldy (1992)** ajoute que les fortes températures provoquent une levée trop rapide et parfois un déséquilibre entre la partie aérienne et la partie souterraine: Les températures entre 25 et 32°C défavorisent l'allongement racinaire l'optimum se situe entre 5 et 12°C.

I.5.1.3. L'eau

La réalisation des phases végétatives chez la culture du blé nécessite des besoins en eau. Ils sont exprimés par l'évapotranspiration réelle (ETR) qui est la somme de la quantité d'eau de transpiration (T) par le végétal et celle évaporée du sol (Es). L'expression du potentiel de production des génotypes de blé est liée à la quantité d'eau consommée par la culture au cours des phases végétatives (**Chennafi et al., 2006**). La culture du blé a besoin de 672 mm au cours de son cycle de développement. Les besoins en eau décadaires sont 46 mm du stade de fin du tallage au stade de début de la montaison (mars-avril). Ils s'élèvent à 103 mm à la phase gonflement épiaison (**Chennafi et al., 2008a**).

En milieu méditerranéen semi-aride, les besoins en eau du blé s'accroissent en arrière-saison, période critique de rareté de l'eau. Sur les hauts plateaux, seule la période d'hiver s'échappe au déficit pluviométrique. En effet, l'arrière-saison coïncide avec les exigences les plus importantes, à un moment où l'eau est rare (**Kelkouli, 2000 ; Chennafi et al., 2008a**). De nombreuses études soulignent l'effet pénalisant du manque d'eau au cours du stade épiaison au stade grain laiteux pâteux. Un manque d'eau lors de la phase de reproduction engendre une chute importante du rendement. Toutefois, les techniques culturales appropriées relatives à la préparation de lit de semence, pour créer une structure favorable à la germination et la levée

de la plantule, et améliorer la disponibilité de l'humidité du sol, permettent une bonne implantation de la culture et réduisent des effets des stress au cours du cycle végétatif. De ce fait, la gestion des pratiques culturales est recommandée en milieu où l'évaporation est intense. Dans ce contexte, **Molden et Oweis (2007)** révèlent sous climat aride, au moins 90% des précipitations sont perdues par évaporation direct du sol, laissant seulement 10% disponible pour la transpiration.

1.5.1.4.Exigences édaphiques

Les caractéristiques physiques: Une texture fine, limono argileuse qui assurera aux racines fasciculées du blé une grande surface de contact, d'où une bonne nutrition.

- Une structure stable, résistant à la dégradation par les pluies d'hiver, évite au blé l'asphyxie et permet une bonne nitrification au printemps.
- Une bonne profondeur et une richesse suffisante en colloïdes, afin d'assurer la bonne nutrition nécessaire aux gros rendements (**Soltner, 1990 ; Baldy ,1993a**).

Le pH optimal se situe dans la gamme de 06 à 08. La culture de blé est modérément tolérante à l'alcalinité du sol dont la C.E. ne doit pas dépasser 04 mmhos/cm. Le blé réussit mieux dans les terres neutres profondes et de textures équilibrée, ce sont des limons argileux profond, avec une porosité suffisante, le complexe absorbant important permet à la plante de se nourrir à partir des réserves chimiques du sol (**Clement et Prats ,1971**)

1.6.Les principaux bio- agresseurs et maladies du blé dur en Algérie.

Le blé dur (*Triticum turgidum* L.) est cultivé principalement dans des conditions de terres arides dans de nombreuses régions du monde dans une ère propice au développement d'un large éventail de maladies. Les maladies particulières qui affectent le blé dur dépendent de l'inoculum pathogène présent et du climat, du cultivar et des pratiques agronomiques dans une région. Le blé dur également cultivé sous irrigation, génère des problèmes phytosanitaires supplémentaires

Ces organismes nuisibles peuvent être groupés dans le (**Tableau 01**) et (**Figure 05**).

Tableau 1: Principales maladies et adventices du blé dur (Zakaria *et al.*, 2014).

Stade végétative	Maladies cryptogamiques	Adventices
Semi-Levée	Fonte de semis	Folle avoine ; Ray-grass
Levé- tallage	Maladies du pied : Rhizoctone	Paturin ; Vulpin
Montaison	Rouilles Verse Oïdium	Faux fenoueil
Epiaison	Rhynchosporiose, Fusariose ; Septoriose ; Charbons	Chénopodes ; Chardon ; Cocliquot,

De nombreuses espèces d’insectes ravageurs peuvent attaquer les céréales et causer une diminution de la production. Parmi ceux-ci, on trouve : les pucerons, les punaises, les mouches, les larves de taupin, les sauterelles, vers gris et vers blancs, les noctuelles **Doumandjj-Mitiche et Doumendji, (1991).**

Les insectes pouvant aussi commettre des dégâts sur le blé sont indiqués dans le tableau 2

Tableau 2: Les insectes ravageurs de blé selon **Doumandjj-Mitiche et Doumendji, (1991)**

Nom commun	Partie attaquées	Références
La mouche de Hesse (Cécidomyie) Diptère	Grains	Moule(1971) et Jacquemin <i>et al.</i> , (2009)
La punaise des céréales (hétéroptère)	Epis	Moule(1971) et Jacquemin <i>et al.</i> , (2009)
Les vers blancs (Coléoptères)	Feuilles et tiges	Moule(1971) et Jacquemin <i>et al.</i> , (2009)
Les pucerons (homoptères)	Feuilles et tiges et épis	Moule(1971) et Jacquemin <i>et al.</i> , (2009)
Les criquets (orthoptères)	Feuilles et tiges	Moule(1971) et Jacquemin <i>et al.</i> , (2009)
Les noctuelles (lépidoptères)	Feuilles et tiges et épis	Soltner (2005)
Thrips (Thysanoptères)	Epis	Jacquemin <i>et al.</i> , (2009)

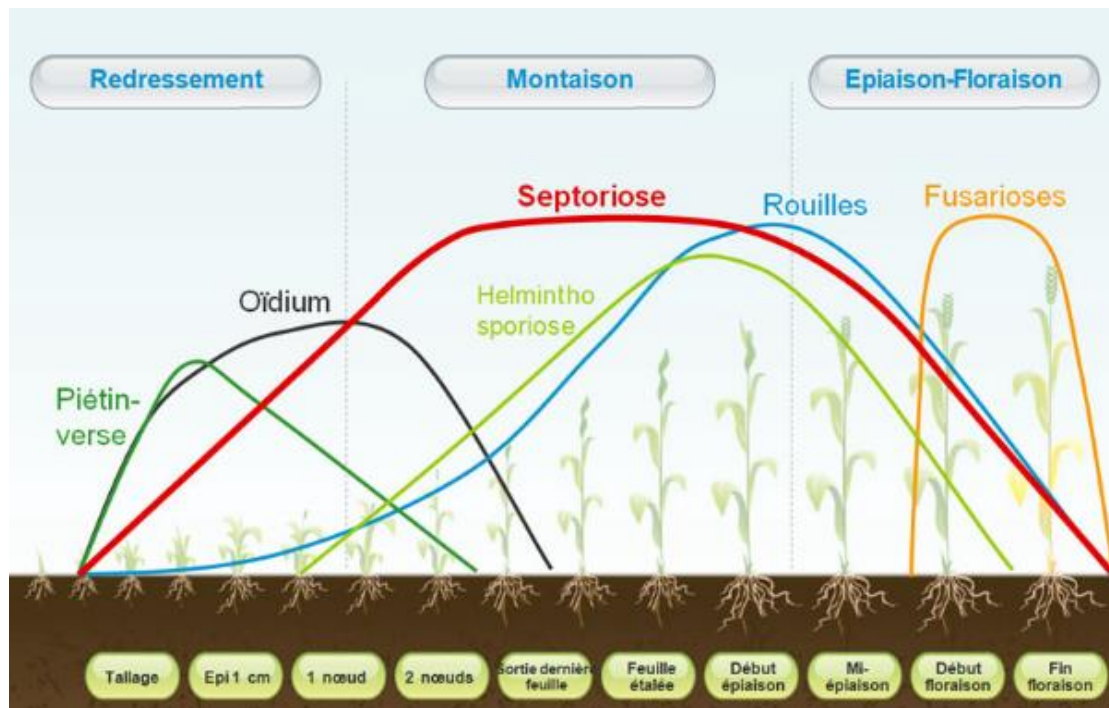


Figure 5: Les différentes maladies fongiques durant tout le cycle végétatif du blé.

(BASF, 2015)

I.7. Les principaux facteurs abiotiques

I.7.1. Les hautes températures

Les hautes températures sont parmi les facteurs importants intervenant dans la limitation des rendements (Bahlouli *et al.*, 2005).

Selon Mazouz (2006), les températures supérieures à 30°C réduisent du poids final de grain. Elles affectent aussi les organes floraux ainsi que le fonctionnement de l'appareil photosynthétique.

I.7.2. Les basses températures

L'abaissement brutal de la température, en dessous de 0°C, provoque de nombreuses perturbations au sein du végétal. Lorsque la température chute fortement, des cristaux de glace se forment dans les espaces intercellulaires déshydratant les cellules dont l'eau est appelée vers ces espaces. La membrane plasmique perd sa perméabilité spécifique et il y a perturbation du fonctionnement cellulaire. Les basses températures réduisent la croissance durant l'hiver alors que les plantes peuvent utiliser plus efficacement l'eau stockée dans le sol suite à la faible demande climatique qui caractérise cette période (Mahdadi et Bouzidi, 2013).



Chapitre II
Généralité sur le ver
blanc

II. Généralité sur le ver blanc

La famille Scarabaeidae est la deuxième plus grande famille de vers blancs au sein de l'ordre des coléoptères. Elle dépasse les 30 000 espèces (Mittal, 2000) et il existe environ 1 300 espèces nord-américaines (Borrer *et al.*, 1976). Les vers blancs (Coleoptera : Scarabaeidae) sont des stades immatures qui vivent dans le sol et se nourrissent des racines dans les régions céréalières, (Mishra et Singh, 1999). Les vers blancs sont devenus de sérieux problème dans la plupart des cultures, des arbres fruitiers, des légumes, des plantes ornementales, du gazon, des pelouses, des terrains de sports et des arbres forestiers dans différentes dans le monde entier (Potter *et al.*, 1992). Les vers blancs sont des ravageurs polyphages ayant une large gamme d'hôtes, qui sont dommageables aux stades adulte et larvaire ; cependant, les larves sont une plus grande nuisance, se nourrissent des racines des plantes, provoquant le jaunissement et provoquent un flétrissement suivi de la mort des jeunes plantes. L'ampleur des dommages causés par les vers blancs dépend uniquement de l'espèce concernée, les nombres présents et la culture hôte (Yadava et Vijayavergia, 1994). Dans de nombreuses cultures, les vers blancs entraînent des pertes allant de 40 à 80%. (Pradhan et Prasad, 1955).

II.1. Répartition géographique des Rhizotrogini

Le groupe des Rhizotrogini sont largement répandu dans le Nord d'Afrique puisque l'on y compte 64 espèces ou formes différentes soit à peu près le 1/3 du groupement mondial. Peyerimohff (1945) in Madaci *et al.*, (2011) précisé les caractères morphologiques des différentes espèces qui sont groupées actuellement en 4 genres : *Amphimallon*, *Rhizotrogus*, *Geotrogus* et *Pseudoapterogyna* Escal. Ces deux derniers genres sont endémiques en Algérie (Peyerimohff, 1939). L'aire de répartition de la plupart des espèces est également limitée à des zones géographiques relativement restreintes ou à des biotopes particuliers. Le centre de regroupement est l'Algérie mais un certain nombre d'espèces vivent également au Maroc et en Tunisie.

Ils se trouvent principalement dans le Tell et les Hauts plateaux et leur limite au sud s'arrête au Nord du Sahara, aucune espèce n'étant franchement saharienne. Leur biotope est très variable: forêts plaines steppiques, zones céréalières, hauts plateaux, montagnes (jusqu'à 1800 m dans le Djurdjura pour *Pseudoapterogyna editorum* Peyh et 1750 m dans les Aurès pour *Pseudoapterogyna grossus*, sables littoraux ou rivulaires.

Le groupe des Rhizotrogini du Nord de l'Afrique comptent parmi les ennemis les plus importants de différentes cultures : Céréales, cultures maraîchères, pépinières, jardins et vignobles. Certaines espèces sont nettement plus fréquentes et nuisibles que d'autres mais

dans l'ensemble la biologie du groupe est pratiquement inconnue dans ses détails. Dans certaines régions ces insectes causent des dégâts pouvant atteindre 50 % de la récolte de céréales, notamment dans les hauts plateaux d'Algérie. (**Mayet, 1890, Delassus, Lepigre et Pasquier 1933, Balachowsky. 1939**).

Les principales espèces nuisibles appartiennent aux genres *Pseudoapterogyna* Esc et *Geotrogus* Guer.: Le genre *Pseudoapterogyna* est propre à l'Afrique du Nord est caractérisé par des antennes de 10 articles et l'aptérisme des femelles. Les espèces très difficiles à différencier entre elles, tant les caractères taxonomiques sont faibles, sont partagées en cinq groupes d'après **Peyerimhof (1939)**.

Les espèces *Pseudoapterogyna tusculus* Buquet et *Pseudoapterogyna dispar* Buquet ont été signalées par **Madaci (1991)** dans la région de Constantine (Algérie). Ces deux espèces dont les adultes sont de 15 à 20 à mm de long, de coloration très variable mais le plus souvent jaune ocre. Ces deux Rhizotrogues sont nuisibles au blé dans la région de Constantine (**Moutia, 1940**). La classification des Rhizotrogini n'a guère évolué depuis un siècle; elle est donc telle que **Reitter (1902)** et **Medvedev (1951)** l'a reprise sans grandes modifications. Elle repose sur divers caractères de la morphologie externe, dont les principaux sont la forme des antennes, la structure des ongles, la base du pronotum rebordée ou non.

II.2. Inventaire des espèces de ver blanc en Algérie

L'aire de répartition de des espèces de ver blanc est limitée à des zones géographiques restreintes. Un inventaire des espèces de ver blanc en Algérie a été établi en 1984 par Baraud, il nous a paru utile de donner la répartition de toutes les espèces de Melolonthinae présentes dans le nord de l'Algérie (**Tableau 3**).

Tableau 3: Inventaire des espèces de ver blanc en Algérie (Baraud, 1985)

N°	GENRE	Espèce
1	SCHIZONYCHA (Blanch.)	<i>S. algerina</i> (Blanch.)
		<i>S. dumont i</i> (Pey.)
		<i>S. layeti</i> (Pey.)
2	RHIZOTROGUS (Berthold)	<i>R. beauprei</i> (Pic.)
		<i>R. vicarius</i> (Bedel)
		<i>R. rotroui</i> (Pey.)
3	PSEUDOAPTEROYNA (Escalera)	<i>P. tusculus</i> (Buquet)
		<i>P. stupidus</i> (Fairmaire)
		<i>P. majorinus</i> (Pey.)
		<i>P. holoscantus</i> (Fair.)
		<i>P. prophettii</i> (Fair.)
		<i>P. grossus</i> (Blanch.) - ssp <i>grossus</i> - ssp <i>cedretorum</i> (Pey) - ssp <i>esatlanticus</i>
		<i>P. editorum</i> (Pey.)
		<i>P. barbarus</i> (Lucas)
		<i>P. cibripennis</i> (Pey.)
		<i>P. gerardi</i> (Buquet) - ssp <i>gerardi</i> - ssp <i>henoni</i> (Fair.) - ssp <i>aurasiacus</i> (Pey.)
		<i>P. tignetis</i> (Baraud)
		<i>P. ignobilis</i> (Reitter)
		<i>P. vorax</i> (Marseul)
		<i>P. euphytus</i> (Buquet)
		<i>P. numidicus</i> (Lucas)
		<i>P. bedeli</i> (Reitter)
<i>P. elegans</i> (Brenski)		
4	GEOTROGUS (Guerin)	<i>G. bleicheri</i> Fairm.)
		<i>G. gonoderus</i> (Fairm.)
		<i>G. rectibasis</i> (Reitter)
		<i>G. araneipes</i> (Fairm.)
		<i>G. dispar</i> (Buquet)
		<i>G. temperei</i> (Baraud)

5	AMPHIMALLON (Pelletier et Serville)	<i>A. suturale</i> (Lucas)
		<i>A. scutellare</i> (Lucas)
		<i>A. suberistatum</i> (Fairm.)
		<i>A. obscurum</i> (Reiche).
6	ANOXIA (Castelnau)	<i>A. emarginata</i> (Coquerel)
		<i>A. desbrochersi</i> (Baraud
		<i>A. maldesi</i> (Baraud
7	CYPHONOXIA (Reitter)	<i>C. kircheri</i> (Balthasar)
8	OLIGOPHYLLA (Krâatz)	<i>O. detrita</i> (Fairm.)
		<i>O. peyerimhoff</i> (Dewailly et Baraud)
9	POLYPHYLLA (Harris)	<i>P. fullo</i> (Linné)
		<i>P. maroccana</i> (Pey.)
		- ssp. <i>Descarpentriési</i>
10	SPHRODOXIA(Krâatz)	<i>S. mauritanica</i> (Lucas
		<i>S. atripennis</i> (Pic.)
		<i>S. algerica</i> (Pey.)

II.3. Le ver blanc en Algérie

En 1909 les propriétaires de centre de Berrouaghia (W.de Médéa) signalent la présence, en assez grande quantité, dans leurs vignobles, un coléoptère, dont les dégâts commencent à les effrayer et demandent à être renseignés sur les moyens de lutte qui pourraient être employés pour faire disparaître ce nouveau ravageur. Tout de suite après examen les entomologistes conclurent qu'il s'agit, de rhizotrogues, insectes très proches parents de l'hanneton commun bien connus en France, et plus exactement qu'il s'agit de *Geotrogus* appartenant à l'espace (*Geotrogus deserticola*), espèce classique des hauts plateaux (Peyerimhoff, 1939).

Depuis 1927 à quelques 30 kilomètres au Sud de Berrouaghia, les dommages, du vers blanc sont sérieux dans les cultures de céréales ainsi que les vignobles, les rhizotrogues adultes dévorent le feuillage et les jeunes pousses. L'année 1929 était une année à hannetons, car l'évolution de ver blanc qui dure habituellement deux ans, avait été suivie de très près dans les régions envahies par les adultes et d'autres régions de plaines de Guelma (Peyerimhoff, 1939).

La vie souterraine que mène ce coléoptère pendant la plus grande partie de son existence rend la lutte contre les larves impossible, tout au moins très difficile. (Delassus, Lepigre et Pasquier 1933).

II.4. Le cycle de vie général du ver blanc

La biologie de l'insecte a été rapportée par Patil et Hasabe (1981). Différentes espèces de vers blancs ont des modèles de cycle de vie similaires, mais peuvent varier en fonction des facteurs climatiques au moment de l'émergence, de la ponte des œufs, de la période larvaire active, du moment de la nymphose et d'autres stades (Sharma, 1989). Matheson (1985), a rapporté l'histoire de la vie de certains des coléoptères qui prennent plus de trois ans dans les régions tempérées et deux ans semblent être la normale. Certains apparaissent chaque année, bien qu'indiquant l'existence de trois couvées dans les régions où le cycle de vie de trois ans existe (Brink, 1955).

La majorité des coléoptères sont étroitement liés en ce qui concerne leurs caractères taxonomiques, cependant, ils sont biologiquement distincts. Peu d'espèces peuvent terminer leur cycle de vie en un an, par ex. toutes les espèces connues d'*Holotrichia* (Yadav et Mathur, 1987) les autres comme le hanneton européen *Melolontha melolontha* a un cycle d'au moins trois ans et beaucoup d'autres ont un cycle bisannuel (Keller, 2000).

D'après Delassus et Pasquier, (1930). Le cycle évolutif des *Rhizotrogues* s'échelonne sur 18 mois à deux ans, et comporte trois stades larvaires (Figure 06)

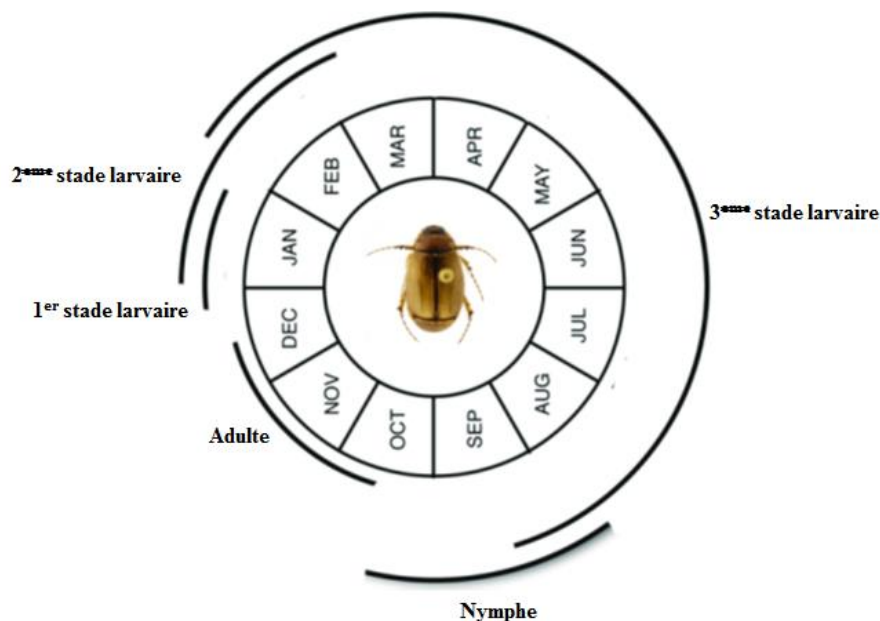


Figure 6: Cycle biologique du ver blanc

II.5. Les stades larvaires :

II.5.1. Caractéristiques de la larve

Les larves se caractérisent par leur couleur laiteuse et leur corps très doux. Leurs six (6) pattes, la capsule de la tête en plus des bords oraux ainsi que leurs courtes antennes à quatre côtés sont constituées de protéine de chitine. C'est pourquoi ils ont une couleur ambrée. Les larves sont même célèbres pour les 2 fortes mâchoires qu'elles tiennent sur la tête (**Freude et al., 1969**). La longueur des larves à l'automne de la première année est de dix (10) à vingt (20) mm, la chute de la deuxième année de trente (30) à trente-cinq (35) mm et le printemps de la troisième année de quarante (40) à quarante-six (46) mm (**Huiting et al., 2006**). Les larves sont situées au sol tourné sur le côté en forme de C et cela est dû aux derniers anneaux abdominaux épais,

Il est à noter que les derniers anneaux abdominaux sont gonflés et semblent un peu usés par les excréments à l'intérieur de l'intestin. (**Freude et al., 1969**).

Dans l'ensemble la vie larvaire dure deux ans dont la quelle en compte trois stades séparés par de deux mues (**Balachowsky, 1962**). Ces stades larvaires se distinguent par le poids et la longueur du corps (**Guillaume, 1938 ; Balachowsky, 1962**).

Bonnemaison (1962) ajoute un autre critère de différenciation est la largeur de capsule céphalique.

II.5.1.1. Le premier stade larvaire

Selon **Willaume, (1931)** Les œufs éclosent au bout d'un mois donnent naissance à des larves blanche excepté de la pointe mandibulaire, en contactant l'aire atmosphérique comment à se pigmenter, six à huit heures la capsule céphalique prend sa teinte normale, en s'alimentent des débris végétaux et de l'humus les larves prend de poids (25mg) et le pygidium commence à se colorés par les particules de la terre. La durée de ce stade est de trois mois. (**Planche 01**).

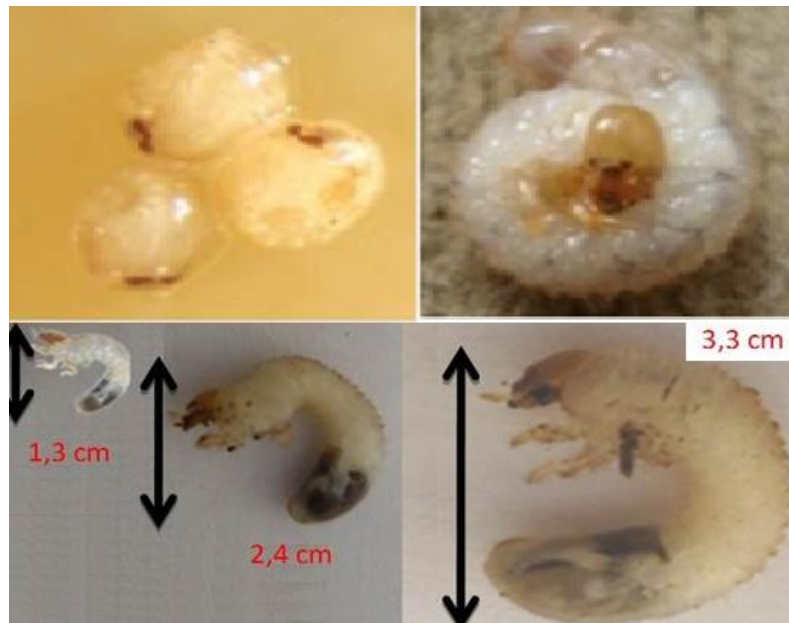


Planche 1 : Les différents stades larvaires de *Geotrogus deserticola*

II.5.1.2. Le deuxième stade larvaire

Dès que les larves de 1^{er} stade prennent de poids de 150mg en moyenne la première mue s'effectue est dure entre deux à trois heures, la largeur céphalique atteint les 2mm (**Cartello, 1991**). La couleur change entièrement en blanc la tête et les pattes prend la teinte jaune clair, la rigidité de la cuticule acquiert après 1 à 2 jours (**Mesbah., 2002**).

La profondeur d'enfouissement varie de la température de l'humidité et la texture du sol, elles peuvent atteindre 30-40cm dans les sols limoneux jusqu'à un mètre dans les sols sablonneux. (**I.N.P.V.1985**)

Les larves de ce stade tolèrent les basses températures mais une température de mois quatre jours est létale (**Balachowsky, 1962**). En période estivale les vers blancs s'enfoncent à des profondeurs où la couche du sol est très fraîche et entrent en repos jusqu'à l'arrivée de la saison humide.

II.5.1.3. Le troisième stade larvaire

Au bout de ce stade les larves de *Geotrogus deserticola* atteignent 420 mg et la céphalique égale à 3.08 mm (**Cartello, 1991**).

La voracité de ce stade augmente les dégâts sur céréales sont nettement importants. (**Fabre, 1919**).

II.5.1.4. Stade nymphale

Les larves de troisième stade arrêtent de s'alimenter, s'enfoncent dans le sol y creusent des logettes régulières en forme ovale cimentées par leur salive pour les ronds durs.

La larve perd sa courbure en arc en vidant son tube digestif elle devient pré nymphe (**Balachowsky, 1962**) son corps plus rectiligne que celui de ver blanc, la nymphe peut remuer légèrement son abdomen, mais elle n'est capable ni de se nourrir ni de bouger.

Selon **Balachowsky (1962)** le pré nymphose dure une quinzaine de jours et la nymphose est de 30 à 40 jours.

II.5.1.5. Le stade imaginal

Selon **Carttelo, (1990)**. L'émergence des adultes de *Geotrogus deserticola* de leur dépouille nymphale est très rapide, à la sortie, son corps est très mou les élytres d'un blanc pur et le reste du corps est en brun clair dans les deux jours qui suivent l'émergence l'insecte prend sa consistance dure normale (**Planche 02**)

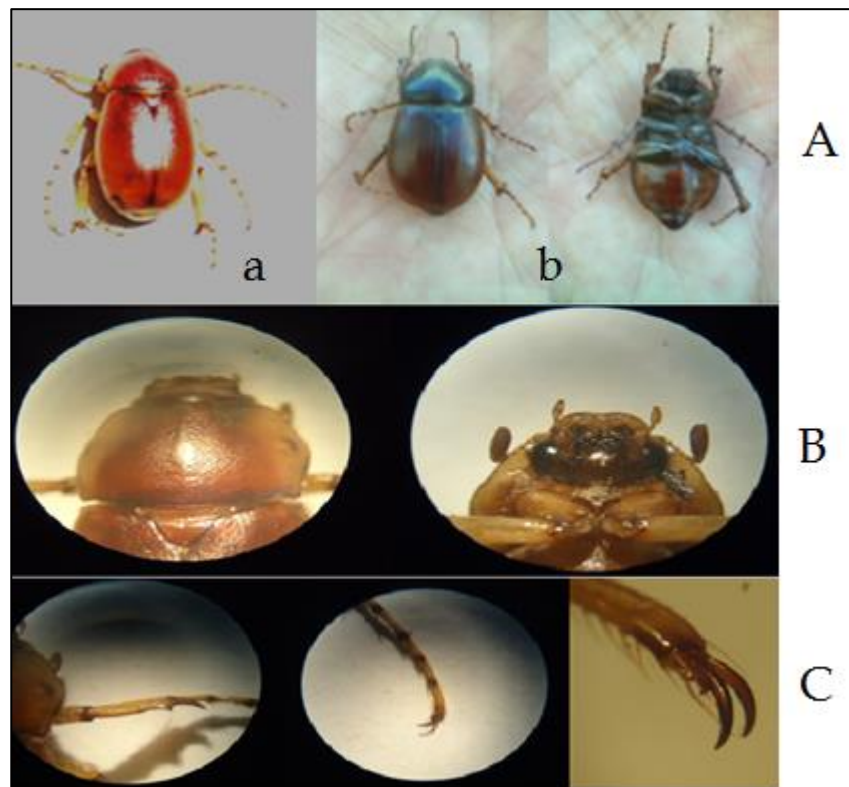


Planche 2: A- (a.) mâle *Geotrogus deserticola* (b.) Femelle de *Geotrogus deserticola*

(Face dorsal et face ventrale- B- Pronotum de l'adulte de *Geotrogus deserticola* face dorsale et la face ventrale –C- Segmentation de la patte inférieure de la femelle *Geotrogus deserticola*.)

II.6. Position systématique de *Geotrogus deserticola* :

Selon **Balachowcky (1962)** l'ordre des coléoptères se divise en trois sous ordres dont celui des polyphages à régime alimentaire varié, dans ce sous ordre on note la présence de la famille des Scarabaeidae qui se divise en deux tribus.

-Les laprostiti : insectes phytophages dont les élytres couvrent entièrement l'abdomen.

-les pleurostiti : insectes phytophages dont les élytres laissent apparaître le dernier segment dorsal.

II.6.1. Position systématique

La systématique de cet insecte a été plusieurs fois remaniée (**Balachowsky et Mesnil, 1936 ; Peyerimhoff, 1945 ; Baraud, 1985**). Si dans **Hurpin in Balachowsky (1962)** *Geotrogus deserticola* (Blanch.) est classée au rang d'espèce, **Baraud (1985)** la ramène au rang de sous espèce de *Geotrogus inflatus* (Buquet). L'insecte appartient à la sous famille des Melolonthinae et à la tribu des Melolonthini.

Ainsi la position systématique est établie comme suit :

- Embranchement : Arthropodes
- Sous Embranchement : Antennates
- Classe : Insecte
- Ordre : Coléoptère
- Sous ordre : Polyphaga
- Super famille : Scarabeoidea
- Famille : Melolonthidae
- Sous Famille : Melolonthinae
- Tribu : Melolonthini
- Genre : *Geotrogus* (Guerin)
- Espèce : *Geotrogus inflatus* (Buquet)

Sous espèce : *Geotrogus inflatus deserticola* (Blanchard, 1851)

II.7. Développement et comportement des larves

En Algérie, les sols volcaniques évoluant vers la ferrallitisation sont plus favorables aux vers blancs que les sols ferrallitiques jaunes.

Les sols ferrallitiques rouges ou jaunes ne constituent pas un biotope pour *Heteronychus bituberculatus*. Les larves de 3ème stade des vers blancs sont fréquemment rencontrées à 20cm de profondeur et *Hoplochelus* est moins sensible au degré hygrométrique que *Heteronychus*. (Rajaonarison et Rakotoarisoa, 1994).

II.7.1.Importance économique

La famille Scarabaeidae est le plus connu et le plus important. Les autres ont seulement peu d'importance économique. La famille Passalidae, qui habite le bois en décomposition, est représentée dans les forêts par de nombreuses espèces, les larves reconnus par leur long période de développement. Les adultes mâchent l'aliment boisé, **Leng (1920)** a remarqué que les larves ont d'avantages survenant à partir de l'accélération de la décroissance. Le Scarabaeidae dans les stades adultes sont connus comme les hannetons scarabées, hannetons, les bousiers, et les coléoptères. Ils constituent une grande famille avec environ 14.000 espèces connues de toutes les parties du monde.

Le groupe Pleurosticti contient un grand nombre d'insectes d'intérêt économiques importants. On classe quatre sous-familles : Melolonthinae, Rutelinae, Dynastinae et le Cetoniinae. Les larves des sous-familles considérées ici sont reconnues dans des nombreuses parties du monde comme des ravageurs de cultures plantées et sont presque universellement connu comme « vers blancs ». L'un des membres les plus notoires du groupe est la « Hanneton European » *Melolontha melolontha*, qui a été connu depuis plus d'un siècle comme un ennemi destructeur des racines des cultures.

Il appartient à la sous-famille Melolonthinae, à laquelle notre commune espèce de coléoptère son été affectée. Certaines espèces de *Phyllophaga* (Lachnosterna), les adultes et les larves, sont peut-être la plupart des membres destructeurs et de leurs dégâts qui sont trop connue pour exiger longue réflexion.

L'aire de répartition de ces deux espèces *Pseudoapterogyna numidicus* et *Geotrogus deserticola* est limitée à des Zones géographiques restreintes (**figure 07**). *Pseudoapterogyna numidicus* (Lucas) est essentiellement distribuée dans les régions d'Oran, Médéa, Keddara, Khemis Miliana et Theniat El Haad. Quant à *Geotrogus deserticola* (Blanch.), il se répartit dans les régions de Médéa, Berrouaghia, Theniat El Haad et Tiaret (**Baraud, 1985**).

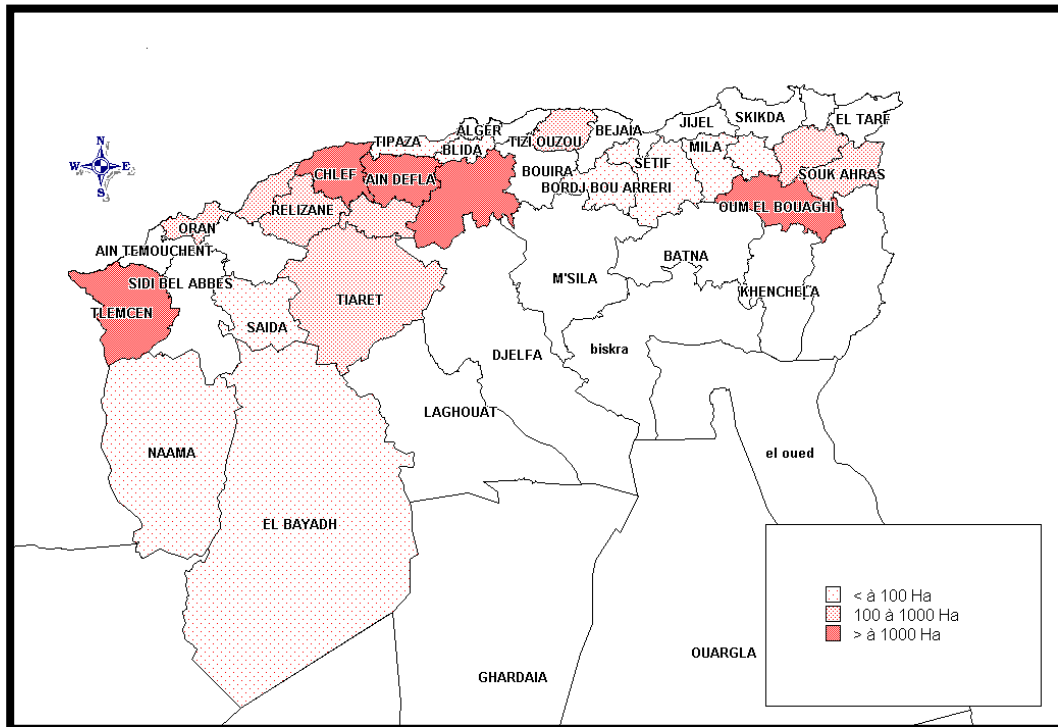


Figure 7: Superficies de céréales attaquées par *Geotrogus deserticola* (INPV, 1984 in Mesbah, 2002)

II.7.Plantes hôtes.

Selon Matherson, (1985). Les larves préfèrent se nourrir des racines des plantes des céréales, des pommes de terre, et de plusieurs autres hôtes, mais elles n'aiment pas les légumineuses, le mélilot (Metcalf et Flint, 1975). Les larves de *M. melolontha* font leurs plus grands dégâts au cours de leur deuxième année, mais la troisième année peut parfois endommager les semis précoces. Les larves se nourrissent également des racines de cultures comme le riz des hautes terres, le millet, la sétaire, le haricot, le soja, l'amarante, etc. L'arachide et les piments sont plus sensibles que le mil, la canne à sucre et le sorgho. En général, le système de racine pivotante est plus sensible que les racines adventives. (Arita *et al.*, 1993).

Les larves sont souterraines et attaquent un large éventail de plantes et de cultures sauvages telles que la pomme de terre, le piment, la tomate et le colza sont les principaux légumes gravement endommagés (Singh et Mishra, 2003). La plupart des cultures qui poussent pendant la saison des pluies sont endommagées. D'après Crocker et coll. (1990), les hôtes primaires sont *Arachis hypogaea* (arachide), *Sorghum bicolor* (sorgho), *Zea mays* (maïs), *Saccharum officinarum* (canne à sucre), *Glycine max* (soja), *Vigna mungo* (gramme noir), *Vigna radiata* (haricot mungo), *Cajanus cajan* (pois cajan), cucurbitacées, Brassica,

Solanum melongena (aubergine), *Lycopersicon esculentum* (tomate), *Ipomoea batatas* (patate douce), *Cyamopsis tetragonoloba* (haricot en grappe), *Vigna unguiculata* (tournefort),

De même, les hôtes secondaires sont *Panicum maximum* (herbe de Guinée), *Ricinus communis* (ricin), *Sesamum indicum* (sésame), *Crotalaria juncea* (chanvre solaire), *Gossypium* (coton), *Prunus dulcis* (amande amère), *Vitis vinifera* (vigne) *Grewia asiatica* (phalsa), *Ficus carica* (figue), *Prunus* (fruit à noyau), *Mangifera indica* (mangue), *Citrus* sp (agrumes), *Eleusine coracana* (éleusine), graminées à gazon.

Pendant la nuit les coléoptères ont une habitude de défolier le feuillage des plantes. Ils attaquent à tous les stades phénologique, végétatif, croissance ou floraison. Les adultes se nourrissent également de fleurs sauvages, de plantes ornementales et les grandes cultures comme le maïs, (**Habeck, 1963**). Les stades adultes se nourrissent parfois des parties florales et des fruits des pommes, des pêches, des poires, Les adultes d'*Anomala lineatopennis* se nourrissent des fruits mûrs de la pêche en juin-juillet (**Singh et Mishra, 2003**).

II.8. Influence des facteurs du sol

Les sols lourds et gorgés d'eau ne conviennent pas à la survie des vers blancs (**Cherry, 1985**). Le sol limoneux fournit les conditions optimales pour la survie et le développement de nombreux ravageurs (**Blossey et Joshi, 2003**). Les cultures conduites en irriguées avec de meilleures installations d'irrigation, les larves deviennent une sérieuse menace **Singh et Mishra (2003)**.

Selon **Blossey et Joshi, (2003)** la disponibilité aisée des plantes pour nourrir l'adulte dans les zones infestées contribue à la gravité accrue du ravageur. Le problème des ravageurs reste concentré à proximité des arbres hôtes. Ainsi, l'approvisionnement garanti en nourriture pour les larves et pour les adultes et le sol léger bien drainé est une condition préalable pour obtenir le statut de ravageur. Le changement de mode de culture pour faire pousser du fourrage, du fourrage et des céréales toute l'année offre des conditions idéales pour la survie et la multiplication du ravageur.

II.9.Méthodes de lutte intégrée contre les vers blanc

Les premières méthodes de lutte contre les scarabées reposaient sur des pratiques non chimiques et culturelles. Les adultes ont été collectés à la main. **Langford et al., (1940)** avec l'utilisation de pièges à géraniole. En l'absence de contrôle efficace, les pratiques de gestion des exploitations agricoles ont été modifiées pour réduire le risque d'attaque de scarabées. Les dommages peuvent être compensés par l'ajout d'engrais azotés. Dans les pays où la main-d'œuvre est abondante, comme l'Inde, un large éventail de techniques culturales, y compris la collecte mécanique d'adultes et des méthodes culturales pour tuer les larves, constituent la base de la lutte contre les scarabées.

La lutte contre les ravageurs du sol dans la plupart des régions de céréaliculture a passé d'une lutte unique à une approche intégrée, Des approches combinées comprenant les pesticides microbiens, les méthodes culturales, mécaniques et physiques sont des méthodes bien acceptées. Pour réduire les problèmes de vers blancs, des scientifiques du monde ont mis l'accent sur plusieurs mesures.

Yadava et Vijayvergia (1994) ont signalé que les inondations et l'utilisation équilibrée des engrais devraient également être adoptées pour lutter contre les vers. Utilisation d'agents pathogènes fongiques avec différentes formulations. Le traitement combiné avec les champignons *Beauveria brongniarti* Sacc. Petch ou *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) La sorokine ou les nématodes (*Heterorhabditis megidis* Poiner) et l'insecticide carbofuran ont augmenté la mortalité des larves de *M. melolontha* (L.).

II.9.1. Le contrôle mécanique

Gupta et Avasthy (1957) ont capturé 70 000 à 85 000 adultes de *H. serrata* en plantant des branches fraîches de 1,25 à 2,00 m de long d'*Azadirachta indica* J. dans les zones infestées à raison de deux par hectare par jour pendant les mois de juin et juillet. Des pièges à lumière peuvent être utilisés pour collecter des coléoptères adultes pendant la nuit. Au moment de l'émergence, la pulvérisation des arbres hôtes avec du carbaryl, du fénitrothion, du monocrotophos, de l'endosulfan ou du quinalphos réduit considérablement la population de coléoptères. L'utilisation de filets pour protéger les cultures coûteuses est également une mesure de contrôle non chimique efficace. Cependant, leur utilisation à l'échelle commerciale n'est pas réalisable à long terme et entraîne également des risques environnementaux.

Par conséquent, les agents de lutte biologique, en particulier les agents pathogènes, pourraient être l'une des meilleures alternatives pour leur gestion durable.

II.9.2. Contrôle culturel

Les techniques culturales sont utiles pour réduire le nombre de larves ainsi que les populations adultes. Différentes pratiques culturales, telles que le labour, le hersage, le binage, l'inondation et la mise en jachère des champs, la culture au piège et la rotation des cultures, ont été suggérées par divers travailleurs. **Yadava et Vijayvergia (1994)** suggèrent différentes opérations de travail du sol pour lutter contre les différents stades du ravageur.

David et Kalra (1986) ont suggéré des inondations pendant une longue période pour obtenir un certain soulagement des vers blancs. Ils ont conseillé la rotation des cultures avec la canne à sucre-paddy-canne à sucre dans les zones endémiques comme moyen de contrôle. **Avasthy (1967)** a signalé que la mise en jachère des terres pendant deux années consécutives a contribué à réduire le ravageur.

La culture de cultures résistantes telles que le tournesol vérifie également l'accumulation des populations de vers blancs (**Veeresh, 1974**). Il a également suggéré de semer des cultures pièges telles que le sorgho, le maïs, l'oignon, etc., pour réduire l'infestation de vers blancs. **Labana (1987)** a signalé que le sol devrait être labouré deux fois en mai et juin au moment où avant le semis pour exposer les vers blancs du sol aux intempéries. Dans les zones endémiques, le labour d'été expose les larves de différents stades qui peuvent ensuite être mangées par les oiseaux. Un labour profond en août-septembre pour exposer les larves de troisième stade pour les oiseaux prédateurs est assez efficace pour réduire la population de larves. Ils ont en outre signalé que l'utilisation d'engrais azotés, en particulier l'ammoniac et l'urée, à des doses élevées, tuait les larves de premier stade, cependant.

II.9.3. Mesures de contrôle biologique

L'utilisation aveugle de pesticides pour lutter contre les insectes ravageurs des cultures a bouleversé l'équilibre écologique naturel. Cela a amorcé l'utilisation d'un agent de lutte biologique comme pratique de lutte importante et alternative. Un certain nombre d'ennemis naturels tels que les insectes nématodes parasites, les champignons pour lutter contre les vers blancs et les bactéries ont été utilisées avec des succès partiels ou modérés dans différentes parties du monde.

II.9.4. Nématodes pathogènes d'insectes

Les insectes pathogènes ont la capacité de tuer diverses espèces de larves d'insectes et de se disperser activement dans le sol, mais l'efficacité de la plupart des espèces contre les larves de luzerne est assez faible (**Gerritsen et al., 1998**). En outre, bien qu'il soit rapporté que l'espèce *Heterorhabditis bacteriophora* a eu des effets positifs dans la lutte contre *Psilolonthi*, cette méthode de traitement n'est cependant pas économiquement réalisable selon **Peters et al., (2007)**.

L'espèce *Steinernema glaseri* a apporté les meilleurs résultats contre les larves de *Psilolonthis*. Un an plus tard, il a été constaté que l'application de *H. bactériophora* pouvait réduire le nombre de larves jusqu'à 65%, à un taux d'application de 1 million (1 000 000) de juvéniles par mètre carré (**Berner et al., 2001**).

Plus tard, **Peters et al., (2007)** a déclaré qu'il avait obtenu de nouveaux résultats prometteurs dans un test de laboratoire de *Steinernema scarabaei*, dans lequel *Psilolonthi* était tout à fait vulnérable. Cependant, ce type d'élevage ne semble pas réussir (**Huiting et al., 2006**).

II.9.5. Les champignons entomopathogènes

Le fongicide *Beauveria brongniartii* est considéré comme le principal ennemi naturel du *Psilolonthi* (**Keller, 1987**). Ce champignon a la capacité d'affecter tous les stades de développement de l'insecte.

Deux méthodes d'application ont été développées pour le traitement des larves de pucerons avec le fongicide spécifique :

- 1) Application en pulvérisant les champignons sur les champignons, que les insectes transportent avec eux dans les zones de reproduction, infectant ainsi d'autres membres de la population.
- 2) Application dans le sol de grains d'orge dans lesquels les Lyciens colonisent. Melocont -Pilzgerste est un produit disponible dans le commerce avec un effet direct sur les larves et est principalement utilisé pour traiter la luzerne dans les prairies et les vergers ou les vergers. Son application avec les deux méthodes susmentionnées a donné des résultats à long terme.

Selon (**Meinert et al., 2001**). La survie et la dissémination de *B.brongniartii* exigent que certaines conditions soient remplies telles que la prévalence de conditions humides, ce qui n'est pas toujours possible, et l'application est requise à une profondeur d'environ cinq (5) cm,

pour éviter l'inactivation du pathogène par rayonnement ultraviolet. **Strasser (2004)** déclare également que l'effet direct de l'application fongique sur l'insecte n'est pas attendu, mais si l'effet des produits chimiques s'affaiblit avec le temps, l'effet du fongicide augmente à mesure que son efficacité augmente et s'accélère, à mesure que son efficacité augmente. Le même chercheur affirme que ce phytate affecte toutes les étapes du développement de l'insecte et pour trois (3) à quatre (4) générations de *Psilolonthi*.

II.9.6. Autres méthodes non chimiques de lutte contre le ver blanc

Meinert et al., (2001) ont testé l'application de l'insecticide à base de Neem, qui contient une substance insecticide d'origine végétale, l'azadirachtine, en pulvérisations à une dose de 3 l / ha, dans laquelle une réduction de l'infection a été observée. Tandis que **Hummel et al., (2004)** ont trouvé une mortalité de 100% après 9 jours dans des conditions de laboratoire. Ils rapportent également que Neem a entraîné une diminution du nombre d'œufs par femelle de 14,9 à 3,9 et une diminution du pourcentage d'œufs à éclore de 53 à 15%.

En outre, **Huiting et al., (2006)** rapportent que les bactéries *Bacillus thuringiensis* et *B. popilliae* pourraient avoir un effet sur les larves, mais jusqu'à présent elles n'ont pas été testées de manière approfondie et aucune efficacité n'a été rapportée.

II.9.7. Lutte chimique

Les traitements de semences sont mieux valorisés sous labour et les produits systémiques, sont les plus efficaces. Cependant même les systémiques n'assurent pas une protection contre les attaques de vers blancs sont plus importantes en semis direct que sur labour. (**Ratnadass et al., 2006**).

Le recours au traitement de semences donne une alternative pour réduire l'impact des vers blancs sur la culture.


II.9.8. Lutte agronomique

Le travail du sol réduisait de 50 à 80% les populations larvaires du ver blanc, et le sarclage à 6-8 cm de profondeur après plantation les supprime à 30-50%. L'humus des fermes pourrait constituer l'essentielle source de contamination des parcelles par les vers blancs. (**Rajaonarison et Rakotoarisoa, 1994**).

Pour se prémunir contre les attaques du vers blancs, les agriculteurs font un semis de rattrapages dans les plages dénudées.

II.9.9. Ennemis naturels (prédateurs et parasitoïdes)

Parmi ceux-ci figurent des parasites (nématodes du genre *Mermis*, des grégaires de type *Monocystis*), des parasitoïdes (tachinaires : *Dexia rustica* F., *Microphthalma europaea* Egg, des Scolies : *Campsomeris erytrogaster*, *C. coelebs*, *C. pilosella*) et des prédateurs (Carabes tel que : *Scarites madagascariensis*, *Prodyscherus rapax* P. *grandidieri*).



Chapitre III
Généralité sur
les champignons
entomopathogènes

III-Les champignons entomopathogènes

Les champignons entomopathogènes sont des bioinsecticides isolés des cadavres d'insectes capables d'infecter et de tuer les insectes. (Behie et Bidochka, 2014). Ils sont classés en six classes : Basidiomycota, Entomophthoromycota, Oomycètes, Chytridiomycota, Microsporidia, et le plus courant Ascomycota.

Skinner *et al.*, (2014) ; Mascarin et Jaronski, (2016). Ont cités que ces champignons entomopathogènes sont également testés pour une utilisation dans d'autres domaines de la biotechnologie, dans la biosynthèse des nanoparticules et la bioconversion des stéroïdes ou des flavonoïdes, qui sont importants d'un point de vue économique en raison de leur activité enzymatique élevée, de leur capacité à produire des métabolites secondaires et de leur bonne croissance dans les milieux de culture, (Yosri *et al.*, 2018 ; Kozłowska *et al.*, 2019).

III.1. L'utilisation des champignons entomopathogènes

A ce jour, 12 espèces d'Oomycètes, 65 espèces de Chytridiomycota, 339 espèces de Microsporidies, 474 espèces de Entomophthoromycota, 238 espèces de Basidiomycètes, et 476 espèces de Ascomycètes ont été rapportés (Khan *et al.*, 2012 ; Tkaczuk *et al.*, 2015 ; Jaihan *et al.*, 2016). Ils sont principalement utilisés comme biopesticides dans l'agrobiologie comme alternative sûre aux insecticides chimiques toxiques, bien que certains d'entre eux soient également utilisés dans les processus biotechnologiques (Rios-Moreno *et al.*, 2016).

Les champignons entomopathogènes testés, citant les Entomophthorales (tel que *Furia*, *Conidiobolus*, *Entomophaga*, ou *Erynia*) qui montrent une activité insecticide la plus élevée ; cependant, en raison de difficultés techniques de les cultivés dans des conditions de laboratoire, ils ne sont pas utilisés comme composants de bio préparations.

Les champignons saprophytes appartenant à la famille d'Ascomycètes sont les plus usés car ils sont pratiques à cultivés (Mascarin et Jaronski 2016). Dans le monde, plusieurs bio pesticides différents basés sur des espèces appartenant aux genres *Metarhizium*, *Beauveria*, *Paecilomyces*, *Isaria* et *Lécanicillium* ont été usées. Ces champignons ont un large spectre d'activité, et ils peuvent donc infecter un grand nombre d'espèces d'arthropodes (Khan *et al.*, 2012 ; Rios-Moreno *et al.*, 2016).

Les espèces du genre *Metarhizium* et *Beauveria*, qui se trouvent habituellement dans le sol, non seulement gèrent les populations naturelles d'insectes, mais constituent également des relations complexes avec les plantes. Ils sont décrits comme des endophytes des racines, des tiges et des feuilles des plantes (Jaber et Enkerli, 2017). Il a été montré que *M. robertsii* et *B. bassiana* (mais non *L. lecani*) apporter aux plantes l'azote qui est assimilé lors du parasitisme des insectes (Behie et Bidochka, 2014), soutenant ainsi la croissance des plantes

(Ríos-Moreno *et al.*, 2016). *Beauveria bassiana* agit également comme un endophyte pour 25 espèces végétales, contribuant au contrôle des bioagresseurs et des maladies fongiques des plantes (McKinnon *et al.*, 2017 ; Véga, 2018). En tant qu'endophyte et épiphyte fongique, il colonise les feuilles et les pousses en plus des racines des plantes, rendant les plantes plus résistantes aux attaques d'insectes (Ramakuwela *et al.*, 2020), et protège également avec succès les plantes des agents pathogènes microbiens en éliminant les agents pathogènes ou augmenter les réponses de défense des plantes (Moonjely *et al.*, 2016). *Lecanicillium* , prévient également de la même manière contre les maladies fongiques en s'accroissant à la surface des feuilles, en bloquant les nutriments disponibles et en créant des composés antimicrobiens induisant des réponses en colonisant les racines des plantes (Moonjely *et al.*, 2016). *I. fumosorosea* semble ne pas tomber dans des interactions fortes avec les plantes. Ceci est probablement dû au fait qu'*Isaria spp.* est sensible aux substances chimiques sécrétées par les plantes et appartenant au système de défense contre les pathogènes des plantes (Lacey et Mercadier, 1998 ; Zimmermann 2008). bien que les taux d'infection soient révélés très faibles de *Meloidogyne javanica*, (inférieurs à 40 %) les isolats de *I. fumosorosea* agissent contre les nématodes des racines d'une manière très fiable, (Tigano-Milani *et al.*, 1995).

III.2. Le processus infectieux des champignons entomopathogènes

Contrairement aux bactéries ou aux virus (ingérés par un insecte), les champignons entomopathogènes infectent les insectes par pénétration directe de la cuticule (Bilgo *et al.*, 2018).

Le processus d'infection (Figure 08) commence par l'adhésion des spores aux cuticules des arthropodes et comporte deux étapes :

- Action de forces hydrophobes et électrostatiques.
- Activité d'enzymes et de protéines de faible poids moléculaire appelées hydrophobines (Skinner *et al.*, 2014).
- La germination des spores se produit en présence de sources de carbone et d'énergie sur la cuticule de l'insecte à une humidité et une température suffisante. La température optimale pour la croissance et la germination des champignons entomopathogènes se situe entre 20° et 30°C. Les spores peuvent également germer à des températures en dehors de cet intervalle et c'est une caractéristique de la souche fongique particulière (Skinner *et al.*, 2014).

Par la suite, des appressoriums apparaissent, provoquant une forte pression mécanique sur la cuticule et la production d'enzymes lytiques (protéolipolytiques et chitinolytiques) qui désintègrent la cuticule corporelle de l'insecte (Lacey *et al.*, 2015). Après avoir pénétré dans

la cavité corporelle de l'insecte (hemocel), les hyphes fongiques commencent à se développer. Certains champignons entomopathogènes peuvent produire des blastospores qui pénètrent dans l'hémolymphe de l'hôte et produisent des hyphes secondaires qui habitent les tissus de l'hôte.

A ce stade, les champignons produisent des métabolites secondaires qui provoquent la paralysie et perturbent les processus physiologiques de l'hôte, principalement ses réponses immunitaires (Donzelli et Krasnoff, 2016). En raison de l'infection en développement, le corps de l'insecte est détruit à la fois par des dommages mécaniques aux organes internes par les hyphes en développement et par l'épuisement des nutriments (Donzelli et Krasnoff, 2016 ; Fan *et al.*, 2017).

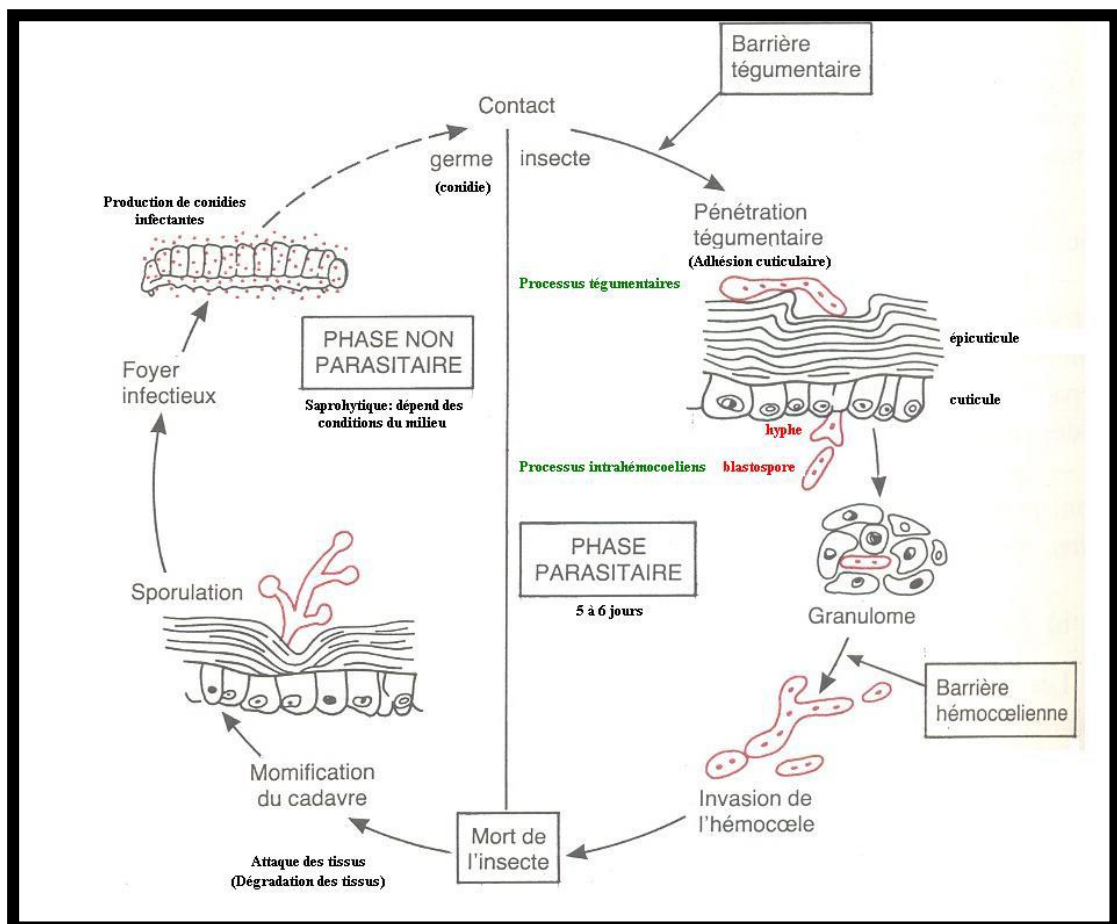


Figure 8: Cycle de développement d'un champignon entomopathogène (Riba et Silvy, 1989)

À la suite de l'infection progressive, le corps de l'insecte, devient coriace en raison de l'absorption de liquide par le champignon. Les cadavres d'insectes attaqués par des champignons du genre *Beauveria* peut initialement prendre une couleur rouge foncé. L'ensemble du processus d'infection est relativement long et prend environ 14 jours après l'infection, mais les premiers symptômes de l'infection apparaissent généralement environ 7 jours après l'infection (ou même plus tôt, selon les espèces fongiques). Après avoir tué l'insecte et utilisé toute la nourriture, les hyphes du champignon émergent du cadavre de l'hôte

à travers des trous dans son corps et à travers des zones inter segmentaires, les spores infectieuses sont produites, ce qui permet au champignon de se propager et d'infecter d'autres individus (Skinner *et al.*, 2014).

III.3. la pathogénèse des champignons entomopathogènes

L'infection par les champignons entomopathogènes nécessite l'implication de plusieurs agents infectieux, dont les plus importants sont les adhésines, les enzymes lytiques et les métabolites secondaires.

III.3.1 Adhésines

L'attachement des spores à la surface du corps de l'insecte est la première étape du processus d'infection fongique. A ce stade, deux types de protéines sont produites : les hydrophobines et les adhésines, qui permettent à la fois une cohésion étroite à la cuticule de l'insecte et la reconnaissance de l'hôte par le pathogène fongique (Wang et Léger, 2007 ; Greenfield *et al.*, 2014).

III.3.2. Enzymes lytiques

Au cours du processus d'infection des insectes par les champignons entomopathogènes les enzymes lytiques jouent un rôle plus important. Leur fait, leur structure et leurs types sont relativement bien décrits. Leur rôle principal est l'hydrolyse des composants de la cuticule de l'insecte, ce qui permet aux appressoriums d'infiltrer dans les enveloppes externes des arthropodes. Les enzymes lytiques sont produits dès que la spore se fixe à la cuticule et commence à former un appressorium (Santi *et al.*, 2010).

Les lipases sont produites en premier et hydrolysent les lipides et lipoprotéines situés dans l'épicuticule de l'insecte (cuticule externe) (Pedrini *et al.*, 2007). Ces enzymes hydrolysent les liaisons ester des triacylglycérols, ce qui conduit à la libération d'acides gras libres, de diacylglycérols, de monoacylglycérols et de glycérol (Silva *et al.*, 2009).

De plus, les lipases aident l'adhésion des spores en germination aux cuticules des insectes en augmentant les interactions hydrophobes entre le champignon et la surface de la cuticule (Santi *et al.*, 2010). Il a été prouvé que tous les champignons entomopathogènes contiennent ces enzymes, dont la majorité ont été bien décrites (Supakdamrongkul *et al.*, 2010 ; Mondal *et al.*, 2016).

L'une de ces enzymes la phospholipase produit par *M. brunneum* qui hydrolyse les liaisons phosphodiester et provoque la destruction des phospholipides des membranes cellulaires des insectes, ce qui admet au champignon d'entrer dans l'hémocel de l'insecte et d'infecter ses tissus (**Santi et al., 2010**).

Un facteur clé de la virulence des champignons entomopathogènes sont les enzymes protéolytiques qui hydrolysent les liaisons peptidiques des cuticules d'insectes, menant à l'exposition des fibrilles de chitine. L'une des premières protéases décrites de sorte exhaustive est la subtilisine (Pr1, sérine endoprotéase), qui dégrade les deux protéines de la cuticule et modifie la surface de la cuticule, facilitant ainsi l'adhésion des spores. Cette endoprotéase est présente dans *M. anisopliae* (**Shah et al., 2005**), *O. sinensis* (**Zhang et al., 2008**), et *B. bassiana* (**Donatti et al., 2008**). Cependant, d'autres protéases telles que la protéase Pr2 acide de type trypsine, la protéase cystéine et le métallopeptidase dans *M. anisopliae*; comme sérine protéases dans *B. brongniartii*, *L. lecanii*, *M. rileyi*, et *Aschersonia aleyrodis*; et sérine élastase dans *Conidiobolus coronatus* et *B. bassiana* aident également au processus de pathogénèse (**Zhao et al., 2016**). Certaines études montrent que les protéases des champignons entomopathogènes jouent un double rôle dans le processus infectieux. Bien que leur fonction principale soit l'hydrolyse des protéines cuticulaires, les protéases peuvent également collaborer à l'inactivation des protéines antifongiques produites dans l'épiderme des insectes (**Sotelo-Mundo et al., 2007**).

Le dernier groupe d'enzymes sont les chitinases qui sont alignées comme suit selon le lieu de leur action sur la molécule de chitine : les endochitinases et les exochitinases. L'action combinée des endochitinases et des exochitinases est indispensables à la dégradation complète de la chitine des insectes. Des enzymes chitinolytiques ont été trouvées dans de nombreux champignons entomopathogènes (**Duo-Chuan, 2006**). Outre les protéases, les lipases et les chitinases, les champignons entomopathogènes produisent autant d'autres enzymes qui ne sont pas directement impliquées dans la détérioration de la cuticule mais jouent un rôle important dans la pathogénèse. L'un d'eux est la tréhalase acide qui hydrolyse le tréhalose, le principal disaccharide de l'hémolymphe des insectes, avec la libération de deux molécules de glucose, fournissant ainsi un nutriment pour les champignons entomopathogènes. Inactivation du gène ATM1 dans *M. acridum* provoque une réduction significative de la virulence de cette souche, qui se manifeste par l'incapacité de cette espèce à s'accroître à l'intérieur du corps de l'insecte (**Jin et al., 2015**).

III.3.3. Métabolites secondaires

Les champignons entomopathogènes sécrètent d'abondants composés organiques de faible poids moléculaire appelés métabolites secondaires, notamment en réponse aux conditions environnementales. Le nombre de composés produits suggère qu'ils sont nécessaires à la fois pour garder les fonctions vitales des hôtes et pour infecter efficacement les pathogènes en altérant le système nerveux ou en diminuant la résistance des insectes (**Donzelli et Krasnoff, 2016**). Les métabolites secondaires sont déterminés à l'aide de méthodes chromatographiques combinées à des techniques de spectrométrie de masse et de biologie moléculaire. Sur la base de leur structure chimique, ils peuvent être répartis dans les groupes suivants : les depsipeptides cycliques (tétradepsipeptides cycliques et hexadepsipeptides cycliques), les peptides (octadepsipeptides, dipeptides et depsipeptides), les dérivés d'acides aminés, les polykétides, les hybrides peptidiques et les terpénoïdes (**Donzelli et Krasnoff, 2016 ; Weng et al., 2019**). Un grand nombre de ces composants peuvent être distingués en raison de leur large occurrence et de leurs usages uniques. Bénéficiant de ce fait, les chercheurs reconduisent leurs efforts pour approfondir les connaissances sur les mécanismes de la biosynthèse des métabolites secondaires et leur objectif sur les organismes vivants et l'environnement. Les destruxines sont des hexadepsipeptides cycliques isolés principalement de *Métarhizium* sp. Plus de 40 types sont les mieux importants dans le processus de pathogenèse ont été rapportés (**Arroyo-Manzanares et al., 2017**). Les destruxines sont bien connues pour leur activité insecticide et leur phytotoxicité. Ils présentent diverses propriétés biologiques telles que des propriétés antimicrobiennes, antivirales, antiprolifératives, cytotoxiques et immunosuppressives. En revanche, leur présence dans les produits alimentaires est préoccupante car ils peuvent constituer une menace pour la santé humaine et perturber l'équilibre de l'écosystème (**Taibon et al., 2015**). Des destruxines ont été trouvés dans les fraises, le maïs (**Taibon et al., 2015**) et les pommes de terre (**Carpio et al., 2016**). Beauvéricines produites par exemple par *B. bassiana*, *I. tenuipes* ou *I. fumosorosea* (**Wang et Xu 2012; Weng et al., 2019**) et bassianolide isolé de *B. bassiana* ou *Lécanicillum* sp. sont d'autres hexadepsipeptides cycliques aux propriétés intéressantes. D'une part, les beauvericines contribuent à la contamination des cultures céréalières dans le monde entier, se bioaccumulent dans différents tissus et entrent dans la chaîne alimentaire en polluant les œufs, le lait, la viande et les produits végétaux, entraînant par conséquent l'apoptose, la production d'espèces réactives de l'oxygène, ou des dommages mitochondriaux (**Olleik et al., 2019**).

Oosporéine isolée principalement de *B. bassiana* ou *B. brongniartii*, un oktadepsipeptide hautement réactif avec une activité insecticide et antivirale, est un

métabolite secondaire important qui peut également être utilisé comme antibiotique contre les bactéries gram-positives (Feng *et al.*, 2015). L'activité insecticide de l'oosporéine est basée sur la stimulation de l'infection plutôt que sur l'élimination directe des insectes. Oosporéine produite par *B. caledonica* possède des propriétés immunosuppressives et contribue à une mortalité plus importante et plus rapide des insectes (Mc Namara *et al.*, 2019). L'oosporéine en tant que sidérophore dans l'endophytes racinaire de *Chaetomium cupreum* a révélé que le composé améliore la tolérance à l'aluminium dans la plante *Miscanthus sinensis*. De mieux, il a été prouvé que l'oosporéine détoxifie l'aluminium similaire à celle de l'acide chlorogénique phytosidérophore (Haruma *et al.*, 2019). Elles ont une structure et des propriétés similaires à celles des fusarines. Parce que les métabolites secondaires des champignons entomopathogènes sont un pool de composés aux activités diverses, les chercheurs souhaitent explorer davantage leurs structures, rechercher de nouveaux composés, comprendre leurs voies de biosynthèse et mener des études approfondies sur leurs propriétés.

III.4. Effet des composés toxiques sur les champignons entomopathogènes.

Il existe de nombreux rapports sur les effets des composants toxiques liés aux insecticides, qui sont fréquemment utilisés de façon interchangeable avec les champignons entomopathogènes (tels que *B. bassiana* ou *M. anisopliae*) pour combattre les nuisibles. Les organophosphorés (profénophos et méthylldéméton) et les insecticides chloroorganiques (indoxacarbe) ont montré l'effet nocif le plus élevé sur *B. bassiana*. (Amutha *et al.*, 2010). L'organophosphoré Lorsban a montré la toxicité la plus élevée pour *M. anisopliae* et *I. fumosorosea*. Ce composé a causé une réduction de la croissance mycélienne et de réduction de la germination des conidies chez les champignons testés (Asi *et al.*, 2010). Les insecticides appartenant aux carbamates peuvent également nuire à la croissance des champignons entomopathogènes. Les carbamates (Lannate, Larvin) et un insecticide à base de pyrrole (chlorfénapyr; Pirate) ont provoqué une réduction de croissance du mycélium et réduction de la germination des conidies *M. anisopliae* et *I. fumosorosea* (Asi *et al.*, 2010). Les néonicotinoïdes, un autre groupe d'insecticides, ont également des effets toxiques sur *B. bassiana*. L'acétamipride et le thiaméthoxame appliqués aux doses moyennes recommandées pour l'application au champ ont entraîné une réduction significative de la croissance végétative de *B. bassiana*, alors que la croissance de *M. anisopliae* n'a été réduite qu'en présence d'acétamipride. (Neves *et al.*, 2001). Les insecticides naturels sont moins toxiques pour les champignons entomopathogènes, et l'un de ces insecticides, le Spinosad (isolé de *Saccharopolyspora spinosa*), cause la réduction de la croissance mycélienne et la germination des conidies *M. anisopliae* et *I. fumosorosea* (Asi *et al.*, 2010). Un autre insecticide naturel, l'huile de neem (dérivé de plantes) s'est avéré avoir un effet négatif sur les champignons

entomopathogènes. Il a été révélé qu'il réduisait le taux de germination, la croissance végétative et la production de conidies chez *M. anisopliae* et *B. bassiana* (**Hirose et al., 2001**).

Les fongicides contenant des doses de cuivre plus faibles n'ont eu aucun impact apparent sur la croissance des *I. fumosorosea* et *I. farinosa* mais a affecté la capacité d'infection de champignons entomopathogènes (**Alessandro et al., 2011 ; Avery et al., 2013**).

L'effet toxique de l'oxyde de cuivre (contenant 53 % et 46 % de cuivre métallique) a également été confirmé pour *B. bassiana* et *L. muscarium* (**Ali et al., 2010**). Les fongicides triazolés ont un effet plus varié sur les champignons entomopathogènes et parmi eux le plus toxique est le tébuconazole. Ce composé a supprimé la croissance de *B. bassiana* et *M. anisopliae* à concentration 1000 ppm et *L. lecanii* à une concentration de 100 ppm. D'autres fongicides triazolés, le difénaconazole, le tricyclazole et le myclobutanil étaient également toxiques pour *L. lecanii* et *L. muscarium* (**Demirci et al., 2011; Reddy et al., 2018**). On a constaté que l'azoxystrobine (fongicide à base de strobilurine) avait un effet négatif sur la croissance et la sporulation de *B. bassiana* et *M. anisopliae* et d'être très nocif pour la production et la croissance des conidies *I. fumosorosea* (**Alessandro et al., 2011; Fiedler et Sosnowska, 2017**) la sensibilité des champignons entomopathogènes aux fongicides peut être réduite en utilisant des microsclérotés au lieu de spores seules. Certains fongicides peuvent devoir être appliqués quelque temps avant ou après l'application des champignons entomopathogènes pour minimiser les effets suppresseurs (**Wu et al., 2020**).

D'autres substances anthropiques telles que les biofertilisants, qui semblent inoffensives pour l'environnement, peuvent également affecter la croissance des champignons entomopathogènes du sol. Ces produits peuvent contenir des espèces bactériennes telles que *Rhizobium*, *Azotobacter*, et *Azospirillum* ainsi que des algues bleues vertes (**Kumar et al., 2017**).

III.5. Les principaux champignons entomopathogènes utilisés dans la lutte biologique

III.5.1. *Beauveria bassiana*

Le genre *Beauveria* Vuill. a été appelé par **Vuillemin (1912)** en l'honneur de Beauverie, qui est le premier à avoir démontré les caractéristiques morphologiques de ce groupe de champignons (**Amang et al., 2012**).

III.5.1.1. Morphologie

Selon **Weiser, (1972)**. *B.bassiana* est une espèce de champignon fréquemment retrouvée dans les sols. Ce champignon forme des hyphes transparents et septaux de 3,5 µm de diamètre, produisent des colonies cotonneuses de couleur blanchâtre à jaunâtre. Le genre est caractérisé par un conidiophore à base gonflée et à extrémité terminale formant de petites spores unicellulaires. Le conidiophore continue de croître après avoir donné naissance à des spores. On distingue deux types de spores selon la présence ou l'absence d'oxygène: les conidiospores formées en présence d'air et les blastospores en condition d'anaérobie. Les blastospores sont uniquement ovales tandis que les conidiospores ont une forme sphérique ou ovale. Les deux types de spores peuvent avoir le même effet pathogène sur les insectes infectés (**Planche 03**)

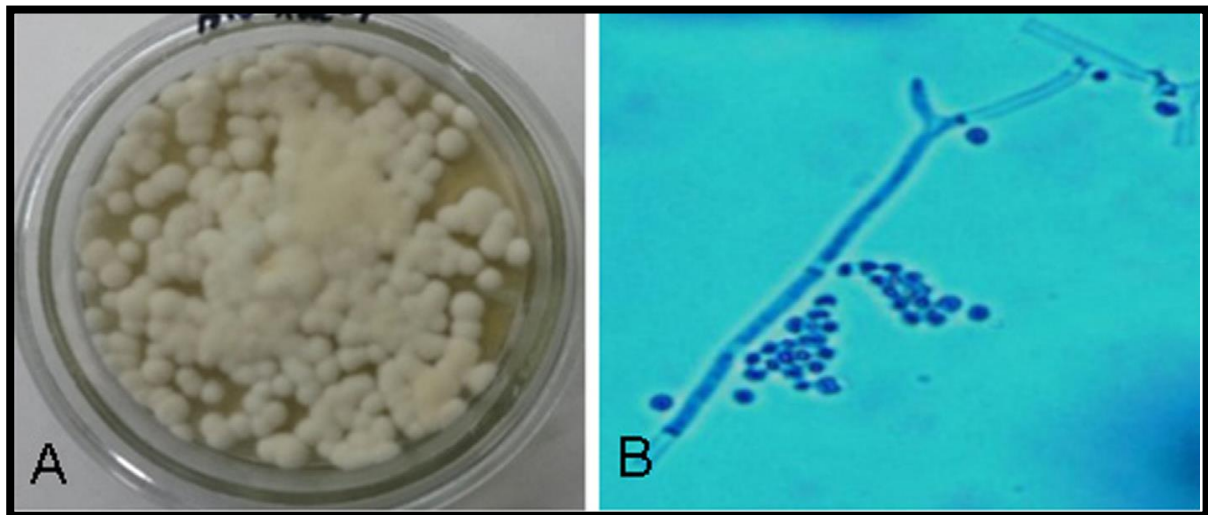


Planche 3: La morphologie de *B. bassiana* (A) colonies de souches de *B. bassiana* sur milieu de Czapeck ; (B) Hyphes et conidies sous microscopie, ×40 (**Tinatín et al., 2019**)

III.5.1.2. Classification de *Beauveria bassiana*

La classification la plus complète de *B. bassiana* issue d'études morphologiques et de tests enzymatiques est celle de **Mugnai et al., (1989)**.

Règne : *Fungi*.

Embranchement : *Mycètes*.

Ordre : *Hyphomycètes*.

Famille : *Moniliaceae*.

Genre : *Beauveria*.

Espèce : *Beauveria bassiana* **Vuillemin (1912)**.

III.5.1.3. Importance de *B. bassiana*

Par son mode d'infestation, ingestion ou par simple contact avec l'hôte *B. bassiana* devenu un agent de lutte très intéressant, ce champignon fait partie des agents pathogènes non dangereux pour l'homme et pour les animaux à sang chaud (Laird *et al.*, 1990).

III.5.2. *Metarhizium anisopliae*

D'après Donald *et al.*, (2004). La muscardine verte *Metarhizium anisopliae* a été isolé et identifié sur la paille de céréale en Ukraine sous le nom *Anisopliae austria*, nommé aussi *Entomophthora anisopliae*. Dans les années 80 a été utilisé pour la première fois comme agent pathogène de lutte contre les insectes ravageurs. (Planche 04).

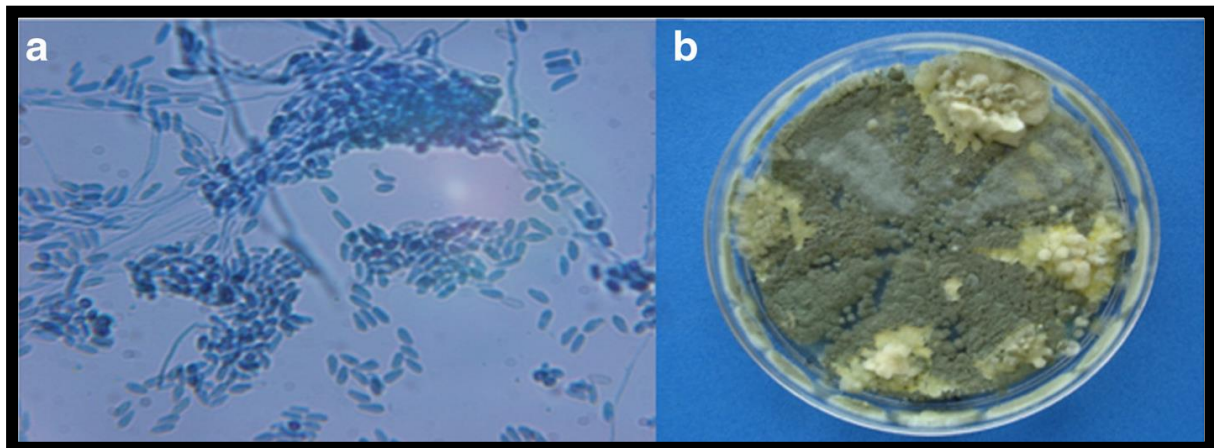


Planche 4: Vue microscopique de colonie de *M. anisopliae*. (a) Phialides fongiques et conidies, grossissement 400. (b) Vue macroscopique de la colonie en PDA (Laura *et al.*, 2016).

III.5.2.1. Classification de *Metarhizium anisopliae*

M. anisopliae a été classée principalement sous la division des Deutéromycètes, dans la classe des Hyphomycète. La particularité de cette sous-division ayant de ne jamais produire, ou très rarement, des spores sexuées.

Cette classe est en fait caractérisée par la présence de formes mycéliennes portant des spores asexuées, appelées conidies, engendrées sur des cellules conidiogènes spécialisées.

La plupart des mycologistes n'acceptent plus les *Deuteromycota* et ses sous-classes comme assemblage taxonomique à l'heure actuelle. (Inglis *et al.*, 2001).

Selon (Bidochka et Small, 2005), la classification de ce genre a été basée sur des caractères morphologiques des cellules et des conidies, et comme ces caractéristiques sont assez limitées elles ont compliqué la taxonomie.

Règne : *Fungi*.

Embranchement : Dikarya.

Sous-embranchement : *Ascomycota*.

Classe : Pezizomycotina.

Ordre : *Hypocreales*.

Famille : *Clavicipitaceae*.

Genre: *Metarhizium*.

Espèce: *Metarhizium anisopliae* (Sorokin, 1883).

Tulloch (1976) a donné la première révision de ce genre, ou il a utilisé les caractéristiques morphologiques des conidies pour distinguer entre deux formes de *Metarhizium*; à savoir *Metarhizium flavoviride* et *Metarhizium anisopliae*. Ce dernier a été divisé en; *Metarhizium anisopliae var anisopliae* et *Metarhizium anisopliae var majus*.

III.5.2.2. Morphologie

Zimmerman, (2007) a noté que les caractéristiques taxonomiques dominantes sont les structures de sporulation cylindriques ou légèrement ovotides, sèches et généralement de couleur verte. Les colonies du genre *Metarhizium* sont formées d'une agrégation de ces chaînes conidiennes *Metarhizium anisopliae* apparaît blanc lorsqu'il est jeune et il devient vert foncé après la maturation des spores. (Bischoff et al., 2009) citant que cette espèce est caractérisée par des conidiophores de longueur variable, sont relativement courts, irrégulièrement ramifiés ou non et arrangés en groupes compacts formant une masse de spores, étant allongées avec des cotés parallèles.

III.5.3. *Paecilomyces fumosoroseus*

III.5.3.1. Caractéristiques de *P. fumosoroseus*

Carreno, (2003) Décrit l'espèce *P. fumosoroseus* la plus importante du genre *Paecilomyces* Leurs colonies sont d'abord blanches sur le milieu PDA, puis acquérir la couleur rose caractéristique. Le revers de la colonie est à légèrement jaunâtre au début, mais comme le temps passe, il devient orange vif (Canedo et Ames, 2004). *P. fumosoroseus* a des hyphes hyalins, cloisonnées, à parois minces. La plupart des ramifications présente des verticillées ou irrégulièrement ramifiées, portent dans leur partie terminale dans chaque phialides de succursales des groupes, qui peuvent être aussi solitaire, ils se composent d'une partie de base cylindrique ou gonflées, souvent fortement effilée pour former un coup très

sensible, mesurés 5 à 7µm long x diamètre de 2,5 à 3µm, qui est réduite à 0.5µm sur l'extrémité supérieure. Conidiophores peuvent atteindre jusqu'à 100µm long x 1,5 à 3µm de diamètre. Les conidies sont hyalines, unicellulaires et ovoïde, sont 3-5 × 1 à 2µm observées et regroupés en longues chaînes (**Planche 05**) (**Carreno, 2003; Cañedo et Ames, 2004**).

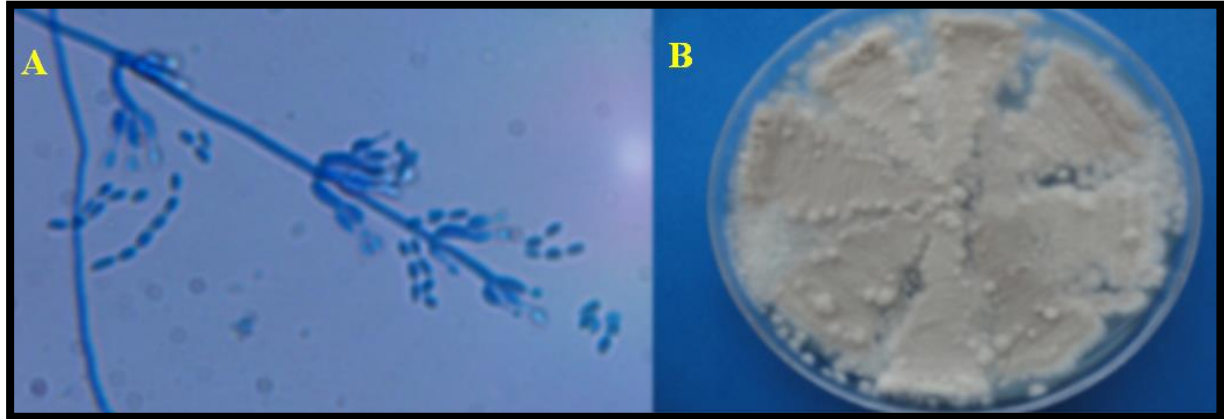


Planche 5 : Vue microscopique de colonie de *P. fumosorosea*. (A) Phialides fongiques, conidiophores et conidies du grossissement 40X. (B) Vue macroscopique de la colonie en PDA à 10 jours d'incubation. (**Carolina et al., 2016**).

III.5.3.2. Classification de *Paecilomyces fumosoroseus*

Règne : *Fungi*.

Embranchement : *Dikarya*.

Sous-embranchement : *Ascomycota*.

Classe : *Eurotiomycetes*.

Ordre : *Eurotiales*.

Famille : *Trichocomaceae*.

Genre : *Paecilomyces*.

Espèce : *Paecilomyces fumosoroseus* **Vassiljevsky (1929)**.

III.5.3.3. Spectre d'activité de *Paecilomyces fumosoroseus*

Paecilomyces fumosoroseus est décrit par (**Samson, 1981**) comme étant un agent pathogène naturel étudié pour le contrôle biologique des espèces de ravageurs appartenant à 25 familles d'insectes. Parmi les applications les plus importantes on cite l'utilisation de ce entomopathogènes de contrôler les lépidoptère (*Carposina sasakii* **Matsumura**), les termites,

doryphore de la pomme de terre (*Leptinotarsa decemlineata* Say), papillon (*Lymantria dispar*) papillon teigne *Plutella xyfosteffa*), puceron russe du blé (*Diuraphis noxia*) et bien sûr l'aleurode (*Bemisia argentifolii*)

III.5.3.4. Mode d'infection

Ce champignon cause la mortalité de *Plutella xyfosteffa* et tous les stades de l'aleurode entre 24 et 48h par contact (**Mellin et Garza, 1994**).

Il a été démontré par (**Vega, 2000**), qu'une fois qu'une spore est déposée sur la cuticule de l'insecte, elle est suivie par le développement d'un tube germinatif. Développement d'un appressorium, qui pénètre dans l'hémocèle de l'insecte en 24 h. Enfin l'émergence du mycélium à l'extérieur du corps de l'hôte. 48 h à 72 h *P.fumosoroseus* sporulent. La mortalité de l'insecte est attribuée à la destruction du tissu par libération de toxines et carences nutritionnelles.



Chapitre IV

Matériels et méthodes

IV. Prospection et échantillonnages

IV.1. Présentation des zones d'études

Notre travail a été effectué dans des zones céréalières de trois communes: dans la wilaya de Mascara, commune Oued Abtal (35°26'47.36 "N-00°37'16.63" E), wilaya de Saida commune de Khrichefa (35°5'29.67 "N - 000°36'29.39" E) et wilaya de Tiaret commune Rahouia et Temda (35° 29'33.30 "N - 001° 7'5.87" E).

Toutes les wilayas sont situées au nord-ouest de l'Algérie (**Figure 09**). Le type de sol dans ces trois provinces est argilo-silicique. La commune d'Oued Abtal l'été est court, caniculaire, sec et dégagé dans l'ensemble et l'hiver est long, frisquet et partiellement nuageux. Au cours de l'année, la température varie généralement de 5 °C à 45 °C et est rarement inférieure à 1 °C ou supérieure à 43 °C. La période pluvieuse de l'année dure 3,5 mois, du 19 Novembre au 14 Mars, avec une chute de pluie d'au moins 13 millimètres sur une période glissante de 31 jours. Le mois le plus pluvieux à Oued el Abtal est février, avec une chute de pluie moyenne de 19 millimètres. (**Figure 10 et 11**)

Le climat de Saida est de type méditerranéen avec une période de sécheresse longue, qui s'étale sur 6 mois à 8 mois allant du début du mois de Mai jusqu'à la fin du mois d'Octobre.

Selon **Seltzer, (1946)**. La zone est caractérisée par des températures basses en hiver et des températures très élevées en été. Les températures les plus élevées sont enregistrées durant les mois de Juillet et Août, où elles atteignent un maximum de 36°C en moyenne, ce qui correspond à une forte évaporation. Au mois de février les basses températures se manifestent avec une température moyenne de 9°C. L'indice pluviothermique d'Emberger permet de classer la forêt domaniale de Doui Thabet dans le semi-aride supérieur (Q2=39) avec une variété fraîche (**Figure 12 et 13**).

D'après **Miara, (2008)**. La wilaya de Tiaret par sa position géographique, et la diversité de son relief, subit des influences climatiques conjuguées des grandes masses d'air, de l'exposition du relief, et de l'altitude (**Figure 14 et 15**). En hiver, les masses d'air froid rencontrent les masses d'air chaud et humide ce qui provoque une instabilité et des perturbations climatiques à l'origine des pluies hivernales parfois intenses. Durant l'été, des masses d'air provoquent une zone de haute pression à l'origine d'un type de temps sec et ensoleillé qui perdure jusqu'à la fin du mois de septembre et le début du d'octobre. L'étude

climatique de la région de Tiaret a montré une nette régression des précipitations peut passer 600 mm accompagnée d'une augmentation des températures durant le vingtième siècle. Cela va sans doute s'apercevoir sur le paysage végétal de la région et même au niveau des rendements agricoles (Miara, 2011).



Figure 9: Les zones d'étude du ver blanc dans le Nord-Ouest Algérien

*

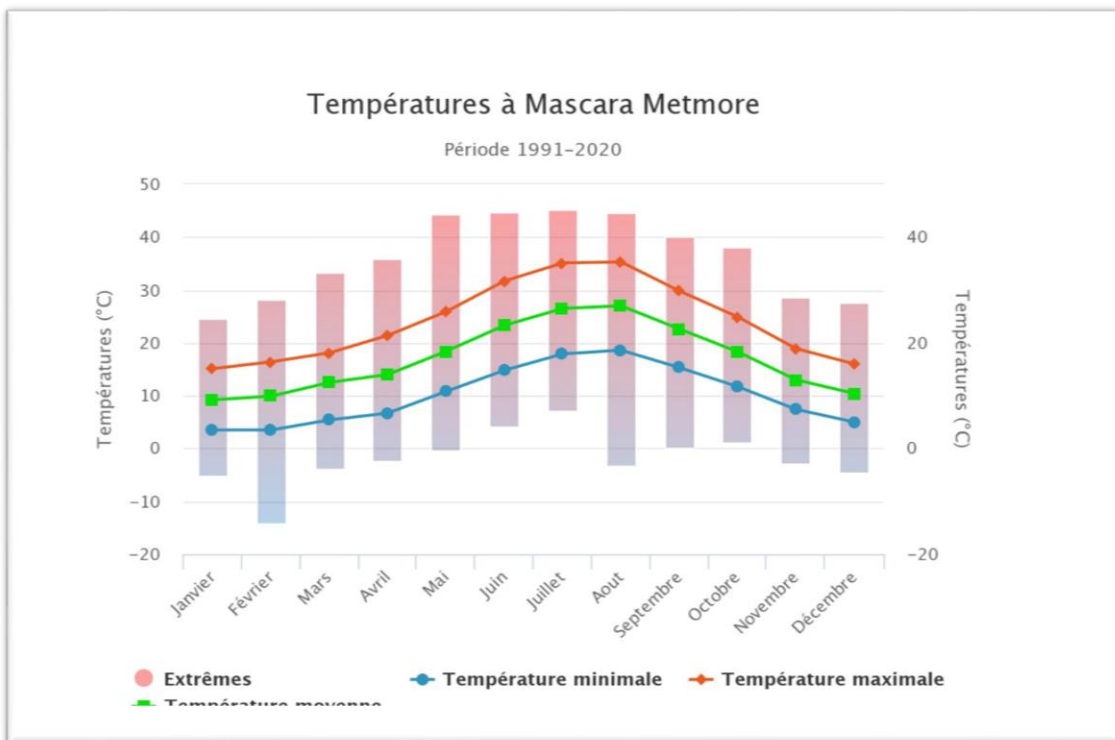


Figure 10: Les températures minimale, maximale et moyenne de la région de Mascara. (Tiempo, 2020)

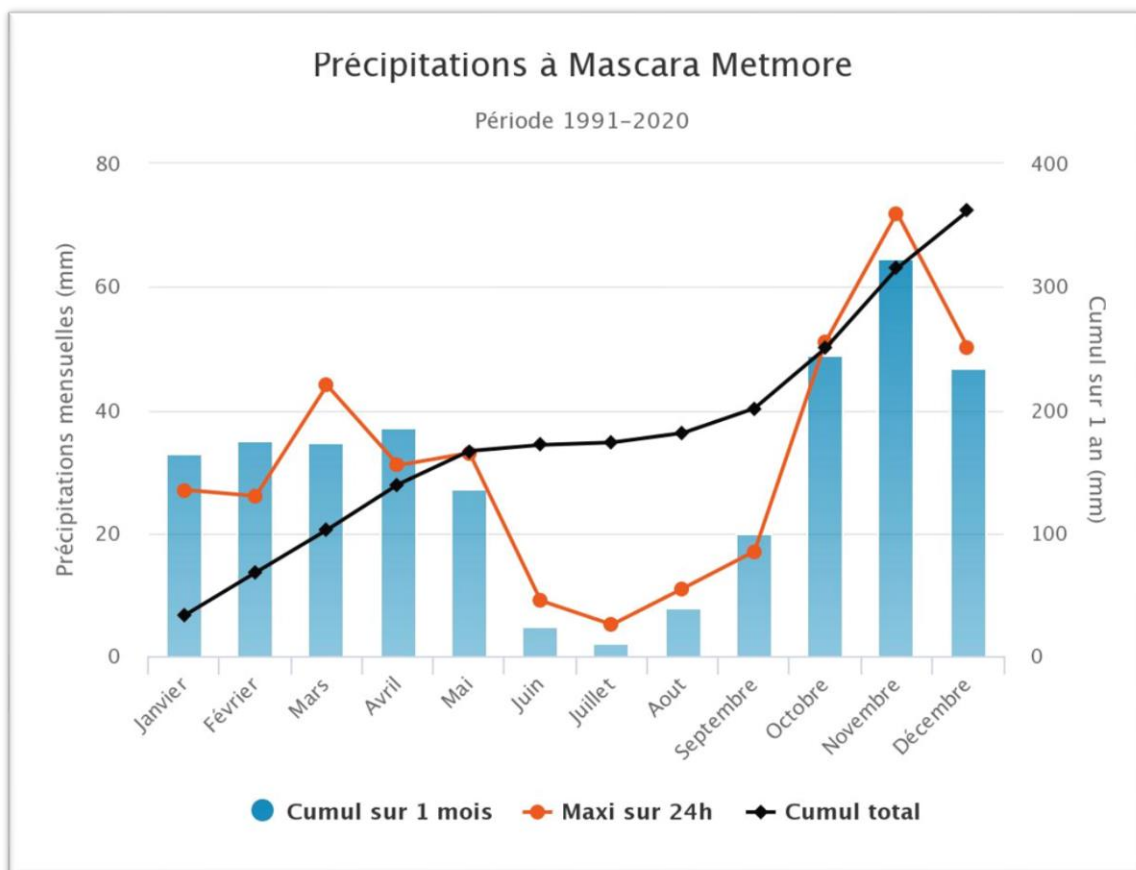


Figure 11: Les cumuls des précipitations de la région de Mascara. (Tiempo, 2020).

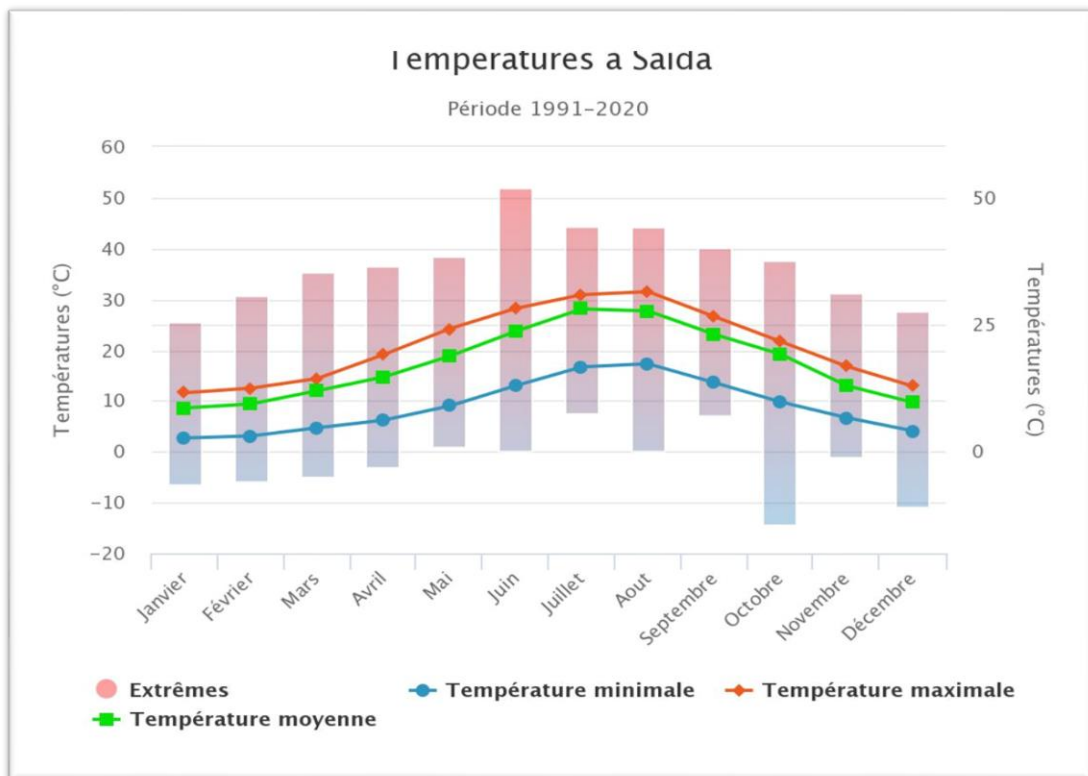


Figure 12: Les températures minimale, maximale et moyenne de la région de Saida (Tiempo, 2020).

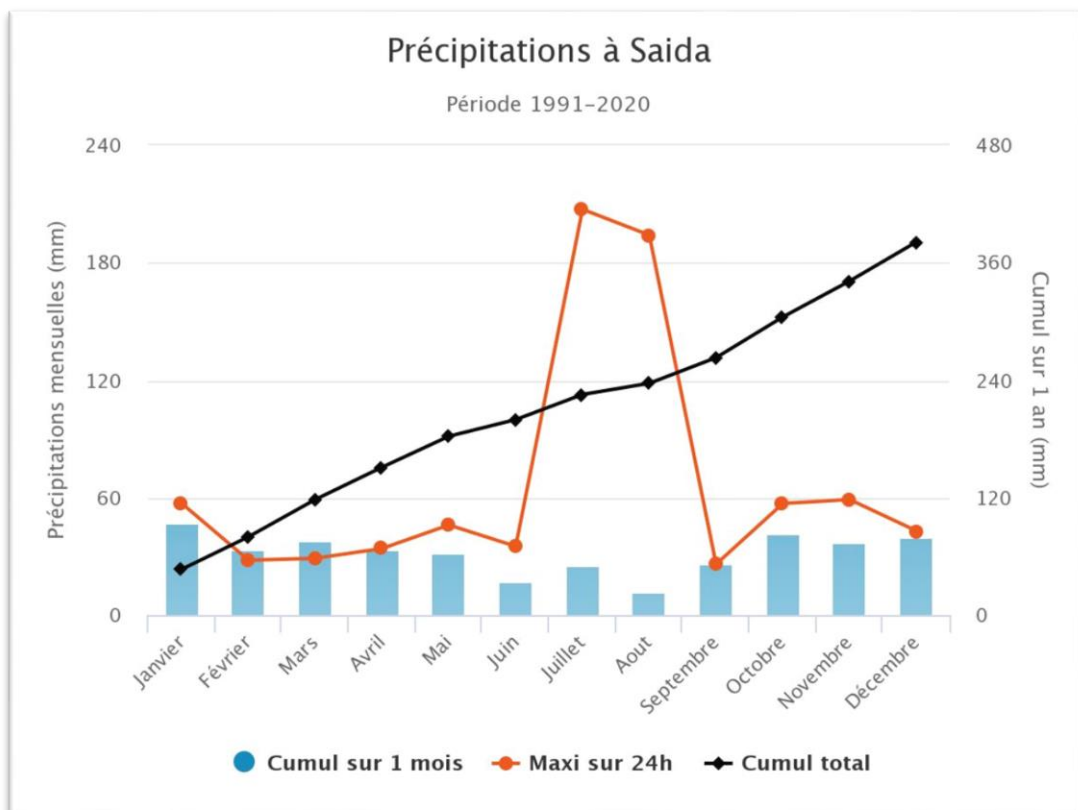


Figure 13: Les cumuls des précipitations de la région de Saida. (Tiempo, 2020)

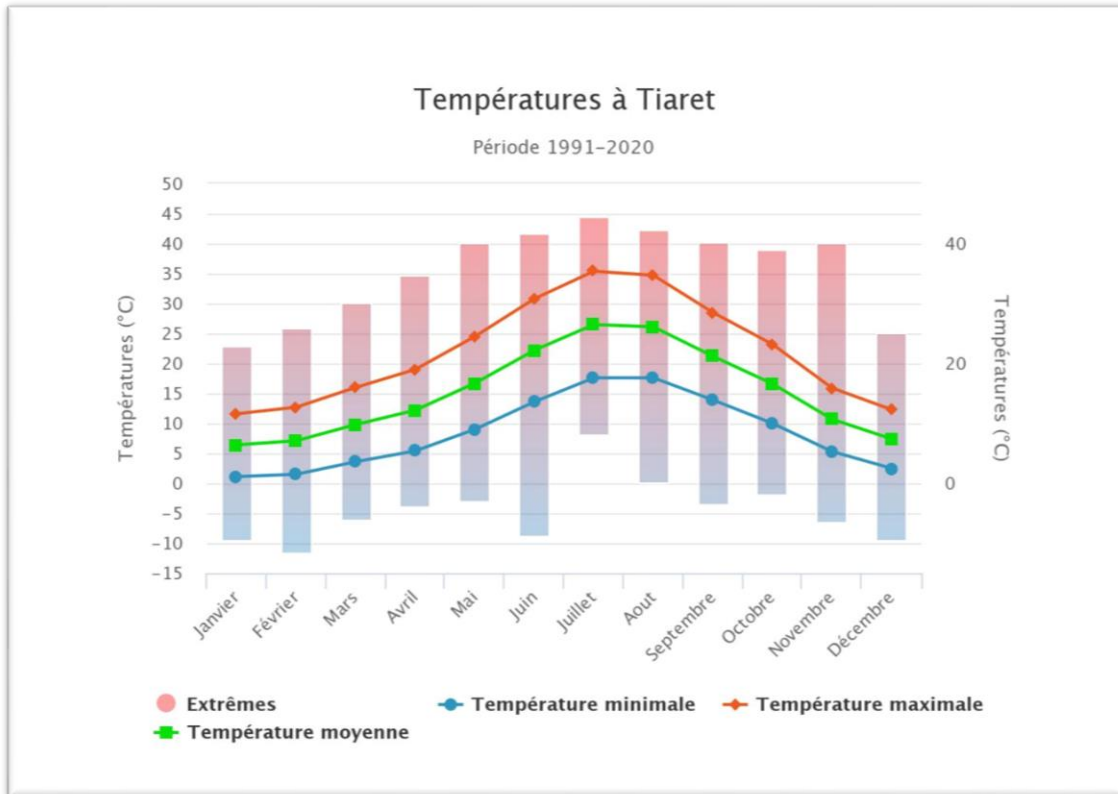


Figure 14: Les températures minimale, maximale et moyenne de la région de Tiaret. (Tiempo, 2020).

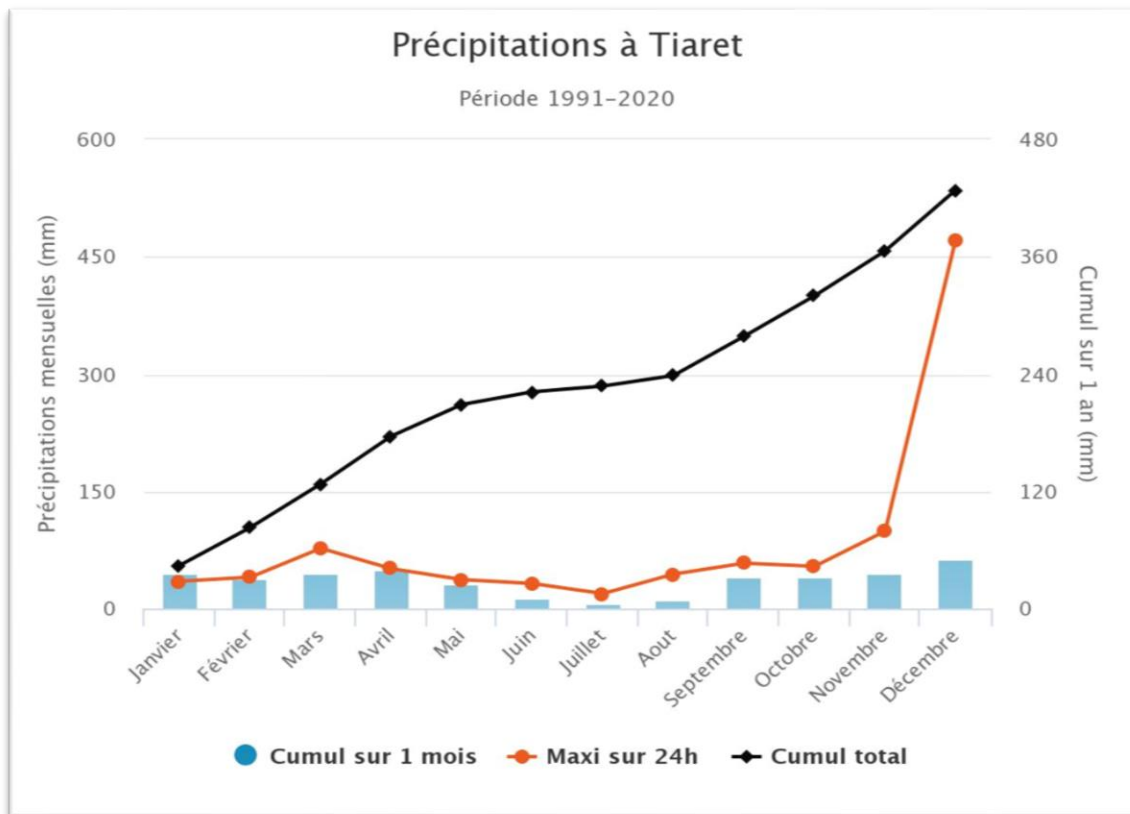


Figure 15: Les cumuls des précipitations de la région de Tiaret. (Tiempo, 2020)

IV.2. Prospections

Cette étude a été entreprise dans 386 sites depuis l'année 2012 dans le Nord-ouest Algérien. Nos prospections ont été effectuées durant la période de janvier jusqu'au mois d'avril. (**Tableau 04**) où les zones céréalières présentaient un faciès anormal et tout à fait exceptionnel dont les plantes présentent un aspect chétifs de couleur jaunes, parfois moribondes avec des densités en général faibles. Les parcelles de céréales présentent une apparence tout à fait anormale. Dans les airs les plus atteintes nous avons noté une mortalité totale des plantes et sur les plantes de céréales déterrées nous avons observé que les racines sont dénudées où absentes. Nous avons remarqué aussi un jaunissement, un rabougrissement et un dépérissement des plantes.

Tableau 4: Les zones prospectées depuis les années 2012, 2013, 2014.

Wilayas	Année	Superficie infestée(ha)	Nombres de site prospectés
Tiaret	2013	8480	124
	2014	8472	207
Mascara	2013	762,25	23
	2014	61	19
Saïda	2013	8	02
	2014	97	11
Total		17880,25	386

IV.3. Echantillonnage.

Des vers blancs ont été récoltés au déterrage des plantes de céréales en utilisant un échantillonnage systématique dans les zones déjà infestées, à raison de 0 à 4 larves par plante. Cela correspond à une densité d'infestation de plus de 10 larves par m². A plusieurs reprises, des larves ont été trouvées dans des logettes.

(**Planche 06**). Dans les îlots où les plantes étaient moins atteintes au sein d'une parcelle atteinte, la fréquence des larves était moindre, certains adultes de l'espèce en cause étaient déjà morts. Les vers blancs récoltés aux seins des zones infestées sont mis dans des bacs en plastique mesurant 30 cm de longueur, 20 cm de largeur et 15 cm de hauteur contenant de la terre humide à savoir le premier stade larvaire et le deuxième stade sont séparés.

Le piégeage des adultes de *Geotrogus deserticola* a été effectué à l'aide des pots Barber, une méthode très utilisée, permettant d'obtenir des recensements standardisés et comparables (**Séverine et Hélène, 2019**). Nous avons utilisé des boîtes métalliques de forme cylindrique de 15 cm de profondeur et 8.5 cm de diamètre enterrés dans le sol en laissant affleurer le bord supérieur du pot avec le niveau de celui-ci pour que les insectes y tombent facilement. Ces pots sont remplis d'eau à laquelle nous avons ajouté de lessive. Un carré de carton est placé au-dessus de chaque pot, surélevé par quatre clous pour réduire l'évaporation durant les chaleurs estivales et l'infiltration de l'eau de pluie. Selon **Stein (1965)** les espèces rares et semi-dominantes pouvaient être attrapées avec seulement cinq pièges de Barber. Nous avons installé systématique cinq pièges par site selon la méthode des transects dans laquelle on place les cinq pièges en ligne, distants l'un de l'autre de quinze mètres (**Mehenni, 1994**).

IV.4. Evaluation du degré d'infestation et l'abondance des stades larvaires du ver blanc.

Afin d'évaluer les seuils d'infestation dans les zones céréalières attaquées par le ver blanc, nous avons procédé l'échantillonnage par quadrats aléatoires sur chacun des sites visités (1m² de dimensions). On creusant avec une binette de 10 à 40 cm de la couche arable et nous avons procédé selon la méthode de **Madaci, (1991)** au comptage des larves de ver blanc (**Planche 06**). Selon **Yahiaoui et Bekri, (2014)**.L'estimation des dégâts a été réalisée en fonction de l'échelle du degré d'infestation au niveau de chaque parcelle (**Tableau 05**).

Tableau 5 : Evaluation du niveau d'infestation en fonction du nombre d'individus du ver blanc.

Nombre d'individus / m ²	Niveau d'infestation
Supérieur à 7	Forte
Entre 4 et 6	Moyenne
Entre 1 et 3	Faible

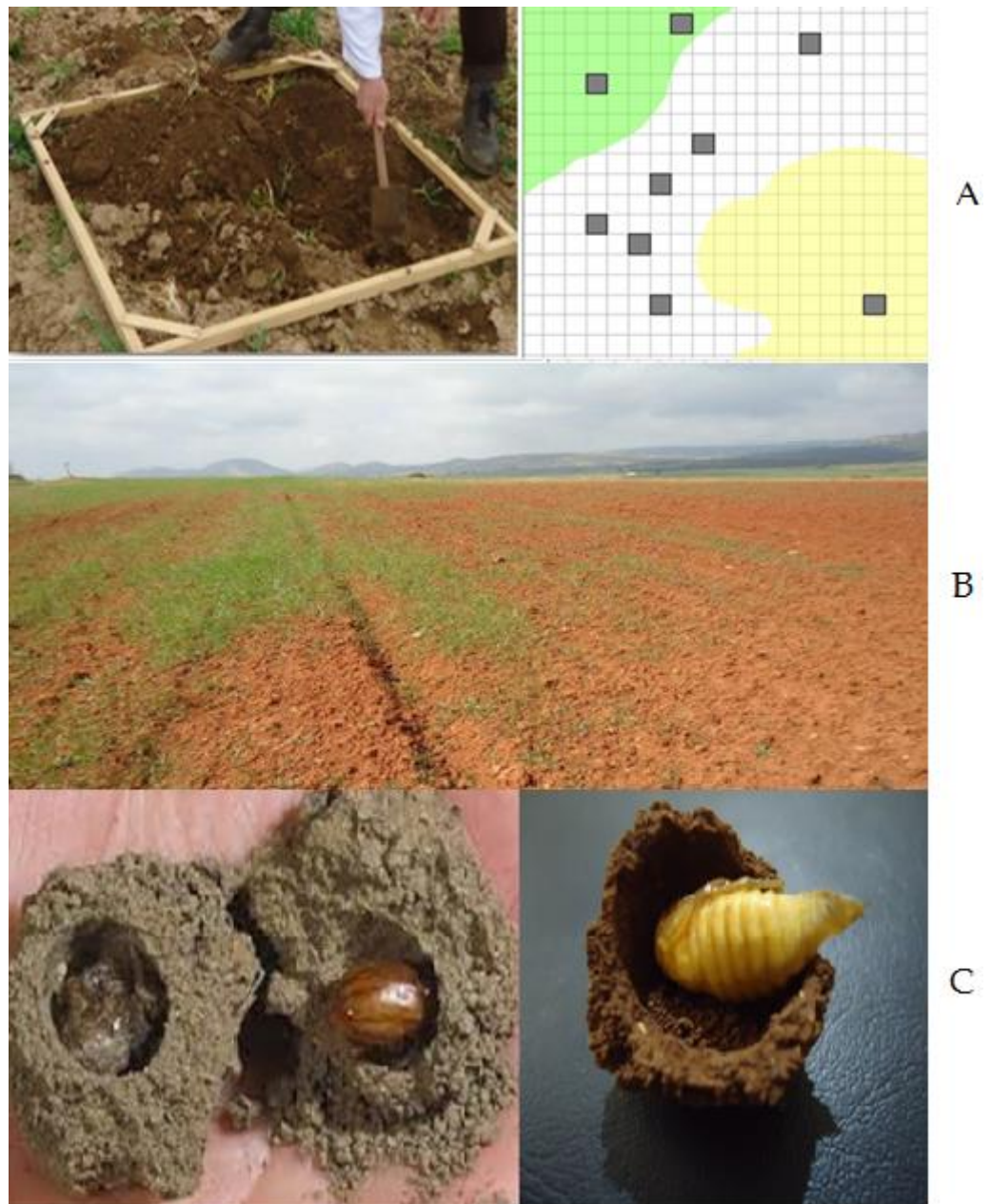


Planche 6 : A-Evaluation des infestations de ver blanc par la méthode de quadra B- Parcelle de blé dur trop infesté par les larves de *G. deserticola* dans la wilaya de Mascara. C- logettes de terre contenant les larves, nymphes et adultes de ver blanc.

IV.1. Etude pédoclimatique des zones prospectées

L'importance des populations de vers blancs est liée en premier lieu aux conditions pédoclimatiques. L'humidité, la température et la nature du sol jouent un rôle prépondérant dans le développement des vers blancs (**Hurpin, 1955**). Ainsi la température, l'humidité et la nature du sol ont été appréciés selon les techniques classiques.

IV.1.1. Mesure du taux d'humidité du sol

Prendre et peser des échantillons de terre de 10 à 20 g, placés l'échantillon pendant 24 heures minimum à l'étuve à 105°C. Sortir l'échantillon, le refroidir au dessiccateur, peser à nouveau le creuset. Noter sa masse en g. (Pansu et Gautheyrou, 2003).

IV 1. 2. Mesure de la température du sol

La température du sol détermine aussi les cycles de vie des animaux qui hibernent, de même que les insectes, émergent à la surface en fonction de la température du sol.

Après avoir sélectionné un site approprié, on creuse un pré-trou de 5 cm de profondeur et on y insère la sonde thermométrique. On lit la valeur de la température après 2-3 minutes. On creuse alors le pré-trou jusqu'à 10 cm et on y insère la sonde thermométrique sur laquelle on lit la valeur de la température après que celle-ci se soit stabilisée. Ce procédé est répété trois fois à moins d'un mètre de la première mesure et devrait durer au total environ 20 minutes. (Globe, 2005).

Cette profondeur varie en fonction de la saison et de la pluviométrie.

IV.3 Etude morpho métrique des vers blanc

IV.3.1. Technique de mesure morpho métrique des larves

Trente larves de chaque stade larvaire de *G. deserticola* avaient été mesurées au pied à coulisse. La longueur du corps (mesurée en centimètres), longueur et largeur des capsules céphaliques (mesurée en millimètres) (figure 16). Pour déterminer les dimensions de chaque stade larvaire de cette espèce. (Doumandji *et al.*, 1982).

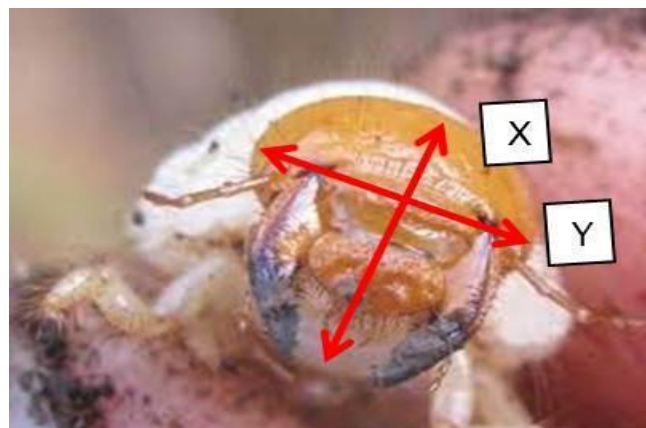


Figure 16: Mesure de la capsule céphalique des larves

IV.3.2. Les mensurations des larves

Les larves de chaque stade ont été choisies au hasard, mesurées de la tête à la fin d'abdomen à l'aide d'un pied à coulisse numérique (0-150 mm). Mari *et al.*, (2004). Un microscope optique étalonné est utilisé pour mesurer les larves de petites tailles.

IV.3 4. Technique d'élevage et le suivi de cycle biologique du ver blanc au niveau du laboratoire

Etudes de la biologie et la morphométrie du ver blanc, *Geotrogus deserticola* ont été réalisées de janvier à décembre 2014 et de janvier à décembre 2015 dans des conditions de laboratoire avec une température moyenne de 25 ± 2 °C et une humidité relative de 75 ± 2 %. Lors de l'élevage des larves, les paramètres biologiques suivants tels que la date de collecte, la date et les causes de mortalité des larves, la date de nymphose et l'émergence des adultes La morphométrie des différents stades de vie du ver blanc, le temps d'accouplement, la fécondité, le pourcentage d'éclosion et le sex-ratio ont été enregistrés (**Regnier et Hurpin, 1955**). La salle d'élevage a été protégée de la lumière directe du soleil.

Pour permettre un suivi régulier des vers blancs, chaque larve a été placée individuellement dans des boites en plastique transparentes (18 cm×12 cm) (**figures 17**) perforées avec des trous de 5 mm de diamètre sur les côtés et à la base. Ces boites ont été remplies à 4/5 de leur hauteur de terre prélevée des champs de céréales d'origine pour fournir un habitat naturel aux larves, elles ont été arrosées régulièrement en surface pour assurer une humidité favorable au développement des larves. Les larves ont été nourries de morceaux de carottes et de morceaux de pomme de terre placés dans la terre au fond des boites d'élevage et on notant la durée du développement des larves. Les individus en fin de développement ont été contrôlés très régulièrement afin de noter leur comportement pré nymphal, la date d'obtention des nymphes et la date de sortie des adultes.

Elevage des larves du premier stade larvaire

L'élevage des larves de L1 s'effectue dans des boites en plastique contenant de la terre légère. Les larves sont nourries avec des rondelles de carotte ou des touffes de blé préalablement mises à germer durant deux semaines.

IV.3 4.1.Elevage des larves de deuxième et troisième stade larvaire

L'élevage des larves de L2 et L3 se poursuit dans les mêmes conditions, mais avec des pots de dimensions plus importantes.



Figure 17: Boite d'élevage des adultes de *G. deserticola* au laboratoire.

IV.3 4.2.Élevage des nymphes

L'élevage de la nymphe se poursuit dans des récipients en verre contenant seulement de la terre légère légèrement humidifiée.

IV.3 4.3.Suivi des nymphes et des adultes

Au-delà du développement larvaire, les individus ont été maintenus dans les mêmes boîtes et le même milieu d'élevage que celui de la larve du départ, jusqu'à l'émergence des adultes. La date d'obtention des nymphes a été notée et un suivi régulier a été effectué jusqu'à l'émergence des adultes. Quelques nymphes ont été conservées dans de l'alcool éthylique à 70% en vue de constituer une collection des différents stades de développement.

IV.4. Essai de lutte biologique par l'utilisation des champignons entomopathogènes

IV.4.1. Collecte des cadavres de ver blanc.

Les cadavres de *G. deserticola* colonisés de mycélium blanc et verdâtre ayant servi à l'isolement des champignons entomopathogènes, furent collectées à partir des champs de blés à proximité de la commune d'Oued Abtal dans la wilaya de Mascara, dans le lieu-dit

Khrichefa commune d'Ouled Brahim wilaya de Saida et lieu-dit Temda dans la commune de Rahouia wilaya de Tiaret.

IV.4.2. Techniques d'isolement des champignons entomopathogènes

IV.4.2.1. Isolement

Les larves ont été désinfectées avec l'hypochlorure de sodium à 2% pendant 5 minutes, puis filtré, et en fin rincés à l'eau distillé stérile pendant 5 minutes, puis séché entre deux papiers absorbant stériles; puis déposées dans des boîtes de Pétri contenant le milieu PDA(Annexe1). Les boîtes ont été incubées à 25°C à l'obscurité et observées quotidiennement pendant trois semaines. Les colonies obtenues sont purifiées puis identifiées morphologiquement (Zimmermann, 2008).

IV.4.2.2. Purification

Les colonies fongiques obtenues ont subi une purification, en réalisant les repiquages successifs nécessaires jusqu'à l'obtention d'une souche pure, confirmée par l'observation macroscopique et microscopique. Les boîtes ont été incubées à 25°C pendant 6 jours.

IV.4.2.3. Identification

L'identification des isolats est basée sur les observations macro et macroscopiquement:

IV.4.2.3.1 Observation macroscopique :

La caractérisation macroscopique des isolats a été réalisée selon la méthode de Benserradj (2014). Des indices révélateurs sur l'identité des souches sont relevés à l'œil nu: la couleur du mycélium aérien et sa variation au cours du temps, la couleur du revers de la boîte, la production de pigment diffusible, la présence ou absence de gouttelettes sur le revers de la boîte, la présence ou absence de gouttelettes sur le mycélium.

IV.4.2.3.2. Observation microscopique :

Les observations ont été portées sur les critères morphologiques de classification des champignons entomopathogènes. proposés par Fernandez *et al.*, (2010), et Benserradj (2014). Pour cela, un fragment de thalle de chaque isolat est prélevé à l'aide d'une anse stérile et déposé dans une goutte de colorant de bleu de mythellène entre lame et lamelle le tout monté sous microscope optique pour observer les caractères microscopiques des organes, notamment la morphologie des spores, conidiophore et des phialides (forme, longueur, largeur). En outre, un micromètre a servi pour mesurer la longueur et la largeur des spores au grossissement x 40, en se basant sur la clé de Keller *et al.*, (1989).

IV .5. Etude biologique des isolats obtenus

IV.5.1.Effet de milieu de culture sur la croissance mycélienne des isolats

Trois milieux de culture ont été utilisés (PDA, Sabouraud Dextose Agar et Czapeck) (Annexe 01), 15ml de chaque milieu de culture a été versé dans des boites de Pétri de 9 cm de diamètre. Des explants de 0.8 cm de diamètre âgé de 15 jours sont placées au centre des boites de Pétri puis mis en incubation à 25°C. cette opération a été répétée trois fois pour chaque isolat. Les mesures du diamètre de colonie ont été faites tous les 5 jours après incubation jusqu' à 20 jours (Rapilly, 1968.).

IV.5.2. Méthodes d'évaluation de la croissance mycélienne

La croissance mycélienne a été évaluée, chaque 5 jour, par la mesure de deux diamètres perpendiculaires (verso de la boite) de chaque colonie. L'accroissement a été déduit par soustraction du diamètre du disque initial (0,8 cm) à partir des valeurs relevées. Ainsi la croissance mycélienne est déterminée de la manière suivante:

$$L = (D-d)/2$$

L= croissance mycélienne, D= diamètre de la colonie. D= diamètre de l'explant.

IV.5.2.1. Effet des températures sur la croissance mycélienne

La croissance radiale de champignons entomopathogènes a été étudiée sur milieu PDA à différentes températures : 20°C, 25°C et 30°C. Le milieu de culture d'Agar SDA ou PDA placés dans une boîte de Pétri de 9 cm de diamètre. Des explants de 0,8 cm sont déposées au centre d'autres boîtes de Pétri contenant les différents milieux de cultures puis sont incubées aux différentes températures. L'évaluation de la croissance mycélienne a été réalisée selon la méthode précédente.

IV.5.2.2.Effet du pH sur la croissance mycélienne

Le milieu de culture le PDA avec un pH modifié (4.5, 6.5, 8.5) a été utilisé pour évaluer l'effet du pH sur la croissance mycélienne des isolats fongiques. Le pH du milieu a été ajusté par d'acide chlorhydrique où le KOH. Un explant mycélien de 0.8 mm de diamètre de chaque isolat déposé au centre des boites. Les boites Pétri sont incubées à l'obscurité et à 25°C.

IV.5.2.3.Evaluation du taux de sporulation

La sporulation des isolats a été étudiée après 20 jours de culture. Les colonies des trois boites de Pétrie dans chaque traitement ont été grattées dans 100 ml de l'eau distillée stérile avec 0.03% Tween 80 avec une spatule puis la suspension a été agitée pendant 10 min. La

suspension a été filtrée en utilisant une mousseline stérile. Puis le nombre de conidies a été déterminé par utilisation de la cellule de Malassez sous un microscope optique (Aby, 2013).

IV.5.2.4. La détermination de la viabilité des spores des isolats

La viabilité du champignon a été déterminée en employant des techniques standard décrites par Goettel et Inglis (1997). L'analyse de la germination de l'inoculum a été évaluée sur le milieu PDA. Les boîtes de Petri sont inoculés avec 0.1 ml de la suspension sporale avec la concentration 1×10^6 conidies / ml pour chaque isolat. Le comptage alors du nombre de spores germées suivant 24h d'incubation à 25°C.

Les conidies avec des tubes égaux ou plus grands que la taille des spores, ont été considérées comme avoir germé. Pour chaque traitement, 100 conidies ont été observées aléatoirement dans trois champs séparés. La germination a été observée au microscope optique 40X.

IV.6. Essai de lutte biologique

IV.6. 1. Préparation de l'inoculum

Nous avons gratté des colonies de deux isolats de *Beauveria bassiana* (B7 et B9), un isolat de *Metarhizium anisopliae* (M) et un isolat de *Paecilomyces fumosoroseus* (P3) âgées de 15 jours dans 100 ml d'eau distillée stérile avec 0.01 % de tween 80. Les suspensions obtenues sont agitées pendant 10 min avec un agitateur vortex puis filtrées par l'utilisation d'une mousseline stérile. Une série de suspension sporale a été préparée de chaque isolat par la méthode de suspension-dilution avec l'utilisation de la cellule de Malassez. Nous avons utilisé trois concentrations de 10^3 , 10^5 et 10^7 conidie/ml pour contaminer les larves du premier et deuxième stade du ver blanc.

IV.6. 2. Les bio-essais

Pour déterminer les propriétés insecticides des différents isolats, nous avons adopté la méthode de contamination directe par immersion (Butt et Goettel, 2000). L'expérimentation a été conduite sur le 1^{er} et le 2^{eme} stade larvaire de *G. deserticola*, les larves sont trempés pendant 10 secondes dans la suspension du champignon préparée à une concentration de l'ordre de 10^3 , 10^5 et 10^7 conidie/ml (Gannasi *et al.*, 2006). Par la suite, les larves du ver blanc traités sont répartis, à raison de cinq larves de ver blanc par boîte de Pétri avec six répétitions par traitement, pour les témoins les larves ont été trempées dans de l'eau distillée.

La mortalité des larves du ver blanc traités est contrôlée journalièrement à partir du jour du traitement jusqu'à la mort de tous les larves du ver blanc. À chaque contrôle, les larves du ver blanc morts sont éliminées avant la sporulation du pathogène pour éviter la transmission horizontale de l'infection dans une même boîte. Afin de réisoler le pathogène et vérifier si la mortalité est réellement due à l'infestation par l'isolat testé, des cadavres sont incubés dans des chambres humides puis repiqués sur milieu PDA.

IV.6.3. Analyse statistique des données

Les propriétés insecticides des isolats ont été estimées par l'analyse de leur temps létaux moyens et le pourcentage de mortalité. Les différences entre les traitements utilisées sont déterminées en utilisant une analyse de variance à une variable de classification, à l'aide du logiciel statistique XLSTAT Version 2014.5.03. La régression Probit a été utilisée pour calculer les concentrations létales (LC50, LC90) et le temps létaux (LT50, LT90), y compris leurs limites de confiance, aux différentes concentrations. Pour tous les tests, le niveau de signification a été évalué aux seuils de 5 % et 1 %. Le cas échéant, la comparaison des moyennes est faite sur la base du test de Student de Newman-Keuls afin de distinguer des groupes homogènes selon les valeurs moyennes des deux variables testées. (**Annexe 02 et annexe 03**).



Chapitre V
Résultats et discussion

V. Résultats et discussion

V.1.I. Importance des dégâts causés par le vers blanc dans les zones prospectées

Suite aux prospections effectuées dans les zones céréalières de la wilaya de Mascara (la commune d'Oued Abtal), la wilaya de Tiaret (la commune de Rahouia) et la wilaya de Saïda (commune d'Ouled Brahim) de nombreuses parcelles de céréales présentaient un faciès anormal et tout à fait exceptionnel où les symptômes remarquables sont: des plantes chétives, coloration jaunâtre, parfois moribondes. Les parcelles de céréales présentent un aspect anormal. Dans les airs les plus atteintes nous avons noté une mortalité totale des plantes et sur les plantes de céréales déterrées nous avons observé que les racines sont dénudées où absente. Sur les plants moyennement atteints, il reste souvent 2 ou 3 racines, dénudées. Nous avons remarqué aussi un jaunissement, un rabougrissement et un dépérissement des plantes **(Planche 07)**.

Les vers blancs rongent les racines des céréales près de la surface du sol ou juste sous la couche de chaume. Les premiers signes des dommages causés par les vers blancs sont le flétrissement ou le jaunissement des céréales. Cependant, la blessure initiale due à l'alimentation passe souvent inaperçue jusqu'à ce que des plaques brunes des céréales commencent à se développer. Jusqu'à ce que des plaques nues commencent à se développer. Les dommages causés par le ver blanc peuvent être plus apparents au printemps lorsque les vers blancs sont presque entièrement développés. Les petites taches des céréales mourant peuvent rapidement se rejoindre si la densité de vers blancs est extrêmement élevée et forment ainsi des plages nues. Les céréales fortement endommagées peuvent être spongieuses et se détachent facilement de la surface du sol. **(Planche 07)**.



Planche 7: A-parcelle attaquée à 100% B- Prélèvement de ver blanc tout stade confondus C- plants de blé dur présentant des symptômes d'attaque du ver (*G. deserticola*)

V.2. Taux d’infestation et d’abondance des stades larvaires du ver blanc dans les zones prospectées

Le taux d’infestation du vers blanc au cours des prospections réalisées depuis l’année 2011 dans les trois wilayas a été présenté dans la **Figure 18**. D’après les prospections réalisées, les taux d’infestations les plus importantes sont notées dans les zones de Tiaret et Mascara; où le taux d’infestation est de 5 à 20% respectivement. Dans la zone de Saida le taux d’infestation enregistrée est de 7%, 14%. Au cours de prospection nous avons remarqués une manifestation très répandue pendant la période de mars. Le suivi de l’évolution des surfaces infestés et traités depuis l’année 2013 a permis de déterminer la répartition du ver blanc dans le temps et dans l’espace En effet, les conditions climatiques (humidité élevé et température moyenne) ont favorisé l’apparition de l’infestation. (**Figure 19**).

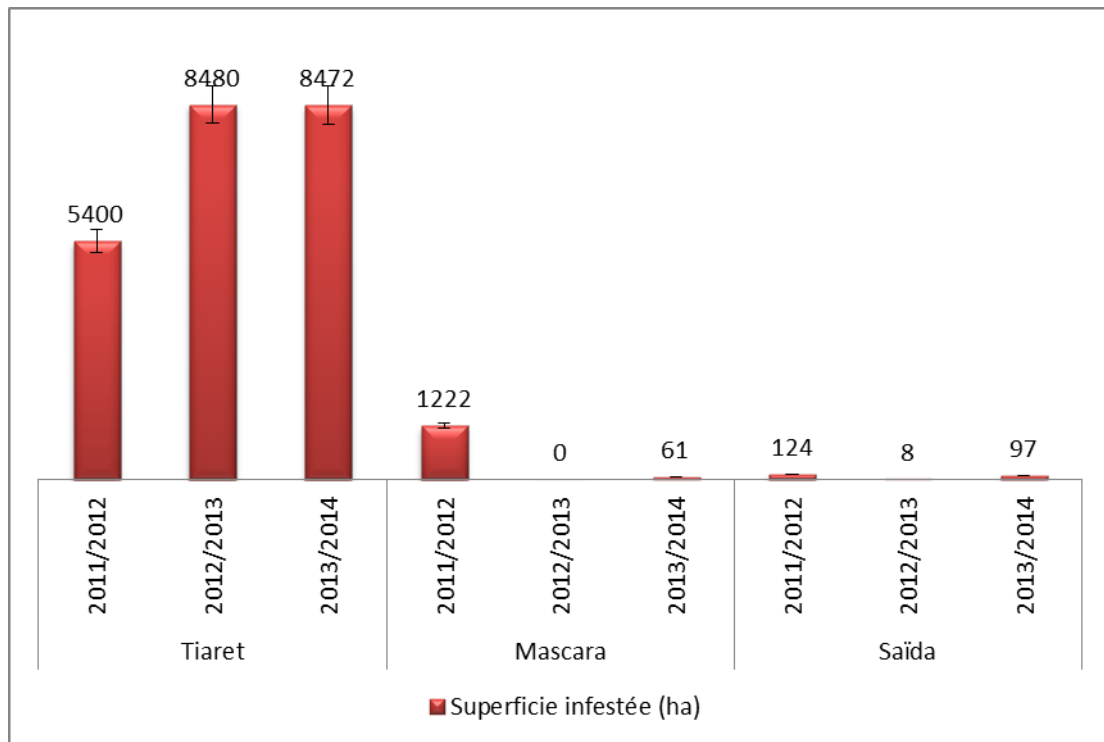


Figure 18: Evolution des infestations du ver blanc en (ha) depuis l’année 2011

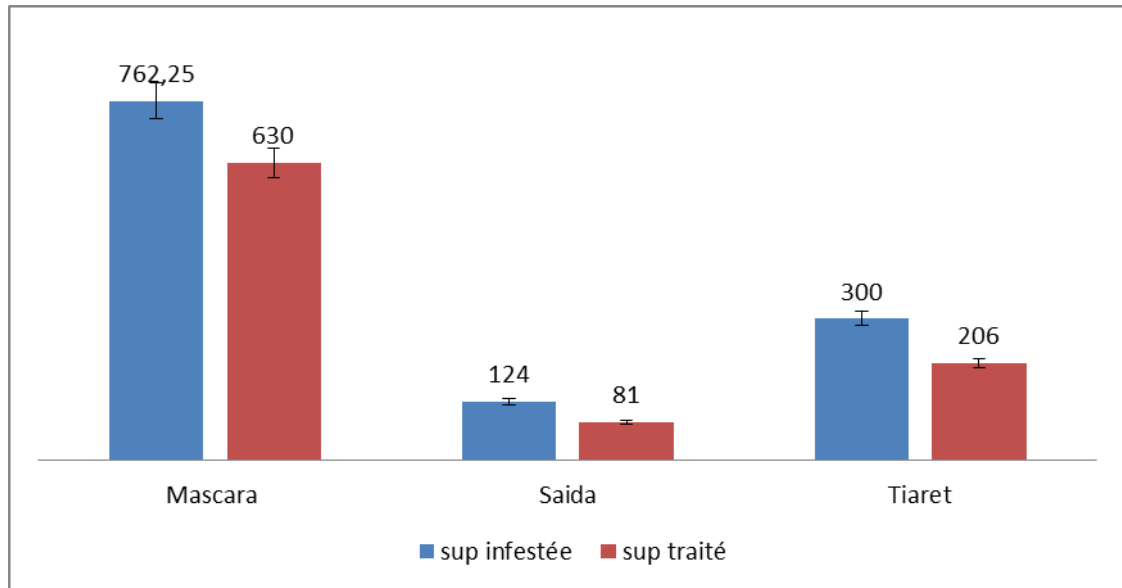


Figure 19: Evolution des surfaces infestées et des traitements contre le ver blanc (ha).

Les vers blancs ont été aisément récoltés au niveau des parcelles de blé dur en quantités massives, à raison de 0 à 4 larves par mètre carré, la moyenne se situant à plus d'une larve par plante fanée. Cela correspond à une densité d'infestation de plus de 10 larves par m². Dans les parcelles de blé dur où les plantes étaient moins atteintes, la fréquence des larves était moindre. La sévérité des dégâts ont pu se trouver dans une situation de moindre exposition à l'infestation et/ou de moindre sensibilité au moment où la pression des vers blancs s'est développée.

Les différentes parcelles de céréales sont connues pour leur abondance des vers blancs et l'importance de leurs dégâts quel que soit le type du sol (**Planche 08**). Les prospections ont été effectuées juste après les premières pluies d'automne et sont poursuivies durant l'hiver et le printemps des années 2013 à 2015 (d'octobre-novembre à avril-mai). Les résultats obtenus ont montré que les larves des différents stades sont présentes dans les zones d'étude toute l'année, ce qui permet de supposer que plusieurs générations cohabitent. Cependant, l'analyse détaillée de ces résultats permet d'affirmer que le chevauchement des stades est toujours marqué par la prédominance d'un stade par rapport aux autres. Le peu d'individus, récoltés durant l'année, est sans doute le résultat des conditions défavorables. L'évolution de *G. deserticola* (Blanch.) dans les zones d'étude à partir de l'abondance des populations (**Stufkens et Farrel., 1980 ; Cherry., 1985**) (**Figure 20**).



Planche 8: Abondance de ver blanc dans les différents type du sol

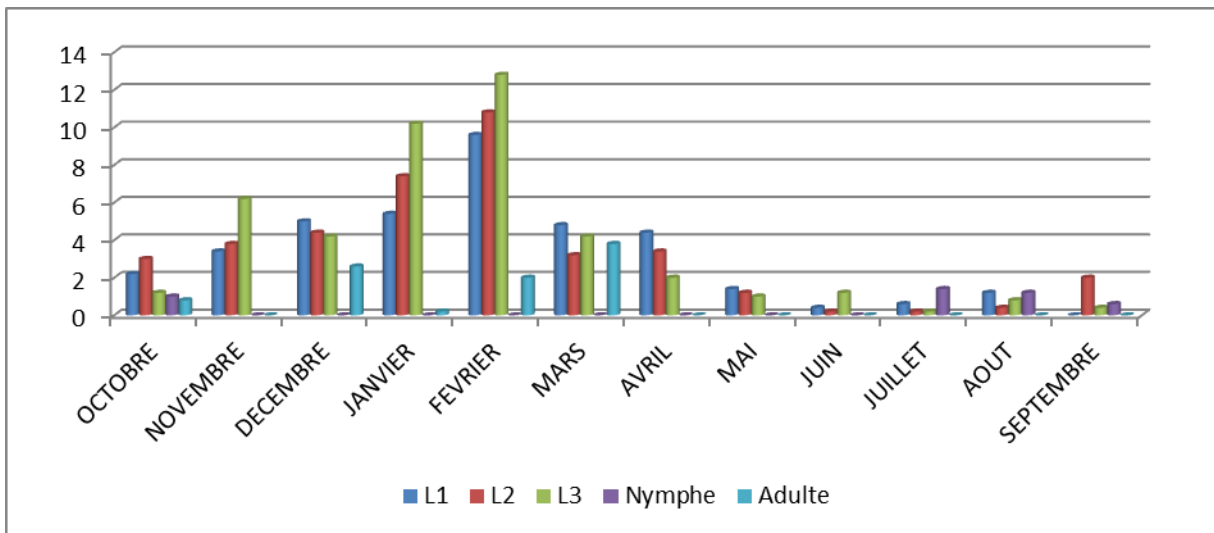


Figure 20: L'abondance de différents stades de *G. deserticola* durant l'année 2015

Les prélèvements réalisés sur le terrain, ont permis d'établir le calendrier de l'abondance des stades larvaires. Ces récoltes ont été fait après les labours profonds pratiquées durant les années 2013; 2014 et 2015. Nous avons remarqués la dominance du stade larvaire L1 en décembre 2013. Cette dominance de L1 par rapport à L2 et L3 laisse supposer que la sortie des adultes a eu lieu en octobre 2013; compte tenu du cycle biologique qui dure 2 ans. La prédominance du stade L3 en avril 2014 a été précédée par la sortie des adultes en Novembre 2014. Elle s'ensuit par une forte densité respective des populations L2 en janvier 2015 et des populations L3 en Mars de la même année. La date de l'émergence des adultes est variable suivant les années. Le moment de l'émergence des insectes est influencé

par plusieurs paramètres notamment la température et le degré hygrométrique du milieu ambiant (air, sol) (Evans et Gyrisco, 1959).

Les Melolonthinae en particulier sont présentes dans le monde entier et les espèces les plus nuisibles aux cultures et aux plantations appartiennent à cette sous-famille (Ritcher, 1966). Les Dynastidae peuvent également causer des dégâts importants de manière native, mais principalement par les adultes dans les plantations (Jackson et Klein 2006 ; Soltani *et al.*, 2008 ; Ramle *et al.*, 2011). Dans la plupart des parcelles céréalières, le ver blanc a été identifié comme une espèce appartenant à la famille des Melolonthidae, et ses larves se nourrissent principalement des racines vivantes des graminées, des arbres et des arbustes (Rachdi et Haddan, 1998).

V.3. Etude pédoclimatique des zones prospectées

Le comportement des larves varie en fonction la température et l'humidité du sol. En été, période de fortes températures, les larves descendent à des profondeurs dépassant 30 cm et se maintiennent à des niveaux où la température est de 18°C et l'hygrométrie est 15% HR. En période hivernale, les larves remontent à la surface recherchant des températures moyennes de 20°C et une hygrométrie d'environ 25% HR.

En effet la température, l'humidité, la nature du substrat et l'alimentation sont des facteurs qui interviennent dans le déplacement du vers blanc au niveau des sols (Hurpin in Balachowsky, 1962).

V.3.1. Influence de la température du sol

D'après les résultats obtenus et les observations sur le terrain, nous avons retenu que les larves préfèrent le doux climat (16-32°C et 31-62 RH%) où les larves ont le plus de dispersion en Novembre et décembre suivi de Février à 'avril

V.3.2. Influence de l'humidité du sol

L'analyse a montré que les stades larvaires du ver blanc et les données météorologiques étaient liés les uns aux autres. Les 1er et 2e stades étaient associés à la même partie. Pendant l'été, les précipitations et l'humidité relative du sol faible d'où l'absence et la répartition des stades 1 et 2 de *G. deserticola* dans le sol (HR = 31%)

L'humidité Relative a été considérée comme ayant le plus grand facteur d'impact sur la distribution de *G. deserticola*. 3e stades. L'humidité relative et le rayonnement solaire ont été sélectionnés comme le meilleur modèle pour décrire les distributions du 3^{ème} stade *G. deserticola*. et les deux paramètres étaient significatifs. Cependant, l'humidité relative (HR = 62%) avait le facteur d'impact le plus élevé

Les résultats obtenus montrent que les milieux renfermant la terre ou du sable mélangé avec du terreau sont plus favorables que le milieu renfermant le sable seul. Le substrat dans lequel vit la larve doit à la fois assurer un maintien suffisant d'humidité et être léger pour permettre le mouvement des larves. Ces résultats rejoignent les travaux des différents chercheurs sur l'influence des facteurs physiques sur le développement larvaire des Scarabéidés. Si chaque espèce semble évoluée dans des conditions de température et d'humidité relatives optimums particulières, toutes les espèces ne résistent pas aux fortes températures (>30°C) et aux faibles températures (<5°C). Les larves de *Melolontha melolontha* (L.) réagissent différemment à l'action de la température. Les limites de développement pour L1 sont de 16 à 23 °C tandis que ceux de L2 et L3 la température est comprise de 9 à 10 °C et 28°C (**Regnier et Hurpin, 1955; Hurpin, 1956**). Les larves de *Phyllophaga anxia* réagissent de la même manière à l'action de la température et de la nature du sol. Les conditions de développement pour les larves sont de 28°C pour la température avec une humidité relative du sol de 25 à 75% HR (**Sweetman, 1931, in Lim et al., 1981**). Cependant, la plupart des larves retrouvées dans certains endroits du Canada semblent apprécier les sols dont l'humidité relative est de 20 à 40% HR (**Jarvis, 1966 in Lim et al., 1980**). Les larves de *Costelytra zealandica* (White) se développent dans le sol des pâturages (**Paulian, 1988**). En conditions contrôlées, elles préfèrent un sol dont l'humidité est comprise entre 25 à 33% HR avec une température comprise entre 17,5 et 20 °C (**Wigtman, 1972**). Elles meurent quand le taux d'humidité relative est de 5% (**Wigtman, 1973**). Les larves L1 d'*Anoplognathus porosus* (Dalman) présentent un taux de mortalité élevé lorsqu'elles sont soumises à des températures dépassant 30°C et à une humidité du sol de 23% HR et de 75% HR. L'optimum de développement des larves L1 est de 12 à 15% HR pour l'humidité du sol, et de 20°C pour la température (**Hassan, 1975**). Les larves d'*Anomala cuprea* (Hope) entrent en diapause quand la température est de 25°C quelle que soit la photopériode à laquelle elles ont été soumises. Aucune diapause n'est observée quand les larves sont exposées à une température de 5°C avec une photopériode de 55jours. Les larves de *Sericesthis nigrolineata*

(Boisd) cessent de se nourrir quand elles sont soumises à des températures de 4°C et meurent quand la température est ramenée à 30°C. Les taux relatifs de croissance atteignent leur apogée à 17.5°C (**Ridsdill Smith *et al.*, 1975**). La luminosité joue également un grand rôle dans le déterminisme du moment de la sortie des insectes dans la journée (**Evans et Gyrisco, 1959 ; Paulian, 1988**). Ces paramètres, eux-mêmes sont soumis aux contraintes physiques, édaphiques et climatiques dépendant de la localité géographique ont pu induire des réponses adaptatives de la part des insectes, conduisant aux différences de comportement observés (**Montreuil, 2000**).

V.4. Techniques d'élevage et le suivi du cycle biologique du vers blanc au champs et laboratoire

Pour étudier le cycle biologique des vers blancs, des larves ont été prélevées dans la vallée et ramenées au laboratoire pour une reproduction en masse et leur développement a été suivi jusqu'à l'obtention d'adultes.

V.4.1.Fécondité des femelles

Les femelles élevées en laboratoire pondent entre 01 et 34 œufs par femelle, avec une moyenne de $10,16 \pm 10,48$ œufs. Ils occupent toute la cavité abdominale et compriment le tube digestif et les muscles pectoraux. Cette différence de taux de ponte peut s'expliquer par la plus grande fécondité des femelles des champs, qui peuvent avoir de meilleures conditions d'alimentation lorsqu'elles sont à l'état larvaire. La ponte dure plusieurs jours et se produit généralement dans les trois jours suivant le premier accouplement (**Figure 21**).

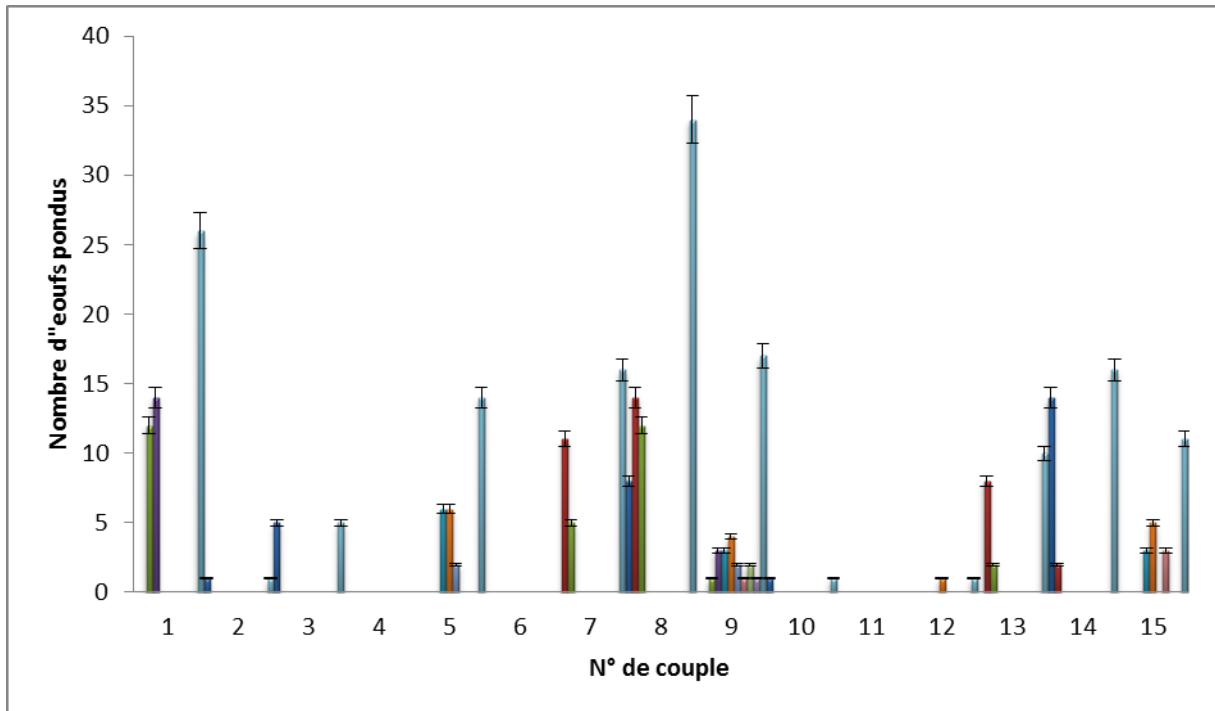


Figure 21: La fécondité des femelles de *G. deserticola*.

V.4.2. Longévité des adultes

La longévité des adultes femelles est de 16.86 jours \pm 3.13 dans les conditions du laboratoire (22-25°C). Cette longévité des femelles est un peu plus longue que celle des mâles (15,4 jours \pm 3,71). (Figure 22 et 23)

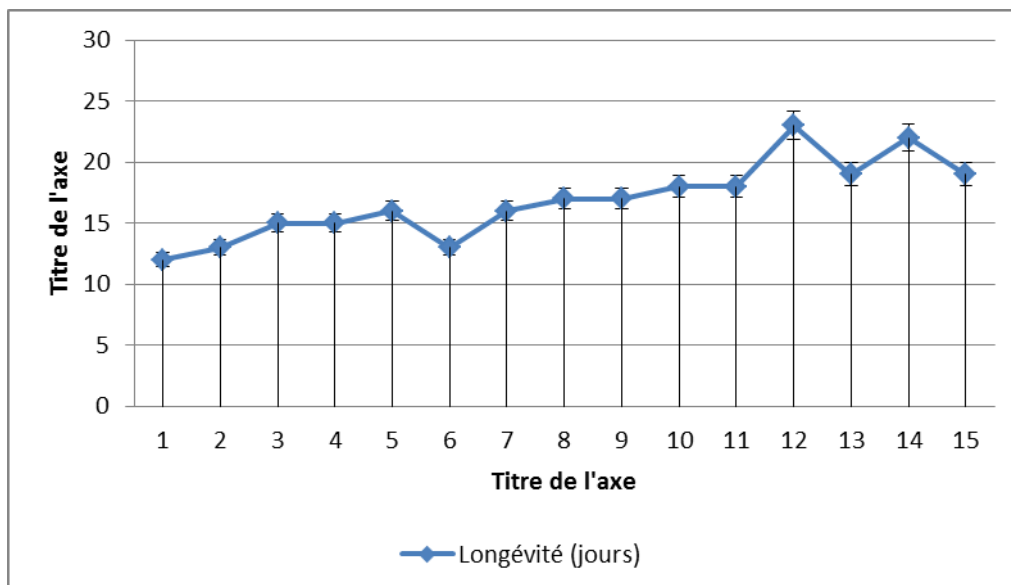


Figure 22: La longévité des adultes mâles de *G. deserticola*

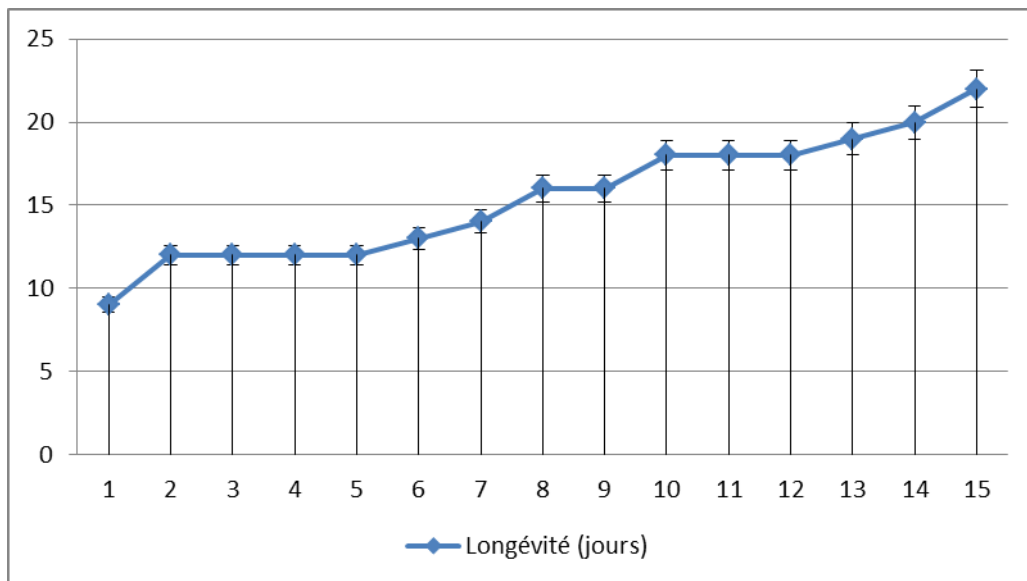


Figure 23: La longévité des femelles de *G. deserticola*.

Hurpin (1964) propose une méthode d'élevage des vers blancs elle consiste à élever individuellement les larves de *M. melolontha* (L) sur la tourbe additionnée de fragments de carotte. **Hurpin (1960)** montre que la nature du végétal consommé par la larve de *M. melolontha* (L) élevée individuellement est un facteur déterminant pour la survie et le développement de celle-ci. Certains végétaux, comme la pomme de terre se révèlent toxiques; les graminées constituent une médiocre source de nourriture et les ombellifères comme la carotte et la betterave assurent une croissance rapide à un grand nombre d'individus. **Wigtman (1972)** montre que le milieu contenant de la carotte assure un développement plus rapide des larves de *Costelytra zealandica* (White) que le milieu contenant les racines de luzerne, maïs, haricots et pois. Enfin, **Ridsdill (1975)** suggère que les larves de *Sericesthis nigrolineata* (Boisd) se nourrissent préférentiellement sur les racines vivantes.

Nos recherches sur le cycle biologique de *G. deserticola* (Blanch) ont montré que les larves élevées dans des conditions de température et d'humidité adéquates ont un cycle qui dure deux ans et demi, avec émergence des adultes au printemps. La ponte commence deux semaines après l'accouplement. Elle se déroule sur trois à quatre jours. L'éclosion des œufs a lieu après trois semaines. Les larves du premier stade se nourrissent des racines de blé. La première mue est observée au mois de septembre de la première année, soit une durée du

stade L1 est de 3 mois. Les larves du deuxième stade ont des fortes exigences alimentaires, ce qui explique l'élargissement des plages nus observés au printemps qui suit l'émergence des adultes. La longévité de L2 peut dépasser 12 mois. La suivante mue intervient au mois de septembre du deuxième automne. La durée de vie de L3 est de 6 mois. La larve L3 cesse alors de s'alimenter et accomplit sa nymphose qui dure 1 mois. L'apparition des nouveaux adultes se fait au printemps entre le mois d'avril et le mois du mai.

V.5. Etude Biométrique et la morphologique des stades larvaires du vers blanc

V.5. 1. Etude biométrique des stades larvaires du vers blanc

La taille et la largeur des capsules céphaliques des individus récoltés (n= 60) ont été appréciées. Cette étude montre qu'il existe une isométrie entre la taille de la larve et la largeur de la capsule céphalique tout au long de la croissance ($r^2 = 0,89$ pour L1), ($r^2 = 0,85$ pour L2) et ($r^2 = 0,90$ pour L3) (**Tableau 06**).

Tableau 6: Evolution de la taille de la larve (cm) en fonction de la largeur de la capsule céphalique (mm) de *G. deserticola*.

N°	Stade larvaire (cm)	Largeur de la capsule céphalique (mm)	Taille de la larve	Stade larvaire (cm)	Largeur de la capsule céphalique (mm)	Taille de la larve	Stade larvaire (cm)	Largeur de la capsule céphalique (mm)	Taille de la larve (cm)
1	I	2,18	1,21	II	3,08	1,52	III	3,9	2,5
2	I	2,2	1,23	II	3,1	1,52	III	3,94	2,53
3	I	2,23	1,24	II	3,1	1,54	III	3,94	2,56
4	I	2,24	1,24	II	3,12	1,54	III	3,98	2,56
5	I	2,24	1,24	II	3,12	1,56	III	3,98	2,56
6	I	2,26	1,26	II	3,13	1,56	III	4,42	2,78
7	I	2,31	1,31	II	3,14	1,56	III	4,43	2,79
8	I	2,31	1,31	II	3,14	1,58	III	4,45	2,8
9	I	2,32	1,31	II	3,25	1,58	III	4,56	2,8
10	I	2,34	1,31	II	3,28	1,59	III	4,64	2,81
11	I	2,4	1,32	II	3,45	1,6	III	4,64	2,85
12	I	2,4	1,33	II	3,45	1,6	III	4,64	2,84
13	I	2,41	1,32	II	3,46	1,6	III	4,65	2,84
14	I	2,45	1,33	II	3,48	1,6	III	4,66	2,83
15	I	2,46	1,34	II	3,48	1,63	III	4,75	2,86
16	I	2,46	1,36	II	3,48	1,63	III	4,85	2,86

17	I	2,46	1,41	II	3,49	1,89	III	4,88	2,86
18	I	2,47	1,41	II	3,5	1,9	III	4,89	2,86
19	I	2,49	1,41	II	3,5	1,95	III	4,9	2,98
20	I	2,51	1,42	II	3,52	2,1	III	4,92	3,1

Durant deux ans d'élevage des individus de *Geotrogus deserticola* élevage. Nous avons noté le nombre de mue et la date de la nymphose, et nous avons mesurés la largeur des capsules céphaliques et la longueur de chaque larve.

Les résultats biométriques permettent de définir les pics correspondants à chaque stade larvaire et donc de discriminer les différents stades larvaires (**Tableau 07**).

Tableau 7: Mesures de la largeur de la capsule céphalique en (mm) aux différents stades larvaires.

Stade Larvaire	Nombre Mesuré	Moyenne de la largeur de la capsule céphalique (mm)
I	20	$1,31 \pm 0,06$
II	20	$1,65 \pm 0,16$
III	20	$2,77 \pm 0,15$

Les données biométriques révèlent une bonne corrélation entre la taille de la larve et la largeur de la capsule céphalique et une homogénéité de la dispersion de cette population (écart-type faible et un coefficient de variation inférieur à 15%). Ces résultats nous ont permis d'identifier morpho métriquement les différents stades larvaires ce qui facilitera les prospections sur le terrain (**Figure 24 et 25**).

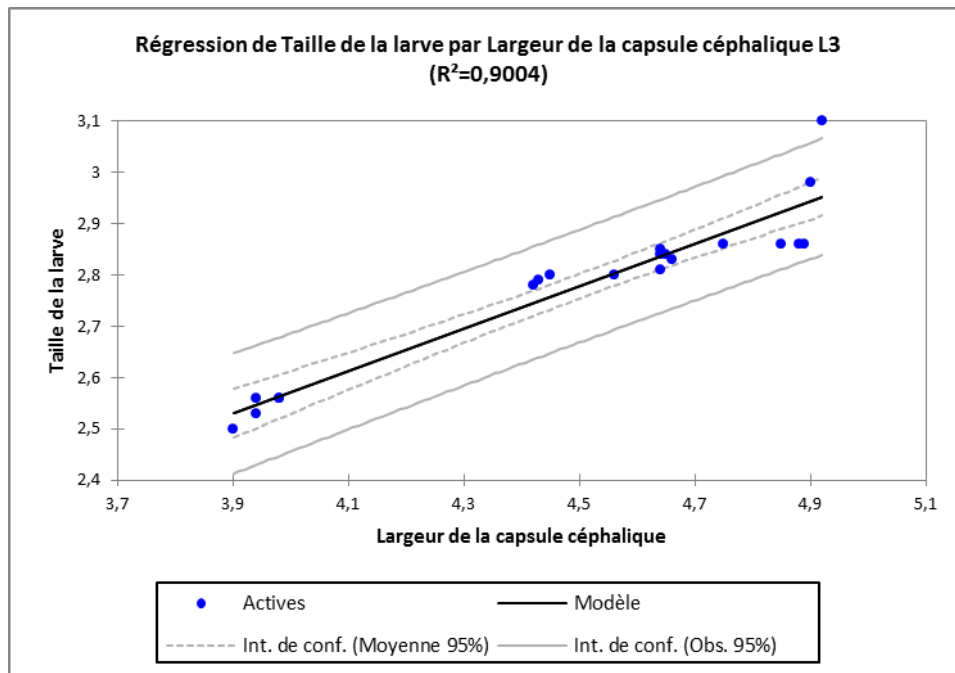


Figure 24: Régression linéaire de la taille de la larve L3 par rapport à la largeur de la capsule céphalique

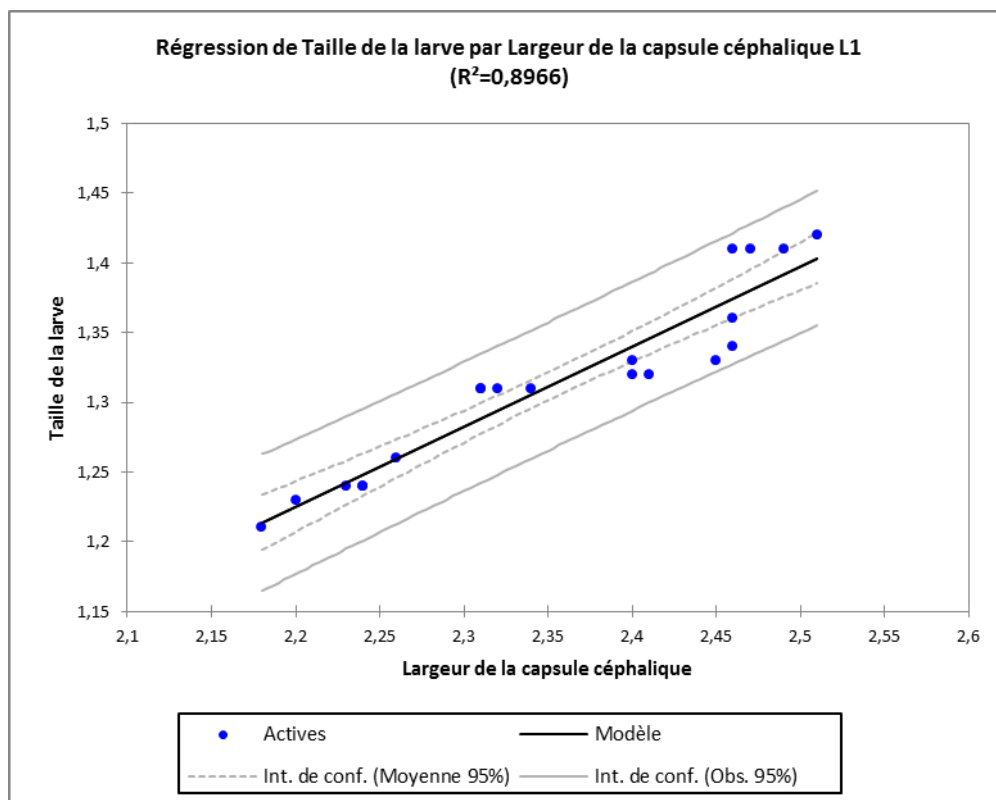


Figure 25: Régression linéaire de la taille de la larve L1 par rapport à la largeur de la capsule céphalique

V.5. 2. Etude morphologique des stades larvaires de *G. deserticola*

Dans notre travail, nous utilisons des loupes binoculaires pour identifier les vers blancs afin de comparer les différents critères décrits ci-dessus. L'opération consiste à nettoyer les larves avec une petite brosse, en les plaçant dans une boîte de Pétri pour inspection externe. Les larves sont blanches et la capsule est brun jaunâtre. Vérifier la trame sur la face ventrale du dernier segment abdominal a permis de discriminer l'espèce principale dont les larves détruisent les jeunes plants de céréales en sectionnant leurs racines. La larve de *G. deserticola* est de forme courbée et de grande taille pouvant atteindre, dépliée 5cm de long et 6mm de largeur. La pilosité du corps est fine, dense avec des soies relativement longues disposées sur tous les segments. Sur les segments abdominaux de II à IV, on observe 3 rangées de courtes épines brunes disposées transversalement.

Selon **Ritcher, (1966)** La capsule céphalique transverse, front entouré de nombreuse soies dans l'angle frontal antécédent. Suture épicroâniale courte, articulation frontale visible, conjonction clypéo frontale dévoilé. Clypérus avec présence de 2 poils clypéales externes de chaque côté et absence de poils clypéales antérieurs. Le préclypérus est plus étroit que le post-clypérus. Labre serré dans sa région distale allant en s'élargissant vers l'avant, pour finir ensuite irrégulièrement en pointe. Présence de fortes soies mandibules dissymétriques. La gauche, avec aire scissoriale tridentée, la droite avec aire scissoriale bidentée ; absence d'une aire stridulatoire, mais un rassemblement de petites granules dorso-molaires. 8 soies baso-latérales dans le cas de la mandibule gauche et 10 soies baso-latérales pour la droite. Antennes à 4 articles longs et étroits. L'article IV, plus court que les autres, à une tâche sensorielle en position dorsale. L'article III, deux fois plus long que le IV, se termine ventralement en biais **(Planche 09)**.

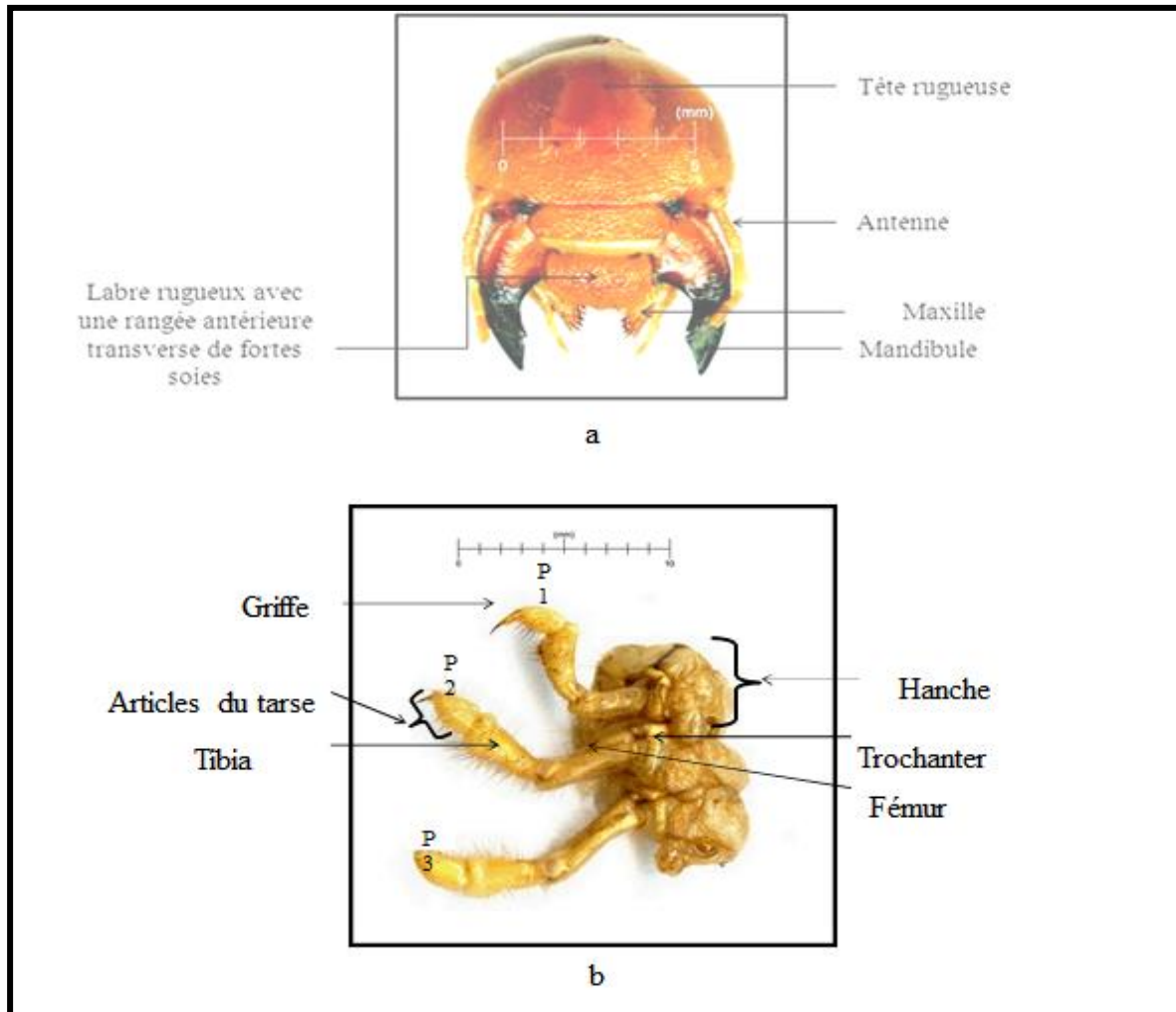


Planche 9: Caractérisation morphologique du ver blanc. a) Face dorsale de la tête d'une larve, b) Longueur croissante de Pattes. (**Fegrouche, 2014**)

L'Hypopharynx avec 2 oncyli asymétriques bordés de chaque côté d'une touffe très fournie d'expansions tégumentaires. Maxilles avec galéa et lacinia accolés, existence de puissantes soies. Pternotorma droite non visible. La gauche est absent protophobe à soies denses et longues. Glosses avec de courts aiguillons ordonnés. Epipharynx à forme distinctes.

Thorax à pubescence importante principalement au niveau du pronotum. Stigmate pro thoracique mené vers l'arrière.

Pattes bien développées, la 3ème paire étant plus massive que les 2 précédentes. Pattes à 3 articles avec sur le 3ème article, en position médiane, un repli tégumentaire en biseau.

Abdomen recourbé sur lui-même avec de fines soies sur chacun des segments (Planche 10).

Stigmates abdominaux au nombre de 8 dirigés vers l'avant, de tailles égales et plus petits que le stigmate pro thoracique.

Fente anale bordée par un palidium bien développé en forme d'Y. Tergilum avec de nombreuses soies (**Planche 10**).



Planche 10: (a) Morphologie de la larve du 3^{ème} stade *G.deserticola* (b) le raster

V.5.3. Etude morphologique des nymphes

La nymphe est de couleur jaunâtre avec un pronotum convexe et anguleux latéralement deux fois plus large que long. Les bords frontaux de l'abdomen sont légèrement bombés. On distingue la présence de huit paires de stigmates abdominaux saillants de taille décroissante de la base vers l'apex (**Figure 26**).



Figure 26: Nympe de *Geotrogus deserticola*

V.5.4. Etude morphologique des adultes

Les adultes mesurent de 18 à 20 mm de long, sont court-convexes, luisants, brun-noir et glabres sur le dessus. Les individus des deux sexes n'ont pas d'ailes. La tête est petite, les joues sont bien développées, les petites cornes sont recourbées vers l'arrière, et le devant est plat ; le thorax est large et arrondi à l'arrière, situé dans les 2/3 antérieurs du disque intervertébral ; le bord de la cavité est surélevée avec un petit renflement évident. La ponctuation forme de longues rides transversales ; clypérus en triangle un peu obtus ; ponctuations simples et clairsemées sur le disque, denses et formant des rides parallèles sur le devant et les côtés. Ecusson évasé à double ponctuation, limité à la moitié de la base. Les élytres ont une ponctuation double, fine et clairsemée ; les rayures disparaissent presque aux extrémités des élytres. Propygidium n'a pas de lignes de stridor. Pygidium a une double ponctuation très dense à la base, plus clairsemée vers le haut. Tibia antérieur tridenté. Métatarse postérieur triangulaire, aplati, à sommet élargi. Tête avec une petite corne courbée en arrière, plane en avant ; thorax avec une large excavation (**Planche 11**).



Planche 11: Stade adulte de *G. deserticola*

Les larves d'espèces apparentes ont des critères morphologiques très bien définis. De nombreuses études ont porté sur la morphologie et la systématique des larves de hanneton (**Randriamanantsoa *et al.*, 2010**). Ces études suggèrent que l'étude de la face ventrale du dernier segment abdominal (pygidium) fournit un critère différentiel très important pour l'identification des vers blancs, au moins au niveau de la famille et même du genre. Les larves se distinguent également par leur forme de grille (la disposition des épines et des soies) et la forme des sutures anales. Cependant, des études morphologiques d'autres organes, tels que le

pharynx supérieur, le labrum, l'hypopharynx, le maxillaire, les antennes et la mandibule, sont essentielles si l'on veut distinguer des espèces étroitement apparentées (Booth *et al.*, 1990).

V.6. Essai de lutte biologique par l'utilisation des champignons entomopathogènes

V.6.1. Isolement et identification des espèces de champignons entomopathogènes

L'isolement des champignons entomopathogènes a été effectué à partir des cadavres de vers blancs de *G. deserticola* recueillis des champs de céréales infestés six isolats de champignons entomopathogènes ont été obtenus (Planche 12).

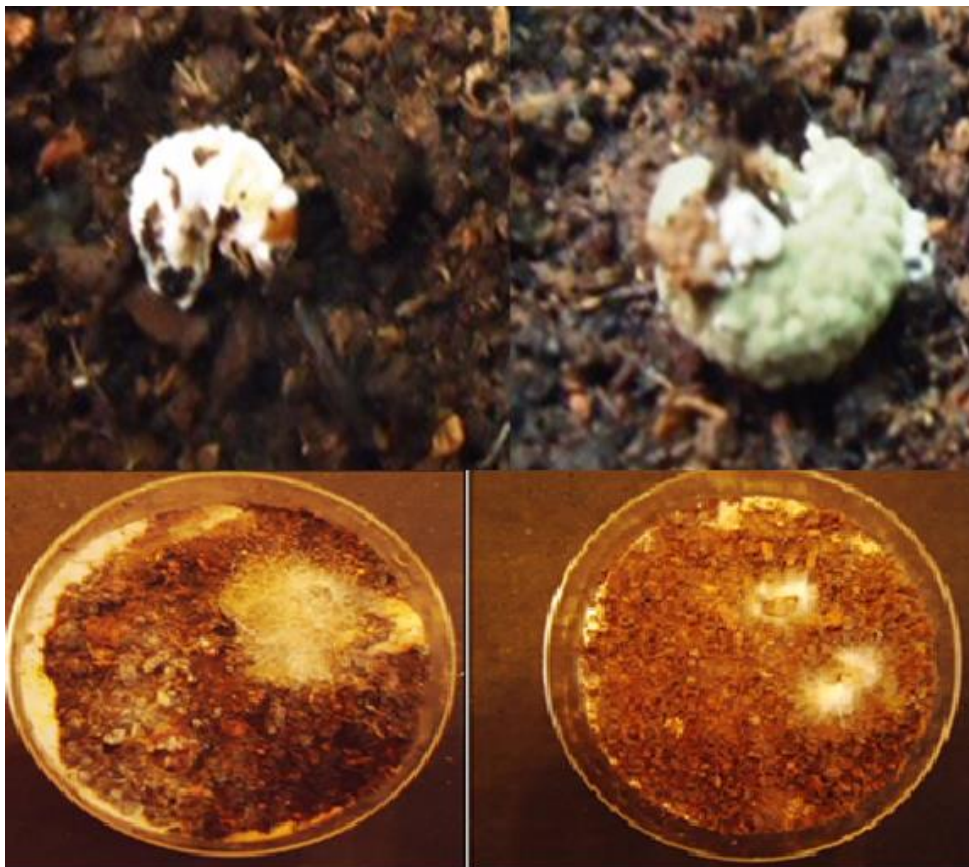


Planche 12: Cadavres de vers blancs de *Geotrogus deserticola* présentant les symptômes d'attaque des champignons entomopathogènes

Nous avons pu à isoler six isolats de champignons entomopathogènes. Il s'agit de : quatre espèces de *Beauveria* (B6, B7, B8, B9, B10), un isolat de *Metarhizium anisopliae* (M), et un isolat de *Paecilomyces fumosoroseus* (P3).

V.6.2 Identification macroscopique et microscopique des isolats obtenus

V.6.2. 1. Caractérisation macroscopiques des isolats obtenus

La caractérisation macroscopique a été basée généralement sur la pigmentation du revers et envers des colonies (**Tableau 08**).

Tableau 8 : Caractérisation macroscopiques des isolats obtenus

Isolats	Type de mycélium	Pigmentation	Type de croissance
<i>Beauveria bassiana</i> (B6)	Duveteux et aérien	Blanche et revers jaune orange	Croissance rayonnante
<i>Beauveria bassiana</i> (B7)	Mycélium ras	Blanche crémeuse Revers orange claire	Croissance rayonnante
<i>Beauveria bassiana</i> (B8)	Mycélium poudreux	Blanche crémeuse revers orange claire	Croissance irrégulière
<i>Beauveria bassiana</i> (B9)	Mycélium poudreux	Blanche crémeuse revers orange claire	Croissance irrégulière
<i>Beauveria bassiana</i> (B10)	Mycélium poudreux	Blanche crémeuse Revers orange claire	Croissance irrégulière
<i>Metarhizium anisopliae</i> (M)	Mycélium poudreux	Blanc au début puis devient vert foncé revers jaune verdâtre	Croissance rayonnante
<i>Paecilomyces fumosoroseus</i> (p3)	Mycélium poudreux	Blanc puis devient rose revers rose pale	Croissance rayonnante

V.6.2.2. Caractérisation microscopiques

L'identification de nos isolats a été basée sur la clé de **Keller et al., (1989)**. La biométrie des isolats obtenus a été enregistrée dans le (**Tableau 09**). **Keller et Zimmermann, (1989)** ; **Canedo et Ames, (2004)**. se basant sur des clés de détermination des genres fongiques à savoir les caractères cultureux et morphologie microscopique (la taille, la forme et l'arrangement des conidies sur le conidiophore) (**Planche 13 et Planche 14**).

Tableau 9: la biométrie des isolats obtenus.

Isolats	Mycélium	Conidiophore	Phialides	Conidies
<i>Beauveria bassiana</i> (B6)	Hyalins, étroites et cloisonnées;	1.1µ × 1.6µm	En forme de bouteille 4.3×2.6µm	Rondes, unicellulaires 3.28 × 1.50 µm
<i>Beauveria bassiana</i> (B7)	Hyalins, étroites et cloisonnées;	1.1µ × 1.6µm	4.7×2.8µm	3.69 × 2.77 µm
<i>Beauveria bassiana</i> (B8)	Hyalins, étroites et cloisonnées;	1.3 µ × 1.80µm	5.1× 3.1µm	4.62×1.93 µm
<i>Beauveria bassiana</i> (B9)	Hyalins, étroites et cloisonnées;	1.22×1.62µm	4.9× 3.0µm	3.77×2.60 µm
<i>Beauveria bassiana</i> (B10)	Hyalins, étroites et cloisonnées;	1.4×1.90µm	4.8×2.90µm	3.81 µm × 1.90 µm
<i>Metarhizium anisopliae</i> (M)	Hyalins, cloisonné et ramifié	5.2 µm de longueur × 1.8 µm de diamètre	Forme cylindrique 7.3 µm de longueur et de 3.5 µm de diamètre	Unicellulaire, cylindrique, forme de longue chaîne 4 µm longueur et 2.7 µm de diamètre
<i>Paecilomyces fumosoroseus</i> (p3)	Hyalins, cloisonnées avec des branches verticillées	4.8µm longueur × 3.1µm de largeur	Les phialides sont groupés en paires comme des faisceaux gonflés à leurs bases	Ovoïdes, unicellulaire de 3.69 µm × 2.77 µm

Les champignons entomopathogènes constituent un groupe important et plutôt hétérogène de champignons comprenant *Aschersonia*, *Beauveria*, *Culicinomyces*, *Hirsutella*, *Metarhizium*, *Nomouraia*, *Paecilomyces*, *Tolypocladium* et *Verticillium* (**Inglis et al., 2001**). Ils sont caractérisés par des formes mycéliennes qui portent des spores asexuées ornées par des cellules conidiogènes spécialisées (**Samson et al., 1988**), cependant, quelques taxons tels qu'*Aschersonia* et *Sorospora* produisent rarement ou jamais des conidies exogènes (**Inglis et al., 2001**). La plupart des champignons entomopathogènes sont des pathogènes obligatoires dans les conditions naturelles. Néanmoins, ils se développent facilement en culture pure sur des milieux solide ou semi-solide. *Metarhizium* est l'un des genres les plus connus des champignons entomopathogènes, communément connu sous le nom de " la muscardine verte" en raison de la couleur verte des colonies sporulantes sont appliqué sous forme de spores ou de mycéliums dans diverses formulations. Le champignon a été isolé pour la première fois du hanneton du blé *Anisoplia austriaca* par Metschnikoff en 1879 et a

été appelé *Entomophthora anisopliae*. Il a suggéré son utilisation comme agents microbiens contre les insectes nuisibles (Steinhaus, 1949). Il a été reconnu pour la première fois comme un agent bio control dans les années 1880 (Genthner, 1995). *M. anisopliae* a été décrit à partir de différents groupes d'insectes tels qu'Orthoptera, Dermaptera, Hemiptera, Lepidoptera, Diptera, Hymenoptère et Coleopteraère, dont au moins soixante-dix espèces de Scarabaeidae (Latch, 1965). La classification actuelle de *Metarhizium* est basée sur des caractères morphologiques tel que *M. flavoviridae* et *M. anisopliae*, ces derniers sont caractérisé par des spores courtes (mesurant jusqu'à 8 µm de long), var *anisopliae* est caractérisé par des spores longues (10 µm jusqu'à 14 µm) (Driver et al., 2000). Depuis 1976, des efforts ont été déployés pour ajouter un niveau moléculaire aux études taxonomiques, et des méthodes d'identification basées sur la physiologie et /ou l'acide nucléique ont été à tente ces dernières années (Bidochka et al., 2005).

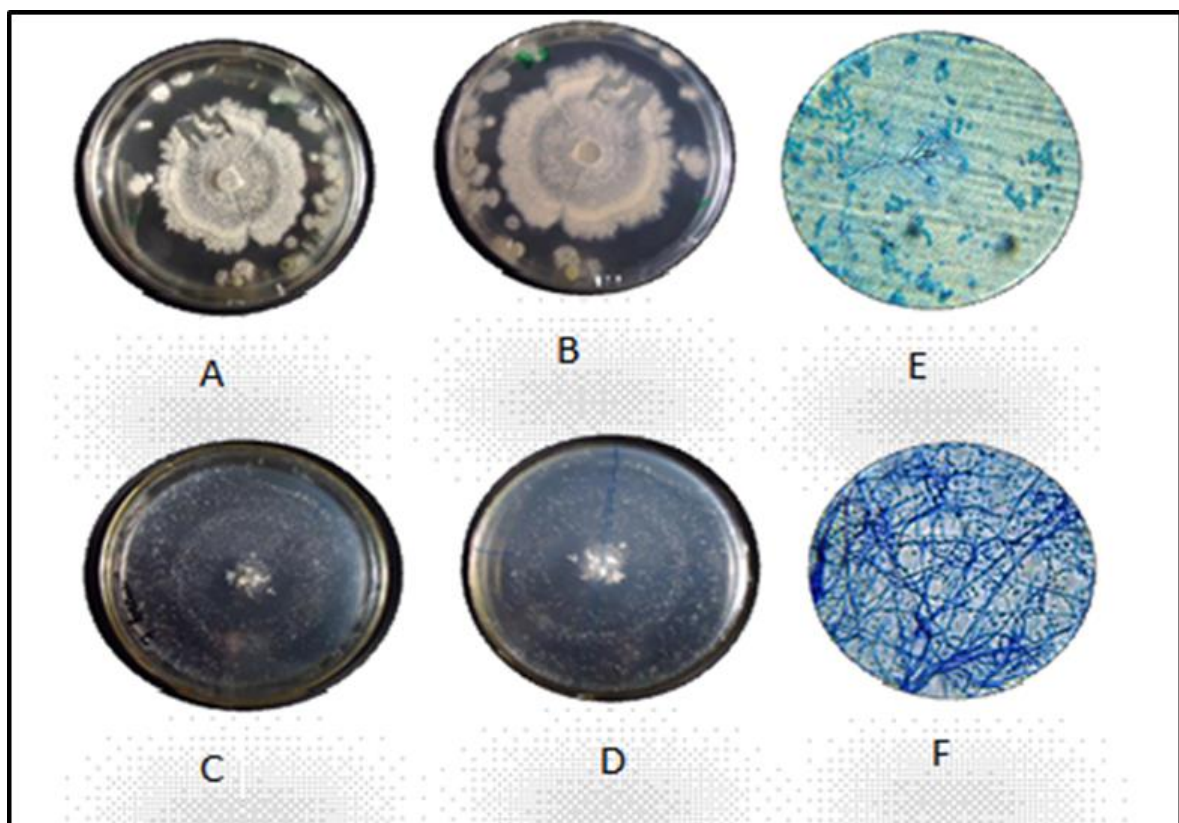


Planche 13: Caractérisation morphologique des isolats de *Beauveria bassiana*. A: *B. bassiana* B9 (face revers); B: *B. bassiana* B9 (face envers), C: Conidies *B. bassiana* B9. D: *B. bassiana* B7 (face revers), E: *B. bassiana* B7 (face envers); F: Conidies de *B. bassiana* B7.

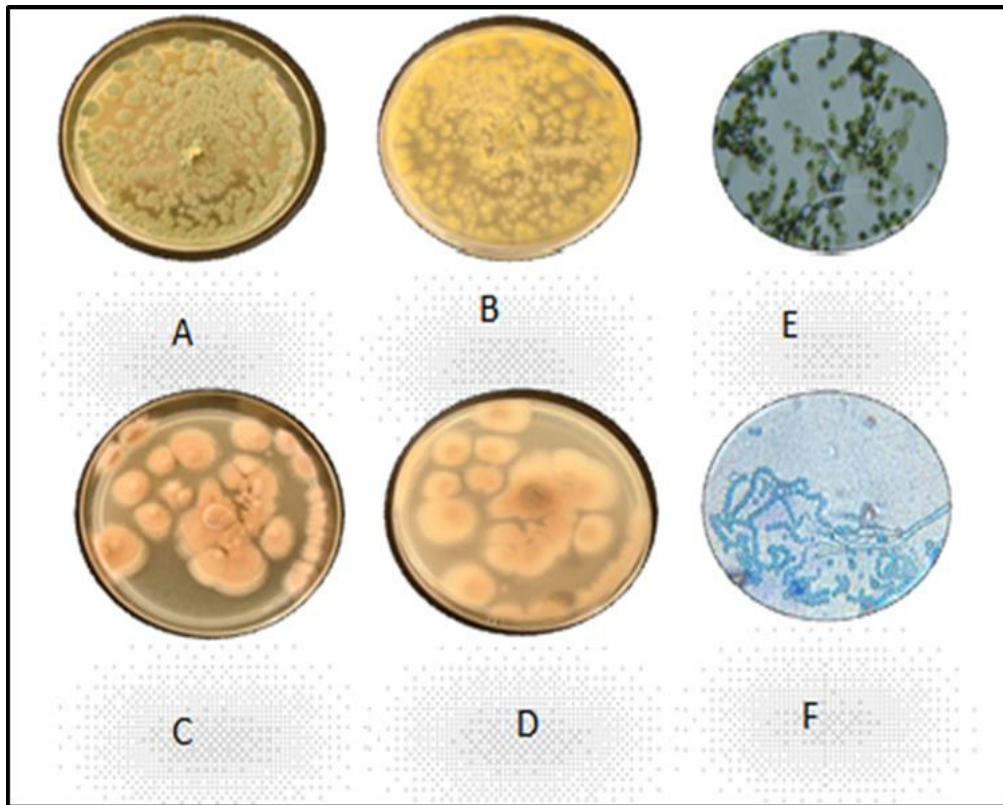


Planche 14: Caractérisation morphologique des isolats de *M. anisopliae* et *P. fumosoroseus*. A: *M. anisopliae* (M) (face revers); B: *M. anisopliae* (M) (face envers) C: Conidies *M. anisopliae* (M). D: *P. fumosoroseus* (P3) (face revers), E: *P. fumosoroseus* (P3) (face envers).

V.7. Etude biologiques des isolats des champignons entomopathogènes obtenues

V.7.1. Effet des milieux de culture sur la croissance mycélienne des isolats de champignons entomopathogènes

Les résultats de l'étude de l'effet du milieu de culture sur la croissance mycélienne de différents isolats sont consignés dans la (**Planche 15 et 16**).

Après 5 jours d'incubation nous avons remarqué qu'il n'a pas une différence sur la croissance mycélienne des isolats (B9, B7, M et P 3) sur les milieux de PDA et Sabouraud alors que la croissance mycélienne sur le milieu Czapeck est lente. Les isolats P3 et M a montré une croissance très rapide avec 3.16 et 2.2 cm respectivement. Cependant après 10 jours d'incubation les trois milieux de cultures utilisées ont accéléré la croissance mycélienne de nos isolats (**Figure 27, 28 et 29**).

Après 15 jours d'incubation la croissance mycélienne de ces isolats sur le PDA est très élevée. L'isolat B7, B9 et l'isolat de M ont atteint le maximum de développement avec 8.1 et 7.1 ,5.4 respectivement.

La croissance mycélienne est une indication de viabilité des spores des champignons et peut être également employée comme critère biologique pour la comparaison des espèces et des isolats fongiques. La croissance mycélienne la plus forte est obtenue pour l'isolat B7, cultivée sur le PDA, avec 8.1cm. Plusieurs études ont trouvés que les caractères morphologiques sont peu utiliser dans le choix des champignons entornopathogènes pour le bio control (**Balazy, 1973 ; Yokomi et Gottwald, 1988, Hajek et Leger, 1994 ; Varela et Morales, 1996**). Cependant, les caractères morphologiques pourraient être associées à des caractères physiologiques et pathogéniques (**Balazy, 1973 ; Hall, 1984 ; Jackson *et al.*, 1993**).

Le milieu de culture Sabouraud dextrose agar (SDA) est le plus utilisé par les pathologistes d'insectes; cependant d'autres milieux de culture tels que le milieu Czapeck-Dox, l'extrait de malt, le PDA, et Sabouraud maltose sont également employés. La plupart des champignons entomopathogènes comprenant *Beauveria bassiana*, *Culicinomyces clavisporus*, *Metharhizium anisoplaie*, *Tolypocladium cylindrosporium*, et *Verticillium lecanii* se développent et sporulent bien sur ces milieux (**Lacey, 1994**).

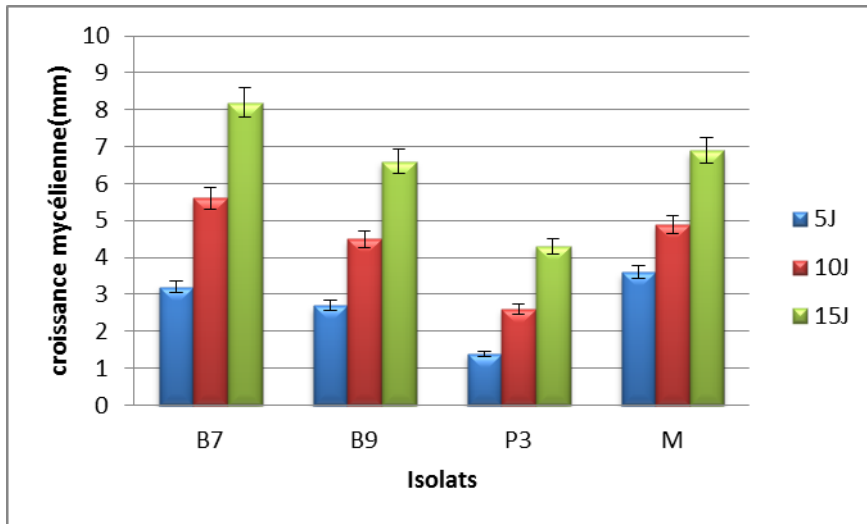


Figure 27: La croissance mycélienne des différents isolats sur milieu SDA

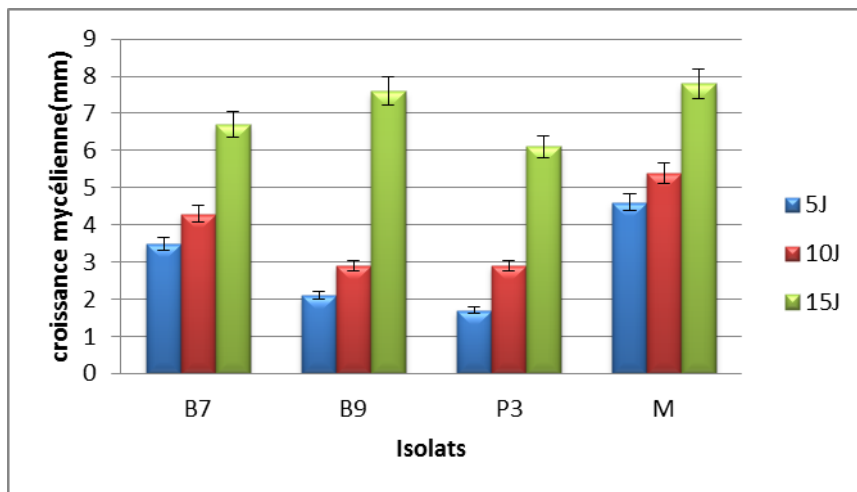


Figure 28: La croissance mycélienne des différents isolats sur milieu PDA

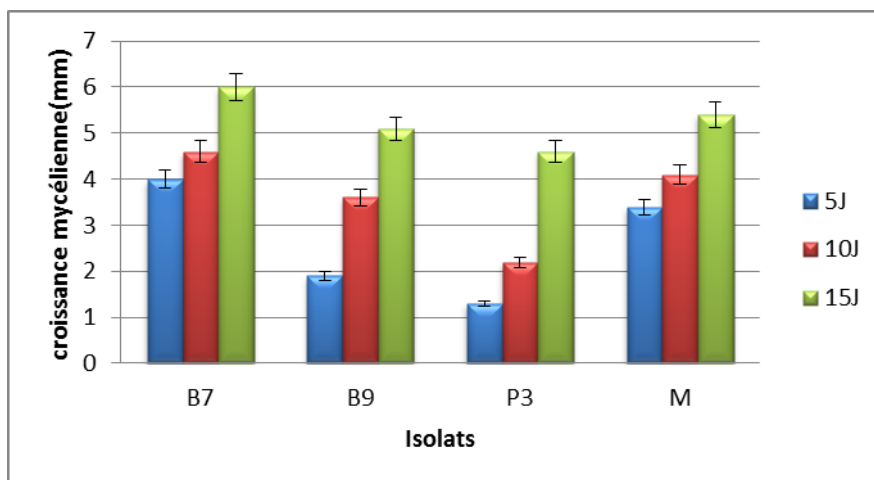


Figure 29: La croissance mycélienne des différents isolats sur milieu CZAPECK

Le rapport C/N est connu pour affecter la sporulation, la germination, et la virulence (**Jackson et al., 1990**). *M. anisopliae*, *B. bassiana* et de *V. lecanii* ont produit sensiblement sur un milieu avec un rapport C : N de 15: 1 et de 5: 1 (**Jackson, 1990**).

V.7.2.Effet de la température sur la croissance mycélienne des isolats de champignons entomopathogènes

Les vitesses de croissance de chaque isolat, à chaque niveau thermique étudié, ont été présentées sous forme de données moyennes exprimées en cm. L'optimum de température pour la croissance mycélienne pour les isolats se situe entre 25 et 30°C. Les croissances radiales mycéliums de l'isolat B7 est très élevée sont de 8 cm après 15 jours. Les isolats sont mieux adaptés aux températures 25 et 30°C (**Figure 30, 31 et 32**).

L'isolat de *P. fumosoroseus* est relativement peu tolérant à 25 et 30°C où la croissance mycélienne est très faible par rapport aux autres isolats est comprise entre 2.35 à 4.43cm respectivement après 15 jours d'incubation. Alors que la température 30°C a inhibé totalement leur croissance mycélienne. L'isolat de *M. anisopliae* et B7 présente une croissance très élevée dans les températures 15et 30°C. Au-delà des différences dans les croissances mycéliennes ont été observées entre espèces fongiques. Aux faibles températures 5°C une inhibition totale de la croissance mycélienne.

Les espèces de champignons entomopathogènes étudiées sont, comme la plupart des champignons, des microorganismes mésophiles (**Gray et Williams, 1971; Deacon, 1980**) puisque leur gamme de croissance couvre des températures modérées 20 et 30°C. La température de 25°C est la température optimale pour la majorité des isolats. Ces données confirment que les températures les plus favorables aux champignons entomopathogènes se trouvent entre 25 et 30°C (**Roberts et Campbell, 1977; Hall et Papierok, 1982; Ferron et al., 1993**). La plupart des travaux ont aussi souligné la concordance entre l'optimum thermique de l'activité végétative du champignon et celui de l'infection fongique sur l'insecte hôte (**Ferron, 1978; Hall et Papierok, 1982**). Certains isolats fongiques, tels que *Beauveria*, *Paecilomyces* ont présenté des gammes thermiques de croissance particulièrement étendues (5-30 °C ou 10-30 °C) ce qui leur confère une remarquable adaptabilité.

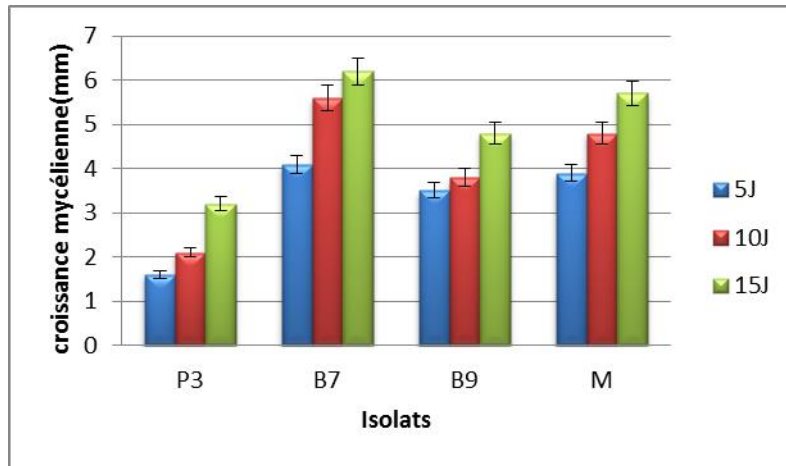


Figure 30: La croissance mycélienne des différents isolats dans la température 20°C

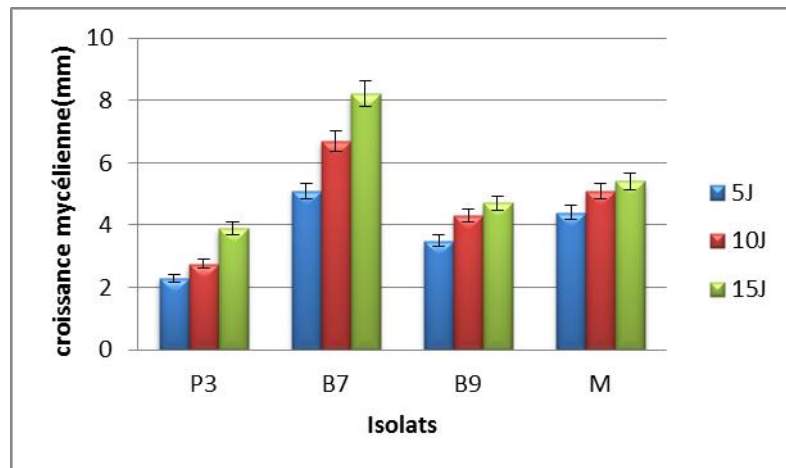


Figure 31: La croissance mycélienne des différents isolats dans la température 25°C

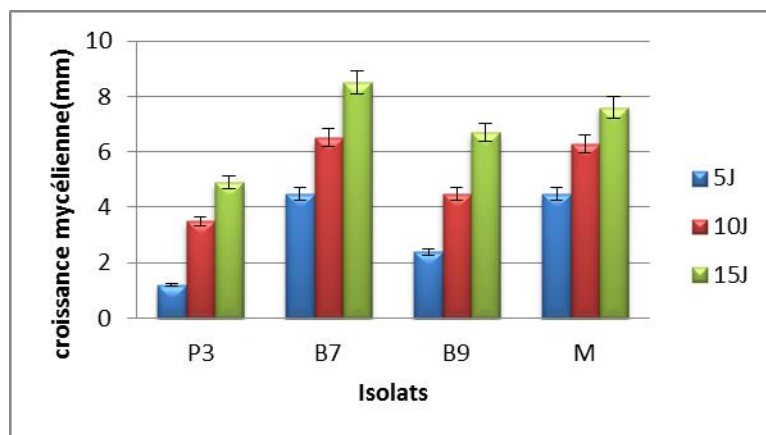


Figure 32: La croissance mycélienne des différents isolats dans la température 30°C

V.7.3. Effet de pH sur la croissance mycélienne des isolats de champignons entomopathogènes

Les espèces entomopathogènes étudiées sont, comme la plupart des champignons, des microorganismes mésophiles (Gray et Williams, 1971; Deacon, 1980) puisque leur gamme de croissance couvre des pH tolérées, dont l'optimum est compris entre 4.5-6.5- 8.5 (6.5 pour la majorité des isolats). Ces données confirment que les pH les plus favorables aux champignons entomopathogènes se trouvent entre 4.5 et 8.5 (Roberts et Campbell, 1977; Hall et Papierok, 1982; Ferron *et al.*, 1993). Les essais de croissance mycélienne in-vitro de nos isolats fongiques ont révélé une variabilité de la réponse de ces champignons aux différents pH (Figure 33). Les résultats figurés sur les graphes nous ont montré que le pH le plus favorable à la croissance mycélienne de nos espèces fongiques est 6.5. L'isolat de *Metharizium* a montré une bonne croissance mycélienne sur le pH 6.5 et 8.5 après 5 jours avec 8.5 et 8 cm respectivement (Figure 34, 35 et 36).

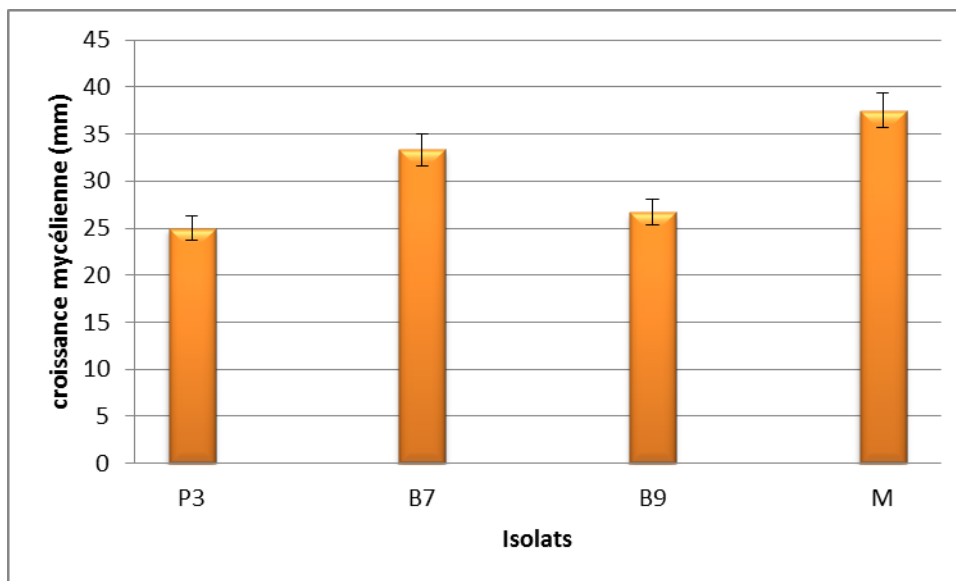


Figure 33: La croissance mycélienne des isolats des champignons entomopathogènes dans le pH 6.5 à 25°C sur milieu PDA

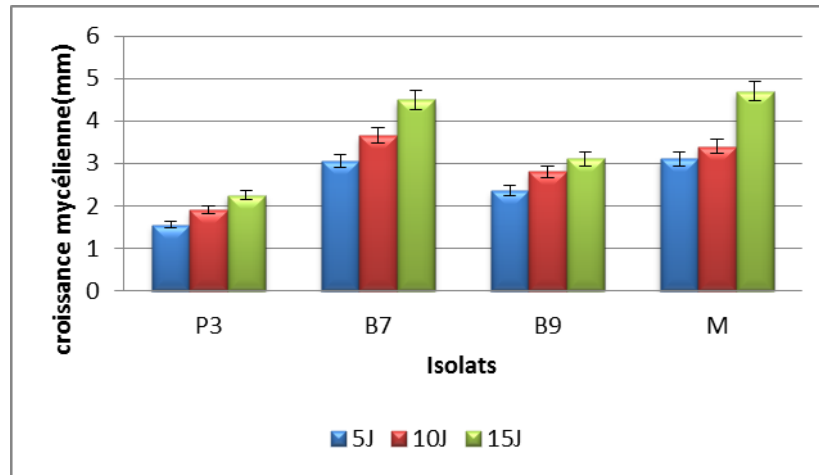


Figure 34: La croissance mycélienne des différents isolats dans le pH 4.5

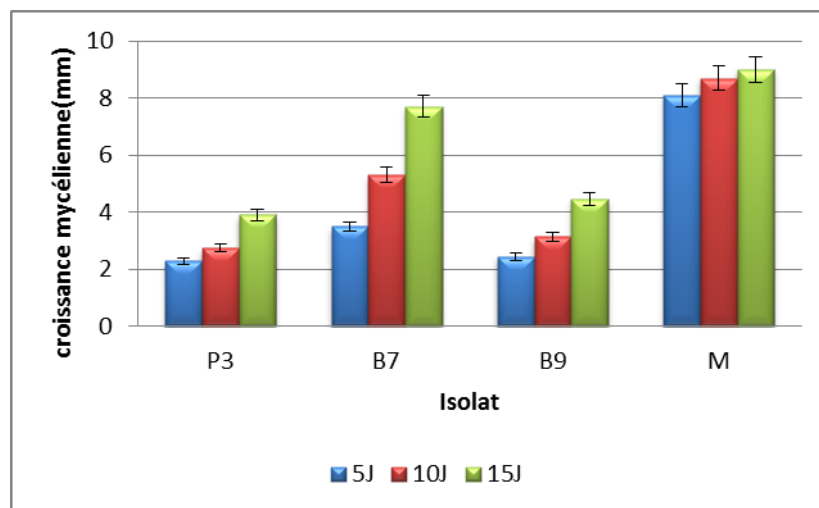


Figure 35: La croissance mycélienne des différents isolats dans le pH 6.5

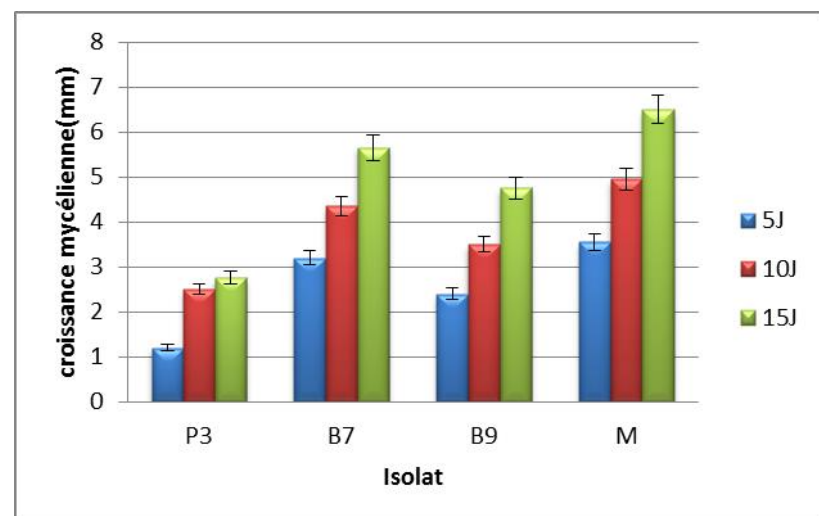


Figure 36: La croissance mycélienne des différents isolats dans le pH 8.5

Certains isolats fongiques, tels que *Beauveria*, *Paecilomyces*, ont présenté des gammes de pH particulièrement étendues (6.5-8.5) ce qui leur confère une remarquable adaptabilité.

V.7.4.Effet de milieu de culture sur la sporulation des isolats de champignons entomopathogènes

La sporulation est considérée comme étant un paramètre important qui valide la viabilité et la virulence des isolats. C'est aussi un paramètre des plus convaincants parce que les spores sont des composants contagieux qui infectent les insectes et se multiplient dans les cadavres des insectes infectés. Les résultats sur la sporulation des différents isolats sur le milieu de culture PDA ont été enregistrés dans le (figure 37).

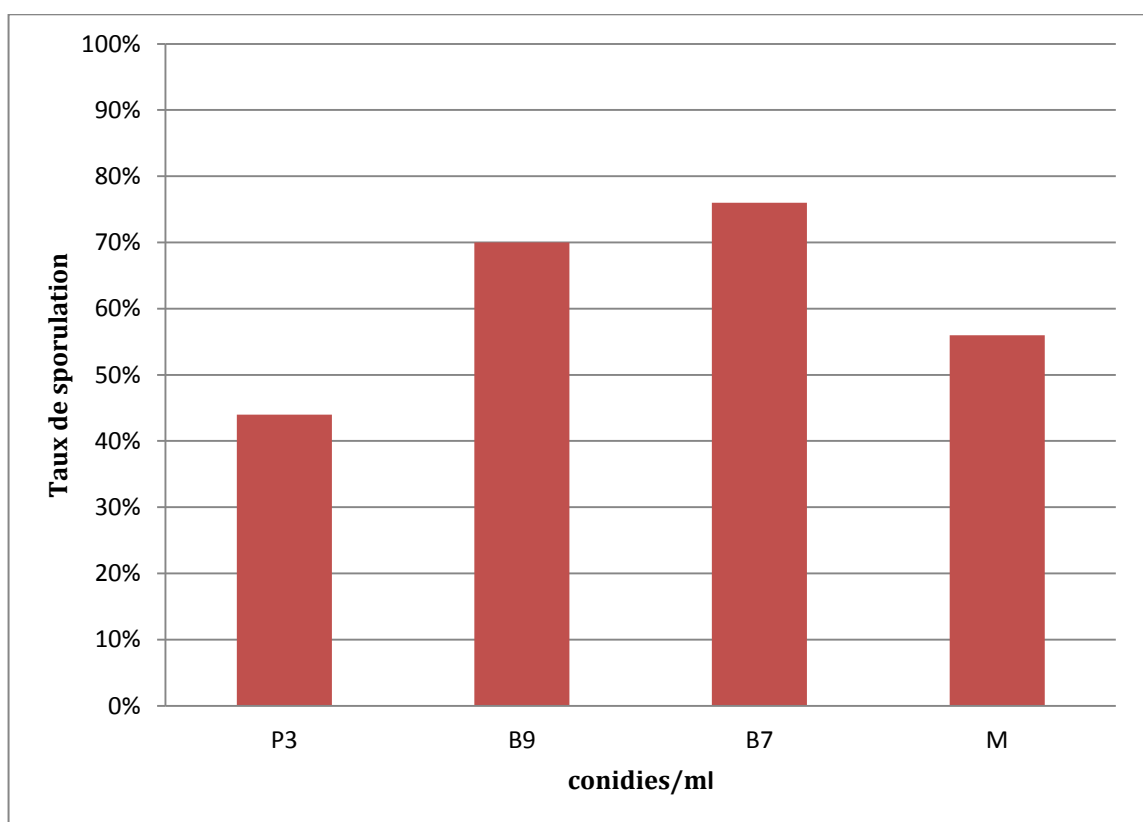


Figure 37: Taux de sporulation sur milieu PDA, pH 6.5 à 25°C

D'après les résultats obtenus nous avons remarqué que le milieu de PDA a favorisé une bonne sporulation pour les isolats de *Beauveria bassaina* et *Metharizium* où le taux de sporulation enregistré est de $27,8 \times 10^6$ conidies/ml. En effet une abondance de spores produites par l'isolat B7 avec $38,2 \times 10^6$ conidies/ml. **Varela et al., (1996)** ont observé des différences dans la croissance mycélienne et la sporulation d'une série de champignons entomopathogènes sur milieu culture PDA (**Bidochka, 2000**).

Selon Jackson *et al.*, (1985) les isolats les plus virulents de *V. lecanii* ont produits des spores abondantes sur les milieux artificiels comparativement à des isolats non virulents. En outre, les vitesses de germination ont été également rapportées avec la virulence. La production des spores est une caractéristique importante pour la sélection des champignons quant à leur utilisation dans la lutte biologique. Les mêmes auteurs ont constatés que les isolats les plus virulents de *V. lecanii* ont eu une sporulation plus élevée après neuf jours d'incubation.

V.7.5. Test de viabilité des spores des isolats

D'après les résultats obtenus sur la viabilité des spores on a remarqué une différence entre les isolats dans la viabilité. L'isolat de *Metharizium* a montré une viabilité très élevée sur le PDA, avec un taux de germination de 79.5% après 24 heures. De même Bounaga (2007) a travaillé sur l'effet de milieu de culture sur la viabilité des spores, il a trouvé que les isolats de *Metharizium* ont bien sporulé et germé sur le même milieu.

V.8. Les tests de pathogénicité des isolats de champignons entomopathogènes sur le 1^{er} et 2^{ème} stade larvaire du vers blanc

Tous les isolats testés, à la concentration de 1×10^7 conidies/ml, ont montré un effet larvicide avec des différences significatives sur le taux de mortalité. Le taux moyen de mortalité corrigé des deux isolats de *Beauveria* (B7 et B9) a été varié de 95 à 100% ($P < 0,0001$), l'isolat de *Metarhizium* (M) a causé une mortalité varié de 91 à 100% ($P < 0,0001$) et l'isolat de *Paecilomyces* (P 3) a provoqué une mortalité varié de 82 à 71% ($P < 0,0001$) respectivement envers le 1^{er} et le 2^{ème} stade larvaire (Tableau 10 et 11).

Tableau 10: Mortalité cumulée du 1^{er} stade larvaire de *G. deserticola* traité par différents isolats et concentrations de champignons entomopathogènes

Concentrations			
Isolat	10^3 conidies /ml	10^5 conidies /ml	10^7 conidies /ml
P3	33,33 ± 0,13 a	44,44 ± 0,10 a	82,22 ± 0,03 b
B7	48,88±0,10 a	88,88 ± 0,07 b	100±0.00 b
B9	28,88±0,25 a	73,33 ± 0,13 b	95,55 ± 0,07 c
M	35,55 ± 0,31 a	75,55±0,10 b	91,11 ± 0,03 b

Tableau 11: Mortalité cumulée du 2^{ème} stade larvaire de *G. deserticola* traités par différentes concentrations des isolats de champignons entomopathogènes.

Concentrations			
Isolat	10 ³ conidies /ml	10 ⁵ conidies / ml	10 ⁷ conidies / ml
P3	22,22±0.10a	53,33±0.11b	71,11±0,03 c
B7	46,66±0.13 a	82,22±0.03b	100±0,00 b
B9	22,22±0.10a	68,88±0.26b	100±0.00 b
M	46,66±0.13a	68,88±0,16b	95,55±0,07c

L'isolat de *Beauveria* (B7) a été le plus pathogène. La pathogénicité démontre la capacité de l'isolat d'un champignon entomopathogènes à infecter l'insecte responsable de la maladie, tandis que la virulence quantifie cet effet en fonction du temps où du degré de colonisation des tissus de l'hôte (Alves et Lecuona, 1998). Tous les isolats testés ont montré une pathogénicité moyenne plus élevée. *B. bassiana*, *B. brongniartii* et *M. anisopliae* se sont avérés très efficaces contre *G. deserticola* avec une concentration de 1×10^8 spores/ml (Mohiuddin *et al.*, 2006). Ces isolats ont produit une mortalité de 100 % de *G. deserticola* après 20 à 24 jours de traitement. L'application de *M. anisopliae* avec une concentration de 4×10^9 conidies/ml a enregistré une réduction de 92 % de la population de larves d'*Holotrichea serrata* (Mohiuddin *et al.*, 2006). Ces cultures ont provoquant une mortalité de 100 % de *G. deserticola* après 20 à 24 jours de traitement. Les champignons *Beauveria bassiana* (Bals.), *Metarhizium anisopliae* (Metschinkof) et *Isaria fumosorosea* (Wize) ont été largement étudiés en tant qu'agents de lutte biologique, y compris en tant que mycoacaricides (Amjad *et al.*, 2012 ; El Sharabasy, 2015). La mortalité larvaire différait significativement et augmentait avec l'augmentation de la concentration de conidies. Les deux isolats de *Beauveria* (B7 et B9) étaient les plus virulentes envers les premiers et deuxièmes stades larvaires de *G. deserticola*. La valeur CL50 de l'isolat B7 est de $1,10 \times 10^4$ et $1,47 \times 10^4$ conidies/ml pour le 1^{er} et le 2^{ème} stade larvaire respectivement tandis que la CL90 est de $9,5 \times 10^6$ et $4,29 \times 10^6$ conidies/ml pour le 1^{er} et le 2^{ème} stade larvaire respectivement (P =0.868). La valeur CL50 de l'isolat B9 est de $1,18 \times 10^4$ et $1,58 \times 10^5$ conidies/ml pour le 1^{er} et le 2^{ème} stade larvaire respectivement. La CL90 pour cet isolat aux 1^{er} et 2^e stades larvaires est de $4,41 \times 10^6$ et $1,58 \times 10^7$ conidies/ml pour les 1^{er} et 2^{ème} stades larvaires respectivement (P=0,995). L'isolat de *Metarhizium* (M) avait un effet pathogène envers les 1^{er} et 2^{ème} stades larvaires où la valeur CL50 est de $3,32 \times 10^3$ et $2,17 \times 10^4$ conidies/ml pour L1 et L2 respectivement. La CL90 est de

$9,23 \times 10^6$ et $8,40 \times 10^7$ conidies/ml pour le 1^{er} et le 2^{ème} stade larvaire respectivement (P=0,990) (Tableau 12 et 13).

Tableau 12: Concentration létale CL50 et CL90 de *G.deserticola* sur le premier stade larvaire traité avec différents isolats

Isolat	CL50	CL90	Pente ±SE	X2	Df	R2	F	Pr > F
P3	6.00×10^5	8.70×10^9	0,05±0,84	33,37	4	0,94	99,70	< 0,0001
B7	1.10×10^4	$9,50 \times 10^6$	0,07±1,11	52,04	4	0,98	373,54	< 0,0001
B9	$1,18 \times 10^4$	$4,41 \times 10^6$	0,06±0,84	48,01	4	0,98	352,54	< 0,0001
M	$3,32 \times 10^3$	9.23×10^6	0,94±0,84	29,97	4	0,97	324,50	< 0,0001

La CL50 de l'isolat P3 pour le 1^{er} et le 2^e stade larvaire est de 6×10^5 et $2,17 \times 10^4$ conidies/ml respectivement tandis que la CL90 est de $8,70 \times 10^9$ et $8,11 \times 10^7$ conidies/ml pour le 1^{er} et le 2^eme stade larvaire respectivement (P= 0,994). **Harizia et al., (2016)** ont trouvé que la valeur CL50 est de $4,73 \times 10^4$ et $2,13 \times 10^5$ conidies/ml et la CL90 est de $1,11 \times 10^5$ et $8,24 \times 10^8$ conidies/ml respectivement pour les 2^{ème} et 3^{ème} stades larvaires de *G. deserticola* traités avec *P. fumosoroseus* P83.

La virulence des isolats fongiques entomopathogènes testés dans cette étude a été évaluée par l'analyse du temps léthal moyen (LT50) de l'insecte ravageur après son exposition à l'agent pathogène. En général, il y avait une forte mortalité des larves dans les premiers jours après l'inoculation, presque après une semaine, la mortalité a atteint 100 %.

Les valeurs du temps léthal (LT50) variaient entre les isolats testés vis-à-vis du premier stade larvaire. Le temps léthal est de (LT50 = 8,79 j) (P = 0,870) ces isolats avaient une moyenne de temps léthal plus courte, l'isolat de *Metarhizium*, a montré des valeurs de temps léthal (LT50 = $1,36 \times 10^1$ d) (P=0,486), l'isolat de *Paecilomyces* P3, s'est montré un temps léthal (LT50= 7.06×10^1 d) (P = 0,486). Ces isolats ont montré que les valeurs de LT50 les plus faibles, mais ne diffèrent pas significativement entre eux (Tableau 13).

Tableau 13: Concentration létale CL50 et CL90 de *G. deserticola* sur le deuxième stade larvaire traité avec différents isolats.

Isolat	CL50	CL90	Pente ±SE	X2	Df	R2	F	Pr > F
P3	1,14x10 ⁶	1,50x10 ¹⁰	0,60±0,12	33,50	4	0,98	100,0	< 0,0001
B7	1,58x10 ⁵	1,58x10 ⁷	0,16±0,15	77,22	4	0,97	295,0	< 0,0001
B9	1,47x10 ⁴	4,29x10 ⁶	1,33±0,27	50,82	4	0,91	55,10	< 0,0001
M	2,17x10 ⁴	8,40x10 ⁷	0,71±0,21	37,98	4	0,93	92,88	< 0,0001

Pour le même isolat de *Beauveria* (B7) a montré une courte valeur de temps léthal (LT50=7,79d) (P=0,998) l'isolat (B9) avait des valeurs de temps léthal (LT50=4,12x10¹d) (P=0,999), l'isolat (M) avait des valeurs de temps léthal (LT50= 3.63 x10¹d) (P=0,999), le temps mortel de l'isolat (P3) était (LT50=9,50x10¹d) (P=0,886). (**Tableau 14 et 15**).

Tableau 14: Temps léthal médian (LT50 et LT90) du premier stade larvaire de *G. deserticola* traité avec différents isolats et différentes concentrations.

Isole	CL50	CL90	Pente ±SE	X2	df	R2	F	Pr > F
P3	7.06x10 ¹	2,19x10 ³	0,05±0,84	33,37	3	0,033	5,54	0,020
B7	8,79 x10 ¹	3,56x10 ²	0,07±1,11	52,04	3	0,007	6,84	0,011
B9	9.11 x10 ¹	5,2x10 ²	0,06±0,84	48,01	3	0,008	6,86	0,011
M	1,36x10 ¹	2,95x10 ²	0,94±0,84	29,97	3	0,013	7,73	0,007

Tableau 15: Temps léthal médian (LT50 et LT90) du deuxième stade larvaire de *G. deserticola* traité avec différents isolats et différentes concentrations

Isolat	CL50	CL90	Pente ±SE	X2	df	R2	F	Pr > F
P3	9.50x10 ¹	5.62x10 ³	0,6±0,12	33,50	3	0,030	5,31	0,022
B7	4.12x10 ¹	7,31x10 ²	0,16±0,15	77,22	3	0,008	6,65	0,012
B9	7,79 x10 ¹	6,93x10 ²	1,33±0,27	50,82	3	0,034	4,36	0,037
M	3,63x10 ¹	3,04x10 ²	0,71±0,21	37,98	3	0,043	6,77	0,011

Nos résultats ont montré que la mortalité des larves de *G. deserticola* dépendait de la concentration de conidies et du stade larvaire. Les quatre isolats de champignons entomopathogènes étaient plus efficaces pour contrôler les deux stades larvaires. Nos résultats sont similaires à celui obtenu par **Kulkarnia et al., (2008)**. Cependant, la pathogénicité varie selon les souches ou les isolats (**Aizawa, 1987**). **Prasad et Hussain (2011)** ont signalé que les larves de *H. serrata*, *H. consanguinea*, *H. froges* et *Autoseri canathani* étaient très sensibles à *B. brongniartii*.

M. anisopliae, *B. bassiana* et *P. fumosoroseus* sont des microorganismes pathogènes pour de nombreux insectes. Leur efficacité a conduit les chercheurs à isoler leur toxines et à les produire sous plusieurs formes commerciales (**Brooks et al., 2004**). Ils ont été utilisés dans la lutte contre de nombreux déprédateurs des cultures comme *Adoryphorus couloni* (Coleoptera: Scarabaeidae) en Australie (**Wraight et Carruthers 2000**), le criquet (Acrididae) en Afrique (**Arthurs et Thomas 2001**), *Cleonus punctiventris* (Coleoptera: Scarabaeidae) et *Anisoplia austriaca* (Coleoptera : Curculionidae) en Amérique (**Clarkson et Charnley 1996**).

Les différents résultats obtenus dans notre étude montrent que la mortalité des larves de *G. deserticola* est en fonction de la quantité de conidies qu'elles reçoivent. Les quatre isolats de champignons entomopathogènes ont été infectieux pour tous les deux stades larvaires (L1 et L2). Nos résultats concordent à ceux trouvés par **Kulkarni et al., (2008)**.

L'application d'isolat de *Metarhizium* à des concentrations 10^5 et 10^7 spores/ml a causé des taux de mortalité très élevés sur le stade L1. Ce taux de mortalité est dû probablement à la taille et la sensibilité du stade larvaires. Ces résultats sont conformes à ceux rapportés par **Bateman et al., (1996)** qui ont trouvé que l'infection des larves de criquets par des isolats entomopathogènes est en fonction de leur poids. De même, **Gundannavar et al., (2006)** ont observé que l'application de différentes concentrations (10^3 , 10^5 et 10^7 conidies/ml) de *B. bassiana* sur les larves de *H. armigera*, étaient plus sensibles que les adultes.

La cuticule nouvellement formée possède moins de rigidité et les minces couches de cire et de ciment sont particulièrement vulnérables à l'attaque fongique (**Kramer et al., 1988**). Avant la pénétration de la cuticule par le pathogène, la structure cuticulaire préformée joue un rôle primordial dans le mécanisme de défense préventif contre l'agent infectieux. La couche

cireuse de l'épicuticule contient des substances antifongiques qui réduisent considérablement la germination des conidies. Les chaînes d'acides gras saturés que possèdent la cuticule des larves des insectes inhibent la germination des conidies de *B. bassiana*, tandis que les acides gras à longues chaînes (C:14) stimulent la germination des conidies et/ou la croissance de tubes de germination (Mccoy, 1988). La présence d'acides gras libres dans la structure cuticulaire aurait également un rôle régulateur dans la spécificité de certains mycètes.

Le mécanisme de défense cellulaire de l'hôte peut influencer le cycle d'infection et la spécificité du champignon entomopathogènes. Dans la cuticule, les systèmes de défense structurale suppriment la germination des spores via l'inhibition de stimulants nécessaires au déclenchement de la germination. De plus, ces systèmes inhibent des enzymes d'origine microbienne par intermédiaire des inhibiteurs de protéases et mélanisent les structures fongiques grâce à l'activation de la prophénoloxidase (Leger, 1993). Lorsque le champignon pénètre dans l'haemolymphe. Le système de défense cellulaire joue un rôle clé par la réaction des cellules haemocytes et/ou des cellules lipidiques de l'insecte. La sécrétion de substances antimicrobiennes et la détoxification des toxines microbiennes diminuent l'efficacité du pathogène (Gillespie et Kanost, 1997).

A l'instar de nos résultats, il ressort que les différents isolats testés sur les larves de *G. deserticola* n'ont pas montré une même réaction insecticide (Todorova *et al.*, 1994) La virulence des entomopathogènes peut varier selon les facteurs intrinsèques des isolats (Todorova *et al.*, 1994). Elle est également dépendante de l'humidité relative, et la température (Chandler *et al.*, 1993; Gardner *et al.*, 1984).

B. bassiana, *M. anisopliae* et *P. fumosoroseus* se développe et sporule bien à une température variant entre 20 et 25°C. Comme c'est le cas chez de nombreuses espèces de champignons, il a besoin d'un pourcentage élevé d'humidité relative (plus de 92% pendant 14 à 20 heures) pour germer, se développer et sporuler (Hall, 1982).

Au Cameroun, Mahot (2006) a isolé des différents isolats de *Beauveria bassiana* et a procédé à des tests de pathogénicité au laboratoire sur *Sahlbergella singularis* (un insecte ravageur du cacaoyer). Ces résultats ont permis d'emporter des taux de mortalité de *S. singularis* supérieurs à 89,28%. Ces différentes concentrations étaient des formulations consistantes de *B. bassiana* à différentes doses. Cette étude rende pour la première fois les

résultats de test de *B. bassiana* contre les scolytes de grains de café robusta en biotope existant.



Conclusion générale

Conclusion générale

La céréaliculture, comme la plupart des autres cultures en Algérie, sont fragiles et connaissent des perturbations intenses d'ordre biotiques et abiotiques. La céréaliculture assiste à une régression en superficie et en densité avec une perte annuelle considérable. Face à cette situation des dégâts dus à la fois aux attaques des vers blancs durant les saisons humides et à la sécheresse prolongée de l'été. La mortalité directement imputable aux attaques des larves de *Geotrogus deserticola*. La mortalité annuelle liée aux vers blancs se concentre sur les mois de Mars et Avril selon les parcelles, période où le sol est humide et la température est modérée.

Ce travail a été consacré à l'identification du ver blanc, à l'étude bioécologique et des tests de lutte biologique contre la principale espèce. L'élevage en masse des larves au laboratoire et le suivi sur terrain ont montré que l'espèce *Geotrogus deserticola*, (Coleoptera, Scarabaeidae), est le ravageur qui cause l'essentiel des dégâts dans les parcelles de céréales. C'est un ravageur endémique à la céréaliculture en Algérie. La durée de son cycle est en moyenne de deux (02) ans chez les mâles, pouvant aller jusqu'à deux ans et demi chez les femelles dans les conditions du laboratoire. La totalité du développement larvaire se passe dans le sol où les larves effectuent des mouvements verticaux en fonction de l'humidité. En effet, les vers blancs recherchent une humidité assez élevée des sols, leur permettant une activité exploratoire importante pour la recherche de la nourriture (racines des plants de céréales). Nous avons démontré que les larves se rencontrent préférentiellement à l'interface sol sec-sol humide, ce niveau étant d'autant plus profond que la sécheresse estivale est intense. Les adultes de *Geotrogus deserticola* émergent à partir du mois de décembre jusqu'à mi-février. Les femelles sont incapables de voler et restent au sol à la sortie de leur terrier en émettant une phéromone sexuelle. Il a été constaté que potentiellement une femelle peut attirer plusieurs mâles, mais un seul mâle peut s'accoupler avec elle. La mesure de la longueur et de la largeur de la capsule céphalique des larves élevées au laboratoire a permis de mettre en évidence un mélange de tailles et de sexes des individus.

La lutte conventionnelle contre les larves de *Geotrogus deserticola*, reste pour le moment la seule alternative en utilisant des pesticides. Une protection chimique au moment du semis des céréales est nécessaire pour minimiser les dégâts en cas de trop forte densité de larves de *Geotrogus deserticola* dans le sol. Cependant, l'usage hasardeux de pesticides peut entraîner des risques secondaires importants pour des organismes non visés. Des essais de test

Conclusion générale

de pathogénicité en utilisant trois genres de champignons entomopathogènes. Deux souches de *Beauveria bassiana* (B7, B9), un isolat de *Metarhizium anisopliae* et un isolat de *Paecilomyces fumosoroseus* (wise) (P3) ont été utilisés contre le 1^{er} et 2^{ème} stade larvaires de *G. deserticola* dans des conditions de laboratoire contrôlées en utilisant trois concentrations de 10^3 , 10^5 et 10^7 conidies/ml. Les trois genres de champignons étaient très virulents et une différence significative dans la mortalité a été observée au 1^{er} et 2^{ème} stade larvaire avec différentes souches à la concentration de 10^7 conidies/ml.

A travers de ces résultats obtenus il s'est avéré que l'utilisation de ces entomopathogènes semble être un moyen intéressant pour contrôler ce ravageur l'un des objectifs de cette recherche était de réduire la dépendance aux pesticides ainsi l'utilisation raisonnée de ces champignons entomopathogènes.



Références
bibliographiques

Références bibliographiques

- Aby N: 2013.** Lutte biologique contre le charançon noir du bananier *Cosmopolites sordidus* Germar (Coléoptère, Curculinodae) en Côte d'Ivoire : Caractéristiques entomopathologiques d'isolats locaux de *Metarhizium* sp. sur les populations au laboratoire et en bananeraie, mémoire de thèse de Doctorat présentée à l'UFR biosciences de l'université de Cocody, p169,
- Aizawa K. 1987.** Strain improvement of insect pathogens, pp. 3-11.111 Maramorosch, K (cd.).Biotechnology in bwerlehrate Pathology and Cell Culture.Academic Press, New York.
- Alessandro CP, Padin S, Urrutia MI, López Lastra CC. , 2011.** Interaction des fongicides avec le champignon entomopathogène *Isaria fumosorosea*. Biocontrol Sci Technol 21:189–19h7.t.t ps://doi.org/10.1080/09583157.2010. 536200.
- Ali S, Huang Z, Ren S 2010.**Production of cuticle degrading enzymes by *Isaria fumosorosea* and their evaluation as a biocontrol agent against diamondback moth. J Pest Sci 83(4):361–370. <https://doi.org/10.1007/s10340-010-0305-6>
- Alves S.B., and Lecuona R. E., 1998.** Epizootiologia aplicadao contrôle microbiano de insetos. Controle microbiano de insetos., P: 97–170. In: Alves S.B. (ed.), Contrôle Microbiano De Insetos, P: 1163. São Paulo, Fealq.
- Amang à Mbang, P. Mounjouenpou, R.J. Mahob1, m. Mbarga Amougou,j. 7-Mouen Bedimo, s. Nyasse, I. Dibog, I. Bidzanga Nomo, I.R. Tchouamo et R. Babin 2012:** Evaluation naturelle de l'impact de *beauveria bassiana* : champignon enthomopathogène dans la dynamique de population *Hypothenemus hampei*, scolyte de baies des cerises de coffea canefora African Crop Science Journal, Vol. 20, Issue Supplement s2, pp. 443 – 451
- Amjad M., Bashir M. H., Afzal M., Sabri M. A., and Javed N. 2012.** Synergistic effect of some entomopathogenic fungi and synthetic pesticides, against two spotted spider mite, *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae). Pakistan Journal of zoology, 44(4).
- Amutha M, Gulsar Banu J, Surulivelu T, Gopalakrishnan N.2010.** Effet des insecticides couramment utilisés sur la croissance du champignon Muscardine blanche, *Beauveria bassiana* dans des conditions de laboratoire. J Biopestic 3:143–146.

Références bibliographiques

- APS, 2016.** Algérie Presse Service : Le bilan préliminaire de la production des céréales durant la de la campagne moisson-abattage 2015-2016
- Arita, L. H., Furutani, S. C., Fukada, M. T., & Nakayama, T. R.1993.** Feeding response of the Chinese rose beetle (Coleoptera: Scarabaeidae) to nonstructural carbohydrates in plants. *Journal of Economic Entomology*, 86(5), 1416-1419..
- Arroyo-Manzanares N, Diana Di Mavungu J, Garrido-Jurado I.2017.** Stratégie analytique pour la détermination des destruxines connues et inconnues à l'aide de la spectrométrie de masse hybride quadripolaire-Orbitrap à haute résolution. *Anal Bioanal Chem* 409:3347–3h3tt5p7s. [://doi.org/10.1007/s00216-017-0276-z](https://doi.org/10.1007/s00216-017-0276-z).
- Arthurs S. and Thomas M. B. 2001.** Effect of temperature and relative humidity on sporulation of *Metarhizium anisopliae* var. *acridum* in mycosed cadavers of *Schistocerca gregaria*. *Invertebr. Pathol.* 78, 59-65.
- Asi MR,Bashir MH, Afzal.2010** Compatibilité des champignons entomopathogènes, *Metarhizium anisopliae* et *Paecilomyces fumosoroseus* avec des insecticides sélectifs. *Pak J Bot* 42:4207–4214.
- Avasthy, P. N. (1967).** Sugarcane pests in India and their control. *PANS*, 13:111-11
- Avery PB, Pick DA, Aristizábal LF.2013** Compatibilité de *Isaria fumosorosea* (Hypocreales : Cordycipitaceae) blastospores avec des produits chimiques agricoles utilisés pour la gestion du psylle asiatique des agrumes, *Diaphorina citri* (Hémiptères : Liviidae). *Insectes* 4: 694–711.<https://doi.org/10.3390/insects4040694>.
- Bachta M.S. 2011.** La céréaliculture en Tunisie : une politique de régulation à repenser. Paris (France) : CIHEAM. 19 p. (Notes d'analyse du CIHEAM, n. 64).
- Bahlouli F., Bouzerzour H., Benmahammed A. & Hassous K. L., 2005.** Selection of high yielding and risk efficient durum wheat (*Triticum durum* Desf.) cultivars under semi-arid conditions. *Pak. J. Agron*, vol. 4, 360-365.
- Balachowsky, A.S. et Mesnil, L., 1936.** Les insectes nuisibles aux plantes cultivées. Leurs mœurs, leurs destructions. *Traité d'entomologie agricole concernant la France, la Corse, l'Afrique du nord et les régions limitrophes*. Ed. Busson, Paris, 1630 -1632.

Références bibliographiques

- Balachowsky, A.S., 1962.** Entomologie appliquée à l'agriculture. Tome1 (1), Ed. Masson, Paris, 162p.
- Balazy, S., 1973.** A review of entomopathogenic species of the genus *Cephalosporium corda* (Mycota, Hyphomycetales). Bull. Soc. Sci. Let. Poznan 14: 101–137.
- Baldy C. 1992.** Effet du climat sur la croissance et le stress hydrique du blé en Méditerranée Occidentale. In Tolérance à la sécheresse des céréales en zone méditerranéenne, diversité génétique et amélioration variétale. Montpellier, 1992 Les Colloques 55: 191-203.
- Baldy C. 1993a.** Progrès récents concernant l'étude du système racinaire du blé (*Triticum* sp). Ann. Agron. (Paris). Pp 241-276.
- Baraud, J., 1985.** Coléoptères Scarabaeidae. Faune du Nord et de l'Afrique du Maroc au Sinai. Ed. Le chevalier, Paris, 652p.
- Baraud, J., 1992.** Coléoptères Scarabaeidae d'Europe. Faune de France. Publication de la fédération française des Sociétés de Sciences Naturelles, Paris et de la Société Linnéenne, Lyon, 856p.
- BASF,2018:** Maladies du blé; https://www.agro.basf.fr/fr/cultures/ble/maladies_du_ble/
- Bateman, R.P., M. Carey, D. Batt, C. Prior, Y. Abraham, D. Moore, N. Jenkins and Y. Fenlon 1996.** Screening for virulent isolates of entomopathogenic fungi against the desert locust, *Schistocerca gregaria* (Forsk.). Biocontrol Sci. Technol. 6: 549–560.
- Bonjean A., 2000.** L'histoire des blés des Limagnes d'Auvergne. Ed. Lima grain, 98 p.
- Booth R.G., Cox M.L. & Madge R.B., 1990.** Guides to insects of importance to man, 3.Coleoptera. International Institute of Entomology. The Natural History Museum pp 224-231
- Borrer, D. J. 1975.** Songs of the Rufous-sided Towhee. The Condor, 77(2), 183-195
- Bounagua N, 2007.** Essai d'efficacité d'un champignon entomopathogène *P. fumosoroseus* sur les population du criquet marocain *Dociostaurus maroccanus* (thunberg,1815) (Orthoptéra,acridae) dans la région de Mascara

Références bibliographiques

- Bouzerzour H., Benmahammed A., Benkharbache N., Hassous K.I.2001.** Contribution des nouvelles obtentions a l'amelioration et a la stabilite du rendement D'orge en zone semi-aride d'altitude. Revue de la recherche agronomique de l'inraa.
- Brink, R. A. (1955). Applied entomology. New York: McGraw- Hill Book Company, Inc. pp. 372-375.
- Brooks A. J., Aquino de Muro. A, Burree E., Moore D., Taylor,M.A. and Wall. R. 2004.** Growth and pathogenicity of isolates of the fungus *Metarhizium anisopliae* against the parasitic mite, Psoroptesovis: effects of temperature and formulation. Pest Manag. Sci., 60, 1043-1049.
- Butt T. M., and Goettel M. S. 2000.** Bioassays of Entomogenous fungi. Bioassays of entomopathogenic microbes and nematodes, 141-195.
- Cadi, A., 2005.** Caractérisation des zones céréalières potentielles à travers le Nord de l'Algérie. Rév. ITGC. Céréaliculture n° 44. : 36-39.
- Cadi,A.; Dellig, A.; Sarfatti, P.; Chiar. T.; Bellah, F.et Bazzani, F., 2000.** SIG et zonage agro-écologique : Application au Nord algérien. Rév. Céréaliculture n° 34 ITGC : 68-75.
- Canedo V., T. Ames 2004.** Laboratory Manuel de gestion des champignons entomopathogènes. International Potato Center (CIP), Lima, Pérou. 62 pp.
- Carolina Brunner-Mendoza, Hortensia Navarro-Barranco, Benjamín León-Mancilla, Armando Pérez-Torres & Conchita Toriello 2016.** Biosafety of an entomopathogenic fungus *Isaria fumosorosea* in an acute dermal test in rabbits, Cutaneous and Ocular Toxicology, DOI: 10.3109/15569527.2016.1156122.
- Carpio A, Arroyo-Manzanares N, Ríos-Moreno A .2016.** Développement d'une méthode d'extraction basée sur QuEChERS pour la détermination des destruxines dans les plants de pomme de terre par UHPLC–MS/MS. Talanta 146 : 815–822.https://doi.org/10.1016/j.talanta.2015.06.008.
- Carreño I. 2003.** Evaluación de la patogenicidad de diferentes hongos entomopatógenos para el control de la mosca blanca de la yuca *Aleurotrachelus Socialis* Bondar (Homoptera:Aleyrodidae) bajo condiciones de invernadero. Tesis de Licenciatura en

Références bibliographiques

- Microbiología Agrícola y Veterinaria. Pontificia Universidad Javeriana, Facultad de Ciencias Básicas. Microbiología Agrícola y Veterinaria. Bogotá, D. C. Colombia. pp 116
- Cartello A., 1991.** Influence de quelques plantes hôtes sur la croissance larvaire de *Geotrogus deserticola* (Coleoptera-Melolonthidae). Effet de deux champignons entomopathogènes sur cette espece. Thèse Ing. Agr. I.N.A.El Harache, 36p.
- Cauderon Y. 1979.** Etude des relations phylogénétiques chez le blé : Cytogénétique et biochimique. Journées d'études : Biochimie, génétique du blé. INRA Paris. pp. 30 - 33.
- Chandler, D., Heale, J.B. and Gillespie, A.T. 1993.** Germination of entomopathogenic fungus *Verticillium lecanii* on scaies of the glasshouse withe fly *Trialeurodes vaporariorum*. Biocontrol Science & Technology, 3: 16 1-1 64.
- Chehat F, 2007.** Analyse macroéconomique de la filière blé en Algérie. Projet PAMLIM « Perspectives agricoles et agroalimentaires Maghrébines Libéralisation et Mondialisation » Alger : 7-9 avril 2007.
- Chenafi H., Bouzerzour H., Aidaoui A. & Saci A., 2006.** Yield response of durum wheat (*Triticum durum*, Desf) cultivar Waha to deficit irrigation under semi-arid growth conditions. Asian Journal plant Science. 5: 854-860.
- Chennafi, H. ; Bouzerzour, H. ; Saci A. ; Chenafi A 2008a.** La pratique des façons culturales sur la culture du blé dur (*Triticum durum* Desf.) en environnement semi-aride. In: Proceedings of the 5th International Conference on Land Degradation. Valenzanos, Bari, Italy, 18-22 September 2008, p: 63-67.
- Cherry, R.H., 1985.** Seasonal phenology of white grubs (Coleoptera: Scarabaeidae) in Florida sugarcane fields. J. Econ. Entomol., 78, 787-789
- Chessel, D., 1975.** Mesures de dispersion spatiale et méthodes d'échantillonnage. Note, Université de Lyon I, Laboratoire de Biométrie, 35p.
- Clarkson J.M and Charnley A.K. 1996.** New insights into the mechanisms of fungal pathogenesis in insects, Trends Microbiol.4:197-204.
- Clement G. et Prats. 1971.** Les céréales. Ed.J.B. Bailliers et Fils, 360p.

Références bibliographiques

- Coca Abia, M., 1995.** Taxonomia y Biogeografía del genero *Rhizotrogus* en el Mediterraneo occidental. Madrid Universidad Complutense de Madrid, 243p.
- Coderre, D. et C. Vincent. 1992.** "La lutte biologique: toile de fond de la situation". Dans La lutte biologique, sous la dir. de Vincent, C. et D. Coderre, p. 3-16. Boucherville (Qué.) : Gaëtan Morin Éditeur Ltée
- Crocker, R. L., Marshall, D., Kubica-Breier, J. S. 1990.** Oats, wheat and barley resistance to white grubs of *Phyllophaga congrua* (Coleoptera: Scarabaeidae). Journal of Economic Entomology 83 (4):1553-1562
- David, H., & Kalra, A. N. 1965.** A study of the sugarcane internode borer, *Proceras indicus* Kapur. In Proc Int Soc Sug Cane Technol (Vol. 12, pp. 1444-1453).
- Deacon J.W., 1980.** Introduction to modern mycology. In: Basic microbiology (Wilkinson JF, ed) vol 7, Univ Edinburgh, 197 p
- Delassus, M. et Pasquier, R., 1930.** Les insectes nuisibles aux céréales en Algérie et les moyens pratiques de les combattre.
- Demirci F, Muştu M, Kaydan MB, Ülgentürk S 2011.** Effets de certains fongicides sur *Isaria farinosa*, et taux de croissance et d'infection in vitro sur *Planococcus citri*. Phytoparasitica 39:353– 360. <https://doi.org/10.1007/s12600-011-0168-2>.
- Djekoun A, Ykhlef N., Bouzerzour H., Hafsi M., Hamada Y., Kahali I. 2002.** Production du blé dur en zones semi-arides : identification des paramètres d'amélioration du rendement. Act des 3ème Journées Scientifiques sur le blé dur. Constantine.
- Donald W. Roberts et Raymond J. ST. Leger, 2004.** *Metarhizium* spp., Cosmopolitan Insect-Pathogenic Fungi: Mycological Aspects. Advances in applied microbiology, volume 54 Copyright 2004, Elsevier Inc. All rights reserved
- Donatti AC, Furlaneto-Maia L, Fungaro MHP, Furlaneto MC 2008.** Production et réglementation des protéases dégradant la cuticule à partir de *Beauveria bassiana* en présence de *Rhammatocerus schistocercoides* cuticule. Curr Microbiol 56:256–260. <https://doi.org/10.1007/s00284-007-9071-y>

Références bibliographiques

- Donzelli BGG, Krasnoff SB 2016** Molecular genetics of secondary chemistry in *Metarhizium* Fungi. In: Lovett B, Leger RJS (eds) Advances in genetics, vol 94. Elsevier, Amsterdam, pp 365–436
- Donzelli BGG, Krasnoff SB, Churchill ACL.2010.** Identification d'un hybride PKS–NRPS nécessaire à la biosynthèse du NG-391 dans *Metarhizium robertsii*. *Curr Genet* 56 : 151– 162. <https://doi.org/10.1007/s00294-010-0288-0>.
- Doumandji Mitiche, B., Doumandji, S. et Chakali, G., 1982.** Les ennemis naturels d'*Ectomyelois ceratoniae* Zeller (Lepidoptera : Pyralidae) dans les palmeraies de Biskra. *Bull. Zool. Agri. El Harrach, Alger*, 4, 1-10
- Doumandji, S., 1981.** Biologie et Ecologie de la pyrale des caroubes dans le Nord de l'Algérie :*Ectomyelois ceratoniae*. Zeller (Lepidoptera :Pyralidae). Thèse Doc. D'Etat en Sci Nat. Uni. Pierre etMarie Curie, ParisVI, 145p.
- Doumandji-Mitiche et Doumendji S ,1991.** La lutte biologique contre les déprédateurs des cultures .Collection de cours d'agronomie, Alger, p64.
- Driver, F., Milner, R. J., & Trueman, J. W. 2000.** A taxonomic revision of *Metarhizium* based on a phylogenetic analysis of rDNA sequence data. *Mycological research*, 104(2), 134-150.
- Duo-Chuan L 2006.** Revue des chitinasés fongiques. *Mon Co pathologie* 161:345–360. <https://doi.org/10.1007/s11046-006-0024-y>.
- Eliard, J.L. 1974.** Manuel d'agriculture générale. Bases de la production végétale. Ed. Baillière, Paris, 344 p.
- El-Sharabasy H. M. 2015.** Laboratory evaluation of the effect of the entomopathogenic fungi, *Hirsutella thompsonii* and *Paecilomyces fumosoroseus*, against the citrus brown mite, *Eutetranychus orientalis* (Acari: Tetranychidae. *Plant Protection Science*, 51(1), 39-45 Endrodi, S. (1985) *The Dynastinae of the World*. Dr. W. Junk Publisher, Dordrecht.800p.
- Evans, W.G. et Gyrisco, G.G., 1959.** A study of the flight habits of the european Chafer. *Entomologia experimentalis et applicata*, 2 (1), 21-26.
- Fabre J. H., 1919.** Les ravageurs- Récit. Sur les insectes nuisibles à l'agriculture.

Références bibliographiques

Faostat, 2015: www.FAOstate.com

Faostat,2019:<https://fr.statista.com/statistiques>

Faostat,2022:<https://fr.statista.com/statistiques/990881/production-totale-de-cereales-par-type-en-hiver-algerie/>

Fegrouche, 2014 : Bioécologie de *Sphodroxia maroccana* (Coleoptera : Melolonthidae).Effets collatéraux du contrôle des larves de ce ravageur sur la faune entomologique non ciblent dans les parcelles de régénération du chêne-liège de la forêt de la Mamora (Maroc) thèse de doctorat 210 p.

Feliachi, K., 2000. Programme de développement de la céréaliculture en Algérie. In proc . symposium blé 2000, enjeux et stratégie Algérie 21-27.

Feng P, Shang Y, Cen K, Wang C 2015. Biosynthèse fongique de l'oosporéine de bibenzoquinone pour échapper à l'immunité des insectes. Proc Natl Acad Sci 112:11365–11370.<https://doi.org/10.1073/pnas.1503200112>.

Fernandes E.K.K., Keyser C.A., Rangel D.E.N., Foster R.N et Roberts D.W. 2010.CTC medium: A novel dodine-free selective medium for isolating entomopathogenic fungi, specially *Metarhizium acridum*, from soil. Biol. Control. 54 (6): 197-200

Ferron, P. 1978. Biological control of insect pests by entomogenous fungi. Annual review of entomology, 23(1), 409-442

Ferron, P., J. Fargues et G. Riba. 1993. Les champignons agents de lutte microbiologique contre les ravageurs. In: La lutte biologique. A. Fraval (ed.). Dossier de la Cellule environnement de l'INRA 5: 65-93.

Fiedler Z, Sosnowska D. 2017. Effets secondaires des fongicides et insecticides sur champignons entomopathogènes in vitro. J Plant Prot Res 57:355–360.<https://doi.org/10.1515/jppr-2017-0048>.

Freude H., Harde K. W. & Lohse G. A., 1969: Die Käffer Mitteleuropas, Band 8. Goecke & Evers, Krefeld, 388 pp

Références bibliographiques

- Ganassi S., Moretti A., Stornelli C., Fratello B. & Pagliai A.M. 2006.** Effect of *Fusarium*, *Paecilomyces* and *Trichoderma* formulations against aphid *Schizaphis graminum*. *Mycopathologia* 151, p. 131-138.
- Gardner, W. A.; Noblet, R.; Schwehr, R. D.1984.** The potential of microbial agents in managing populations of the fall armyworm. *Florida Entomologist*, Gainesville, v. 67, n. 3, p. 325-332.
- Gerritsen, L. J., Wieggers, G. L., & Smits, P. H. 1998.** Pathogenicity of New Combinations of *Heterorhabditis* spp. And *Photorhabdus luminescens* against *Galleria mellonella* and *Tipula oleracea*. *Biological Control*, 13(1), 9-15
- Ghodbani T. 2009,** Environnement et littoralisation de l'Ouest algérien, Thèse de doctorat en géographie, Université d'Oran Es-Senia, Université de Paris 8 Seine-St-Denis, 306 p.
- Globe,2005 :** Protocole de mesure de température du sol p19
- Gillespie J.P. and Kanost M.R. 1997.** Biological mediators of insect immunity. *Annu. Rev. Entomol.* 42, 611–643p.
- Goettel M.S. and Inglis D.G. 1997.** Fungi: Hyphomycetes. In: Lacey, L.A. (ed.) *Manual of Techniques in Insect Pathology*. Academic Press, London, pp. 213–249.
- Gray TRG, Williams ST., 1971.** Soil microorganisms (Heywood VH, ed) *Univ Reviews Bot*, Edinburgh, 240p
- Greenfield BPJ, Lord AM, Dudley E, Butt TM, 2014.** Conidies de champignon pathogène des insectes, *Metarhizium anisopliae*, n'adhèrent pas à la cuticule des larves de moustiques. *R Soc Open Sci* 1(2):140193.<https://doi.org/10.1098/rsos.140193>.
- Guillaume A, 1938.** les animaux ennemis de nos cultures-procédés de destruction Ed.POUTIERS, S.P.V, Paris 411.
- Gundannavar K.P., Lingappa S. and Giraddi R.S., 2006.** Susceptibility of *Helicoverpa armigera* (Hübner) to *Beauveria bassiana* (Balsamo) Vuill. *Kartanaka J. Agric. Sci.*, 19(4), 952-953.
- Gupta, B. D. and Avasthy, P. N. 1957.** An epidemic of stem borer, *Chilo tumidicostalis* Hampson. *Newsletter of Indian Institute of Sugarcane Research*, Lucknow, 3: 4.

Références bibliographiques

- Habeck, D. H. 1963.** Description of immature stages of the Chinese rose beetle, *Adoretus sinicus* Burmeister (Coleoptera: Scarabaeidae).
- Hajek, A.E. and R.J. St. Leger, 1994.** Interaction between fungal pathogens and insect hosts. *Annu. Rev. Entomol.* 39: 293–322.
- Hall Barry G, 1982.** Evolution of a Regulated Operon in the Laboratory. *Journal List Genetics*sv.101 (3-4); 1982 Jul PMC1201865.
- Hall RA, Papierok B., 1982.** Fungi as biological control agents of arthropods of agricultural and medical importance. *Parasitology*, 84, 205-24
- Hall, R.A.1984:** Epizotic potential for aphids of different isolates of *verticillium Lecanii*. *Entomophaga*, 29 :311-321
- Harizia A. and Lazreg F. 2016.** Efficacy of the entomopathogenic fungus, *Paecilomyces fumosoroseus* (Wise) Brown and Smith (Ascomycota: Hypocreales) against *Geotrogus deserticola* (Coleoptera: Melolonthidae). *Journal of Entomological Research*, 40(3), 223-228.
- Haruma T, Yamaji K, Ogawa K 2019.** Root-endophytic *Chaetomium cupreum* améliore chimiquement la tolérance à l'aluminium dans *Miscanthus sinensis* en augmentant les détoxifiants à base d'aluminium, l'acide chlorogénique et l'oosporéine. *PLoS ONE* 14:e0212644. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0212644>.
- Hassan, S.T., 1975.** Effects of high temperature and soil moisture on survival of first instar larvae of the Scarab. *Anoplognathus porosus* (Dalman) (Coleoptera). *J. Appl. Ecol.*, 12, 749-754
- Hirose E, Neves PMOJ, Zequi JAC 2001.** Effet de bio fertilisants et huile de neem sur les champignons entomopathogènes *Beauveria bassiana* (bals.) vuill. et *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) sorok. *Arch Biol Technol brésilien* 44: 419–423. <https://doi.org/10.1590/S1516-89132001000400013>.
- Hubert,P.,1998.** Recueil de fiches techniques d'Agriculture Spéciale 17 : 23-27.
- Huiting, H. F., Moraal, L. G., Griepink, F. C., and Ester, A. 2006.** Biology, control and luring of the cockchafer, *Melolontha melolontha*: literature report on biology, life cycle and pest incidence, current control possibilities and pheromones. PPO.

Références bibliographiques

- Hummel, M., & Kiviat, E. 2004.** Review of world literature on water chestnut with implications for management in North America.
- Hurpin, B., 1955.** Incidences agronomiques des conditions de développement du 1er stade larvaire de *Melolontha melolontha* (L.). C.R. Acad. Agric. 41, 730-736.
- Inglis G.D., Goettel M.S, Butt T.M et Strasser H. 2001.** Use of hyphomycetous fungi for managing insect pests. In: Butt TM, Jackson CW, Magan N (eds) Fungi as biocontrol agents: progress, problems and potential. CABI Publishing, Wallingford, UK, 23–55.
- INPV, 2015.** Bilan annuel sur le ver blanc. INPV- El harrache, Alger.
- Jaber LR, Enkerli J 2017.** Fungal entomopathogens as endophytes : peuvent-ils favoriser la croissance des plantes. Biocontrôle Sci Technol 27:28–41.<https://doi.org/10.1080/09583157.2016.1243227>.
- Jackson T.A. & Klein M.G., 2006.** Scarabs as pests: A continuing problem. Coleopterists Bulletin, 60 (5) Supplement S: 102-119
- Jackson, L. A., & Wenger, J. D.1993.** Laboratory-based surveillance for meningococcal disease in selected areas, United States, 1989–1991. MORBIDITY AND MORTALITY WEEKLY REPORT: CDC Surveillance Summaries, 21-30.
- Jackson, P.A.; Byth, D.E.; Fischer, K.S. and Johnston. R.P. 1996.** Genotype x environment interactions in progeny from a barley cross: II. Variation in grain yield, yield components and dry matter production among lines with similar times to a thesis. Field Crops Research 37: 11-23.
- Jacquemin G. A. Hubaux², D. Eylembosch¹, N. Maxmini³, et R. Meza, 2020** : Blé dur : une opportunité pour la diversification des cultures- Livre Blanc « Céréales » – Février 2020-p7
- Jaihan P, Sangdee K, Sangdee A 2016.** Sélection champignon entomopathogène pour le contrôle biologique de l'antracnose du piment causée par *Colletotrichum* spp. Eur J Plant Pathol 146:551–564.<https://doi.org/10.1007/s10658-016-0941-7>.
- Jin K, Peng G, Liu Y, Xia Y 2015.** La tréhalase acide, ATM1, contribue à la croissance et à la virulence in vivo du champignon entomopathogène, *Metarhizium acridum*. Fungal Genet Biol 77: 61–67. <https://doi.org/10.1016/j.fgb.2015.03.013>.

Références bibliographiques

- Jourdeuil, P., Grison, P., & Fraval, A. 1991.** La lutte biologique: un aperçu historique. *Courrier de la cellule environnement INRA*, 15(15), 37-60
- Kelkouli, M., 2000.** Utilisation rationnel de l'eau et technique de récolte des eaux de pluie. Rap .annuelle du projet OFWH in WANA.ITGC /ICARDA.32p.
- Keller S., 1987.** Arthropod-pathogenic Entomophthorales of S witzerland.1. Conidiobolzis, Entonaophaga and Entomophthora. *Sydowia*, 40 : 122-167.
- Keller, S. 2000.** Use of *Beuveria brongniartii* in Switzerland and its acceptance by farmers. In: S. Keller (ed.). Integrated control of soil pest subgroup "Melolontha", Proceedings of the meeting; IOBL, Switzerland,19-21 October 1998. *IOBC/wprs bulletin*, 23: 67-72.
- Keller, S. et Zimmermann, G. J 1989.** Mycopathogens of soil insects. [n Wilding, N., N. Collins, N. M. Hammond, P. M. Webber, and 1. F. Webber (eds.), *Insect-Fungus Interactions*. Academy Press, London, p. 240-269.
- Khan S, Guo L, Maimaiti Y 2012.** Entomopathogène champignons comme agent de lutte biologique microbienne. Race végétale Mol. <https://doi.org/10.5376/mpb.2012.03.0007>.
- Kouassi Mathias, 2012.** La lutte biologique une alternative viable à l'utilisation de pesticides. Doctorat en Sciences de l'environnement, Laboratoire de lutte biologique Université du Québec à Montréal, C.P. 8888, Succ. Centre-Ville, H3C 3P8.
- Kozłowska E, Dymarska M, Kostrzewa-Susłow E, Janeczko T 2019.** Biotransformation en cascade des oestrogènes par *Isaria fumosorosea* KCh J2. *Sci Rep* 9: 1–8.<https://doi.org/10.1038/s41598-019-47225-1>.
- Kramer, K.J., Hopkins, T.L., Schaefer, J., 1988.** Insect cuticle structure and metabolism. In: Hedin, P.A., Menn, J.J., Hollingworth, R.M. (Eds.), *Biotechnology for Crop Protection*. American Chemical Society, Washington, DC, pp. 160–185L. Armstrong, and M. B. Jackson, eds., Plenum, New York (in press).
- Kulkarni S.A, Vandana G., Girish K., Manisha K., Santosh B., Chavan, A.R., Sanjay K., Patil,Yogesh Shouche, Mukund V., and Deshpande 2008.** Comparison of

Références bibliographiques

- Metarhizium* isolates for biocontrol of *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) in chickpea. *Biocontrol Science Technology*. 18, 809-828.
- Kumar R, Kumawat N, Sahu YK 2017.** Role of bio fertilizers in agriculture. *Pop Kheti* 5:63–66
- Labana, K. S. 1987.** It is time to control the white grub. *Indian Farming* 37(4): 31
- Lacey LA, Grzywacz D, Shapiro-Ilan DI 2015.** Insecte agents pathogènes comme agents de lutte biologique : retour vers le futur. *J Invertebr Pathol* 132: 1–41. <https://doi.org/10.1016/j.jip.2015.07.009>.
- Lacey LA, Mercadier G 1998.** L'effet d'allélochimiques sur la germination des conidies et des blastospores et croissance mycélienne du champignon entomopathogène, *Paecilomyces fumosoroseus* (Deutéromycotine Hyphomycètes). *Mycopathologie* 142 : 17–25. <https://doi.org/10.1023/A:1006963016316>.
- Lacey, L. A., Martins, A. N. T. O. N. I. O., & Ribeiro, C. A. R. L. O. S. 1994.** The pathogenicity of *Metarhizium anisopliae* and *Beauveria bassiana* for adults of the Japanese beetle, *Popillia japonica* (Coleoptera: Scarabaeidae). *European Journal of Entomology*, 91(3), 313-319.
- Laird, M., Lacey, L.A. and Davidson, E.W. 1990.** Safety of microbial insecticides. CRC Press.
- Langford, G. S., Crosthwait, S. L., & Whittington, F. B. 1940.** The value of traps in Japanese beetle control. *Journal of Economic Entomology*, 33(2), 317-320.
- Latch, G. C. M. 1965.** *Metarhizium anisopliae* (Metschnikoff) Sorokin strains in New Zealand and their possible use for controlling pasture-inhabiting insects. *New Zealand Journal of Agricultural Research*, 8(2), 384-396.
- Laura Flores-Villegas¹, Margarita Cabrera-Bravo¹, Conchita Toriello¹, Martha I. Bucio-Torres¹, Paz María Salazar-Schettino¹ and Alex Córdoba-Aguilar. 2016.** Survival and immune response of the Chagas vector *Meccus pallidipennis* (Hemiptera: Reduviidae) against two entomopathogenic fungi, *Metarhizium anisopliae* and *Isaria fumosorosea*. *Flores-Villegas et al. Parasites & Vectors* (2016) 9:176 DOI 10.1186/s13071-016-1453-1.

Références bibliographiques

- Lecorre V., Bernard M. 1995.** Assessment of the type and degree of restriction fragment length polymorphism (RFLP) in diploid species genus *Triticum*. Theor. Appl. Genet 90 : 1063 – 10067.
- Leger RJS 2017.** Les insects pathogens. Microbiol Spectre. <https://doi.org/10.1128/microbiolspec.funk-0001-2016>.
- Leng, C. W. 1920.** Catalogue of the Coleoptera of America, North of Mexico. John D, Sherman, Jr., Mt. Vernon, N. Y. 470 pp.
- Lim, K.P., Steward, R.K. et Yule, W.N., 1981.** Natural's enemies of the common June beetle; *Phyllophaga anxia*, (Coleoptera Scarabaeidae) in Southern Quebec. Ann. Soc. Ent. Quebec, 26, 14-27.
- Liu, W. L., P. Zhang, J. P. Fellers, B. Friebe and B. S. Gill, 2004.** Sequence composition, organization, and evolution of the core Triticeae genome. Plant J 40: 500-511.
- Madaci B., 1991.** Contribution à l'étude de l'entomofaune des céréales et particulièrement quelques aspects de la Bio-écologie d'*Oulema hoffmannseggil* Lac (Coleoptera Chrysomélidae) dans la région du Khroub, Constantne. Thèse Mag. Agr., Inst. Agro., Batna, 89, 101p.
- MADR. 2016 :** Ministère de l'agriculture - Statistiques agricoles, superficies et productions. Direction des Statistiques Agricoles et des Enquêtes Economiques. Séries B01, 2006-. www.minagri.dz
- MADR. 2017 :** Ministère de l'agriculture., -. Statistiques agricoles, superficies et productions. Direction des Statistiques Agricoles et des Enquêtes Economiques. Séries B01, 2017-. www.minagri.dz.
- Mahdadi, M., et Bouzidi, A. 2013.** Etude du comportement des variétés de blé dur (*Triticum durum* Desf.) sous conditions semi-arides. Mémoire d'ingénieur d'Etat en Sciences Agronomiques, Option : Amélioration et Production Végétales, Université de Sétif. 65p.
- Makhlouf A., Bouzerzour H., Benmahammed A., Hadj Sahraoui A., & Harkati N., 2006.** Adaptation des variétés de blé dur (*Triticum durum* Desf.) au climat semi-aride. Sécheresse (sous presse).

Références bibliographiques

- Mari, J. M., Nizamani, S. M., Lohar, M. K. and Khuhro, R. D. 2004.** Biology of *Menochilus sexmaculatus* (Fab.) and *Coccinella undecimpunctata* (L.) (Coccinellidae: Coleoptera) on Alfalfa *Therioaphis trifolii* Monell. *Journal of Asia-Pacific Entomology*, 7(3): 297-301
- Mascarin GM, Jaronski ST 2016.** La production et les usages de *Beauveria bassiana* comme insecticide microbien. *Monde J Microbiol Biotechnol* 32:1–26.<https://doi.org/10.1007/s11274-016-2131-3>
- Matheson, M. (1985).** Entomology for introductory courses. New Delhi: International Books and periodicals Supply Service. pp. 629.
- Matheson, M., 1985.** Entomology for introductory courses: International books and Periodicals Supply Service, New Delhi India.629p.
- Mazouz L., 2006.** Etude de la contribution des paramètres phéno-morphologiques dans l'adaptation du blé dur (*Triticum durum*. Desf) dans l'étage bioclimatique semi-aride. Mémoire de magister en sciences agronomiques.
- Mc Namara L, Dolan SK, Walsh JMD 2019.** Oosporein, un métabolite abondant dans *Beauveria caledonica*, avec un mécanisme d'induction de rétroaction et un rôle dans la virulence des insectes. *Fungal Biol* 123: 601–610.<https://doi.org/10.1016/j.funbio.2019.01.004>
- McCoy A., Quintela E.D and Faria M.1988.**Environmental Persistence of Entomopathogenic Fungi. In, *New direction in biological control*. R.R. Baker and P.E. Dunn (eds), A.R. Liss, New York, 139-159
- McKinnon AC, Saari S, Moran-Diez ME., 2017.** *Beauveria bassiana* as an endophyte: a critical review on associated methodology and biocontrol potential. *Biocontrol* 62:1–17.<https://doi.org/10.1007/s10526-016-9769-5>
- Mehenni, M.T. 1994.**Recherches écologiques et biologiques sur les Coléoptères des cédraies algériennes. Doctoral dissertation, thèse de Doctorat, Université des Sciences et Technologie de Houari Boumediène, Alger, Algérie.

Références bibliographiques

- Meinert G., Glas M., Fröschle M., Albert R., Harmuth P., Schmidt K. (2001):** Integrierte Pflanzenschutzmaßnahmen gegen den Feldmaikäfer (*Melolontha melolontha* L.) im Bereich des nördlichen Kaiserstuhls. *Gesunde Pflanzen*, 53: 148–157.
- Mellin M.A. & E. Carza. 1994.** Sensibilidad in vitro de estados ninfales de mosquita blanca *Bemisia tabaci* (Homóptera:aleyrodidae) a 12 aislamientos de *Paecilomyces* spp. XVII. Congreso Nacional de Control Biológico. Oaxaca, Oax. México..
- Mesbah, A. 2002.** Contribution à l'étude de l'éco biologie et de la physiologie de la nutrition de *Geotrogus deserticola* (blanchard), insecte coléoptère ravageur des céréales en Algérie (Doctoral dissertation).
- Mesbah.A et Boufersaoui.A, 2002.** Contrôle du cycle biologique de *Geotrogus deserticola* Blanch, insecte coléoptère ravageur des céréales en Algérie. *Bulletin de la Societe Zoologique de France*, 1272: 137-148.
- Miara M D., 2008.** Préviation de l'érosion hydrique par le model de simulation WEPP pour les principaux types de sols cultivés dans la région de Tiaret. *Mém. Ing. Univ.Tiaret*. 84p
- Miara MD., 2011.** Contribution à l'étude de la végétation du massif de Guezoul (Tiaret). *Mém. Mag, Univ- Oran. Algérie*. pp 126.
- Mishra, S. K., et Singh, V. P. 1999.** Another look at SCS-CN method. *Journal of Hydrologic Engineering*, 4(3), 257-264.
- Mittal I.C., 2000.** Survey of Scarabaeid (Coleoptera) fauna of Himanchal Pradesh (India) *Journnal of Entomological Research* 24 : 133-141.
- Mohiuddin S., Zaki F. A., Munshi N. A., Jan A., and Sultan P. 2006.** Evaluation of some entomopathogenic fungal isolates from Kashmir for the biocontrol of white grubs infesting turf grass in golf course. *Journal of Biological Control*, 20(1), 45-50.
- Molden, D. and Oweis, T. (Coordinating Leading Authors), 2007.** Pathways for Increasing water productivity. In: Molden, D. (Edi.), *Water for Food, Water for Life: A review*
- Mondal S, Baksi S, Koris A, Vatai G 2016.** Voyage des enzymes chez les champignons entomopathogènes. *Pacific Sci Rev A Nat Sci Eng* 18: 85 – 99. <https://doi.org/10.1016/j.psra.2016.10.001>.

Références bibliographiques

- Montreuil, O., 2000.** Systématique phylogénétique et biogéographie du genre *Amphimallon* Berthold, 1827 (Coleoptera Melolonthidae). Hypothèses évolutifs. Thèse de Doct du Museum National d'Hist. Nat. Entomol., 270p.
- Moonjely SS, Barelli L, Bidochka MJ., 2016** .Insecte pathogène champignons en tant qu'endophytes. : Lovett B, Léger RJS (eds) *Advances in genetic*. Elsevier, Amsterdam, pp 107– 135 .
- Mugnai, L., Bridge, P.D. and Evans, H.C. 1989.** Achemotaxonomic evaluation of the genus *Beauveria*. *Myc. Res.* 92:199-209.
- Munawar, S., Khokhar, M.F., Atif, S., 2015.** Reducing emissions from deforestation and forest degradation implementation in northern Pakistan. *Int. Biodeter. Biodegr.* 102, 316e323
- Neves PMOJ, Hirose E, Tchujo PT, Moino A 2001** Compatibilité des champignons entomopathogènes avec les insecticides néonicotinoïdes. *Néotrop Entomol* 30:263–268.[https://doi.org/ 10.1590/s1519-566x2001000200009](https://doi.org/10.1590/s1519-566x2001000200009).
- Olleik H, Nicoletti C, Lafond M., 2019.** Comparatif analyse structure-activité de l'activité antimicrobienne, de la cytotoxicité et du mécanisme d'action des enniaines et de la beauvéricine cyclohexadepsipeptides fongiques. *Toxines (Bâle)* 11:514.<https://doi.org/10.3390/toxins11090514>.
- Padilla M. 2000.** *Aliments et nourritures autour de la Méditerranée*. KARTHALA. Paris
- Patil, B. R. and Hasabe, B. M. 1981.** Chemical control of white grub, *Holotrichia serrata* Fabr. infesting groundnut, paddy and sorghum. *Indian Journal of Entomology* 43(2): 232-236.
- Pansu, Marc; Gautheyrou Jacques 2003** : *L'analyse du sol : minéralogique, organique et minérale*. Paris ; Berlin ; Heidelberg etc. : Springer. 1 vol. (XIX-993 p. ISBN : 2-287-59774-3
- Paulian, R. et Baraud, J., 1982.** Faune des Coléoptères de France II Lucanoidea et Scarabaeiodes. Paris : Lechevalier, *Encyclopedie entomologique (XLIII)*, 473p.
- Paulian, R., 1952.** Coléoptères Scarabeides. 2^e édition Paris : Lechevalier, (Faune de France, 63), 298p.

Références bibliographiques

- Pedrini N, Rosana C, Patricia Juarez M., 2007.** Biochimie de dégradation de l'épicuticule des insectes par des champignons entomopathogènes. *Comp Biochem Physiol* 146:124–137.
- Peters, A., Sarraquigne, J., Blum, B., and Kuske, S. 2007.** Control of the hazelnut borer, *Curculio nucum*, with entomopathogenic nematodes. *IOBC WPRS BULLETIN*, 30(1), 73
- Peyerimhoff, P., 1945.** Etude sur la systématique des coléoptères du Nord-africain. Les *Rhizotrogus*. *Ann. Soc. Ent. Fr.*, 144, 1-76.
- Picard E. 1988.** Sélection du blé. L'intégration des biotechnologies : 48 – 58.
- Potter, B., Sinclair, J., and Till, D. 1992.** An introduction to formal specification and Z. Prentice-Hall, Inc
- Prasad CS, Hussain MA. 2011.** Entomopathogenic fungi for Sustainable Agriculture. In: Bhardwaj SC, Singh Swaroop, Bhatnagar A, editors. *Plant Protection through Eco-friendly Techniques*. New Delhi, India: Pointer Publishers; p. 264
- R Atnadass A., M Ichellon R., R Andriamanantsoar. and S Éguy I. 2006.** Effects of soil and plant management on crop pests and diseases, IN UPHOFFN. BALL A., FERNANDES E., H ERREN H., HUSSONO. L AING M., P ALM C., P RETTY J., S ANCHEZ P., SANGINGA N. & THIES J. (eds), *Biological Approaches to Sustainable Soil Systems*. CRC Press-Taylor & Francis, Boca Raton, Florida: 589-602.
- Rachdi S. & Haddan M., 1998.** Importance des dégâts et identification des vers blancs ravageurs des jeunes plants de chêne-liège dans la forêt de la Mamora (Maroc). *Protection Intégrée des Forêts de chênes, IOBC/WPRS Bull.* 22 (3) : 41-45
- Rajagopal, D. et Zilberman, D. 2007.** Review of environmental, economic and policy aspects of biofuels. Policy Research Working Paper 4331. Washington, DC, États-Unis, Banque mondiale
- Rajaonarison H. J. & Rakotoarisoa D. 1994.** Bionomie et contrôle des *Heteronychus arator*, *H. bituberculatus* et *H. plebejus*. Rapport de campagne 1991 et 1992 : Protection intégrée en riziculture au Lac Alaotra. FOFIFA-Coopération suisse (Coleo. Scarabaeidae : Dynastinae), 45 p

Références bibliographiques

- Ramakuwela T, Hatting J, Bock C 2020.** Établissement de *Beauveria bassiana* comme endophyte fongique dans la noix de pécan (*Carya illinoensis*) des semis et sa virulence contre les insectes ravageurs de la noix de pécan. Biol Control 140:104102. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrôle.2019.104102>
- Ramle M., Norman K. & Mohd Basri W., 2011.** Trap for auto dissemination of *Metarhizium anisopliae* in the management of Rhinoceros beetle, *Oryctes rhinoceros*. Journal of Oil Palm Research, 23: 1011-1017
- Randriamanantsoa R., 2010.** Systématique des vers blancs (Coleoptera, Scarabaeoidea) En Riziculture pluviale des régions de Haute et Moyenne Altitudes du Centre-Ouest de Madagascar. Bio écologie du Ravageur *Heteronychus Arator* Rugifrons (Fairmaire, 1871)- Coleoptera, Scarabeoidea, Dynastidae). (1-198), p 8.
- Raodev, A. K., Deshpande, S. V. and Cawthekar, B. R. (1974).** White grub menace in Maharashtra State. Agriculture College Magazine, Parbhani. 14: 20-25.
- Rapilly F., 1968.** Les techniques de mycologie en pathologie végétale. Institut National de la Recherche Agronomique, Vol. 19, 101 p
- Rastoin J.-L., Benabderrazik E.H., 2014.** Céréales et oléoprotéagineux au Maghreb : Pour un co-développement de filières territorialisées, Ipemed, Col. « Construire la Méditerranée », Paris : 136 p.
- Rayburn A. L., Gill B. S. 1985.** Molecular evidence for the origin and evolution of chromosome 4 A in polyploidy wheats. Can. J. Genet. Cytol. 27: 246-250.
- Reddy DS, Reddy M, Pushpalatha M., 2018.** Interaction de fongicides avec agents de lutte biologique. J Entomol Zool Goujon. 3:2098–2104
- Régnier, R. et Hurpin. B., 1955.** Conclusions à tirer des récents travaux sur les hannetons (Melolonthinae). C. R. Acad. Agric., 41, 152-166.
- Régnier, R. et Joary, P., 1954.** Les expériences de lutte contre les vers blancs dans le département de l’Oise. Actualités agronomiques. Série C: Epiphyties 1,133-138.
- Reinhard, H.J. 1946.** The life histories of some Texas Phyllophaga. Journal Economical Entomology 39: 475-480

Références bibliographiques

- Riba G. et Silvy C., 1989.** Combattre des ravageurs des cultures. Enjeux et perspectives, p. 230.
- Ridsdill Smith, T.J., Porter, M.R. et Furnival, G., 1975.** Effects of temperature and developmental stage on feeding by larvae of *Sericesthis nigrolinata* (Coleoptera Scarabaeida). *Ent. Exp. Applic.*, 18, North. Holland.Publi. Co., 244-254.
- Ríos-Moreno A, Garrido-Jurado I, Resquín-Romero G., 2016.** Destruixine Une production de *Metarhizium brunneum* souches lors de la colonisation endophytique transitoire de *Solanum tuberosum*. *Biocontrol Sci Technol* 26:1574–1585. <https://doi.org/10.1080/09583157.2016.1223274>.
- Ritcher P.O., 1966.** White Grubs and their Allies. A Study of North American Scarabaeoid Larvae. Oregon State Monographs, Studies in Entomology 4, Oregon State University Press, 219p
- Robert, P., Blaisinger, P., Harranger, J. et Varlet, G., 1985.** Une méthode d'échantillonnage des populations de vers blancs en prairies permanentes. *Phytoma. Défense des cultures*, 373, 41-42.
- Roberts, D. W. et A. S. Campbell. 1977.** Stability of entomopathogenic fungi. *Mise Pub. Entomol Soc. Am.* 10: 9-76.
- Roush RT, McKenzie JA. 1987.** Ecological genetics of insecticide and acaricide resistance. *Annu Rev Entomol.*; 32:361-80. doi: 10.1146/annurev.en.32.010187.002045. PMID: 3545056
- Sakamura T. Kurze 1918.** Mitteilung iiber die Werw and schafths verthältnisse der Trilieum. *Arten. Bot. Mag. Tokyo*, 32, 1918.
- Samson R. A. 1981.** Identification: Entomopathogenic Deuteromycetes. In *Microbial Control of Pests and Plant Diseases 1970–1980* (ed. Burges, H. D.), pp. 93–106. Academic Press.
- Samson, R. A., Evans, H. C. y Latgé, J. P. 1988.** *Atlas for Entomopathogenic Fungi*, Springer-Verlag, New York

Références bibliographiques

- Santi L, Beys da Silva WO, Berger M., 2010.** Conidies protéines de surface de *Metarhizium anisopliae* : source d'activités liées aux effets toxiques, à la pénétration de l'hôte et à la pathogénèse. *Toxicon* 55:874–880.<https://doi.org/10.1016/j.toxicon.2009.12.012>
- Seltzer P., 1946.** Le climat de l'Algérie. *Trav.Inst.Météorol. Phys.Globe. Alger. Vol :1.219p*
- Séverine Chastaing et Hélène Rouffaud ,2019.** Suivi de la Biodiversité selon les protocoles OAB en Lot-et Garonne publication du Service Productions de la Chambre d'agriculture 47.p15
- Shah FA, Wang CS, Butt TM. 2005.** Nutrition influences growth and virulence of the insect-pathogenic fungus *Metarhizium anisopliae*. *FEMS Microbiol Lett* 251:259–266. <https://doi.org/10.1016/j.femsle.2005.08.010>.
- Sharma, M. L. (1989). White grub and its management in Rajasthan. *Indian Farming*, 2:33-36.
- Shrestha, B. B., Shabbir, A. and Adkins, S. W. 2015.** *Parthenium hysterophorus* in Nepal: A review of its weed status and possibilities for management. *Weed Research*, 55(2):132– 144
- Silva W., Santi L, Berger M., 2009.** Caractérisation d'une lipase de surface des spores de l'agent de lutte biologique *Metarhizium anisopliae*. *Process Biochem* 44:829–834. <https://doi.org/10.1016/j.procbio.2009.03.019>.
- Singh, M. P. and Mishra, P. N. 2003.** White grubs in hilly and mountain agro ecosystem of Uttaranchal. *Indian Farming*. pp. 20-23.
- Skinner M, Parker BL, Kim JS., 2014.** Rôle des champignons entomopathogènes. Dans : Abrol DP (ed) *Lutte antiparasitaire intégrée*. Academic Press, Cambridge, pp 169–191
- Soltani R., Ikbel C. & Habib Ben Hamouda M., 2008.** Descriptive study of damage caused by the rhinoceros beetle, *Oryctes agamemnon*, and its influence on date palm oases of Rjim Maatoug, Tunisia. *Journal of Insect Science*, 8: 1-11
- Soltner D., 1990.** Les grandes productions végétales : Céréales, plantes sarclées, prairies. *Coll. Sciences et Techniques agricoles. 17ième Ed. 464p.*
- Soltner, D., 1980.** Les grandes productions végétales. *Edi. Collection des sciences et des techniques agricole* : 15-55.

Références bibliographiques

- Soltner, D., 2005.** La base de la production végétale Tom I. Le sol et son amélioration 24eme Edi. collection science et technique agricole. 472P
- Sotelo-Mundo RR, Lopez-Zavala AA, Garcia-Orozco KD. 2007.** Le lysozyme d'insecte (*Manduca sexta*) est une enzyme adaptée au froid. *Protein Pept Lett* 14: 774–778.
- St Leger R.J. 1993.** Biology and mechanisms of insect-cuticle invasion by deuteromycete fungal pathogens, In: *Parasites and pathogens of insects*. Beckage NE, Thompson SN, (eds), Federici BA (eds.). Academic Press Inc., New York, USA .2: 211-225
- Starnes, R. L., Liu, C. L., & Marrone, P. G. 1993.** History, use, and future of microbial insecticides. *American Entomologist*, 39(2), 83-91
- Stein, W. 1965.** Composition de la faune carabide d'un pré dont les conditions d'humidité changent fortement. *Journal de morphologie et d'écologie des animaux*, 55, 83-99
- Strasser H, Forer A, Schinner F.1996.** Development of media for the selective isolation and maintenance of virulence of *Beauveria brongniartii*. *Proc. 3rd Internat. Workshop Microbial Control of Soil Dwelling Pests*, 125-130
- Stufkens, N.W. et Farrell, J.A., 1980.** Life history and distribution of *Adoryphorus couloni burmeister* (Coleoptera: Scarabaeidae) in Canterbury, New Zealand. *N.Z. J. Agric. Research*, 23, 569-573
- Supakdamrongkul P, Bhumiratana A, Chanpen W., 2010.** Caractérisation d'une lipase extracellulaire du champignon de lutte biologique, *Nomurea rileyi* MJ, et sa toxicité envers *Litura* de Spodoptera. *J Invertebr Pathol* 105: 228–235
- Tahir,M.; Ketata, H. and Amiri, A.,1998.** Breedin of wheat (*Triticum aestivum* L.) for thermal stress tolerance for continental Mediterranean environments. In proceeding for of the 9th international wheat genetic symposium .Vol.4: 95-97.
- Taibon J, Sturm S, Seger C., 2015.** Évaluation quantitative des destruxines de fraise et de maïs dans la gamme des parties inférieures par milliard : combinaison d'un protocole d'extraction basé sur QuEChERS avec un test UHPLC-QTOFMS rapide et sélectif. *J Agric Food Chem* 63:5707–5713. <https://doi.org/10.1021/acs.jafc.5b01562>.

Références bibliographiques

- Talibi, I., Boubaker, H., Boudyach, E. H., & Ait Ben Aoumar, A. 2014.** Alternative methods for the control of postharvest citrus diseases. *Journal of applied microbiology*, 117(1), 1-17.
- Tiempo, 2020.** https://www.meteoblue.com/fr/meteo/semaine/alger_alg%C3%A9rie_2507.
- Tigano-Milani MS, Carneiro RG, De Faria MR., 1995.** Caractérisation des isoenzymes et pathogénicité de *Paecilomyces fumosoroseus* et *P. lilacinus* à *Diabrotica speciosa* (Coleoptera : Chrysomelidae) et *Meloidogyne javanica* (Nematoda : Tylenchidae). *Contrôle biologique* 5: 378–382.
- Tinatin Doolotkeldieva, Saikal Bobusheva, Aijamal Kulmanbetova, Sezim Zholdoshbekova, Aygerim Amanbek Kyzy 2019.** Characterization of *Beauveria bassiana* isolates from Kyrgyzstan Kyrgyz-Turkish Manas University, Plant Protection Department, 56, Prospect Ch. Aytmatov, Bishkek City 720044, and Kyrgyzstan. *Journal of Invertebrate Pathology* · September 2019 DOI: 10.1016/j.jip.2019.107243.
- Tkaczuk C, Harasimiuk M, Król A, Beres PK., 2015.** L'effet de pesticides sélectionnés sur la croissance des bactéries entomopathogènes champignons *Hirsutella nodulosa* et *Beauveria bassiana*. *J Ecol Eng* 16:177–183. <https://doi.org/10.12911/22998993/2952>
- Todorova S.J., Côté L.C., Martel P and Coderre D., 1994.** Heterogeneity of two *Beauveria bassiana* strains revealed by biochemical tests, protein profiles and bioassays on *Leptinotarsa decemlineata* (Col : Coccinelidae) larvae. *Entomophaga*. 39:159-169
- Tong-kwee, L., Muhamad, R., Fee Gait, C. and Lan Chiew, C., 1989.** Studies on *Beauveria bassiana* isolated from the cocoa mirid, *Helopeltis theobromae*. *Crop Protection* 8:358-362.
- Tulloch M., 1976.** The genus *Metarhizium*. *Transactions of the British Mycological Society*. 66 :497-411
- Varela, A. and E. Morales, 1996.** Characterization of some *Beauveria bassiana* isolates and their virulence toward the Coffee Berry Borer *Hypothenemus hampei*. *J. Invert. Pathol.* 67: 147–152
- Veeresh, G. K. (1977).** Bionomics and control of white grubs in India. *Sugar News* 9: 44-56.

Références bibliographiques

- Veeresh, G. K., 1974.** Light trap for the control of *Adoretus bicolor* Brenske (Rutelidae, Coleoptera), a pest of grapevine. Mysore journal of agricultural sciences.
- Vega F.E., 2000.** USDAARS <http://www.entomoloav.wisc.edu/mbcn/kvf403.html>
- Vega F.E., 2018.** L'utilisation d'entomopathogènes fongiques comme endophytes dans la lutte biologique : une revue. *Mycologie* 110: 4–30. <https://doi.org/10.1080/00275514.2017.1418578>.
- Verela, A. and Morales, E., 1996** .Characterization of some *Beauveria bassiana*. *J.invert.Pathol.*, 67 :147-152
- Wang C, Leger RJS., 2007.** L'adhésion MAD1 de *Metarhizium anisopliae* lie l'adhérence à la production de blastospores et à la virulence vis-à-vis des insectes, et l'adhésine MAD2 permet la fixation aux plantes. *Cellule eucaryote* 6: 808–816. <https://doi.org/10.1128/EC.00409-06>.
- Wang Q, Xu L., 2012.** Beauvericin, a bioactive compound produced by fungi: a short review. *Molecules* 17:2367–2377. <https://doi.org/10.3390/molecules17032367>
- Weiser J., Bridggs J.D. 1972.** Identification of pathogens, In H.D. BURGER y N.W. HUSSEY (eds). *Microbial control of insects and mites*. Academic Press. New York. 13-66
- Wightman, J.A., 1972b.** The Grass Grubs and its environment: laboratory studies. *Proceedings of the 25N.Z. Weed and Pest control conference*, 253-6.
- Wightman, J.A., 1973.** Grass grubs and soil water. *Proceedings of soil and plant water symposium*. DISR Information. Série 96, 120-4.
- Willaume P., 1931.** *Les insectes terrestres* Paul Le Chevalier et fils Editeur, Paris, 340p.
- Wraight S. P. and Carruthers R. I. 2000.** Production, delivery and use of mycoinsecticides for control of insect pests on field crops, In *Biopesticide use delivery*, Ed. By Hall FR and Menn JJ, Human press, Totowa, New Jersey, 233-269.
- Wraight, S. P., and Roberts, D. W. 1987.** Insect control efforts with fungi. *Dev. Ind. Microbiol*, 28, 77

Références bibliographiques

- Wu S, Kostromytska OS, Goble T., 2020.** Compatibilité d'une formulation granulaire micro sclérotique du champignon entomopathogène *Metarhizium brunneum* avec des fongicides. Biocontrôle 9:113–123. <https://doi.org/10.1007/s10526-019-09983-9>
- Yadav, C. P. S. and Mathur, Y. K. (1987).** White grub: a national pest and strategy of its management. In: Recent advances in entomology. Y. K. Mathur; A. K Bhattacharya; N.D. Pandey; K.D. Upadhyya and J. P. Shrivastava (Eds.). Kanpur, India: Gopal Prakashan.
- Yadava, C. P. S. and Vijayvergia, J. N. 1994.** Bioecology of white grub and their management in different cropping systems. In: S. C. Bhandari and L. L. Somani (eds.). Ecology and biology of soil organisms. Udaipur Agrotech Publishing Academy, pp.179-200.
- 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 2014.
- Yokomi, R.K. and T.R. Gotwald, 1988.** Virulence of *Verticillium lecanii* isolates in aphids determined by bioassay. J. Invert. Pathol. 51: 250–258
- Yosri, M., Abdel-Aziz, M. M., and Sayed, R. M. 2018.** Larvicidal potential of irradiated myco-insecticide from *Metarhizium anisopliae* and larvicidal synergistic effect with its mycosynthesized titanium nanoparticles (TiNPs). Journal of radiation research and applied sciences, 11(4), 328-334
- Zadoks, J.C., Chang, T.T. and Knzak, C. F. 1974.** A decimal code for the growth stage of cereals. Weeds Research 14: 415-421
- Zakarya, H., et Boubaker, M. A. R. S. 2014.** Contribution à l'étude des maladies Cryptogamiques des céréales en 2013/2014 au niveau de l'Est Algérien.
- Zhang YJ, Liu X, Wang M., 2008.** Cloning, expression and caractérisation de deux nouvelles protéases à sérine dégradant la cuticule du champignon entomopathogène *Cordyceps sinensis*. Rés Microbiol 159:462–469

Références bibliographiques

- Zhao H, Lovett B, Fang W., 2016.** Genie génétique des champignons entomopathogènes; Lovett B, Leger RJT (eds) *Advances in genetic*, vol 94. Elsevier, Amsterdam, pp137–163
- Zimmermann G., 2007.** Review on safety of the entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana* and *Beauveria brongniartii*, *Biocontrol Science and Technology* 17: 1-44.
- Zimmermann G., 2008.** Les champignons entomopathogènes *Isaria farinosa* (anciennement *Paecilomyces farinosus*) et le complexe d'espèces *Isaria fumosorosea* (anciennement *Paecilomyces fumosoroseus*) : biologie, écologie et utilisation en lutte biologique. *Biocontrol Sci Technol* 18:865– 901.<https://doi.org/10.1080/09583150802471812>.



Annexes

Annexes

Annexe 1

Milieu de culture des champignons entomopathogènes

Composition du milieu de culture PDA

Pomme de terre	200 g
Dextrose ou de glucose	20 g
Agar – agar	20 g
Eau distillée.	1000ml

pH final à 25°C : $5,6 \pm 0,2$

Autoclaver à 105°C pendant 15 minutes.

Composition Sabouraud

Peptone	10 g
Glucose	20 g
Agar-agar	15 g
Eau distillée (qsp)	1 000 ml

pH final à 25°C : $5,6 \pm 0,2$

Autoclaver à 105°C pendant 15 minutes

Composition du milieu Czapeck

NaNO ₃	3,0 g
MgSO ₄ 7H ₂ O	0,5 g
KCl	0,5 g
FeSO ₄ 7H ₂ O	0,01 g
K ₂ HPO ₄	1,0 g
Saccharose	30,0 g

Annexes

Agar –agar

15,0 g

Il est conseillé de compléter ce milieu par 1 ml d'une solution de $ZnSO_4 \cdot 7H_2O$ 1,0 g, $CuSO_4 \cdot 5H_2O$ 0,5 g dans 100 ml d'eau.

pH final à 25°C : $5,6 \pm 0,2$

Autoclaver à 105°C pendant 15 minutes

Annexe 2

Analyse de la variance pour le stade L_1

:	SCE	DDL	Carrée Moyen	Test F	PROB	E.T	C.V.
VAR.TOTAL	74365,76	107	695,007				
VAR.FACTOR 1	12299,09	3	4099,698	23,182	0		
VAR.FACTOR 2	41957,42	2	20978,71	118,623	0		
VAR.FACTOR 3	2968,531	2	1484,266	8,393	0,00062		
VAR. Entre F1*2	2909,242	6	484,874	2,742	0,01863		
VAR. Entre F1*3	164,801	6	27,467	0,155	0,98585		
VAR. Entre F2*3	1148,141	4	287,035	1,623	0,17654		
VAR. Entre F1*2*3	185,191	12	15,433	0,087	0,99		
Résiduel 1	12733,34	72	176,852			13,299	18,53%

Analyse de la variance pour le stade L_2

	SS	DF	MS	F	PROB	Sdt	C.V.
VAR.TOTAL	100118,5	107	935,687				
VAR.FACTOR 1	11940,75	3	3980,25	14,926	0		
VAR.FACTOR 2	59029,64	2	29514,82	110,681	0		
VAR.FACTOR 3	4096,313	2	2048,156	7,681	0,00106		
VAR.BETWEEN F1*2	3459,246	6	576,541	2,162	0,0562		
VAR.BETWEEN F1*3	703,688	6	117,281	0,44	0,85073		
VAR.BETWEEN F2*3	1259,242	4	314,811	1,181	0,32655		
VAR.BETWEEN F1*2*3	429,648	12	35,804	0,134	0,99		
RESIDUAL 1	19200	72	266,667			16,33	25,63%

Annexe 3

Analyse de la variance mesure capsule céphalique et taille de larve 1^{er} stade de *G.deserticola*

Analyse de la variance L1

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	8	1,8227	0,2278	343,2196	< 0,0001
Erreur	20	0,0133	0,0007		
Total corrigé	28	1,8360			

Analyse de la variance mesure capsule céphalique et taille de larve 2^{eme} stade de *G.deserticola*

Analyse de la variance L2:

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	5	1,1647	0,2329	46,9451	< 0,0001
Erreur	9	0,0447	0,0050		
Total corrigé	14	1,2093			

Publication

Revue Agrobiologia

www.agrobiologia.net

ISSN (Print): 2170-1652

e-ISSN (Online): 2507-7627

Catégorisation de la revue : B

Intitulé de la Publication : PATHOGENICITY OF THREE ENTOMOPATHOGENIC FUNGI AGAINST *Geotrogus deserticola* UNDER LABORATORY CONDITIONS

PATHOGENICITY OF THREE ENTOMOPATHOGENIC FUNGI AGAINST *GEOTROGUS DESERTICOLA* UNDER LABORATORY CONDITIONS

GUEDIDER Hocine¹, LAZREG Fatiha^{1*} and BELABID Lakhdar¹

1. University of Mascara; Research Laboratory on Biological Systems and Geomatics, LRSBG

Reçu le 28/01/2021, Révisé le 03/04/2021, Accepté le 09/04/2021

Abstract

Description of the subject: *Geotrogus deserticola* (Blanch, 1850) (Coleoptera: Scarabaeidae) commits major damage on the roots of the most varied plants and especially on cereals.

Objectives: The application of biological control methods in exploring soil micro flora is interesting.

Methods: After collecting the *Geotrogus deserticola* larvae sampled from the soil, entomopathogenic fungi were isolated, purified and characterized. Selection tests of entomopathogenic fungi isolates with the most effective insecticidal activity against white grubs were carried out, followed by pathogenicity tests on larvae of the first and second larval stages (L₁ and L₂).

Results: The pathogenicity tests show that the mortality rate is very high from the 48 hours of treatment (from 48 to 196 hours), and that for *Beauveria bassiana* (Bals.-Criv) (B7, B9), an isolate of *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) (M) and an isolate of *Paecilomyces fumosoroseus* (Wise) (P3). In fact, the corrected mortality rate obtained after treatment of L₁ and L₂ larvae of *Geotrogus deserticola* by the high concentrations of the isolates tested CL₉₀, reached 100% after 196 h only.

Conclusion: With the high mortality rate and the diversity of isolates obtained, it is very interesting to continue the characterization of other isolates and their bioactive metabolites specifically toxins for the control of *Geotrogus deserticola* larvae.

Key words: *Geotrogus deserticola*; entomopathogenic fungi; virulent; LC₅₀; LT₅₀

PATHOGÉNITÉ DE TROIS CHAMPIGNONS ENTOMOPATHOGÈNES CONTRE *GEOTROGUS DESERTICOLA* DANS LES CONDITIONS DE LABORATOIRE

Résumé

Description du sujet : *Geotrogus deserticola* (Blanch, 1850) (Coleoptera : Scarabaeidae) commet des dommages importants sur les racines des plantes les plus variées et en particulier sur les céréales.

Objectifs : Application des méthodes de lutte biologique à l'exploration de la microflore du sol.

Méthodes : Les champignons entomopathogènes ont été isolés, purifiés et caractérisés, suivis de tests de pathogénicité sur les larves des premier et deuxième stades larvaires (L₁ et L₂).

Résultats : Les tests de pathogénicité montrent que le taux de mortalité est très important dès les 48 heures de traitement (de 48 à 196 heures), et cela pour *Beauveria bassiana* (Bals. -Criv) (B7, B9), un isolat de *Metarhizium anisopliae* (Metsch.)(M) et un isolat de *Paecilomyces fumosoroseus* (Wise) (P3). En effet, le taux de mortalité corrigée obtenus après traitement des larves L₁ et L₂ de *Geotrogus deserticola* par les fortes concentrations des isolats testées CL₉₀, atteints 100% au bout de 196h uniquement.

Conclusion : les isolats obtenus sont très intéressants de poursuivre la caractérisation d'autres isolats et de leurs métabolites bioactifs spécifiquement les toxines pour le contrôle des larves de *Geotrogus deserticola*.

Mots clés : *Geotrogus deserticola* ; champignons entomopathogènes ; virulence ; CL₅₀ ; LT₅₀

*Corresponding author : LAZREG Fatiha, E-mail : fatiha_lazrag@yahoo.fr

INTRODUCTION

Geotrogus deserticola is a polyphagous and nefarious pest of specific significance as it adversely affects the economic status of the farmers [1]. These insects feed on roots of various crops in different agro-ecological areas [2]. The life cycle shows that the larvae have a two-year cycle with the emergence of adults in the spring. Mating takes place on the ground surface. Egg laying, which begins two to three weeks after mating, takes three to four days. After three weeks, the 1st larval stage appears. The first moult is observed in September of the first year. The longevity of 2nd larval stage can exceed one year. The second moult is observed in September of the second year. The life span of 3rd larval stage is six months. Pupation, which lasts a month, takes place in March. The emergence of new imagos takes place in spring (April, May). *G. deserticola* pests are difficult to control because of their hidden nature, sometimes combined with insufficient knowledge on their life cycles and below-ground ecology [3]. Difficulties in achieving consistent and effective control of *G. deserticola* with current insecticides [4]. As well as public concern about pesticide use, point to the importance of developing biological control strategies for these pests. Entomopathogenic fungi have shown varying degree of virulence under different environmental conditions and against different stages of insect life cycle [5]. Members of the genera *Beauveria*, *Metarhizium*, *Entomophthora*, *Verticillium* and *Paecilomyces* have received maximum attention and are widely used against *G. deserticola* [6]. The more extensive use of *M. Anisopliae* worldwide for biological control of scarabs may be due to its broader host range when compared to the limited host range of *Beauveria brongniartii*. However, host range is much more restricted when individual and specific fungal isolates/strains are considered [7]. The study purposes mention as follows: to use entomopathogenic fungi effectively in biological control programs, and test their capacity to kill target host and find isolates suitable for efficient artificial production. The aims of current study were evaluation of entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana*, *Paecilomyces fumosoroseus* and *Metarhizium anisopliae* on 1st and 2nd larval stages of *G. deserticola* under laboratory conditions.

MATÉRIEL ET MÉTHODES

1. Sampling sites

Naturally infected insects' cadavers were collected from four cereals lands in three areas: in the province of Mascara, area of Oued Abtal (35° 26'47.36 "N-00° 37'16.63" E), province of Saïda area of Khrichefa (35° 5'29.67 "N - 000° 36'29.39" E) and province of Tiaret area of Rahouia, Temba (35° 29'33.30 "N - 001° 75.87" E). All the provinces located in the North West of Algeria. The soil type in these three provinces is salty clay. The collection was realised from November 2015 to June 2018. The dead cadavers with external signs of mycosis were collected and transported promptly to the laboratory.

2. Collection of entomopathogenic fungi isolates

The fungi isolations were performed by using two different methods the first one was conducted by disinfect the cadavers with sodium hypochlorite at 2% for two minutes then rinsed at list two times with sterilized distilled water and then dried by using sterilized filter paper. The *G. deserticola* corpse was then culture on Potatoes Dextrose Agar in Petri-dishes. The Petri-dishes (90×15 mm) were incubated at 25±2°C for seven days. Where the second one the entomopathogenic fungi were isolated using a modified procedure of Thakur [8]. The fungi were isolated directly from dead cadavers by transferring external conidia from dead insects of *G. deserticola* into 1.5% water agar with 0.05 mg/l chloramphenicol and incubating at 25±2°C.

3. Morphological identification of fungi isolates

Morphological identification of collected entomopathogenic fungi was conducted by using a slide culture technique [9, 10]. Microscopic examination of fungi is mainly based on cultural characteristics and morphology. The morph taxonomic characteristics of conidia- forming mycelia and conidia structure were identified based on the key of Luangsa [11-13].

4. Pathogenicity tests of fungal inoculation on the 1st and 2nd larval stage of *G. deserticola*

The ability of fungal isolates to cause infection and disease in insects and recovering the fungus from dead insect bodies were used as another parameter in completing the identification process. Fully sporulated 15 days old colonies on PDA Petri-dishes were selected for fungal inoculums preparation.

Conidia were scrapped from dishes in the sterilized condition in micro flow and transferred to a sterilized 100 ml flask. Ten ml of sterile distilled water containing 0.01 percent Tween® 80 was added to each flask as surfactant and agitated gently for 10 min by using vortex stirrer and this to allow maximum release of the spores. Then the suspension filtered by using sheet cloths. Concentration of conidia in each suspension was estimated using the Malassez cell. Three concentrations were prepared 10^4 , 10^5 and 10^7 conidia /ml from each isolate. Forty five instar larvae of each the of 1st and 2nd larval stage of *G. deserticola* were dipped in each suspension for 30 s. Control larvae treated with sterilized distilled water containing 0.01 percent Tween® 80. Batches of ten larvae placed in each 9 cm diameter plastic Petri dishes experiment was repeated twice with three replicates. After fungal application, treatments were maintained at $25 \pm 2^\circ\text{C}$, 70% RH, and a 12:12 h (L:D) photoperiod. The mortality of insects was recorded every 48hours. Dead larvae were removed daily and placed in new Petri dishes covered with wet

Whatman paper for fungal emergence. Conidia from dead insects of each isolate were transferred separately to PDA medium in a sterile condition. Light microscopic studies and colony form proved that recovered fungus is the same as inoculated fungus [14].

5. Mortality rates

After applications of the suspensions of two isolates of *Beauveria bassiana* (B7 and B9), an isolate of *Metarhizium anisopliae* (M) and an isolate of *Paecilomyces fumosoroseus* (P3), on the larval stages of *G. deserticola*, the insects were being paralyzed to death. Brown spots are visible in the thorax corresponding to the presence of the mycelium [15, 16]. In the presence of moisture, the mycelium pierced the cuticle, especially at the inter-segmental membranes, and begins to sporulate. Soon after, the corpse becomes covered with mycelium. Mortality was assessed each 2 days. All insects, both dead and alive, were examined at the end of the experiment to assess the overall levels of infection. The dead insects were culture on media and moistened filter paper to confirm that mortality by fungi.using Abbott formula [17].

$$\text{Mortalité corrigée (\%)} = \frac{\text{Mortalité du lot traité (\%)} - \text{Mortalité du lot non traité (\%)}}{100 - \text{Mortalité du lot non traité (\%)}} \times 100$$

6. Statistical analysis of data

The statistical analyses were performed by using the XLSTAT Version 2014.5.03 software. The mortality was estimated using the dose effect analysis tool of XLSTAT. The Probit regression was used to calculate the lethal concentrations (LC₅₀, LC₉₀) and the lethal time (LT₅₀, LT₉₀), including their confidence limits, at the various concentrations. For all tests, the level of significance was assessed at the 5% and 1% thresholds. If necessary, the comparison of the averages is made on the basis of the Newmann-Keuls Student's test in order to distinguish homogeneous groups according to the mean values of the two variables tested.

RESULTS

All tested isolates, in the concentration of 1×10^7 conidia/ml showed a larvicidal effect with significant differences in the rate of mortality among the genera of the isolates. The mean rate of corrected mortality of the two isolates of *Beauveria* (B7 and B9) was varied (95 to 100%) ($p < 0.0001$), the isolate of *Metarhizium* (M) caused mortality at (91 and 100%) ($p < 0.0001$) and the isolate of *Paecilomyces* (P3) provoqued mortality at (82 and 71%) ($p < 0.0001$). Respectively (Table 1, 2) toward 1st and 2nd larval stage. the isolate of *Beauveria* being more pathogenic. Pathogenicity demonstrates the capacity of the isolate of an entomopathogenic fungus to infect the insect causing disease, whereas virulence quantifies such effect based on the time (post-infection) of mortality or the degree of colonization of host tissues [18].

Table 1: Cumulative mortality of the 1st larval stage of *Geotrogus deserticola* by different isolates

Isolates	Concentrations		
	10^3 conidia /ml*	10^5 conidia /ml*	10^7 conidia /ml*
P3	33.33±0.13 ^a	44.44±0.10 ^a	82.22±0.03 ^b
B7	48.88±0.10 ^a	88.88±0.07 ^b	100±0.00 ^b
B9	28.88±0.25 ^a	73.33±0.13 ^b	95.55±0.07 ^c
M	35.55±0.31 ^a	75.55±0.10 ^b	91.11±0.03 ^b

* Values are averages ± standard errors. For each trait, the means followed by different letters are significant (Kruskal-Wallis test (KW))

Table 2: Cumulative mortality of the 2nd larval stage of *Geotrogus deserticola* by different isolates

Isolates	Concentrations		
	10 ³ conidia / ml*	10 ⁵ conidia / ml*	10 ⁷ conidia / ml*
P3	22,22±0.10 ^a	53,33±0.11 ^b	71,11±0.03 ^c
B7	46,66±0.13 ^a	82,22±0.03 ^b	100.00±0.00 ^b
B9	22,22±0.10 ^a	68,88±0.26 ^b	100±0.00 ^b
M	46,66±0.13 ^a	68,88±0.16 ^b	95,55±0.07 ^c

* Values are averages ± standard errors. For each trait, the means followed by different letters are significant (Kruskal-Wallis test (KW))

All tested genera of entomopathogenic fungi exhibited a pathogenic effect to the 1st and 2nd larval stage of *G. deserticola*, all the isolates showed mean pathogenicity higher. *B. bassiana*, *B. Brongniartii* and *M. anisopliae* have been reported to be highly effective against *G. deserticola* with concentration 1×10⁸ spores/ml [19]. These cultures produced 100% mortality of *G. deserticola* after 20–24 days of treatment. Application of *M. anisopliae* in sugarcane with 4×10⁹ conidia/ha registered 92% reduction in grub population of *Holotricha serrata*. Both *Metarhizium spp.* and *Beauveria spp.* produce insecticidal toxins [20, 21]. Reported infection of *Paecilomyces fumosoroseus* from *M. melolontha*, *Isaria fumosorosea* have shown efficacy against coleopterans and some scolytines.

The fungi *Beauveria bassiana* (Bals.), *Metarhizium anisopliae* (Metchnikoff), and *Isaria fumosorosea* (Wize) have been studied widely as biological control agents, including as mycoacaricides [22, 23]. The larval mortality differed significantly and increased with increasing of conidial concentration. The data of two isolates of *Beauveria* (B7 and B9) were the most virulent toward the first and second larval stage of *G. deserticola*. The LC₅₀ value of the isolate B7 was 1.10×10⁴ and 1.47×10⁴ conidia/ml for the 1st and 2nd larval stage respectively while the LC₉₀ was 9.5×10⁶ and 4.29×10⁶ conidia/ml for the 1st and 2nd larval stage respectively (*p*=0.868). The LC₅₀ value of the isolate B9 was 1.18×10⁴ and 1.58×10⁵ conidia/ml for the 1st and 2nd larval stage respectively (Table 3, 3Bis).

Table 3: Lethal concentration LC₅₀ and LC₉₀ of *G. deserticola* on first larval stage treated with different isolates.

Isolates	LC ₅₀	LC ₉₀	Slope ±SE	X ²	df	R ²	F	Pr > F
P3	6.00×10 ³ (0.00-1.67×10 ⁶)	8.70×10 ⁹ (0-5.19×10 ¹⁰)	0.05±0.84	33.37	4	0.94	99.70	< 0.0001
B7	1.10×10 ⁴ (3.21×10 ³ -1.89×10 ⁴)	9.5×10 ⁶ (5.21×10 ⁵ -1.27×10 ⁸)	0.07±1.11	52.04	4	0.98	373.54	< 0.0001
B9	1.18×10 ⁴ (8.16×10 ² -2.28×10 ⁴)	4.41×10 ⁶ (0-1.33×10 ⁷)	0.06±0.84	48.01	4	0.98	352.54	< 0.0001
M	3.32×10 ³ (0.00-8.05×10 ³)	9.23×10 ⁶ (0-3.39×10 ⁷)	0.94±0.84	29.97	4	0.97	324.50	< 0.0001

Probit analysis was used to calculate the LC₅₀ and LC₉₀. The criteria for significance were the failure of the 95% confidence limits (LC). Chi-square test statistic (χ²) indicates a satisfactory goodness-of-fit. LC values followed by different upper- or lower-case letters within a column are significantly different (*p* < 0.05)

Table 3Bis: Lethal concentration LC₅₀ and LC₉₀ of *G. deserticola* on second larval stage treated with different isolates

Isolates	LC ₅₀	LC ₉₀	Slope ±SE	X ²	df	R ²	F	Pr > F
P3	1.14×10 ⁶ (0.00-2.70×10 ⁶)	1.50×10 ¹⁰ (0-7.71×10 ¹⁰)	0.6±0.12	33.50	4	0.98	100.0	< 0.0001
B7	1.58×10 ³ (0.00-4.03×10 ³)	1.58×10 ⁷ (0-6.24×10 ⁷)	0.16±0.15	77,22	4	0.978	295.0	< 0.0001
B9	1.47×10 ⁴ (1.02×10 ³ -2.83×10 ⁴)	4.29×10 ⁶ (0-1.32×10 ⁷)	1.33±0.27	50.82	4	0.917	55.10	< 0,0001
M	2.17×10 ⁴ (0.00-6.78×10 ⁴)	8.40×10 ⁷ (0-4.52×10 ⁸)	0.71±0.21	37.98	4	0.934	92.88	< 0.0001

Probit analysis was used to calculate the LC₅₀ and LC₉₀. The criteria for significance were the failure of the 95% confidence limits(LC). Chi-square test statistic (χ²) indicates a satisfactory goodness-of-fit. LC values followed by different upper- or lower-case letters within a column are significantly different (*p* < 0.05).

The LC₉₀ for this isolate on the 1st and 2nd larval stage was 4.41×10⁶ and 1.58×10⁷ conidia/ml for the 1st and 2nd larval stage respectively (p=0.995). The isolate of *Metarhizium* (M) was having a pathogenic effect toward the 1st and 2nd larval stage where the LC₅₀ value was 3.32×10³ and 2.17×10⁴ conidia/ml for L₁ and L₂ respectively. The LC₉₀ was 9.23×10⁶ and 8.40×10⁷ conidia/ml for the 1st and 2nd larval stage respectively (p=0.990). The estimated LC₅₀ value for the isolate P3 for the 1st and 2nd larval stage was 6.00×10⁵ and 2.17×10⁴ conidia/ml respectively while the LC₉₀ was 8.70×10⁹ and 8.11×10⁷ conidia/ml for the 1st and 2nd larval stage respectively (p=0.994). Compared to our results, Harizia [24]. Found that the LC₅₀ value was 4.73×10⁴ and 2.13×10⁵ conidia/ml and the LC₉₀ was 1.11×10⁵ and 8.24×10⁸ conidia/ml respectively for the 2nd and 3rd larval stage of *G. deserticola* treated with *P. fumosoroseus* P83. The virulence of the entomopathogenic fungal isolates tested in this study was evaluated through the analysis of mean lethal time (LT₅₀) of the pest insect after its exposure to the pathogen. In general, there was a high mortality of larvae in the first few days after inoculation almost after two days the

mortality was reached 100%. Lethal time values (LT₅₀) varied among the tested isolates on the first instar of the white grubs the isolate of *Beauveria* (B9) showed lethal time values (LT₅₀=9.11 d) (p=0.876) than the isolate of *Beauveria* (B7) with lethal time values (LT₅₀=8.79 d) (p=0.870) these isolates were having shorter average of lethal time, the isolate of *Metarhizium*, showed lethal time values (LT₅₀=1.36×10¹d)(p=0.486), the isolate of *Paecilomyces* P3, showed lethal time values (LT₅₀=7.06×10¹d) (p=0.486). These isolate showed the lowest LT₅₀ values, but did not differ significantly among them (Table 2). In the same case this isolate showed short lethal time value against the second instar the isolates of *Beauveria* (B7) showed a short lethal time values (LT₅₀=7.79 d) (p=0.998) the isolate (B9) was having lethal time values (LT₅₀=4.12×10¹d) (p=0.999), the isolate (M) was having lethal time values (LT₅₀=3.63×10¹d) (p=0.999), the lethal time of the isolate (P3) was (LT₅₀=9.50×10¹d) (p=0.886). The results demonstrated significant variation in virulence among isolates of the tested genera (Table 4, 4Bis).

Table 4: Median lethal time (LT₅₀ and LT₉₀) of the first larval stage of *G. deserticola* treated with different isolates and different concentration

Isolates	LT ₅₀	LT ₉₀	Slope ±SE	χ ²	df	R ²	F	Pr > F
P3	7.06×10 ¹ (0-1.56×10 ²)	2.19×10 ³ (0-1.98×10 ⁴)	0.05±0.84	33.37	3	0.033	5.54	0.020
B7	8.79 (0-8.75×10 ¹)	3.56×10 ² (0-2.7×10 ³)	0.07±1.11	52.04	3	0.007	6.84	0.011
B9	9.11 (0-8.845×10 ¹)	5.2×10 ² (0-4.58×10 ³)	0.06±0.84	48.01	3	0.008	6.86	0.011
M	1.36×10 ¹ (0-7.05×10 ¹)	2.95×10 ² (0-1.32×10 ³)	0.94±0.84	29.97	3	0.013	7.73	0.007

Probit analysis was used to calculate the LC₅₀ and LC₉₀. The criteria for significance were the failure of the 95% confidence limits (LC). Chi-square test statistic (χ²) indicates a satisfactory goodness-of-fit. LC values followed by different upper- or lower-case letters within a column are significantly different (p < 0.05).

Table 4Bis: Median lethal time (LT₅₀ and LT₉₀) of the second larval stage of *G. deserticola* treated with different isolates and different concentration

Isolates	LT ₅₀	LT ₉₀	Slope ±SE	χ ²	df	R ²	F	Pr > F
P3	9.50×10 ¹ (0-2.17×10 ²)	5.62×10 ³ (0-7.21×10 ⁴)	0.6±0.12	33.50	3	0.030	5.31	0.022
B7	4.12×10 ¹ (0-1.57×10 ²)	7.31×10 ² (0-6.33×10 ³)	0.16±0.15	77.22	3	0.008	6.65	0.012
B9	7.79 (0-8.98×10 ¹)	6.93×10 ² (0-7.60×10 ³)	1.33±0.27	50.82	3	0.034	4.36	0.037
M	3.63×10 ¹ (0-9.05×10 ¹)	3.04×10 ² (0-1.09×10 ³)	0.71±0.21	37.98	3	0.043	6.77	0.011

Probit analysis was used to calculate the LC₅₀ and LC₉₀. The criteria for significance were the failure of the 95% confidence limits (LC). Chi-square test statistic (χ²) indicates a satisfactory goodness-of-fit. LC values followed by different upper- or lower-case letters within a column are significantly different (p < 0.05).

This study suggested that although the genus was more pathogenic to the 1st and 2nd larval stage, since the lethal time of the isolates of *Beauveria* were for the two stages of *G. deserticola*. Entomopathogenic fungus have great promise for use as biological control agents against different insects however, their infectivity is quite different depending on fungus species and developmental stage of the insects [25]. Laboratory bioassays were performed to prove the potential of different isolates of pathogens on the first and second larval stage of *G. deserticola* while the bioassay was performed using the dipping method [26]. Our results showed that the mortality of *G. deserticola* larvae was depending to the concentration of conidia and the larval stage. The four isolates of the entomopathogenic fungi were more effective to control both larval stages. This finding was similar to that obtained by Kulkarni [27]. The pathogenicity however, varies with strains or isolates [28]. Therefore, the selection of effective strains of entomopathogenic is essential for the development of microbial insecticides against *M. melolontha* by spraying blastospores on adults in Europe. He observed a significant decrease in pest population during the second generation [29]. Reported that grubs of *H. serrata*, *H. consanguinea*, *H. froges* and *Autoserica nathani* were highly susceptible to *B. brongniartii*. Our study shows that the efficacy of the different isolates tested on *G. deserticola* larvae did not show the same insecticidal reaction [30].

The virulence of entomopathogenic may vary depending on the intrinsic factors of the isolates. The main characteristic that plays an important role in the virulence of entomopathogenic fungi is the production of enzymes necessary for the penetration of the arthropod cuticle. The extracellular proteases enzymes are considered the most important to penetrate the cuticle allowing the toxic compounds to invade the host's haemolymph [31]. When the fungus enters the haemolymph, the cellular defence system plays a key role through the reaction of the haemocyte cells and / or lipid cells of the insect. The secretion of antimicrobial substances and the detoxification of microbial toxins reduce the effectiveness of the pathogen [32].

DISCUSSION

M. anisopliae, *B. bassiana* and *P. fumosoroseus* are pathogenic microorganisms for many insects. Their effectiveness has led researchers to isolate their toxins and produce them in several commercial forms [15]. They have been used in the control of many crop pests such as *Adoryphorus couloni* (Coleoptera: Scarabaeidae), in Australia, the locust (Acrididae) in Africa [20]. *Cleonus punctiventris* (Coleoptera: Scarabaeidae) and *Anisopliae austriaca* (Coleoptera: Curculionidae) in America [33]. The results obtained in our study show that the mortality of *G. deserticola* larvae depends on the concentration of conidia they receive. The four isolates of entomopathogenic fungi were effective in both larval stages (L₁ and L₂). Our results are consistent with that of Kulkarni [27]. The larval stage L₁ showed sensitivity towards the concentrations 10⁵ and 10⁷ spores / ml of *M. anisopliae* where the mortality rates are higher. This mortality rate is significantly lower for the L₂ larval stage; this is probably due to the size and sensitivity of the L₂ larvae, compared to that of the L₁. These results are similar to those obtained by Clarkson & Charnley [33]. Who found that the infection of locust larvae by entomopathogenic isolates is a function of their weight similarly, Gundannavar [34], observed that the application of different concentrations (10³, 10⁵ and 10⁷ conidia / ml) of *B. bassiana* to *H. armigera* larvae was more sensitive than adults. The newly formed cuticle has less rigidity and the thin layers of wax and cement are particularly susceptible to fungal attack [35]. Before the pathogen penetrates the cuticle, the preformed cuticular structure plays a key role in the preventive defense mechanism against the infectious agent. The waxy layer of the epicuticle contains antifungal substances that significantly reduce the germination of conidia. The saturated fatty acid chains of the larval cuticle of insects inhibit the germination of *B. bassiana* conidia, whereas the long chain fatty acids (C: 14) stimulate conidial germination and / or tube growth. germination [36]. The presence of free fatty acids in the cuticular structure would also have a regulatory role in the specificity of certain fungi. The cellular defense mechanism of the host can influence the infection cycle and the specificity of the entomopathogenic fungus. In the cuticle, structural defense systems suppress spore germination by inhibiting the stimulants necessary to trigger germination.

In addition, these systems inhibit microbial enzymes via protease inhibitors and melt fungal structures through the activation of propanoloxidase [37]. When the fungus enters the haemolymph, the cellular defense system plays a key role through the reaction of the haemocyte cells and / or lipid cells of the insect. The secretion of antimicrobial substances and the detoxification of microbial toxins reduce the effectiveness of the pathogen [38]. Our study shows that the efficacy of the different isolates tested on *G. deserticola* larvae did not show the same insecticidal reaction. The virulence of entomopathogens may vary depending on the intrinsic factors of the isolates [30]. It is also dependent on relative humidity, and temperature [40]. *B. bassaina*, *M. anisopliae* and *P. fumosoroseus* develop and sporulate well at 20-25°C. As with many species of fungi, it requires a high percentage of relative humidity (more than 92% for 14 to 20 hours) to germinate, grow and sporulate [21].

CONCLUSION

In the north-western Algerian, the white grubs *Geotrogus deserticola* is the most formidable pest of the cereal crop. The viability of biological control agents for this pest is expected to reduce most of the environmental problems associated with the use of chemical insecticides. That is what our work is all about. Three entomopathogenic fungi, have been isolated from the mummified insects of *Geotrogus deserticola* in three areas; Mascara, Tiaret and Saïda. These strains were the subject of a study of the entomopathogenic power of entomopathogenic fungi isolated from the larvae of *Geotrogus deserticola* revealed very encouraging results. Indeed, preliminary tests carried out on several isolates, have allowed us to select the best performers. Very significant mortality rates were recorded in a time not exceeding 48h. The results of this study will provide the key knowledge needed for the future application of native white grubs strains in Algeria. In addition, future applications will involve the exact identification of isolated entomopathogenic fungi with the determination of their mode of action in order to be able to manufacture an industrial product for large-scale applications.

REFERENCE

- [1]. **Pal S.K. (1977)**. White grubs and their management CAZRI Monograph No.5 Published by the Director, Central Arid Zone Research Institute, Jodhpur, and printed by -B. R. Chowdhri, Press Manager at Haryana Agricultural University Press, Bissar PP 42.
- [2]. **Pardo-Icardo L., Montoya L., Bellottianthony C. & Aart Van s (2005)**. *Structure and Composition of The White Grub Complex (Coleoptera: Scarabaeidae)* In Agroecological Systems of Northern Cauca, Colombia *Florida Entomologist*
- [3]. **Kajuga J., Hategekimana A., Yan X., Waweru B. W., Li, H., Li, K. & Toepfer S. (2018)**. Management of white grubs (Coleoptera: Scarabaeidae) with entomopathogenic nematodes in Rwanda. *Egyptian Journal of Biological Pest Control*, 28(1): 2.
- [4]. **Laznik Z. & Trdan S. (2012)**. *Entomopathogenic nematodes (Nematoda: Rhabditida) in Slovenia: from tabula rasa to implementation into crop production systems*. INTECH Open Access Publisher.
- [5]. **Ramanujam B., Rangeshwaran R., Sivakmar G., Mohan M. & Yandigeri M.S. (2014)**. Management of insect pests by microorganisms. In *Proc Indian Nat Sci Acad*, 80(2): 455-471.
- [6]. **Gupta R.B.L. (2001)**. *Fungal pathogens in the management of white grubs and other soil dwelling pests*. In: Sharma G., Mathur Y.S., Gupta R.B.L., editors. *Indian Phytophagous Scarabs and Their Management*. Jodhpur, Rajasthan: Agrobios India; p. 112-130.
- [7]. **Vestergaard S., Nielsen C., Harding S. & Eilenberg J. (2002)**. First field trials to control *Melolontha melolontha* with *Beauveria brongniartii* in Christmas trees in Denmark. *IOBC/wprs Bulletin*, 25(7): 51-58.
- [8]. **Thakur R. & Sandhu S.S. (2010)**. Distribution, occurrence and natural invertebrate hosts of indigenous entomopathogenic fungi of Central India. *Indian journal of microbiology*, 50(1): 89-96. doi: 10.1007/s12088-010-0007-z. Epub 2010 Mar 5.
- [9]. **Ellis M.B. (1971)**. *Dematiaceous Hyphomycetes*. Commonwealth Mycological Institute, Kew, Surrey, England (p. 608). ISBN 85198-027-9
- [10]. **Lacey L.A. (1997)**. Bacteria: laboratory bioassay of bacteria against aquatic insects with emphasis on larvae of mosquitoes and black flies. In *Manual of techniques in insect pathology* (pp. 79-90). Academic Press.
- [11]. **Luangsa-Ard J. J., Hywel-Jones N. L., Manoch L., and Samson R. A. (2005)**. On the relationships of *J. Paecilomyces* sect. *Isarioides* species. *research*, 109(5): 581-589. *Mycological*
- [12]. **Poinar Jr, G.O. & Thomas G.M. (2012)**. *Laboratory guide to insect pathogens and parasites*. Springer Science & Business Media.
- [13]. **Lakhdari W., Mitich B., Dahliz A., Doumandji S., Bouchikh Y., M'lik R., Soud, A. & Hammi, H. (2015)**. Essai de lutte biologique contre *Brachytripes megacephalus*, Lefebvre, 1827 (Orthoptera, Gryllinae) par l'utilisation des champignons entomopathogènes, *Revue de Bioressources*. 5 (1) :37-49
- [14]. **Butt T.M. & Goettel M.S. (2000)**. Bioassays of Entomogenous fungi. *Bioassays of entomopathogenic microbes and nematodes*, 141-195.

- [15]. 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.
- [16]. Guesmi-Jouini J., Boughalleb M.N. & Halima-Kamel M.B. (2010). Etudes préliminaires sur les champignons entomopathogènes des pucerons de l'artichaut en Tunisie. *Entomologie Faunistique-Faunistic Entomology*. 63 (3) : 171-181
- [17]. Abbott W.S., (1925). A method of computing the effectiveness of an insecticide. *J. Econ. Entomol.*, 18 : 265-26
- [18]. Alves S.B. & Lecuona R.E. (1998). Epizootiologia aplicada o controle microbiano de insetos. *Controle microbiano de insetos.*, P: 97-170. In: Alves S.B. (ed.), *Controle Microbiano De Insetos*, P: 1163. São Paulo, Fealq
- [19]. Mohiuddin S., Zaki F.A., Munshi N.A., Jan A. & Sultan P. (2006). Evaluation of some entomopathogenic fungal isolates from Kashmir for the biocontrol of white grubs infesting turf grass in golf course. *Journal of Biological Control*, 20(1): 45-50.
- [20]. Arthurs S. & Thomas M.B. (2001). Effect of temperature and relative humidity on sporulation of *Metarhizium anisopliae* var. *acridum* in mycosed cadavers of *Schistocerca gregaria*. *Invertebr. Pathol.* 78: 59-65
- [21]. Hall Barry G. (1982). Evolution of a Regulated Operon in the Laboratory. *Journal List Genetics* v.101 (3-4); 1982 Jul PMC1201865
- [22]. Amjad M., Bashir M.H., Afzal M., Sabri M.A. & Javed N. (2012). Synergistic effect of some entomopathogenic fungi and synthetic pesticides, against two spotted spider mite, *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae). *Pakistan Journal of Zoology*, 44(4):977-984
- [23]. El-Sharabasy H.M. (2015). Laboratory evaluation of the effect of the entomopathogenic fungi, *Hirsutella thompsonii* and *Paecilomyces fumosoroseus*, against the citrus brown mite, *Eutetranychus orientalis* (Acari: Tetranychidae). *Plant Protection Science*, 51(1): 39-45
- [24]. Harizia A. & Lazreg F. (2016). Efficacy of the entomopathogenic fungus, *Paecilomyces fumosoroseus* (Wise) Brown and Smith (Ascomycota: Hypocreales) against *Geotrogus deserticola* (Coleoptera: Melolonthidae). *Journal of Entomological Research*, 40(3): 223-228.
- [25]. Samson R.A. (1981). Identification : *Entomopathogenic Deuteromycetes*. In *Microbial Control of Pests and Plant Diseases 1970-1980* (ed. Burges, H. D.), pp. 93-106. Academic Press.
- [26]. Goettel M.S. & Inglis D.G. (1997). *Fungi: Hyphomycetes*. In: Lacey, L.A. (ed.) *Manual of Techniques in Insect Pathology*. Academic Press, London, pp. 213-249.
- [27]. Kulkarni S.A., Vandana G., Girish K., Manisha K., Santosh B., Chavan, A.R., Sanjay K., Patil, Yogesh Shouche, Mukund V. & Deshpande (2008). Comparison of *Metarhizium* isolates for biocontrol of *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) in chickpea. *Biocontrol Science Technology.*, 18: 809-828.
- [28]. Aizawa K. (1987). Strain improvement of insect pathogens, pp. 3-11.111 Maramorosch, K" (cd.). *Biotechnology in bwerlehrate Pathology and Cell Culture*. Academic Press, New York.
- [29]. Prasad C.S. & Hussain M.A. (2011). Entomopathogenic fungi for Sustainable Agriculture. In: Bhardwaj SC, Singh Swaroop, Bhatnagar A, editors. *Plant Protection through Eco-friendly Techniques*. New Delhi, India: Pointer Publishers; p. 264
- [30]. Todorova S.J., Côté L.C., Martel P & Coderre D. (1994). Heterogeneity of two *Beauveria bassiana* strains revealed by biochemical tests, protein profiles and bioassays on *Leptinotarsa decemlineata* (Col: Coccinelidae) larvae. *Entomophaga*. 39:159-169.
- [31]. Gupta S.C., Leathers T.D., El-Sayed G.N. & Ignoffo C.M. (1992). Insect cuticle-degrading enzymes from the entomopathogenous fungus *Beauveria bassiana*. *Experimental Mycology*, 16: 132-137.
- [32]. Gillespie J.P. & Kanost M.R. (1997). Biological mediators of insect immunity. *Annu. Rev. Entomol.* 42:611-643.
- [33]. Clarkson J.M & Charnley A.K. (1996). New insights into the mechanisms of fungal pathogenesis in insects, *Trends Microbiol.* 4 :197-204.
- [34]. Bateman R.P., Carey M., Batt D., Prior C., Abraham Y., Moore D., Jenkins N. & Fenlon Y. (1996). Screening for virulent isolates of entomopathogenic fungi against the desert locust, *Schistocerca gregaria* (Forsk.) (Forsk.). *Biocontrol Sci. Technol.* 6: 549-560.
- [35]. Gundannavar K.P., Lingappa S. & Giraddi R.S. (2006). Susceptibility of *Helicoverpa armigera* (Hübner) to *Beauveria bassiana* (Balsamo) Vuill. *Kartanaka J. Agric. Sci.*, 19(4): 952-953.
- [36]. Kramer K.J., Hopkins T.L. & Schaefer J. (1988). Insect cuticle structure and metabolism. In: Hedin, P.A., Menn, J.J., Hollingworth, R.M. (Eds.), *Biotechnology for Crop Protection*. American Chemical Society, Washington, DC, pp. 160-185L. Armstrong, and M. B. Jackson, eds., Plenum, New York (in press).
- [37]. McCoy A., Quintela E.D & Faria M. (1988). *Environnemental Persistence of Entomopathogenic Fungi*. In, *New direction in biological control*. R.R. Baker and P.E. Dunn (eds), A.R. Liss, New York, 139-159.
- [38]. St Leger R.J. (1993). *Biology and mechanisms of insect-cuticle invasion by Deuteromycete fungal pathogens*, In: *Parasites and pathogens of insects*. Beckage NE, Thompson SN, (eds), Federici BA (eds.). Academic Press Inc., New York, USA .2: 211-225.
- [40]. Chandler D., Heale J.B. & Gillespie A.T. (1993). Germination of the entomopathogenic fungus *Verticillium lecanii* on scales of the glasshouse withe fly *Trialeurodes vaporarurium*. *Biocontrol Science & Technology*, 3: 16 1-1 64.