

ESSAI DE LUTTE BIOLOGIQUE CONTRE *Brachytrupes megacephalus*, Lefebvre, 1827 (*Orthoptera, Gryllinae*) PAR L'UTILISATION DES CHAMPIGNONS ENTOMOPATHOGENES

Lakhdari W.¹, Doumandji Mitich B.², Dahliz A.³, Doumandji S.², Bouchikh Y.⁴, M'lik R.³, Soud A.³ et Hammi H.³.

1 : Doctorante, Université Kasdi Merbah, Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Ouargla, Algérie.

2 : Institut National des sciences Agronomiques, El-Harrach, Alger.

3 : Institut National de Recherche Agronomique, Station Sidi Mehdi, Touggourt.

4 : Institut National de Recherche Agronomique, Sidi Bel Abasse.

Résumé: Le présent travail a été réalisé dans le but de proposer un moyen de lutte contre *Brachytrupes megacephalus*, ravageur important dans l'oasis algérienne et promouvoir l'une des facettes de la lutte biologique contre ce dernier. Il porte d'une part sur l'isolement et l'identification des champignons autochtones présents sur des imagos de cet insecte récoltés dans la station de l'INRAA de Touggourt et d'autre part, sur l'étude de la pathogénicité de ces souches fongiques sur les adultes de cet orthoptère. Les résultats obtenus ont montré l'existence de six espèces différentes de champignons entomopathogènes, il s'agit de : *Aspergillus flavus*, *Aspergillus niger*, *Fusarium* sp., *Beauveria bassiana*, *Penicillium* sp., et *Metharizium anisopliae*. Le test de pathogénicité des champignons en utilisant la souche de *Fusarium* sp. sur les adultes de *B. megacephalus* met en exergue l'efficacité de cette souche sur les adultes du prédateur, avec un taux de mortalité avoisinant les 100% au bout de 13 jours.

Mots clés : Lutte biologique, *Brachytrupes megacephalus*, champignons entomopathogènes, Sud-Est algérien

EFFECT OF THE INCUBATION (BIOLOGICAL DIGESTION) OF SEEDS OF SOME SAHARAN PASTORAL PLANTS IN THE RUMEN OF THE DROMEDARY ON THEIR GERMINATION

Abstract : This work was done in order to fight against *Brachytrupes megacephalus*, a major pest in the Algerian oasis and promote a biological way control against it. We first do the isolation and identification of indigenous fungi on insect imago harvested in INRAA Touggourt station and secondly, the study of the pathogenicity of these strains fungal on adults orthopter. The results showed the existence of six different species of entomopathogenic fungi: *Aspergillus flavus*, *Aspergillus niger*, *Fusarium* sp., *Beauveria bassiana*, *Penicillium* sp. and *Metharizium anisopliae*. The pathogenicity test fungi using *Fusarium* sp. Strain on adult *B. megacephalus* highlights the effectiveness of this strain on the predator, with a mortality rate approaching 100% after 13 days.

Key words: Biological digestion, Camel, Seeds, Germination, Pastoral saharan plants.

Introduction

Brachytrupes megacephalus est un grillon du désert (Fig. 1). Il est signalé dans les localités du sud algérien et tunisien. Cependant, il est connu dans les sols sableux du littoral méditerranéen et plus particulièrement dans les cultures irriguées. Aussi, l'appelle-t-on plus couramment grillon des sables [1].

Ses dégâts sont généralement signalés en automne au moment où il est à

l'état larvaire et est extrêmement vorace [1].

En Tunisie, les agriculteurs ont signalé à maintes reprises ses dégâts :

1. En 1942, un pépiniériste de Sfax a eu des semis de bigaradier anéantis [2].
2. En 1948, de jeunes conifères ont été décapités à 2cm ou 3cm du sol et ne survivaient pas [2].

3. En 1950, une plantation de jeunes pommiers était décimée, les arbres restaient debout mais séchaient [2]. Ces grillons attaquent la plupart des plantes, mais on s'en aperçoit surtout sur les jeunes plants qui ne résistent pas à leurs blessures [1].

En 1955 d'après Quimin cité par [3], l'espèce a été signalée dans les oasis de Touggourt et d'Ouargla.

Ces dernières années, plusieurs plaintes ont été faites par les agriculteurs de la région de Sidi Mehdi (Touggourt) concernant les dégâts provoqués par ce grillon (Lakhdari 2013). [4]

La lutte contre ce ravageur pose une problématique quant à la stratégie et les moyens à utiliser, constituant de nouveaux défis à relever. Les méthodes de

lutte biologique peuvent constituer une réponse aux attaques à cet insecte. La lutte biologique pourrait être envisagée, en particulier, d'après les résultats satisfaisants qu'elle a donnés contre d'autres ravageurs des cultures.

Il s'agit évidemment de la lutte par l'utilisation des champignons entomopathogènes inféodés à cet orthoptère.

C'est dans cette perspective, que notre travail s'insère en se focalisant sur :

- L'isolement et l'identification des champignons entomopathogènes présents sur les adultes de *B. megacephalus* recouverts par des hyphes fongiques.
- Vérifier la toxicité d'une souche (*Fusarium* sp.) sur la mortalité des adultes.



Figure 1 : Adulte de *B. megacephalus*

12. Matériels et méthodes

2.1. Matériel biologique

Les individus de *B. megacephalus* utilisés lors de notre étude, proviennent d'élevage au niveau de laboratoire

d'entomologie dans la station de l'INRAA (Sidi Mahdi, Touggourt) à partir d'individus capturés fin février début mars 2014 dans la région de Touggourt.



Figure 2 : Elevage des adultes.

2.2. Matériel fongique

Des champignons entomopathogènes ont été utilisés dans cette expérimentation. Ceux-ci ont été isolés sur des adultes de *B. megacephalus*.

2.2.1. Isolement

Des adultes de *B. megacephalus* morts et présentant des hyphes mycéliens (Figure 3) ont été collectés dans la station de l'INRAA, Sidi Mahdi, durant quatre ans (2011-2014) sans manipulation dans des conditions stériles. Les sujets atteints de

mycose sont découpés puis déposés directement sur le milieu gélosé sans désinfection préalable.

Tandis que ceux d'apparence saine sont désinfectés à l'eau de javel titrée à 02% pendant deux minutes, rincés trois fois à l'eau distillée stérilisée, puis séchée sur un papier buvard. Les fragments des adultes sont ensuite déposés sur un milieu de culture en boîtes de Pétri, à raison de 4 fragments par boîte, puis incubés à 20-25° C.



Figure 3 : Adultes de *B. megacephalus* recouverts par des champignons entomopathogènes

2.2.2. Purification

Les colonies développées autour de l'insecte n'étant pas toujours pures et dans la plupart des cas sont contaminées par d'autres champignons ou bactéries ce qui nécessite une opération de purification avant toute manipulation. Pour cela, nous avons réalisé des repiquages successifs de manière aseptique. Des explants de culture ne présentant aucune contamination sont choisis au niveau de la zone périphérique de croissance des colonies et redéposés dans des boîtes de Pétri contenant le milieu P.D.A.

2.2.3. Identification

L'identification des champignons fait essentiellement appel aux caractères culturels et à la morphologie, mais aussi à des propriétés biochimiques qui nécessitent l'utilisation de milieux standards, favorisant la croissance. Par conséquent, nous nous sommes basés pour l'identification des isolats sur leurs aspects macroscopiques et microscopiques.

a) Aspect macroscopique

L'étude des colonies se base en général sur la forme, la taille et la couleur de celles-ci.

b) Aspect microscopique

L'identification microscopique d'un champignon prend en considération les caractères suivants :

- La forme du mycélium, la présence ou l'absence de cloisons, ainsi que la couleur et le mode de ramification.
- La forme et la taille des spores.

Nous nous sommes basés pour l'identification des souches sur les clés de détermination [5], [6] et [7].

2.2.4. Conservation des isolats

Après avoir identifié les isolats, des cultures pures sont transférées dans des

tubes à essai inclinés contenant le milieu P.D.A. Leur conservation s'effectue à basse température entre 4 et 8° C [8].

2.2.5. Essai de pathogénicité de *Fusarium* sp. Sur les adultes de *B. megacephalus*

Avant toute étude portant sur un agent pathogène isolé d'un insecte contaminé, il faudrait au préalable vérifier, par des contaminations artificielles, la pathogénicité de ce dernier, afin de confirmer sa causalité dans l'induction des symptômes observés sur l'hôte (Postulat de Kock). C'est dans ce but que s'inscrit notre deuxième partie du travail expérimental qui consiste à tester l'effet d'un champignon préalablement isolé sur la mortalité des adultes de *B. megacephalus* par la méthode de pulvérisation directe.

2.3. Préparation et dosage des solutions entomopathogènes

A partir d'une culture âgée de 15 à 20 jours ayant bien sporulé, nous avons prélevé l'ensemble des colonies de cette culture que nous avons introduit par la suite dans un Erlen Meyer contenant 100 ml d'eau distillée stérilisée qui sera fermé hermétiquement, afin d'éviter toute contamination. Après une agitation de 10 minutes et cela pour permettre une libération maximale des spores, nous avons filtré la solution à travers une gaze et récupéré le filtrat à partir duquel le nombre de spores trouvé dans la solution mère sera évalué à l'aide de la cellule de Malassez.

Pour le dénombrement des spores, le principe consiste à compter le nombre de spores existant dans les 10 carreaux, constituant les deux diagonales de la cellule, par la suite nous calculerons la somme, afin de déterminer la concentration de la solution mère, en utilisant la relation suivante :

100 spores \longrightarrow 10⁶ spores/ml.
 Nombre de spores comptées \longrightarrow X

$$C1 \text{ (spores / ml)} = (10^6 \times X) / 100$$

X : nombre de spores trouvées dans les 10 carreaux de la cellule de Malassez

solution mère titrée à la concentration la plus élevée. Nous utiliserons alors la formule suivante :

Pour obtenir différentes doses, nous procéderons aux dilutions successives de la

$$C1 V_1 = C_2 V_2$$

C1 : La concentration de la solution mère

C2 : La concentration voulue (à obtenir)

V1 : Volume initial d'eau distillée mis dans l'Erlen Meyer (100ml)

V2 : Volume d'eau correspondant à la concentration C2

$$V2 = (C1. V1) / C2$$

Le volume d'eau à ajouter sera alors

$$V = V2 - V1$$

2.4. Conduite du test de pathogénicité des champignons

L'inoculation des adultes de *B. megacephalus* par les suspensions des spores des champignons a été effectuée selon la méthode de pulvérisation directe des adultes. Le produit leur sera administré par voie tégumentaire au moyen d'un pulvérisateur à main contenant la solution entomopathogène. On a pulvérisé sur chaque individu pour assurer une bonne répartition des spores sur le tégument assurant ainsi la pénétration de toutes les spores. Les individus témoins ont été pulvérisés avec de l'eau distillée stérilisée.

Les doses utilisées au cours des essais sont :

Fusarium sp. : 10⁶ spores / ml et 10⁴ spores / ml, les deux DL₅₀ obtenues par [9].

A chaque 24 heures les individus adultes morts sont dénombrés, ceci pour les traiter par D1 et D2 avec *Fusarium* sp. ainsi que pour les témoins. Par la suite le taux de mortalité est défini.

2.5. Etude de l'effet de *Fusarium* sp. sur la mortalité des adultes

Cette étude consiste à comparer l'efficacité des deux doses d'un champignon pris en considération sur la mortalité des adultes du *B. megacephalus*. Pour chaque dose, 3 répétitions sont retenues à raison de 10 individus par répétition. L'essai a été surveillé quotidiennement pendant 13 jours pour les deux traitements.

Les mortalités sont exprimées en pourcentage par la formule suivante :

$$\text{Mortalité observée (\%)} = \frac{\text{Nombre de morts}}{\text{Nombre total d'individus}} \times 100$$

Les mortalités observées sont ensuite corrigées par la formule de : [10]

$$\text{M.C. (\%)} = \frac{\text{M2} - \text{M1}}{100 - \text{M1}} \times 100$$

Soit :

M.C. : Pourcentage de mortalité corrigé.

M1 : Pourcentage de mortalité dans le lot témoin.

M2 : Pourcentage de mortalité dans le lot traité.

2.6. Analyse statistique

Le dispositif expérimental utilisé dans cet essai est la randomisation totale uni factorielle avec 3 répétitions. Le facteur étudié est la mortalité représentée par le taux de Mortalité (%). L'analyse statistique utilisée est l'ANOVA (analysis of variance) par le logiciel StatBox 6.4.0. Grimmer Soft. Pour tous les tests, le niveau de signification a été évalué aux seuils 5% et 1%. Le cas échéant, la comparaison des moyennes est faite sur la base du test de Student (*t-test*) de Newmann-Keuls afin de distinguer des groupes homogènes selon les valeurs des moyennes des deux variables testées qui sont représentées par les doses 10^4 et 10^6 spores/ml de l'agent pathogène *Fusarium* sp.

3. Résultats

I/ Isolement et identification des champignons entomopathogènes à partir des adultes de *B. megacephalus* Aspect macroscopique et microscopique des souches isolées

L'identification des champignons isolés a été réalisée en examinant la couleur et la forme du matériel biologique.

3.1.1. *Fusarium* sp.

Cette espèce forme des colonies duveteuses ou cotonneuses de couleur blanche puis deviennent rose clair. Le principal caractère morphologique des *Fusarium* est la présence de macroconidies fusiformes et cloisonnées. Les phialides sont courtes et larges et formées sur le mycélium aérien. Les microconidies sont absentes (Figure 4).



Figure 4 : Aspect macroscopique et microscopique de *Fusarium* sp. (Gr x 40)

3.1.2. *Metarhizium anisopliae*

En masse, les colonies présentent une coloration vert-olive. Les conidies sont de forme allongée plus ou moins cylindrique. La fructification se fait sous forme de phialides donnant naissance aux

conidies ou phialospores. Les phialides peuvent être uniques, en paire ou en groupes produits à partir d'une chaîne basale. Elles sont compactées en colonnes longues ovoïdes voire cylindriques (Figure 5).

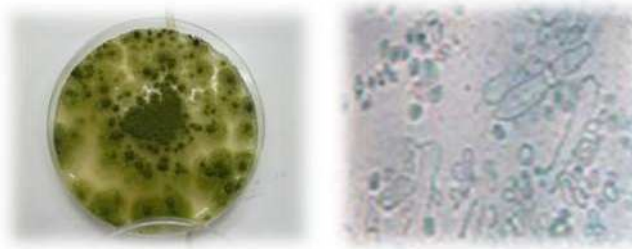


Figure 5 : Aspect macroscopique et microscopique de *Metharizium anisopliae* (Gr x 40)

1.1.2. *Penicillium* sp.

Sur le milieu de culture P.D.A, la colonie de *Penicillium* sp. est colorée en vert et sa croissance mycélienne est plus ou moins rapide.

L'observation microscopique a démontré la présence d'un mycélium cloisonné avec des conidiophores lisses ramifiés sur lesquels sont portés des phialides. Ces dernières présentent à leur tour des conidies hyalines ou de couleur vive lorsqu'elles sont en masse. Elles sont de forme sphérique assemblées en chaînettes.

1.1.3. *Aspergillus niger*

Les têtes conidiennes, bisériées et radiées, sont disposées en plusieurs colonnes brunâtres ou noires. Les conidiophores sont longs, lisses, hyalins ou brunâtres à leur moitié supérieure. Les vésicules sont globuleuses et entièrement fertiles, les conidies sont habituellement globuleuses, parfois légèrement aplaties. Les phialides, plus ou moins allongées, présentent plusieurs sites de bourgeonnement (polyphialides) (Figure 6).

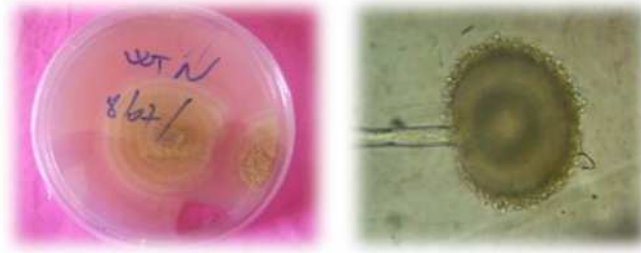


Figure 6 : Aspect macroscopique et microscopique d'*Aspergillus flavus* (Gr x 40)

3.1.5. *Aspergillus flavus*

Le champignon se développe rapidement sur le milieu PDA. Il forme des colonies duveteuses à poudreuses, d'abord blanches puis jaunes. La tête conidienne est d'abord radiée puis elle se répartit en plusieurs colonies jaunâtres. Les

conidiophores sont hyalins et les vésicules subglobuleux. Les phialides sont insérées directement sur la vésicule. Les conidies sont globuleuses et subglobuleuses (Figure 7).

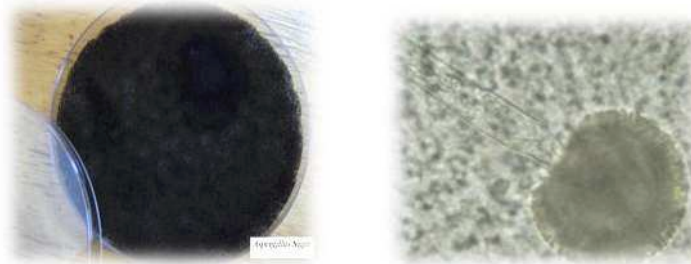


Figure 7 :

macroscopique et microscopique d'*Aspergillus niger* (Gr x 40)

Aspect

3.1.6. *Beauveria bassiana*

Ce champignon forme des hyphes transparents et septaux. Cette espèce produit des colonies cotonneuses de couleur blanchâtre à jaunâtre. Le genre est caractérisé par un conidiophore à base renflée et à extrémité terminale en zigzag formant de façon sympodiale de petites spores unicellulaires.

II/ Essai de pathogénicité de *Fusarium* sp. sur les adultes de *B. megacephalus*

L'analyse de la figure 8, montre que les taux de mortalité chez les adultes traités augmentent en fonction du temps et de la dose utilisée. La mortalité chez les adultes de ce grillon, a commencé après le

5^{ème} jour de traitement par D1 et après le 6^{ème} jour par D2 du *Fusarium* sp., atteignant des taux de 3,33% et 13,33% respectivement. Ils sont arrivés à 100% au 11^{ème} jour pour la D1 et au 13^{ème} jour pour la D2 (Fig.9 et Fig.10)

D'après les analyses statistiques (tableau 1), nous remarquons que les deux doses ont un effet hautement significatif pour la mortalité des adultes du *B. megacephalus* en comparaison avec le témoin. Par contre il n'y a pas de différence significative entre les deux doses.

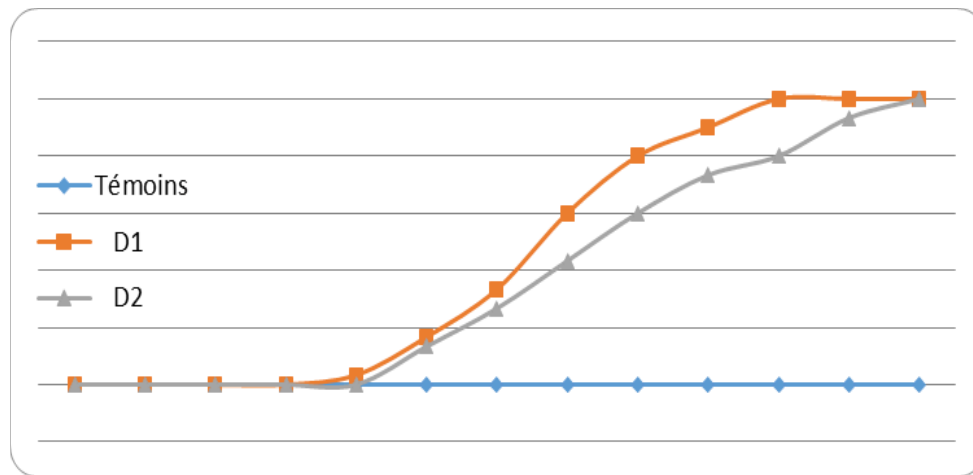


Figure 8 : Taux de mortalité des adultes de *B. megacephalus* traité par *Fusarium* sp.



Figure 9 : *Brachytrupes megacephalus* après le traitement par *Fusarium* sp.



Figure 10 : Destruction des muscles par *Fusarium* sp. Après 20 jours

Tableau 1: Résultat d'analyse statistique: effet de deux doses de *Fusarium* sp. sur la mortalité des adultes de *Brachytrupes megacephalus*

Jours	Dose 1	Dose 2
	Moyenne ± Ecart type	Moyenne ± Ecart type
Jour 1	0 d	0 i
Jour 2	0 d	0 i
Jour 3	0 d	0 i
Jour 4	0 d	0 i
Jour 5	3,33 d ± 5,77	0 i
Jour 6	16,67 d ± 5,77	13,33 h ± 5,77
Jour 7	33,33 c ± 5,77	26,66 g ± 5,77
Jour 8	60 b ± 17,32	43,33 f ± 5,77
Jour 9	80 a ± 17,32	63,33 e ± 5,77
Jour 10	90 a ± 17,32	73,33 d ± 5,77
Jour 11	100 a	80 c
Jour 12	100 a	93,33 b ± 5,77
Jour 13	100 a	100 a
F calculé	75,8**	301,36**
C.V.	19,55%	10,34%

C.V. : Coefficient de variation ; ** : Effet hautement significatif à 1% ; a, b, c, d, e, f, g, h et i : Groupes homogènes.

4. Discussion

Six espèces de champignons entomopathogènes ont été isolées à partir de ce grillon. Il s'agit d'*Aspergillus flavus*, *Aspergillus niger*, *Fusarium* sp., *Beauveria bassiana*, *Penicillium* sp. et *Metharizium anisopliae*. Ces mêmes espèces ont été isolées à partir des chrysalides et des larves de *Phyllocnistis citrella* [11].

Au moment de l'isolement, nous avons remarqué que chaque champignon a un aspect différent sur les cadavres. *Fusarium* sp. recouvre avec son mycélium de couleur blanchâtre toute la surface de l'insecte, en ne laissant apparaître même pas un millimètre. *Aspergillus niger* et *Aspergillus flavus* ont eu le même comportement.

Ces deux espèces agissent par pénétration des hyphes dans le corps de l'insecte en donnant l'aspect de pique d'aiguille, avec des spores poudreuses de couleur jaunâtre pour

A. flavus sur le corps du cadavre. Par contre, *A. niger* possède des spores poudreuses de couleur noire. *Beauveria bassiana* a un mycélium cotonneux de couleur blanchâtre qui recouvre totalement le cadavre.

Les deux souches de *Beauveria bassiana* et *Metarhizium anisopliae* ont été déjà isolées par plusieurs chercheurs à partir des cadavres de criquet [12].

D'après [9], Il en ressort dans un essai de lutte biologique contre les larves de *Phyllocnistis citrella* par les

champignons entomopathogènes que l'effet le plus marquant a été observé chez *Fusarium* sp. qui a causé le taux de mortalité le plus élevé avec 75 %.

Plusieurs travaux de lutte biologique contre les Orthoptères par l'utilisation des champignons entomopathogènes ont été réalisés [13], [14], [15] et [16] et ils ont donné des résultats forts intéressants. Notamment ceux menés dans le but d'étudier l'efficacité des champignons entomopathogènes sur la mortalité des acridiens ravageurs au laboratoire [14].

La mortalité des adultes traités par deux doses différentes de *Fusarium* sp. montre que ce champignon affecte significativement ce grillon en fonction du temps et de la concentration de l'entomopathogène. Les adultes traités ont atteint le taux de mortalité de 100% le 11^{ème} et le 13^{ème} jour après l'application du traitement respectivement.

Les présents résultats concordent avec ceux obtenus par [14], qui a montré que l'entomopathogène *B. bassiana* a un effet significatif sur les imagos de *Locusta migratoria* traités à trois doses différentes (D1= 0,5 x 10⁶ spores/ml, D2= 10⁶ spores/ml et D3= 2 x 10⁶ spores/ml) par rapport aux témoins.

Par ailleurs, [17] ont suivi la mortalité cumulée des ailés de *Schistocerca piceifrons piceifrons* traités 7 jours après l'émergence par injection avec une dose de 6x10⁴ spores/insecte d'une souche mexicaine de *Metarhizium anisopliae* var *Acridum* (Ma PL40) dans des conditions thermiques de 28°C. Ces derniers ont obtenu un taux de mortalité de 97,5% au bout de 12 jours.

Des essais au laboratoire réalisés par [18] pour l'étude de l'effet de cette même souche sur la mortalité des adultes de *Schistocerca gregaria* ont révélé un taux de 100% au bout de 13 jours après le

traitement en utilisant une dose de 10³ spores/ml par contact en pulvérisant un volume de 1ml sur chaque individu [19].

Conclusion

L'isolement des champignons entomopathogènes à partir des cadavres de *B. megacephalus* a pour objectif d'isoler des souches autochtones qui résistent aux conditions climatiques et édaphiques des milieux oasiens de Touggourt.

Les résultats de l'isolement et de l'identification ont mis en évidence la présence de six espèces entomopathogènes suivantes: *Aspergillus flavus*, *Aspergillus niger*, *Fusarium* sp., *Beauveria bassiana*, *Penicillium* sp. et *Metarhizium anisopliae*.

A partir des résultats obtenus de test de pathogénicité de *Fusarium* sp. sur les adultes de *B. megacephalus*, nous pouvons tirer deux constatations :

- ✓ L'entomopathogène *Fusarium* sp. est virulent sur les adultes ;
- ✓ Plus la dose est élevée, plus la mortalité est rapide et importante.

Remerciements

Les auteurs tiennent à remercier l'ensemble des chercheurs et techniciens de la station expérimentale de l'INRAA de Sidi Mehdi (Touggourt) et plus particulièrement le Directeur de la station Mr. Hafouda Lamine et le chef de la division d'agronomie saharienne Mr. Allam Abdelkader.

Références bibliographiques

- [1] Valdeyron F., 1955 -Observation sur la biologie *Brachytrupes megacephalus* Lef. En Tunisie. – Rev. Path. Vég. Et Entom. Agri. De France. – Tom. XXXIV, N°3. pp:136-158.
- [2] Belarbi B., 1978 -Contribution à la connaissance de *Brachytrupes megacephalus* Lef. en Algérie

(Orthoptera ; Gryllidae). *Mém.ing.Inst. Nat. Agr.* 27-33.

[3] **Balachowski A. S.**, 1952 -Sur l'origine et le développement des insectes nuisibles aux plantes cultivées dans les oasis de Sahara français. IN *Biology of deserts. The proceeding of a symposium on the biology of hot and cold deserts organized by the institute of biology (London). Ed. Hafner Publishing. New York.* 1954. 90-103.

[4] **Lakhdari W.**, 2013 – journée d'étude sur la protection des végétaux aux, INRAA.

[5] **Ellis M.B.**, 1971 -More Dematiaceous hyphomycetes commonwealth, Mycological Institute. 608pp.

[6] **Barnett H.L. and Hunter B.**, 1977 - Illustrated genera of imperfect fungi. *Second edition. Burgess Publishing Co.* 180p.

[7] **George O., Poinar J.r. and Gerard M. Thomas.**, 1984 -Laboratory Guide to insect Pathogens and Parasites Plenum Press. *New York.* 392 p.

[8] **Wraight, R. J. et Roberts D.**, 1987 - Insect contrôle effort with fungi. *Devel. Industr. Microbiol.* 28 : p.77-87.

[9] **Lakhdari W.**, 2009 -Essai de lutte biologique contre la mineuse des agrumes *Phyllocnistis citrella* Stainton (Lepidoptera: Gracillariidae) par l'utilisation de champignons entomopathogènes. *Thèse Mag. Univ. Most.*

[10] **ABBOT W. B.**, 1925 - A method for computing the effectiveness of an insecticide.

J.Econ.Ent., (18), pp.265-267.

[11] **Saieh F., Bendahmane B. S., Benkadda M. Y., Berkani A., Lakhdari W. et Kolai N.**, 2010 -Isolement de champignons entomopathogènes à partir de *Phyllocnistis citrella* Stainton (Lepidoptera: Gracillariidae), *Faunistic Entomology* 63 (3), 199-202.

[12] **Doumandji-Mitiche B., Halouane F., Chahbar N., Agrane S., Merabti N., Seddik A. et Doumandji S.**, 1997 -Note sur la présence de l'entomopathogène *Beauveria bassiana* (Hyphomycètes, Deuteromycotina) sur *Schistocerca gregaria* sur terrain à Adrar. Effet sur le rythme cardiaque et la respiration de cet acridien. *Med. Fac. Landbouww. Univ. Gent.*, 62 / 2B, 499 – 506.

[13] **Doumandji-Mitiche B., Halouane F., Bensaad H., Bissaad F.Z. et Cherief A.**, 1999 -The efficiency of *Beauveria bassiana* (Bals.) against *Locusta migratoria* and *Schistocerca gregaria* (Orthoptera, Acrididae). *Med. Fac. Landbouww. Univ. Gent.*, 64/3a, 205 – 209.

[14] **Kaidi N.**, 2006 - Bioécologie de *Schistocerca gregaria* Forskål, 1775 (Orthoptera, Cyrtacanthacridinae) dans la région de l'Ahaggar. Essais de lutte biologique au moyen de champignons entomopathogènes : *Beauveria bassiana* et *Metarhizium anisopliae* var *acridum*. *Thèse Mag.* 145 p.

[15] **Chaouch A.**, 2009 - Etats phasaires de *Dociostaurus maroccanus* Thunb, 1815 (Acrididae, Gomphocerinae) - Effets de deux champignons entomopathogènes, *Beauveria bassiana* (Balsamo) et *Metarhizium anisopliae* var. *acridum* sur quelques paramètres biophysologiques, *Thèse Mag. Inst. Nat. Sci. Agr. El Harrach*, Pp: 63 – 80.

[16] **Outtar F., Mahdjoubi D., Bissad F., Mouhouch F., and Doumandji-Mitiche B.**, 2014 - The interaction of L5 larvae of *Locusta migratoria* (LINNAEUS, 1758) (Oedipodinae, Acrididae) with biopesticides, *Int. Jour. Agr. Sci. Res.*, Vol. 4, Issue 3, 11p.

[17] **Hernandez-Velazquez V.M., Berlanga-Padilla A. and Toriello C.**, 2007 - Reduction of feeding by *Schistocerca piceifrons piceifrons* (Orthoptera: Acrididae), following

infection by *Metarhiziumanisopliae* var. *acridum*. *Florida Entomologist*, 90(4), 786-789.

[18] **Djezzar M., 2007** - Effet d'un biopesticide « Green muscle » sur les différents stades de *Schistocerca gregaria* (Forskål, 1775) (Orthoptera-Acrididae) et impact sur quelques espèces de la biocœnose aquatique. *Thèse Mag.Inst. Nat. Agr.*, El Harrach, 155 p.

[19] **Hemour S., 2008** -Effet du bio pesticide « Green Muscle » (*Metarhizium anisopliae* var *acridum* IMI 330189) sur la

reproduction du criquet pèlerin *Schistocerca gregaria* (Forskål, 1775) (Acrididae, Cyrtacanthacridinae) en conditions contrôlées. *Thèse Mag.,Inst. Nation. Agro.*, El Harrach.103