

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTTIFIQUE
UNIVERSITE MOULOU D MAMMERI DE TIZI OUZOU
FACULTE DES SCIENCES BIOLOGIQUES ET DES SCIENCES AGRONOMIQUES



Mémoire de fin d'études en vue de l'Obtention du Diplôme de Master en Agronomie

Spécialité : Protection des plantes cultivées



SUJET



Activité biologique du champignon entomopathogène *Metarhizium anisopliae* var *acridum* et de la plante toxique *Calotropis procera* vis-à-vis des imagos de *Schistocerca gregaria* (Forskål, 1775) et de *Locusta migratoria* (Linné, 1758).

Présenté par M^{elles} AMROUN Celia

HOCINE Djedjiga

Présidente des membres du jury : Mme SI SMAÏL –GHEBBI K, M.C.B
UMMTO

Promotrice : Mme KAIDI. N , Attachée de Recherches INRAA

Co promotrice : Mme MEDJDOUB - BENSAD .F Professeur UMMTO

Examinatrices : Mme GOUCEM– KHELFANE K , M.C.B

Mme MAHDJANE - OULD YUCEF H , Doctorante
UMMTO

Année Universitaire : 2015/ 2016



REMERCIEMENTS

En premier lieu, Nous remercions DIEU le tout Puissant de nous avoir accordé le courage, la force et la patience de mener à bien ce modeste travail.

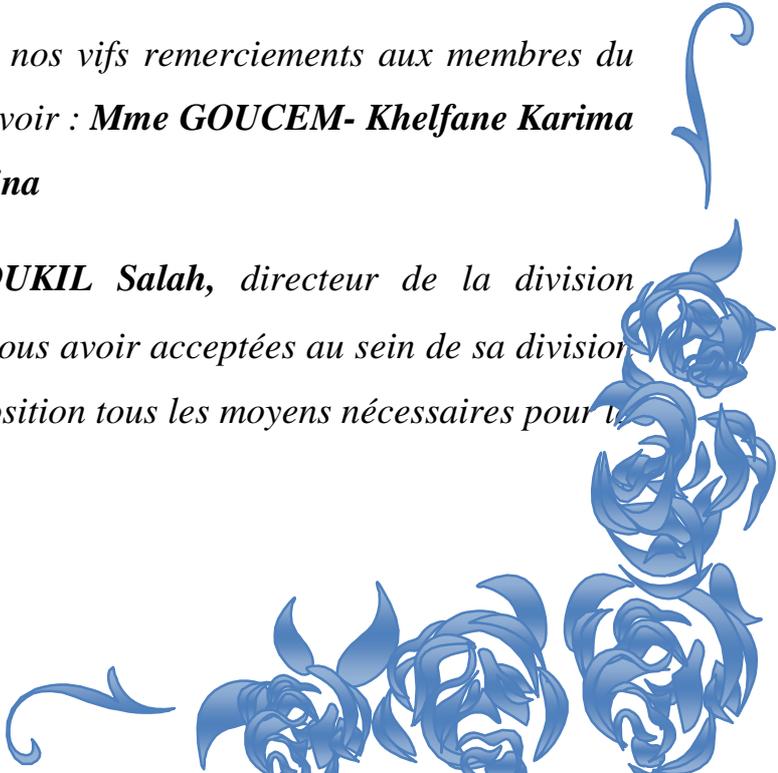
*Nous tenons à exprimer toute notre reconnaissance et remerciements à **M^{me} KAIDI Narimene** attachée de recherche à l'institut nationale de la recherche agronomique d'Algérie (INRAA) qui a fait preuve de volonté et a été d'un grand apport pour l'accomplissement de notre travail.*

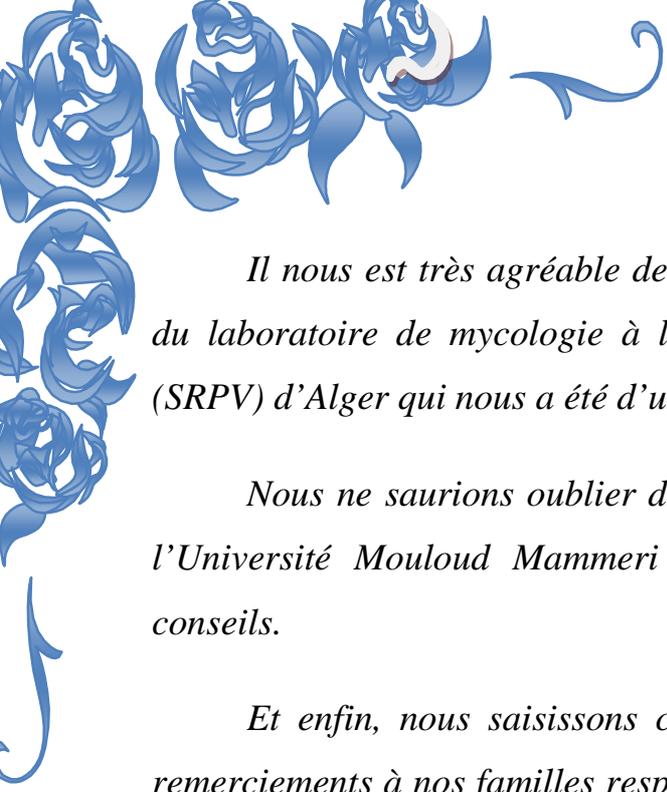
*Nous tenons à exprimer également nos vifs remerciements à **M^{me} MEDJDOUB - BENZAAD Ferroudja** qui nous a été dans grand soutien, d'encouragement et qui à fait preuve d'une grande patience.*

*Nous remercions également **Mme SI SMAIL- Ghebbi Karima** pour nous avoir honorées en acceptant de présider le Jury de cette thèse, aussi pour ses encouragements et pour ses précieux conseils.*

*Nous voudrions également exprimer nos vifs remerciements aux membres du jury qui ont bien voulu juger ce travail à savoir : **Mme GOUCEM- Khelfane Karima** et **Mme MAHDJANE - Ould Youcef Hassina***

*Nous remercions également **M^r OUKIL Salah**, directeur de la division protection des cultures de l'INRAA, de nous avoir acceptées au sein de sa division de recherche et d'avoir mis à notre disposition tous les moyens nécessaires pour la réalisation de ce travail.*





*Il nous est très agréable de remercier également **M^r KHELIFA**, responsable du laboratoire de mycologie à la station régional de la protection des végétaux (SRPV) d'Alger qui nous a été d'un grand aide dans..... .*

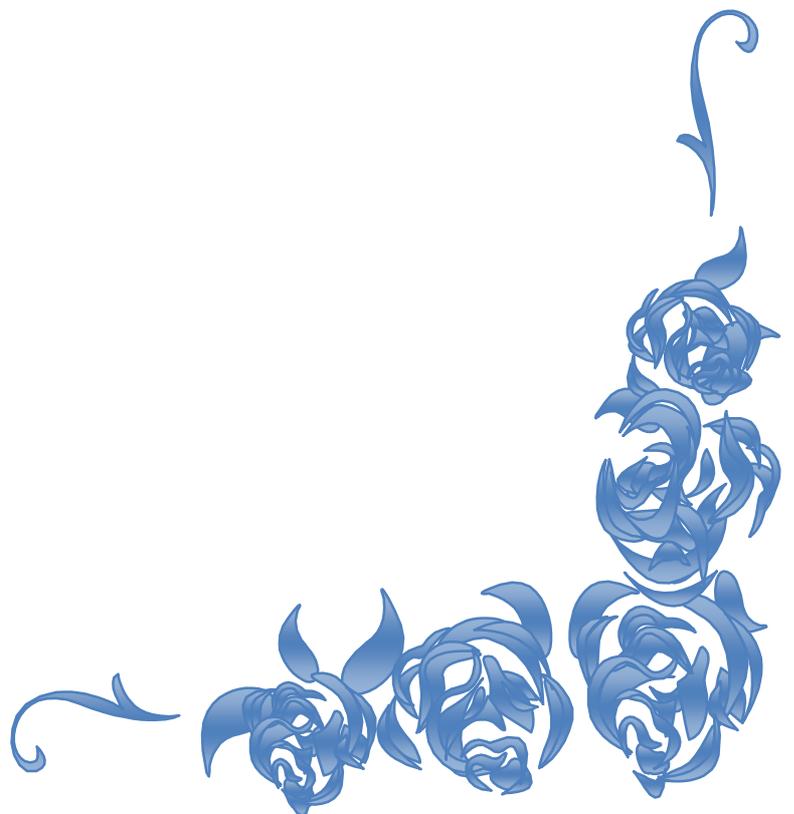
*Nous ne saurions oublier de remercier **M^r AMROUN Mansour**, Professeur à l'Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou, pour son aide et ses précieux conseils.*

Et enfin, nous saisissons cette opportunité pour adresser nos plus sincères remerciements à nos familles respectives qui nous ont accueillis chez eux lors de nos nombreux déplacements à Alger.

*A savoir: **Amroun Kahina** et son mari **Hadjout Sofiane***

Hocine Smina** et ses filles, **Samira, Sonia et Shanez,

Ben mokhtar Dahbia** et son mari **Ait Alamara Samir .





Dédicaces

*Au terme de ce travail, je tiens à dédier ce
mémoire tout particulièrement à
Mes très chers Parents que j'aime, qui m'ont
toujours encouragés dans mes études et qui ont
tant donnés pour moi.*

A mes 3 sœurs adorées :

*Melissa, Sonia et Ania qui m'ont
beaucoup aidées et motivées.*

*A mon fiancé : Ghiles qui m'a toujours soutenu
A mes deux tantes Maya, Karima et à ma
grand-mère chéries que j'aime,*

A ma belle famille,

A ma binôme Djidji

A mon amie Kamélia,

Ainsi qu'à toute la famille AMROUN





Dédicaces

Au terme de ce travail, je tiens à dédier ce mémoire avec grand amour sincérité et fierté :

A la mémoire de ma grand-mère paternelle, Hocine Djedjiga, Qui est toujours dans mon esprit et dans mon cœur, Yemma, tu n'a cessé de m'encourager pour mes études, je te dédie aujourd'hui ma réussite. Que dieu, le miséricordieux, t'accueil dans son éternel paradis.

A Mes très chers Parents que j'aime pour leur patience, leur Amour, leurs encouragements, et tous les efforts qu'ils ont consentis pour mon instruction et mon bien être.

A mon frère, Ameziane et mes deux sœurs Lisa et Lina pour leur amour et leur soutien.

A toute ma famille, et particulièrement ma tante Smina et ses filles et a ma cousine Dahbia et son Mari, qui m'ont accueillie, aidée et soutenue tout au long de mon travail.





*A ma binôme Célia ,
A Ithem , Amira , Amel et toutes mes chères amies en
témoignage de l'amitié sincère qui nous unie et des bons
moments passés ensemble , je vous dédie ce travail en vous
souhaitant un avenir radieux plein de bonheur et de réussites.
A tous ceux qui m'ont encouragée, soutenue et aidée de près
ou de loin a la réalisation de ce travail.*



Liste Des Figures

Figure 1 : Oothèque de <i>Schistocerca gregaria</i>	6
Figure 2 : Oothèque de <i>Locusta migratoria</i>	6
Figure 3 : Etat larvaire de <i>S. gregaria</i>	7
Figure 4 : Etat larvaire de <i>L. migratoria</i>	7
Figure 5 : Etat imaginal de <i>S. gregaria</i>	9
Figure 6 : Etat imaginal de <i>L. migratoria</i>	9
Figure 7 : Cycle biologique de <i>S. gregaria</i>	11
Figure 8 : Cycle biologique de <i>L. migratoria</i>	12
Figure 9 : Les étapes de transformation phasaire	20
Figure 10 : Répartition géographique de <i>S. gregaria</i> dans le monde.....	20
Figure 11 : Répartition géographique de <i>L. migratoria</i> dans le monde.....	21
Figure 12 : Répartition géographique en Algérie	23
Figure 13 : Répartition de <i>Locusta migratoria</i> en Algérie	24
Figure 14 : Principaux types d'Hémocytes	30
Figure 15 : Maladie de la muscardine verte	33
Figure 16 : Spores de <i>M. anisopliae</i> var <i>acridum</i>	33
Figure 17 : <i>Calotropis procera</i>	37
Figure 18 : Station expérimentale « Mehdi Boualem » de l'INRAA.....	44
Figure 19 : Imagos de <i>S. gregaria</i> (A) et de <i>L. migratoria</i> (B).....	46
Figure 20 : Feuilles de <i>Calotropis procera</i>	47
Figure 21 : Souche <i>Metarhizium anisopliae</i> var <i>acridum</i>	47
Figure 22 : Elevage en masse des criquets	49
Figure 23 : Culture monosporique de <i>M. anisopliae</i>	51
Figure 24 : Cellule de Malassez	53

Figure 25 : Préparation de l'inoculum à base de <i>M anisopliae</i>	53
Figure 26 : Préparation de la solution acetonique à base de <i>C. procera</i>	55
Figure 27 : Dispositif expérimental utilisé pour les traitements.....	57
Figure 28 : Réalisation du frottis sanguin	60
Figure 29 : Mortalités des imagos de <i>S. gregaria</i> traités par <i>M. anisopliae</i> var <i>acridum</i> et <i>C. procera</i>	62
Figure 30 : Individu de <i>S. gregaria</i> infecté par <i>M. anisopliae</i> var <i>acridum</i>	63
Figure 31 : Individus de <i>S. gregaria</i> traité par <i>C. procera</i>	63
Figure 32 : Les différentes catégories d'hémocytes chez les individus témoins de <i>S. gregaria</i>	65
Figure 33 : Nombre d'hémocytes dans 3µl d'hémolymphe des imagos de <i>S. gregaria</i> témoins et traités au <i>M. anisopliae</i> var <i>acridum</i> et au <i>C. procera</i>	65
Figure 34 : Hémolymphe de <i>S. gregaria</i> traitée par <i>M. anisopliae</i>	66
Figure 35 : HéJHmolymphe de <i>S. gregaria</i> traitée par <i>C. procera</i>	68
Figure 36 : Taux de prohémocytes dans 3µl d'hémolymphe des imagos de <i>S. gregaria</i> témoins et traités au <i>M. anisopliae</i> var <i>acridum</i> et <i>C. procera</i>	69
Figure 37 : Taux de plasmatocytes dans 3µl d'hémolymphe des imagos de <i>S. gregaria</i> témoins et traités au <i>M. anisopliae</i> var <i>acridum</i> et <i>C. procera</i>	69
Figure 38 : Mortalités des imagos de <i>L. migratoria</i> traités par <i>M. anisopliae</i> var <i>acridum</i> et <i>C. procera</i>	71
Figure 39 : Duvet verdâtre couvrant le corps de <i>L. migratoria</i>	71
Figure 40 : Nombre d'hémocytes dans 3µl d'hémolymphe des imagos de <i>L. migratoria</i> témoins et traités au <i>M. anisopliae</i> var <i>acridum</i> et au <i>C. procera</i>	73
Figure 41 : Les différentes catégories d'hémocytes chez les individus témoins de <i>L. migratoria</i>	73

Figure 42: Taux de prohémoocytes dans 3µl d'hémolymphe des imagos de <i>L. migratoria</i> témoins et traités au <i>M. anisopliae</i> var <i>acridum</i> et <i>C. procera</i>	74
Figure 43: Taux de plasmatocytes dans 3µl d'hémolymphe des imagos de <i>L. migratoria</i> témoins et traités au <i>M. anisopliae</i> var <i>acridum</i> et <i>C. procera</i>	74
Figure 44: Hémolymphe de <i>L. migratoria</i> traitée par <i>M. anisopliae</i>	75
Figure 45 : Hémolymphe de <i>L. migratoria</i> traitée par <i>C. procera</i>	76

Liste des tableaux

Tableau 1 : Les différents pesticides utilisés par l'INPV pendant la période de 1983 -200	27
Tableau 2 : Constituants chimiques de <i>Calotropis procera</i> Ait.....	38
Tableau 3 : Mortalités des imagos de <i>S. gregaria</i> traités par <i>M. anisopliae</i> et <i>C. procera</i>	61
Tableau 4 : Nombre total d'hémocytes chez les imagos de <i>S. gregaria</i> traités au <i>M. anisopliae</i> et au <i>C. procera</i>	64
Tableau 5 : Nombre et taux de prohémyocytes et de plasmatocytes chez les imagos de <i>S. gregaria</i> traités au <i>M. anisopliae</i> et au <i>C. procera</i>	67
Tableau 6 : Mortalités des imagos de <i>L. migratoria</i> traités par <i>M. anisopliae</i> et <i>C. procera</i>	70
Tableau 7 : Nombre total d'hémocytes chez les imagos de <i>L. migratoria</i> traités au <i>M. anisopliae</i> et au <i>C. procera</i>	72
Tableau 8 : Nombre et taux de prohémyocytes et de plasmatocytes chez les imagos de <i>L. migratoria</i> traités au <i>M. anisopliae</i> et au <i>C. procera</i>	72

Sommaire

Introduction générale	1
Chapitre I : Synthèse bibliographique.....	4
I. Données bibliographiques sur <i>Shistocerca gregaria</i> et <i>Locusta migratoria</i> ...	4
I.1. Taxonomie et morphologie.....	4
I.1.1. Taxonomie.....	4
I.1.2- Caractères morphologiques.....	5
I.1.2.1-Etat embryonnaire	5
I.1.2.2-Etat larvaire.....	5
I.1.2.3-Etat imaginal	5
I.2- Aperçu général sur la bioécologie de <i>S. gregaria</i> et de <i>L. migratoria</i>	8
I.2.1- Cycle biologique	8
I.2.1.1. Accouplement	10
I.2.1.2. Ponte.....	10
I.2.1.3- Développement embryonnaire.....	13
I.2.1.4- Développement larvaire	14
I.2.1.5- Vie imaginaire	14
I.2.2- Préférences alimentaires	15
I.2.3- Dégâts et importance économique	16
I.2.4- Grégarisation et polymorphisme phasaire	18
I.3- Répartition géographique	19
I.3.1 -Dans le monde	19
I.3. 2-En Algérie	22
I.4- Lutte antiacridienne	25
I.5. Données bibliographiques sur l'hémolymphe des acridiens	28
I.5.1. Composition de l'hémolymphe	28
I.5.1.1. Le plasma	28
I.5.1.2. Les hémocytes	29
I.5.1.2.1. Les différents types d'hémocytes.....	29
I.5.1.2.1.1. Les prohémoscytes ou pro leucocytes	29

I.5.1.2.1.2. Les plasmacytes ou phagocytes	29
I.5.1.2.1.3. Les granulocytes	29
I.5.1.2.1. Les fonctions physiologiques des Hémocytes	31
II . Données bibliographiques sur <i>Metarhizium anisopliae</i> var <i>acridum</i>	32
II.1-Généralités	32
II.2-Systématique.....	32
II.3. Identification et morphologie	32
II.4. Mode d'infection	34
II.5. Isolement, culture et conservation	34
III . Données bibliographiques sur <i>Calotropis procera</i>	35
III.1- Description morphologique	35
III.2- Systématique	36
III.3- Distribution géographique	38
III.4- Composition chimique	38
III.5- Données toxicologiques de <i>Calotropis procera</i> Ait	38
III.6- Données pharmacologiques de <i>Calotropis procera</i> Ait.....	40
III.6.1- Effets anti-inflammatoires	40
III.6.2- Effets analgésiques – antipyrétiques	40
III.6.3- Effets antimicrobiens, insecticides, antifongiques	41
 Chapitre II : Méthodologie de travail.....	 42
II.1. Problématique et objectifs.....	42
II.2. Présentation du site d'étude « Institut National de la Recherche Agronomique d'Algérie	42
II.2.1. Aperçu historique de la station	42
II.2.2. Programme et missions de la station.....	43
II.2.3. Organisation de la station	43
II.3. Matériel biologique.....	45
II.3.1. Matériel animal.....	45
II.3.2. Matériel végétal (extrait de <i>Calotropis procera</i>).....	45
II.3.3. Matériel fongique.....	45
II.4. Méthodologie de travail	48
II.4.1. Elevage en masse des criquets.....	48

II.4.2. Préparation des solutions de traitement.....	50
II.4.2.1. Inoculum de <i>M. anisopliae</i>	50
II.4.2.1.1. Technique de multiplication (ensemencement) et conservation.....	50
II.4.2.1.2. Préparation et dosage des solutions entomopathogènes	52
II.4.2.2. Solution acétonique de <i>C. procera</i>	54
II.4.3. Traitements.....	56
II.4.4. Paramètres étudiés.....	58
II.4.4.1. Effet sur la mortalité de <i>S. gregaria</i> et <i>L. migratoria</i>	58
II.4.4.2. Effet sur l'hémogramme <i>S. gregaria</i> et <i>L. migratoria</i>	58
II.4.5. Exploitation des résultats.....	59
II.45.1. Analyse de la variance	59
Chapitre III : Résultats obtenus.....	61
III.1. Étude comparative de l'effet de <i>M. anisopliae</i> et <i>C. procera</i> vis-à-vis des imagos de <i>S. gregaria</i>	61
III.1.1. Effet sur la mortalité	61
III.1.2. Effet sur l'hémogramme	64
III.2. Étude comparative de l'effet de <i>M. anisopliae</i> et <i>C. procera</i> vis-à-vis des imagos de <i>L. migratoria</i>	70
III.1.1. Effet sur la mortalité	70
III.1.2. Effet sur l'hémogramme	72
Chapitre IV : Discussion des Résultats.....	78
IV. 1. Effet de <i>M. anisopliae</i> et <i>C. procera</i> sur la mortalité des imagos de <i>S.</i> <i>gregaria</i> et <i>L. migratoria</i>	78
IV.1.1. Traitement par <i>M. anisopliae</i>	78
IV.1.2. Traitement par <i>C. procera</i>	78
IV. 2. Effet de <i>M. anisopliae</i> et <i>C. procera</i> sur l'hémogramme des imagos de <i>S.</i> <i>gregaria</i> et <i>L. migratoria</i>	82
IV.2.1. Traitement par <i>M. anisopliae</i> var <i>acridum</i>	83
IV.2.2. Traitement par <i>C. procera</i>	84
Conclusion générale	86
Références bibliographiques	
Annexes	

Introduction générale

Le règne végétal est soumis à une agression constante de la part des criquets depuis des millénaires. En effet, les criquets grégariaptés, notamment le criquet pèlerin et le criquet migrateur, constituent une menace quasi permanente pour les plantes cultivées (maraîchères, céréalières, sous-pivot etc.) et les pâturages de nombreux pays : de l'Afrique du nord à l'Équateur, de l'Atlantique à l'Asie du sud-ouest en passant par le Proche Orient. En période d'invasion les pays envahis subissent de graves préjudices avec de considérables retombées économiques (LECOQ, 2003).

Considérés comme des fléaux redoutables, ces deux espèces sont connues depuis l'antiquité et leurs invasions constituent un phénomène majeur qui est perçu par SAIZONOU 2000 (in OULD EL HADJ et al. 2003), comme étant apocalyptique mais qui est loin d'être nouveau.

Pour rappel, en 873 avant J.C, une invasion de criquets migrants dévasta l'Italie, la Gaule et la Germanie. Les moines des couvents carolingiens ont laissé des témoignages sur la catastrophe (ZAFACK, 2004).

En sus, les essaims du criquet pèlerin, redoutable fléau de l'agriculture - particulièrement en Afrique - en période d'invasion, peuvent envahir une aire couvrant plus de 29 millions de km² soit 20% des terres émergées (DURANTON et LECOQ, 1990). Selon COPER (1982), un essaim de criquet pèlerin de 10 Km² peut contenir environ 2 milliards d'individus consommant chacun l'équivalent de son propre poids par jour à savoir 2gr, conduisant à une perte de 4000 tonnes de végétation fraîche par jour.

L'ampleur de ces dégâts est, en effet, liée à leur grande mobilité, leur voracité ainsi que leur polyphagie. Ces deux espèces de criquets redoutables sont caractérisées par un régime alimentaire très varié et peuvent s'attaquer à tous les types de culture et de pâturage. La forte capacité à migrer sur de longues distances est une caractéristique fondamentale du criquet pèlerin et du criquet migrateur. Leurs migrations se font à la faveur des systèmes de vents pouvant occasionnellement engendrer les pluies indispensables à la reproduction ; elles suivent des schémas saisonniers liés aux caractéristiques climatiques des diverses régions de l'aire d'habitat COPER (1982).

Face à cette situation, plusieurs moyens sont mis en œuvre pour réduire l'ampleur des dégâts. Pour faire face à ces invasions, la lutte chimique a largement contribué à éviter le

Introduction générale

pire par l'utilisation de tout un arsenal d'insecticides. La stratégie de lutte antiacridienne n'a principalement consisté jusqu'à présent qu'à l'épandage d'insecticides de synthèse et de produits qui s'avèrent néfastes pour l'environnement en causant des problèmes de biodégradabilité et d'écotoxicité par l'accumulation des résidus. DURANTON *et al.* (1990)

Une prise de conscience de ces problèmes à amené les instituts de recherches à s'orienter vers d'autres méthodes dont la lutte biologique sous ses diverses formes pour essayer de contenir les criquets essaimant. Il s'agit, notamment, de l'utilisation des champignons entomopathogènes qui est une alternative très prometteuse pour assurer une protection phytosanitaire performante par l'ubiquité naturelle des agents microbiologiques dans les écosystèmes, Cela grâce à leur grande variété, leur dissémination facile, leur spécificité d'action ainsi que leur persistance dans l'environnement (BOUHACEIN 1999).

En effet, l'utilisation des micro-organismes tels que les champignons, les bactéries et les virus offrent les meilleurs perspectives et en particulier ceux qui sont formulés et multipliés pour être épandus comme bio-pesticides (GREATHED *et al.* 1994).

Actuellement, les applications majeures résident dans la réalisation de myco-insecticides. Les domaines de la détection, de l'isolation, de la caractérisation et de la commercialisation des toxines d'origine fongique qui permettraient le contrôle des populations d'insectes, sont en cours de développement. Aujourd'hui, le biopesticide utilisé contre le criquet pèlerin est le Green muscle dont la composition est à base de *Metarhizium anisopliae* var *acridum*.

La lutte biologique s'est, également, orientée vers l'exploitation des composés secondaires provenant des plantes toxiques pour protéger les cultures. De nombreuses espèces végétales ont été testées afin d'étudier leurs propriétés insecticides et leur toxicité, en particulier sur le criquet pèlerin dont: *Azadirachta indica* (Juss.) (Méliaceae), *Xylopiya aetiopica* (Dunal) (Annonaceae), *Melia azerdarach* L. (Méliaceae), *Scilla maritima* L. (Liliaceae), *Peganum harmala* L. (Zygophyllaceae), *Glinus lotoides* L. (Aizoaceae), *Calotropis procera* (Aiton) (Asclepiadaceae), *etc...* (KEMASSI, 2008).

A noter qu'en Algérie, un pays occupant une place prépondérante dans l'aire d'habitat des criquets grégariptes tels que les espèces : *Schistocerca gregaria*, *Locusta migratoria* et *Dociostaurus maroccanus*, plusieurs travaux ont fait l'objet de l'étude morphométrique et le régime alimentaire du criquet pèlerin dans différents biotopes naturels, nous citons ceux de : OUCHEN (1995), DOUMANDJI-MITICHE *et al.* (1996), KARA (1997), MAROUF (1997), KHIDER (1999), CHERIEF (2000), KARA *et al.* (2001), LAZAR (2005) et GUENDOUZ-BENRIMA (2005), KAIDI (2007).

Introduction générale

Aussi, plusieurs études sur l'utilisation des champignons entomopathogènes et des plantes toxiques contre les locustes ont été effectuées en Algérie, citons ceux de HALOUANE (1997), DOUMANDJI-MITICHE et *al.* (1999), HALOUANE et *al.* (2001), COULYBALY ADAMA (2002), KAIDI (2004 et 2007), HEMMOUR (2005) et OUTTAR (2006 et 2009), ainsi que KEMASSI et *al.* (2012)

C'est dans cette optique que nous avons voulu apporté notre contribution en menant une étude comparative entre l'effet toxique du champignon entomopathogène *Metarhizium anisopliae* var *acridum* et de la plante toxique *Calotropis procera*, ce, vis-à-vis des imagos de *Schistocerca gregaria* (criquet pèlerin) et *Locusta migratoria* (criquet migrateur).

Le présent document est articulé autour de différents chapitres. Dans un premier temps, une synthèse bibliographique, sur les deux espèces de criquets ainsi que les deux agents de lutte biologiques utilisés lors de nos tests, sont présentés. Les méthodes d'étude sont ensuite exposées dans le second chapitre. Dans le troisième chapitre sont traités les résultats obtenus au cours de notre travail de recherche. Le dernier chapitre se porte sur la discussion des résultats obtenus puis nous terminons par une conclusion générale.

Chapitre I : Synthèse bibliographique

I. Données bibliographiques sur *Shistocerca gregaria* et *Locusta migratoria*

I.1. Taxonomie et morphologie

I.1.1. Taxonomie

L'ordre des orthoptères regroupe des espèces qui occupent une place importante parmi les insectes nuisibles à l'agriculture.

Selon CHOPARD (1943), GRASSE (1949) et DIRSH (1975), cet ordre se subdivise en deux sous-ordres : les Ensifères et les Caelifères. Ce dernier, se scinde en trois super-familles: Tetrigoidea, Tridactyloidea et Acridoidea.

En 1987, LOUVEAUX et BEN HALIMA ont subdivisé des Acridoidea en quatre familles et 18 sous-familles renfermant plus de 280 espèces et sous-espèces, toutes susceptibles de se rencontrer en Afrique du Nord. Parmi ces acridiens, citons deux espèces qui représentent deux des plus grands fléaux de l'agriculture, le criquet pèlerin ou criquet du désert et le criquet migrateur.

Le criquet pèlerin a été désigné par Forskål en 1775 sous le nom de *Gryllus gregarus* (CHOPARD, 1943). Il est unique dans l'ancien monde alors que dans le nouveau monde, le genre *Schistocerca* (Stål, 1873) est représenté par une trentaine d'espèces (POPOV et al., 1991).

Quant au criquet migrateur *Locusta migratoria*, il comprend au moins une douzaine de sous-espèces, chacune possédant des particularités bio-écologiques liées aux caractéristiques éco-climatiques de leur domaine d'existence (LAUNOIS-LUONG et LECOQ, 1993).

Selon CHOPARD (1943) ; DIRSH (1975) ; LOUVEAUX et BEN-HALIMA (1987) le criquet pèlerin ainsi que le criquet migrateur sont classés selon la nomenclature suivante :

Ordre :	Orthoptera	Ordre :	Orthoptera
Sous-ordre :	Caelifera	Sous-ordre :	Caelifera
Super-famille :	Acridoidea	Super-famille :	Acridoidea
Famille :	Acrididae	Famille :	Acrididae
Sous-famille :	Cyrtacanthacridinae	Sous-famille :	Oedipodinae.
Genre :	<i>Schistocerca</i>	Genre :	<i>Locusta</i>
Espèce :	<i>Schistocerca gregaria</i> . (Forskål, 1775)	Espèce :	<i>Locusta migratoria</i> . (Linné, 1758).

I.1.2- Caractères morphologiques

I.1.2.1-Etat embryonnaire

Les œufs des criquets sont pondus sous forme d'une masse ovigère appelée oothèque. La disposition des œufs, qui ressemblent à des grains de riz, est particulière dans l'oothèque de chaque espèce (FAO). En effet, l'ensemble de la masse ovigère est surmonté par un bouchon spumeux. Chez les solitaires, l'oothèque ressemble dans la forme et la taille à celle des grégaires mais elle contient des œufs plus petits et en plus grand nombre (LAUNOIS-LUONG et POPOV, 1992).

Dans le cas du criquet pèlerin, il est mentionné par POPOV et *al.* (1990), que les œufs sont disposés dans l'oothèque de façon différente et radiale (**Fig. 1**) alors que chez le criquet migrateur elles sont disposées de façon bilatérale (**Fig. 2**)

I.1.2.2-Etat larvaire

Selon DURANTON et LECOQ (1990), les larves de la phase solitaire et de la phase grégaire du criquet pèlerin, se distinguent par leur couleur très diversifiée. Jusqu'au 3^{ème} stade, les larves solitaires sont vertes. D'après le CNLCP (2008), Elles peuvent, par la suite, éventuellement devenir brunes. Par contre, toutes les larves grégaires sont noires durant les deux premiers stades puis jaunes avec une maculature noire (**Fig. 3**).

La jeune larve est à la naissance de couleur blanc jaunâtre, verdâtre, crème ou rose, et elle devient rapidement noire en quelques heures. Au bout de quelques jours, est nettement distinguée, une tache de couleur jaune sale et en forme de chevron sur le thorax, ainsi que quelques taches jaunâtres sur la tête, l'abdomen et les fémurs (MALLAMAIRE et ROY, 1968).

MASSON (1989) note également, que les larves grégaires de *L.migratoria* sont de couleur grise au début de développement qui devient foncée par la suite, orange et même noir en fin de développement larvaire. Alors qu'au sein des populations solitaires, les formes larvaires possèdent une teinte verte pâle (DOUMANDJI et DOUMANDJI-MITICHE, 1994) et brune d'après DURANTON et *al.* (1982).(**Fig. 4**)

I.1.2.3-Etat imaginal

Le criquet pèlerin est un acridien de grande taille. Les femelles mesurent de 70 à 90 mm de long, les mâles de 60 à 75 mm (DURANTON et LECOQ, 1990). La tête est une capsule rigide et globuleuse qui porte dorso-latéralement deux yeux composés entre lesquels s'insèrent 2 antennes filiformes et 3 ocelles ou « yeux simples ». (BEAUMONT ET CASSIER 1973).

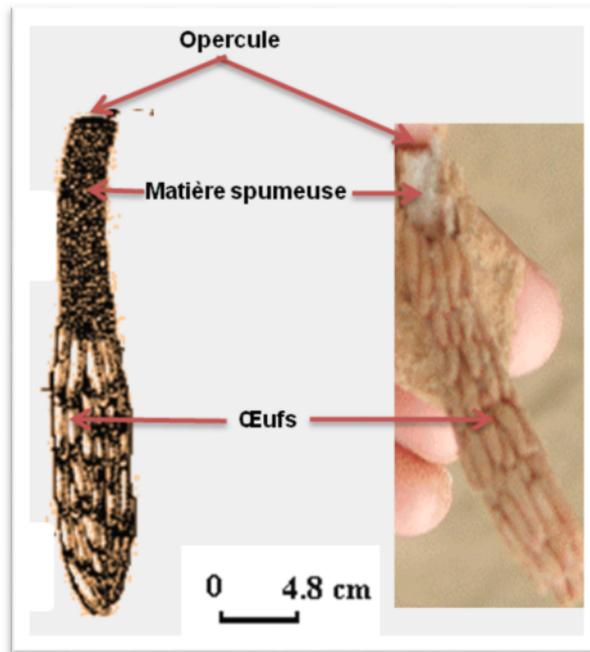


Figure 1 : Oothèque de *Schistocerca gregaria* (LECOQ et al. 2003) , (Originale 2016)

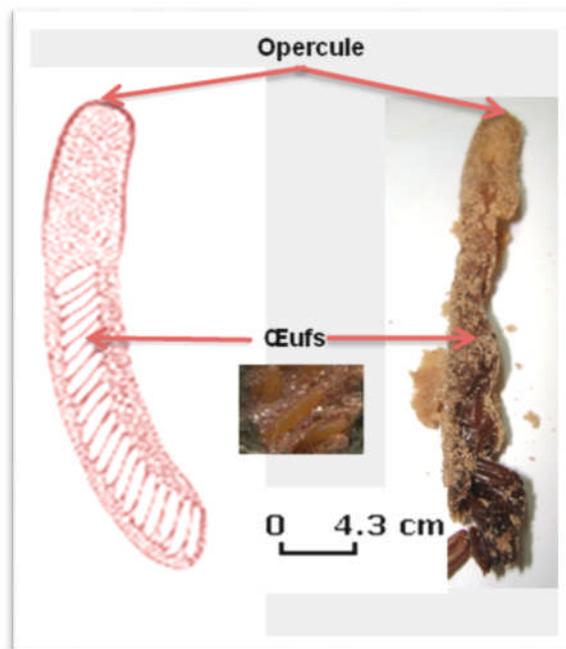


Figure 2 : Oothèque de *Locusta migratoria* (LECOQ et al. 2003) , (OUTTAR 2009)



Figure 3 : Etat larvaire de *S. gregaria*
(Originale, 2016)



Figure 4: Etat larvaire de *L. migratoria*
OUTTAR (2009)

La coloration du criquet pèlerin est très variable, elle dépend de l'état phasaire et de la maturation sexuelle. Les individus solitaires sont de couleur jaune sable à brun gris alors que les grégaires sont jaunes uniformes (**Fig. 5**) (DURANTON et LECOQ, 1990).

Quant au grand Oedipodinae, *L. migratoria*, relativement petit par rapport au criquet pèlerin, il présente une taille comprise entre 54 à 72 mm chez les femelles et 42 à 55mm chez les mâles. La couleur du corps verte chez les adultes solitaires et uniformément jaune et noir chez les grégaires (**Fig. 6**). (DURANTON et *al.* 1987).

I.2- Aperçu général sur la bioécologie de *S. gregaria* et de *L. migratoria*

I.2.1- Cycle biologique

Le criquet pèlerin ainsi que le criquet migrateur, comme tous les autres acridiens, passent par trois états successifs: l'œuf, la larve et l'ailé (adulte). Lors de l'éclosion des œufs, naissent de jeunes criquets dépourvus d'ailes, appelés larves. Ces dernières effectuent cinq à six mues pendant leur développement et leur taille s'accroît à chaque fois. la période qui sépare deux mues successives s'appelle un stade. La dernière mue, du stade larvaire 5 (ou 6) dépourvu d'ailes à l'imago, ou ailé, s'appelle la mue imaginale. Le nouvel ailé, appelé «jeune ailé», doit attendre le séchage et le durcissement de ses ailes avant de pouvoir voler. Les ailés ne muent pas et leur taille ne s'accroît donc pas mais leur poids augmente progressivement. Les ailés qui peuvent voler sont, au départ, sexuellement immatures. Quand ils deviennent sexuellement matures, ils peuvent s'accoupler et la ponte des œufs est effectuée par les femelles (SYMMONS et CRESSMAN, 2001).

Dans les conditions écologiques, le criquet pèlerin produit deux à trois générations par an et exceptionnellement quatre (APPERT et DEUSE 1982); PASTRE et *al.* (1988); (DURANTON et LECOQ, 1990); POPOV et *al.* 1990; (LAUNOIS-LUONG et LECOQ, 1993), signalent chez cette espèce trois générations annuelles :

- Une génération de moisson située dans la partie Sud de l'aire de distribution
- Deux générations d'hiver et de printemps auraient lieu dans la partie Nord de l'aire de distribution.

L'une des caractéristiques importantes de cette espèce est la possibilité de quiescence à l'état imaginal dans le cas où l'acridien rencontre des conditions écologiques défavorables. Chez les grégaires, il existe une grande synchronisation dans le développement des populations. En un site donné, un ou deux stades biologiques seulement sont observés simultanément. (DURANTON et LECOQ, 1990). La durée du cycle de développement est de 71,4jours à une température de 33°C et une humidité de 45%.



Figure 5: Etat imaginal de *S. gregaria*
(Originale, 2016)



Figure 6: Etat imaginal de *L. migratoria*
(Originale, 2016)

Par contre *L. migratoria*, elle se reproduit en continu et effectue 4 à 5 générations par an dans sa phase solitaire et 3 dans sa phase grégaire (LAUNOIS-LUONG et LECOQ, 1989). Ce qui le rend de plus en plus problématique. En effet, PASTRE et *al.* (1988) et MASSON (1989) mentionnent que le criquet migrateur Africain présente quatre générations par an :

- Deux pendant la période de décrue du Niger et correspond à la saison sèche (Décembre – Mai).
- Et deux pendant la saison des pluies (crues et inondations du Delta (Juin à Novembre).

MASSON et MCHIVE (1989), signalent que le cycle biologique de ce criquet largement répandu est complexe, il varie toutefois selon le type d'habitat, le climat et la quantité de nourriture verte disponible pour le développement des larves.

Le criquet pèlerin et le criquet migrateur, comme tous les autres acridiens, passent par trois états biologiques successifs: l'état embryonnaire, l'état larvaire et l'état imaginal (**Fig. 7 et 8**)

I.2.1.1. Accouplement

Selon DURANTON et *al.* (1982), l'accouplement est toujours précédé par des parades sexuelles que les mâles effectuent et se manifeste par : l'embuscade, la poursuite, les stridulations, le battement des ailes au sol et les vols spéciaux pour informer les femelles de leurs présences.

Le mâle pratique l'embuscade, quand une femelle passe à proximité, il saute dessus et s'y agrippe au moyen de ses pattes antérieures et médianes. L'abdomen du mâle est recourbé vers le bas, à droite ou à gauche. Les crochets de l'épiphalle s'accrochent à la plaque sous-génitale de la femelle. Le pénis est introduit entre les valves génitales dans le vagin et son extrémité atteint le canal de la spermathèque. Le sperme est transmis du mâle à la femelle par l'intermédiaire d'un spermatophore. Il est introduit dans le tractus génital de la femelle. La copulation dure de 3 à 14 heures (GHIDHAOUI, 1990 in DAHOUN, 2000).

STEEDMAN (1988b), signale que l'accouplement chez le criquet migrateur est très précoce, il peut s'observer chez les adultes au quatrième jour après la mue imaginale.

I.2.1.2. Ponte

Selon POPOV et *al.* (1990), la majorité des criquets déposent leurs œufs dans le sol (ponte hypogée). L'ensemble des processus qui préparent et conduisent au dépôt des œufs dans le sol constitue la ponte ou l'oviposition. Elle se déroule en quatre étapes :

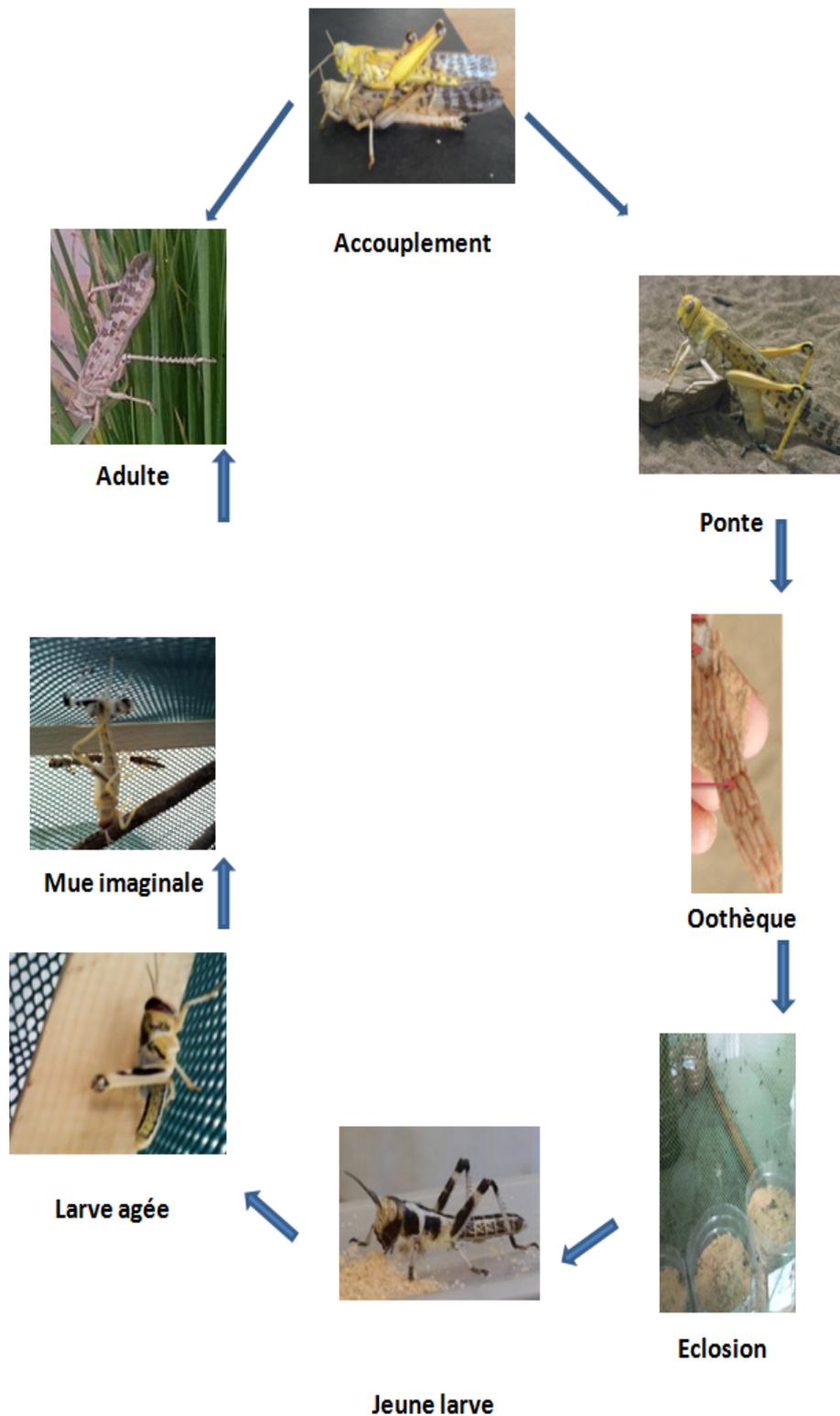


Figure 7 : Cycle biologique de *S. gregaria*
(Originale, 2016)

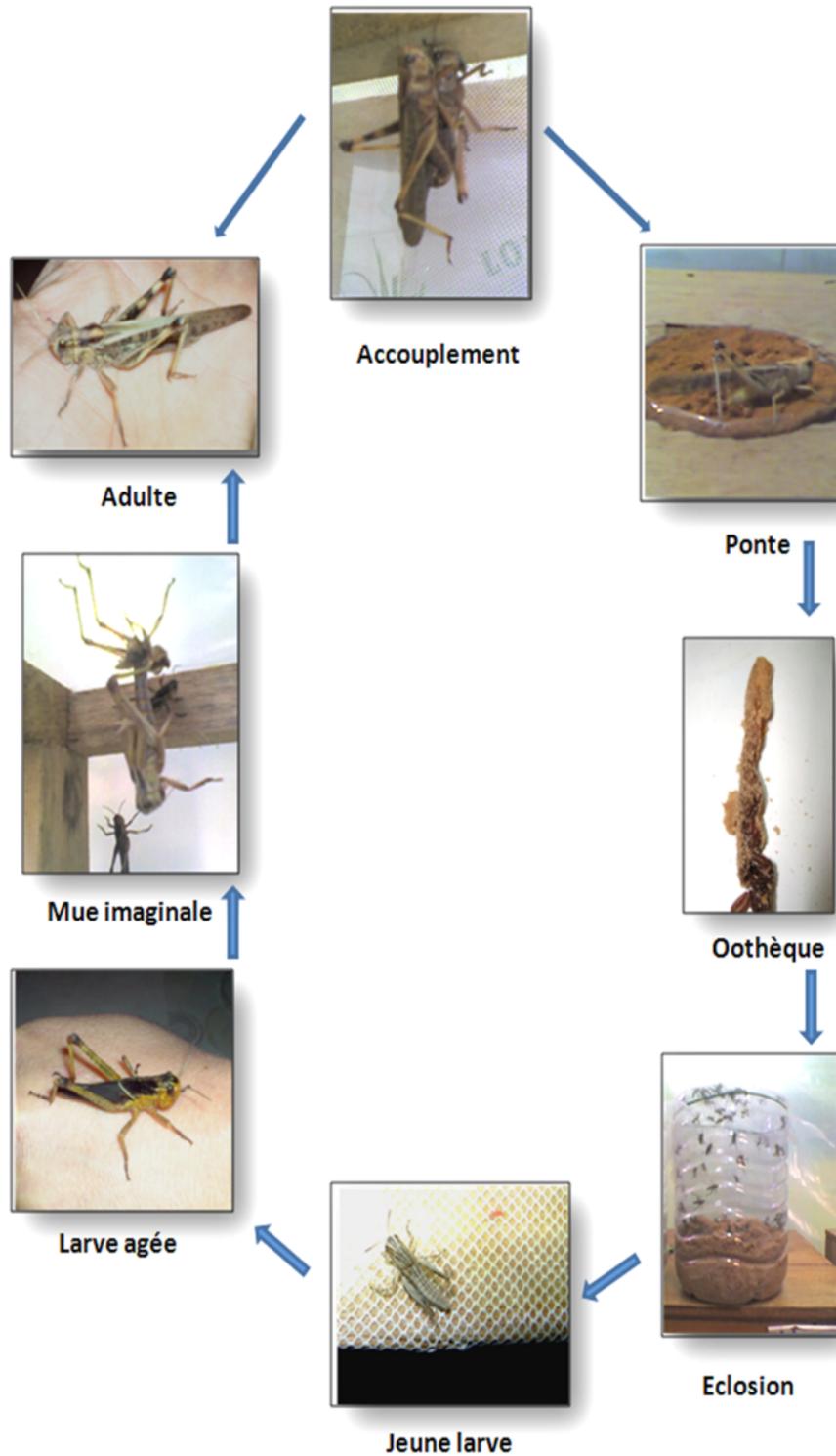


Figure 8 : Cycle biologique de *L. migratoria*
OUTTAR (2009)

- la recherche d'un site de ponte,
- le forage du trou de ponte,
- le dépôt des œufs et de la matière spumeuse (oothèque),
- le damage et le balayage du sol.

La recherche et le choix du site de ponte constituent un préalable au cours duquel la reproductrice s'assure des meilleures conditions de conservation des œufs et de développement des embryons. Elle peut apprécier la compacité, la granulométrie, la teneur en eau et en sels minéraux du sol grâce à de très nombreuses sensilles mécanoréceptrices et chimioréceptrices très denses au niveau des pièces génitales externes de l'extrémité de l'abdomen. Le forage du trou de ponte est ensuite entrepris par de vigoureux mouvements dans le sol grâce aux deux paires de valves génitales externes, qui sont courtes et très robustes.

L'extension des membranes intersegmentaires séparant les différents sclérites abdominaux. Au moment de la ponte, la femelle recherche un endroit propice pour déposer ses œufs. Plusieurs essais peuvent être réalisés jusqu'à la découverte du site favorable. La femelle fore alors le trou de pont définitif grâce à son oviscapte situé dans la partie terminale de l'abdomen. Pendant le forage l'abdomen de la femelle peut s'allonger jusqu'au double de sa taille normale (DE GREGORIO, 1996).

Les œufs sont déposés dans le sol de type assez varié depuis le sable assez grossier jusqu'aux argiles limoneux, et sont contenus dans une oothèque et l'ensemble des œufs constitue la masse ovigère. A la fin, les trous sont tapissés d'une couche de matière spumeuse blanchâtre pour empêcher le dessèchement des œufs, et forme une voie par laquelle les jeunes larves peuvent facilement atteindre la surface du sol après éclosion. La taille de l'oothèque est d'une dizaine de centimètres (DURANTON et LECOQ, 1990).

I.2.1.3- Développement embryonnaire

Selon DURANTON et LECOQ (1990), les œufs doivent absorber environ leur propre poids d'eau dans les cinq premiers jours après la ponte ; cela est suffisant pour leur permettre de se développer correctement. S'ils ne peuvent absorber cette quantité d'eau, ils n'éclosent pas. Cependant, même s'il n'y a pas assez d'eau dans le sol dans les premiers jours suivant la ponte, ils peuvent attendre quelques temps et terminer leur développement si une pluie survient.

La période d'incubation varie selon les conditions écologiques et climatiques, d'où plusieurs auteurs ont monté cette différence.

La durée d'incubation des œufs de criquet pèlerin est en moyenne de l'ordre de 13 jours (DURANTON et LECOQ, 1990), ou de 10 jours (POPOV in DURANTON et LECOQ, 1990). D'après LAUNOIS-LUONG et LECOQ (1989), la période d'incubation dure une dizaine de jours mais elle peut aller à 80 jours en conditions défavorables. Elle peut atteindre 50 jours (DE GREGORIO, 1996), 9 jours (PEDGLEY, 1981 in LATCHININSKY et LAUNOIS-LUONG, 1997), ou 10 à 65 jours (SYMMONS et CRESSMAN, 2001).

Selon DURANTON et *al.* (1982), la durée de développement embryonnaire chez le criquet migrateur dépend essentiellement de la température d'incubation. Elle est de 18 jours à 27°C. et de 10 jours à 33°C. LAUNOIS-LUONG et LECOQ (1989), ajoutent que le développement embryonnaire dure une dizaine de jours en saison chaude et elle peut dépasser un mois en saison fraîche.

I.2.1.4- Développement larvaire

Insecte hétérométabole, le criquet pèlerin produit une jeune larve, qui, à la taille et à certaines caractéristiques près, ressemble à l'adulte. Morphologiquement, la larve, dite néonate, se distingue de l'adulte par l'absence d'ailes et un appareil génital rudimentaire. La présence de la cuticule, exosquelette rigide des insectes, fait que la croissance est discontinue et se réalise par mues successives (DE GREGORIO, 1996). Selon DURANTON et LECOQ (1990), les larves du Criquet pèlerin et du criquet migrateur passent, de l'éclosion à l'état imaginal, par plusieurs stades. Leur nombre est variable en fonction de la phase : 5 stades chez les grégaires et 6 le plus fréquemment chez les solitaires. Le stade supplémentaire se situe entre le troisième et le quatrième stade. La durée du développement larvaire varie essentiellement en fonction de la température de l'air. Par ailleurs, dans des conditions écologiques identiques, les grégaires se développent plus rapidement que les solitaires.

I.2.1.5- Vie imaginale

Selon DE GREGORIO (1996), la larve du 5ème et dernier stade subit une mue imaginale qui donne naissance à l'adulte. La mue imaginale se déroule comme une mue larvaire. La mue débute par la rupture de la cuticule le long de lignes de moindre résistance situées au niveau de la tête et du thorax. Une fois la cuticule fendue, la larve s'extrait en dégageant successivement, la tête, le thorax puis l'abdomen. De la cuticule fendue s'extrait un individu adulte. Celui-ci possède des ailes et des organes génitaux complètement développés.

I.2.2- Préférences alimentaires

La nourriture ingérée par l'insecte doit lui assurer ses besoins nutritionnels et énergétiques essentiels à l'entretien de ses organes pour une croissance et une reproduction normales. L'acridien trouve dans son régime phytophage habituel les éléments nécessaires à cela (RACCAUD-SHOELLER, 1980 et DURANTON *et al.*, 1982).

Selon DURANTON *et al.*, (1982), le comportement alimentaire des acridiens peut être décrit en considérant trois séquences bien distinctes dans le temps : la quête alimentaire, le choix des aliments et la prise de nourriture suivie d'ingestion.

Selon STCHERBINOVSKY (1952) cité par LATCHININSKY & LAUNOIS- LUONG, (1997), le nombre d'espèces végétales consommées par le criquet pèlerin approche de 400. Le criquet pèlerin se nourrit d'une grande variété de plantes, depuis les petites herbes et graminées jusqu'aux grands arbres. Ainsi, des plantes cultivées, peuvent être l'objet de ses attaques (ROFFEY, 1963 cité par GUENDOOUZ-BENRIMA, 2005).

REGNIER (1931) cité par TAIL (1998) signale que malgré sa polyphagie, *S. gregaria* présente une préférence marquée pour les crucifères, les graminées, les légumineuses ainsi que pour les jeunes pousses de l'olivier.

Le criquet migrateur est un ravageur majeur en période d'invasion. Les dégâts sont essentiellement limités aux graminées (mil, maïs, riz, canne à sucre, blé...) mais bananier, ananas, palmier à huile et palmier dattier peuvent être également atteints en période d'invasion (LAUNOIS-LUONG et LECOQ, 1989).

Cependant, plusieurs espèces végétales sont connues pour leur pouvoir insecticide parmi lesquelles, le neem (*Azadirachta indica*) et le lilas de perse *Melia azedarach* ont fait preuve d'une action remarquable sur plusieurs insectes nuisibles dont en particulier le criquet pèlerin. D'autres espèces végétales telles que *Citrillus colocynthis*, *Cestrum parquii* et *Glinus lotoides* se distinguent par un pouvoir répulsif vis à vis des criquets dont les extraits provoquent également des mortalités sur les larves du criquet pèlerin (DURANTON *et al.*, 1982 ; BARBOUCHE *et al.*, 2001; OULD AHMEDOU *et al.*, 2001).

I.2.3- Dégâts et importance économique

Les criquets constituent souvent en régions chaudes la biomasse la plus importante de l'entomofaune des cultures, des friches, des jachères ainsi que des pâturages. Il est trouvé couramment 10 à 15 espèces dans chaque type de biotope (LAUNOIS-LUONG et LECOQ, 1989). L'explosion démographique de quelques unes d'entre elles révèle leur caractère ravageur. Les pertes sont pour l'essentiel dues au prélèvement direct sur tous les organes aériens des plantes cultivées, ce qui réduit la photosynthèse, diminue l'espérance de récolte, quand ce ne sont pas les plants qui sont entièrement détruits.

Certains acridiens se nourrissent de plantes cultivées par l'homme ; ils privent ces derniers d'une partie des récoltes escomptées. À ce titre, ils sont considérés comme ravageurs car ils ont une importance économique mesurable.

De très nombreuses plantes, ligneuses ou herbacées, sont susceptibles d'être attaquées. Les céréales occupent cependant la première place: le mil, le maïs, le sorgho, le riz, sont particulièrement vulnérables. Le coton et l'arachide sont peu endommagés mais des exceptions existent lorsque les acridiens sont affamés ou pour quelques espèces à très large spectre alimentaire. (On a même vu *Schistocerca gregaria* consommer la laine sur le dos des moutons (LAUNOIS-LUONG et *al.*, 1988).

Les mêmes auteurs notent que les dégâts sur les pâturages sont moins spectaculaires mais suffisants pour déclencher une compétition alimentaire entre les acridiens et le bétail. Lorsque l'équilibre écologique est précaire, les prélèvements effectués par les troupeaux trop nombreux sont à peine compensés par le renouvellement spontané de la strate herbacée. Cependant, la moindre charge supplémentaire peut alors révéler un surpâturage latent et conduire à la dégradation de la végétation et des sols.

LECOQ et *al.* (2003) mentionnent que les dégâts infligés par les acridiens aux cultures et aux pâturages sont de diverses natures :

- **Prélèvement** alimentaire sur les feuilles, les fleurs, les fruits, les semences, les jeunes écorces, les repousses et les plantules,
- **Blessures** des plantes consécutives aux morsures. Elles ont deux conséquences :
 - Ouvrir une voie d'infection aux parasites et aux maladies végétales
 - Créer une lésion (section des vaisseaux appauvrissant la plante en sève) entraînant une destruction des tissus 5 à 10 fois plus importante que la prise de nourriture elle-même.

- **Rupture** des branches sous le poids des ailés posés en grand nombre,
- **Souillure** des surfaces foliaires par les déjections déposées. La photosynthèse en est perturbée.

Sur l'ensemble de l'Afrique du Nord et du Nord-Ouest, les dégâts occasionnés par une invasion de Criquet pèlerin peuvent avoir une extension considérable. L'ensemble des systèmes de production agricole (au sens large) est menacé. On ne peut prédire ni le nombre ni l'étendue des invasions en l'absence de mesures de lutte, Mais le risque existe, il est attesté par des siècles d'expérience. Lorsqu'une invasion se développe toutes les formations végétales peuvent en subir l'atteinte. Celle-ci concernera aussi bien des cultures annuelles pluviales (après une reproduction estivale en zone sahélienne, après une reproduction printanière en Afrique du Nord). Les cultures pérennes (arboriculture) et les cultures irriguées y sont encore plus sensibles dans la mesure où elles sont exposées tout au long de l'année. Les zones pastorales subissent également des destructions importantes affectant à la fois la production totale de biomasse et son appétibilité pour le bétail (LECOQ et *al.*, 2003).

Toutefois, les dégâts réels sont difficiles à quantifier ; ils dépendent aussi du pouvoir de récupération de l'espèce végétale. Ce dernier est en relation avec l'état physiologique et phénologique de la plante au moment de l'attaque (LECOQ et *al.*, 2003). Quelques chiffres montrent l'ampleur des prélèvements alimentaires :

- Chaque acridien consomme de 30 à 70 % de son poids d'aliments frais chaque jour. En phase grégaire, cette proportion peut atteindre 100 % ;
- Un kilomètre carré d'essaim dense renferme plus de 50 millions d'individus ;
- Chaque ailé pèse 2 grammes en moyenne. Une telle population consomme 100 tonnes de matière végétale fraîche par jour.

La maîtrise de l'effectif du criquet pèlerin dans ses aires d'invasion occupe une place importante dans l'agenda des équipes de lutte phytosanitaire en activité au Sahel. Malgré d'énormes efforts consentis par toutes les parties prenantes à la lutte anti-acridienne en Afrique, cet acridien persiste et sévit. Il tend à drainer vers lui une partie substantielle des attentions et énergies disponibles à la protection des végétaux en général. Cette attitude se justifie par une extension tous azimuts des infestations dans la quasi totalité des aires arides d'Afrique, et par l'importance des dégâts susceptibles d'être causés par ce déprédateur sur la végétation dans un environnement déjà accablé de sécheresse (ZAFACK, 2004).

S. gregaria (Forskål, 1775) peut être présent soit en phase solitaire pendant la période de récession au cours de laquelle l'espèce est peu abondante, commet moins de dégâts et d'une faible importance économique, soit en phase grégaire, c'est la période d'invasion.

MARTINI et *al.* (1998) notent qu'un essaim de 10 km² compte environ 50.000.000 millions d'individus par km et détruit environ 500 à 1000 tonnes de matière verte par jour, ce qui entraîne une perte de récolte irrémédiable sur une ou plusieurs années. En un an un tel essaim - de taille et de densité modeste pour le Criquet pèlerin - consomme l'équivalent de la biomasse de 1000 hectares.

Il ajoute que pour la seule année 1988, au cours d'une recrudescence majeure, 14 millions d'hectares ont été traités et le coût global des traitements a été évalué à plus de 100 millions de dollars. En 11 années (1985-1995), la lutte contre le Criquet pèlerin a coûté 250 millions de dollars, soit 23 millions de dollars par an en moyenne, et alors que cette période n'a comporté que 4 années de recrudescence (1987-1988, 1993-1994) et aucune année véritable de pleine invasion.

BENHALIMA (2006) mentionne que durant la période de 1986 – 1989, 16 millions d'hectares ont été traités ce qui a coûté presque 700 millions \$ EU. Alors que pour la dernière invasion de 2003 – 2005 le traitement a visé 13 millions d'hectares soit un coût de 300 millions \$.

La présence de *L. migratoria* (Linné, 1758) partout au Sahara au niveau des périmètres irrigués n'est pas un fait du hasard. Puisqu'ils représentent son biotope favori.

Le criquet migrateur se rencontre sous forme solitaire dans les régions de Tamanrasset, d'Adrar, d'El Goléa, de Ghardaïa et d'Ouargla. Ce criquet recherche dans le Sahara les milieux humides et fuit les milieux secs. Il a été signalé surtout sur les cultures sous pivot et dans les jardins maraîchers, mais jamais en palmeraie et dans les lits d'oueds. Il est inféodé aux cultures de graminées. De fortes densités de criquets migrateurs sont observées durant les mois de novembre à mars. Les individus deviennent rares entre juin et septembre. Les larves ont été capturées d'avril à mai. Les premières pullulations ont été constatées sur le maïs dans la région d'Adrar sous pivot et dans les périmètres maraîchers de la région d'El Goléa. Le nombre d'individus dénombrés atteignait souvent 27 individus par pied de maïs dans les périmètres céréaliers de Zaouiet Kounta dans la wilaya d'Adrar (OULD EL HADJ, 2002).

I.2.4- Grégarisation et polymorphisme phasaire

Les locustes diffèrent des sautériaux car ils ont la capacité de changer de comportement, de physiologie et de morphologie, en particulier de couleur et de forme, en réponse à des changements de densité.

La grégarisation chez les acridiens, consiste essentiellement en l'acquisition par des individus de la phase solitaire de l'instinct grégaire (psychisme grégaire ou grégarisation), dont la manifestation élémentaire superficielle est celle d'une interaction (RABAUD, 1937 cité par BREDO et PASQUIER, 1967).

Cependant, il existe deux phases différentes chez les locustes: la phase solitaire et la phase grégaire. Quand les densités acridiennes sont faibles, les individus sont solitaires. Quand les effectifs acridiens augmentent, des groupes denses se forment et les criquets deviennent grégaires. Le principal facteur déclenchant ce passage d'une phase à l'autre est la densité (DURANTON et LECOQ, 1990).

En effet, quand la densité est faible, les criquets pèlerins se comportent en tant qu'individus (phase solitaire); quand elle est élevée, ils se comportent en tant que masse unique (phase grégaire). SYMMONS et CRESSMAN (2001) notent que les seuils précis auxquels ces changements se produisent ne sont pas établis. Trois étapes se succèdent dans la transformation phasaire: concentration, multiplication et grégarisation (**Fig. 9**).

DURANTON et LECOQ (1990) résument ces étapes comme suit :

- **La concentration** : sur des superficies réduites offrant des conditions favorables au criquet pèlerin ; elle peut se réaliser, d'une part, à l'échelle synoptique grâce au regroupement d'imagos solitaires par les systèmes de vents et/ou, d'autre part, à la méso-échelle par réduction des surfaces habitables.

- **La multiplication** : permet une augmentation des effectifs, si des conditions écologiques optimales se maintiennent.

- **La grégarisation** : si la densité critique est atteinte et maintenue au moins le temps d'une génération ; en réalité, le passage de la phase solitaire-type à la phase grégaire-type nécessitera le maintien de conditions favorables pendant au moins 4 générations successives.

La transition de la phase solitaire à la phase grégaire, et vice versa, constitue une phase transitoire et on parle alors de criquets transiens. Si la densité acridienne augmente, on parle de transiens congregans et, si elle diminue, de transiens dissocians (SYMMONS et CRESSMAN, 2001).

I.3- Répartition géographique

La distribution géographiques des Orthoptères se trouve conditionnée avant tout par la température d'où l'existence d'espèces tropicales ou subtropicales (CHOPARD, 1943).

I.3.1 -Dans le monde

Le Criquet pèlerin est un insecte dont la distribution géographique (**Fig. 10**) s'étend de l'Afrique Occidentale à l'Inde. En période de rémission, *S. gregaria* se trouve en

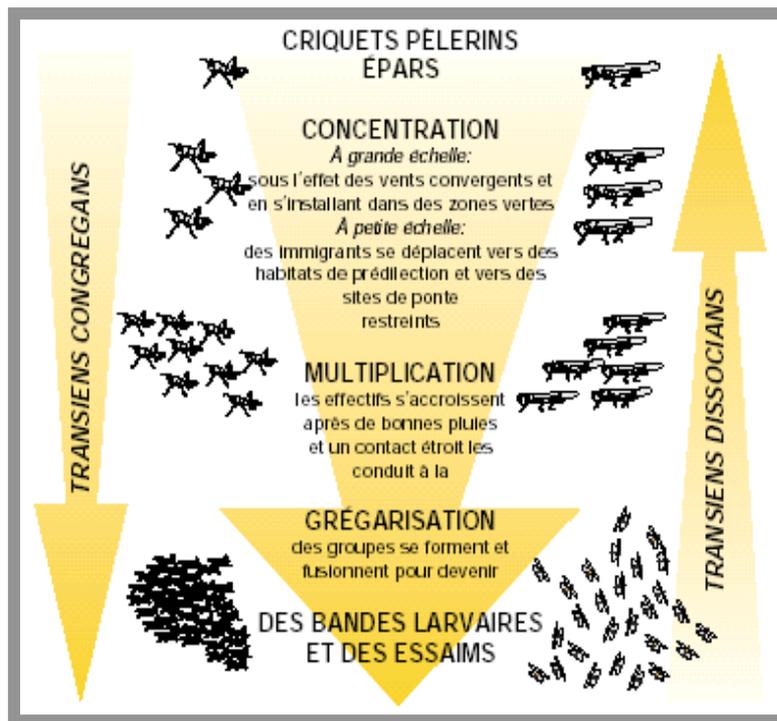


Figure 9 : Les étapes de transformation phasaire (SYMMONS et CRESSMAN, 2001)

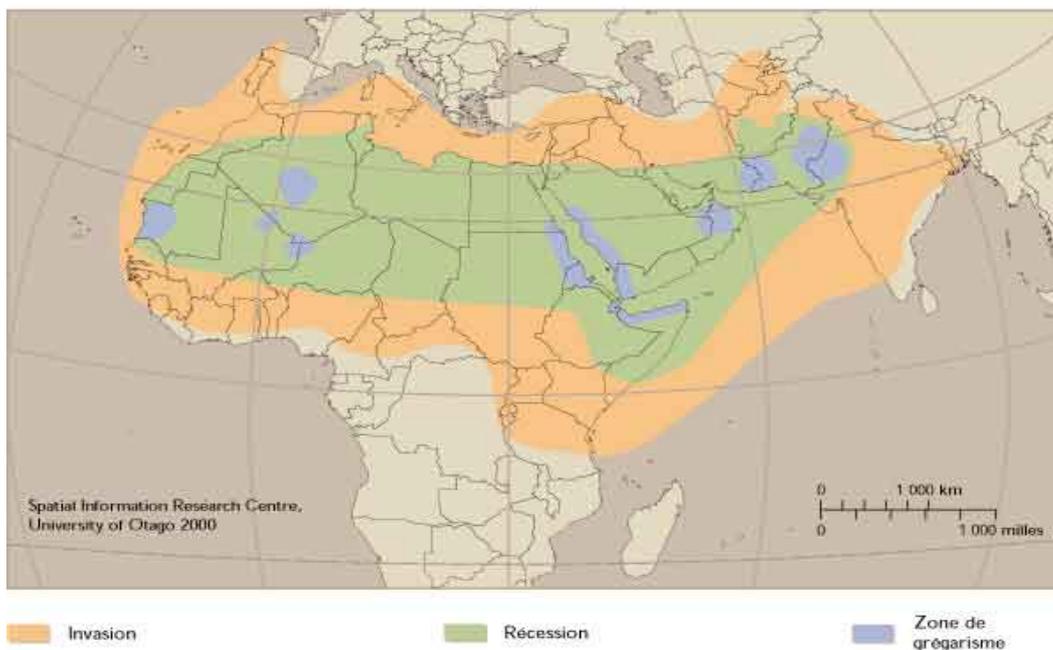
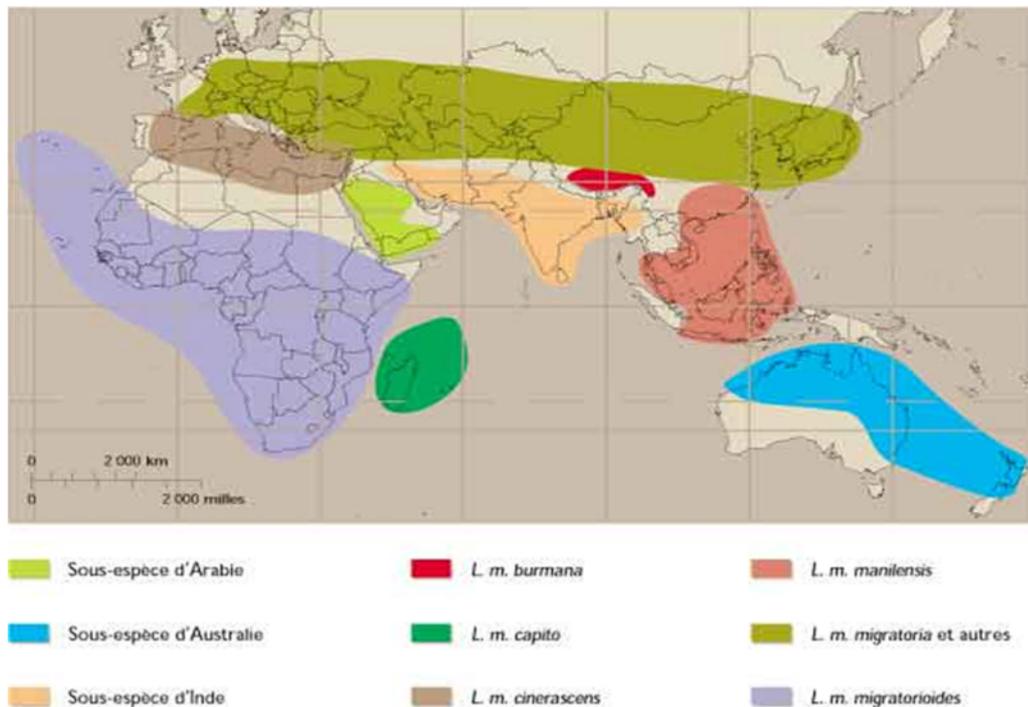


Figure 10: Répartition géographique de *S. gregaria* dans le monde (FAO (2001))

phase solitaire, dans un territoire qui s'étend d'Est en Ouest de l'Himalaya (Inde) aux côtes atlantiques africaines et du Nord au Sud des Confins Sud de l'Atlas Saharien Algérien et du haut et moyen Atlas Marocain à la limite Nord des zones Sahariennes de l'Afrique de l'Ouest centrale et de l'Est. (CHARA, 1995).

Quant au criquet migrateur, il est très répandu dans l'ancien monde. On retrouve ses souches au Mali ainsi que dans la zone d'inondation du fleuve Niger. On rencontre également d'importantes souches dans le sud-ouest de Madagascar, soit dans la partie la plus aride de l'île. Il est, également, signalé dans le bassin du lac Tchad et dans la région du Nil bleu au Soudan. Comme il est aussi connu sur le pourtour méditerranéen européen, en Asie orientale et en Australie.

De nombreuses sous espèces au statut plus au moins net ont été décrites principalement en Afrique, au sud du Sahara, en Asie centrale et en Australie. Par contre, il est inconnu en Amérique (Fig. 11) (LAUNOIS –LUONG et LECOQ, 1993).



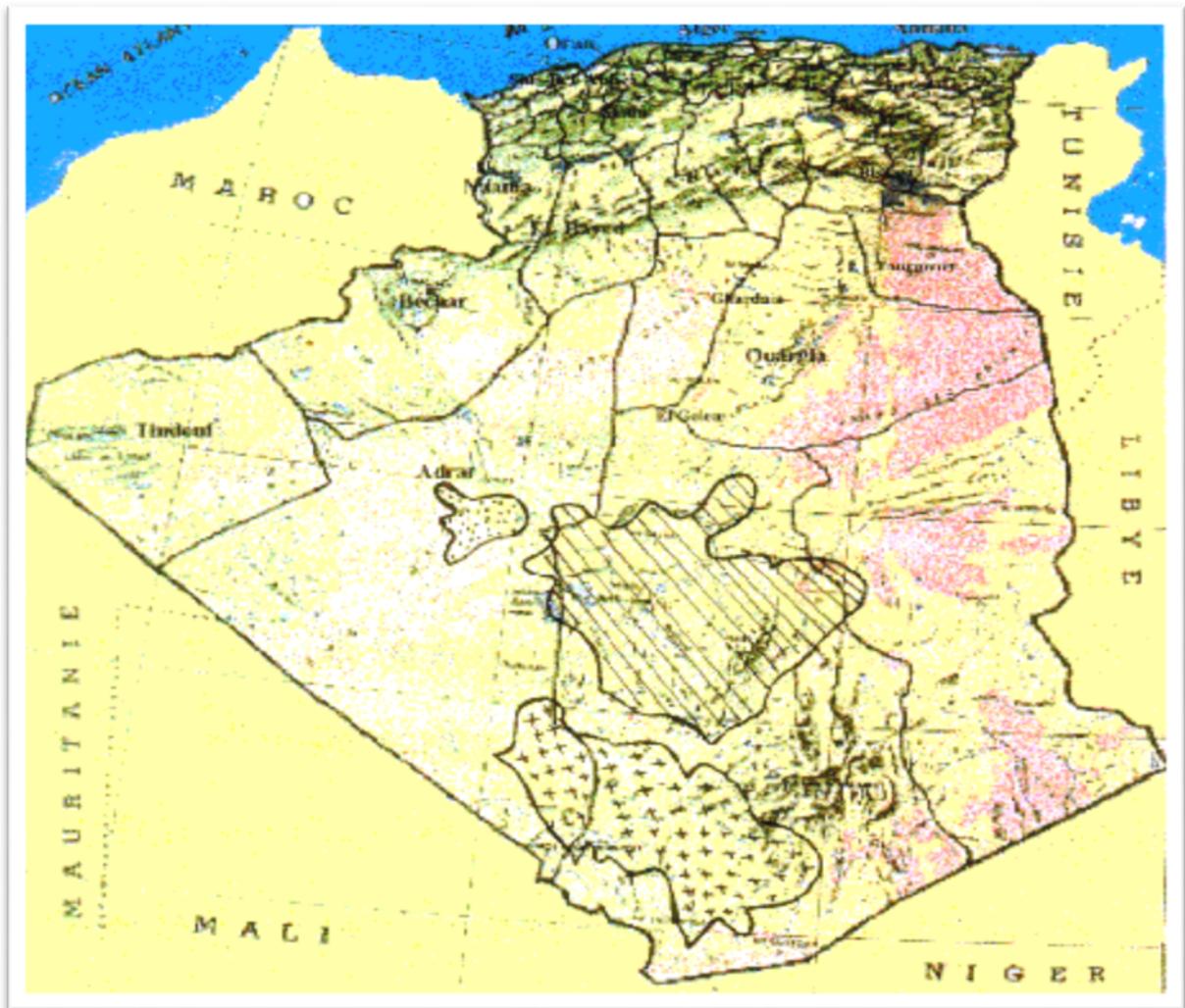
**Figure 11 : Répartition géographique de *L. migratoria* dans le monde
FAO (2001)**

I.3.2-En Algérie

Le criquet pèlerin est signalé dans sa forme solitaire dans la région de Laghouat ainsi que dans le Hoggar (Tamanrasset). (CHOPARD, 1943) ; SITOUIH (1967), notent que les zones d'épandage d'oueds constituent l'aire d'habitat permanent ou l'aire de distribution normale de l'espèce.

D'après SEDDIK (1994), la sous-espèce Nord Africaine *Locusta migratoria cinerasens* se trouve dans la région d'Adrar. Elle est signalée sous sa forme solitaire sur le littoral Algérois et les Oasis à Biskra et El Goléa (**Fig.12**).

Selon MAUREL (2008) et BENFEKIH (2006) , *Locusta Migratoria* a été recensée au nord depuis Tlemcen a l'Ouest, Sétif, M'sila, Bordj Bou Arreridj , Bouira et Tizi-Ouzou au centre jusqu'à El Kala a l'Est. Le même acridien a été signalé à Biskra, El oued, Ghardaïa, Ouargla, Laghouat, Berriane, El Guerrara et à Tamanrasset (OULD EL HADJ, 2002) (**Fig.13**).



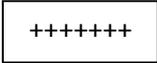
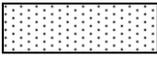
-  Zone de reproduction en période hiverno-printanière de *S. gregaria*.
-  Zone de reproduction en période estivale de *S. gregaria*.
-  Zone de reproduction de *L. migratoria*

Figure 12: Répartition géographique en Algérie
ANONYME, 1997

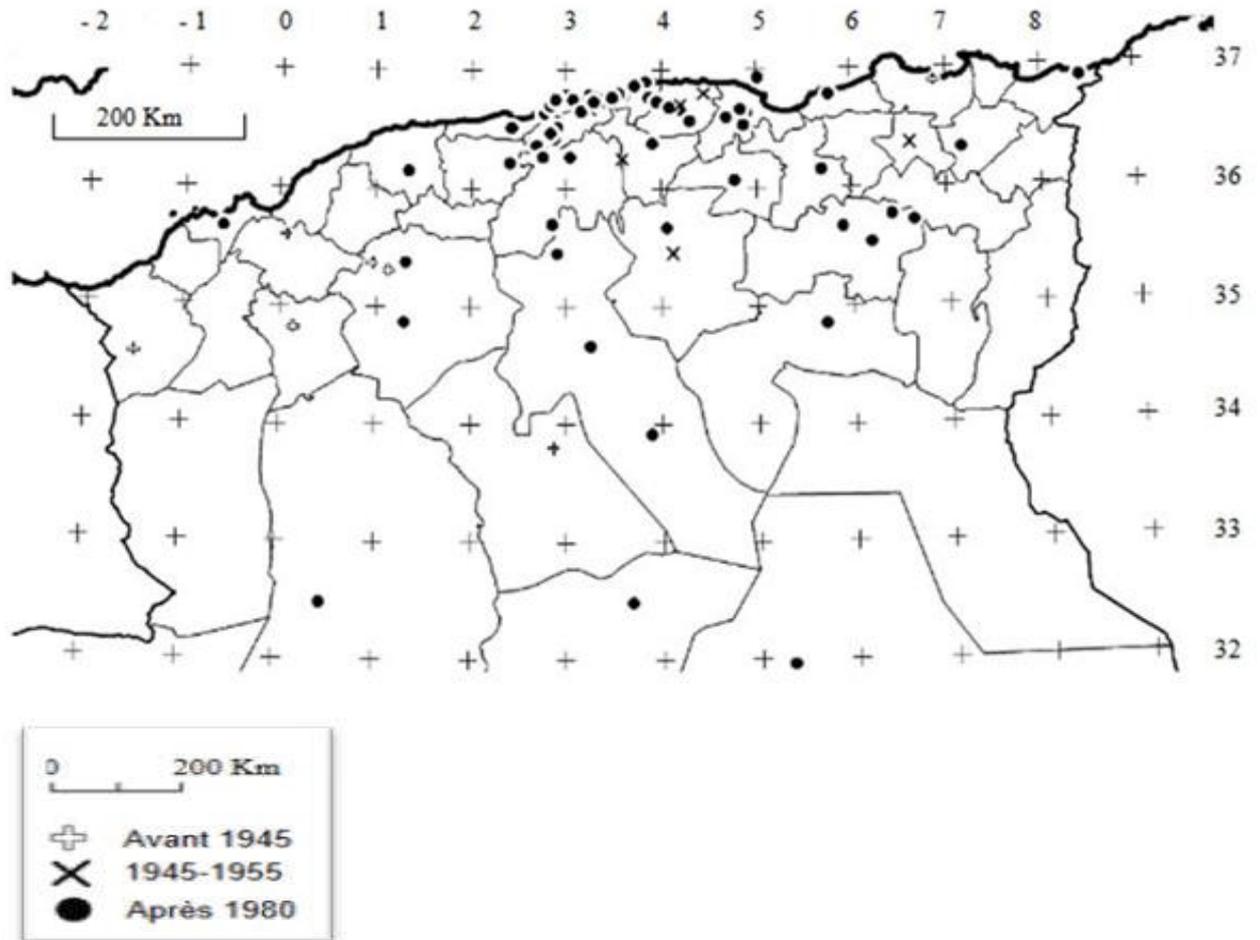


Figure 13: Répartition de *Locusta migratoria* en Algérie
BENFEKIH (2006)

1.4- Lutte antiacridienne

LECOQ (2003) note qu'en cas d'invasion du criquet pèlerin, malgré de nombreux progrès techniques et la perspective de voir peut-être prochainement apparaître des moyens biologiques de lutte, les opérations de lutte chimique à grande échelle demeurent encore le seul moyen fiable pour contrôler ce ravageur. Sans oublier que la toxicité des produits utilisés n'affecte pas exclusivement les criquets, mais aussi les humains, le bétail, ainsi que l'environnement. Aujourd'hui, il existe théoriquement différentes solutions aux infestations acridiennes. Plusieurs instituts de recherche ont étudié des options de « lutte biologique », visant à faciliter la reproduction de prédateurs -oiseaux ou parasites- hostiles au criquet pèlerin, « régulant » ainsi les populations en les diminuant. Des champignons qui agissent comme un parasite mortel pour le criquet ont également été développés (GOUGH, 2004).

Face à cette menace majeure pour la sécurité alimentaire et la stabilité sociale de nombreuses populations rurales et compte tenu des coûts élevés et des inconvénients de la lutte curative, la mise en place de dispositifs de prévention représente un élément important dans la stratégie de lutte contre la pauvreté de nombreux pays (en particulier au Sahel).

La prévention contre ces ravageurs comporte alors trois étapes essentielles :

- La surveillance des conditions écologiques dans les aires potentielles de reproduction et de grégarisation (données météorologiques, imagerie satellitaire) ; on admet généralement que toute pluie significative dans les aires grégarigènes est favorable au développement du criquet pèlerin et de la végétation lui fournissant alimentation et abri. Des périodes successives de pluies abondantes largement réparties au niveau des foyers de grégarisation sont favorables au développement d'une "recrudescence" pouvant elle-même conduire, si elle n'est pas contenue, au développement d'une invasion.

- L'organisation de prospections : il s'agit de détecter rapidement toutes les populations importantes présentes dans les zones grégarigènes ou en marge de celles-ci. La connaissance des biotopes acridiens des aires grégarigènes fait que la recherche des habitats favorables ne s'effectue pas au hasard, augmentant par là-même fortement la probabilité de rencontrer les populations dangereuses à éliminer. La plupart de ces aires sont en effet déjà bien connues, caractérisées et inventoriées. Le potentiel de chaque biotope pour le Criquet pèlerin est connu et exprimé en termes de valeur pour la reproduction et pour la grégarisation. Cette connaissance est en partie formalisée ; mais elle est également, pour partie, gravée dans la mémoire et l'expérience des prospecteurs et de tous les personnels de terrain.

C'est cette expérience qu'il convient de ne pas perdre en permettant le maintien d'équipes opérationnelles qui pourront contribuer à la formation de nouvelles générations de prospecteurs ainsi qu'à parfaire la connaissance des biotopes acridiens des aires grégarigènes (DOBSON, 2001 ; LECOQ, 2003 et GOUGH, 2004).

L'Algérie comme tous les pays de la Commission de Lutte contre le Criquet pèlerin en Région Occidentale (**CLCPRO**), a adopté la stratégie de lutte préventive en période de rémission, qui consiste à surveiller en permanence les aires primaires de reproduction et de grégarisation et de détruire les foyers primaires évitant ainsi la formation de bandes larvaires et des essaims. Ces aires se trouvent dans les régions sahariennes et fonctionnent de manière saisonnière.

Selon MOUMEN (2002) le déploiement des équipes de surveillance et de lutte sur le terrain s'opère en fonction des conditions écologiques qui sévissent dans les zones abritant le criquet pèlerin. Pour cela, les données météorologiques seront fournies par l'Office National de Météorologie, grâce à des stations réparties sur tout le territoire national.

En effet, face au fléau acridien, au cours des grandes invasions, la lutte chimique a largement contribué à éviter le pire par l'utilisation de tout un arsenal d'insecticides. Cependant la consultation des archives de l'INPV a permis à GENDOUZ-BENRIMA (2005) d'inventorier les différents pesticides utilisés en lutte antiacridienne en Algérie. Ces données sont représentées dans le tableau n°01.

Tableau 1. Les différents pesticides utilisés par l'INPV pendant la période de 1983 – 2000
(MOUMEN, 2002 et GUENDOOUZ-BENRIMA, 2005)

<i>Matière active</i>	<i>Nom commercial</i>	<i>Formulation</i>	<i>Teneur en g m.a / l</i>	<i>Dose appliquée Gg ma / ha</i>	<i>Vol appliqué l / ha (dose/ha)</i>
<i>Fenitrothion</i>	<i>Sumithion 500</i>	<i>ULV</i>	<i>500</i>	<i>500</i>	<i>1</i>
<i>Bendiocarbe</i>	<i>Bendiocarbe</i>	<i>ULV</i>		-	-
<i>Bendiocarbe</i>	<i>Bendiocarbe ulv ficam</i>	<i>ULV</i>	<i>200</i>	<i>100-125</i>	<i>1</i>
<i>Cypermethrine+ fenitrothion</i>	<i>Dalla</i>	<i>ULV</i>	-	-	<i>1</i>
<i>Deltamethrine</i>	<i>Decis 25</i>	<i>EC</i>	<i>25</i>	<i>12,5</i>	<i>0,5</i>
<i>Dieldrine 20%</i>	<i>Dieldrine 20%</i>	<i>ULV</i>	-	-	-
<i>Dieldrine 5%</i>	<i>Dieldrine 5%</i>	<i>ULV</i>	-	-	-
<i>Chlorpiryphos Ethyl</i>	<i>Dursban 240</i>	<i>ULV</i>	<i>240</i>	<i>240</i>	<i>1</i>
<i>Chlorpiryphos Ethyl</i>	<i>Dursban 480</i>	<i>EC</i>	<i>480</i>	<i>240</i>	<i>0,5</i>
<i>HCH</i>	<i>Lindane</i>	<i>Appât HCH</i>	-	-	-
<i>Malathion</i>	<i>M 20%</i>	<i>EC</i>	<i>20%</i>	-	-
<i>Malathion</i>	<i>M 50%</i>	<i>EC</i>	<i>50%</i>	<i>1000</i>	<i>2</i>
<i>Malathion</i>	<i>M 95%</i>	<i>ULV</i>	<i>95%</i>	<i>950</i>	<i>1</i>
<i>Formothion</i>	<i>Onthio 33</i>	<i>EC</i>	-	-	<i>0,5</i>
<i>Fenitrothion</i>	<i>Sumithion1000UL</i>	<i>ULV</i>	<i>1000</i>	<i>500</i>	<i>0,5</i>
<i>Fenitrothion</i>	<i>Sumithion 500UL</i>	<i>ULV</i>	<i>500</i>	<i>500</i>	<i>1</i>
<i>Phoxime+Propoxur</i>	<i>Volaton-unden 300</i>	<i>ULV</i>	<i>275+25</i>	<i>275+25</i>	<i>1</i>
<i>Phoxime</i>	<i>Volaton</i>	<i>ULV</i>	-	-	-

Le phénylacétonitrile (abréviation **PAN**) gouverne normalement l'instinct de grégarisation des mâles adultes, qui l'utilisent aussi pour avertir les autres mâles au moment de la reproduction (HASSANALI cité par DUPONT, 2006).

Au cours de trois essais de terrain - dont le dernier a eu lieu au Soudan l'an dernier - l'équipe de Hassanali a démontré que même des doses minuscules de PAN pouvaient interrompre les bandes larvaires et les contraindre à rompre les rangs. Sous l'effet du PAN, les criquets reprennent leur comportement solitaire. En proie à une grande confusion, désorientés, certains d'entre eux perdent l'appétit, tandis que d'autres, devenus cannibales, se mangent entre eux. Les survivants deviennent des proies faciles pour les prédateurs (DUPONT, 2006) .

Une approche biologique différente, mais aussi très efficace, est utilisée dans Green Muscle, un bio pesticide mis au point par le centre de lutte biologique de l'Institut international pour l'agriculture tropicale de Cotonou (Bénin) et fabriqué en Afrique du Sud (DOBSON, 2001). Son principe actif est constitué par les spores du champignon naturel *Metarhizium anisopliae* var *acridum* qui forent à travers les cuticules des criquets et détruisent leurs tissus de l'intérieur. Létal sur les criquets, le champignon est inoffensif sur d'autres formes de vie. Même si Green Muscle ® est déjà appliqué avec succès en Australie, son introduction en Afrique et en Asie est ralentie par plusieurs facteurs, notamment la nécessité d'essais supplémentaires à plus large échelle et l'exigence d'autorisations officielles.

Toutefois, dans l'armement moderne en préparation pour la lutte antiacridienne, citons une catégorie de produits à base d'hormones, connue sous le terme de régulateurs de croissance des insectes (ou IGR). Ceux-ci bloquent la capacité des larves de muer correctement. Ils n'ont aucun effet toxique direct sur les vertébrés (DUPONT, 2006). Les IGR restent efficaces après plusieurs semaines d'application et sont souvent utilisés dans les traitements dits « en barrière ». Cette méthode prévoit l'application d'étroites bandes du produit, perpendiculaires à la direction des larves en marche. Il suffit de seulement 10 pour cent de la quantité utilisée dans les traitements en pleins champs. Après avoir traversé une ou deux barrières, les larves absorbent suffisamment de produit pour mourir pendant leur mue.

I.5. Données bibliographiques sur l'hémolymphe des acridiens

L'hémolymphe est le seul liquide extracellulaire qui circule dans le corps de l'insecte, son volume représente 1 à 45 % du poids total de l'insecte. Ce liquide a un pH qui varie de 6 à 7,5, il peut être clair ou coloré parfois par des pigments verts ou jaunes (WIGGLESWORTH, 1972 ; RACCAUD-SCHOELLER, 1980).

I.5.1. Composition de l'hémolymphe

Ce liquide comprend le plasma et les différents types de cellules nucléées en suspension ou adhérentes à certains tissus, appelées les hémocytes.

I.5.1.1. Le plasma

Le plasma se compose d'eau et de divers éléments tels que les protéines, les lipides, les glucides, Na^+ , K^+ , Ca^{++} , Mg^{++} , Cl^- , les acides uriques et organiques, ainsi que les enzymes et les acides aminés.

I.5.1.2. Les hémocytes

Les hémocytes dérivant du mésoderme embryogénique ou apparût à la suite de division des prohémocytes, sont des cellules nucléées qui peuvent circuler avec le plasma, pénétrer dans les cavités corporelles se déplaçant ou non à l'intérieur du cœur (CHAPMAN, 1972 ; WIGGLESWORTH, 1972 ; AMOURIQ, 1973 ; RACCAUD-SCHOELLER, 1980 et WOODRING 1985 in KLOWDEN 2013).

I.5.1.2.1. Les différents types d'hémocytes

On considère qu'il existe chez les insectes trois types d'hémocytes bien définis (**Fig. 14**) :

I.5.1.2.1.1. Les prohémocytes ou pro leucocytes

Ces cellules de petite taille, avec un grand noyau et dont le cytoplasme est riche en ribosomes et en acides nucléiques, sont souvent en division mitotique représentant ainsi les cellules souches de tous les autres types d'hémocytes.

I.5.1.2.1.2. Les plasmatocytes ou phagocytes

Dérivant des prohémocytes et de forme variable, ils sont caractérisés par un grand noyau ovoïde situé au centre du cytoplasme basophile. Ces cellules sont douées de phagocytose.

I.5.1.2.1.3. Les granulocytes

Ce sont des cellules polymorphes dont le noyau est relativement petit et le cytoplasme renferme de nombreux granules remarquables, ces cellules interviennent dans le métabolisme intermédiaire.

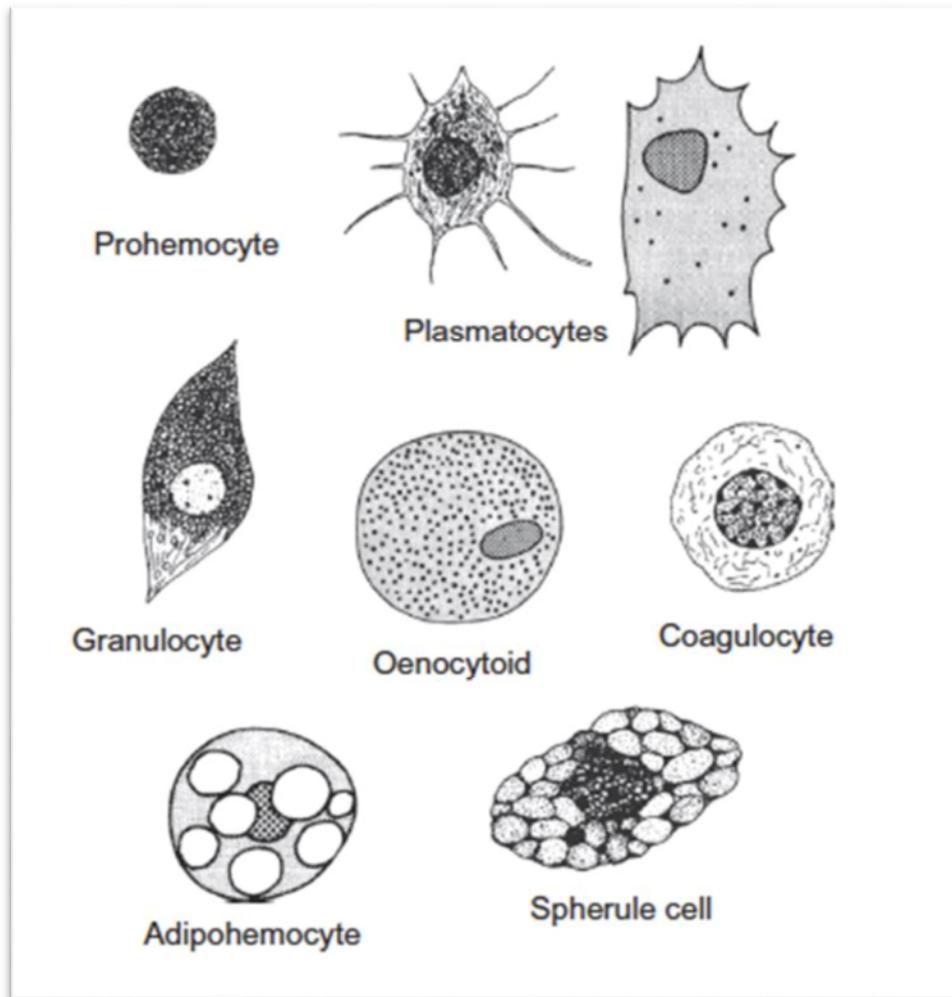


Figure 14 : Principaux types d'Hémocytes

(WOODRING, 1985 in KLOWDEN 2013)

Selon RACCAUD-SCHOELLER (1980) d'autres types d'hémocytes spécialisés peuvent s'ajouter selon les espèces tels que :

- Les œnocytoïdes qui sont absents chez les Orthoptères (WIGGLESWORTH, 1972).
- Les coagulocytes dont le nom indique leur fonction.
- Les adipohémocytes, les podocytes et les thrombocytoïdes.

I.5.1.2.1. Les fonctions physiologiques des Hémocytes

Les hémocytes peuvent être impliqués dans le mécanisme intermédiaire. Ils renferment une variété de substances nutritives comme le glycogène, les lipides et les protéines (GUPTA et SUTHERLAB, 1967 in HABES, 1989).

Une autre fonction des hémocytes, à savoir, l'encapsulation des corps étrangers qui est une action de défense contre les endoparasites. En effet, les hémocytes forment une agrégation autour du corps étranger et après plusieurs jours, de la mélanine est posée à la surface du parasite (NAPPI *et al.*, 1972 in HABES, 1989).

De plus, les hémocytes sont caractérisées par le phénomène de phagocytose des petites particules qui est réalisé surtout par les plasmatocytes. C'est une réaction où les tissus en histolyse au moment de la mue et les particules solides sont ingérés (CHAUVIN, 1956).

Les hémocytes sont, également, dotées de la fonction de coagulation qui consiste en l'accumulation des hémocytes qui colmatent la brèche, ce qui permet à l'insecte d'attendre la mue suivante assurant ainsi le rétablissement de la continuité du tégument. Ce sont surtout les cystocytes ou coagulocytes qui sont responsables de ce processus (CHAPMAN, 1972).

II. Données bibliographiques sur *Metarhizium anisopliae* var *acridum*

II.1-Généralités

Les champignons entomopathogènes appartiennent aux sous-divisions *Mastigomycotina*, *Zygomycotina* (*Entomophthorales*), *Ascomycotina* (*Clavicipitales*) et *Deuteromycotina* (Hyphomycètes). Les espèces qui infectent les criquets font partie des 3 dernières sous-divisions. La sous-division des *Deuteromycotina* regroupe les champignons dont on connaît la reproduction sexuée (fungi imperfecti ou champignons imparfaits) mais pas la forme asexuée (anamorphe). Les deux genres les mieux connus qui infectent les criquets sont *Metarhizium* et *Beauveria* (GREATHEAD et al., 1994).

II.2- Systématique

Selon GREATHEAD et al. (1994), *Metarhizium anisopliae* se classe selon la nomenclature suivante :

- Groupe : Deuteromycotina
- Classe : Hyphomycètes
- Ordre : Moniliales
- Famille : Monilicae
- Genre : *Metarhizium*
- Espèce : *Metarhizium anisopliae*

II.3. Identification et morphologie

La détermination de l'espèce se fait en examinant la forme des spores et des conidiophores. Dans le genre *Metarhizium*, les conidiophores sont relativement courts, irrégulièrement ramifiés ou non et arrangés en groupes compacts formant une masse de spores (GREATHEAD et al., 1994).

Metarhizium infecte une large gamme d'insectes et provoque la maladie de la "muscardine verte" (**Fig 15**). L'espèce la plus souvent mentionnée dans la littérature est *Metarhizium anisopliae* Cependant, les descriptions de *M. anisopliae* infectant les criquets la rapprochent plutôt de *M. flavoviride*, espèce très virulente pour la plupart des acridiens, y compris le criquet pèlerin et le criquet migrateur. On distingue *Metarhizium anisopliae* et *M. flavoviride* par la forme des spores. Celles de *M. anisopliae* sont allongées avec des côtés parallèles, celles de *M. flavoviride* sont ovales. Elles mesurent 6 µm de longueur pour 2 à 3 µm de diamètre (GREATHEAD et al., 1994) (**Fig. 16**).

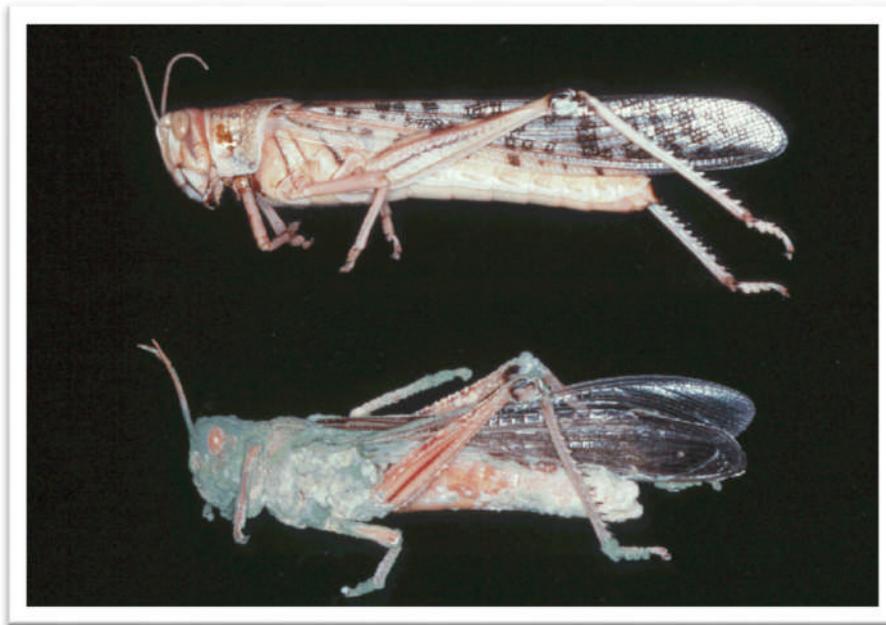


Fig. 15 : Maladie de la muscardine verte
(Keith et Kevan, 1992)

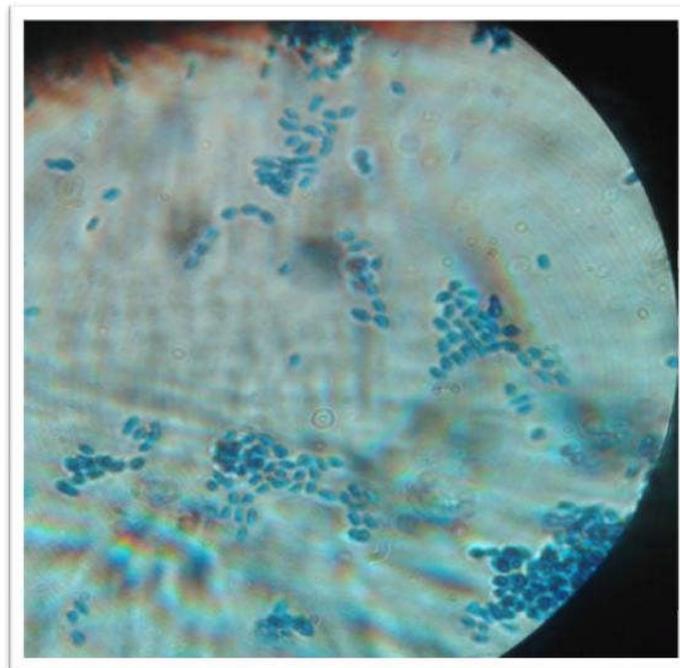


Fig. 16 : Spores de *M. anisopliae* var *acridum*
(Originale,2016)

II.4. Mode d'infection

Le mode d'infection des microchampignons entomopathogènes se divise en quatre étapes distinctes qui sont l'adhésion, la germination, la différenciation et la pénétration. L'adhésion est caractérisée par un mécanisme de reconnaissance et de compatibilité des conidies avec les cellules tégumentaires de l'insecte. Cette phase se scinde en deux étapes distinctes, la première passive ou l'attachement à la cuticule est réalisée grâce à des forces hydrophobiques et électrostatiques et la seconde active caractérisée par la production d'un mucilage qui va engendrer une modification épicuticulaire aboutissant à la germination. Après la phase d'adhésion, la germination va être dépendante des conditions environnantes et aussi de la physiologie de l'hôte (composition biochimique de la cuticule) qui peut favoriser ou inhiber la germination. L'avant dernière phase est la différenciation, caractérisée par la production d'appressoria; structures terminales qui vont servir de point d'encrage, de ramollissement de la cuticule et favoriser la pénétration. La production des appressoria est très dépendante de la valeur nutritive de la cuticule de l'hôte. Une cuticule nutritive va stimuler la croissance myceliale plutôt que la pénétration. La dernière phase est la pénétration de l'hôte qui se fait par la combinaison de pression mécanique et enzymatique telles que les lipases, les protéases et les chitinases, la plus importante dans la pénétration étant les protéases.

La colonisation de l'hôte se fait lorsque le champignon parvient à surmonter les mécanismes immunitaires de défense de l'insecte et envahit l'hémolymphe. La pathogénécité de l'inoculum sporal et la spécificité de l'hôte sont deux paramètres importants dans le choix de l'isolat fongique. Les microchampignons entomopathogènes sont des agents de lutte très intéressants du fait de leur aptitude à infecter l'hôte par ingestion ou par simple contact rendant tous les stades, œuf, larve et adulte sensibles (KOUASSI, 2001)

II.5. Isolement, culture et conservation

Si le cadavre d'un criquet est couvert de spores, l'isolement du champignon est assez simple. Cependant, il faut travailler avec grand soin, en conditions aussi stériles que possible pour éviter la prolifération des bactéries et des champignons saprophytes. Pour empêcher ces derniers de polluer le milieu, il faudrait utiliser des milieux sélectifs aux champignons pathogènes, comme le milieu de Veen. On transférera quelques spores sur le milieu de culture qui sera mis à incuber à une température de 25 à 30°C.

Quand le champignon se trouve à l'intérieur du cadavre, il faut stériliser l'extérieur du criquet en le trempant pendant 3 à 4 minutes dans une solution d'hypochlorite de sodium à 5 %. Ensuite, l'insecte est rincé trois fois dans de l'eau distillée et stérilisé en changeant l'eau à

chaque fois. La dissection du criquet se fait avec des instruments stériles. Un peu du contenu du corps est étalé avec une boucle métallique sur un milieu sélectif et mis à incuber entre 25 et 30°C.

Les cultures doivent être examinées tous les jours. Les colonies individuelles sont transférées sur un milieu nutritif comme le milieu de Molisch. Cette procédure doit être répétée en cas de contamination car les colonies de saprophytes, comme les *Penicillium* et les *Aspergillus*, se développent très vite et peuvent remplir une boîte de Pétri en quelques jours. Quand on a obtenu une culture pure, on prépare des milieux en pente dans de petites bouteilles qui peuvent être fermées hermétiquement et on y enseme un peu de champignon.

La plupart des Hyphomycètes entomopathogènes peuvent facilement être cultivés sur des milieux simples, comme du riz cuit ou même dans un milieu liquide contenant du sucre et de la levure de brasserie.

Les cultures de champignons peuvent être maintenues en les transférant de temps en temps sur des milieux fraîchement préparés. Cependant, selon les souches, les champignons entomopathogènes perdent leur pathogénicité après un certain nombre de transferts. Il est donc conseillé d'isoler à nouveau une souche après deux ou trois transferts si on l'utilise pour des expériences. Sinon, on peut prolonger sa survie à 1 an en cultivant la souche sur un milieu peu nutritif (agar avec pomme de terre et carotte ou agar avec pomme de terre et dextrose dilué à un cinquième du normal) dans des bouteilles fermées hermétiquement. Une submersion dans l'huile de paraffine (qualité médicale) prolonge même la survie à 5 ans. Pour une conservation de plus longue durée, on a recours à la lyophilisation et à l'azote liquide (GREATHEAD et al., 1994).

III. Données bibliographiques sur *Calotropis procera*

III.1- Description morphologique

Selon KAIDI (2007) l'espèce *Calotropis procera*, dont le nom vernaculaire les plus connus sont « Pommier de Sodome » et « Arbre à soie », est appelée également « Kranka » en arabe et Torha en Tamahaq (dialecte Touareg).

Le pommier de sodome est un arbuste nettement divergeant à la base, d'environ 2 m de haut ou un arbre au tronc droit, à cime irrégulière. Il peut parfois atteindre les 4 m. L'écorce, crevassée est de couleur beige claire, s'apparentant ainsi au liège (**Fig. 17**).

Les feuilles, simples, grandes et opposées, sont laineuses sur leur face inférieure et se présentent sous une couleur vert glauque. Le limbe sessile, ovale, légèrement cordé à la base, est arrondi ou légèrement acuminé au sommet et mesure en moyenne 20 cm de long et 10 cm de large. Il comporte des nervures plus ou moins palmées à la base, une nervure centrale épaisse, et 8 à 10 paires de nervures secondaires peu saillantes se raccordant vers le sommet (BERHAUT, 1975; DIEYE, 1990 ; DIENG, 1993 cité par NIKIEMA WENDPAGNAGDE, 2005).

La plante présente une inflorescence à cyme ombelliforme de 10 cm de large, disposée à l'aisselle des feuilles. La fleur, est de couleur blanche, violine ou pourpre avec une corolle large de 2 à 3 cm, formée de 5 pétales portant une tache violacée au sommet. Le calice est gamosépale, les pédicelles longs de 10 à 20 mm. Le fruit est un follicule verdâtre, ovoïde, gonflé d'air, lâchement et mollement fibreux à l'intérieur (ARBONNIER, 2002).

Les graines nombreuses à l'intérieur du follicule sont aplaties et surmontées d'une aigrette (touffe de soies) blanche. La reproduction se fait par les graines (NACOULMA, 1996 in NIKIEMA WENDPAGNAGDE, 2005).

3.2- Systématique

Le pommier de Sodomes est classé selon la nomenclature suivante :

Embranchement :	Spermaphytes
Sous embranchement :	Angiospermes
Classe :	Dicotylédones
Sous classe :	Gamopétales
Ordre :	Gentianales
Famille :	Asclépiadacées
Genre :	<i>Calotropis</i>
Espèce :	<i>C. procera</i>



Figure 17 : *Calotropis procera* Ait. (KAIDI 2007)

III.3- Distribution géographique

Son aire est extrêmement vaste. Enumérer toutes les stations où la plante a été signalée serait une tâche longue, fastidieuse, et d'un intérêt fort limité, car la plante existe à travers toute la zone saharo-sindienne et la zone soudano-decanienne considérées au sens large. Vers le Nord, elle remonte même jusqu'aux bords de la Méditerranée en Tripolitaine où elle a été observée en mars 1968 et en Egypte, soit, entre l'Alexandrie et le canal de Suez d'après par Mmc Jovet-Ast à Leptis Magna (GILLET, 1968).

En effet, *Calotropis procera*, fait partie de la dizaine d'espèces vivaces représentant les Asclépiadacée au Sahara central. Cette espèce saharo-arabique étend son aire de peuplement du Sénégal à la Somalie. On la rencontre en inde, au Pakistan, en Amérique latine, et aux caraïbes. Elle colonise les terres sablonneuses, investit les oueds et les espaces où l'humidité est encore conservée à faible profondeur.

III.4- Composition chimique

Les constituants chimiques isolés des différentes parties de *Calotropis procera* Ait. sont énumérées dans le tableau suivant :

Tableau 2. Constituants chimiques de *Calotropis procera* Ait.

(HANS-DIETER NEUWINGER, 1990 in THIAW 2008)

Parties de la plante	Groupes de substances	Substances isolées
FEUILLES	Cardénolides	Calotropine (0.165%), Calotropagène (0.087%)
		Uscharine, Uscharidine, Calotropine, Calotoxine, Uzariène, Acide-19-calotropine
		Proceroïde
	Polysaccharide	D-glucose + D-arabinose + D-glucosamine +L-rhamnose
Tiges	Glycosides cardiotoniques	Uscharidine, Calotropine, Proceroïde
	Cardénolides	Calotoxine, Calactine, Ascléposide, Uzariène, Calotropagène, Coroglaucigène
		Mudarine, Calotoxine, Calactine

Racines	Glycosides	Glycoside C ₂₁ -stérolique, Benzoylisolinéolone
	Digitalols	Rutine 1.66% (quercétine-3-rhamnose)
	Triterpène	α -amyrine
Fleurs	Flavonoïde	Rutine 7.66%
	Anthocyanine	Cyanidine-3-rhamno-glucoside
	Stérol	Procestérol
Fruits	Cardénolides	Coroglaucigénine (1%), Uzarigénine(0.17%) Calactine (0.17%), Calotropagénine (0.08%), Calotropine (0.08%)
Latex	Stérol	Taraxastérol (α -lactucérol)
		β -sitostérol, Stigmastérol,
		Taraxastérol, O-acétyl-taraxastérol
	Acides triterpéniques	Acide isovalérique, Acide pyrotérébique Acide méthylréductique
	Hétérosides cardénolides	Calotropine, Calotropagénine, Calotoxine, Calactine
	Alcaloïdes	Uscharine, Uscharidine, Voruscharine
	Alcaloïdes	α -amyrine et β -amyrine
	Triterpènes pentacycliques	Calotoxine, Calactine
	Protéase	Choline
	Enzyme protéolytique	Calotropaine

III.5- Données toxicologiques de *Calotropis procera* Ait.

De nombreux composés chimiques d'intérêt thérapeutique font la richesse du latex de *C. procera*, ceci pourrait justifier ses nombreux usages en médecine traditionnelle.

En effet, les recensements et l'identification des plantes dans la médecine traditionnelle et la pharmacopée effectués par ADJANOHOUN et AKE-ASSI (1979) cité par (LOHOUES et al 2006), donnent un aperçu des usages de cette plante, seule ou en association, dans le traitement et même la prévention de nombreuses affections.

La toxicité du latex, ancien ingrédient de poison de flèche, est bien connue et persiste même après coagulation sous l'action de la chaleur qui le transforme en une masse résineuse.

L'application du latex sur les conjonctives, provoque d'abord une congestion et une anesthésie locale, puis des effets plus profonds dus à son absorption (KERHARO et ADAM, 1974). Au Burkina Faso, des études menées sur la toxicité du macéré aqueux des écorces de racines a montré que cet extrait était faiblement toxique (OUEDRAOGO, 2001). Des études également menées sur les racines brutes, le fruit séché et les autres composantes de *Calotropis procera* qui étaient utilisés en inhalation pour le traitement de l'asthme, ont montré qu'ils entraînaient à la longue une insuffisance rénale aiguë (LENGANI et GUISSOU, 1997). Des études menées à Dakar ont montré que le latex est particulièrement toxique pour le rein alors que les écorces des tiges débarrassées de leur suber et les feuilles fraîches séchées étaient atoxiques (KEHARO et ADAM, 1974) cité par NIKIEMA WENDPAGNAGDE, 2005).

III.6- Données pharmacologiques de *Calotropis procera* Ait.

III.6.1- Effets anti-inflammatoires

Les extraits éthanoliques des feuilles et des fleurs se sont révélés comme possédant des propriétés anti-inflammatoires (MASCOLLO et COLL, 1988 et 1991). Cet effet, a été également démontré par KUMAR et COLL (1994). In (NIKIEMA WENDPAGNAGDE, 2005).

SEN et COLL (1988), mentionnent que l'extrait chloroformique des racines de *Calotropis procera* inhibe les ulcères gastriques provoqués par l'aspirine, l'indométacine, l'éthanol ou par le stress. Par ailleurs, le métabolisme de l'acide arachidonique est aussi inhibé. De même pour l'extrait aqueux des écorces de racines de cette plante, l'activité anti-inflammatoire est démontrée (OUEDRAOGO, 2001). In (NIKIEMA WENDPAGNAGDE, 2005).

III.6.2- Effets analgésiques – antipyrétiques

Les extraits éthanoliques des feuilles et des fleurs se sont révélés comme possédant des propriétés antipyrétique, analgésique (MASCOLLO et COLL, 1988 et 1991). Au Burkina Faso, le macéré aqueux des écorces de racines a montré une activité antipyrétique (KOUDOUGOU, 2004) et activité antalgique (KOUSSOUBE, 2004). Cité par NIKIEMA WENDPAGNAGDE, 2005).

III.6.3- Effets antimicrobiens, insecticides, antifongiques

D'après MASCOLLO et COLL (1988) et (1991), les extraits éthanoliques des feuilles et des fleurs possèdent des propriétés antimicrobiennes. Ils ont un effet insecticide contre *Sarcophagaemorrhoidalis* (KERHARO et ADAM, 1994).

VOHORA et COLL (1997), mentionnent que les extraits organiques des fleurs de cette même espèce, ont montré une activité antifongique contre *Candida albicans*. L'extrait aqueux des écorces de tige a montré une activité antitussive *peros* chez le cobaye (DIEYE et COLL, 1993).

Quant à l'extrait éthanolique, (KERHARO et ADAM, 1974) déclare que les écorces de racines de *C. procera*, exercent un effet antibactérien contre *Enterobacter cloacae* in (NIKIEMA WENDPAGNAGDE, 2005).

Chapitre II : Matériels et méthodes

II.1. Problématique et objectifs

Les insecticides utilisés souvent en période d'invasion provoquent une accumulation significative de matière active dans les écosystèmes traités et sont nocifs pour l'environnement, pour les ennemis naturels ainsi que pour la santé de l'Homme. Ils peuvent même contribuer au développement d'insectes résistants, d'où l'utilité d'opter pour d'autres méthodes d'intervention, autres que la lutte chimique.

De ce fait, l'utilisation des biopesticides à base de plantes toxiques et de champignons entomopathogènes est une alternative très prometteuse pour assurer une protection phytosanitaire performante.

Notre présent travail qui s'es porté sur quelques paramètres physiologiques et biologiques du criquet pèlerin et du criquet migrateur a pour objectif de :

- Développer des méthodes de lutte alternatives (préserver l'environnement + réduire les risques sanitaires)
- Expérimenter l'utilisation des agents pathogènes et toxiques contre les acridiens grégaires
- Promouvoir l'utilisation des bio pesticides contre le criquet pèlerin et le criquet migrateur
- Contribution à la recherche de Solutions afin d'assurer un bon fonctionnement du système national de surveillance, d'alerte précoce et de réponse rapide en renforçant le système national de prévention en période de Rémission

II.2. Présentation du site d'étude « Institut National de la Recherche Agronomique d'Algérie »

II.2.1. Aperçu historique de la station

D'une superficie de 24 Hectares (**Fig. 18**), la station de recherche et d'expérimentation de Mehdi Boualem communément appelée station de recherche polyvalente, a été créée en 1966 par arrête ministérielle N°539SM du 30 mai 1989. Avec le passage de l'INRAA au statut d'EPST en vertu du décret exécutif N° 99-256 portant organisation scientifique des EPST , la station de recherche et d'expérimentation de Mehdi Boualem constituera l'un des supports pour la domiciliation des nouvelles structures de recherche, telle les unités, divisions et les grands instruments d'appui à la recherche (INRAA, 2016).

II.2.2. Programme et missions de la station

Le programme de la station expérimentale de l'INRAA de Mehdi Boualem (BERAKI) concerne la mise en place des programmes de recherche par le biais des activités des divisions de recherche portant sur tout ou parties des différents systèmes de production, filières ou domaines (productions végétales et animales, produits agricoles et agroalimentaires, milieu physique. L'INRAA a également pour missions, l'amélioration et le développement des productions végétales et animales ; la maîtrise du milieu physique ; la conservation, la transformation et l'amélioration de la qualité des produits agricoles Et enfin des recherches approfondies sur la biotechnologie appliquée à l'agriculture, sur l'écologie et l'environnement et aussi sur la caractérisation, préservation et valorisation des ressources génétiques y sont également entrepris .

II.2.3. Organisation de la station

La station expérimentale de l'INRAA est destinée à apporter tout le soutien nécessaire à l'exécution des projets de recherche, accueillir et apporter des solutions aux problèmes agro-alimentaires de la zone d'étude. Elle a également pour rôle de diffuser les nouvelles technologies en direction des agriculteurs, des éleveurs et des entreprises de l'industrie agro-alimentaire par le moyen de journées de démonstration et de vulgarisation, la production de toutes formes de support d'information au profit de ces opérateurs économique.



Figure 18: Station expérimentale « Mehdi Boualem » de l'INRAA
(Originale 2016)

En effet, l'Institut Nationale de la Recherche Agronomique d'Algérie est composé de plusieurs divisions de recherche, à savoir :

- ✓ Division Ressources phylogénétiques
- ✓ Division Bioclimatologie et hydraulique agricoles
- ✓ Division Technologies agro-alimentaires
- ✓ Division Production animales
- ✓ Division Protection des cultures
- ✓ Division Sol et gestion des espaces agricoles
- ✓ Division Biotechnologie et amélioration des plantes.

II.3. Matériel biologique

II.3.1. Matériel animal

L'étude, porte sur deux espèces de criquets ravageurs les plus redoutables dans la région du Sahel dont le sud de l'Algérie en fait partie. Il s'agit du criquet pèlerin *Schistocerca gregaria* et du criquet migrateur *Locusta migratoria*.

Les individus du criquet pèlerin et du criquet migrateur, utilisés lors de notre étude, proviennent d'un élevage permanent maintenu au niveau de la division de recherche « Protection des cultures » de l'Institut National de la Recherche Agronomique (**Fig. 19**).

II.3.2. Matériel végétal (extrait de *Calotropis procera*)

Les feuilles de l'Asclépiadacées *Calotropis procera*, sont collectées au niveau des oueds Abadel (23° 22' N 04° 29' E; 23° 25' N 04° 30') et Amded (22° 51' N 04° 29' E) dans la région de Tamanrasset (**Fig.20**).

II.3.3. Matériel fongique

La souche fongique utilisée pour nos essais concerne l'espèce *Metarhizium anisopliae* var. *acridum* (code IMI: 330189). Elle provient du département d'entomologie de l'Institut Pasteur de Dely Brahim sous forme de poudre sèche de spores issues d'un biopesticide appelé « GREEN MUSLE ». Ce dernier est formulé en concentration huileuse de spores.

A noter, également que ce biopesticide est disponible soit sous forme de poudre sèche de spores ou de solution concentrée huileuse (**Fig.21**).



(A)



(B)

Figure 19: Imagos de *S. gregaria* (A) et de *L. migratoria* (B)
(Originale 2016)



Figure 20: Feuilles de *Calotropis procera*
(Originale 2016)



Figure 21: Souche *Metarhizium anisopliae* var *acridum*
(Originale 2016)

Ce dernier peut être appliqué à l'aide d'un pulvérisateur standard à ultra bas volume muni d'un disque rotatif (THIAM et al. 2004). Selon DUPONT (2006) ce biopesticide peut être appliqué sous forme de suspension huileuse diluée par du pétrole, de l'huile d'arachide ou alors du gasoil et l'huile du maïs.

II.4. Méthodologie de travail

II.4.1. Elevage de masse des criquets

L'élevage de masse des individus des deux acridiens a été effectué dans deux cages parallélépipédiques d'une dimension de 120 × 45 × 77 cm, grillagée en métal inoxydable et à mailles fines sur les deux côtés pour l'aération. Ces cages sont munies de deux vitres coulissantes, pour de permettre le nettoyage et le renouvellement de la nourriture ainsi que la vérification des pondoirs. Ces derniers sont d'environ 15 cm de profondeur, remplis de sable stérilisé et humidifié (**Fig. 22**).

Chaque cage est éclairée d'une manière alternative à l'aide de deux ampoules et servant au chauffage de la salle. Une température moyenne de $30 \pm 4^\circ\text{C}$ et une humidité de l'air de l'ordre de $75 \pm 3\%$, sont maintenues constantes. Une photopériode de 12 heures de lumière sur 12 heures d'obscurité, est assurée. L'alimentation fraîche est composée de gazon, chou, sorgho, laitue et un complément de son de blé. La nourriture est renouvelée tous les jours ainsi que le nettoyage des cages. Ces dernières doivent être désinfectées avec de l'alcool et de l'eau de Javel pour éviter toute contamination.

Une fois les pontes effectuées, les oothèques déposées par les femelles dans les pondoirs sont récupérées et placées dans des bacs de plus de 15 cm de profondeur, troués à la base pour permettre l'infiltration de l'eau, contenant du sable humide et stérilisé.

Ces bacs sont recouverts d'une toile moustiquaire pour l'aération et portent les indications nécessaires telles que la date de la ponte et le nombre d'œufs. Le contrôle de ces bacs se fait quotidiennement pour la vérification de l'humidité du sable et les éclosions des œufs, afin d'éviter le dessèchement des œufs et la mort des larves néonates. Ces dernières sont récupérées et mises dans une autre cage réservée à l'élevage des larves de tous les stades. Ces cages sont munies de perchoirs



Figure 22: Elevage en masse des criquets
(Originale 2016)

II.4.2. Préparation des solutions de traitement

II.4.2.1. Inoculum de *M. anisopliae*

II.4.2.1.1. Technique de multiplication (ensemencement) et conservation

Afin d'utiliser des isolats purs du champignon utilisé, nous avons opté pour la culture monosporique (Fig. 23) et qui d'après RAPPILY (1968) consiste à :

- Stériliser tout le matériel en verre dans une étuve à 180°C pendant 30 mn
- Liquéfier le milieu de culture au bain Marie et l'écouler dans les boîtes de Pétri à raison de 0,5 cm d'épaisseur par boîte puis laisser refroidir.
- Après refroidissement, préparer une suspension mycélienne et y déposer 2 à 3 gouttes par boîte puis les étaler à l'aide d'un râteau (pipette Pasteur modelée au bec bunsen).
- Fermer hermétiquement les boîtes de Pétri à l'aide d'un film plastique ou du papier Cellophane. Cette opération est effectuée sous une hotte à proximité d'un bec bunsen.
- Placer les boîtes dans une étuve à 25°C \pm 2°C pendant 48 à 72 heures pour la germination.
- Après germination des spores, procéder au repiquage par prélèvement des spores qui ont germé puis les repiquer dans d'autres boîtes qui seront toujours placées à 25 \pm 2°C, et ce jusqu'à obtention d'une souche pure de *M. anisopliae*

Le milieu de culture utilisé est le PDA, contenant 200 gr de pomme de terre, 20 gr de gélose « Agar Agar », 20 gr de glucose et 1000 ml d'eau distillée.

Pour conserver le champignon, nous avons utilisé l'huile de tournesol qui est relativement disponible, pour cela nous avons procédé comme suit :

- Après prélèvement à l'aide d'un scalpel des semences de *M. anisopliae* ayant bien sporulé (âgées de 10 à 21 jours), elles sont introduites dans des flacons en plastique contenant de l'huile de tournesol (20 à 30 ml) ;
- Fermer hermétiquement les flacons puis bien agiter pour homogénéiser le contenu et les ranger. Faire un test de viabilité des spores après chaque 10 à 15 jours.

Nous avons aussi conservé la souche fongique à basses températures dans des tubes à essai. Selon Rappily (1968) ces derniers sont remplis à 1/3 du volume de PDA solidifié en position inclinée. Nous avons prélevé à l'aide d'une anse de platine stérilisée au bec bunsen la semence issue d'une culture ayant bien sporulé, puis étalé sur la surface du milieu de culture. Par la suite, nous avons placé les tubes à essai fermés hermétiquement dans une étuve à 25°C

Préparation du milieu PDA



Ensemencement du champignon



Figure 23: Culture monosporique de *M. anisopliae*
(Originale 2016)

pendant une semaine d'incubation, puis nous les avons retirés pour ensuite les conserver au réfrigérateur à 4°C.

II.4.2.1.2. Préparation et dosage des solutions entomopathogènes

A partir d'une culture âgée de 15 à 20 jours ayant bien sporulée, 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 (**Fig. 24 et 25**).

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

100 spores —————→ 10⁶ spores/ml.

Nombre des spores comptées —————→ X

$$C_1 \text{ (spores / ml)} = (10^6 \times X) / 100$$

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

Pour obtenir différentes doses, nous procéderons aux dilutions successives de la solution mère titrée à la concentration la plus élevée. Nous utiliserons alors la formule suivante :

$$C_1 V_1 = C_2 V_2$$

Soit :

C1 : La concentration de la solution mère

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



Figure 24: Cellule de Malassez
(Originale, 2016)

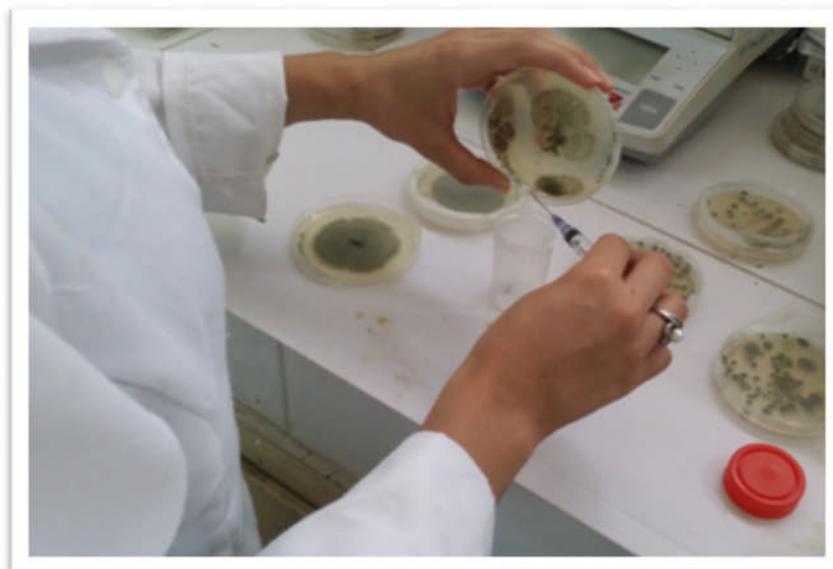


Figure 25: Préparation de l'inoculum à base de *M. anisopliae*
(Originale, 2016)

C2 : La concentration voulue (à obtenir)

V2 : Volume d'eau correspondant à la concentration C2

$$V_2 = (C_1 \cdot V_1) / C_2$$

Le volume d'eau à ajouter sera alors :

$$V = V_2 - V_1$$

II.4.2.2. Solution acétonique de *C. procera*

La méthode de préparation des extraits acétoniques de *C. procera* est simple et consiste à les rincer les feuilles fraîches soigneusement, puis à les sécher dans une étuve réglée à 30 ± 2 °C pendant 5 jours (MORDUE et BLACKWELL 1993). Puis à les broyer. Cent grammes de poudre foliaire sont mis à macérer dans 200 ml d'acétone pendant 24 heures. La filtration est ensuite effectuée sous vide à l'aide d'une fiole à vide et d'un entonnoir. Le résidu sec est jeté alors que le filtrat recueilli est soumis à une évaporation sous vide dans le rotavapor pour éliminer l'acétone. Le produit ainsi obtenu est un extrait auquel on ajoute 20 ml d'acétone. Nous obtenons par la suite un mélange qui servira comme produit de traitement (AMER et RASMY, 1993). (Fig.26).

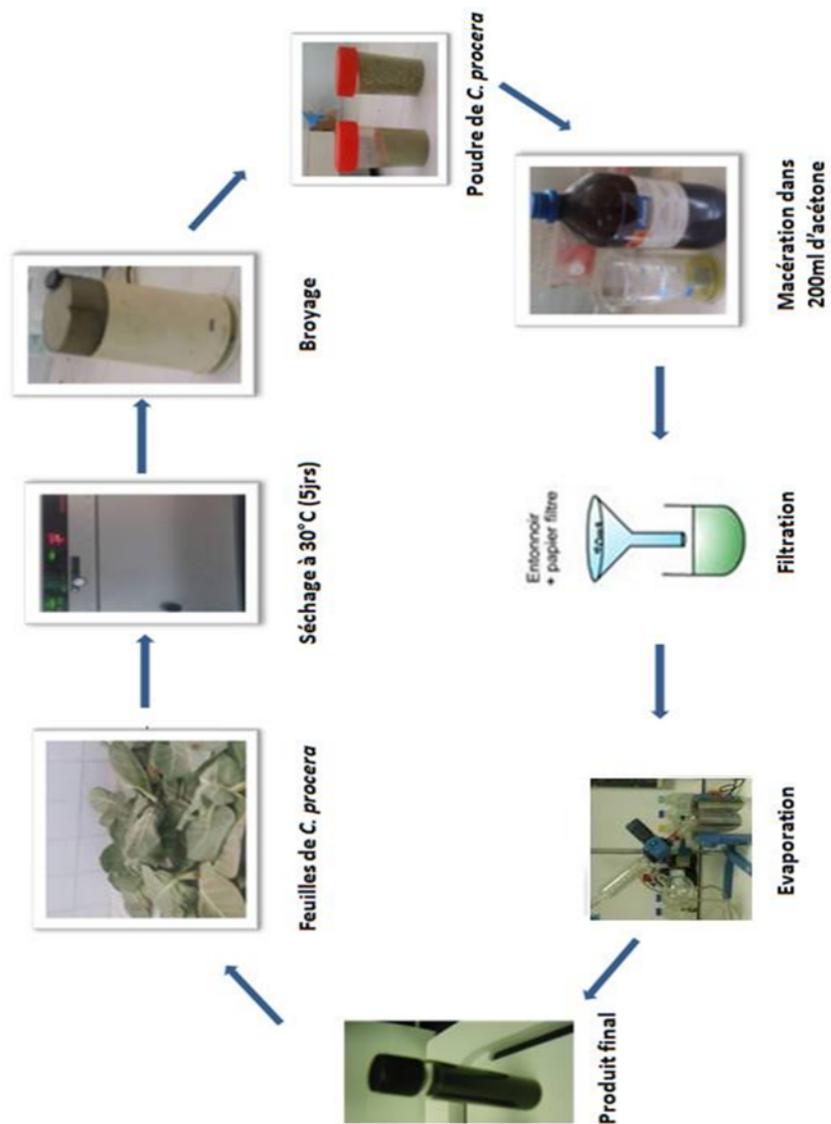


Figure 26: Préparation de la solution acétonique à base de *C. procera*
Selon la méthode de MORDUE et BLACKWELL (1993) ; AMER et RASMY (1993).
(Originale, 2016)

II.4.3. Traitements

Les imagos sont placés dans des cages parallélépipédiques en bois dont les faces sont en moustiquaire. Ils sont ensuite soumis à un jeûne pendant 24 heures afin de leur permettre de vider leur tube digestif et de les affamer. Notons que le nombre total des individus utilisés lors de nos tests, est de l'ordre de 304 individus, soient 152 individus par espèce de criquets réparties en huit lots (**Fig 27**).

Pour le traitement à base de *M. anisoplaie*, l'inoculum de ce dernier sera administré par voie tégumentaire au moyen d'un pulvérisateur à main contenant la solution entomopathogène. Une dizaine de pulvérisations sur chaque individu est réalisée 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.

Le principe de la méthode consiste à réaliser une pulvérisation sur les imagos de *Schistocerca gregaria* et de *Locusta migratoria* en présence d'aliment afin d'assurer une intoxication de l'insecte par contact et ingestion.

S'agissant du traitement à base de *C. procera*, le test consiste à alimenter les adultes par des feuilles fraîches de la plante témoin, soit la laitue *Lactuca sativa* trempées pendant quelques secondes dans l'extrait acétonique de *C. procera* et laissés durant 15 à 20' à l'air libre pour faire évaporer l'acétone. Au bout de 24 heures, on fait le nettoyage des cages. Les individus témoins sont quant à eux nourris avec des feuilles fraîches de *Lactuca sativa* trempées dans l'acétone et laissés durant 15 à 20 min à l'air libre pour faire évaporer l'acétone. L'expérimentation est suivie jusqu'à la mort totale de tous les individus des lots traités.

<i>S. gregaria</i>	
<i>M. Anisopliae</i> (contact)	<i>C. Procera</i> (ingestion)
<u>Mortalité</u>	<u>Mortalité</u>
40 inds 10 (témoins) 10×03 Répétitions	40 inds 10 (témoins) 10×03 Répétitions
<u>Hémogramme</u>	<u>Hémogramme</u>
36 inds 09 (témoins) 09×03 Répétitions	36 inds 09 (témoins) 09×03 Répétitions

<i>L. migratoria</i>	
<i>M. Anisopliae</i> (contact)	<i>C. Procera</i> (ingestion)
<u>Mortalité</u>	<u>Mortalité</u>
40 inds 10 (témoins) 10×03 Répétitions	40 inds 10 (témoins) 10×03 Répétitions
<u>Hémogramme</u>	<u>Hémogramme</u>
36 inds 09 (témoins) 09×03 Répétitions	36 inds 09 (témoins) 09×03 Répétitions

Figure 27: Dispositif expérimental utilisé pour les traitements.

(Originale, 2016)

II.4.4. Paramètres étudiés

Les essais effectués sont conduits, pour les deux paramètres étudiés qui sont, la mortalité et l'hémogramme, à une température de $31\pm 2^{\circ}\text{C}$, à une humidité relative de $40\pm 5\%$ et une photopériode de 12 L/12 O. (L : Lumière /O : Obscurité).

II.4.4.1. Effet sur la mortalité de *S. gregaria* et *L. migratoria*

Cette étude consiste à comparer l'efficacité du champignon et de la plante toxique sur la mortalité des imagos des criquets. Notons que le dispositif expérimental est constitué de 40 imagos de chaque espèce étudiée, réparties en quatre lots de 10 individus et dont 1 lot est destiné pour les témoins. Trois répétitions sont retenues. L'essai a été surveillé quotidiennement pendant 14 jours pour les deux traitements.

La dose utilisée pour le *Metarhizium* est de l'ordre de $2,14 \times 10^6$ spores/ml, DL_{50} obtenue par JARONSKY (2002).

Les mortalités sont exprimées en pourcentage par la formule suivante :

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

II.4.4.2. Effet sur l'hémogramme *S. gregaria* et *L. migratoria*

Pour cette étude nous avons utilisé 27 individus pour chaque traitement, parmi lesquels 09 témoins sur lesquels on a pulvérisé de l'eau distillée et les 18 autres sont traités par les solutions aqueuses utilisées, soient 09 individus traités à base de *C. procera* et 09 autres par *M. anisopliae*. Les individus sont mis dans des cages isolées.

Le frottis sanguin est réalisé 3 jours après le traitement par le champignon et 24 heures après traitement par la plante toxique. D'après GUZO et STOLTZ (1987) cités par HABES (1989) le frottis sanguin se réalise de la manière suivante (**Fig. 28**).

- Prélever 3 à 5µl d'hémolymphe fraîche au moyen d'une micropipette graduée suite à une incision entre la patte postérieure et le thorax
Etaler une couche mince de ce volume, puis faire sécher la lame à l'air ;
- Après séchage, y déposer 20 gouttes de May- Grunwald dilué ou bleu de Méthylène et laisser reposer pendant 3 minutes, on ajoute quelques gouttes d'eau distillée et laisser pendant 1 minute.
- Enlever l'excès du colorant avec de l'eau distillée par rinçage
- Ajouter 40 gouttes de Giemsa et laisser pendant 10 minutes, puis rincer la lame à l'eau courante.
- Laisser sécher la lame à l'air. Après séchage faire un montage entre lame et lamelle en appliquant une fine couche du liquide de Faure aux extrémités de la lamelle, qui sera collée sur la lame puis laissée sécher.
- Le comptage des différents types d'hémocytes se fait sous microscope optique à l'aide d'un compteur manuel.

II.4.5. Exploitation des résultats

II.4.5.1. Analyse de la variance

Pour approuver l'efficacité du facteur étudié, nous avons fait appel à l'analyse de la variance à 02 critères de classification dans le but de tester la significativité statistique des différences entre les facteurs étudiés (STATISTICA, 2008).



Figure 28: Réalisation du frottis sanguin (Originale 2016)

Chapitre III : Résultats

Notre présent travail consiste en l'étude comparative entre l'effet d'un champignon entomopathogène *Metarhizium anisopliae* var *acridum* et d'une plante toxique *Calotropis procera* vis-à-vis des imagos de deux espèces de criquets à grande importance économique et considérés comme fléaux de l'agriculture, *Schistocerca gregaria* et *Locusta migratoria*. Les paramètres étudiés lors de ce travail sont la mortalité chez les imagos ainsi que l'hémogramme, toujours, des imagos des deux espèces.

III.1. Étude comparative de l'effet de *M. anisopliae* et *C. procera* vis-à-vis des imagos de *S. gregaria*

III.1.1. Effet sur la mortalité

Les moyennes des pourcentages de mortalité des imagos de *S. gregaria* traités séparément par *M. anisopliae* et *C. procera* sont mentionnées dans l'Annexe 1 ainsi que le tableau suivant :

Tableau 3. Mortalités des imagos de *S. gregaria* traités par *M. anisopliae* et *C. procera*

Jours	Mortalité (%) / ET				
	Témoins	<i>M. anisopliae</i>		<i>C. procera</i>	
1 ^{er} j	0	0	0	0	0
2 ^{ème} j	0	0	0	16,67	15,27
3 ^{ème} j	0	16,66	15,27	33,33	5,77
4 ^{ème} j	0	16,66	15,27	50	10
5 ^{ème} j	0	33,33	5,77	66,66	15,27
6 ^{ème} j	0	46,66	5,77	76,66	5,77
7 ^{ème} j	0	53,33	5,77	96,66	5,77
8 ^{ème} j	0	70	10	100	0
9 ^{ème} j	3,33	80	10	100	0
10 ^{ème} j	3,33	93,33	5,77	100	0
11 ^{ème} j	3,33	100	0	100	0
12 ^{ème} j	10	100	0	100	0
13 ^{ème} j	10	100	0	100	0
14 ^{ème} j	10	100	0	100	0

Les résultats obtenus montrent que les deux agents biologiques utilisés lors de nos essais engendrent des mortalités pour les imagos de *S. gregaria*. Notons que 50% des mortalités ont été enregistrées entre le 6^{ème} et 7^{ème} jour d'observation chez les traités au *M. anisopliae*, alors que pour *C. procera*, les 50% de mortalité ont été obtenus 4 jours après le traitement. Une mortalité totale est obtenue au 8^{ème} jour chez les individus traités par *C. procera*, alors que chez ceux traités au *M. anisopliae*, elle n'a été enregistrée qu'à partir du 11^{ème} jour (Fig.29).

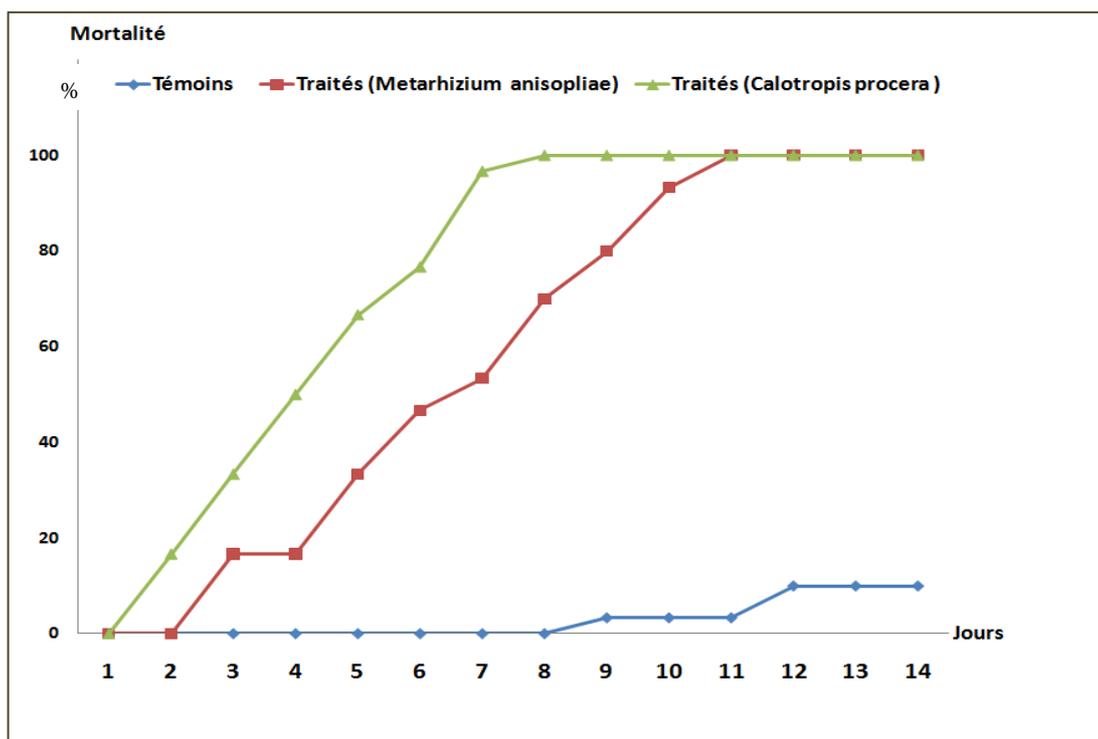


Figure 29: Mortalités des imagos de *S. gregaria* traités par *M. anisopliae* var *acridum* et *C. procera*

L'analyse de la variance à deux critères de classification, à savoir le facteur temps et le facteur traitement par les deux agents biologiques utilisés lors de nos essais, révèle une différence hautement significative ($P= 0,001$) entre les pourcentages de mortalités enregistrées pour les traités et les témoins à différents niveaux de temps avec un niveau de probabilité inférieur à 0,05 (**Annexe 2**).

Après la mort des individus de *S. gregaria* traités par le champignon entomopathogène, nous avons placés ces derniers dans des boîtes de Pétri contenant du coton humidifié. Nous avons, une semaine après, observé l'apparition de duvet verdâtre couvrant presque tout le corps des cadavres, soit la sortie des mycéliums de *M. anisopliae* à l'extérieur du corps, induisant, ainsi, la maladie de la muscardine verte (**Fig. 30**).

Nous avons, également, observé un pourrissement et démembrement des cadavres, 24 heures après la mort de chaque individu traité par le *C. procera*, accompagnés d'une coloration bleuâtre de l'appareil buccal des criquets morts. (**Fig.31**)



Figure 30: Individu de *S. gregaria* infecté par *M. anisopliae* var *acridum*
(Originale 2016)



Figure 31: Individus de *S. gregaria* traité par *C. procera*
(Originale 2016)

III.1.2. Effet sur l'hémogramme

Après l'observation du frottis sanguin au moyen d'un microscope optique, nous avons distingué quatre catégories de cellules sanguines, dont la variabilité diffère en fonction de la taille ainsi que de la forme de ces cellules.

Suite à des comparaisons avec les travaux de références, nous sommes parvenus à identifier quatre types de cellules, à savoir les prohémyocytes, les plasmacytes, les coagulocytes ainsi que les granulocytes (**Fig. 32**). Toutefois, le comptage des catégories de cellules n'a concerné que les prohémyocytes et les plasmacytes, car les deux dernières catégories citées ci-dessus n'ont été observées que rarement.

Le nombre total d'hémocytes comptabilisées dans 3 μ l d'hémolymphe prélevée au 3^{ème} jour après traitement à partir des imagos de *S. gregaria* témoins et traités sont énumérés dans le tableau suivant :

Tableau 4 : Nombre total d'hémocytes chez les imagos de *S. gregaria* traités au *M. anisopliae* et au *C. procera*

	R1	R2	R3	M \pm ET
Témoins	241	273	301	271,66 \pm 30,02
Traités <i>M. anisopliae</i>	123	185	244	184 \pm 60,50
Traités <i>C. procera</i>	98	133	138	123 \pm 21,79

Nous constatons que le nombre total moyen d'hémocytes de *S. gregaria* qui est de l'ordre de 271.66 chez les témoins, a été réduit à 123 hém/3 μ l chez les traités au *C. procera* et à 184 hém/3 μ l chez les individus traités au *M. anisopliae* (**Fig. 33**).

La même réduction a été observée concernant le taux moyen des prohémyocytes et des plasmacytes pour les deux traitements (**Tableau 5**).

Du point de vue qualitatif, nous avons observé la formation d'amas de cellules, la rétraction de certaines d'entre elles et le déversement du contenu d'autres cellules dans le milieu extracellulaire formant des agrégats. Comme nous avons remarqué, en parallèle, des amas de spores du *Metarhizium anisopliae* autour des cellules rétractées (**Fig.34**).

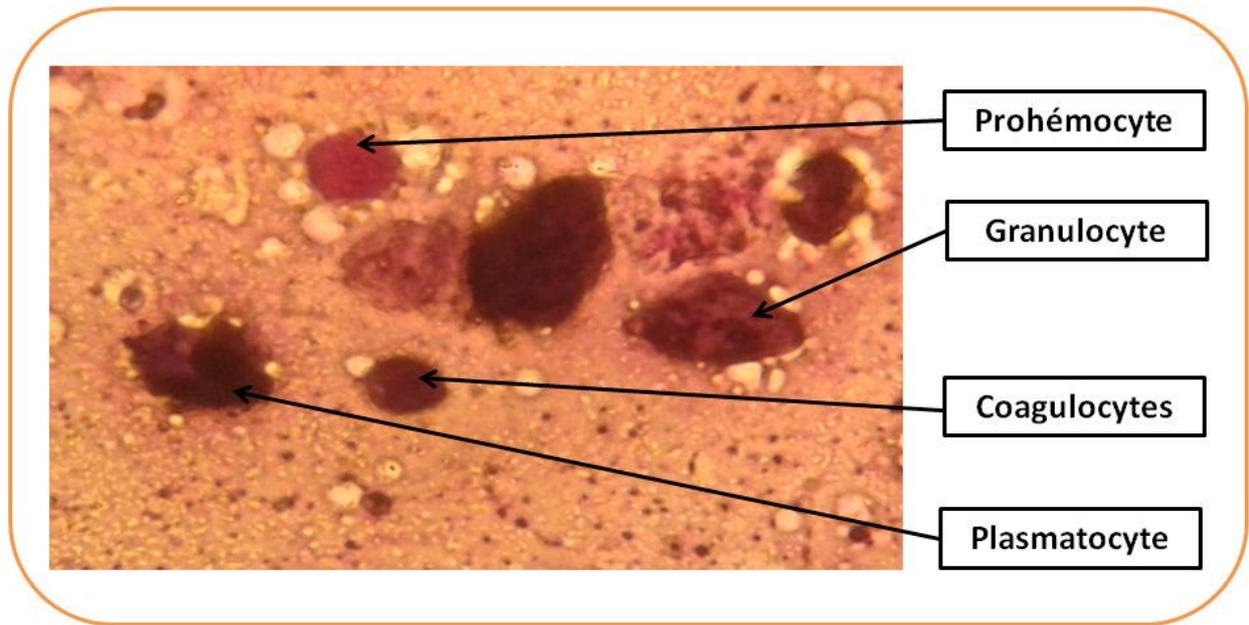


Figure 32: Les différentes catégories d'hémocytes chez les individus témoins de *S. gregaria* Originale (2016)

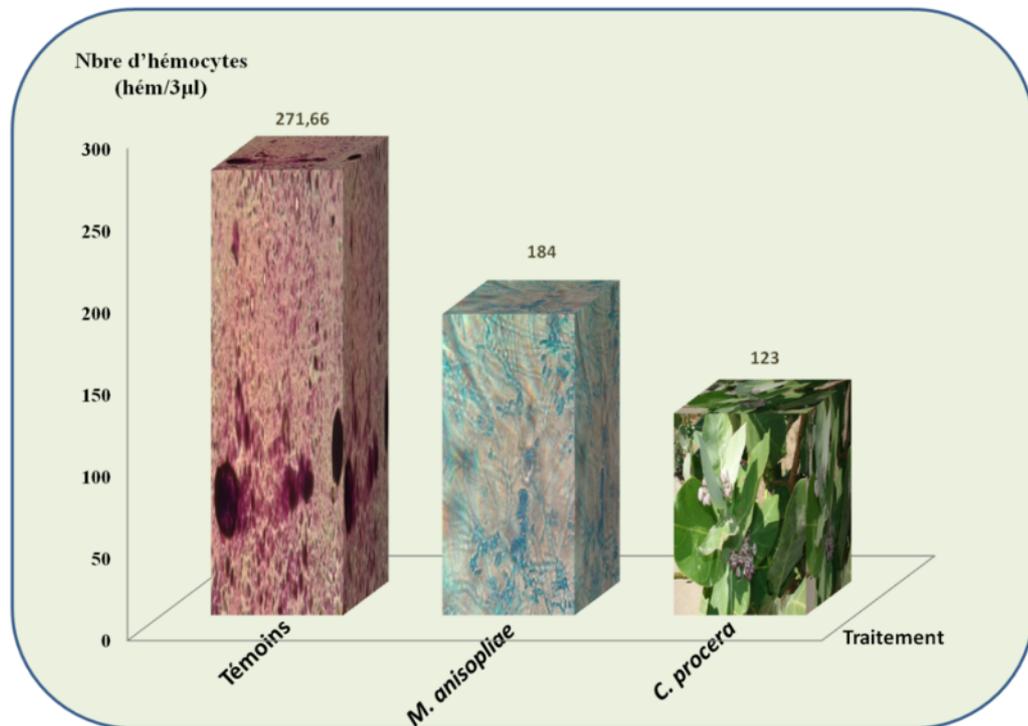


Figure 33: Nombre d'hémocytes dans 3µl d'hémolymphe des imagos de *S. gregaria* témoins et traités au *M. anisopliae* var *acridum* et au *C. procera*

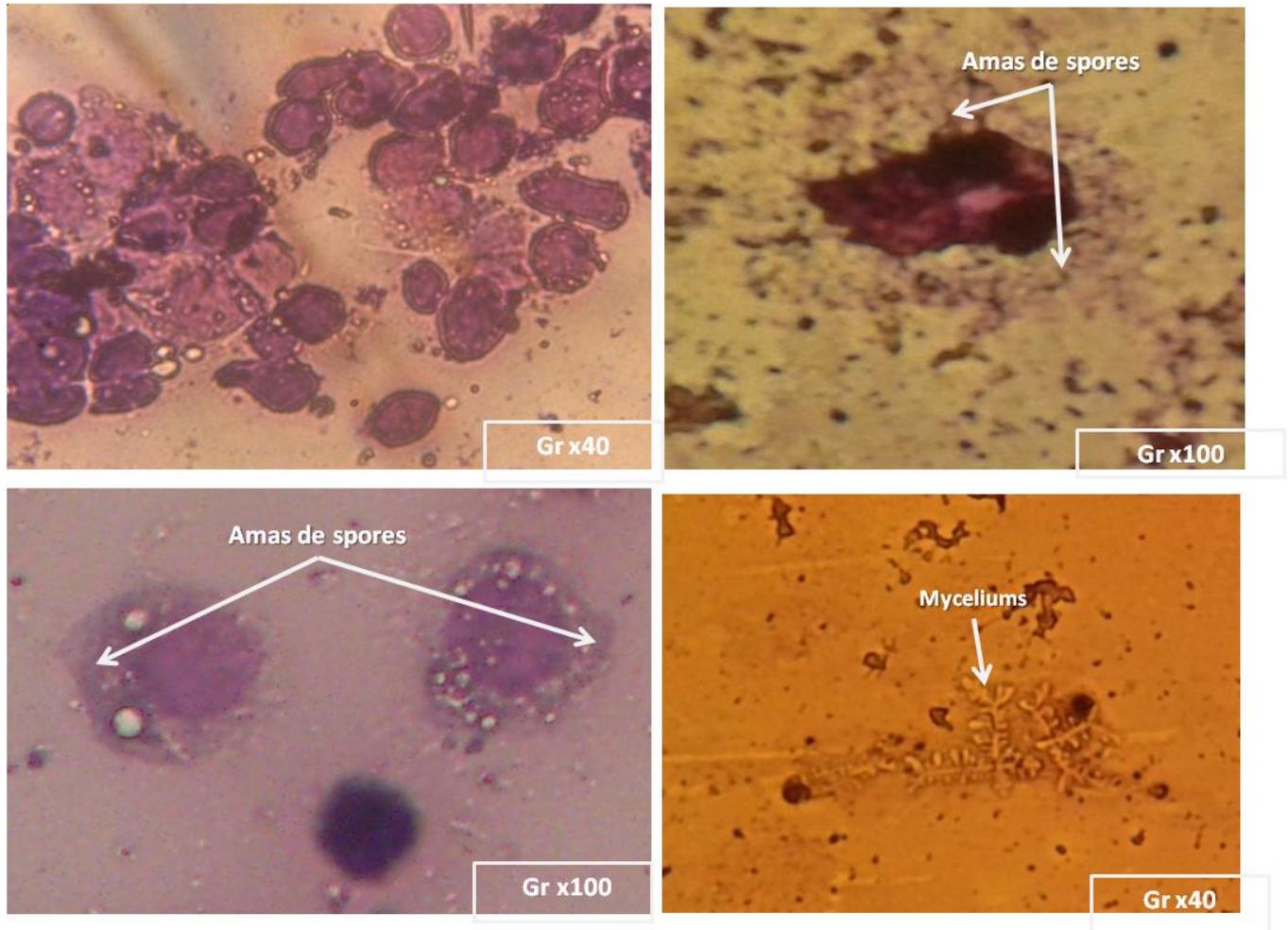


Figure 34: Hémolymphe de *S. gregaria* traitée par *M. anisopliae*
Originale (2016)

Quant aux individus traités par la plante toxique, leur hémolymphe contenait des hémocytes désagrégés et certaines se sont vidées de leur contenu, ne laissant que des débris (**Fig. 35**).

Tableau 5: Nombre et taux de prohémyocytes et de plasmatocytes chez les imagos de *S. gregaria* traités au *M. anisopliae* et au *C. procera*

		Témoins		<i>M. anisopliae</i>		<i>C. procera</i>	
		Nbre	Taux	Nbre	Taux	Nbre	Taux
Prohémyocytes	Moyenne	103	37,91	44	23,91	23,66	19,23
Plasmatocytes	Moyenne	111,33	40,98	26	14,13	12	9,75

En effet, chez les imagos de criquets pèlerin traités, nous remarquons par rapport aux témoins que le traitement au *M. anisopliae* et le *C. Procera* engendre un déclin du nombre des cellules plasmatocytes et prohémyocytes (**Fig. 36 et 37**) (**Annexe 3**). ANOVA a montré également, un effet très significatif des deux traitements vis-à-vis de l'étude quantitative des catégories d'hémocytes dénombrées. Soit un indice de probabilité toujours inférieur à 0,05, comparativement aux témoins. (P=0,001)

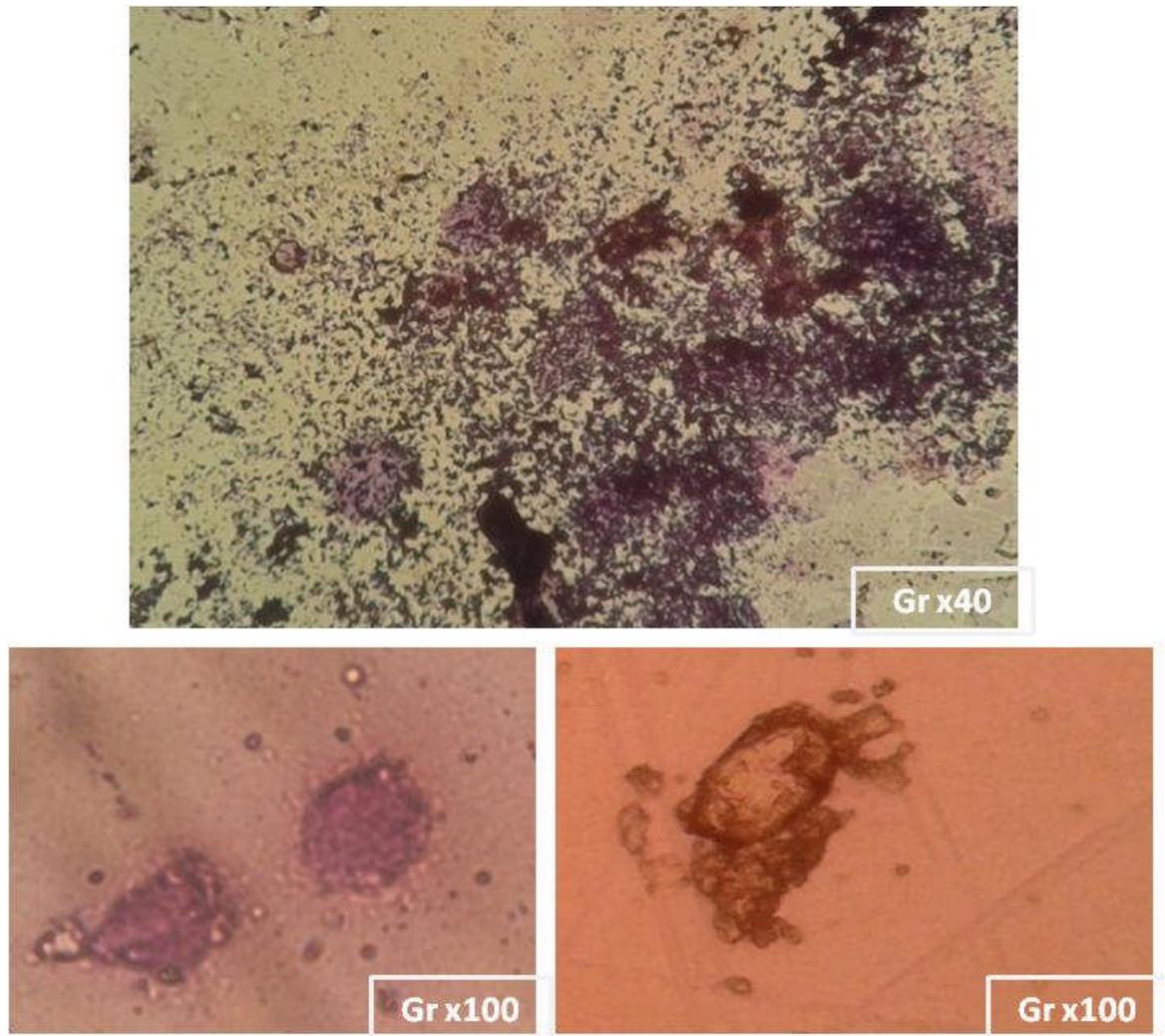


Figure 35: Hémolymphe de *S. gregaria* traitée par *C. procera*
Originale (2016)

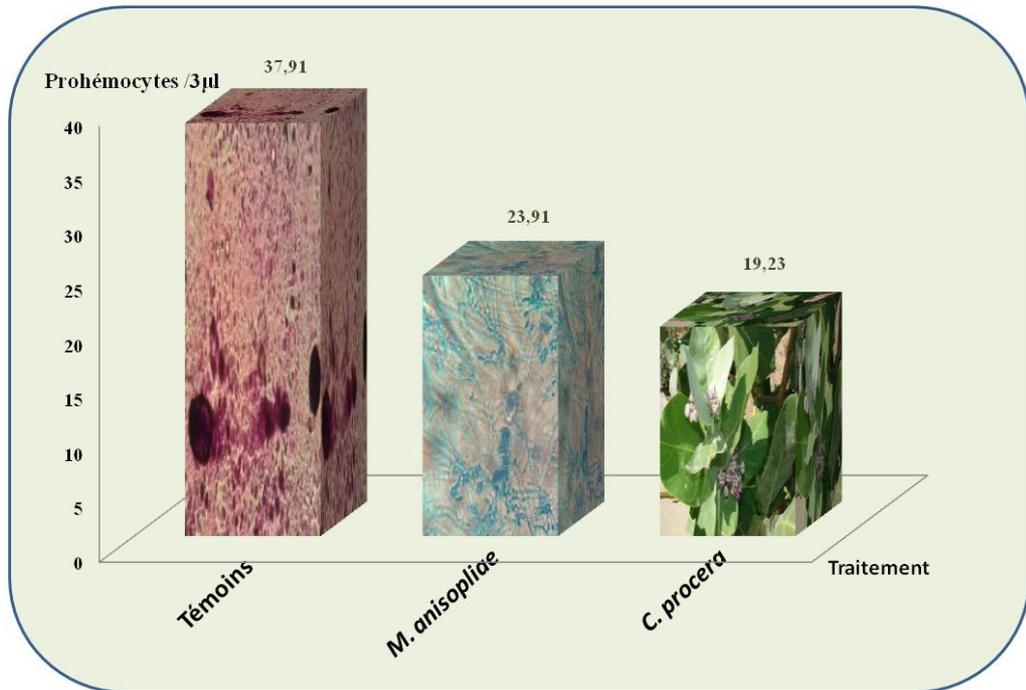


Figure 36: Taux de prohémocytes dans 3µl d'hémolymph des imagos de *S. gregaria* témoins et traités au *M. anisopliae* var *acidum* et *C. procera*

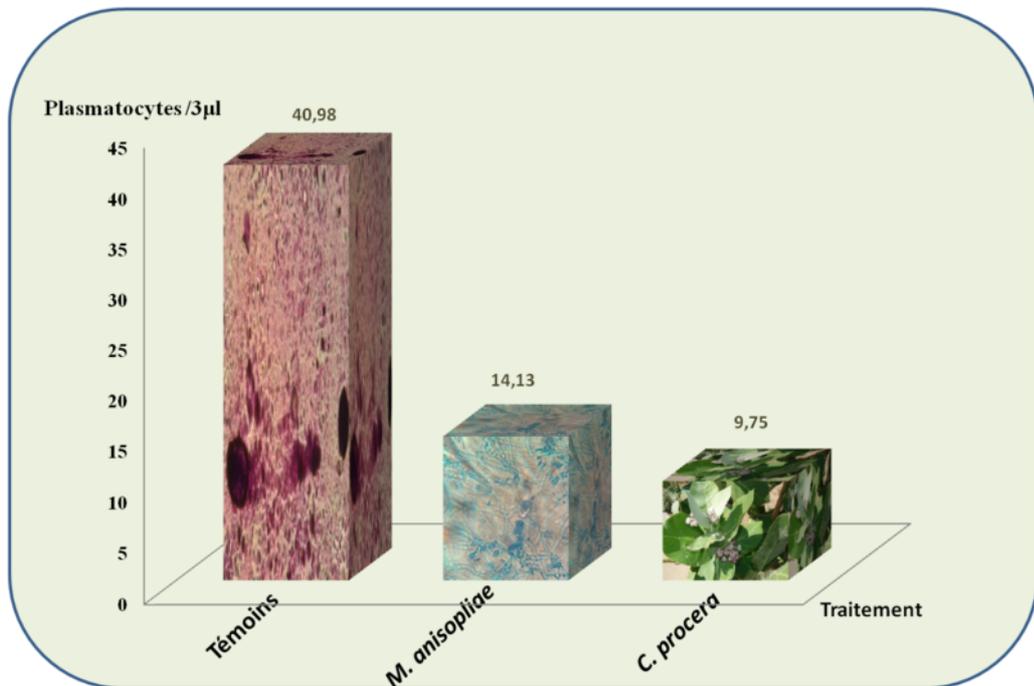


Figure 37: Taux de plasmatocytes dans 3µl d'hémolymph des imagos de *S. gregaria* témoins et traités au *M. anisopliae* var *acidum* et *C. procera*

III.2. Étude comparative de l'effet de *M. anisopliae* et *C. procera* vis-à-vis des imagos de *L. migratoria*

III.1.1. Effet sur la mortalité

Dans le tableau 6 sont mentionnées les moyennes de pourcentage de mortalité des adultes de *L. migratoria* traités par *M. anisopliae* et *C. procera*. Les mortalités pour chaque répétition sont énumérées dans l'Annexe 4.

Tableau 6. Mortalités des imagos de *L. migratoria* traités par *M. anisopliae* et *C. procera*

Jours	Mortalité (%) / ET				
	Témoins	<i>M. anisopliae</i>		<i>C. procera</i>	
1 ^{er} j	0	0	0	0	0
2 ^{ème} j	0	0	0	23,33	11,54
3 ^{ème} j	0	13,33	15,27	30	10
4 ^{ème} j	0	26,66	11,54	53,33	5,77
5 ^{ème} j	0	36,66	5,77	70	10
6 ^{ème} j	0	46,66	5,77	76,66	5,77
7 ^{ème} j	0	56,66	5,77	90	0
8 ^{ème} j	0	66,66	5,77	96,66	5,77
9 ^{ème} j	3,33	80	10	100	
10 ^{ème} j	3,33	86,66	5,77	100	
11 ^{ème} j	3,33	96,66	5,773	100	
12 ^{ème} j	10	100		100	
13 ^{ème} j	10	100		100	
14 ^{ème} j	10	100		100	

Concernant les imagos de *L. migratoria* traités par *C. procera* et *M. anisopliae*, nous avons enregistré, respectivement, des mortalités à partir du 2^{ème} et 3^{ème} jour d'observation. Un taux de 50% a été noté 4 jours après traitement au *C. procera*, alors qu'il a été atteint à partir du 6^{ème} jour chez les individus traités au *M. anisopliae*. Le 100% de mortalité a été enregistré, en premier, chez le lot traité au *C. procera*, soit à partir du 9^{ème} jour, tandis qu'il a été atteint au 11^{ème} jour de traitement par le *M. anisopliae* (**Fig.38**). Le niveau de probabilité toujours inférieur à 0,05 confirme l'effet hautement significatif des deux traitements vis-à-vis des imagos de *L. migratoria*, avec une mortalité plus rapide suite au traitement par *C. procera*, par rapport au *M. anisopliae* (**Annexe5**).

L'apparition de duvet verdâtre couvrant le corps des cadavres de *L. migratoria* a, également, été observé, une semaine après la morts des individus traités (**Fig.39**).

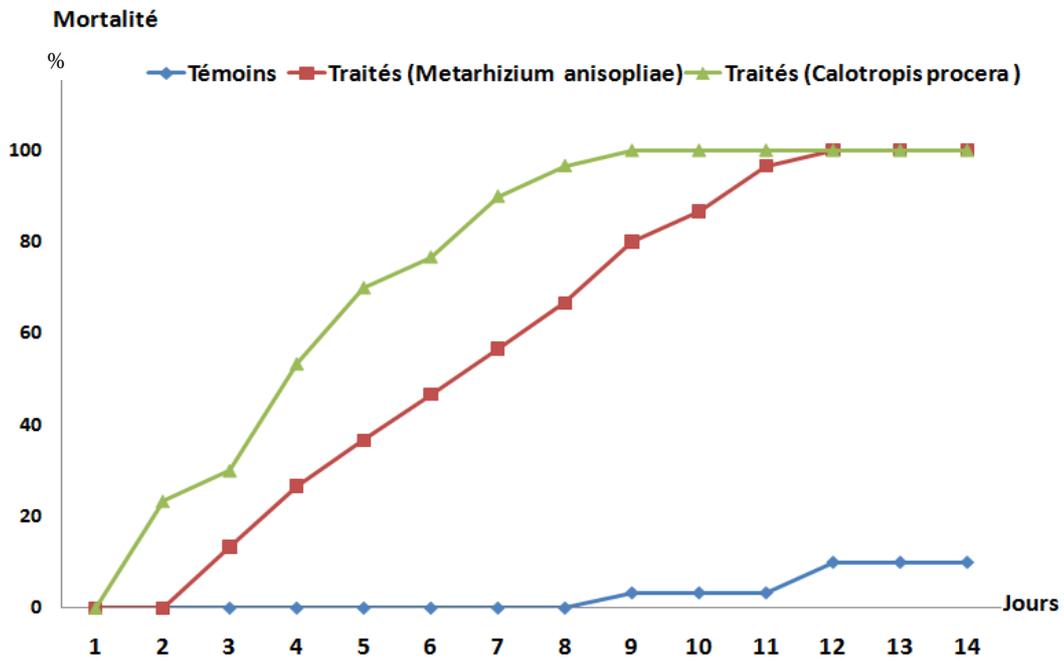


Figure 38: Mortalités des imagos de *L. migratoria* traités par *M. anisopliae* var *acridum* et *C. procera*



Figure 39: Duvet verdâtre couvrant le corps de *L. migratoria* (Originale 2016)

III.1.2. Effet sur l'hémogramme

Le nombre total d'hémocytes comptabilisées dans 3µl d'hémolymphe prélevée au 3^{ème} jour après traitement à partir des imagos de *L.migratoria* témoins et traités sont énumérés dans le tableau suivant :

Tableau 7 : Nombre total d'hémocytes chez les imagos de *L. migratoria* traités au *M. anisopliae* et au *C. procera*

	R1	R2	R3	M ± ET
Témoins	322	307	335	321,33 ± 14,01
Traités <i>M. anisopliae</i>	265	233	275	257,66 ± 21,93
Traités <i>C. procera</i>	59	72	66	65,66 ± 6,50

Nous remarquons que les deux traitements effectués sur *L.migratoria* ont engendré une baisse remarquable du nombre moyen d'hémocytes par rapport aux témoins. Ces derniers dont le nombre moyen d'hémocytes était de 321,33 hém/3µl ont été réduits à 65,66 hém/3µl chez les traités au *C. procera* et 257,66 hém/3µl chez les traités au *M. anisopliae* (**Fig.40**).

Après avoir pu identifier quatre catégories d'hémocytes chez les témoins de *L. migratoria* (**Fig.41**), nous remarquons la même réduction importante pour les prohémocytes et les plasmatoctes chez les imagos de *Locusta migratoria* traités (**Tableau 8, Fig. 42et 43**) (**Annexe 6**).

Le nombre de prohémocytes et de plasmatoctes comptabilisées dans 3µl d'hémolymphe prélevée au 3^{ème} jour après traitement à partir des imagos de *L.migratoria* témoins et traités sont énumérés dans le tableau suivant :

Tableau 8: Nombre et taux de prohémocytes et de plasmatoctes chez les imagos de *L. migratoria* traités au *M. anisopliae* et au *C. procera*

		Témoins		<i>M. anisopliae</i>		<i>C. procera</i>	
		Nbre	Taux	Nbre	Taux	Nbre	Taux
Prohémocytes	Moyenne	95	29,56	47	18,24	10,33	15,75
Plasmatoctes	Moyenne	108,33	33,71	46,66	18,10	10	15,22

Nous avons, en parallèle, observé une rétraction et un déversement du contenu des hémocytes, dont certaines ont été entourées par des amas de spores de *M. anisopliae* (**Fig. 41**), alors que chez les individus traités par *C. procera*, nous avons observé, une lyse presque totale des cellules (**Fig. 44**).

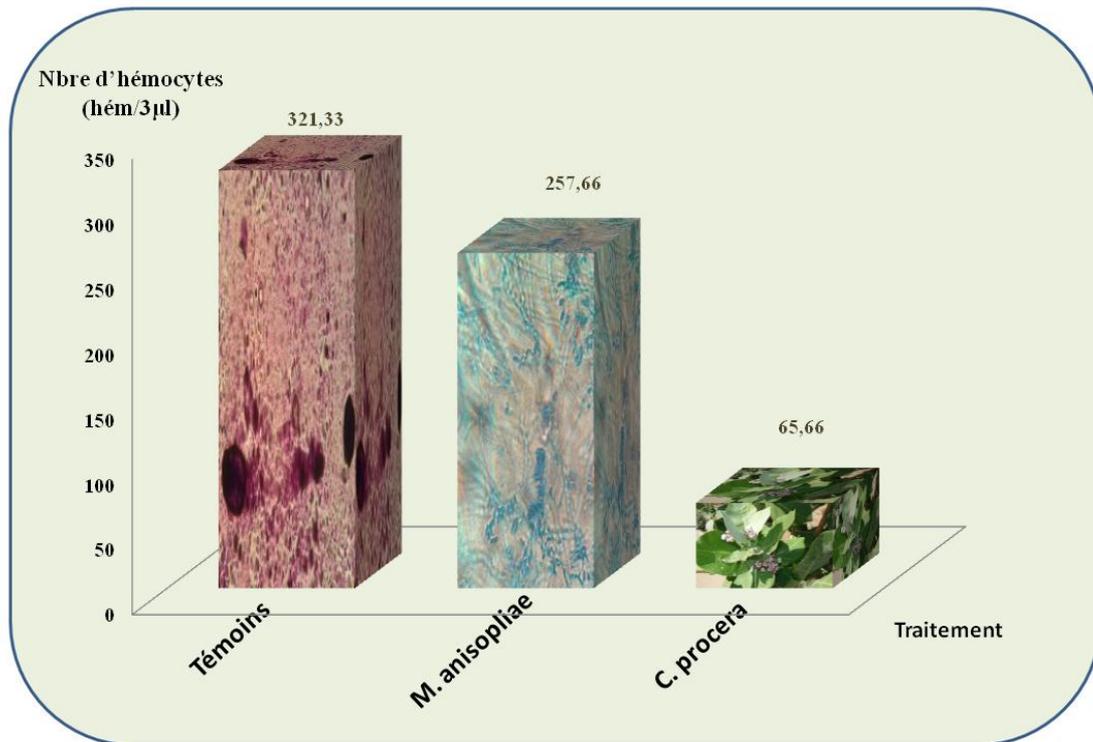


Figure 40: Nombre d'hémocytes dans 3µl d'hémolymphe des imagos de *L.migratoria* témoins et traités au *M. anisopliae* var *acidum* et au *C. procera*

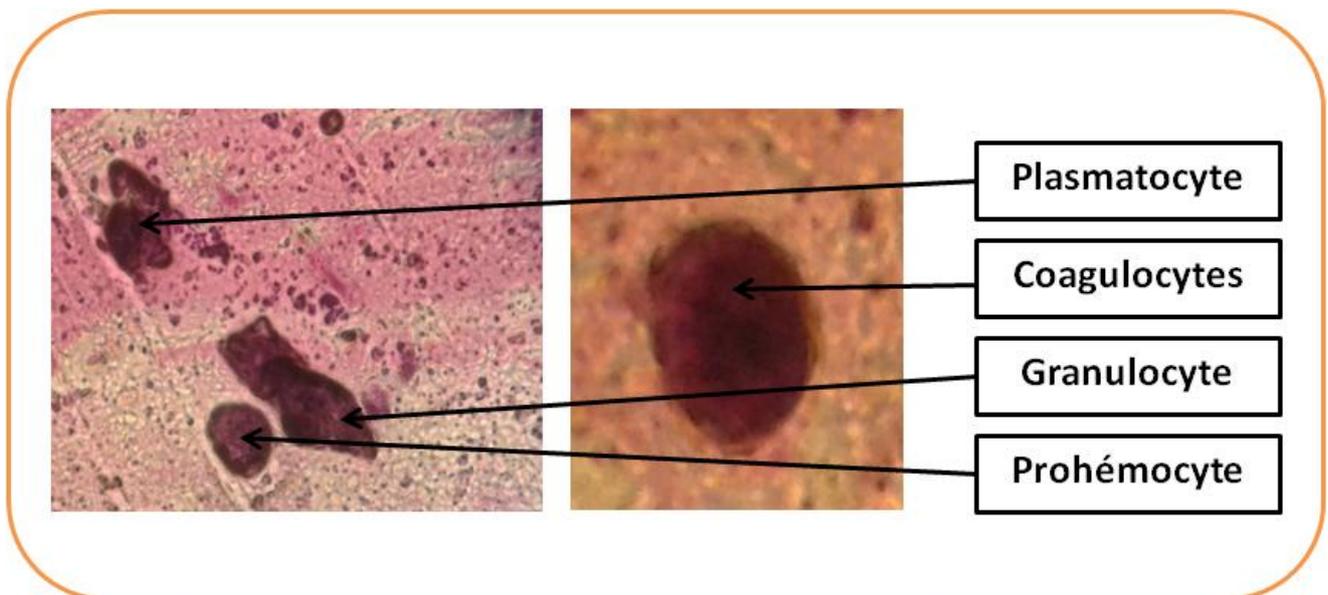


Figure 41: les différentes catégories d'hémocytes chez les individus témoins de *L.migratoria* (Originale2016)

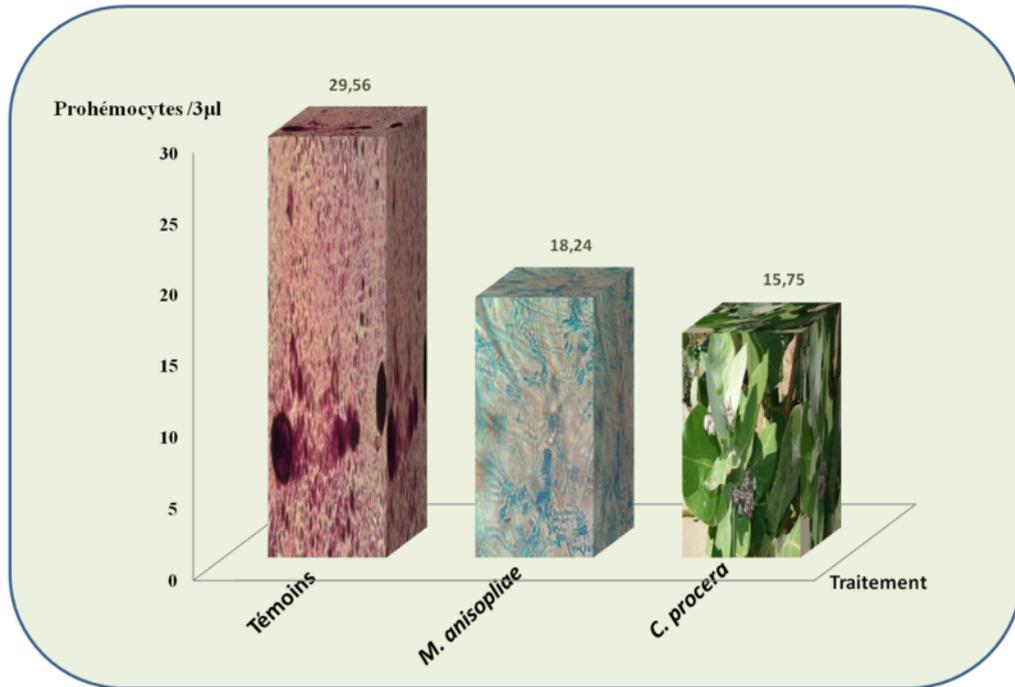


Figure 42: Taux de prohémocytes dans 3µl d'hémolymphe des imagos de *L. migratoria* témoins et traités au *M. anisopliae* var *acridum* et *C. procera*

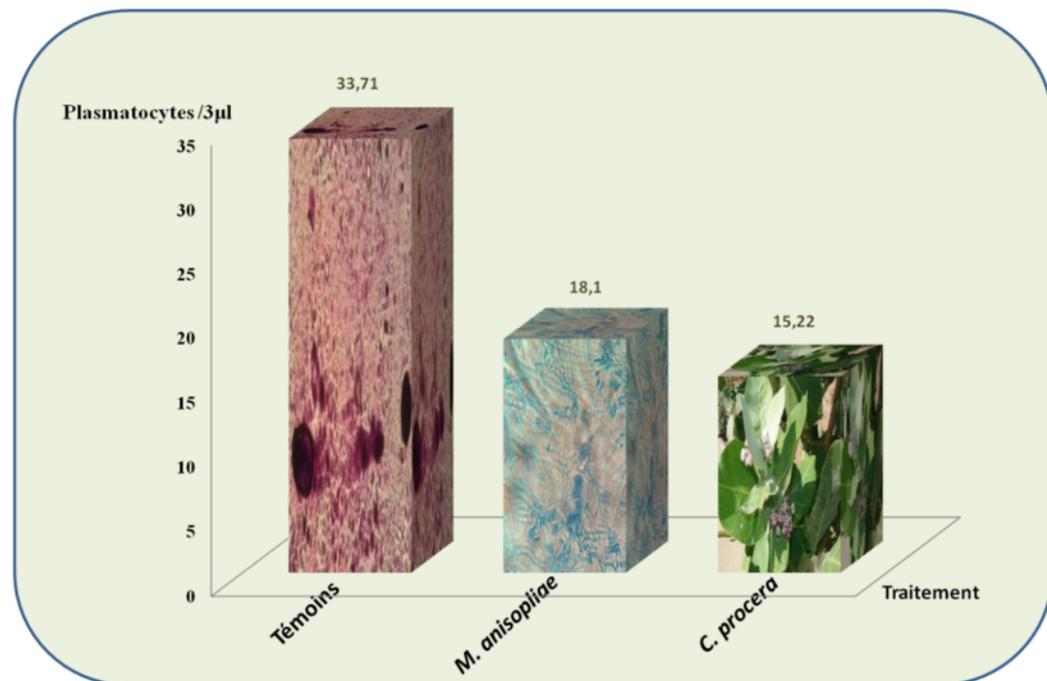


Figure 43: Taux de plasmatocytes dans 3µl d'hémolymphe des imagos de *L. migratoria* témoins et traités au *M. anisopliae* var *acridum* et *C. procera*

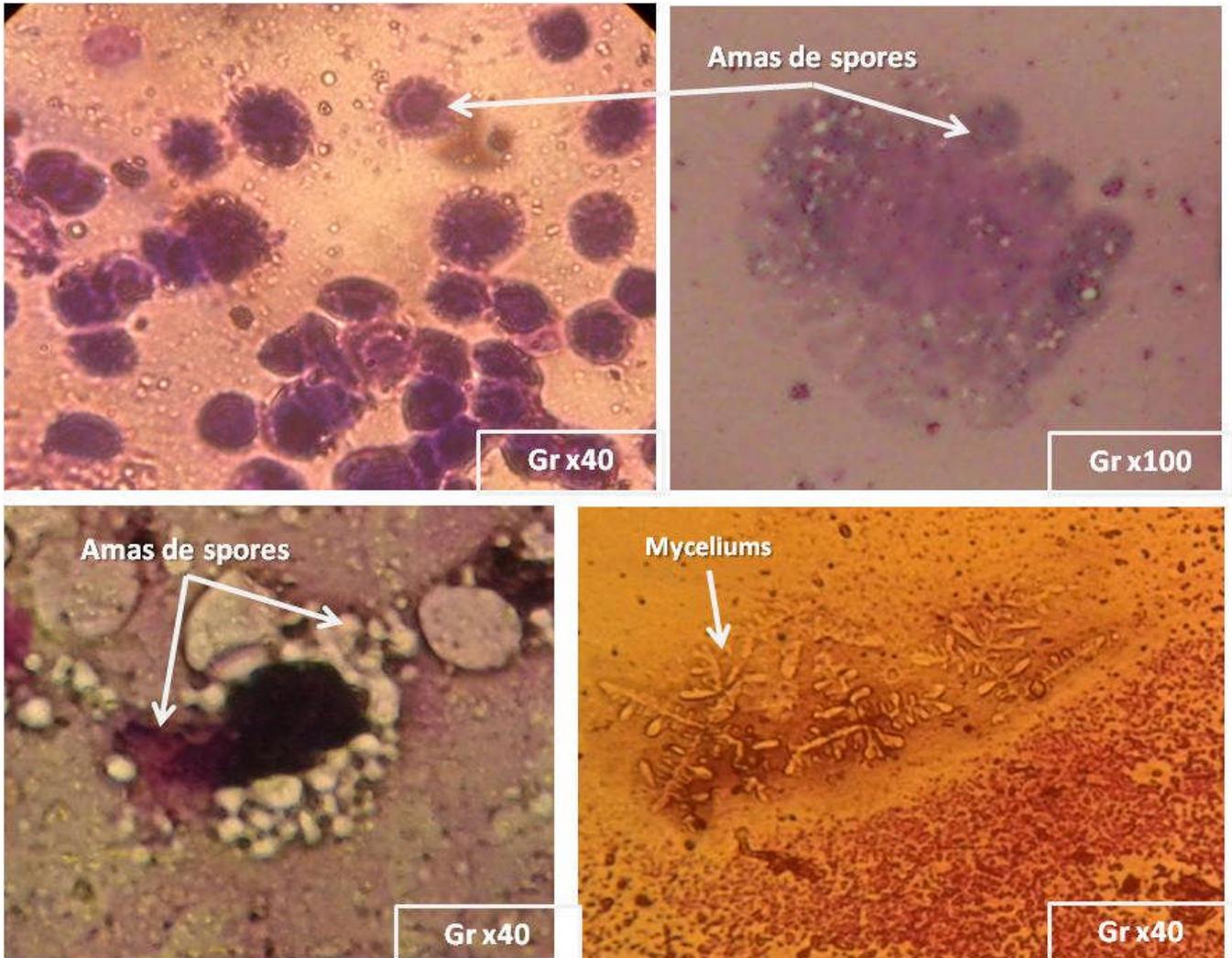


Figure 44: Hémolymph de *L. migratoria* traitée par *M. anisopliae*
(Originale2016)

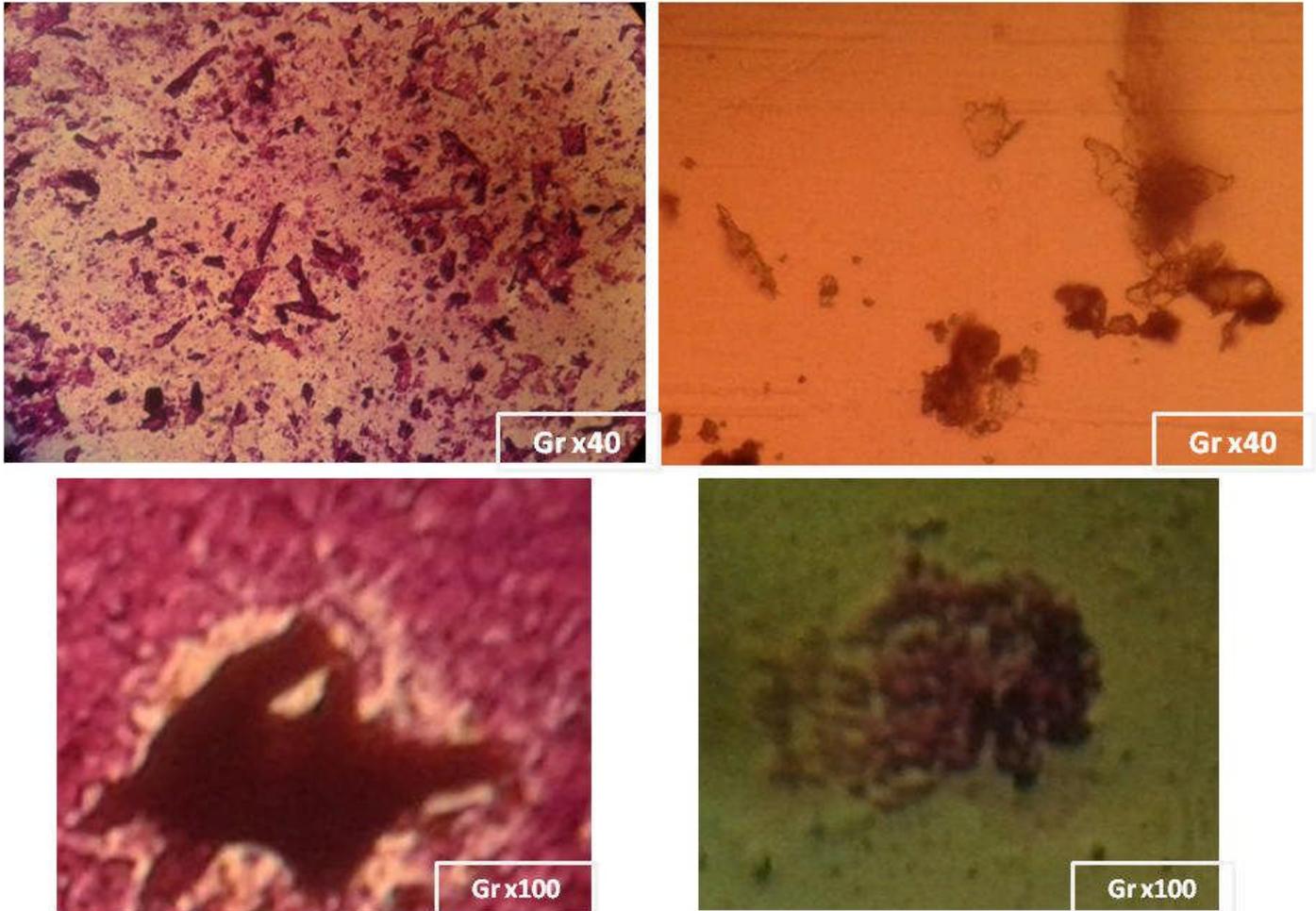


Figure 45: Hémolymphe de *L. migratoria* traitée par *C. procera*
(Originale2016)

Chapitre IV : Discussion des Résultats

L'étude que nous avons menée sur l'efficacité de *C. procera* et *M. anisopliae* contre le criquet pèlerin et le criquet migrateur, ce, dans le cadre de la lutte biologique, nous a conduit à des résultats prometteurs. En effet, les tests effectués lors de notre travail au laboratoire ont fait ressortir des effets bio insecticides vis-à-vis des imagos des criquets ainsi que l'hémogramme de ces derniers.

Tout d'abord, nous avons remarqué que la plante *C. procera* agit de manière plus précoce que le champignon *M. anisopliae*, vu que chez les deux espèces étudiées, les premières mortalités ont été enregistrées à partir du 2^{ème} jour de traitement avec une mortalité totale enregistrée 8 jours après le traitement. Tandis que chez les individus traités au *M. anisopliae*, c'est qu'à partir du 3^{ème} jour de traitement que nous avons constaté les premières mortalités et c'est seulement au bout du 11^{ème} jour que la mortalité totale des deux espèces de criquets est atteinte.

Concernant l'hémolymphe, les dégâts étaient plus visibles sur les individus traités au *C. procera*. Leur contenu était plus affecté par le traitement, car il a agi de façon violente en transformant un très grand nombre de cellules hémolympatiques en débris. Contrairement aux observations effectuées sur les cellules des individus traités au *M. anisopliae*, qui ont, en effet, subi d'importants dommages tels que le déversement du contenu cellulaire suite à la prolifération des spores de *M. anisopliae* qui ont certainement secrété des toxines causant ainsi la mort des criquets.

IV. 1. Effet de *M. anisopliae* et *C. procera* sur la mortalité des imagos de *S. gregaria* et *L. migratoria*

IV.1.1. Traitement par *M. anisopliae*

Concernant l'utilisation du champignon entomopathogène contre les acridiens, soient *S. gregaria* et *L. migratoria*, nous avons observé, tout d'abord, une baisse de l'appétit ainsi qu'une diminution de la mobilité 24 heures après le traitement. Nous avons également noté, à partir du 3^{ème} jour de traitement, l'apparition de tâches rougeâtres au niveau de l'abdomen des individus, de faibles tremblements des pattes suivis d'une paralysie du corps et même une mortalité de quelques individus traités. Cette dernière a été totale, ce pour les deux espèces de criquets, au bout du 11^{ème} jour de traitement.

De multiples travaux, à savoir ceux réalisés par ZIMMERMAN *et al.* (2003); STEPHAN *et al.* (1997); HALOUANE *et al.* (2001) et SCANLAN *et al.* (2001) ont mis en évidence l'efficacité des champignons entomopathogènes *Metarhizium anisopliae* et de *Beauveria bassiana* contre *Locusta migratoria* et *Schistocerca gregaria*.

Selon OUEDRAOGO (2001), le criquet migrateur, par l'entremise de la thermorégulation, développe une fièvre comportementale quand il est infecté par le champignon entomopathogène *Metarhizium anisopliae* var. *acridum*.

Pour ce qui est de l'évolution de la mortalité selon le facteur temps, DOUMANDJI-MITICHE *et al.* (1999) ont enregistré des taux de mortalités de 100 % entre le 6^{ème} et le 12^{ème} jour sur les différents stades de *L. migratoria* traités, par contact, par *M. anisopliae* var *acridum*.

Nos résultats vont dans le même sens que ceux enregistré par KAIDI (2007) qui a obtenu des mortalités des imagos de *S. gregaria* traités par *M. anisopliae*, à partir du 3^{ème} jour de traitement, avec 50% de mortalité atteint entre le 5^{ème} et 6^{ème} jour et une mortalité complète atteinte au 11^{ème} jour de traitement.

Des essais au laboratoire réalisés par DJEZZAR (2007) sur l'étude de l'effet de cette même souche fongique sur la mortalité des adultes de *Schistocerca gregaria*, ont révélé un taux de mortalité 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 1 ml sur chaque individu. De leur côté, HEMMOUR (2008) ainsi que WILPS *et al.* (1992), ont enregistré des individus morts au 8^{ème} jour après avoir traité des adultes de *S. gregaria* avec du *M. anisopliae*.

HADDADJ *et al.* (1998) ont obtenu 100% mortalité totale chez les L5 de *S.gregaria* traités au *M. anisopliae*, à partir du 5^{ème} jour de traitement.

Rappelons qu'en présence d'humidité suffisamment élevée, le mycélium perce la cuticule au niveau des membranes inter-segmentaires et commence à sporuler et au bout d'une semaine nous avons assisté à la sortie des mycéliums vers l'extérieur du corps. Ainsi, le cadavre se couvre d'un duvet verdâtre, relatif à la maladie de la muscardine verte.

En effet, WELLING et ZIMMERMAN (1997), notent que la cuticule de *L. migratoria* infectée par le champignon *Sorospora sp.* devient pâle et se casse vers le haut facilement, libérant des masses de spores brun-rougeâtres qui couvrent le cadavre en entier.

FREIMOSER *et al.* (2003) rapportent que l'atteinte des antennes par l'infection entraîne une perte du sens de l'orientation et l'animal finira par mourir. Les pattes touchées par le champignon montrent des anomalies et peuvent disparaître entraînant une difficulté dans le

déplacement pour la recherche de nourriture. Les mêmes auteurs, rajoutent que l'attaque de *M. anisopliae* avant la mort de l'insecte se manifeste par des événements distincts comme dans le cas des insecticides chimiques.

Ainsi, nos observations, s'agissant l'apparition de la muscardine verte chez les cadavres des individus traités de *S. gregaria* et *L. migratoria*, corroborent avec celles notées par KAIDI (2007) et OUTTAR (2009).

Nos résultats confirment ceux de KOOYMAN (2007) qui mentionne que le *Metarhizium* infecte les insectes par contact, pas par ingestion, ce qui est similaire à l'action de beaucoup d'insecticides chimiques. Les spores trouvées sur la cuticule de l'insecte ou ramassées de la végétation, germent pendant 24 heures. Les hyphes sortant pénètrent dans la cuticule à l'aide des enzymes et se désintègrent ensuite en corpuscules hyphales qui se répandent à travers le corps de l'insecte. Ce dernier essaie d'enkyster ces cellules fongiques surtout quand leur développement est arrêté par une température élevée.

Cependant, la plupart de ces cellules fongiques sont capable de se libérer au moment où la température devient favorable. Du mycélium pousse ensuite dans les tissus et si l'humidité ambiante est suffisamment élevée, on peut le voir sortir du cadavre, surtout des articulations. Lors de ce processus la cuticule rougit, par l'oosporéine produite par le champignon. Des spores vertes sont formées 24h ou 48h après l'infection par le champignon, elles peuvent ensuite infecter d'autres individus. Si l'air est trop sec, la sporulation a lieu à l'intérieur du cadavre, où les spores peuvent survivre longtemps. A l'arrivée de la prochaine saison de pluies les restes du cadavre se désintègrent et les spores sont libérées pour infecter chaque criquet qui les piétine. C'est possible que les spores soient soufflées sur des nouveaux hôtes par le vent KOOYMAN (2007).

IV.1.2. Traitement par *C. procera*

Suite à l'ingestion de la laitue pulvérisée par l'extrait acétonique de *C. procera* par les imagos de *S. gregaria* et *L. migratoria* nous avons noté une diminution instantanée de la prise de nourriture et de la mobilité accompagnée par de forts tremblements des pattes, puis d'une paralysie quasi-totale de l'insecte après seulement 3h de traitement. La mort des premiers individus survient, de ce fait, à partir du 2eme jour de traitement et ce, pour les deux espèces d'acridiens. La mortalité totale a été enregistrée au bout du 8^{ème} jour de traitement.

Nous avons, également, constaté un pourrissement et démembrement des cadavres constatés 24 heures après la mort de chaque individu, accompagnés d'une coloration bleuâtre de l'appareil buccal des criquets morts.

L'extrait acétonique foliaire de *C. procera* semble avoir un effet très hautement significatif sur la prise de nourriture des individus adultes de *S. gregaria* et de *L. migratoria*. , d'après DESCOINS (1979) cité par KEMASSI et al. (2012) le choix d'une plante pour un insecte comme aliment, dépend des quantités relatives d'agents stimulant ou inhibant l'absorption de nourriture présente dans la plante, il rajoute que, généralement, les criquets explorent la surface de la feuille avec leurs palpes avant de mordre. Le rejet du végétal s'effectue habituellement après la morsure. Toutefois, chez *Locusta migratoria* et *Schistocerca gregaria*, il peut y avoir un rejet inhabituel de la plante juste après l'étape de palpation et sans morsure. Ce comportement résulte d'une sorte d'apprentissage. L'insecte associant, les stimuli enregistrés par leurs palpes avec le rejet qui suit les premières morsures (LEGALL, 1989).

En effet, la poursuite d'alimentation des individus des lots de feuilles de laitue trempées dans l'extrait acétonique de *C. procera* peut s'expliquer par l'adaptation à la présence des feuilles de laitue qui a été leur aliment quotidien lors de leurs différents stades larvaires, jusqu'au stade adulte.

OULD EL HADJ (2001) mentionne que chaque espèce de locuste choisit sa nourriture selon sa disponibilité et ses caractéristiques nutritionnelles. Le manque d'eau oblige parfois les criquets à consommer certaines plantes peu propices à leur développement, mais dont la teneur en eau est relativement élevée.

THIAW et SEMBENE (2010) cités par THIAW et al. (2015) notent qu'en traitant les œufs de la bruche *Caryedon serratus* avec des extraits de *Calotropis procera*, le sex-ratio de la progéniture des individus rescapés subit un déséquilibre.

Pour rappel, plusieurs travaux mettent en évidence l'effet biocide de certains extraits végétaux sur le criquet pèlerin. Citons ceux réalisés par BARBOUCHE et al. (2001) qui ont étudié l'effet toxique de la plante solanacée *Cestrum parqui*; les travaux de LINTON et al. (1997) qui ont mis en évidence l'effet insecticide de *Melia azedarach* mais aussi ceux de ABASSI et al. (2005) et IDRISSE HASSANI et HERMAS (2008) concernant l'effet toxique de *Peganum harmala*, toujours contre le criquet pèlerin.

Selon MAMADOU et al. (2009), les extraits de *Calotropis procera* entraînent une baisse de la prise de nourriture, du poids et une perte en eau chez les larves et les imagos de *Schistocerca gregaria*.

ABASSI et al. (2004) ont enregistré un taux de mortalité de 100% chez les larves de *S.gregaria* est atteint au bout de 15 jours à partir du début du traitement par *C. procera*. Ces mêmes auteurs ajoutent également que l'extrait d'alcaloïdes des feuilles jeunes de cette plante s'est révélé anti-appétant, toxique et anti-fertilisant pour *Schistocerca gregaria*. Ces extraits

provoquent chez les imagos traités, un blocage du développement ovarien en prévitellogenèse chez les femelles et une absence de la maturité sexuelle chez les mâles avec une réduction de la motricité chez les imagos des deux sexes. Les mêmes auteurs concluent que ces perturbations physiologiques sont dues à l'action des alcaloïdes de la plante, dont les précurseurs sont des histamines mises en évidence dans le latex par SAHA et KASINATHAN (1963). Ces histamines se manifestent par des troubles de l'équilibre et des mouvements convulsifs. Ces manifestations sous-tendent des altérations du système nerveux des individus.

IV. 2. Effet de *M. anisopliae* et *C. procera* sur l'hémogramme des imagos de *S. gregaria* et *L. migratoria*

Lors de l'examen microscopique du frottis sanguin avec la coloration May Grunwald–Giemsa, nous avons pu identifier quatre types de cellules hématocytaires, aussi bien chez les imagos témoins de *S. gregaria* que de *L. migratoria*. Il s'agit des prohématocytes, des plasmocytes ou (phagocytes), des coagulocytes et enfin des granulocytes.

En effet, du point de vue qualitatif (chez les insectes), les catégories d'hématocytes varient d'une espèce à une autre. Quatre types d'hématocytes ont été signalés chez *Spodoptera littoralis* par HARPAZ et al. (1969) cités par HABES (1989). Cet auteur a déterminé 5 types hématocytaires dans l'hémogramme de *Thaumetopea pityocampa* (des prohématocytes, des plasmocytes, des granulocytes, des coagulocytes et des adipocytes). Alors que WOODRING (1985) cité par KLOWDEN (2013) a identifié, chez les insectes, sept catégories d'hématocytes, soient les prohématocytes, les plasmocytes, les granulocytes, les oenocytoides, les coagulocytes, les adipohématocytes et les cellules sphériques.

WIGGLESWORTH (1972), ARNOLD (1974) et RACCAUD-SCOELLER (1980) notent que le sang des orthoptères renferme quatre catégories d'hématocytes rencontrées chez d'autres ordres d'insectes à savoir : les prohématocytes, les plasmocytes, les granulocytes et les coagulocytes.

LEPESME (1938) distingue chez les adultes de *S. gregaria* deux catégories hématocytaires (proleucocytes et phagocytes). Il rajoute, que l'examen du frottis sanguin de *L. migratoria*, *Anacridium aegyptium* et *Pamphagus elephas*, a montré une profonde similitude avec le criquet pèlerin.

HALOUANE (1997) et KAIDI (2007) ont pu identifier chez *S. gregaria* deux types de cellules à savoir les prohématocytes et les plasmocytes.

IV.2.1. Traitement par *M. anisopliae* var *acridum*

Chez les individus traités au *M. anisopliae* nous avons observé la formation d'amas de cellules, la rétraction de certaines d'entre elles et le déversement du contenu d'autres cellules dans le milieu extracellulaire formant des agrégats. Comme nous avons remarqué, en parallèle, des amas de spores du *Metarhizium anisopliae* autour des cellules rétractées, ce qui pourrait expliquer la mort par septicémie des individus, suite à l'action des toxines émises par le champignon utilisé.

KAIDI (2007) ayant traité les imagos de *S. gregaria* par le *M. anisopliae* var *acridum* a mentionné la détection d'importantes altérations structurales des cellules totalement absentes chez les individus témoins. Ces cellules atteintes présentent un aspect rétracté, dense et diffus et qui ont tendance à se regrouper pour former des agrégats.

D'après BISSAD et al. (2012) la colonisation de l'hôte se fait lorsque le champignon parvient à surmonter les mécanismes immunitaires de défense de l'insecte et envahit l'hémolymphe.

De fortes altérations structurales conséquentes à l'infection de *Lymantria dispar* et *Bombyx mori* par *M. anisopliae* ont été signalées par VEY et al. (1986). BIDOCHKA et al. (1997) ont observé dans l'hémolymphe des locustes, des hémocytes regroupés autour du champignon 24 h après le traitement.

Nos résultats concordent avec ceux obtenus par BOUHACEIN (1999) et KAIDI (2007) qui ont noté la présence d'amas de spores de champignon ce qui peut engendrer la mort de l'insecte par septicémie.

HALOUANE et al. (2001) ont identifié les catégories de cellules ainsi que les mêmes altérations cellulaires chez les imagos de *L. migratoria* traités au *B. bassiana* et au *Metarhizium flavoviride*. Les mêmes auteurs notent, aussi, que l'examen de l'hémolymphe au cours de la mycose a montré une réduction drastique des hémocytes suivie d'une colonisation rapide de blastospores chez les insectes qui ne thermorégulent pas.

VEY et QUIOT (1989) qui ont étudié l'effet cytotoxique *in vitro* de *M. anisopliae* contre *Galleria mellonella*, ont mentionné une apparition de changements dans la morphologie des cellules, suivie d'altérations marquées à localisation à la fois nucléaire et cytoplasmique.

S'agissant de l'aspect quantitatif nous avons enregistré une importante diminution du nombre d'hémocytes chez les individus de *S. gregaria* et *L. migratoria*, traités au *M. anisopliae* var *acridum*. En effet, l'infection de l'hémolymphe des deux espèces de criquets traités s'est montrée très efficace puisque le nombre d'hémocytes a remarquablement chuté de

271,66 à 184 hém/3 μ l et de 321,33 à 257,66 hém/3 μ l, respectivement chez *S. gregaria* et *L. migratoria*.

Concernant les catégories cellulaires, nous avons constaté que le traitement par le *M. anisopliae* a sévèrement diminué le taux de prohémyocytes, soit une baisse de 103 à 44 prohémyocytes/3 μ l et 111,33 à 26 plasmatocytes/3 μ l chez *S. gregaria* et une réduction de 95 à 47 prohémyocytes/3 μ l et 108,33 à 46 46,66 plasmatocytes/3 μ l chez *L. migratoria*.

Cette chute numérique peut s'expliquer par leur intervention dans le processus de défense immunitaire ainsi qu'à l'épuisement de ces phagocytes suite à la phagocytose contre les spores et les toxines de l'entomopathogène.

L'introduction des particules étrangères telles que les microorganismes ou autre peut perturber l'hémogramme des insectes (CHAUVIN, 1956 et ARNOLD, 1974). Selon PAILLOT (1933) cette perturbation peut se traduire soit par l'augmentation du nombre de cellules soit par sa diminution.

Cette situation a déjà été signalée par BOUHACEIN (1999), XIA et al. (2000), HALOUANE et al (2001) et KAIDI (2007) chez des individus de *S. gregaria* traités au *M. anisopliae* var *acridum*.

Nos résultats vont aussi dans le même sens que ceux obtenus par COULYBALY ADAMA (2002) qui a enregistré la même réduction concernant les deux types d'hémocytes chez *Anacridium aegyptium* traité au *B. bassiana*.

IV.2.2. Traitement par *C. procera*

Après l'examen du frottis sanguin réalisé à partir de l'hémolymphe des individus de *S. gregaria* et *L. migratoria* traités avec *C. procera* nous avons remarqué une réduction très importante du nombre de cellules, certaines se vident de leur contenu au fur et mesure et d'autres se sont désagrégées, ne laissant que des débris.

Nous avons également noté une remarquable diminution des hémocytes chez les deux espèces de criquet traités, soit 271 à 123 hém/3 μ l chez *S. gregaria* et 321,33 à 65,66 hém/3 μ l.

Cette chute remarquable du nombre d'hémocytes a été plus importante chez les individus traités au *C. procera*, dont la toxine a certainement échappé à la barrière phagocytaire du système immunitaire des individus traités, en provoquant 3heures après le traitement une lyse presque totale des cellules.

Selon Mc NAMARA (1976) cité par LAHOUES et *al.* (2006), certains stéroïdes notamment les triterpènes tétra cycliques présents dans la plante *C. procera* sont doués de propriétés nécosantes et cytotoxiques chez les rongeurs.

UPADHYAY (2014) a également mentionné l'activité cytotoxique de *C. procera* contre les larves d'*Anopheles stefensi*, *Culex quinquefasciatus*, *Aedes aegypti* et *Musca domestica*, à une très faible application topique de latex.

Conclusion générale

L'étude portée sur le test d'un champignon entomopathogène, *Metarhizium anisopliae* var *acridum* et une plante toxique très répandue dans le Sahara algérien, soit le pommier de Sodome *Calotropis procera*, contre les deux espèces de criquets les plus redoutables en Afrique, à savoir *Schistocerca gregaria* et *Locusta migratoria*, a révélé des résultats très concluants, mais aussi très prometteurs.

Un premier apport nous a permis de constater que les deux agents biologiques *M. anisopliae* et *Calotropis procera* engendrent 100% de mortalité en l'espace de quelques jours seulement. En effet, un taux de mortalité totale atteint au bout du 11^{ème} jour de traitement par le champignon entomopathogène, alors que la mortalité totale des individus de *S. gregaria* et de *L. migratoria* a été enregistrée 8 jours seulement après traitement par *C. procera*. A préciser, également, que cette dernière agit 24 heures avant le champignon en question.

Notons aussi que les cadavres des individus traités au *Metarhizium* ont manifesté l'apparition d'un duvet verdâtre couvrant la totalité du corps de l'insecte, ce qui est relatif à la maladie de la muscardine. Pour ce qui est des cadavres des criquets ayant ingéré de la laitue imbibée dans l'extrait acétonique du Pommier de Sodome, nous avons constaté un pourrissement et un démembrement des cadavres 24 heures après la mort de chaque individu, accompagnés d'une coloration bleuâtre de l'appareil buccal des criquets morts.

Ces résultats, nous mène à conclure que l'efficacité et la rapidité d'action ainsi que les effets mortels du biopesticide à base de spores de *Metarhizium anisopliae* var *acridum* ont été démontrés une fois de plus avec succès. De même pour le traitement à base de *C. procera* qui s'est révélé très convainquant du fait de la rapidité et de l'efficacité de l'action de son action, suite à des perturbations comportementales et aux premières mortalités enregistré seulement et respectivement 3 heures et 24h après traitement. En effet, les toxines contenues dans les feuilles ont agit sur les deux espèces de criquets de façon radicale. Un effet traduit par une baisse de la prise de nourriture chez les individus traités suivie d'une paralysie totale des corps et enfin mort des criquets.

Un deuxième apport, confirme, de ce fait, la toxicité des deux matériels biologiques utilisés contre les criquets, notamment sur l'hémogramme de ces derniers. Nous avons, ainsi, observé de fortes perturbations cytologiques au niveau de l'hémolymphe des individus traités, et ce,

Conclusion Générale

que ce soit pour l'aspect qualitatif que pour celui quantitatif. Ces perturbations sont, de ce fait, traduites par des altérations structurales marquées et d'une chute importante du nombre d'hémocytes chez les individus traités de *S. gregaria* et *L. migratoria*. Une baisse qui pourra être expliquée par la réduction de la fonction phagocytaires des cellules, laissant, donc, accroître le risque d'infection de l'hémolymphe et conduisant alors la mort des insectes septicémie.

De ce fait, ces composés naturels et toxiques pourraient alors constituer une base prometteuse pour la synthèse de molécules acridicides et insecticides qui seront en meilleure harmonie avec l'environnement, dont l'usage serait bénéfique pour la lutte antiacridienne surtout que le *Calotropis procera* est largement répandue dans les biotopes naturels des deux espèces de criquets étudiés, soit dans le Sud algérien. De même pour le champignon dont l'efficacité n'est plus à démontrer dans la lutte antiacridienne. C'est un moyen de lutte qui devrait être adopté en Algérie du fait de ses divers avantages qu'il présente, car il n'a aucun effet sur la santé animale, végétal et humaine. Son utilisation est aussi une lutte saine qui ne pollue ni l'environnement ni les pâturages. De tels traitements dans la lutte biologique contre les acridiens garantissent non seulement une bonne protection des cultures mais aussi et surtout ne portent aucune atteinte à la santé de l'homme et à l'environnement.

Ce qui nous conforte dans le choix de la réalisation de notre présente étude qui a fait ressortir l'efficacité de deux moyens de lutte biologique, soient le *Calotropis proera*, une plante hautement toxique et le *Metarhizium anisopliae*, un champignon acridifuge contre deux fléaux, à savoir le criquet pèlerin et le criquet migrateur, infligeant d'importants dégâts en période d'invasion que ce soit pour notre pays, que pour la majorité des pays de l'Afrique.

A la lumière de ces résultats, il serait souhaitable de développer d'une part et de combiner d'autre part les moyens de lutte jugés efficaces, faciles à utiliser et qui assure une innocuité certaine vis-à-vis de l'environnement en général et de la faune en particulier.

Il serait important d'approfondir les recherches sur la production en masse et la formulation entomopathogènes spécifiques aux criquets dans le but de les utiliser en lutte préventive au niveau des aires grégarigènes afin de bloquer à la base le phénomène de grégarisation et empêcher la formation de bandes larvaires et d'essaims.

En ce qui concerne le Pommier de Sodome, pour une meilleure poursuite de la recherche des molécules actives de la plante toxique, de la présente étude, il est souhaitable de:

- Réaliser des tests de doses minimales admissibles;
- Tester leurs efficacités en plein champ;

Conclusion Générale

- Etudier l'action des extraits végétaux sur d'autres paramètres notamment la fécondité et l'histologie du tube digestif;
- Effectuer le suivi des tests biologiques par des tests de caractérisation et d'identification phyto-chimique des extraits végétaux ou bien des huiles essentielles pour identifier le principe actif .

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. **ABASSI, K., ATAY-KADIRI, Z. & GHAOUT, S. 2004.** Activité biologique des feuilles de *Calotropis procera* (Ait. R. Br) sur le criquet pèlerin (*Schistocerca gregaria*, Forsk. 1775). *Zool. baetica*, 15: 153-166.
2. **ABBASSI, K., MERGAOUI, L., ATAY-KADIRI, Z., GHAOUT, S. & STAMBOULI, A. 2005.** Activités biologique de feuilles de *Peganum harmala* (Zygophyllaceae) en floraison sur la mortalité et l'activité génésique chez le Criquet pèlerin. *Zoologica Baetica*, 16: 31- 46
3. **-ALLAL- BENFEKIH L., 2006-** Recherches quantitatives sur le criquet migrateur *Locusta migratoria* (Orth. Oedipodinae) dans le Sahara algérien. Perspectives de lutte biologique à l'aide de microorganismes pathogènes et de peptides synthétiques. Thèse. Doc. Sci. Tech. Sant., Inst. Nat. Agro., El Harrach, 140p.
4. **AMER S.A.A & RASMY A.H., 1993-** Sable that effects some foliar extracts, having acaricidal properties, on the biology of the two spotted spider mite *Tetranychus urticae*. *Bull.zool.so.*, n°41, Egypt, P.p 99-103
5. **ANONYME, 1997** – Carte d'Algérie, I.N.P.V., 1P.
6. **APPERT J. ET DEUSE J., 1982** – Les ravageurs des cultures vivrières et maraîchères sous les tropiques. Ed. Maisonneuve et Larose, Paris, 419 p.
7. **ARNOLD J.W., 1974** – The haemocytes of insects. *Physiology insect. Academic Press*, New York, (5) : 210 – 214.
8. **BARBOUCHE N., HAJJEM B., LOGNAY G. et AMMAR M., 2001-** Contribution à l'étude de l'activité biologique d'extraits de feuilles de *Cestrum parqui* L'Hérit. (Solanaceae) sur le criquet pèlerin *Schistocerca gregaria* (Forsk.), *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.* 5 (2), pp. 85–90.
9. **BATEMAN R.P., 1991** – *L'application de mycopesticides antiacridiens en gouttelettes antiacridiens calibrées*, pp : 250- 257.
10. **BENHALIMA T., 2006** - Problématique du criquet pèlerin et stratégie de lutte préventive. Conf. Rég. appr. lutt. Integr. criq. pèler., Commissar. energ. atom., Alger, 23-24 juillet, (1) : 3-5.
11. **BENSAAD HAMID, 2015.** Etude de la dynamique et de la bioécologie des populations du criquet pèlerin (*Shistocerca gregaria*, Forskal 1775) au Sahara algérien. Thèse de doctorat. Algérie : Ecole Nati. Sup. Agro. d'El Harrach, 209 p.

12. **BIDOSHKA M.J., LEGER R. J. et ROBERTS D.W., 1997** - Mechanisms of Deuteromycete fungal infections in grasshoppers and locust: an overview. *Mem. entom. soc. Canad.*, (171): 213 – 224.
13. **BOUHACEIN M., 1999** - Effet de deux entomopathogènes (*Hyphomycètes, Deuteromycotina*), *Beauveria bassiana* (Balasmo) Veuillemin et *Metarhizium flavoviride* Gams et Rozyspal sur les métabolites hémolympatiques, l'hémogramme et les protéines circulaires chez *Locusta migratoria* (Linné, 1758). Mém. ing. agro., Inst. nati. agro., El-Harrach, 121 p.
14. **BREDO H. ET PASQUIER R., 1967** – Manuel antiacridien. Ed. Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture, 164 p.
15. **CHAPMAN R.F., 1972** – The insect, Structure and function. Ed. The Engl. Univ. Press, London, pp: 675 – 691.
16. **CHARA B., 1995**- Eléments sur la biologie et l'écologie du criquet pèlerin *Schistocerca gregaria* (Forskål, 1775). Stage de formation de lutte antiacridienne. Ed. I.N.P.V-O.A.D.A., Alger, pp: 32-45.
17. **CHAUVIN., 1956** – *Physiologie de l'insecte*. Ed. Institut national de la recherche agronomique, Paris, 916 p.
18. **CHERIEF A., 2000**- Etude bio- écologique du criquet pèlerin *Schistocerca gregaria* (Forskål, 1775) (Acrididae, Cyrtacanthacridinae) dans la région d'Adrar. Etude de la morphométrie, du régime alimentaire sur terrain et du photo-préférendum alimentaire au laboratoire. Thèse Magister scien. agro., Inst. nati. agro., El Harrach, 135 p.
19. **CHOPARD L., 1943** – Orthoptéroïdes de l'Afrique du Nord. Ed. Libraire Larose, Paris, 447 p.
20. **COPER A., 1982**- The locust and grasshopper agricultural manual for Overseas Pest Research, London. pp. 690. In Van Huis, A., Ed. Desert locust control with exiting techniques. Proceeding of the seminar held in Wageningen: 11-17.
21. **COULYBALY ADAMA M., 2002** – Effet de *Beauveria bassiana* (Bals) et *Metarhizium flavoviride* (G et R) sur l'hémogramme et les protéines de l'hémolymphe d'*Anacridium aegyptium* (L, 1764) (Orthoptera, Acrididae). Etude de la persistance des spores sur le support végétal. Mém. ing. agro., Inst. nati. agro., El-Harrach, 99 p.
22. **DAHOUNE G., 2000**- Activité biologique d'un dérégulateur de croissance le téflubenzuron sur le cinquième stade larvaire de *Locusta migratoria* (Linné, 1758) : Efficacité et effet sur

la biochimie de la cuticule, l'hémolymphe et les ovaires. Mém. Ing. Agr., Inst. Nat. Agro., El-Harrach, 175p.

- 23. DE GREGORIO R., 1996** – Le criquet pèlerin *Schistocerca gregaria*, biologie et élevage : Durée de développement et rythme de ponte dans les conditions de laboratoire. Ed. C.A.U.P.P.A., Serv. Film Rech. Scien., Pau (France), 5 p.
- 24. DIRSH V.M., 1975** – *Classification of the acridomorphoid insects*. Ed. Oxprint. limited, Great Britain, 171p
- 25. 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.
- 26. DOBSON H.M., 2001**- Lutte antiacridienne. Directives sur le criquet pèlerin. Ed. FAO, Rome, 83p.
- 27. DOUMANDJI-MITICHE B., DOUMANDJI S., SEDDIK A. et OUCHEN D., 1996** - Comparaison des indices morphométriques de la sauterelle pèlerine *Schistocerca gregaria* à Adrar et Tamanrasset (Sahara, Algérie). *Med. fac. Landbouww.*, Univ. Gent, 61, (3a) : 777 – 780.
- 28. DOUMANDJI-MITICHE B., HALOUANE F., BENZAAD 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.
- 29. DOUMANDJI S. ET DOUMANDJI-MITICHE B., 1994** – Criquets et sauterelles (Acridologie). Ed. Off. Publ. Univ., Alger, 99 p, Alger. Ed. INPV – OADA, pp: 68 – 78.
- 30. DUPONT M.G., 2006** - Lutte biologique contre le criquet pèlerin : Nouvelles armes face à un ennemi ancestral. Ed Org. nati. uni. agric. alim., Rome, 13 p.
- 31. DURANTON J.F. et LECOQ M., 1990** – Criquet pèlerin au Sahel. Ed. Centre de Coopération Internationale en Recherche Agronomique pour le Développement (CIRAD), Montpellier, 183 p.
- 32. DURANTON J.F., LAUNOIS M., LAUNOIS-LUONG M.H. ET LECOQ M., 1982** – *Manuel de prospection acridienne en zone tropicale sèche*. Ed. CIRAD / PRIFAS, Départ. G.E.R.D.A.T, Paris, T. I, 695 p.
- 33. DURANTON J.F., LAUNOIS M., LAUNOIS-LUONG M.H. ET LECOQ M. ET**
- 34. RACHADI T., 1987** – *Guide antiacridien du Sahel*. Ed. CIRAD / PRIFAS, Départ. G.E.R.D.A.T, Montpellier, 343 p.

- 35. FAO, 2001-** La situation mondiale de l'alimentation et de l'agriculture dans le monde. Ed. FAO, Rome, N°33, 0251-1460.
- 36. FREIMOSER F. M., SCREEN S., BAGGA S., G. HU and S. J. R. LEGER, 2003-** Expressed sequence tag (EST) analysis of two subspecies of *Metarhizium anisopliae* reveals a plethora of secreted proteins with potential activity in insect hosts. *Microbiology*, 149 (2): 239-247.
- 37. GOUGH D., 2004 –** *Le grand festin : l'Afrique de l'ouest envahie par le criquet pèlerin*. Ed. Réseau Intégré Régional d'Information (IRIN), Nairobi, 15 p.
- 38. GILLET H., 1968-** Notes écologiques et ethnobotaniques sur *Calotropis procera*. *Jour. Agric.Trop. Bot. App.*, vol. 15, n° 12, décembre. Pp : 543-545.
- 39. GRASSE P.P., 1949 –** *Traité de zoologie : Anatomie, systématique, biologie*. Ed. Masson et C^{ie}, Paris, T. XII, 1117 p.
- 40. GREATHEAD D.J., KOOYMAN C., LAUNOIS-LUONG M.H. et POPOV G.B., 1994 –** Les ennemis naturels des criquets du Sahel. Ed. CIRAD / PRIFAS, n°8, Montpellier, 147 p.
- 41. GUENDOOUZ-BENRIMA A., 2005 –** *Ecophysiologie et biogéographie du criquet pèlerin Schistocerca gregaria (Forsk., 1775) (Orthoptera, Acrididae) dans le Sud algérien*. Thèse Doctorat Sci. agro. Inst. nati. agro., El-Harrach, 210 p.
- 42. HABES D., 1989 –** *Effet de Bacillus thuringiensis sur l'intestin, les hématocytes et sur le métabolisme général de Thaumetopea pityocampa Schiff. (Lepidoptera, Notodontidae)*. Thèse Magister physio. anim., Inst. sci. nati., Univ. Annaba, 83 p.
- 43. HADDADJ F., DOUMADJI-MITICHE B., HALOUANE F. & DOUMANDJI S., 1998-** Efficacité de *Metarhizium anisopliae* sur les oeufs, les larves et les imagos de *S. gregaria*. Effet sur la respiration et le rythme cardiaque de cet acridien. 2ème journée d'entomologie, 18mars 1998. Inst. Nat. Agro. El- Harrach, Alger.
- 44. HALOUANE F., 1997 –** *Cycle biologique Schistocerca gregaria (Forsk., 1775) et de Locusta migratoria (Linné,1768) (Orthoptera, Acrididae). Efficacité de Metarhizium anisopliae (Metch) (Hyphomycètes, Deuteromycotina) et effet sur quelques paramètres physiologiques de Schistocerca gregaria*. Thèse Magister sci. agro., Inst. nat. agro., El Harrach, 235p.
- 45. HALOUANE F., BENZARA A., DOUMANDJI-MITICHE B. et BOUHACEIN M., 2001 –** Effet de deux entomopathogènes, *Beauveria bassiana* et *Metarhizium flavoviride* (Hyphomycètes, Deuteromycotina) sur l'hémogramme des larves de 5ème stade et des

adultes de *Locusta migratoria* (Orthoptera : Acrididae). *Jour. orthop. res.*, 10, (2) : 331 – 334

46. **HEMMOUR S., 2005** – Etude morphométrique de *Schistocerca gregaria* Forskal, 1775 (Acrididae, Cyrtacanthacridinae) et effet de deux champignons entomopathogènes *Beauveria bassiana* et *Metarhizium anisopliae* var *acridum* (Deuteromycotina, Hyphomycètes) sur quelques paramètres physiologiques de cet acridien. Mém. ing. agro., Inst. nati. agro., El-Harrach, 103 p.
47. **HEMMOUR S., 2009** -Effet du bio pesticide « Green Muscle » (*Metarhizium anisopliae* var *acridum* IMI 330189) sur la reproduction du criquet pèlerin *Schistocerca gregaria* (Forskal, 1775) (Acrididae, Cyrtacanthacridinae) en conditions contrôlées. Thèse Mag.,Inst. Nation. Agro., El Harrach.103
48. **IDRISSI HASSANI L.M. et HERMAS J., 2008-** Effets de l'alimentation en *Peganum harmala* L. (Zygophyllaceae) sur le tube digestif du criquet pèlerin *Schistocerca gregaria* Forsk. (Orthoptera, Acrididae). *Zool. Baetica.*, 19: 71-8
49. **JARONSKI S.T., 2002** - Persistence of the desert locust fungal pathogen *Metarhizium anisopliae* after introduction into natural habitats. *Elsevier*, (43) : 361-406.
50. **KAIDI N., 2004** - Effet de la température et des milieux de culture sur *B. bassiana* Bals (Hyphomycètes, Deuteromycotina). Activité biologique de cet entomopathogène vis-à-vis des imagos de *Schistocerca gregaria* Forskål (1775) (Cyrtacanthacridinae , Acrididae) et de *Locusta migratoria* Linné (1758) (Oedipodinae, Acrididae). Mém. ing. agro, Inst. nati. agro., El-Harrach, 109 p.
51. **KAIDI N., 2007-** Bioécologie de *Schistocerca gregaria* (Forskål, 1775)(Acrididae, Cyrtacanthacridinae) dans la région d'Ahaggar. Essai de lutte biologique au moyen de champignons entomopathogènes : *Beauveria bassiana* et *Metarhizium anizopliae* var. *acridium*. Thèse Magister, Inst. Nat. Agro., El Harrach, 145 p.
52. **KARA F.Z., 1997-** Etude de quelques aspects écologiques et régime alimentaire de *Schistocerca gregaria* (Forskål, 1775) (Acrididae, Cyrtacanthacridinae) dans la région d'Adrar et en conditions contrôlées. Thèse Magister, Inst. nati. agro, El Harrach, 182 p.
53. **KARA F.Z., DOUMANDJI-MITICHE B., DOUMANDJI S., KADI A., AYOUB A., ZERGOUN Y. et SAHRAOUI L., 2001** – La faune orthoptérologique de quelques oasis algériennes (Béchar, Adrar, Tamanrasset, Djanet et Ghardaia). Ed. Inst. nati. protec. vég., El-Harrach, 394 p.
54. **KEITH D. ET KEVAN M. E., 1992** – Les agents de la lutte biologique existant en potentiels contre les orthoptéroïdes nuisibles, pp : 107 – 150.

- 55. KEMASSI A., 2008-** Toxicité comparée des extraits de quelques plantes acridifuges du Sahara septentrional Est algérien sur les larves du cinquième stade et les adultes de *Schistocerca gregaria* (Forskål, 1775). Thèse Magister. sci.agro.Univ, Kasdi Merbah .Ouergla ,150p.
- 56. KEMASSI A., BOUAL Z., LEBBOUZ I., DADDI-BOUHOUN M., SAKER M.L., OULD EL HADJ KHELIL A. et OULD EL HADJ M.D., 2012-** Etude de l'activité biologique de *Cleome arabica* L. (Capparidaceae). Lebanese Science Journal, Vol. 13, No. 2.
- 57. KHIDER B., 1999** – Biométrie, régime alimentaire et répartition des zones de reproduction du criquet pèlerin *Schistocerca gregaria* (Forskål, 1775) (Acrididae, Cyrtacanthacridinae) au Sud algérien. Thèse Magister scien. agro., Inst. nati. agro., El-Harrach, 142 p.
- 58. KLOWDEN, 2013-** Physiological Systems in Insects. Ed Academic Print of Elsevier. USA. 696 p.
- 59. KOOYMAN C., 2007-** *Metarhizium anisopliae* var. *acridum*, la matière active du Green Muscle®, pp.11-13, Atelier international sur l'avenir des biopesticides en lutte contre le criquet pèlerin, Saly, Sénégal 12-15 février 2007. Ed. The orthopterist's society. 32p.
- 60. KOUASSI, M. (2001).** Les possibilités de la lutte microbiologique emphase sur le champignon entomopathogène *Beauveria bassiana*. Rev.Sci.Env 2, 19 p
- 61. LAHOUES E., TIAROU G. G., MONDE A. A., DJINHI et J., SESS E.D., 2006-** Propriété toxicologiques aigues du latex de *Calotropis procera* chez le rat. Méd. Trad. Afr., Vol. XIV, pp. 187-199
- 62. LATCHININSKY A. V. ET LAUNOIS-LUONG M. H , 1997** – Le criquet pèlerin (*Schistocerca gregaria* Forskal, 1775) dans la partie Nord-orientale de son aire d'invasion. Ed. CIRAD / PRIFAS, Montpellier, 192 p.
- 63. LAUNOIS-LUONG M.H. ET LECOQ M., 1989** – *Vade Mecum des criquets du Sahel*. Ed. CIRAD / PRIFAS, Montpellier, n°5, 125 p.
- 64. LAUNOIS-LUONG M.H. ET POPOV G.B., 1992** – *Schistocerca gregaria* Forskal, (1775) (Acrididae, Cyrtacanthacridinae). Ed. CIRAD / PRIFAS, Paris, 4 p.
- 65. LAUNOIS-LUONG M.H. ET LECOQ M., 1993** – *Manuel explicatif du code OMM de transmission des informations sur les criquets ravageurs*. Ed. Org. Météo. Mond. et Org. Islam. Educ. Scie. Cult., Genève, 30 p.
- 66. LAZAR M., 2005** – Zones de reproduction potentielles du criquet pèlerin *Schistocerca gregaria* (Forsk., 1775) dans le Sud algérien : délimitation et suivi de l'évolution de la

végétation aux moyens d'images satellitales. Thèse Magister scien. agro., Inst. nati. agro., El-Harrach, 76 p.

67. **LECOQ M., 2003** - La menace du Criquet pèlerin pour le développement agricole et la sécurité alimentaire et le rôle de la FAO pour son contrôle. Conférence présentée lors du 8ème congrès arabe de protection des plantes, El Beida : 1 - 8 p.
68. **LECOQ M., WILPS H. ET ZELAZNY B., 2003** – *Locust literature*. Ed. ISPI Pest-Directory Locust, GTZ, CIRAD, FAO.
69. **LEGALL P., 1989** - Le choix des plantes nourricières et la spécialisation trophique chez les Acridoidae (Orthoptera). *Bull. écol.*, 20, (3) : 245 – 261.
70. **LEPESME P., 1938**– Note préliminaire sur la cytologie du sang des acridiens. *Bull. soc. hist. nat. Afr. Nord*, T. XXIX : 241 – 250
71. **LOUVEAUX A. ET BENHALIMA T., 1987** – Catalogue des orthoptères *Acridoidea* d'Afrique du Nord. Ouest. *Bull. Soc. Ent.*, France, T. 91, n°(3 – 4), pp : 73 – 87.
72. **LINTON Y., NISBET A. et MORDUE A., 1997**- The effect of Azadirachtin on the desert locust *Schistocerca gregaria* (Forsk.). *Journa of Insect Physiology*, 43: 1077-1084.
73. **MAMADOU A., MAZIH A. et ALZOUMA B., 2009** – Effet des régimes alimentaires sur le nombre de pontes et la perte en eau chez le Criquet pèlerin (*Schistocerca gregaria* Forskål 1775) (Orthoptera: Acrididae). *Zool. Baetica*, 20: 85-95.
74. **MAROUF S., 1997** – Quelques aspects bioécologiques de *Schistocerca gregaria* (Forskål, 1775), dans la région de Tamanrasset. Evaluation des valeurs énergétiques sur différents aliments au laboratoire. Mémoire Ing. agro., Inst. nati. agro., El-Harrach, 81 p.
75. **MARTINI P., LECOQ M., SOUMARÉ L. et CHARA B., 1998** – Proposition de programme de lutte contre le criquet pèlerin dans la partie occidentale de son aire d'habitat. Ed. Food agric. org., Rome, 92 p.
76. **MASSON M., 1989** – Locustes et sautériaux : Le criquet migrateur africain : Biologie et lutte. Ed. Bayer, Hevertusen, 39 p.
77. **MASSON M. ET MCHIVE F., 1989** – Le criquet migrateur africain, biologie et lutte. Ed. Bayer. Division phytosanitaire, Hevertusen, R.F.A., pp : 18 – 20.
78. **MORDUE A.J. & BLACKWELL A. 1993**. Azadirachtin: An update. *J. Insect Physol.* 39: 903-924.
79. **MOUMEN K., 2002**- Organisation et fonctionnement de la lutte antiacridienne en Algérie. Ed. Institut national de la protection des végétaux, El-Harrach 10 p.

- 80. NIKIEMA W.P.R.2005-** propriétés pharmacochimiques de *Calotropis Procera* Ait. (asclepiadaceae) récoltée au Mali : étude préclinique des effets anti-inflammatoires et antimicrobiens des extraits des écorces des racines, thèse doctorat , Faculté de médecine de pharmacie et d'onto-stomatologie, Univ bamako, Mali.
- 81. OUCHEN D., 1995** – Quelques aspects bioécologiques de *Schistocerca gregaria* (Forskål) (Orthoptera, Acrididae) dans la région de Tamanrasset et en conditions contrôlées. Mém. ing. Ago., Inst. nati. agro., El-Harrach, 84 p.
- 82. OUEDRAOGO R. M., 2001-** Influence de la thermorégulation sur la mycose par *Metarhizium anisopliae* var. *acridum* chez le criquet migrateur, *Locusta migratoria*. Réunion annuelle Société d'entomologie du Québec Beloeil (Québec), 8 et 9 no.V. 83 (2).
- 83. OULD AHMEDOU M. L., BOUAICHI A. et IDRISSE HASSANI L. M., 2001-** Mise en évidence du pouvoir répulsif et toxique de *Glinus lotoides* (Aizoacées) sur les larves du criquet pèlerin, *Schistocerca gregaria* Forskål (Orthoptera, Acrididae). *Zool. baetica*, 12: 109-117.
- 84. OULD EL HADJ M.D., 2001-** Etude du régime alimentaire de cinq espèces d'acridiens dans les conditions naturelles de la cuvette de Ouargla (Algérie). *L'entomologiste*, 2002, 58 (5-4):197-209.
- 85. OULD EL HADJ M.D., 2002-** *Les nouvelles formes de mise en valeur dans le Sahara algérien et le problème acridien*. *Science et changements planétaires / Sécheresse* 13 : 37-42.
- 86. OULD EL HADJ M. D., TANKARI DAN-BADJO A., HALOUANE F., 2003-** Etude comparative de la toxicité de trois substances acridifuges sur les larves du cinquième stade et sur les adultes de *Schistocerca gregaria* Forskål (1775) (Orthoptera, Cyrtacanthacridinae). *Courrier du Savoir* – N°03, pp. 81-86.
- 87. OUTTAR F, 2006-** Effet de deux entomopathogènes, *Beauveria bassiana* Bals. et *Metarhizium anisopliae* var *acridum* Metch. (*Hyphomycètes, Deuteromycotina*) sur l'état embryonnaire du criquet pèlerin *Schistocerca gregaria* (Forskål, 1775) (*Cyrtacanthacridinae, Acrididae*). Mém. Ing. Sci. Agro., Inst. Nati. Agro. 102 p.
- 88. OUTTAR F., 2009-** Utilisation de quelques biopesticides sur le criquet migrateur *Locusta migratoria* (Linné, 1758) (*Oedipodinae, Acrididae*). Thèse Magist. Sci. Agro., Ecole Nat. Sup. Agro., El-Harrach, 224 p.
- 89. PAILLOT A., 1933** – *L'infection chez les insectes*. Ed. Pâtissier, Paris, 471 p.

- 90. PASTRE A., SMOLIKOWSKI S. ET THEWS G., 1988** – La lutte antiacridienne, dossier deltamethrine. Ed. Roussel UCLAF, Divis. Agro-vert, Paris,
- 91. POPOV G. B., LAUNOIS-LUONG M. H. et VANDERWEEL J.J., 1990** – Les oothèques des criquets du Sahel. Ed. CIRAD / PRIFAS, Pays Bas, 153 p.
- 92. POPOV G.B., DURANTON JF et GIGAULT J., 1991** – *Etude écologique des biotopes du criquet pèlerin Schistocerca gregaria (Forskal, 1775) en Afrique du Nord Occidentale.* Ed. CIRAD/PRIFAS, (3) : 43 p.
- 93. RACCAUD-SCHOELLER J., 1980** – Les insectes : physiologie et développement. Ed. Masson, Paris, 296 p.
- 94. RAO, P. J. & MEHROTRA K. N., 1977-** Phagostimulants and antifeedants from *Calotropis gigantea* for *Schistocerca gregaria*. Indian Journal of Experimental Biology, 15: 148-150.
- 95. RAPPILY F., 1968** – Les techniques de mycologie en pathologie végétale. Ed. Ann. Epiphyties, 19, 102 p.
- 96. SAHA J.C. & KASINATHAN S. 1963.** Histamine action of the latex of *Calotropis gigantea*. Ait Arch. Int. Pharmacodyn. Ther., 143: 78-89
- 97. SCANLAN J.C., GRANT W.E., HUNTER D.M. & MILNER R.J., 2001-** Habitat and environmental factors influencing the control of migratory locusts (*Locusta migratoria*) with an entomopat
- 98. SEDDIK A., 1994** – Développement ovarien et charge alaire du criquet pèlerin *Schistocerca gregaria* (Forskal, 1775) (Orthoptera, Acrididae). et du criquet migrateur *Locusta migratoria cinerascens* (Binnot et Finnot, 1889) (Orthoptera, Acrididae) à Adrar – Cycle biologique du criquet pèlerin au laboratoire. Mém. Ing. Agro., Int. Nati. Agro., El-Harrach, 154 p.
- 99. SITOUH M., 1967** – Relations entre les crues et *Schistocerca gregaria* en phase solitaire dans le Sahara central. *Ann. Inst. Nat. Agro.*, El-Harrach, pp: 33 – 83.
- 100. STEPHAN D., WELLING M. et ZIMMERMAN G., 1997** – Locust control with *Metarhizium flavoviride* : new approaches in the development of a bio-preparation based on blastospores. *New strateg. locus. contr.*, (4): 151 – 158.
- 101. STEEDMAN A., 1988** – Manuel de lutte antiacridienne Pest Overseas. Development. Nat. Ress. Inst., London, XII, 180 p.
- 102. SYMMONS et CRESSMAN, 2001** – Directives sur le criquet pèlerin : Le criquet pèlerin, biologie et comportement. Ed. Food Alimentation Organisation (F.A.O.), Rome, 43 p.

- 103. TAIL G., 1998-** Action de quelques substrats alimentaires sur quelques paramètres biologiques de *Schistocerca gregaria* (Forsk., 1775) (Orthoptère, Acrididae). Efficacité entomopathogène de *Pseudomonas fluorescens* (Pseudomonadaceae) sur quelques aspects physiologiques du criquet pèlerin. Thès. Mag. sci. agro., Inst. Nat. Agro., El Harrach, 190p.
- 104. THIAM A., DIOUF H.R., KUISEUAL J., SARR A., THIAM M., 2004 -** Pesticides et Alternatives. Lutte antiacridienne : Guérir c'est bien, mais prévenir c'est mieux. N° 23. Ed. Pesticide Action Network (PAN) Africa, Dakar, n°23, 23p
- 105. THIAW C., 2008-** Bioactivité des extraits de *Calotropis procera* Ait. Et de *Senna occidentalis* L. sur *Caryedon serratus* (OL.), ravageur des stocks et semences d'arachides au Sénégal. Thèse Doctorat, Université Cheikh Anata Diop de Dakar (Sénégal), 196 p.
- 106. UPADHYAY R.K., 2014 –** Ethnomedicinal, pharmaceutical and pesticidal uses of *Calotropis procera* (aiton). (Asclepiadaceae). Int J Green Pharm; 8:135-46
- 107. VEY A. et QUIOT J M., 1989 –** Effets cytotoxiques *in vitro* chez l'insecte hôte des destruxines, toxines, cyclodessipéptidiques produite par la champignon *M. anisopliae* revue canadienne de microbiologie, 35 (11) : 1000-1008.
- 108. WELLING M. et ZIMMERMANN G., 1997-** *Sorospora* sp., a fungal pathogen of the migratory locust, *Locusta migratoria capito*, in Madagascar, pp. 243-245
- 109. WIGGLESWORTH B., 1972 –** The principles of insects physiology. Ed. Chapman and Hall, London, New York, 827 p.
- 110. WILPS H., NASSEH O., KRALL S., et KABO O., 1992-** Lutte contre les *Schistocerca gregaria* Adultes au Moyen de Nouvelles Préparations et Méthodes. Form Protect Vegetaux UCTR/PV.
- 111. XIA Y., DEAN P., JUDGE A.J., GILLESPIE J.P., CLARKSON J.M. et CHARNLEY A.N., 2000 –** Acid phosphatases in the haemolymph of the desert locust *Schistocerca gregaria*, infected with the entomopathogenic fungus *Metarhizium anisopliae*. Jour. insect. physio., (46) : 1249 – 1257.
- 112. ZAFACK J., 2004 -** Le criquet pèlerin : un acridien tout particulier. *Bull. Infor. Phyto.* (42) : 1-3.
- 113. ZIMMERMAN G., ZELAZNY B., KLEESPIES R. et WELLING M., 2003 –** Biological control of african locusts by entomopathogenic microorganisms. Ed. Federal biological research, Food agric. alim. org., Rome, 26 p.

Annexe 1. Mortalités des imagos de *S. gregaria* traités par *M. anisopliae* et *C. procera*

	Témoins					Traités (<i>Metarhizium anisopliae</i>)					Traités (<i>Calotropis procera</i>)				
	R1	R2	R3	M	ET	R1	R2	R3	Moyennes (%)	ET	R1	R2	R3	Moyenne (%)	ET
1^{er} j	00	00	00	0	0	00	00	00	0	0	00	00	00	0	0
2^{ème} j	00	00	00	0	0	00	00	00	0	0	20	00	30	16,6666667	15,2752523
3^{ème} j	00	00	00	0	0	20	00	30	16,6666667	15,2752523	30	30	40	33,3333333	5,77350269
4^{ème} j	00	00	00	0	0	20	00	30	16,6666667	15,2752523	50	60	40	50	10
5^{ème} j	00	00	00	0	0	40	30	30	33,3333333	5,77350269	70	80	50	66,6666667	15,2752523
6^{ème} j	00	00	00	0	0	50	40	50	46,6666667	5,77350269	70	80	80	76,6666667	5,77350269
7^{ème} j	00	00	00	0	0	60	50	50	53,3333333	5,77350269	100	100	90	96,6666667	5,77350269
8^{ème} j	00	00	00	0	0	80	70	60	70	10	100	100	100	100	0
9^{ème} j	10	00	00	3,33	5,77350269	80	90	70	80	10	100	100	100	100	0
10^{ème} j	10	00	00	3,33	5,77350269	90	100	90	93,3333333	5,77350269	100	100	100	100	0
11^{ème} j	10	00	00	3,33	5,77350269	100	100	100	100	0	100	100	100	100	0
12^{ème} j	10	00	20	10	10	100	100	100	100	0	100	100	100	100	0
13^{ème} j	10	00	20	10	10	100	100	100	100	0	100	100	100	100	0
14^{ème} j	20	00	20	10	10	100	100	100	100	0	100	100	100	100	0

Annexe 2. Analyse de la variance de l'effet de *M. anisopliae* et *C. procera* vis-à-vis de la mortalité des imagos de *S. gregaria*

	SCE	DDL	F	P
VAR1 (Temps)	1268	12	2,48	0,001
VAR2 (Traitement)	5,35	2	17,85	0,001
VAR1*VAR2	2,9	24	1,65	0,001

Annexe 3. Nombre et taux de prohémyocytes et de plasmatocytes chez les imagos de *S. gregaria* traités au *M. anisopliae* et au *C. procera*

Prohémyocytes

	R1	R2	R3	Moyennes	ET
Témoins	95	103	111	103	8
Traités (<i>M. anisopliae</i>)	45	39	48	44	4,58
Traités (<i>C. procera</i>)	27	19	25	23,66	4,16

Plasmatocytes

	R1	R2	R3	Moyennes	ET
Témoins	122	114	98	111,33	12,22
Traités (<i>M. anisopliae</i>)	21	33	24	26	6,24
Traités (<i>C. procera</i>)	12	8	16	12	4

Annexe 4. Mortalités des imagos de *L. migratoria* traités par *M. anisopliae* et *C. procera*

	Témoins					Traités (<i>Metarhizium anisopliae</i>)					Traités (<i>Calotropis procera</i>)				
	R1	R2	R3	Moyennes (%)	ET	R1	R2	R3	M	ET	R1	R2	R3	Moyennes (%)	ET
1^{er} j	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
2^{ème} j	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	30	10	30	23,3333333	11,5470054
3^{ème} j	0	0	0	0	0	10	0	30	13,3333333	15,2752523	30	30	30	30	0
4^{ème} j	0	0	0	0	0	20	20	40	26,6666667	11,5470054	50	60	50	53,3333333	5,77350269
5^{ème} j	0	0	0	0	0	40	30	40	36,6666667	5,77350269	70	80	60	70	10
6^{ème} j	0	0	0	0	0	50	40	50	46,6666667	5,77350269	70	80	80	76,6666667	5,77350269
7^{ème} j	0	0	0	0	0	60	50	60	56,6666667	5,77350269	90	90	90	90	0
8^{ème} j	0	0	0	0	0	70	70	60	66,6666667	5,77350269	90	100	100	96,6666667	5,77350269
9^{ème} j	0	0	0	3,33	0	80	90	70	80	10	100	100	100	100	0
10^{ème} j	0	0	0	3,33	0	90	90	80	86,6666667	5,77350269	100	100	100	100	0
11^{ème} j	0	0	0	3,33	0	100	100	90	96,6666667	5,77350269	100	100	100	100	0
12^{ème} j	20	0	10	10	10	100	100	100	100	0	100	100	100	100	0
13^{ème} j	20	10	10	10	5,77350269	100	100	100	100	0	100	100	100	100	0
14^{ème} j	20	10	10	10	5,77350269	100	100	100	100	0	100	100	100	100	0

Annexe 5. Analyse de la variance de l'effet de *M. anisopliae* et *C. procera* vis-à-vis la mortalité des imagos de *L. migratoria*

	SCE	DDL	F	P
VAR1 (Temps)	1311	14	2,65	0,001
VAR2 (Traitement)	4,98	2	18,32	0,001
VAR1*VAR2	2,7	26	1,69	0,001

Annexe 6. Nombre et taux de prohémyocytes et de plasmatocytes chez les imagos de *L. migratoria* traités au *M. anisopliae* et au *C. procera*

Prohémyocytes

	R1	R2	R3	Moyennes	ET
Témoins	95	84	106	95	11
Traités (<i>M. anisopliae</i>)	47	43	51	47	7,02
Traités (<i>C. procera</i>)	17	3	11	10,33	4

Plasmatocytes

	R1	R2	R3	Moyennes	ET
Témoins	114	108	103	108,33	5,505
Traités (<i>M. anisopliae</i>)	32	51	57	46,66	13,05
Traités (<i>C. procera</i>)	11	7	12	10	2,64

Résumé :

Notre travail porte sur l'évaluation au laboratoire de l'activité biologique d'un champignon entomopathogène *Metarhizium anisopliae* var *acridum* et d'une plante toxique *Calotropis procera* sur la mortalité et l'hémogramme des individus adultes du criquet pèlerin *Schistocerca gregaria* et du criquet migrateur *Locusta migratoria*. Les essais nous ont permis d'enregistrer une mortalité de 100% chez les deux espèces de criquets, ce, au bout du 11^{ème} jour suite au traitement par *M. anisopliae* et 8 jours après traitement par *C. procera*.

Notons que cette dernière agit 24 heures avant le champignon.

L'étude de l'hémogramme des deux espèces de criquets traitées confirme de ce fait la toxicité du champignon et de la plante, qui se traduit par de fortes perturbations cytologiques au niveau de l'hémolymphe des individus traités, à savoir des altérations structurales marquées et d'une chute importante du nombre d'hémocytes, engendrant alors une mort par septicémie des individus en question.

Mots clés :

Schistocerca gregaria, *Locusta migratoria*, *Metarhizium anisopliae* var *acridum*, *Calotropis procera*, mortalité, hémogramme, toxicité.

Summary :

Our work in laboratory consist of the evaluation of biological activity of an entomopathogenic fungus *Metarhizium anisopliae* var *acridum* and a toxic plant *Calotropis procera* on mortality and blood count individuals adult of desert locust *Schistocerca gregaria*, and migratory locust *Locusta migratoria*. The tests allowed us to record a 100% mortality in both species of locusts, that at the end of 11th day following treatment with *M. anisopliae* and 8 days after treatment with *C. procera*. We note that this plant acted 24 hours before the fungus.

The study of the blood count of both species of locusts treated confirms the toxicity of the fungus and the plant, resulting in strong cytological disturbances in the hemolymph of treated individuals with structural alterations and marked a significant drop in the number of hemocytes, while causing a death by sepsis individuals in question.

Key words :

Schistocerca gregaria, *Locusta migratoria*, *Metarhizium anisopliae* var *acridum*, *Calotropis procera*, mortality, blood count, toxicity.