

**BURKINA FASO
UNITE-PROGRES-JUSTICE**

MINISTERE DES ENSEIGNEMENTS SECONDAIRE ET SUPERIEUR

UNIVERSITE POLYTECHNIQUE DE BOBO-DIOULASSO

ECOLE DOCTORALE 'SCIENCES NATURELLES ET AGRONOMIE'



THESE

Présentée en vue de l'obtention du
DOCTORAT UNIQUE EN DEVELOPPEMENT RURAL
Option : Systèmes de Production Végétale
Spécialité : Entomologie

**Importance économique et bioécologie de *Calidea panaethiopica* Kirkaldy
(Heteroptera : Scutelleridae), ravageur de *Jatropha curcas* L. en zone
sud-soudanienne du Burkina Faso**

Présentée et soutenue publiquement, le 14 Janvier 2016 à 9 heures Par

M. DJIMMY Younous Wakäi

Devant le jury composé de:

Président : Pr Adrien Marie Gaston BELEM, Professeur Titulaire, Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso, Burkina Faso

Membres :

-Pr SOMDA Irénée, Professeur Titulaire, Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso, Burkina Faso, **Codirecteur de thèse ;**

-Dr NACRO Souleymane, Maître de recherches, Institut de l'Environnement et de Recherches Agricoles, Ouagadougou, Burkina Faso, **Codirecteur de thèse ;**

-Dr GNANKINE Olivier, Maître de Conférences, Université de Ouagadougou, Burkina Faso, **Rapporteur ;**

-Dr Marc KENIS, Directeur de recherches, CABI, Delémont, Suisse, **Rapporteur.**

Table des matières	Pages
Liste des figures	vii
Liste des tableaux.....	ix
Liste des planches	x
Liste des abréviations.....	xii
DÉDICACE	xiii
Avant-propos	xiv
Résumé.....	xvi
Abstract	xvii
INTRODUCTION GÉNÉRALE	1
PREMIÈRE PARTIE : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE.....	6
Chapitre I: Généralités sur <i>Jatropha curcas</i> L.	7
1.1. Origine	7
1.3. Systématique	7
1.4. Description botanique	8
1.4.1. Appareil floral.....	9
1.4.2. Fruit.....	9
1.4.3. Feuilles	11
1.4.4. Système racinaire.....	11
1.5. Système de culture.....	12
1.5.1. Exigences climatiques et édaphiques.....	12
1.5.2. Modes de multiplication.....	13
1.5.3. Densité de plantation.....	14
1.6. Principaux usages de la plante de <i>Jatropha curcas</i>	15
1.7. Controverses sur la production de <i>Jatropha curcas</i> comme biocarburant	18
1.8. Contraintes liées à la production de <i>Jatropha curcas</i>	18
1.8.1. Principaux ravageurs de <i>Jatropha curcas</i>	19
1.8.1.1. Principaux insectes ravageurs de <i>Jatropha curcas</i>	19
1.8.1.2. Principales maladies de <i>Jatropha curcas</i> et agents pathogènes responsables	23
Chapitre II : Généralités sur <i>Calidea panaethiopica</i> Kirkaldy.....	27
2.1. Position systématique	27
2.2. Description	28

2.2.1. Adulte	28
2.2.2. Œuf.....	28
2.2.3. Stades larvaires	28
2.2.4. Symptômes des attaques et nature des dégâts	28
2.3. Ecologie de <i>Calidea panaethiopica</i>	28
2.3.1. Distribution géographique.....	28
2.3.2. Plantes-hôtes de <i>Calidea panaethiopica</i>	29
2.3.3. Ennemis naturels associés à <i>Calidea panaethiopica</i>	29
2.3.3.1. Parasitoïdes.....	29
2.3.3.2. Prédateurs	29
2.3.3.3. Entomopathogènes.....	29
2.3.4. Influence des facteurs abiotiques.....	30
Chapitre III: Méthodes de lutte contre <i>Calidea panaethiopica</i>	31
3.1. Introduction	31
3.2. Lutte culturale.....	31
3.3. Lutte variétale.....	32
3.4. Lutte chimique.....	32
3.5. Lutte biologique.....	33
SECONDE PARTIE : ETUDES EXPÉRIMENTALES	34
Chapitre I : Importance économique de <i>Calidea panaethiopica</i>	35
1. Introduction	35
2. Matériel et méthodes	36
2.1. Site de l'expérimentation	36
2.2. Méthodes.....	36
3. Analyses statistiques	38
4. Résultats	38
4.1. Taux de graines endommagées.....	38
4.2. Nombre moyen de fruits	39
4.3. Poids moyen de fruits récoltés	40
4.4. Nombre moyen de graines saines.....	40
4.5. Poids moyen de graines saines	41
4.6. Estimation des pertes en rendement de graines de <i>Jatropha curcas</i>	41
5. Discussion.....	42

Chapitre II: Etude du cycle de développement de <i>Calidea panaethiopica</i>	44
1. Introduction	44
2. Matériel et méthodes	44
2.1. Matériel	44
2.1.1. Site de l'élevage.....	44
2.1.2. Matériel	44
2.2. Méthodes.....	45
3. Analyses statistiques	48
4. Résultats	48
4.1. Description de <i>Calidea panaethiopica</i>	48
4.1.1. Stade adulte	48
4.1.2. Stades pré-imaginaux de <i>Calidea panaethiopica</i>	50
4.1.2.1. Stade œuf.....	51
4.1.2.2. Larves du 1 ^{er} stade	52
4.1.2.3. Deuxième et 3 ^{ème} stades larvaires	52
4.1.2.4. Quatrième et 5 ^{ème} stades larvaires	52
4.2. Etude de quelques paramètres biologiques de <i>Calidea panaethiopica</i>	54
4.2.1. Taux moyen de mortalité de <i>Calidea panaethiopica</i> au laboratoire par stade	54
4.2.2. Sex-ratio	54
4.2.3. Nombre moyen d'accouplements	54
4.2.4. Temps moyen d'un accouplement	55
4.2.5. Durée moyenne de la pré-oviposition	55
4.2.6. Nombre moyen d'ovipositions au laboratoire	55
4.2.7. Intervalle moyen entre les pontes	56
4.2.8. Durée moyenne des ovipositions	56
4.2.9. Fécondité moyenne de <i>Calidea panaethiopica</i>	56
4.2.10. Fertilité moyenne de <i>Calidea panaethiopica</i>	57
4.2.11. Durée moyenne de développement des stades pré-imaginaux de <i>Calidea panaethiopica</i>	57
4.2.12. Durée moyenne d'incubation des œufs	58
4.2.13. Durée moyenne de développement des larves du 1 ^{er} stade	58
4.2.14. Durée moyenne de développement des larves du 2 ^{ème} stade	59
4.2.15. Durée moyenne de développement des larves du 3 ^{ème} stade.....	59

4.2.16. Durée moyenne de développement des larves du 4 ^{ème} stade	60
4.2.17. Durée moyenne de développement des larves du 5 ^{ème} stade	60
4.2.18. Durée moyenne du cycle de développement larvaire de <i>Calidea panaethiopica</i>	60
4.2.19. Durée moyenne du cycle de développement de <i>Calidea panaethiopica</i>	61
4.2.20. Durée moyenne de vie des adultes de <i>Calidea panaethiopica</i>	62
5. Discussion.....	62
Chapitre III: Dynamique des populations adultes de <i>Calidea panaethiopica</i>	65
1. Introduction	65
2. Matériel et méthodes	65
2.1. Matériel	65
2.1.1. Localisation des sites d'étude	65
2.1.2. Matériel technique	66
3. Analyses statistiques.....	67
4. Résultats	68
4.1. Nombre moyen d'adultes de <i>Calidea panaethiopica</i> en fonction du site d'étude ...	68
4.2. Nombre moyen d'adultes de <i>Calidea panaethiopica</i> en fonction du type de plantation sur les trois sites	68
4.3. Evolution du nombre moyen d'adultes de <i>Calidea panaethiopica</i> en fonction du temps sur les trois sites	69
4.4. Nombre moyen d'adultes de <i>Calidea panaethiopica</i> en fonction du type de plantation et du site.....	70
4.6. Nombre moyen d'adultes de <i>Calidea panaethiopica</i> en fonction du type de plantation et du temps à Pissai	72
4.7. Nombre moyen d'adultes de <i>Calidea panaethiopica</i> en fonction du type de plantations et du temps à Kayéro	73
4.8. Nombre moyen d'adultes de <i>Calidea panaethiopica</i> en fonction du type de plantations et du temps à Omliassan	74
4.9. Rapport entre le nombre moyen d'adultes de <i>Calidea panaethiopica</i> par arbre et le nombre moyen de fleurs sur <i>Jatropha curcas</i>	75
4.10. Rapport entre le nombre moyen d'adultes de <i>Calidea panaethiopica</i> par arbre et le nombre moyen de fruits présents par arbre.....	76
5. Discussion.....	76
Chapitre IV: Principaux ennemis naturels de <i>Calidea panaethiopica</i>	79
1. Introduction	79
2. Matériel et méthodes	79

2.1. Matériel	79
2.1.1. Sites de l'étude.....	79
2.1.2. Matériel végétal	79
2.1.3. Matériel animal.....	79
2.1.4. Matériel technique	79
2.2. Méthodes.....	80
3. Analyses statistiques	81
4. Résultats	81
4.1. Ennemis naturels associés à <i>Calidea panaethiopica</i>	81
4.2. Nombre moyen d'œufs sains ou parasités de <i>Calidea panaethiopica</i> en fonction du site	84
4.3. Nombre moyen d'œufs sains ou parasités de <i>Calidea panaethiopica</i> en fonction du type de plantation	84
4.4. Nombre moyen d'œufs sains ou parasités de <i>Calidea panaethiopica</i> en fonction du temps.....	85
4.5. Nombre total moyen d'œufs de <i>Calidea panaethiopica</i> en fonction du temps.....	86
4.6. Nombre moyen de prédateurs (araignées et mantes) de <i>Calidea panaethiopica</i> par arbre en fonction du site	87
4.7. Nombre moyen de prédateurs par arbre en fonction du type de plantation.....	88
4.8. Nombre moyen de prédateurs (araignées et mantes) de <i>Calidea panaethiopica</i> par arbre en fonction du temps.....	89
5. Discussion.....	90
Chapitre V: Plantes hôtes alternatives de <i>Calidea panaethiopica</i>	92
1. Introduction	92
2. Matériel et méthodes	92
2.1. Matériel	92
2.1.1. Sites d'étude	92
2.1.2. Matériel végétal	92
2.1.3. Matériel animal.....	92
2.1.4. Matériel technique	93
2.2. Méthodes.....	93
2.2.1. Méthodes d'échantillonnage.....	93
2.2.2. Méthode d'élevage.....	93
3. Résultats	94
4. Discussion.....	95

CONCLUSION ET PERSPECTIVES.....	97
RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES	100
ANNEXES	xviii

Liste des figures

Pages

Figure 1 : Taux de graines endommagées de <i>J. curcas</i>	39
Figure 2 : Régression linéaire entre le taux de graines endommagées et le nombre de couples adultes de <i>C. panaethiopica</i>	39
Figure 3 : Nombre moyen de fruits récoltés de <i>J. curcas</i>	40
Figure 4 : Poids moyen de fruits récoltés de <i>J. curcas</i>	40
Figure 5 : Nombre moyen de graines saines de <i>J. curcas</i>	41
Figure 6 : Poids moyen de graines saines de <i>J. curcas</i>	41
Figure 7 : Régression linéaire entre le poids moyen de graines saines de <i>J. curcas</i> et le nombre de couples adultes de <i>C. panaethiopica</i>	42
Figure 8 : Taux moyen de mortalité de <i>C. panaethiopica</i> en fonction du stade de développement de l'insecte.	54
Figure 9 : Temps moyen d'accouplement de <i>C. panaethiopica</i> en fonction de la température et du mois.	55
Figure 10 : Intervalle moyen entre les pontes de <i>C. panaethiopica</i> au laboratoire en fonction de la température et du mois.	56
Figure 11 : Durée moyenne de développement de stades pré-imaginaux de <i>C. panaethiopica</i> au laboratoire.	57
Figure 12 : Durée moyenne d'incubation de l'œuf de <i>C. panaethiopica</i> au laboratoire en fonction de la température et du mois.	58
Figure 13 : Durée moyenne de développement du 1 ^{er} stade larvaire de <i>C. panaethiopica</i> au laboratoire en fonction de la température et du mois.	59
Figure 14 : Durée moyenne du cycle de développement larvaire de <i>C. panaethiopica</i> au laboratoire en fonction de la température et du mois.	61
Figure 15 : Durée moyenne du cycle de développement de <i>C. panaethiopica</i> au laboratoire en fonction de la température et du mois.	61
Figure 16 : Durée moyenne de vie des adultes de <i>C. panaethiopica</i> au laboratoire nourris ou privés de nourriture.	62
Figure 17 : Nombre moyen d'adultes de <i>C. panaethiopica</i> par arbre en fonction du site d'étude en zone sud-soudanienne du Burkina Faso	68
Figure 18 : Nombre moyen d'adultes de <i>C. panaethiopica</i> par arbre en fonction du type de plantation de 3 sites d'étude, en zone sud-soudanienne du Burkina Faso	69
Figure 19 : Nombre moyen d'adultes de <i>C. panaethiopica</i> par arbre en fonction du temps sur les trois sites entre décembre 2012 et décembre 2013 dans la province de la Sissili, Burkina Faso.....	70
Figure 20 : Nombre moyen d'adultes de <i>C. panaethiopica</i> par arbre en fonction du type de plantation et du site, en zone sud-soudanienne du Burkina Faso.	71
Figure 21 : Nombre moyen d'adultes de <i>C. panaethiopica</i> par arbre en fonction du temps et du site, en zone sud-soudanienne du Burkina Faso.	72
Figure 22 : Nombre moyen d'adultes de <i>C. panaethiopica</i> par arbre en fonction du type de plantation et du temps à Pissai, zone sud-soudanienne du Burkina Faso	73

Figure 23: Nombre moyen d'adultes de <i>C. panaethiopica</i> par arbre en fonction du type de plantation et du temps à Kayéro, zone sud-soudanienne du Burkina Faso.	74
Figure 24: Nombre moyen d'adultes de <i>C. panaethiopica</i> par arbre en fonction du temps et du type de plantation à Ombiassan, zone sud-soudanienne du Burkina Faso.	75
Figure 25: Régression linéaire entre le nombre moyen d'adultes de <i>C. panaethiopica</i> et le nombre moyen de fleurs sur <i>J. curcas</i>	75
Figure 26: Régression linéaire entre le nombre moyen d'adultes de <i>C. panaethiopica</i> et le nombre moyen de fruits de <i>J. curcas</i> présents par arbre.	76
Figure 27 : Nombre moyen d'œufs sains ou parasités de <i>C. panaethiopica</i> en fonction du site	84
Figure 28 : Nombre moyen d'œufs sains ou parasités de <i>C. panaethiopica</i> en fonction du type de plantation.	85
Figure 29 : Nombre moyen d'œufs sains ou parasités de <i>C. panaethiopica</i> en fonction du temps.	86
Figure 30 : Nombre moyen total d'œufs de <i>C. panaethiopica</i> et le taux moyen d'œufs parasités de <i>C. panaethiopica</i> entre juin 2013 et mai 2014.	87
Figure 31: Nombre moyen de prédateurs (araignées et mantes) de <i>C. panaethiopica</i> par arbre en fonction du site	88
Figure 32: Nombre moyen de prédateurs (araignées et mantes) de <i>C. panaethiopica</i> par arbre en fonction du type de plantation.	89
Figure 33: Nombre moyen de prédateurs (mantes et araignées) de <i>C. panaethiopica</i> par arbre en fonction du temps.	90

Liste des tableaux	Pages
Tableau I: Classification botanique de <i>Jatropha curcas</i>	8
Tableau II: Classification de <i>Calidea panaethiopica</i>	27
Tableau III: Paramètres biologiques de <i>Calidea panaethiopica</i> étudiés au laboratoire.....	47
Tableau IV: Caractères morphologiques de l'adulte de <i>Calidea panatehiopica</i>	49
Tableau V: Mensurations de différents stades pré-imaginaux de <i>Calidea panaethiopica</i> ...	50
Tableau VI: Ennemis naturels de <i>Calidea panaethiopica</i> repertoriés dans la province de la Sissili au Burkina Faso.....	82
Tableau VII: Potentielles plantes hôtes cultivées ou sauvages de <i>Calidea panaethiopica</i> recensées dans la province de la Sissili au Burkina Faso Faso	94

Liste des planches

Pages

Planche I : Plante et inflorescence de <i>J. curcas</i> . Plante de <i>J. curcas</i> issue d'un bouturage (a); Inflorescence de <i>J. curcas</i> au stade vert (b).....	9
Planche II : Fruits de <i>J. curcas</i> à différents stades de développement. Fruits mûrs verts (a); Fruits mûrs jaunes (b); Fruits mûrs bruns ridés et secs (c).....	10
Planche III : Racines de deux plantes de <i>J. curcas</i> issues d'un semis direct (a) et d'un bouturage (b).....	12
Planche IV : Adultes et larves de <i>C. panaethiopica</i> s'attaquant aux fleurs et fruits de <i>J. curcas</i> . Adulte de <i>C. panaethiopica</i> s'alimentant d'inflorescences de <i>J. curcas</i> (a); Adulte de <i>C. panaethiopica</i> se nourrissant d'un fruit jaune de <i>J. curcas</i> (b); Larves de 4 ^e stade sur des fruits mûrs bruns (c).....	35
Planche V : Plant de <i>J. curcas</i> , encagé. Ouverture située à 1,40 m du sol pour faciliter les observations (a).....	37
Planche VI : Couple d'adultes de <i>C. panaethiopica</i> en copulation. Femelle adulte de <i>C. panaethiopica</i> (a); Mâle adulte de <i>C. panaethiopica</i> (b).....	50
Planche VII : Evolution de masses d'œufs de <i>C. panaethiopica</i> avant éclosion. Masse d'œufs de couleur blanc ivoire fraîchement pondus (a); Masse d'œufs de couleur jaune (b); Masse d'œufs devenus rouges prêts à éclore (c).....	51
Planche VIII : Larves de différents stades de <i>C. panaethiopica</i> : Larves du 1 ^e stade (a); Larves du 2 ^e stade (b) ; Larves du 3 ^e stade (c) ; Larves du 4 ^e stade (d); Larves du 5 ^e stade (e).....	53
Planche IX : Différents types de plantations de <i>J. curcas</i> . Plantation associée à Kayéro (a) ; Plantation en haies vives à Pissai (b) ; Plantation pure à Omlissan (c).....	66
Planche X : <i>Trissolcus spp.</i> (Hymenoptera : Scelionidae). Adulte de <i>Trissolcus spp.</i> en train de parasiter des œufs de <i>C. panaethiopica</i> dont la couleur a viré au rouge (a) ; Un adulte de <i>Trissolcus spp.</i> en train d'émerger d'un œuf parasité de <i>C. panaethiopica</i> (b).....	82
Planche XI : <i>Epitenodera sp.</i> (Dictyoptera : Mantidae) dévorant un adulte de <i>C. panaethiopica</i> au laboratoire (a); Jeune mante (Dictyoptera: Mantidae) en train de dévorer une larve du 5 ^e stade de <i>C. panaethiopica</i> au champ (b); une araignée non identifiée en train de manger un adulte de <i>C. panathiopica</i> (c) ; une araignée de la famille des Salticidae s'attaquant à une larve du 4 ^e stade (d).....	83

Planche XII : *C. panaethiopica* présentant un comportement cannibale. Adulte en train de se nourrir de ses œufs au laboratoire (a); Larve du 2^e stade s'attaquant aux œufs de *C. panaethiopica* (b).....83

Planche XIII: Adulte de *C. panaethiopica* s'alimentant sur un fruit de *J. gossypiifolia* (a) ; Larves de *C. panaethiopica* sur un fruit de *J. gossypiifolia* (b).....95.

Liste des abréviations

A.C.I.D.-SA : Appui Conseil International pour le Développement, Société Anonyme
ADECIA: Agence de Développement pour la Coopération Internationale dans les domaines de l'Agriculture, de l'alimentation et des espaces ruraux
ADMGA : Atelier de Développement de la Mécanique Générale Agricole
AFD: Agence Française de Développement
APROJER : Association pour la promotion du Jatropha et des Energies Renouvelables
CABI : Centre for Agriculture and Biosciences International
CEP : Champs-écoles des producteurs
CIRAD : Centre de Coopération Internationale en Recherche Agronomique pour le Développement
DPASA : Direction Provinciale de l'Agriculture et de la Sécurité Alimentaire
FFB : Fondation Fasobiocarburant
FFEM : Fonds Français pour l'Environnement Mondial
FNZ : Fédération Nian Zwè
IDR : Institut du Développement Rural
INERA: Institut de l'Environnement et de Recherches Agricoles
INRA : Institut National de la Recherche Agronomique
IITA : Institut International d'Agriculture Tropicale
JMI : Jatropha Mali Initiative
ONG : Organisation Non Gouvernementale
MABUCIG: Manufacture Burkinabè de Cigarettes
R&D: Recherche et Développement
RDC : République Démocratique du Congo
S.A. : Société Anonyme
SARL : Société à Responsabilité Limitée
UNAPROFIJA : Union Nationale pour la Promotion de la Filière Jatropha.

DÉDICACE

JE DÉDIE CE MÉMOIRE DE THÈSE À :

MON PÈRE ALHADJ YOUNOUS WAKAÏ, MA MÈRE HADJÉ BILLAH HAMID KOKO,
MON ADORABLE ÉPOUSE SADIÉ SALEH HAMITA, MES ENFANTS, SALEH, DADDY,
ZÉNABA, MAHAMOUD, MÉRAM, AINSI QUE MES FRÈRES, SŒURS, NEVEUX ET
NIÈCES.

Avant-propos

Le présent mémoire de thèse est le fruit de trois années de recherche réalisée dans la province de la Sissili, sous les auspices de la Fondation Fasobiocarburant basée à Léo. L'aboutissement de ce travail a été rendu possible grâce aux efforts de nombreuses personnes physiques et morales, auxquelles je présente mes sincères remerciements. Ma pensée profonde va particulièrement à l'endroit de:

- Pr Adrien Marie Gaston BELEM, Directeur de l'Ecole Doctorale 'Sciences naturelles et Agronomie' de l'Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso, pour m'avoir honoré en acceptant de juger mon travail en tant que président du jury. Je lui suis également reconnaissant pour ses conseils bénéfiques dans la restructuration du présent mémoire.

- Pr SOMDA Irénée, Responsable du Laboratoire, Systèmes Naturels-Agrosystèmes Ingénierie de l'Environnement, enseignant chercheur à l'Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso et Codirecteur de la thèse, pour avoir accepté mon inscription à l'Institut du Développement Rural de l'Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso et son encadrement efficace dans la réalisation de ce travail. C'est avec gratitude que je le vois siéger dans le jury de cette thèse.

- Dr NACRO Souleymane, Maître de recherches à l'Institut de l'Environnement et de Recherches Agricoles, ancien Directeur de la Fondation Fasobiocarburant et codirecteur de la thèse, pour m'avoir accepté et accueilli au sein de ladite institution, guidé mes pas dans l'univers de la recherche depuis le Master, et enfin, pour avoir accepté d'encadrer et diriger ce travail. Durant toutes ces années à ses côtés, il a toujours fait preuve d'une attention particulière à mon égard. De simples mots ne suffisent pas pour témoigner ma satisfaction et mon admiration pour lui.

- Dr GNANKINE Olivier, Maître de Conférences à l'Université de Ouagadougou, pour avoir gentiment accepté de juger mon travail en tant que rapporteur. Je lui en sais également gré pour ses lumineux conseils dans l'organisation scientifique du présent travail.

- Dr Marc KENIS, Directeur de recherches à CABI, Delémont, en Suisse, pour m'avoir constamment conseillé et orienté dans ce travail de thèse depuis sa phase de projet jusqu'à sa réalisation. Ses observations et critiques ont contribué à l'amélioration du fond et de la forme de ce mémoire. Je le remercie également pour avoir accepté de prendre part à ce jury en tant que rapporteur.

- Dr OUEDRAOGO Léonard, Maître de recherches à l'INERA, pour ses conseils avisés et m'avoir fait l'honneur de participer au jury de cette thèse.
- Dr OUEDRAOGO Issouf, Chargé de recherches à l'INERA pour avoir suivi ce travail depuis son initiation et de m'avoir honoré en acceptant de le juger.
- Les analyses statistiques des données présentées dans ce mémoire ont été faites grâce à l'assistance de Dr SERME Idriss, Chercheur à l'INERA. Je lui en suis reconnaissant.
- Dr Georg GOERGEN, Chercheur à l'Institut International d'Agriculture Tropicale (IITA), à Cotonou au Bénin, pour m'avoir aidé à identifier les spécimens d'insectes recensés dans le cadre de cette thèse.

Je remercie Mme SAWADOGO Alizèta, doctorante à la Fondation Fasobiocarburant, pour sa franche collaboration, sa constante disponibilité et sa générosité. Je suis très reconnaissant à M. NIGNAN Yacouba, technicien au laboratoire de la Fondation Fasobiocarburant pour avoir apporté une contribution inestimable à ce travail de thèse, de la collecte des données du terrain, aux observations quasi quotidiennes au laboratoire. Yacouba, je ne saurais évaluer ici, les efforts que tu as consentis pour la réalisation de ce travail!

Mes remerciements vont également à l'endroit de tout le personnel de la Fondation Fasobiocarburant, pour sa disponibilité et son accueil chaleureux tout au long de mon séjour à Léo. Je tiens à remercier toute la population de la province de la Sissili, représentée par les producteurs de *J. curcas*, pour leur franche collaboration et l'ambiance conviviale qui a prévalu durant mon séjour. Qu'Allah vous bénisse!

Je remercie mon beau-père Alhadj Saleh HAMITA et toute sa famille, pour leur affection et constant soutien. Je ne saurais passer sous silence les soutiens multiformes et inestimables pendant toutes ces années de mes parents et amis représentés ici par Abid YOUNOUSMI, Hamit HACHIM, Adoum OROZI, Ahmat M. MOUSTAPHA, Dr Abakar TOLLIMI, Mahamat A. SAKINE, Idriss MOUSSA, ZARE Adama et Youssouf DJAGA. Je vous témoigne toute ma sympathie.

Enfin, ce travail a été essentiellement financé par le Fonds Français pour l'Environnement Mondial (FFEM) grâce à un don de l'Agence Française du Développement (AFD). La coordination du projet a été assurée par l'Agence de Développement de la Coopération Internationale dans les domaines de l'Agriculture, de l'alimentation et des espaces ruraux (ADECIA). Un cofinancement de la Fondation Fasobiocarburant a permis au projet d'être conduit à son terme. Je remercie toutes ces institutions pour leurs financements qui ont permis la réalisation de ce travail.

Résumé

C. panaethiopica (Heteroptera : Scutelleridae) est un ravageur des fleurs et des fruits de *Jatropha curcas* au Burkina Faso. Ce travail a permis d'établir son importance économique et d'étudier sa biologie et son écologie en zone sud-soudanienne du Burkina Faso. L'estimation des pertes en rendement des graines de *J. curcas* dues aux attaques de l'insecte a montré que 59% de perte ont été associées à une infestation de 20 couples de *C. panaethiopica*. Les résultats de l'étude sur la biologie de *C. panaethiopica* au laboratoire ont révélé que le taux moyen cumulé de mortalité larvaire est de 79,7 %. La fécondité moyenne est de 132 œufs avec une moyenne de 3 ovipositions par femelle. Le cycle biologique de l'insecte comprend 7 stades de développement dont un stade œuf, 5 stades larvaires et un stade adulte. La durée de vie des adultes est de 115 jours pour la femelle et de 98 jours pour le mâle. L'insecte a été trouvé dans tous les trois types de plantation de *J. curcas* durant toute l'année mais ses populations ont été souvent dix fois supérieures (en moyenne 10 individus/arbre) en saison pluvieuse qu'en saison sèche (en moyenne 1 individu/arbre). Les plantations pures de *J. curcas* ont abrité en moyenne un nombre d'individus de l'insecte supérieur à celui enregistré dans les autres types de plantation même si ces chiffres n'ont pas été significativement différents. Trois Hyménoptères endoparasitoïdes des œufs, du genre *Trissolcus* (Hymenoptera : Scelionidae) ont pu infliger jusqu'à 43% de parasitisme à l'insecte ravageur. Les autres ennemis naturels associés à *C. panaethiopica* ont été essentiellement des prédateurs appartenant aux familles des Araneae, Mantidae et Tarachodidae. Ces prédateurs ont été plus abondants en juillet et août et plus fréquents dans les plantations pures de *J. curcas* que dans les autres types de plantation. Enfin, plusieurs plantes hôtes potentielles de *C. panaethiopica* ont été investiguées mais seule *J. gossypifolia* une espèce cousine de *J. curcas* a été trouvée abritant le ravageur. Ces résultats peuvent permettre de développer des méthodes de lutte contre ce ravageur.

Mots Clés : *Calidea panaethiopica*, Pourghère, pertes en rendement, bioécologie, Burkina Faso.

Abstract

C. panaethiopica (Heteroptera: Scutelleridae) is a flower and fruit insect pest of *Jatropha curcas* in Burkina Faso. This work led to the economical evidence of zone of insect pest before its bio-ecology was investigated in South-Sudanian zone of Burkina Faso. Grain yield loss evaluation of *J. curcas* showed that 59% loss were associated with the infestation of 20 couples of the insect pest. The investigations on the biology of the insect pest revealed 79.7% of mean larval mortality. The mean fertility was 132 eggs/female with an average of 3 ovipositions by female. The developmental cycle of the insect included 7 stages of which an egg stage, 5 larval stadia and an adult stage. The life span of adults was 115 days for the female and 98 days for the male. The insect pest was found in all three *J. curcas* plantation types year round but its populations were often ten times higher (on average 10 individuals/tree) during the rainy season than the dry season (on average 1 individual/tree). More individuals of the insect pest were found in pure plantations of *J. curcas* than in other plantation types although these numbers were not significantly different. Three Hymenopteran egg endoparasitoids of *Trissolcus* genus (Hymenoptera: Scelionidae) could inflict up to 43% of parasitism to the insect pest. Other natural enemies associated with *C. panaethiopica* included predators belonging to the Araneae, Tarachodidae and Mantidae families. These predators were more abundant in July and August and more frequent in pure plantations of *J. curcas* than in other plantation types. Finally, several potential host plants of *C. panaethiopica* were investigated but only *J. gossypifolia* a closed species to *J. curcas* was found a host for the insect pest. These findings could allow the development of control methods for the insect pest.

Key words: *Calidea panaethiopica*, *Jatropha curcas*, yield loss, bioecology, Burkina Faso.

INTRODUCTION GÉNÉRALE

Introduction Générale

A l'instar du reste du monde, l'Afrique de l'Ouest est confrontée au phénomène du changement climatique (Brou *et al.*, 2005). Ces manifestations climatiques rendent vulnérables les productions agricoles et réduisent fortement les revenus des petits agriculteurs. La diversification agricole est de plus en plus préconisée comme une des solutions pour stabiliser les revenus des paysans ouest-africains (Gbemavo *et al.*, 2014). En effet, la diversification des cultures donne lieu à de nouvelles filières agricoles capables d'accroître les revenus des paysans et de stimuler ainsi l'économie rurale et de réduire la pauvreté (De Ville, 2010). Les récentes crises pétrolières et la sensibilisation croissante de l'opinion publique vis-à-vis de la question des changements climatiques ont été à la base du développement actuel des agrocarburants (Kwetché Sop *et al.*, 2012).

C'est dans le contexte de la flambée des prix du pétrole des années 2000, conjugué avec les effets du changement climatique que certains Etats ouest-africains ont décidé de promouvoir la production de biocarburants à partir de l'huile de *Jatropha curcas*, comme une alternative pour réduire à la fois leur dépendance énergétique et lutter contre la pauvreté en milieu rural (Janin et Ouédraogo, 2011).

J. curcas Linné 1753, appelé aussi pourghère est une plante pérenne, oléagineuse et non comestible appartenant à la famille des Euphorbiacées (Brittaine et Litaladio, 2010). Les graines de *J. curcas* contiennent 30 à 40% d'huile qui peut constituer une alternative au carburant diesel (Heller, 1996). L'huile de *J. curcas* est un biodiesel très performant contrairement aux autres biodiesels, et peut être utilisée sans mélange et sans modification des moteurs, ce qui fait que les perspectives qu'offre *J. curcas* sont incomparables à celles des autres dans le domaine du diesel ou de la substitution au gasoil conventionnel (Sall, 2007). Les biocarburants contribuent à la réduction de la dépendance énergétique des pays n'ayant pas d'accès aux ressources pétrolières (Hedegaard *et al.*, 2008).

De nos jours, on assiste à la valorisation de la plante de *J. curcas*. Cette valorisation vise essentiellement à diversifier la production agricole et à accroître les revenus des petits producteurs en vue de contribuer à lutter contre la pauvreté en milieu rural par le développement de filières courtes de production d'huile végétale brute pour une consommation liée au développement rural (Laude, 2009). *J. curcas* L. permet de restaurer des sols marginaux, d'améliorer la fertilité du sol, de reboiser des terres dégradées, de promouvoir la sécurité foncière, de diversifier les activités génératrices de revenus et de lutter contre la divagation animale (Janin et Ouédraogo, 2011). *J. curcas* contrôle l'érosion

et réduit les émissions des gaz à effet de serre par la séquestration et le stockage du carbone dans le sol par ses racines (Djenda, 2014).

Au Burkina Faso, 4 espèces de *Jatropha* sont connues: *J. curcas* L., *J. gossypifolia* L., *J. podagrica* H. et *J. integerrima* J. (Ouédraogo, 2000). Mais l'espèce *J. curcas* L. reste la plus répandue et la plus exploitée. Le gouvernement burkinabè et les producteurs se sont fortement mobilisés pour la production de *J. curcas* après la crise pétrolière des années 2000 (Bazongo, 2011). Les plantations de *J. curcas* au Burkina Faso occupaient une superficie de 86908 ha en 2010 (Bazongo et Ouédraogo, 2011).

Cependant, *J. curcas* L. est exposé aux attaques de nombreux insectes ravageurs et maladies pouvant avoir une importante incidence sur la production de cet arbuste, malgré la toxicité et les propriétés biocides pour lesquelles son huile est reconnue (Anitha et Varaprasad, 2012 ; Minengu *et al.*, 2014 ; Lama *et al.*, 2015).

Plusieurs espèces des Hétéroptères, ravageurs des fleurs et fruits de *J. curcas* ont été observées au Nicaragua. Les insectes ravageurs les plus fréquemment observés sur *J. curcas* au Mexique, au Brésil et au Nicaragua sont des punaises du genre *Pachycoris* (Heteroptera : Scutelleridae) (Grimm et Maes, 1997).

En Afrique, plusieurs insectes ravageurs se nourrissent de la plante de *J. curcas* L. Ceux-ci comprennent les criquets, les coccinelles, les punaises, les cochenilles et les larves de papillons (Üllenberg, 2008 ; Minengu *et al.*, 2014 ; Lama *et al.*, 2015). Les punaises telles que *Calidea dregii* Germar et *Nezara viridula* endommagent les fruits de *J. curcas* en entraînant le développement prématuré des graines et leur mauvaise formation (Heller, 1996). *C. dregii* a été rapporté pour ses menaces sur les plantations de *J. curcas* en Guinée-Bissau où larves et adultes causent d'énormes dégâts sur la production en graine et la qualité de l'huile (Nielsen, 2010).

La présente étude porte sur *Calidea panaethiopica*, une punaise de la famille des Scutelleridae et de l'ordre des Hétéroptères. *C. panaethiopica* a été rencontré sur *J. curcas* L. au Sénégal et au Niger (Terren *et al.*, 2009 ; Abdoul Habou *et al.*, 2013). Au Burkina Faso, *C. panaethiopica* est l'un des ravageurs les plus répandus, observé dans 60% des plantations de *J. curcas* du pays (Rouamba, 2011). Les larves et adultes se nourrissent des organes de reproduction, des inflorescences, des fleurs, des fruits et graines de *J. curcas*, entraînant ainsi des pertes. Les fleurs attaquées deviennent sèches et les fruits attaqués présentent souvent des taches brunes nécrosantes engendrant des graines malformées ou vides.

En dépit de l'importance économique potentielle de *C. panaethiopica*, aucune connaissance n'est disponible ni sur la bio-écologie du ravageur ni sur les pertes aussi bien quantitatives que qualitatives que l'insecte peut infliger à *J. curcas*. Le manque de données scientifiques précises sur *C. panaethiopica* dans la sous-région notamment au Burkina Faso limite le développement de méthodes de lutte appropriées contre ce ravageur. L'intérêt de la présente étude se justifie par l'importance économique potentielle de *C. panaethiopica* et la nécessité de développer des méthodes de lutte appropriées contre ce ravageur.

Le principal objectif de cette étude est d'évaluer l'incidence économique de *C. panaethiopica* et d'étudier la biologie et l'écologie du ravageur.

Les objectifs spécifiques visés dans ce travail sont de:

- estimer les pertes en rendement de graines de *J. curcas* dues à *C. panaethiopica* en milieu paysan ;
- étudier le cycle de développement de *C. panaethiopica* au laboratoire ;
- étudier la dynamique des populations de *C. panaethiopica*, dans les différents types de plantations de *J. curcas* de la province de la Sissili ;
- inventorier les ennemis naturels de *C. panaethiopica* principalement les prédateurs et les parasitoïdes et les identifier ;
- recenser les plantes hôtes alternatives cultivées ou sauvages de *C. panaethiopica* dans la province de la Sissili.

Le présent mémoire de thèse comporte deux parties. La première partie composée de trois chapitres est consacrée à la revue bibliographique. La seconde partie du mémoire traite des études expérimentales, dont le chapitre I est consacré à l'importance économique de *C. panaethiopica*, le chapitre II porte sur l'étude du cycle biologique de *C. panaethiopica*, le chapitre III traite de la dynamique des populations adultes de *C. panaethiopica*. Le chapitre IV présente des ennemis naturels associés à *C. panaethiopica* et le chapitre V expose les plantes hôtes alternatives cultivées ou sauvages de *C. panaethiopica*. Le mémoire se termine par une conclusion et des perspectives.

Cette thèse a donné lieu à 2 publications ci-dessous mentionnées:

1. Wakaï Younous Djimmy and Souleymane Nacro, 2015. Estimation of Yield Loss of *Jatropha curcas* L. Due to *Calidea spp.* (Heteroptera: Scutelleridae), in the Sub-Sudanian Zone of Burkina Faso. *Intern. Journ. of Agric. Innov. and Res.* 3 (5) 2319-1473.

2. Wakaï Younous Djimmy and Souleymane Nacro, 2015. Study on the Biology of *Calidea spp.* (Heteroptera: Scutelleridae), an Insect Pest of *Jatropha curcas* in South-Sudanian Zone of Burkina Faso. *Ann. of the Ent. Soc. of Am.*, 2015, 1-8.



**PREMIÈRE PARTIE : REVUE
BIBLIOGRAPHIQUE**

Chapitre I: Généralités sur *Jatropha curcas* L.

1.1. Origine

La plante de *J. curcas* a été décrite pour la première fois par le botaniste Suédois Carl Linné en 1753 (Kanouté, 2009). Originnaire du Mexique ou d'Amérique Centrale, *J. curcas* aurait été introduit en Afrique au 16^{ème} siècle par des navigateurs portugais à partir du Cap Vert et de la Guinée Bissau. La plante s'est ensuite répandue en Afrique et en Asie (Domergue et Pirot, 2008).

1.2. Répartition

J. curcas est une espèce très rustique et très plastique, capable de s'adapter aux conditions semi-arides et aux sols pauvres et de se propager facilement par semis ou par bouturage (Achten *et al.* 2008). Elle peut tolérer des températures extrêmes mais craint généralement le gel qui l'endommage immédiatement. A l'heure actuelle, son aire de répartition couvre pratiquement toute l'étendue des régions tropicales et intertropicales.

Son aire de culture se situe entre la latitude 30° Nord et la latitude 35° Sud (Rijssenbeek *et al.* 2007). Cette large distribution justifie la multitude des appellations scientifiques à différentes périodes et par plusieurs auteurs. En effet, Heller (1996) rapporte que de nombreux synonymes sont rencontrés dans la littérature. Il s'agit notamment de *Ricinus americanus* Miller. 1768, *Curcas purgans* Medik. 1771, *Castiglionia lobata* Ruiz et Pavon. 1794, *Jatropha edulis* Cerv. 1794, *Jatropha acerifolia* Salisb. 1796, *Ricinus jarak* Thumb. 1825, *Curcas adansoni* Endl. 1840, *Curcas indica* A. Rich. In Sagra. 1853, *Jatropha yucatanensis* Briq. 1900, *Curcas curcas* L. Briton et Millsp. 1920.

La plante de *Jatropha curcas* L. ou pourghère ou pignon d'Inde en français peut produire des graines dès la deuxième année de plantation et vivre plus de 50 ans (Sall, 2007; Bazongo, 2011).

1.3. Systématique

Jatropha est une plante de la tribu *Joannesieae* des *Crotonoideae* appartenant à la famille des *Euphorbiaceae*. Le nom *Jatropha* provient des mots grecs « *jatrós* » qui signifie docteur et « *trophé* » qui signifie nourriture. Cette étymologie détermine ses propriétés médicinales (Heller, 1996). Le genre *Jatropha* comprend plus de 170 espèces connues dans le monde (Heller, 1996). Au Burkina Faso, 4 espèces de *Jatropha* sont connues dont: *Jatropha curcas* L., *J. gossypifolia* L. *J. podagrica* H. et *J. integerrima* J. (Ouédraogo, 2000). Mais l'espèce *J. curcas* reste la plus connue et la plus exploitée, suivie de *J.*

gossypiifolia utilisé comme haies vives. Les deux autres espèces sont peu connues des burkinabè et sont généralement utilisées comme plantes ornementales (Rouamba, 2011). D'après Domergue et Pirot (2008), la classification botanique de *J. curcas* se présente selon le tableau I.

Tableau I: Classification botanique de *Jatropha curcas*

Taxon	Dénomination
Sous- règne	Tracheobionta
Division	Magnoliophyta
Classe	Magnoliopsida
Sous-classe	Rosidae
Ordre	Euphorbiales
Famille	Euphorbiaceae
Genre	<i>Jatropha</i>
Espèce	<i>Jatropha curcas</i> L.

Source: Domergue et Pirot (2008).

1.4. Description botanique

J. curcas est un arbuste caducifolié pouvant atteindre 2 à 10 mètres de hauteur selon les conditions pédoclimatiques (Van der Vossen et Mkamilo 2007). Son écorce est grise ou roussâtre et marquée de taches blanches (Nacro et Lengkeek, 2011). Le tronc est court mais peut atteindre jusqu'à 35 cm de diamètre et 3 m de haut (Domergue et Pirot, 2008). Le tronc, comme l'ensemble des éléments qui composent la plante, contient du latex blanc (Barbier *et al.*, 2012). La plante bourgeonne de préférence au bout des rameaux (acrotonie). La feuille, en forme de cœur, est plus ou moins découpée en 3 à 5 lobes (Domergue et Pirot, 2008). Les branches sont souples quand elles sont jeunes et deviennent cassantes avec l'âge, ce qui peut gêner les opérations de récolte. La floraison est liée au régime des pluies. L'arbre donne des fruits de couleur jaune, qui deviennent marron foncé en séchant. Les fruits contiennent généralement 3 graines riches en huile. La multiplication est possible par graine et par bouturage mais dans un environnement favorable essentiellement humide (Henning et Ramorafeno, 2005).

Les plantes issues de boutures se développent plus vite que celles issues de graines (Domergue et Pirot, 2008). Les plantes provenant des graines présentent 5 racines séminales dont 4 latérales et une axiale, tandis que celles provenant des boutures ne présentent pas de racines axiales (Ouédraogo, 2000). Les plants issus des graines ou des

boutures débutent leur première ramification au maximum à 1 m du sol et le nombre de rameaux varie entre 5 et 20 (Ouédraogo, 2000). Ces caractéristiques lui confèrent un port buissonnant (Planche I a).



Planche I: Plante et inflorescence de *J. curcas*. Plante de *J. curcas* issue d'un bouturage (a); Inflorescence de *J. curcas* au stade vert (b).

1.4.1. Appareil floral

L'inflorescence est souvent placée à l'extrémité des jeunes pousses, avec des fleurs variant du vert au jaune suivant l'âge (Planche Ib). *J. curcas* est une plante monoïque à fleurs diclines, c'est-à-dire les fleurs sont de sexes séparés mais se trouvent sur la même plante (Rouamba, 2011). La fleur est composée de 5 pétales alternés et 5 sépales deux fois plus courtes. Les fleurs mâles pédonculées et plus nombreuses entourent les femelles sans pédoncule, moins nombreuses et un peu plus grandes, avec un rapport mâle/femelle de 29/1 (Brittaine et Lutaladio, 2010). La floraison est induite par le début de la saison des pluies dans les zones où s'alternent saison des pluies et saison sèche mais la plante peut également fleurir à l'occasion de précipitations qui tombent en dehors de la saison des pluies habituelles. Ainsi, dans les zones constamment humides, la floraison peut durer toute l'année (Domergue et Pirot, 2008). La pollinisation est allogame et assurée par des insectes. Il n'existe pas d'autofécondation au niveau de *J. curcas*. Les plantes issues de boutures fleurissent souvent plus tôt que celles issues de graines.

1.4.2. Fruit

Selon Münch et Kieffer (1986), la maturité du fruit est atteinte 3 à 4 mois après la fécondation. Le fruit est une capsule presque sphérique, de 4 cm de long et 3 cm d'épaisseur, à trois loges séparées correspondant aux carpelles de l'ovaire triloculaire

contenant chacune une graine. Les fruits sont de couleur verte, jaune, brune et rouge-noir ridés ou rugueux selon le stade de maturité (Planche II). Les fruits secs et mûrs restent sur la plante et libèrent rarement les graines, même en tombant au sol, car les carpelles restent soudés du côté du pédoncule des graines. Les fruits mûrs ont un poids moyen de 2,16 g (1,53 à 2,85 g) (Domergue et Pirot, 2008). Généralement, il y a trois graines dans les fruits, parfois, ils peuvent contenir 1 à 4 graines, riches en huile (Kanouté, 2009). Les graines mûres sont de couleur brun foncé à noire. Elles sont de forme ovale allongée et elles sont enveloppées dans une coque très dure et cassante. Les graines représentent 53 à 62 % du poids du fruit sec et 15 % du poids du fruit frais (Domergue et Pirot, 2008). Elles contiennent 27% à 40% d'huile mais cette huile n'est pas comestible, voire toxique à cause de sa teneur en ester phorbélique (Üllenberg, 2008). Cette toxicité est due à la présence des protéines dont le curcine et le diterpène ester dans les graines de pourghère (Heller, 1996).

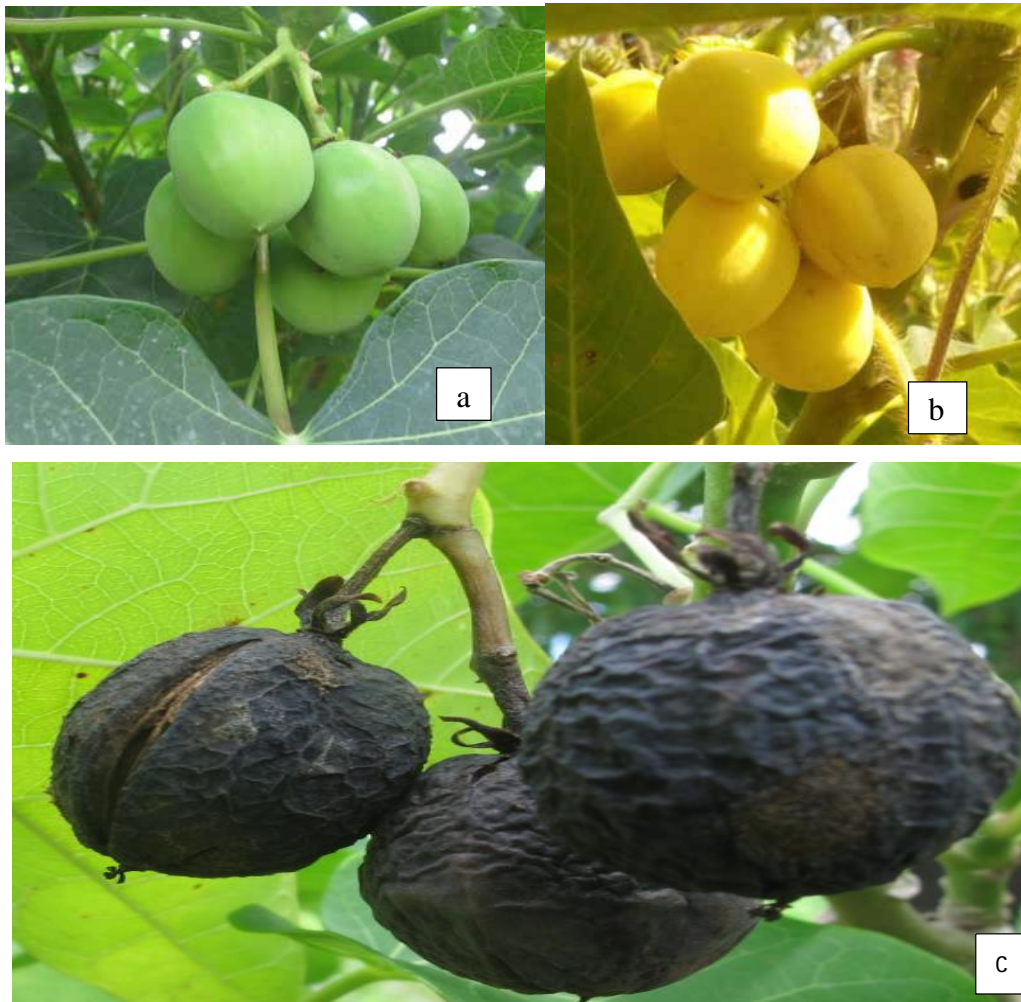


Planche II: Fruits de *J. curcas* à différents stades de développement. Fruits mûrs verts (a); Fruits mûrs jaunes (b); Fruits mûrs bruns ridés et secs (c).

1.4.3. Feuilles

Les feuilles de *J. curcas* sont de couleur verte, insérées sur les jeunes pousses, parfois en petit nombre sur le bois. Elles sont alternes et simples, leur base est élargie par rapport au pétiole légèrement aplati. Le pétiole est plus long que le limbe. Le limbe à bord entier, en forme de cœur avec 3 à 5 lobes (Heller, 1996 ; Domergue et Pirot, 2008 ; Rouamba, 2011). Les premières jeunes feuilles sont souvent rougeâtres (Domergue et Pirot, 2008). Les vieilles feuilles sont en général plus foncées et luisantes. Les feuilles de *J. curcas* apparaissent un peu avant les premières pluies, lorsque l'humidité de l'air augmente et disparaissent avec la saison sèche. Leur chute est due à la sécheresse. Dans les zones constamment humides, la plante garde ses feuilles toute l'année.

1.4.4. Système racinaire

La structure du système racinaire de *J. curcas* est fonction du mode de multiplication de la plante. Pour les plantes issues du semis direct de la graine, le système racinaire est composé d'une racine pivotante centrale et de 4 racines latérales (Planche III a). Le pivot est une élongation directe du système végétatif dans le sol et très bien développé et peut être juste en dessous de la surface du sol, plus épais que le tronc. Les 4 racines latérales sont un peu moins développées que le pivot et ne pénètrent pas très profondément dans le sol, mais parcourent la partie superficielle du sol. Les cinq racines peuvent devenir très longues et former les racines secondaires qui, à leur tour se ramifient. Pour ce qui concerne la direction de leur croissance, elles s'adaptent facilement à une terre caillouteuse et à d'autres obstacles mais elles préfèrent les sols légers. En cas d'érosion, elles ne semblent pas souffrir de leur mise à l'air libre (Domergue et Pirot, 2008).

Par contre, chez les plantes provenant de bouture, on trouve un système racinaire constitué de plusieurs racines adventives (Planche III b). Les racines sont distribuées de façon égale en coupe droite ou bien elles s'accumulent sur le bout pointu en coupe oblique.

Le développement des arbustes issus de bouture est plus rapide que celui de ceux provenant de semences, cependant, ils ne forment pas de racines robustes comme celles trouvées chez les plantes issues de graines.

Les plants issus de graines sont plus résistants, du fait de la racine pivotante centrale qui se développe profondément, alors que les plants issus de boutures ne produisent que des racines superficielles (Domergue et Pirot, 2008).

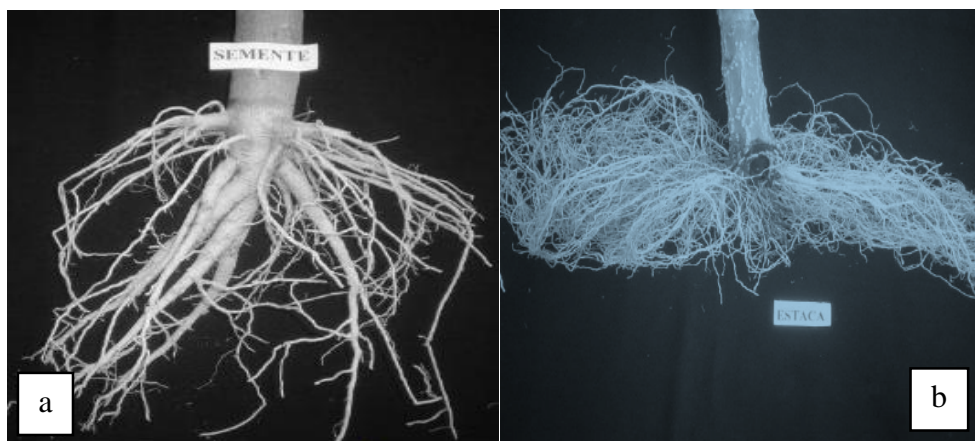


Planche III: Racines de deux plantes de *J. curcas* issues d'un semis direct (a) et d'un bouturage (b). (Photos Domergue et Pirot).

1.5. Système de culture

1.5.1. Exigences climatiques et édaphiques

J. curcas est une plante très tolérante aux conditions climatiques et qui a une très forte résistance au stress hydrique. Selon Ouédraogo (2000), la capacité de la plante à résister à la sécheresse pendant une longue période, provient de son développement racinaire de surface et de profondeur, qui lui assure un bon approvisionnement en eau, de la protection cuticulaire, de la réduction ou l'élimination du feuillage en saison sèche, qui limite au maximum les pertes par transpiration. Domergue et Pirot (2008) expliquent l'adaptation de *J. curcas* à la sécheresse par le fait qu'il est une plante succulente, donc ses racines, ou son tronc, peuvent stocker et accumuler beaucoup d'eau en peu de temps. En dépit de cette aptitude à résister à la sécheresse, Euler et Gorriz (2004) affirment que le régime pluviométrique vital ou minimal pour *J. curcas* est de 300 mm/an. Le minimum nécessaire pour la production en graine est estimé à 500-600 mm (Euler et Gorriz, 2004). Cependant son rendement est faible. Son potentiel de production s'exprime complètement dans les zones à 1000-1300 mm (Domergue et Pirot, 2008).

Les zones les plus propices à la culture de *J. curcas* sont celles où la température moyenne annuelle varie entre 18 et 29 °C, avec des valeurs optimales de 26-27 °C (Trabucco *et al.*, 2010). Certains des écotypes de l'arbre, cultivés en altitude peuvent supporter un léger gel (Pirot et Hamel, 2012). Les températures inférieures à 25 °C pendant le semis sont responsables de l'allongement du temps nécessaire à la levée des graines mais aussi du faible taux de levée pour certains écotypes (Minengu *et al.*, 2014). Pour Münch et Kiefer (1986), la bonne germination des graines de *J. curcas* est obtenue dans les

conditions de température de 25 à 30 °C. En Afrique, les zones les plus favorables à la culture de *J. curcas* entourent la région de forêt tropicale humide située au cœur du continent (Trabucco *et al.*, 2010).

J. curcas n'est pas très exigeant en matière de sol et s'adapte même aux sols marginaux traditionnellement impropres à l'agriculture comme les sols ferrallitiques, le long des collines. On rencontre *J. curcas* au niveau de la mer jusqu'à 1000 mètres d'altitude (Domergue et Pirot, 2008) et l'arbuste pousse sur des sols dégradés, argileux, sableux, caillouteux, acides et même salins à faible teneur en nutriments sans aucune préparation préalable (Ouédraogo, 2000; Van der Vossen et Mkamilo, 2007). Cependant, la plante préfère les sols profonds, de texture sableuse, à structure grumeleuse, où son système racinaire peut se développer de manière optimale (Domergue et Pirot, 2008) avec un pH neutre ou légèrement acide d'environ 6 à 8 (Üllenberg, 2008). Par contre, *J. curcas* ne peut survivre sur des terrains engorgés d'eau ou sur des sols lourds, compacts et mal drainés (Barbier *et al.*, 2012).

1.5.2. Modes de multiplication

En agriculture familiale, la production de *J. curcas* n'est réservée qu'aux agriculteurs propriétaires des terres car l'installation de plantes a une implication sur le contrôle du foncier à long terme (Minengu *et al.*, 2014). Généralement, la multiplication de *J. curcas* peut se faire soit, par semis direct des graines, par repiquage de jeunes plants élevés en pépinière ou par bouturage. Chacun de ces modes de reproduction possède des avantages comme des inconvénients bien spécifiques.

Le semis direct consiste à enfouir dans un sol meuble, 2 à 3 graines par poquet, pré-germées ou non, à une profondeur de 2 à 3 cm (Achten *et al.*, 2008). Il confère à la plante la capacité ou du moins le temps de développer un système racinaire plus solide, donc plus adapté pour lutter contre les aléas climatiques. Il peut être envisagé pour les zones à forte humidité relative ou les zones humides, juste avant la saison des pluies (Domergue et Pirot, 2008). Le succès de ce mode de reproduction dépend principalement de la qualité des semences, de la période de semis, de l'humidité du sol et de la qualité du travail du sol. Cette technique de reproduction offre une reprise souvent faible.

Le repiquage après pépinière, est un mode de reproduction qui permet de mettre les graines dans de meilleures conditions de germination, pour avoir des plants plus vigoureux. La transplantation des jeunes plants se fait quand ils atteignent 30 à 40 cm ou après 2 mois de culture en pépinière (Barbier *et al.*, 2012). La culture de plants de pépinière peut se faire

en graine ou en racine nue dans des planches de sol léger et bien ameubli afin de faciliter l'extraction de plants. Le taux de réussite des plants est élevé, mais, la méthode est plus onéreuse, car elle requiert l'installation d'une pépinière et nécessite une source d'eau à proximité pour assurer l'arrosage. Le repiquage est un mode adapté pour les zones semi-arides (Domergue et Pirot, 2008).

Le bouturage s'effectue en fin de saison sèche pendant la période dite de repos végétatif au moment où l'arbre a perdu ses feuilles en région semi-aride. Les boutures doivent être de rameaux lignifiés de plus d'une année, possédant une longueur de 60 à 120 cm (Henning et Ramorafeno, 2005). Elles doivent être saines et prélevées à la base inférieure des branches (3 à 4 cm de diamètre) là où les entrenœuds sont courts et avec des nœuds possédant de nombreux bourgeons (Kanouté, 2009). La profondeur d'implantation doit atteindre 15 à 20 cm pour permettre d'enfouir une bonne partie des boutures. Pour Domergue et Pirot (2008), dans un environnement favorable, la plantule issue de bouture se développe plus vite que celle issue de graine. Dès les premières pluies, la bouture se développe avec un taux de reprise très élevé et produit dès la deuxième année. Cependant, les plantes bouturées développent un système racinaire fasciculé qui les rend moins résistantes aux aléas climatiques. Elles sont également peu résistantes aux maladies, car les boutures peuvent être pourries par des champignons, rendant la durée de vie des plants plus courte (Latapie, 2007). Le bouturage demeure la meilleure solution pour la mise en place d'une haie vive (Legendre, 2008). Cette technique de reproduction très rapide est conseillée dans les zones à faible pluviométrie (Latapie, 2007).

1.5.3. Densité de plantation

Les densités de production de *J. curcas* sont fonction des systèmes de culture mais également des conditions pédoclimatiques du site d'implantation. Le choix de densité permet aux plantes d'éviter la compétition entre elles. Les densités couramment recommandées dans la littérature sont:

- pour un type de culture associé: 2 m x 5 m; 2 m x 8 m et 2 m x 10 m ;
- pour un type de culture en haies vives ou clôture: 0,40 m x 0,40 m et 0,50 m x 0,50 m;
- pour une plantation pure: 2 m x 2 m; 3 m x 3 m et 2 m x 3 m.

Pour Rouamba (2011), en conditions humides, une densité de 3 m x 3 m est préconisée, car une densité de 2,5 m x 2,5 m donnerait une forte végétation. Par contre, dans les conditions défavorables, un écartement de 2,5 m x 2,5 m est recommandé (Legendre, 2008). L'écartement peut aller jusqu'à 2 m x 2 m, lorsque l'approvisionnement en eau est assuré.

Pour Rijssenbeek *et al.* (2007), la densité optimale en culture pure serait proche de 1300 plants ha⁻¹ soit un écartement de 3*2,5 m. Pour Ouédraogo (2000), avec les espacements réduits (3 m x 3 m), les cultures intercalaires ne sont plus possibles après trois ans de culture, d'où il est recommandé dans de telles situations, d'effectuer une taille des branches et des racines. Au Burkina Faso, les rendements en graine varient en fonction de différents types de plantations de *J. curcas* (culture pure, associée ou haie vive), mais leur niveau ne dépasse pas 300 kg/ha pour une densité équivalente à 1250 plants/ha (Vinay et Vermeulen, 2013).

1.6. Principaux usages de la plante de *Jatropha curcas*

La plante de *J. curcas* et ses différentes parties, ne peuvent servir de nourriture ni de fourrage mais possèdent de multiples usages.

➤ Usage médicinal

Les graines contiennent des produits toxiques parmi lesquels, la curcine (poison violent) et des esters de phorbol. Les propriétés toxiques et anti-nutritionnelles des graines de *J. curcas* sont exploitées en médecine traditionnelle pour le déparasitage et comme un purgatif (Bazongo, 2011). De manière traditionnelle, l'huile de *J. curcas* est utilisée contre les dermatoses ou pour calmer le rhumatisme. Toutes les parties de la plante (graines, feuilles et écorce) sont utilisées en médecine traditionnelle pour les humains et les animaux domestiques (Brittaine et Lutaladio, 2010). Les feuilles en décoction peuvent servir contre la toux ou comme d'antiseptique après un accouchement et les branches peuvent être utilisées comme cure-dents (Bazongo, 2011). L'écorce et les graines peuvent servir de désinfectant ou de purgatif (Henning et Ramorafeno, 2005). Le latex possède des propriétés antimicrobiennes contre *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Klebsiella pneumoniae*, *Streptococcus pyogenes* et *Candida albicans* (Thomas, 1989).

➤ Usages phytosanitaires

Garcia et Lawas (1990) rapportent que l'huile de *J. curcas* et les esters phorbéliques qui en sont extraits, ainsi que les extraits aqueux des feuilles sont des produits actifs dans la lutte contre certaines maladies et ravageurs de plantes tels que *Helicoverpa armigera*, *Aphis gossypii* et *Lymnaea auricularia*. L'huile des graines de *J. curcas* aurait des propriétés insecticides, fongicides, nématocides ce qui permet de l'utiliser contre les insectes, les champignons pathogènes et les nématodes (Shanker et Dhyani, 2006).

➤ Production de savon

Le savon produit à partir du filtrat de l'huile de *J. curcas* est une activité féminine qui génère d'importants revenus pour les femmes en milieu rural (Dao *et al.*, 2009). Le savon obtenu donne une très bonne mousse et possède des effets positifs antiseptiques, en raison de la présence de glycérine (Bazongo, 2011). Le filtrat sert également à la fabrication de bougies et de combustible pour la cuisine (Bazongo, 2011).

➤ Usages et méthodes d'extraction d'huile

La plante de *J. curcas* est produite dans le monde à cause de son huile utilisée comme biocarburant. L'expression «biocarburant» signifie un carburant obtenu à partir de matériaux organiques renouvelables et non fossiles, notamment les plantes. L'huile extraite des graines de *J. curcas*, à raison d'un litre d'huile pour 5 kg de graines, a en effet des propriétés très proches de celles du diesel ; ce qui fait d'elle un agro-carburant de bonne qualité (Ouédraogo, 2012). Les graines de *J. curcas* contiennent 30 à 40% d'huile (Heller, 1996). Minengu *et al.* (2014) rapportent que *J. curcas* produit une huile facilement convertible en biodiesel et présente de nombreux autres avantages. L'huile de *J. curcas* peut aussi servir à la fabrication du savon et comme biopesticide (Abdoul Habou *et al.*, 2013). Plusieurs procédés peuvent être utilisés pour l'extraction de cette huile (Pirrot et Hamel, 2012). Il s'agit de la méthode traditionnelle, le procédé mécanique et l'extraction par solvant.

La méthode traditionnelle d'extraction de l'huile de la graine de *J. curcas* consiste d'abord en un décorticage des graines. Ensuite, les amandes sont bouillies et l'huile surnageant est alors facile à récupérer. Malheureusement, cette technique n'est pas avantageuse pour une extraction d'huile à des fins commerciales (Domergue et Pirrot, 2008).

Le procédé mécanique pour l'extraction de l'huile des graines, plus apte pour des fins commerciales, comprend deux types de pressages: le pressage discontinu et continu. Le pressage discontinu utilise des presses hydrauliques dont le vérin écrase les graines placées dans la chambre de compression. Le pressage continu utilise le décanteur et permet d'obtenir de rendements en huile plus élevés. Au Burkina Faso, la presse hydraulique AMDGA a été développée avec une capacité de presse de 8 kg pendant 10 minutes. L'extraction peut aussi se faire par solvant. Cette méthode est la plus complète car elle préserve la qualité de l'huile mais elle est plus coûteuse et plus dangereuse.

La méthode d'extraction de l'huile de la graine de *J. curcas* influence beaucoup le rendement de l'huile obtenue, 20 % en extraction manuelle et 35-40% en extraction mécanique précédée d'un préchauffage des graines (Legendre, 2008). L'extraction mécanique permet d'obtenir 90% à 95% de l'huile de la graine de *J. curcas* et celle par solvant permet jusqu'à 99% d'huile (Shahidi, 2005). Cette huile est à la fois un carburant et un lubrifiant (Dao *et al.*, 2009). Elle peut être utilisée pour l'éclairage dans les lampes à huile (Üllenberg, 2008), pour les filtrations grossières. Mais après une filtration fine, elle peut être utilisée comme carburant dans les moteurs à explosion adaptés, tandis que l'huile estérifiée fournit un biodiésel qui peut être utilisé à la place du gasoil sans modification du moteur (Domergue et Piro, 2008).

➤ Usage des tourteaux comme engrais organiques

Le tourteau est un sous-produit, obtenu par le processus d'extraction de l'huile. Il constitue un engrais organique de haute valeur (compostage) grâce à sa teneur élevée en azote. Sa teneur en azote (4,14%) et en phosphore (0,5%) lui confère un bon effet agronomique (Dao *et al.*, 2009). Le tourteau extrait de l'huile de graine de *J. curcas* est un excellent engrais organique et peut servir de matière première pour la production de biogaz (Kumar et Sharma, 2008). Il est donc d'une grande valeur pour l'agriculture des pays sahéliens puisque les sols sont pauvres en humus et les engrais minéraux coûtent très cher. Lors du pressage des graines, on obtient environ 1/3 d'huile pour 2/3 de tourteaux (Henning et Ramorafeno, 2005). Il est possible de produire du biogaz à partir de tourteau de *J. curcas*, dans des biodigesteurs (Henning, 2002). Ce biogaz peut être utilisé dans l'alimentation d'une partie de l'énergie nécessaire au fonctionnement de l'usine de production (Henning, 2002). Une tonne de tourteaux de jatropha équivaut en effet à 200 kg de fertilisant minéral (Henning, 2002). En Inde, le tourteau est combiné avec la bouse de vache et utilisé pour envelopper la semence de céréales avant le semis (Brittaine et Litaladio, 2010).

➤ Intérêt écologique

L'huile de *J. curcas* permet de lutter contre les gaz à effet de serre dégagés par les combustibles fossiles (Paramathma *et al.*, 2007). L'usage des tourteaux ou coques de fruits de *J. curcas* en tant que substitut du bois de chauffe peut contribuer à freiner le déboisement. La substitution du bois de chauffage ou du charbon de bois par l'huile végétale de *J. curcas* pour la cuisson dans les zones rurales contribuerait également à la réduction de la déforestation et à soulager le problème des maladies respiratoires qui

peuvent être liées à l'usage de ces combustibles solides (Akunne *et al.*, 2006). En Inde, le tourteau est combiné avec la bouse de vache pour faire des briquettes combustibles (Brittaine et Litaladio, 2010). La plante de *J. curcas* sert de haies vives, de haies de clôture des fermes, de jardins potagers, de champs et pour la délimitation des propriétés mitoyennes, symbole de droits fonciers (Üllenberg, 2008). Par son système racinaire profond, la plante permet de lutter contre l'érosion des sols et restaure également les sols grâce à ses feuilles. L'aération du sol créée par les racines et l'activité biologique induite contribue à améliorer l'infiltration des eaux de pluies et la recharge de la nappe phréatique (Traoré, 2009). En outre, les haies de *J. curcas* réduisent fortement l'érosion éolienne en diminuant la vitesse du vent et en fixant le sol avec leurs racines en surface (Henning, 2004). *J. curcas* peut aussi être planté le long des berges des rivières afin de les stabiliser et de limiter les inondations. A Madagascar et dans d'autres endroits de l'Afrique, la plante sert de tuteur au poivrier, à la vanille et aux ignames (Üllenberg, 2008). *J. curcas* a peu d'effet allélopathique négatif sur d'autres plantes (Weisenhutter, 2003).

1.7. Controverses sur la production de *Jatropha curcas* comme biocarburant

Les projets de production de biocarburant à partir de *J. curcas* se multiplient en Afrique subsaharienne mais sont loin de faire l'unanimité (Lebec, 2010). Plante miracle ou arbuste maudit, la polémique sur *J. curcas* fait rage entre ses partisans composés des multinationales et de politiciens et ses détracteurs constitués des ONG et syndicats paysans. Ces derniers voient et prédisent dans la culture un obstacle pour la petite paysannerie africaine et son environnement. C'est le cas du Kenya où une concession de 50.000 ha de terres accordée à une firme italienne par le gouvernement a créé l'indignation des petits paysans de la région forestière de Dakatcha (Global Planet Info, 2011). Phakathi (2010) a rapporté une situation similaire au Swaziland où une entreprise britannique a initié un projet de production de biocarburant à partir d'huile de jatropha. Il a rapporté les propos de Makama, la directrice de l'ONG les Amis de la Terre au Swaziland qui a dit que 'nous sommes en face du danger de produire des aliments pour les machines plutôt que pour nos estomacs'.

1.8. Contraintes liées à la production de *Jatropha curcas*

Comme toutes les plantes, *J. curcas* est soumise à des contraintes biotiques et abiotiques. Les contraintes abiotiques sont liées à la qualité des sols, à l'irrégularité et à la mauvaise répartition des pluies, ce qui affecte l'abondance et la distribution de l'espèce.

Les contraintes biotiques sont surtout liées aux activités anthropiques, aux maladies fongiques et aux ravageurs.

1.8.1. Principaux ravageurs de *Jatropha curcas*

En dépit des propriétés toxiques et biocides pour lesquelles son huile est reconnue, *J. curcas* est exposé aux attaques de nombreux insectes ravageurs et maladies, pouvant avoir une importante incidence sur sa production (Anitha et Varaprasad, 2012 ; Abdoul Habou *et al.*, 2013 ; Minengu *et al.*, 2014 ; Lama *et al.*, 2015).

1.8.1.1. Principaux insectes ravageurs de *Jatropha curcas*

Au Niger, la plante de *J. curcas* est attaquée par divers insectes ravageurs appartenant principalement aux ordres des Hémiptères, Coléoptères et Orthoptères (Abdoul Habou *et al.*, 2013). Ils provoquent des dégâts sur les fruits, les inflorescences et les feuilles. Au Burkina Faso, 22 espèces d'insectes appartenant à 5 ordres (Coléoptères, Hétéroptères, Orthoptères, Lépidoptères et Isoptères) occasionnant des dégâts sur toutes les parties de la plante ont été inventoriées et identifiées comme ravageurs de *J. curcas* (Rouamba, 2011).

➤ Hétéroptères

Plusieurs hétéroptères, ravageurs de *J. curcas* ont été fréquemment observés au Mexique, en Australie, aux États-Unis, au Brésil, au Cap Vert et au Nicaragua (Grimm, 1996 ; Grimm et Maes, 1997 ; Grimm, 1999). Au Nicaragua, les hétéroptères ravageurs de *J. curcas* L. se nourrissent de fleurs et de fruits, en causant l'avortement prématuré de fleurs ou la malformation des graines (Grimm, 1999). Le ravageur le plus fréquemment observé sur *J. curcas* au Nicaragua est *Pachycoris klugii* (Scutelleridae) (Grimm et Maes, 1997). Il passe tout son cycle sur *J. curcas* et il n'a été observé sur aucune autre plante (Peredo, 2002). Les dommages qu'il peut causer sont, entre autres, la malformation des graines qui entraîne une réduction de la teneur en huile. *Pachycoris torridus* (Scutelleridae) a été signalé au Nicaragua et au Brésil sur *J. curcas* (Grimm et Maes, 1997). Il cause les mêmes dégâts que le précédent. *Leptoglossus zonatus* (Coreidae) a été observé sur *J. curcas* au Nicaragua. Ce dernier est polyphage et vit aussi bien sur le sorgho que sur le maïs ou la tomate.

D'autres Hétéroptères ont été observés sur *J. curcas* en Inde. Parmi ceux-ci, on compte *Acrosternum marginatum* et *Nezara viridula* (Pentatomidae), *Chelysomidea variabilis*, *Scutellera nobilis*, *Chrysocoris purpureus* (Westwood) et *Agonosoma trilineatum*

(Scutelleridae), *Hyalymenus tarsatus* (Alydidae) et *Hypselonotus lineatus* (Coreidae). Ceux-ci sucent le contenu des fruits immatures, ce qui donne des graines mal formées (Anitha et Varaprasad, 2012).

En Afrique, les Hétéroptères sont des insectes piqueurs-suceurs phytophages présents à chaque stade de la culture de *J. curcas*, quelle que soit la taille des arbustes (Amsallem, 2014). Larves et adultes provoquent la chute des fleurs, la malformation des fruits et l'avortement des graines. Münch et Kiefer (1986) rapportent la présence de *Calidea stigmata* (Scutelleridae) sur *J. curcas* au Cap Vert et à Sao Tomé. Les dommages causés par cet insecte provoquent souvent des malformations de fruits. Terren *et al.* (2009) ont observé la présence de *C. panaethiopica* sur *J. curcas* au Sénégal. Les larves et les adultes de cet insecte s'attaquent aux fleurs et aux capsules de *J. curcas* dont ils sucent la sève (Shanker et Dhyani, 2006). En République Démocratique du Congo, Minengu *et al.*, (2014) rapportent la présence de punaises à bouclier *Calidea spp.* (Heteroptera, Scutelleridae) sur *J. curcas*. Ces punaises causent des dégâts aux fleurs et aux capsules. De nombreux Hétéroptères, ravageurs de *J. curcas* ont été observés au Burkina Faso. Ceux-ci comprennent *C. panaethiopica* (Scutelleridae), *Dysdercus sp.* et *Leptoglossus gonagra* (Coreidae), *Nezara viridula*, *Scutellara nobilis* et *Euschistus sp.* (Pentatomidae), *Hyalymenus tarsatus* (Alydidae), (Rouamba, 2011).

➤ Homoptères

Les Homoptères ravageurs de *J. curcas* sont moins nombreux que les Hétéroptères (Abdoul Habou *et al.*, 2013). Münch et Kiefer (1986) observent toutefois sur les branches de *J. curcas*, *Ferrisia virgata* (Pseudococcidae) et *Pinnaspis strachani* (Diaspididae) qui sont des cochenilles s'alimentant à partir du phloème des arbustes. Ils se collent aux feuilles, fruits et même aux racines de *J. curcas* et entraînent la chlorose, jaunissement des feuilles et la déformation des fruits. *Pinnaspis strachani* a été signalé dans les plantations de *J. curcas* au Cap Vert. *Coccus hesperidum* L. (Coccidae) se rencontre en Inde, en Australie et en Afrique du Sud. Il se nourrit à partir du phloème de *J. curcas*, provoque la dépigmentation des feuilles et la perte de vigueur de la plante (Ranga Rao *et al.*, 2010). Une autre cochenille *Paracoccus marginatus* Williams (Pseudococcidae) a été signalée sur *J. curcas* en Inde (Arif *et al.*, 2011). Les dégâts causés par son attaque sont la perte de couleur verte des feuilles, la chlorose et la production de miellat.

➤ Lépidoptères

De nombreuses chenilles de Lépidoptères, appartenant aux familles des Pyralidae, des Noctuidae et des Gracillariidae ont été observées sur la plante de *J. curcas* (Shanker et Dhyani, 2006 ; Rouamba, 2011 ; Minengu *et al.*, 2014). Elles causent la dépigmentation des feuilles. Shanker et Dhyani (2006) et Rouamba (2011) signalent la présence en Inde et au Burkina Faso de la chenille du Lépidoptère *Pempelia sp.* (Pyralidae). Elle provoque la chute des fleurs et des capsules de *J. curcas*. Les dommages causés par ce ravageur peuvent être repérés à distance grâce aux nervures squelettiques de l'arbre défolié. Quelquefois, les larves creusent des galeries dans le pédoncule et les fruits, ce qui assèche les inflorescences. *Spodoptera litura* (Noctuidae) est une autre chenille qui provoque des dégâts similaires sur les feuilles de *J. curcas* en Inde et au Burkina Faso (Meshram and Joshi, 1994 ; Rouamba, 2011). *Stomphastis thraustica* Meyerick (Gracillariidae) provoque la dépigmentation chlorophyllienne et une destruction de zones entières du limbe des feuilles par l'excavation de mines dans l'épaisseur de la feuille. Ce ravageur est cité dans les pays suivants : Inde, Malaisie, Madagascar, Nigeria, Afrique du Sud, RDC (Ranga Rao *et al.*, 2010 ; Minengu *et al.*, 2014). Rouamba (2011) a observé sur *J. curcas*, la présence de la chenille polyphage du Lépidoptère *Achaea janata* (Noctuidae) et une autre chenille velue de la famille des Geometridae très vorace des feuilles.

➤ Coléoptères

Abdoul Habou *et al.* (2013) rapportent que les principaux Coléoptères observés sur *J. curcas* appartiennent aux familles des Cetoniidae, Chrysomelidae, Cerambycidae et Curculionidae. *Oxycetonia versicolor* (Cetoniidae) et *Pachnoda sp.* (Cetoniidae) sont respectivement observés en Inde et au Burkina Faso, comme ravageurs de fleurs de *J. curcas* (Shanker et Dhyani, 2006 ; Rouamba, 2011). Gagnaux (2009), Rouamba (2011), Minengu *et al.* (2014) et Sawadogo *et al.* (2015) signalent plusieurs espèces de chrysomèles, *Aphthona dilutipes* Jacoby (Chrysomelidae) au Mozambique, *Aphthona whitfieldi* (Chrysomelidae) au Burkina Faso et en RDC, comme défoliateurs du limbe des feuilles et des bourgeons de *J. curcas*. *Bostrichus sp.* (Bostrichidae) a été signalé comme un ravageur du bois de *J. curcas* aux îles du Cap Vert (Grimm et Maes, 1997). *Tribolium castaneum* Herbst (Tenebrionidae), ravageur classique et cosmopolite des denrées entreposées, a été trouvé dans un stock de graines de *J. curcas* aux Pays-Bas (Grimm et Maes, 1997). *Lagocheirus undatus* (Cerambycidae) est un parasite important de *J. curcas* au Nicaragua. Les larves de cet insecte creusent des galeries dans le bois de *J. curcas* et

peuvent tuer des plants entiers. Ces insectes causent d'importants dégâts sur les feuilles de *J. curcas*. *Pantomorus femoratus* (Curculionidae) a été observé sur les feuilles de *J. curcas* au Nicaragua (Grimm et Maes, 1997). D'autres Coléoptères, *Apion sp.* (Apionidae), *Scarabeïs sp.* (Scarabaeidae) ont été observés au Burkina Faso comme ravageurs des fleurs de *J. curcas* (Rouamba, 2011).

➤ Orthoptères

Au Burkina Faso, de nombreux ravageurs de l'ordre des Orthoptères se nourrissent de bourgeons de jeunes plants de *J. curcas* en pépinière, affectant négativement la croissance des plantules (Traoré, 2009). Au Sénégal, *Oedaleus senegalensis* (Acrididae) a été observé sur *J. curcas*, provoquant des dégâts sur les jeunes plantules (Grimm et Maes., 1997). Plusieurs Orthoptères défoliateurs, *Zonocerus variegatus* (Pyrgomorphidae), *Acrida sp.* (Acrididae), *Grillus sp.* (Gryllidae) et *Oedalus sp.* (Acrididae) ont été identifiés comme ravageurs de *J. curcas* au Burkina Faso (Rouamba, 2011). Minengu *et al.* (2014) rapportent qu'en RDC, pendant la grande saison des pluies (entre octobre et décembre) les plants de *J. curcas* endurent d'importantes attaques de grillons, *Brachytrupes membranaceus* Drury (Grillidae).

➤ Isoptères

Les termites sont les seuls insectes représentants de l'ordre des Isoptères. Ils attaquent essentiellement le bois (tissus conducteurs) de la tige notamment en sa partie basse (racine et collet) (Rouamba, 2011). Leurs attaques sont de deux types. Dans certains cas, elles sont superficielles et n'entraînent seulement que des blessures au niveau de la plante, souvent source de contamination des agents pathogènes tels que les champignons, les bactéries et les virus. Dans d'autres cas, les attaques sont plus poussées et entraînent la mort de la plante suite à la destruction des tissus conducteurs (Rouamba, 2011).

➤ Hyménoptères

Les espèces de l'ordre des Hyménoptères rencontrées dans les plantations de *J. curcas* sont essentiellement de la famille de Formicidae, du genre *Camponotus*. Leur présence a été remarquée sur toute la partie aérienne des plants de *J. curcas* (Rouamba, 2011). La majorité des hyménoptères observés sur *J. curcas* sont des pollinisateurs (Abdoul Habou *et al.*, 2013). Saturnino *et al.* (2005) ont cependant observé la présence de *Atta sexdens rubropilosa* (Formicidae) qui consomme les feuilles et les plantules au Brésil. Cette espèce est signalée aussi par Alfonso (2007) au Honduras. Certaines espèces de

Formicidae ont été observées sur les fleurs de *J. curcas* en Inde (Regupathy and Ayyasamy, 2011). Elles incluent *Camponotus compressus*, *Crematogaster sp.*, *Solenopsis geminata* et *Pheidole spathifer* Forel. Ces insectes viennent chercher le nectar de la plante et contribuent aussi à sa pollinisation.

➤ **Thysanoptères**

Deux espèces appartenant à la famille des Thripidae sont signalées sur *J. curcas*. Peixoto (1973) signale la présence de *Retithrips syriacus* sur *J. curcas* au Brésil. Cet insecte provoque des dégâts sur les feuilles et les capsules de *J. curcas*. Saturnino *et al.* (2005) ont observé sur les fleurs de *J. curcas* au Brésil la présence de *Selenothrips rubrocinctus*. Il provoque la chute des fleurs.

1.8.1.2. Principales maladies de *Jatropha curcas* et agents pathogènes responsables

En dépit de ses propriétés toxiques, la plante de *J. curcas* est sujette aux attaques de nombreux agents pathogènes pouvant causer des dégâts plus ou moins importants. Ces derniers peuvent attaquer les différents organes de la plante, surtout les racines, le collet, la tige, les feuilles et les fruits, à différents stades de développement. La plupart des maladies de *J. curcas* sont essentiellement d'origine fongique.

A. Maladies foliaires

➤ **Anthracnose**

Cette maladie se rencontre dans toutes les régions où *J. curcas* est cultivé. Elle se présente sous une couleur noire grise avec des lésions nécrotiques irrégulières. Ces lésions contiennent une auréole jaune et de petites formes isolées qui s'unissent par endroits. L'anthracnose peut provoquer la destruction totale des feuilles. Le fruit peut aussi être infecté et à ce niveau les lésions apparaissent brun sombres. Cette maladie peut causer également des chancres sur la tige et la mort du plant. Les agents pathogènes responsables de cette maladie sont *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz.) Sacc. et *Colletotrichum capsici* (Syd.) Butl. et Bisby (Machado et Pereira, 2013).

➤ **Nécroses**

Les nécroses se manifestent sous forme de taches noires ou marronnes de forme ovale ou ronde et de dimensions variables. Au Burkina Faso, elles ont été observées dans toutes les zones agro écologiques et à tous les stades de développement de *J. curcas* (Rouamba, 2011). Ces taches correspondent à la mort des cellules sur une zone limitée de la feuille. Elles apparaissent sur différentes parties de la feuille de *J. curcas*, à savoir, les

nervures, les bordures et le centre des feuilles. Les agents pathogènes responsables des nécroses de feuilles de *J. curcas* sont *Botrytis cinerea* Pers. Ex Fr., *Fusarium poae* (Peck) Wollenweber, *Cercospora sesami* Zimm, *Alternaria sesamicola* Kawamura, *Sphacelotheca reiliana*, *Colletotrichum coccodes* (Wallr.) Hyghes, *Myrothecium roridum* Tode ex Fr., *Fusarium moniliforme* Sheldon, *Fusarium solani* (Mart.) Appel et Wollen. Emend. Snyder et Hansen, *Curvularia pallescens* Boedijn, *Pestalotia guepini* Desm., *Cladosporium sphaerospermum* Penz., *Curvularia lunata* (Wakk.) Boedijn, *Alternaria radicina* Meier, Drechsler et Eddy. (Rouamba, 2011 ; Machado et Pereira, 2013).

➤ Brûlures

Les brûlures correspondent à des taches jaunes translucides avec une partie foncée qui apparaissent sur les feuilles de pourghère. Elles sont de formes irrégulières et sont généralement de taille moyenne (1 à 5 cm). La partie foncée renferme des grains de petite taille et de couleur noire. Ces taches sont causées soit par des cochenilles (cochenilles observées sur ces taches) ou soit sont d'origine fongique (Rouamba, 2011). Les agents pathogènes responsables des brûlures sont *Botrytis cinerea* Pers. Ex Fr., *Fusarium poae* (Peck), *F. pallidoroseum* (Cooke) Sacc., *Cercospora sesami* Zimm, *Colletotrichum coccodes* (Wallr.) Hyghes, *F. moniliforme* Sheldon, *F. solani* (Mart.) Appel et Wollen. Emend Snyder et Hansen, *Curvularia pallescens* Boedijn, *Pestalotia guepini* Desm, *Cladosporium sphaerospermum* Penz., *Curvularia lunata* (Wakk.) Boedijn, *Alternaria brassicicola* (Schw.) Wiltshire, *Curvularia eragrostidis* (P. Henn.) J.A. Meyer, *Exserohilum rostratum* (Drechsler) Leonard et Sugg. (Rouamba, 2011; Djenda, 2014).

➤ Décolorations

Des décolorations de couleur vert pâle, entourées d'un anneau gris, ont été également observées sur les feuilles de *J. curcas*. Elles sont de formes irrégulières et peuvent s'étendre sur toute la surface de la feuille. Les agents pathogènes responsables des décolorations de feuilles de pourghère sont *Botrytis cinerea* Pers. Ex Fr., *Alternaria sesamicola* Kawamura, *Colletotrichum coccodes* (Wallr.) Hyghes, *Fusarium solani* (Mart.) Appel et Wollen. Emend Snyder et Hansen, *Cladosporium sphaerospermum* Penz, *Curvularia lunata* (Wakk.) Boedijn, *Alternaria brassicicola* (Schw.) Wiltshire, *Curvularia eragrostidis* (Drechsler) Leonard et Sugg. (Rouamba, 2011; Djenda, 2014).

➤ Autres taches

Des points noirs ont été observés sur des feuilles de *J. curcas*. Ils peuvent être des exsudats gommeux plus ou moins anguleux, et qui se sont durcis avec le temps (Rouamba,

2011). Ils sont dus, soit aux attaques d'acariens ou de champignons. Les agents pathogènes observés sur ces taches sont *Botrytis cinerea* Pers. Ex Fr., *Alternaria sesamicola* Kawamura, *Colletotrichum coccodes* (Wallr.) Hyghes, *Cladosporium sphaerospermum* Penz., *Curvularia lunata* (Wakk.) Boedijn, *Cercospora sesami* Zimm, *Alternaria radicina* Meier, Drechsler et Eddy (Rouamba, 2011).

B. Maladies des rameaux et de la tige: les chancres

Les chancres sont des modifications anatomiques des plantes. Ce sont des altérations localisées de l'écorce des plantes ligneuses, entourées de bourrelets cicatriciels subéreux, de plus en plus excentriques correspondant aux réactions du cambium en réponse à des stress tels que les champignons, les bactéries et les facteurs climatiques (Semal, 1989). Par extension, ce terme est utilisé de manière plus générale pour décrire les nécroses corticales tant chez les ligneux que chez les plantes herbacées (Semal, 1989). Cette maladie a été observée au Burkina Faso et au Brésil (Rouamba, 2011 ; Machado et Pereira, 2013).

C. Pourritures des racines ou du collet

Les pourritures du collet correspondent à une décomposition des tissus par une macération enzymatique au niveau du collet ou des racines de la plante (Djenda, 2014). Cette décomposition des tissus est due aux termites du sol qui attaquent la plante au niveau du collet ou des racines (Rouamba, 2011). Ces attaques constituent des portes d'entrée des champignons telluriques. Elles se manifestent par un brunissement du collet, ensuite une coloration noire apparaît et s'étend sur toutes les parties infectées avec un jaunissement des feuilles, puis la plante meurt. Les pourritures du collet ou des racines concernent essentiellement les plants issus du semis direct dans les nouvelles plantations. En effet, lorsque la plante atteint une certaine taille (supérieure ou égale à 60 cm), elle ne présente plus cette manifestation (Rouamba, 2011). Les champignons pathogènes associés à cette maladie sont *Botrytis cinerea* Pers. Ex Fr., *Fusarium poae* (Peck) Wollenweber, *Alternaria sesamicola* Kawamura, *Fusarium moniliforme* Sheldon, *Fusarium solani* (Mart.) Appel et Wollen. Emend Snyder et Hansen, *Pestalotia guepini* Desm., *Alternaria radicina* Meier, Drechsler et Eddy, *Didymella bryoniae* (Awersw.) Rehm, *Fusarium pallidoroseum* (Cooke) Sacc. (Rouamba, 2011).

D. Flétrissements

Les dégâts les plus importants de flétrissement du *J. curcas* sont causés par les attaques de *Fusarium spp.* (Zarafi et Abdulkadir, 2013).

E. Maladies de la semence de *Jatropha curcas*

Les agents pathogènes responsables des maladies sont généralement transmis par la graine. En effet, ils peuvent influencer le taux de germination, causer la déformation et la malformation (nanisme ou gigantisme) des plantes. Ils jouent également un rôle dans le poids des graines et peuvent causer leur détérioration pendant l'opération de stockage. Ces agents pathogènes transmettent ensuite des maladies sur les racines, les tiges et les feuilles.

Dans la littérature, peu d'informations sont disponibles sur les maladies de la semence de *J. curcas*. Cependant, Machado et Pereira (2013) rapportent que les champignons tels que *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid., *Fusarium*, *Colletotrichum capsici* (Syd.) Butl. et Bisby, *Lasidiopodia theobromae*, *Curvularia*, *Aspergillus*, *Penicillium*, *Stachybotrys*, *Acremonium*, *Chaetomium*, *Alternaria* et *Rhizopus*, sont responsables des maladies fongiques de la graine de *J. curcas*.

Chapitre II : Généralités sur *Calidea panaethiopica* Kirkaldy

2.1. Position systématique

C. panaethiopica Kirkaldy, 1909, appelée également punaise à bouclier en arc-en-ciel ou Rainbow Shield Bug (en anglais), à cause de sa brillante coloration, est un insecte de l'ordre des Hémiptères, du sous-ordre des Hétéroptères, de la famille des Scutelleridae et du genre *Calidea*. Sa classification est présentée dans le tableau II.

Tableau II: Classification de *Calidea panaethiopica*

Règne	Animal
Embranchement	Arthropodes
Sous Embranchement	Hexapodes
Classe	Insectes
Sous Classe	Ptérygotes
Ordre	Hémiptères
Sous-ordre	Hétéroptères
Famille	Scutelleridae
Genre	<i>Calidea</i>
Espèce	<i>Calidea panaethiopica</i> Kirkaldy, 1909

En Afrique, *C. panaethiopica* associé à *Apthona* sp. (Coleoptera: Chrysomelidae) sont de sérieux ravageurs de *J. curcas* (Ohman, 2011). De nombreux Hétéroptères ravageurs, parmi lesquels *C. panaethiopica* (Scutelleridae), ont été observés sur *J. curcas* au Burkina Faso (Rouamba, 2011 ; Nagalo, 2013 ; Bidiga, 2014). Amsallem (2014) signale la présence de *C. panaethiopica* (Scutelleridae), *N. viridula* (Pentatomidae) et *Riptortus dentipes* (Alydidae) sur *J. curcas* au Bénin. Au Sénégal et au Niger, les larves et les adultes de *C. panaethiopica* (Scutelleridae) s'attaquent aux fleurs et aux capsules de *J. curcas* dont ils sucent la sève (Terren *et al.*, 2009 ; Abdoul Habou *et al.*, 2013). En République Démocratique du Congo (RDC), les espèces de punaise à bouclier, *Calidea* spp. causent des dégâts sur des fleurs et capsules de *J. curcas* (Minengu *et al.*, 2014). Ces ravageurs sont également signalés dans de nombreux endroits notamment en Tanzanie, au Mali, au Sénégal et au Niger (Minengu *et al.*, 2014).

2.2. Description

2.2.1. Adulte

Rili (2007) rapporte que la taille de *C. panaethiopica* varie entre 17 et 19 mm de long.

2.2.2. Œuf

Les espèces du genre *Calidea*, pondent des œufs de couleur blanche, de forme sphérique, en lot de 40. Ceux-ci tournent au rouge au fur et à mesure qu'ils se développent (Sharma *et al.*, 1997). En laboratoire, les femelles de *C. dregii* ont pondu des lots de 23 à 48 œufs (en moyenne 30) à intervalle moyen de 5,3 jours, et la fécondité totale était de 150-200 œufs par femelle (Kaufmann, 1966). Ils se développent entre 5 et 6 jours.

2.2.3. Stades larvaires

Le cycle de développement de *C. dregii*, une espèce très apparentée à *C. panaethiopica*, comprend cinq stades larvaires et dure environ 60 jours (Kaufmann, 1966). Les larves sont grégaires dans les premiers stades, mais deviennent solitaires au fur et à mesure qu'elles deviennent des adultes.

2.2.4. Symptômes des attaques et nature des dégâts

Au Burkina Faso, la femelle de *C. panaethiopica* pond généralement ses œufs sur les fruits de *J. curcas*. Les larves et adultes se nourrissent des organes de reproduction (inflorescences, fleurs, fruits et graines) de *J. curcas*, entraînant ainsi des pertes importantes (Rouamba, 2011). Au Sénégal et au Niger, les larves et adultes de *C. panaethiopica* s'attaquent aux fleurs et aux capsules de *J. curcas* dont ils sucent la sève (Terren *et al.*, 2009; Abdoul Habou *et al.*, 2013).

2.3. Ecologie de *Calidea panaethiopica*

2.3.1. Distribution géographique

Heller (1996) rapporte qu'au Nicaragua, en Amérique latine, *Calidea spp.* s'attaque aux fleurs et fruits de *J. curcas*. Sharma *et al.*, (1997) signalent que les espèces de *Calidea* sont très répandues en Afrique et en Asie. Rili (2007) rapporte que *C. panaethiopica* Kirkaldy semble être l'espèce du genre *Calidea*, la plus répandue en Afrique de l'Ouest. En République Démocratique du Congo (RDC), les effectifs des populations des hétéroptères dont *Calidea spp.* connaissent des variations saisonnières mais les effectifs les plus élevés de ravageurs ont été observés pendant la période pluvieuse (Minengu *et al.*, 2014). Au Niger, la plupart des espèces des Hétéroptères ravageurs de *J. curcas*, dont *C.*

panaethiopica, ont été capturées durant la période de la floraison entre juillet et août (Abdoul Habou *et al.*, 2013). Au Nicaragua, une diminution de la disponibilité de fruits et inflorescences de *J. curcas* entraîne une diminution des effectifs de populations des Héteroïptères ravageurs de *J. curcas* (Grimm et Fuhrer, 1998).

2.3.2. Plantes-hôtes de *Calidea panaethiopica*

Öhman (2011) indique que *C. panaethiopica* est un insecte polyphage de nombreuses plantes hôtes contenant des composés toxiques, tel que *Ricinus communis*, *J. podagrica* et *Gossypium sp.* Nielsen (2010) rapporte que *C. dregii* Germar, une punaise très proche de *C. panaethiopica*, est un ravageur du coton en Tanzanie et du sorgho et du tournesol en Afrique du Sud. Il est en passe de devenir une nouvelle menace à la culture commerciale de *J. curcas* en Malaisie (Nielsen, 2010). Braun (1997) rapporte que l'espèce *C. dregii* est un ravageur de graines non ouvertes du coton, mais son séjour dans le champ du coton est habituellement de courte durée. En Inde et en Afrique de l'Ouest, certains Hémiptères tels que *Calidea spp.*, *Eurystylus sp.*, *Campylomma sp.*, *Creontiades pallidus* Rambar et *Nezara viridula* sont des ravageurs majeurs du sorgho (Harris, 1995, Sharma *et al.*, 1997). Salihu *et al.* (2014) ont rapporté qu'au Nigéria, *C. panaethiopica* est un ravageur de fleurs et fruits de *Ricinus communis* (Euphorbiaceae).

2.3.3. Ennemis naturels associés à *Calidea panaethiopica*

2.3.3.1. Parasitoïdes

L'Hyménoptère *Trissolcus spp.* (Hymenoptera: Scelionidae) est un parasitoïde capable de réduire les populations des Héteroïptères principalement *Leptoglossus zonatus* et *Pachycoris klugii* (Grimm et Führer, 1998 ; Minengu *et al.*, 2014).

2.3.3.2. Prédateurs

Il existe d'importants groupes de prédateurs des ravageurs de *J. curcas*, parmi lesquels, des araignées à toile et des araignées de chasse (Domergue et Pirot, 2008). L'espèce la plus fréquente du premier groupe est *Leucauge sp.* (Araneida: Tetragnathidae) tandis que dans le second groupe, on retrouve les araignées de la famille des *Salticidae*, *Thomisidae*, *Oxyopidae* et *Heteropodidae* (Domergue et Pirot, 2008).

2.3.3.3. Entomopathogènes

Les entomopathogènes regroupent les bactéries, les virus, les champignons, les protozoaires et les nématodes entomophages. Selon Grimm et Führer (1998), les champignons entomopathogènes *Beauveria bassiana* et *Metarhizium anisopliae* sont

efficaces contre certains Hétéroptères ravageurs de *J. curcas*, tels que *Leptoglossus zonatus* et *Pachychoris klugii*. Ils peuvent causer un taux de mortalité de 99% pour *L. zonatus* et 64% pour *P. klugii* (Grimm et Führer, 1998).

2.3.4. Influence des facteurs abiotiques

Au Sénégal, les niveaux d'attaques des ravageurs seraient relativement faibles en zones sahéliennes et soudano-sahéliennes, intermédiaires dans la zone du fleuve Sénégal et très forts dans les zones humides (Amsallem, 2014). Des Hétéroptères aphidiphages sont observés en plus grand nombre dans les parcelles de cultures non désherbées (Guettala, 2009). Les attaques des ravageurs et des maladies sur *J. curcas* peuvent être limitées par l'entretien des parcelles (Nacro et Lengkeek, 2011). *J. curcas* est plus sensible aux ravageurs et aux maladies quand il est cultivé en pure que lorsqu'il est associé à d'autres cultures annuelles (Amsallem, 2014).

Chapitre III: Méthodes de lutte contre *Calidea panaethiopica*

Ce chapitre présente des moyens de lutte généraux, parce qu'il n'existe pas encore de méthode de lutte avérée contre *C. panaethiopica*.

3.1. Introduction

J. curcas est une plante 'récemment' introduite dans les systèmes de culture des producteurs africains. A cet effet, ces derniers ont peu de maîtrise sur la gestion des principaux ravageurs de cette culture. Ainsi, trop peu de méthodes appropriées de gestion du ravageur sont actuellement développées. De manière classique, il existe plusieurs moyens de lutte qui permettent de réduire l'impact des ravageurs sur la plante en culture ou sur les graines stockées.

3.2. Lutte culturale

La méthode de lutte culturale est la méthode de lutte qui fait appel aux pratiques culturales classiques comme le choix de la zone de culture, la rotation des cultures, la préparation du sol, l'entretien de la culture, la manipulation des dates de semis et de récolte. Elle permet souvent de rendre le milieu directement ou indirectement défavorable aux ravageurs tout en ayant un effet favorable pour la plante cultivée ou le produit agricole entreposé. Au Burkina Faso, *J. curcas* est cultivé en association avec d'autres cultures. Cette association permet aux plants de *J. curcas* de profiter de l'entretien apporté aux cultures de subsistance (Bazongo, 2011). Cependant, toute association de la culture de *J. curcas* avec d'autres Euphorbiacées est à proscrire car celles-ci partagent les mêmes bioagresseurs. C'est le cas pour l'hévéa et, plus fortement encore, pour le manioc. Le risque d'infestation par des ravageurs et de transmission de pathogènes entre ces plantes et *J. curcas* est réel (Amsallem, 2014). Pour protéger les stocks, les graines sont conservées dans des sacs en jute ou en polyéthylène remplis aux 3/4 et le reste de la cendre sèche ou du charbon. Les graines sont stockées dans un endroit sec et aéré et à des températures les plus basses possibles (Nacro et Lengkeek, 2011). Dans le cas des plantations pures, un sarclage régulier est nécessaire afin de lutter contre les feux de brousse, les maladies et les insectes et de réduire la compétition avec les adventices pour les nutriments, l'eau et l'espace (Nacro et Lengkeek, 2011). Dans le cas du bouturage, des prélèvements sont faits sur de plants sains et robustes car de plants malades sont susceptibles de propager des maladies et des insectes.

3.3. Lutte variétale

Cette méthode fait appel à la recherche sur la sélection de variétés de *J. curcas*, les plus productives, capables d'assurer une certaine rentabilité aux producteurs. A cet effet, le projet Recherche et Développement (R&D) « Sélection génétique de *Jatropha* » mis en oeuvre par *Jatropha Mali Initiative* (JMI) dans le cadre du Programme d'appui au développement et à la structuration de la filière paysanne de *Jatropha* / Biocarburant mérite une attention particulière (Vinay et Vermeulen, 2013). Nacro et Lengkeek (2011) recommandent de planter des arbres de *J. curcas* dont la semence provient de plusieurs plantes vigoureuses et de plusieurs régions géographiques. Cette pratique permet d'obtenir une grande diversité génétique ce qui réduit le risque d'infestation par les déprédateurs.

3.4. Lutte chimique

Cette méthode consiste à utiliser des substances toxiques pour détruire des ravageurs et autres organismes indésirables (Lambert, 2010). Elle est très onéreuse pour les petits exploitants à faibles revenus. Cette méthode peut constituer non seulement un risque pour la santé de l'utilisateur et du consommateur, une source de pollution de l'environnement et des chaînes alimentaires, mais également un grand risque économique lié à la possibilité d'échec des récoltes due aux sécheresses. La protection de la culture de *J. curcas* ne nécessite pas pour le moment l'utilisation de pesticides trop onéreux. Cependant, l'application de carbosulfan (1 ml pour 3 l d'eau) et d'imidaclopride (1 ml pour 3 l d'eau) au moment de la fructification permet de contrôler les insectes suceurs tels que les punaises et certains acariens (Ranga Rao *et al.*, 2010). Les populations de punaises peuvent être régulées grâce à des insecticides chimiques incluant du chlorfluazuron, du diflubenzuron et du lambda-cyhalothrin (Ranga Rao *et al.*, 2010). Eu égard aux nombreux inconvénients liés au coût et à l'utilisation des pesticides, ces dernières années, les efforts pour la protection de *J. curcas* ont été plus orientés vers l'utilisation d'agents biologiques et d'extraits de plantes, seuls ou en combinaison (Amsallem, 2014.). A cet effet, plusieurs plantes dont le neem (*Azadirachta indica*) permettent le contrôle des ravageurs de la plante. Ces biopesticides présentent un réel avantage par rapport à leurs équivalents chimiques du fait de leur faible rémanence, de leur faible toxicité pour l'homme et de leur mode d'action sur les ravageurs. En effet, des solutions à base de feuilles de neem, de papayer ou de graines de piment peuvent être utilisées pour protéger la plante de *J. curcas* contre les insectes (Nacro et Lengkeek, 2011). Selon la même source, la semence peut être trempée pendant 12 heures dans une solution d'amendes de neem afin de lutter contre les champignons responsables de maladies et certaines espèces d'insectes qui attaquent les jeunes plants.

Bidiga (2014) rapporte que la meilleure réduction de populations de *C. panaethiopica* et *Aphthona sp.* sur *J. curcas* a été obtenue grâce à l'extrait aqueux de neem macéré pendant 48 h. Contre les chenilles défoliatrices, notamment *Pempelia sp.*, dès leur apparition, il est recommandé d'utiliser un insecticide à base de neem (Ranga Rao *et al.*, 2010), cela réduit la ponte des imagos. Du fait de sa faible rémanence (la matière active se dégrade vite), il est nécessaire d'utiliser du neem fraîchement récolté. Amsallem (2014) signale que pour lutter contre les cochenilles et autres insectes ravageurs, il est possible d'utiliser un extrait composé de feuilles de *J. curcas* écrasées mélangées à l'huile de *J. curcas* (10 kg de feuilles broyées dans 2 à 3 l d'eau et 10 cl d'huile de *J. curcas*).

3.5. Lutte biologique

Il existe une importante microfaune constituée essentiellement de prédateurs et de parasitoïdes, qui contribue à réguler naturellement les populations des ravageurs de *J. curcas*. Parmi ceux-ci, le groupe le plus important est celui des araignées qui se divise entre les araignées à toile et les araignées chasseuses. Pour Domergue et Pirot (2008), l'espèce la plus fréquente dans le premier groupe est *Leucauge sp.* (Araneida: Tetragnathidae). Dans le second groupe, ce sont les araignées de la famille des Salticidae, Thomisidae, Oxyopidae et Heteropodidae. Les Hyménoptères *Notanisomorphella borborica* et *Apleurotropis lamellata* (Eulophidae) sont des parasitoïdes importants de la mineuse de feuilles, tandis que les parasitoïdes *Trissolcus spp.* (Hymenoptera: Scelionidae) et les champignons, *Beauveria bassiana* (Hypocreales : Ophiocordycipitaceae) et *Metarhizium anisopliae* (Hypocreales : Clavicipitaceae) permettent de réduire les populations des Hétéroptères principalement *Leptoglossus zonatus* et *Pachycoris klugii* (Grimm et Führer, 1998 ; Minengu *et al.*, 2014). *Telenomus remus* (Scelionidae) est un parasitoïde des oeufs de *P. morosalis*. Ce dernier peut être également parasité par *Stegodyphus sp.* (Arachnida : Eresidae). Les larves de *Spodoptera litura* sont parasitées par *Microplitis manilae* (Braconidae) (Ranga Rao *et al.*, 2010). Abdoul Habou *et al.* (2013) ont observé que *Scutellera nobilis* est parasité au stade larvaire par quatre Hyménoptères *Trathala flavo-orbitalis* (Ichneumonidae), *Bracon hebetor* (Braconidae), *Brachymeria nephandidis* (Chalcidae) et *Podagrion hayati* (Torymidae).

SECONDE PARTIE : ETUDES EXPÉRIMENTALES

Chapitre I : Importance économique de *Calidea panaethiopica*

1. Introduction

La plante de *J. curcas* est exposée aux attaques de nombreux insectes ravageurs, dont *C. panaethiopica*, un Hétéroptère de la famille de Scutelleridae. Cette espèce est très répandue au Burkina Faso, observée dans 60 % des plantations du pays (Rouamba, 2011). Les larves et adultes de l'insecte se nourrissent des fleurs et fruits de *J. curcas* (Planche IV), entraînant ainsi des pertes en quantité et qualité de la graine. Leurs attaques provoquent l'avortement des fleurs par assèchement et l'apparition des taches brunes nécrosantes sur les fruits entraînant des graines malformées ou souvent vides.

Cependant, il n'existe pas encore des données précises sur les pertes en rendement en graine de *J. curcas* dues aux attaques de ce ravageur. C'est pourquoi, l'objectif de cette étude est d'estimer les pertes en rendement de graines de *J. curcas* dues aux attaques de *C. panaethiopica* en zone sud-soudanienne du Burkina Faso.



Planche IV : Adultes et larves de *C. panaethiopica* s'attaquant aux fleurs et fruits de *J. curcas*. Adulte de *C. panaethiopica* s'alimentant d'inflorescences de *J. curcas* (a); Adulte de *C. panaethiopica* se nourrissant d'un fruit jaune de *J. curcas* (b); Larves de 4^e stade sur des fruits mûrs bruns (c).

2. Matériel et méthodes

2.1. Site de l'expérimentation

L'étude a été conduite du 13 août au 15 octobre 2013, dans le village de Mouna au Burkina Faso, (11° 8' N ; 2° 4' W, 370, 95 m). Mouna est situé à 4 km au nord-ouest de Léo, chef-lieu de la province de la Sissili.

La plantation de *J. curcas* utilisée pour cette étude avait une superficie de 10000 m². Les plantes de *J. curcas* ont été plantées en 2009, réparties sur 12 lignes avec 8 m entre les lignes et 2 m entre les plantes. Chaque ligne comptait 41 plantes.

La commune de Léo est située en zone sud-soudanienne du Burkina Faso. Le climat est caractérisé par une saison sèche qui court de novembre à avril et une saison pluvieuse s'étalant de mai à octobre. La pluviométrie moyenne annuelle varie entre 900 mm et 1200 mm. Celle enregistrée au cours de l'année 2013 était de 1042 mm (DPASA, 2013), avec une température moyenne de 27,46 °C et une humidité relative de 66,28 %.

Les formations végétales rencontrées dans la région sont du type savane arborée, composée de *Butyrospermum parkii*, *Parkia biglobosa*, *Azelia africana*, *Anogeissus leiocarpus*, *Pterocarpus erinaceus*, *Burkea africana*, *Isobertinia doka*, *Tamarindus indica*, *Crossopteryx febrifuga*, *Adansonia digitata* et *Combretum spp.* Il y a aussi divers types d'herbes et de Cypéracées dans des endroits marécageux (Negussie *et al.*, 2014).

2.2. Méthodes

Nous avons utilisé 25 plants de *J. curcas* L. âgés d'au moins 4 ans, produits en association avec la patate douce. Sur les lignes, tous les plants ont été choisis de façon aléatoire et portaient des inflorescences, fleurs et fruits. Les 25 plants ont été encagés avec une toile de mousseline à mailles très fines. Chaque cage a été de 2,6 m de hauteur et 5,6 m de diamètre. La mousseline a été attachée à l'arbre. Deux manches d'entrée ont été placées à différentes hauteurs de la mousseline (1,4 m et 2,1 m du niveau du sol) pour faciliter des observations à l'intérieur de la cage. Avant de placer le filet, chaque plant sélectionné a été inspecté pour s'assurer avec soin qu'il n'y avait pas de *C. panaethiopica* (oeufs, larves ou adultes). Les plants ont été infestés par *C. panaethiopica* pendant 10 semaines (13 août au 15 octobre 2013) (Planche V).



Planche V: Plant de *J. curcas* encagé. Ouverture située à 1,40 m du sol pour faciliter les observations (a).

Le dispositif expérimental a été un bloc de Fisher à 5 traitements et 5 répétitions. Les traitements étaient constitués de plants de *J. curcas* encagés, âgés d'au moins 4 ans avec des couples adultes de *C. panaethiopica*. Les traitements ont été composés de T0 (0 couple), T1 (4 couples), T2 (8 couples), T3 (16 couples) et T4 (20 couples). Tous les traitements ont été encagés et infestés le même jour et dans les mêmes conditions. Les observations entomologiques ont été réalisées une fois par semaine jusqu'à la maturation complète des fruits de chaque plant encagé.

Les fruits mûrs de couleur jaune, brun-noir et les fruits verts qui sont tombés par le fait de *C. panaethiopica*, ont été récoltés par pied, comptés et leur nombre enregistré. Ils ont été collectés dans des sachets en plastique puis ramenés au laboratoire où ils ont été pesés grâce à une balance de précision et décortiqués. Les graines endommagées (malformées ou vides) ont été séparées des graines saines qui ont pleines et souvent dures au toucher. Les graines endommagées et saines de chaque plante ont été comptées et enregistrées. Ensuite, les graines de chaque plante encagée ont été séchées pendant une

semaine sur des bâches en plastique dans une salle bien aérée, puis pesées et conservées séparément dans des sachets étiquetés.

A partir des données collectées sur le terrain, les calculs suivants ont été effectués:

$$\text{-taux de graines endommagées} = \frac{\text{Nombre de graines endommagées}}{\text{Nombre de graines endommagées} + \text{nombre de graines saines}} \times 100$$

-nombre de fruits;

-poids des fruits;

-poids des graines saines;

-poids des graines endommagées.

Le pourcentage moyen de perte en rendement de graines de *J. curcas* dû aux dégâts de *C. panaethiopica* a été déterminé selon la formule de Walker (1987):

$$P (\%) = \frac{R_m - Y_i}{R_m} \times 100$$

Où:

P = perte en rendement des graines due aux dégâts de *C. panaethiopica*

R_m = rendement maximal en l'absence de *C. panaethiopica*

Y_i = rendement de i traitement.

3. Analyses statistiques

Les données ont été analysées à l'aide du logiciel Statview version. 5.0.0.0. Les moyennes significativement différentes ont été séparées par le test de la plus petite différence significative de Fischer (LSD) au seuil de 5%. Les représentations graphiques ont été réalisées grâce au tableur Excel du logiciel Microsoft Office 2010.

4. Résultats

4.1. Taux de graines endommagées

L'analyse du taux de graines endommagées a révélé une différence significative (ddl = 4; S² = 6052; F = 6,52; P < 0,001) entre les traitements. Les résultats ont montré que le taux de graines endommagées a été plus élevé en T3 et T4 (36,83%) qu'en T0 et T1 (10,50 %) (Fig. 1).

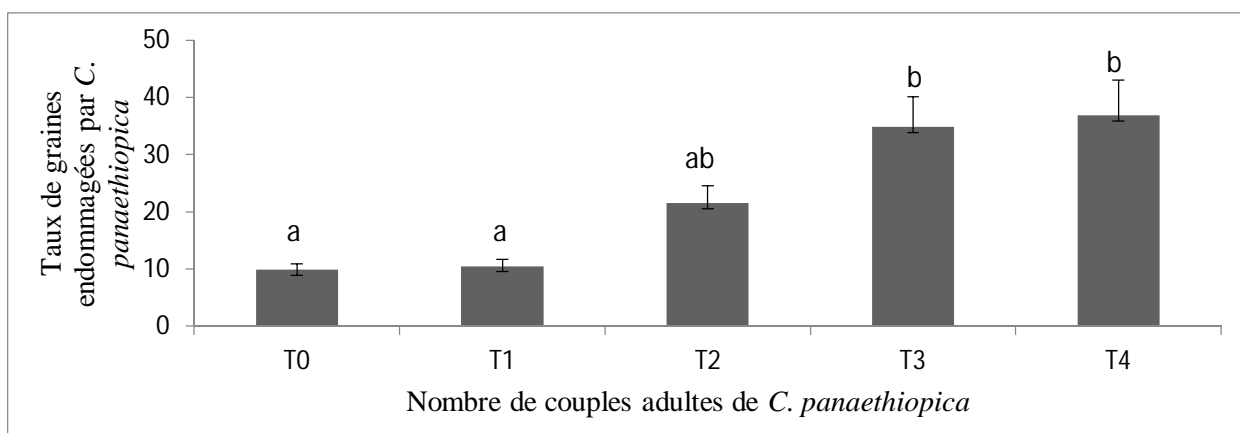


Figure 1 : Taux de grains endommagés de *J. curcas*.

Les barres représentent les déviations standards (\pm SD) et les mêmes lettres au-dessus de barres verticales indiquent des groupes homogènes au seuil de 5% selon le test de LSD de Fischer.

Il existe une corrélation positive ($R^2=0,959$) entre le nombre de couples adultes du ravageur introduits dans la toile mousseline et le taux de grains de *J. curcas* endommagés (Fig. 2). Cette corrélation indique que le nombre d'individus du ravageur est lié au niveau des grains endommagés.

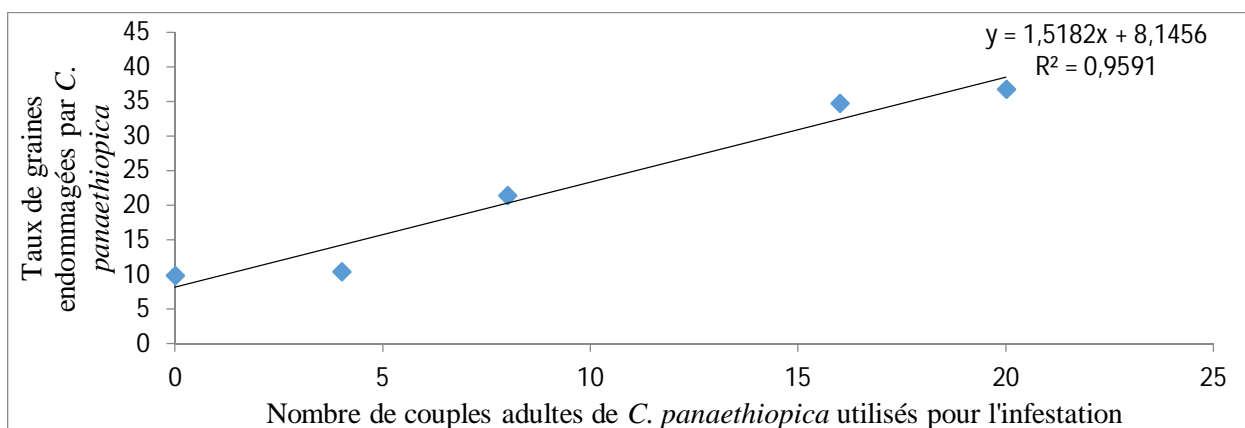


Figure 2: Régression linéaire entre le taux de grains endommagés et le nombre de couples adultes de *C. panaethiopica*

4.2. Nombre moyen de fruits

L'analyse de variance du nombre moyen de fruits n'a révélé aucune différence significative ($ddl = 4$; $S^2 = 4331$; $F = 1,08$; $P < 0,3$) entre les traitements (Fig. 3).

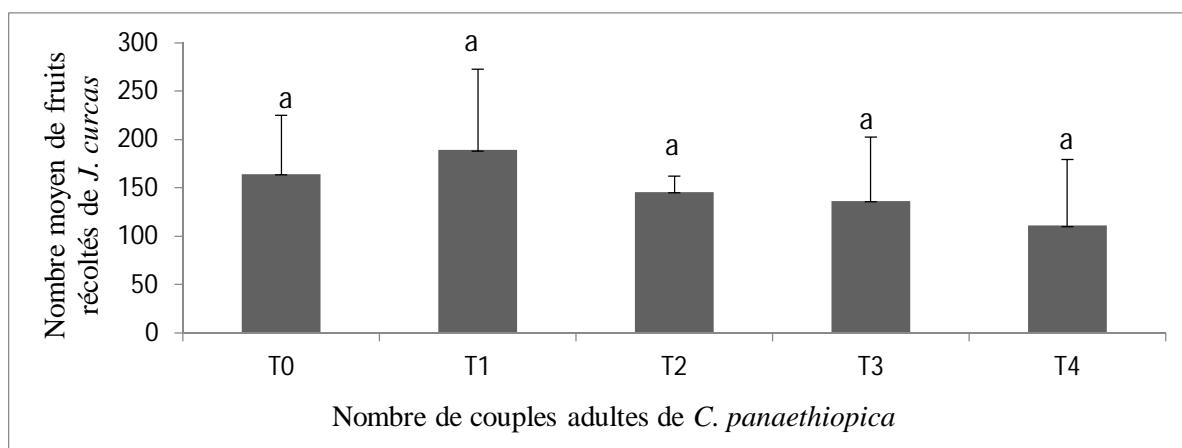


Figure 3: Nombre moyen de fruits récoltés de *J. curcas* en fonction des traitements.

Les barres représentent les déviations standards (\pm SD) et les mêmes lettres au-dessus de barres verticales indiquent des groupes homogènes au seuil de 5% selon le test de LSD de Fischer.

4.3. Poids moyen de fruits récoltés

L'analyse de variance du poids moyen des fruits récoltés a révélé une différence significative ($ddl = 4$; $S^2 = 1066459,3$; $F = 3,94$; $P < 0,01$) entre les traitements, avec T1 et T2 présentant des fruits qui pèsent plus lourd que T3 et T4 (Fig. 4).

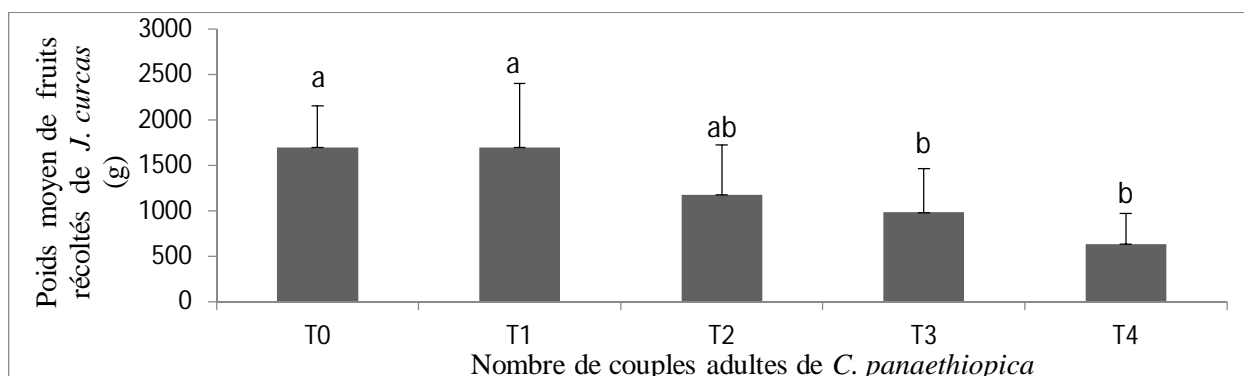


Figure 4: Poids moyen de fruits récoltés de *J. curcas*.

Les barres représentent les déviations standards (\pm SD) et les mêmes lettres au-dessus de barres verticales indiquent des groupes homogènes au seuil de 5% selon le test de LSD de Fischer.

4.4. Nombre moyen de graines saines

Les résultats de l'analyse de variance du nombre moyen de graines saines révèlent une différence significative ($ddl = 4$; $S^2 = 56065,9$; $F = 3,5$; $P < 0,02$) entre les traitements, avec T0 et T1 qui ont produit plus de graines que T3 et T4 (Fig. 5).

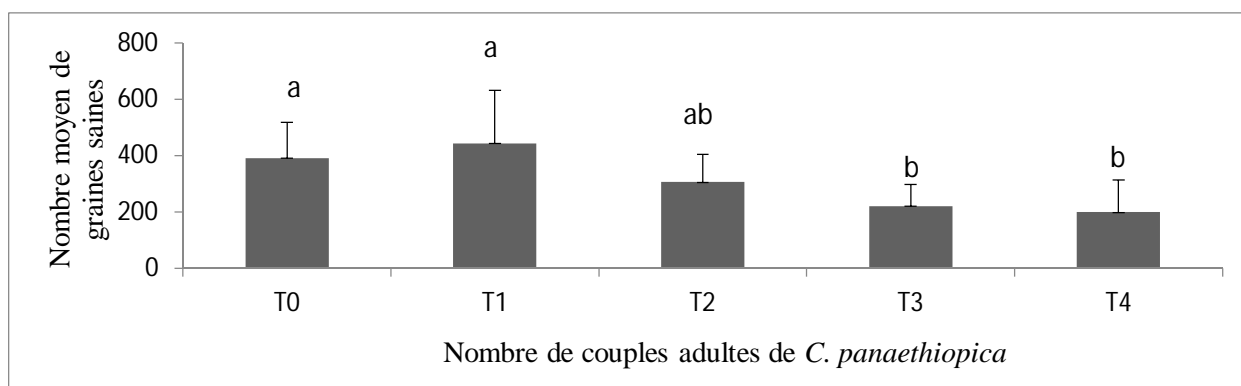


Figure 5 : Nombre moyen de graines saines de *J. curcas*.

Les barres représentent les déviations standards (\pm SD) et les mêmes lettres au-dessus de barres verticales indiquent des groupes homogènes au seuil de 5% selon le test de LSD de Fischer.

4.5. Poids moyen de graines saines

Des différences significatives entre traitements ont été trouvées à l'analyse de variance du poids moyen de graines saines ($ddl = 4$; $S^2 = 41803,8$; $F = 3,5$; $P < 0,02$). Ces différences significatives concernent d'une part T0 et T3, T0 et T4, et d'autre part T1 et T3, T1 et T4 (Fig. 6).

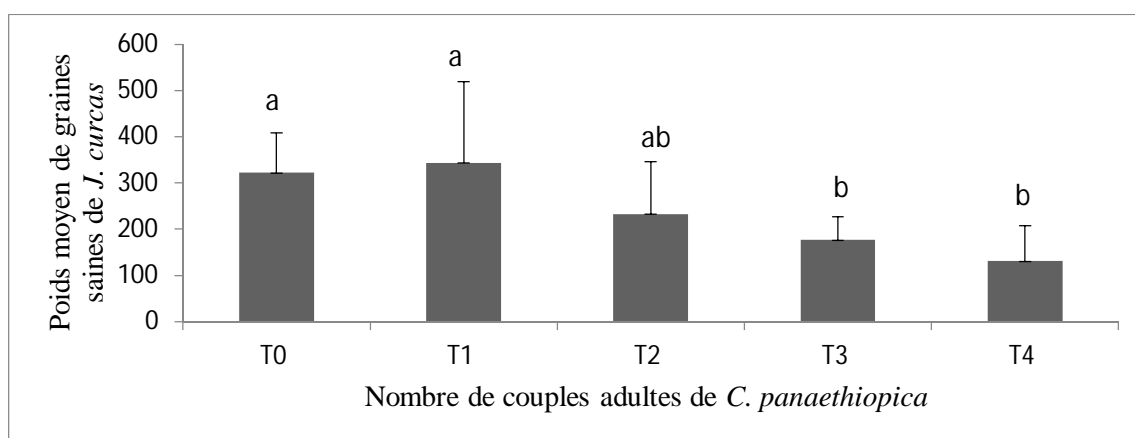


Figure 6: Poids moyen de graines saines de *J. curcas*.

Les barres représentent les déviations standards (\pm SD) et les mêmes lettres au-dessus de barres verticales indiquent des groupes homogènes au seuil de 5% selon le test de LSD de Fischer.

4.6. Estimation des pertes en rendement de graines de *Jatropha curcas*

Le rendement moyen de graines de *J. curcas* a varié de 322 g (T0) à 130,98 g (T4). Il y a une forte corrélation linéaire positive ($R^2 = 0,912$) entre le poids moyen de graines et le nombre de couples adultes de *C. panaethiopica* (Fig.7). Un gain de rendement non

significatif de 7% a été observé en T1 tandis que le taux moyen de perte en rendement de graines de *J. curcas* était de 59% en T4.

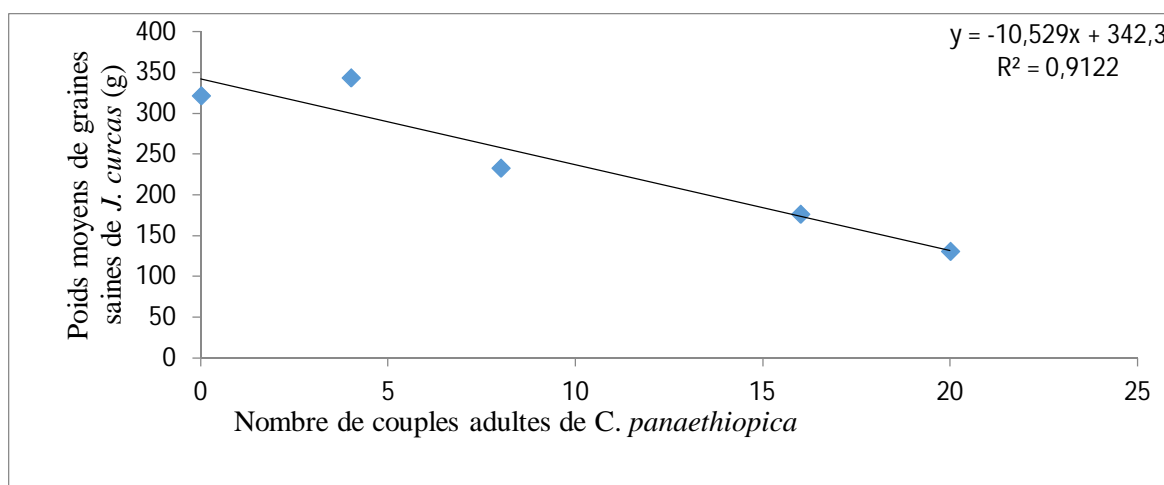


Figure 7: Régression linéaire entre le poids moyen de graines saines de *J. curcas* et le nombre de couples adultes de *C. panaethiopica*.

5. Discussion

L'étude sur l'estimation des pertes en rendement graines de *J. curcas* dues aux attaques de *C. panaethiopica* a montré clairement qu'un nombre relativement élevé d'adultes de *C. panaethiopica* peut endommager un nombre considérable de fruits de l'arbuste et baisser le rendement de près 59%. Les 9,9% de graines endommagées de *J. curcas* observés au niveau du témoin (T0), pourraient être expliqués par le fait que l'expérience a été mise en place en août 2013, quand quelques-unes des plantes portaient des fleurs qui ont été déjà endommagées avant la mise en cage. Cependant, tous les traitements ont été réalisés dans les mêmes conditions. Le taux moyen de perte en rendement a été proportionnel au nombre de couples adultes de *C. panaethiopica* utilisés pour l'infestation à l'exception de T1.

Nos résultats sont cohérents avec ceux rapportés par Nielsen (2010) à travers des études conduites en Guinée Bissau. Cet auteur a rapporté des pertes en rendement graine de *J. curcas* allant jusqu'à 20%, dues aux attaques de *C. dregii*, une espèce cousine de *C. panaethiopica*. Terren *et al.* (2009) ont rapporté un taux d'attaques de 33% dû à *C. panaethiopica*. Nowak (2010) a rapporté qu'au Kenya, *C. panaethiopica* était l'un des principaux ravageurs des fruits de *J. curcas*. Heller (1996) a rapporté que *C. dregii* et *N. viridula* endommageaient sévèrement les fruits de *J. curcas*. Abdoul Habou *et al.* (2013) ont observé qu'au Sud-Est du Niger, des espèces du genre, *Dysdercus sp.*, *N. viridula*, *C. panaethiopica* et deux du genre *Leptoglossus* (*L. zonatus* et *L. gonagra* (Fabricius 1775)

appartenant aux familles des Pentatomidae, Coreidae, Pyrrhocoridae et Scutelleridae causaient des dégâts non négligeables aux fleurs et aux fruits de *J. curcas*.

Grimm (1996) a estimé à 18,5% les pertes en rendement de graine dues à plusieurs espèces des Héteroïptères dans les plantations de *J. curcas* au Nicaragua. Grimm et Maes (1997) ont observé qu'au Nicaragua les Héteroïptères, *Leptoglossus zonatus* et *Pachycoris Klugii* sont des ravageurs des fruits de *J. curcas* et causent l'avortement prématuré des fruits et des graines mal formées et creuses entraînant la réduction de rendement.

Grimm (1999) a rapporté que la punaise des fleurs, *Hypselonotus intermedius* Distant (Heteroptera : Coreidae) est un pollinisateur de *J. curcas*. Cependant, à forte population, cette espèce réduit le nombre de fruits qui vont mûrir. Shanker et Dhyani (2006) et Legendre (2008) ont rapporté également que *Agonosoma trilinearum* (Heteroptera : Scutellaridae) a causé les plus grands dommages aux plantations de *J. curcas* en Australie et à Madagascar. Khande *et al.* (2008) ont rapporté qu'en Inde, *Scutellera nobilis* (Heteroptera : Scutelleridae) est l'un des principaux ravageurs de fruits de *J. curcas* surtout, quand il est en surnombre, il cause l'avortement des fruits et la chute de fleurs, réduit la taille et le poids de graines, entraînant souvent la formation de graines vides.

En fait, la détermination de perte en rendement est complexe comme elle implique plusieurs facteurs y compris l'état physiologique de la plante, ses stades phénologiques, la période de l'attaque, la partie attaquée de la plante, la fertilité du sol, la présence d'autres stress biotiques et abiotiques (Heinrichs, 1988). En travaillant sur l'estimation de la perte en rendement du riz, Chander *et al.* (2008) ont montré que la plante de riz pouvait compenser les talles détruites dans une certaine mesure pendant la phase de croissance végétative de la plante.

Nos résultats ont été obtenus dans des conditions semi-artificielles mais peuvent être extrapolés dans les conditions naturelles.

L'importance économique de *C. panaethiopica* ayant été établie, alors l'étude de sa biologie s'avère nécessaire pour développer des méthodes de lutte.

Chapitre II: Etude du cycle de développement de *Calidea panaethiopica*

1. Introduction

C. panaethiopica est un Hétéroptère, de la famille des Scutelleridae, dont la femelle pond ses œufs sur les fruits et quelquefois sur la face inférieure des feuilles de *J. curcas*. Les larves et adultes de l'insecte se nourrissent des fleurs et des fruits de l'arbuste. Les parties attaquées du fruit présentent souvent des taches brun rouge entraînant des graines malformées et souvent vides. Compte tenu de l'importance économique de cet insecte, nous avons décidé d'étudier sa biologie dont la connaissance est indispensable à la mise au point de méthodes efficaces de lutte. Pour ce faire, nous avons mis en place un élevage de l'insecte dans le laboratoire d'Entomologie de la Fondation Fasobiocarburant à Léo, au sud du Burkina Faso.

2. Matériel et méthodes

2.1. Matériel

2.1.1. Site de l'élevage

L'étude de la biologie de *C. panaethiopica* a été réalisée du 1^{er} mai 2013 au 31 janvier 2014, au laboratoire d'Entomologie de la Fondation Fasobiocarburant à Léo dans la province de la Sissili au sud du Burkina Faso. La ville de Léo, chef-lieu de la province de la Sissili, est située à 165 km, au sud de Ouagadougou, avec comme coordonnées géographiques: 11° 5' N ; 2° 6' W et une altitude moyenne de 359,36 m. La commune de Léo se trouve en zone sud-soudanienne, caractérisée par une saison sèche qui court de novembre à avril et une saison pluvieuse s'étalant de mai à octobre.

Les données climatiques et les informations sur les formations végétales de la province de la Sissili ont été traitées dans le chapitre I. p.36. §.2.1

2.1.2. Matériel

Nous avons utilisé du matériel animal, végétal et technique.

2.1.2.1. Matériel animal

Des couples adultes de *C. panaethiopica* ont été collectés au champ et emmenés au laboratoire pour élevage. Des larves ont été élevées au laboratoire.

2.1.2.2. Matériel végétal

Des fruits de *J. curcas*, de divers stades et des fleurs ont été utilisés pour l'alimentation des insectes emmenés au laboratoire.

2.1.2.3. Matériel technique

- Une loupe binoculaire pour observation et dissection;
- Une trousse à dissection pour manipuler les insectes au laboratoire;
- Des cages en plastique de 50 cm x 40 cm ont été utilisées pour l'élevage de l'insecte;
- Du coton hydrophile a été utilisé pour humidifier le fond des cages en plastique;
- Des étiquettes pour marquer les différentes cages;
- Un pied à coulisse pour les mensurations des différents stades de développement de *C. panaethiopica* et de certains caractères morphologiques ;
- Un hygromètre Voltcraft HT-200-CE a été utilisé pour mesurer la température de la salle d'élevage.

2.2. Méthodes

Nous avons d'abord procédé au sexage des spécimens de l'insecte en étudiant les caractères morphologiques et sexuels pour séparer le mâle et la femelle. Ce travail a été fait sous loupe binoculaire et à travers des dissections de spécimens adultes capturés dans des plantations de *J. curcas* situées dans un rayon de 15 km autour de la ville de Léo.

En ce qui concerne l'élevage, 135 couples de *C. panaethiopica* ont été capturés au champ et élevés au laboratoire pendant la période allant du 1^{er} mai 2013 au 31 janvier 2014.

Le dispositif expérimental était un bloc de Fisher à 15 traitements correspondant aux couples de *C. panaethiopica* mis en élevage, et 9 répétitions correspondant aux différents mois durant lesquels cet élevage a eu lieu. A ce titre, au début de chaque mois (de mai à janvier), 15 couples de *C. panaethiopica* ont été collectés et mis en élevage au laboratoire, dans les mêmes conditions et le même jour. En effet, des adultes de *C. panaethiopica* ont été capturés dans différentes plantations de *J. curcas* situées dans un rayon de 15 km autour de la ville de Léo. Cette capture a été faite à la main car *C. panaethiopica* est un insecte relativement gros, vivant souvent en groupes sur des fruits ou des fleurs de plants de *J. curcas* et très peu mobile. Il a été par conséquent facile de capturer les adultes surtout lorsqu'ils étaient en copulation. Chaque couple capturé a été mis dans un flacon vide muni de trois trous sur le couvercle recouvert d'une toile de mousseline. Ces flacons ont été ramenés au laboratoire dans la même journée. Chacun de ces couples ainsi collectés a été mis en élevage au laboratoire dans une cage en plastique de 50 cm x 40 cm. Chaque cage a été pourvue d'une ouverture grillagée sur chacun des côtés et le toit pour assurer l'aération. Chaque ouverture d'aération fait 15 cm de long et 10 cm de large. Le grillage a été en toile de mousseline à mailles très fines et bien fixée à l'aide de la colle blanche multi usages sur

la cage en plastique, pour empêcher les larves écloses de s'échapper. La cage a été munie d'un couvercle parfaitement ajusté pour éviter que les insectes ne s'échappent. Du coton hydrophile absorbant a été imbibé et placé au fond de chaque cage pour accroître légèrement l'humidité nécessaire au développement des insectes. Ce coton a été ré-humidifié tous les deux jours. Les larves et adultes de *C. panaethiopica* ont été nourris des fleurs et fruits de *J. curcas*. A cet effet, des fruits de divers stades, ainsi que des fleurs de *J. curcas* ont été cueillis dans les plantations de *J. curcas* et conservés dans des sachets en plastique, puis ramenés au laboratoire et répartis dans chacune des cages d'élevage afin de servir de nourriture aux différents couples de *C. panaethiopica* encagés. L'alimentation des insectes a été renouvelée chaque fois que les fruits verts et jaunes de *J. curcas* sont devenus brun-noir et secs et les fleurs ont perdu leur fraîcheur. L'approvisionnement en nourriture a été fait une fois par semaine. Avant chaque approvisionnement, les cages d'élevage ont été nettoyées. Chaque cage d'élevage a été étiquetée et ne contient qu'un seul couple de *C. panaethiopica*. Les informations relatives à chaque couple (date d'élevage et zone de provenance) ont été notées dans un cahier, dans lequel sont également rapportés les paramètres observés au laboratoire.

L'élevage a été conduit dans des conditions de température (30° C en moyenne) et de lumière (12 :12) proches de celles de la nature. Les observations ont été faites deux fois par jour, 7 h du matin et 18 h du soir. La température de la salle d'élevage a été relevée 3 fois par jour, 7 h du matin, 12 h et 18 h grâce à un thermo-hygromètre, de marque Voltcraft HT. 200 CE.

Les paramètres biologiques observés au laboratoire ont été consignés dans le tableau III.

Tableau III: Paramètres biologiques de *Calidea panaethiopica* étudiés au laboratoire

Paramètres biologiques de <i>C. panaethiopica</i> étudiés au laboratoire
Durée moyenne de la pré-oviposition
Nombre moyen d'ovipositions au laboratoire
Intervalle moyen entre les ovipositions
Durée moyenne des ovipositions
Fécondité moyenne de <i>C. panaethiopica</i>
Fertilité moyenne de <i>C. panaethiopica</i>
Durée moyenne de développement des stades pré-imaginaux de <i>C. panaethiopica</i>
Durée moyenne d'incubation des œufs de <i>C. panaethiopica</i>
Durée moyenne de développement des différents stades larvaires de <i>C. panaethiopica</i>
Durée moyenne du cycle de développement larvaire de <i>C. panaethiopica</i>
Durée moyenne du cycle de développement de <i>C. panaethiopica</i>
Durée moyenne de vie des adultes de <i>C. panaethiopica</i>
Durée de vie des adultes privés d'alimentation
Œuf de <i>C. panaethiopica</i> : disposition des œufs ; couleur ; mesure de la grosseur des œufs
Mensurations (longueur et largeur) de différents stades larvaires de <i>C. panaethiopica</i>
Mensurations (longueur et largeur) de caractères morphologiques de <i>C. panaethiopica</i> mâle et femelle : corps ; tête ; abdomen ; pronotum ; antennes et rostre

Les individus issus des couples collectés au champ ont été à leur tour mis en élevage, nourris du même support alimentaire que leurs parents. Ceux qui arrivaient au stade adulte étaient comptés et placés dans des cages d'élevage puis leur évolution a été observée jusqu'à leur mort. Parmi les individus obtenus au laboratoire, 20 de chaque stade de développement ont été utilisés pour les mensurations biologiques (longueur et largeur du corps), 20 autres adultes de chaque sexe ont été utilisés pour les mensurations de certains caractères morphologiques (longueur et largeur), du corps, de la tête, du pronotum, de l'abdomen, du rostre et des antennes. Il a été également mis en élevage 20 adultes de chaque sexe mais sans aucun support alimentaire (à l'exception de l'humidification du coton) afin d'apprécier la durée de vie des adultes privés de nourriture.

Au cours de cet élevage, lorsqu'une femelle de *C. panaethiopica* pondait, ses œufs ont été automatiquement transférés dans une nouvelle cage. Cela a permis, d'une part,

d'éviter aux œufs pondus d'être attaqués par les adultes de *C. panaethiopica* (larves et adultes sont cannibales) et d'autre part, de pouvoir poursuivre normalement l'élevage.

A partir des observations faites au laboratoire sur la fécondité, le nombre d'individus morts à chaque stade de développement, le nombre total d'individus passés au stade adulte et le nombre total d'œufs pondus, il a été possible de calculer le taux moyen de mortalité de *C. panaethiopica*, au laboratoire pour chaque stade de développement.

- Fécondité moyenne = $\frac{\text{Nombre total d'œufs pondus par toutes les femelles}}{\text{Nombre total de femelles}}$
- Taux moyen de mortalité à chaque stade = $\frac{\text{Nombre d'individus morts par stade}}{\text{Nombre total d'individus au départ}} \times 100$
- Fertilité moyenne = $\frac{\text{Nombre total d'individus émergés}}{\text{Nombre total de femelles}}$
- Sex-ratio = $\frac{\text{Nombre total d'individus mâles}}{\text{Nombre total d'individus femelles}}$

3. Analyses statistiques

Les données ont été analysées à l'aide du logiciel Statview version. 5.0.0.0. Les moyennes significativement différentes ont été séparées par le test de LSD de Fischer au seuil de 5%. Les représentations graphiques ont été réalisées grâce au tableur Excel du logiciel Microsoft Office 2010.

4. Résultats

4.1. Description de *Calidea panaethiopica*

4.1.1. Stade adulte

C. panaethiopica est un insecte hétérométabole et présente sept stades de développement. Un stade œuf, cinq stades larvaires et un stade adulte. L'adulte est de couleur bleu-vert irisé, ses pièces buccales sont de type piqueur suceur. Les caractéristiques morphométriques de *C. panaethiopica* ont été récapitulées dans le tableau IV.

Tableau IV: Caractères morphologiques de l'adulte de *Calidea panaethiopica*

Caractères morphologiques mesurés	Moyenne (mm) ± Déviation standard		Nombre de spécimens
	Mâle	Femelle	
Longueur du corps	16,64 ± 0,46	17,58 ± 0,32	20
Largeur du corps	7,31 ± 0,34	8,21 ± 0,33	20
Longueur de la tête	3,001 ± 0,8	3,042 ± 0,12	20
Largeur de la tête	3,26 ± 0,17	3,39 ± 0,13	20
Longueur de l'abdomen	8,58 ± 0,26	9,16 ± 0,14	20
Largeur de l'abdomen	7,13 ± 0,13	8,17 ± 0,08	20
Longueur de pronotum	4,6 ± 0,14	5,02 ± 0,09	20
Largeur du pronotum	7,67 ± 0,23	8,3 ± 0,06	20
Longueur du rostre	7,13 ± 0,26	7,39 ± 0,31	20
Largeur du rostre	0,50 ± 0,02	0,51 ± 0,01	20
Longueur des antennes	7,03 ± 0,29	7,03 ± 0,29	20
Largeur des antennes	0,40 ± 0,02	0,40 ± 0,01	20

Le tableau IV résume les différentes caractéristiques morphométriques de *C. panaethiopica*.

La femelle et le mâle ont les mêmes ornements et la même coloration (Planche VI). La tête de l'insecte adulte est de forme conique, large au niveau des ocelles et rétrécie près du rostre. Elle porte deux raies noires longitudinales et deux gros ocelles globuleux de couleur rouge. Les antennes à cinq articles sont longues, de couleur noire. Les fémurs sont rouges, les tibias sont bleu clair à la vue extérieure et noirs à l'intérieur, et les tarsi formés des 3 articles sont noirs. Les ailes postérieures sont membraneuses tandis que les antérieures sont dures et cornées. Le pronotum, de bordure rouge, porte dans sa partie basilaire, deux petites macules noires séparées verticalement par un fin trait noir et dans sa partie postérieure, trois taches noires transverses soudées donnant la forme d'une couronne. Les angles latéraux du pronotum sont de couleur rouge, légèrement arrondis et moins proéminents. La base postérieure du pronotum est aussi large que le bord antérieur du scutellum. Le scutellum est de couleur bleu vert bronzé sur fond jaune, très développé et large qui atteint l'extrémité de l'abdomen. Il porte trois paires de taches noires disposées longitudinalement de part et d'autre d'une légère bande noire présentant l'aspect d'une feuille pennée. La face ventrale de l'insecte est de couleur rouge, porte trois paires de

petites taches noires au milieu de l'abdomen. Sur la face latérale de l'abdomen, se trouvent de petites bandes bleu sombre sur un fond doré, légèrement soudées, en forme de pyramide renversée. Les pièces buccales sont de type piqueur suceur et constituent un rostre à trois articles. Au repos, ce rostre est dirigé vers l'arrière et s'applique contre la face ventrale, entre les hanches des pattes ; au moment de s'alimenter, le rostre de l'insecte se met à la verticale, perpendiculairement à l'axe du corps.

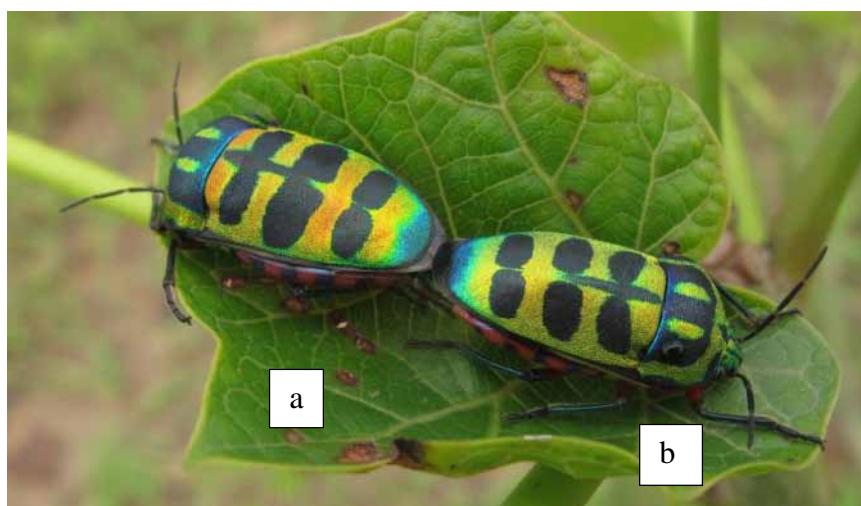


Planche VI: Couple d'adultes de *C. panaethiopica* en copulation. Femelle adulte de *C. panaethiopica* (a) ; Mâle adulte de *C. panaethiopica* (b).

4.1.2. Stades pré-imaginaux de *Calidea panaethiopica*

Les mensurations des différents stades pré-imaginaux de *C. panaethiopica* ont été résumées dans le tableau V.

Tableau V : Mensurations des différents stades pré-imaginaux de *Calidea panaethiopica*

Stades pré-imaginaux	Moyenne (mm) ± Déviation standard		Nombre de spécimens
	Longueur	Largeur	
Œuf	1,33 ± 0,1	1,33 ± 0,1	20
1 ^{er} stade	1,55 ± 0,3	1,30 ± 0,5	20
2 ^e stade	2,58 ± 0,15	1,56 ± 0,12	20
3 ^e stade	4,05 ± 0,25	3,03 ± 0,31	20
4 ^e stade	6,24 ± 0,26	4,08 ± 0,32	20
5 ^e stade	9,22 ± 0,07	6,52 ± 0,1	20

Le cycle de développement de *C. panaethiopica* comprend un stade oeuf et cinq stades larvaires. Le tableau V présente les mensurations des différents stades pré-imaginaux de l'insecte.

4.1.2.1. Stade œuf

Les œufs sont de forme ovoïde, de couleur blanc ivoire, mesurent environ 1,33 mm de grosseur. La femelle pond souvent ses œufs groupés sur les fruits et parfois sur la face inférieure de la feuille de *J. curcas* L. Ils sont souvent disposés sur plusieurs rangées soudées de 5 à 8 œufs donnant la forme d'un polygone irrégulier. La femelle dépose au cours de la ponte entre chaque paire d'œufs un liquide blanc excrémental. Le fruit de *J. curcas* constitue le site de ponte de prédilection de la femelle de *C. panaethiopica*.

De la couleur blanc ivoire au moment de la ponte, les œufs virent au jaune puis deviennent rouges avant l'éclosion (Planche VII). Les chorions restent bien fixés sur le support même après l'éclosion des larves.

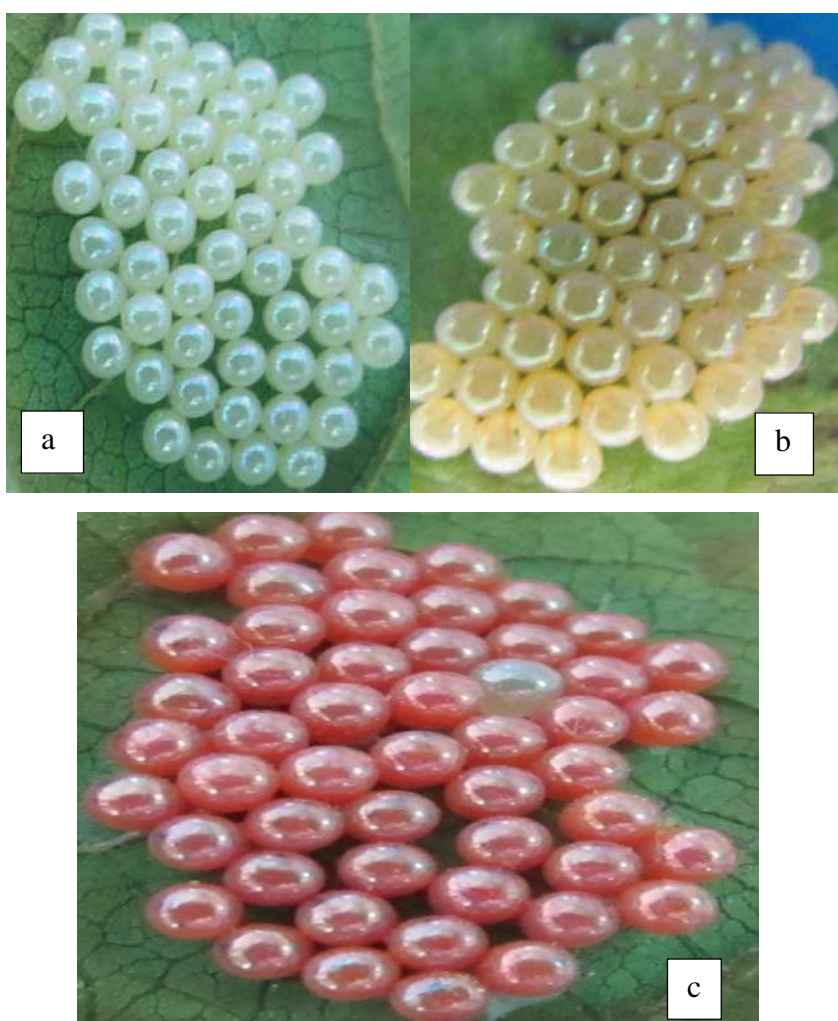


Planche VII : Evolution de masses d'œufs de *C. panaethiopica* avant éclosion. Masse d'œufs de couleur blanc ivoire fraîchement pondus (a); Masse d'œufs de couleur jaune (b) ; Masse d'œufs devenus rouges prêts à éclore (c).

4.1.2.2. Larves du 1^{er} stade

Les larves du 1^{er} stade sont légèrement globuleuses, de couleur rougeâtre, avec une tache brune étirée sur le thorax et deux légères taches noires transversales en forme de crochets sur l'abdomen. Les pattes et les antennes sont noires. Les larves du 1^{er} stade mesurent en moyenne 1,55 mm de long et 1,30 mm de large. Elles restent souvent agglutinées autour ou près des chorions vides sans se nourrir pendant 72 heures jusqu'au 2^{ème} stade avant de se disperser à la recherche de nourriture. Au laboratoire, les larves des 1^{er} et 2^{ème} stades de *C. panaethiopica* ont toléré la privation de nourriture jusqu'au 3^{ème} stade.

4.1.2.3. Deuxième et 3^{ème} stades larvaires

Du point de vue morphologique, les larves des 2^e et 3^e stades sont semblables. Elles sont de forme allongée, de couleur bleu sombre sur un fond vert irisé sur le thorax. L'abdomen porte trois traits noirs étirés et horizontaux; une cornicule prolonge l'abdomen. Cependant, il est facile de les distinguer par leurs tailles. Les larves du 2^{ème} stade sont plus bleu sombre et mesurent en moyenne 2,58 mm de long et 1,56 mm de large. Les larves du 3^{ème} stade sont de coloration légèrement vert clair, sont plus volumineuses que celles du 2^{ème} stade et mesurent 4,05 mm de long et 3,03 mm de large.

A ces deux stades, les larves sont souvent très mobiles surtout s'il n'y a pas de fruits et des fleurs à côté d'elles. Elles se déplacent à la recherche de nourriture. A partir du 2^{ème} stade, les larves prennent la coloration de l'adulte, mais elles sont dépourvues d'ailes et présentent un mode de vie identique (s'attaquent aux fruits, fleurs et aux œufs de *C. panaethiopica*).

4.1.2.4. Quatrième et 5^{ème} stades larvaires

Les larves des 4^e et 5^e stades, sont très proches d'un point de vue morphologique. Elles sont de forme allongée mais légèrement infléchie, de couleur bleu vert irisé avec des taches noires. Elles ont été différentes par leurs mensurations morphométriques. Les larves du 4^{ème} stade mesurent en moyenne 6,24 mm de long et 4,08 mm de large tandis que celles du 5^{ème} stade font en moyenne 9,22 mm de long et 6,52 mm de large. Les larves du 4^{ème} stade présentent sur le dos, un bourgeon alaire, de forme arquée, de coloration bleu-foncé au-dessus et rouge vers le bas. Chez les larves du 5^{ème} stade, le scutellum est vert clair sur un fond jaune légèrement vif et l'ébauche des ailes fortement prononcée et complètement rouge.

Les larves et les adultes se nourrissent de fruits et de fleurs de *J. curcas* L., et peuvent entraîner la malformation des graines et l'avortement des fleurs.

Durant tous les 5 stades larvaires (Planche VIII), *C. panaethiopica* se comporte généralement de façon grégaire. Mais l'insecte devient solitaire au fur et à mesure qu'il traverse les stades et la véritable dispersion ne commence qu'après la mue imaginale.

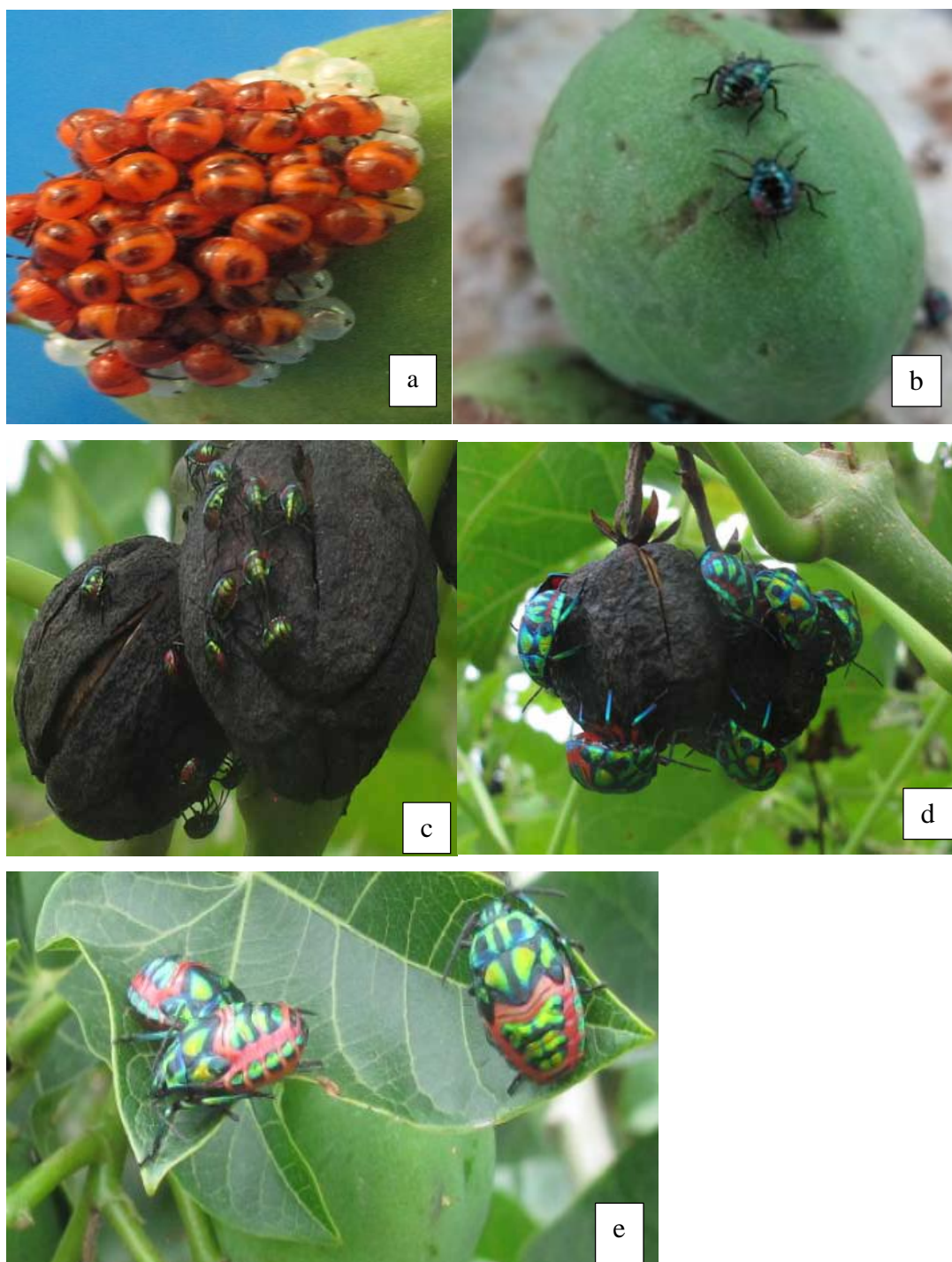


Planche VIII : Larves de différents stades de *C. panaethiopica*. Larves du 1^e stade (a) ; Larves du 2^e stade (b) ; Larves du 3^e stade (c) ; Larves du 4^e stade (d) ; Larves du 5^e stade (e).

4.2. Etude de quelques paramètres biologiques de *Calidea panaethiopica*

4.2.1. Taux moyen de mortalité de *Calidea panaethiopica* au laboratoire par stade

Le taux cumulé de mortalité de *C. panaethiopica* observé au laboratoire a été de 79,7 %. L'analyse de variance du taux moyen de mortalité de *C. panaethiopica* au laboratoire pendant les différents stades de développement a révélé une différence significative (ddl= 6 ; F=1531 ; P < 0,0001) entre les stades de développement sauf entre celui de l'œuf et du 1^e stade larvaire. Le taux moyen de mortalité le plus faible observé au laboratoire, a été enregistré au stade œuf soit 1,8% d'œufs avortés tandis que le taux moyen de mortalité le plus élevé a été observé au 2^{ème} stade larvaire, soit 36 % (Fig. 8).

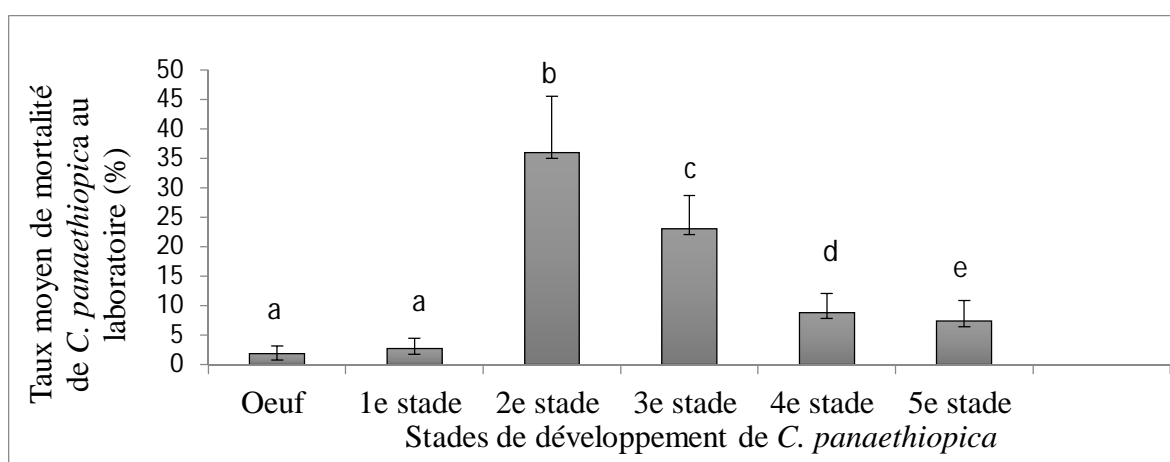


Figure 8: Taux moyen de mortalité de *C. panaethiopica* en fonction du stade de développement de l'insecte. Les barres représentent les déviations standards (\pm SD) et les mêmes lettres au-dessus de barres indiquent des groupes homogènes au seuil de 5% selon le test de LSD de Fischer.

4.2.2. Sex-ratio

L'analyse de variance portant sur la sex-ratio n'a révélé aucune différence significative entre les traitements (ddl=8; F= 0,26; P < 0,9). Ainsi, la sex-ratio moyenne chez *C. panaethiopica* au laboratoire a été de 1,01 correspondant à un rapport de 1:1.

4.2.3. Nombre moyen d'accouplements

Nous avons réalisé une analyse de variance sur le nombre moyen d'accouplements de l'insecte et n'avons décelé aucune différence significative entre les différentes périodes d'élevage de l'insecte au laboratoire (ddl= 8; F= 0,4; P < 0,9). Le nombre moyen d'accouplements a été de 2,2. Cependant, le nombre d'accouplements le plus élevé a été de 2,4 observé au mois d'octobre 2013, en revanche le plus faible a été de 2, enregistré au mois de janvier 2014.

4.2.4. Temps moyen d'un accouplement

Le temps moyen d'accouplement de *C. panaethiopica* au laboratoire a été de 13 heures et 5 minutes. L'analyse de la variance réalisée sur ce paramètre au laboratoire a révélé des différences significatives ($ddl = 8$; $F = 3,1$; $P < 0,003$) entre les mois. Le plus long a été de 14 heures 16 minutes, observé au mois d'août 2013 (Fig. 9), en revanche le plus court a été de 12 heures, enregistré au mois de décembre 2013.

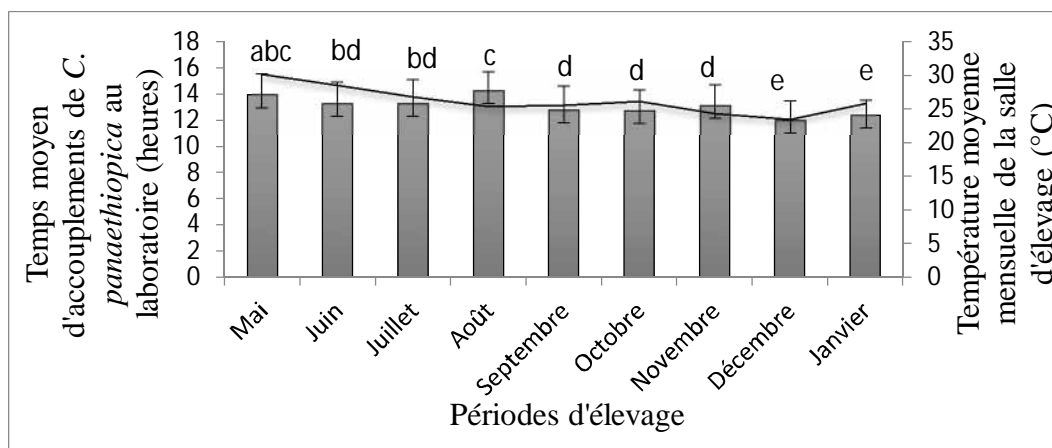


Figure 9: Temps moyen d'accouplement de *C. panaethiopica* en fonction de la température et du mois. Les barres représentent les déviations standards ($\pm SD$) et les mêmes lettres au-dessus de barres indiquent des groupes homogènes au seuil de 5% selon le test de LSD de Fischer.

4.2.5. Durée moyenne de la pré-oviposition

La durée moyenne de la pré-oviposition (période qui sépare l'émergence de la femelle adulte et la 1^{ère} oviposition) de *C. panaethiopica* au laboratoire était de 10,5 jours. Aucune différence significative n'a été mise en évidence entre les traitements ($ddl = 8$; $F = 0,8$; $P < 0,5$). Cependant, la durée la plus courte a été de 10,3 jours, observée au mois de mai 2013 en revanche la plus longue a été de 11 jours, enregistrée au mois de janvier 2014.

4.2.6. Nombre moyen d'ovipositions au laboratoire

L'analyse de variance portant sur le nombre d'ovipositions de la femelle de *C. panaethiopica* au laboratoire n'a mis en évidence aucune différence significative entre les traitements ($ddl = 8$; $F = 0,6$; $P < 0,7$). Le nombre moyen d'ovipositions de la femelle de *C. panaethiopica* a été de 3. Cependant, le nombre moyen le plus élevé a été de 3,4, observé au mois de mai en revanche le plus faible a été de 3, observé au mois de janvier.

4.2.7. Intervalle moyen entre les pontes

L'analyse de variance portant sur l'intervalle moyen entre les pontes de la femelle de *C. panaethiopica* au laboratoire a révélé des différences significatives entre les traitements (ddl= 8; F= 2,6; P < 0,01). L'intervalle moyen entre les pontes chez la femelle de *C. panaethiopica* au laboratoire a été de 3,6 jours. L'intervalle moyen le plus proche a été de 3 jours, observé au mois de mai, en revanche le plus distant a été de 4,1 jours, enregistré au mois de janvier 2014 (Fig.10).

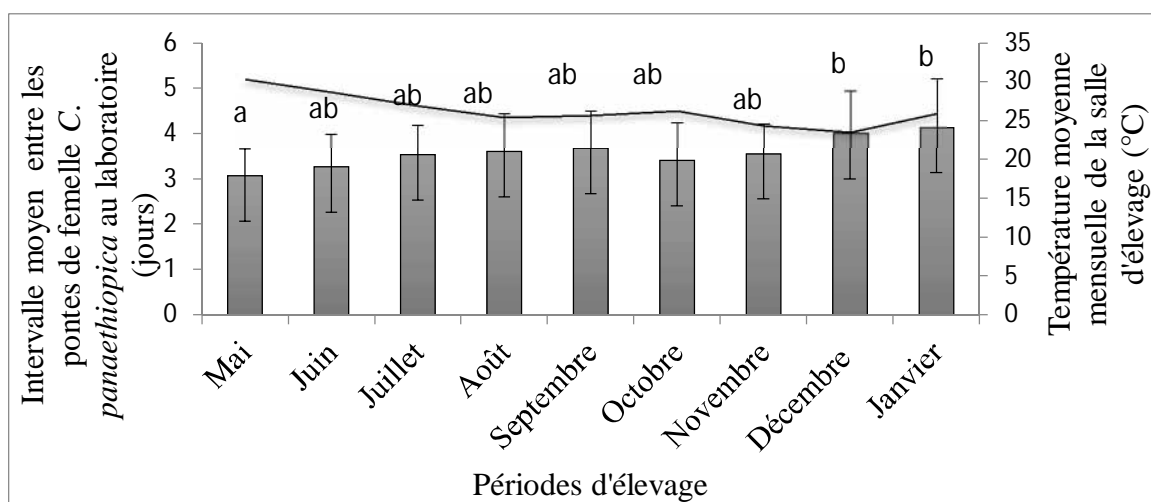


Figure 10: Intervalle moyen entre les pontes de *C. panaethiopica* au laboratoire en fonction de la température et du mois. Les barres représentent les déviations standards (\pm SD) et les mêmes lettres au-dessus de barres indiquent des groupes homogènes au seuil de 5% selon le test de LSD de Fischer.

4.2.8. Durée moyenne des ovipositions

L'analyse de variance sur la durée moyenne des ovipositions chez la femelle de *C. panaethiopica*, au laboratoire n'indique aucune différence significative entre les traitements (ddl= 8; F= 0,6; P< 0,7). La durée moyenne des ovipositions chez la femelle de *C. panaethiopica* au laboratoire a été de 10,4 jours. La durée la plus longue a été de 11 jours, observée au mois de janvier 2014, en revanche la plus courte a été de 10 jours enregistrée aux mois de mai et de juin 2013.

4.2.9. Fécondité moyenne de *Calidea panaethiopica*

L'analyse de variance portant sur la fécondité moyenne de la femelle de *C. panaethiopica* n'a révélé aucune différence significative entre les différents traitements (ddl=8; F= 0,3; P < 0,9). Le nombre moyen d'œufs pondus par une femelle de *C. panaethiopica* au laboratoire a été de 132. La fécondité moyenne maximale a été de 138

œufs, enregistrée au mois de mai 2013, en revanche la moyenne minimale a été de 126 œufs, enregistrée au mois de janvier 2013.

4.2.10. Fertilité moyenne de *Calidea panaethiopica*

L'analyse de variance du nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* produits par une femelle de *C. panaethiopica* au laboratoire n'a révélé aucune différence significative entre les différentes périodes de l'élevage (ddl= 8; F= 1,1; P < 0,3). Ainsi, le nombre d'adultes produits par une femelle de *C. panaethiopica* au laboratoire a été de 27. Le nombre moyen maximal a été de 29 adultes, observé au mois de juin 2013 tandis que le minimal a été de 25 adultes, enregistré au mois de janvier 2014.

4.2.11. Durée moyenne de développement des stades pré-imaginaux de *Calidea panaethiopica*

L'analyse de variance portant sur la durée moyenne de développement des stades pré-imaginaux de *C. panaethiopica* au laboratoire a mis en évidence des différences significatives entre les différents stades pré-imaginaux de développement de l'insecte (ddl=5; F=1337; P< 0,0001). Cependant, il n'a pas été observé une différence significative entre la durée moyenne de développement des larves des 3^e et 4^e stades (Fig. 11).

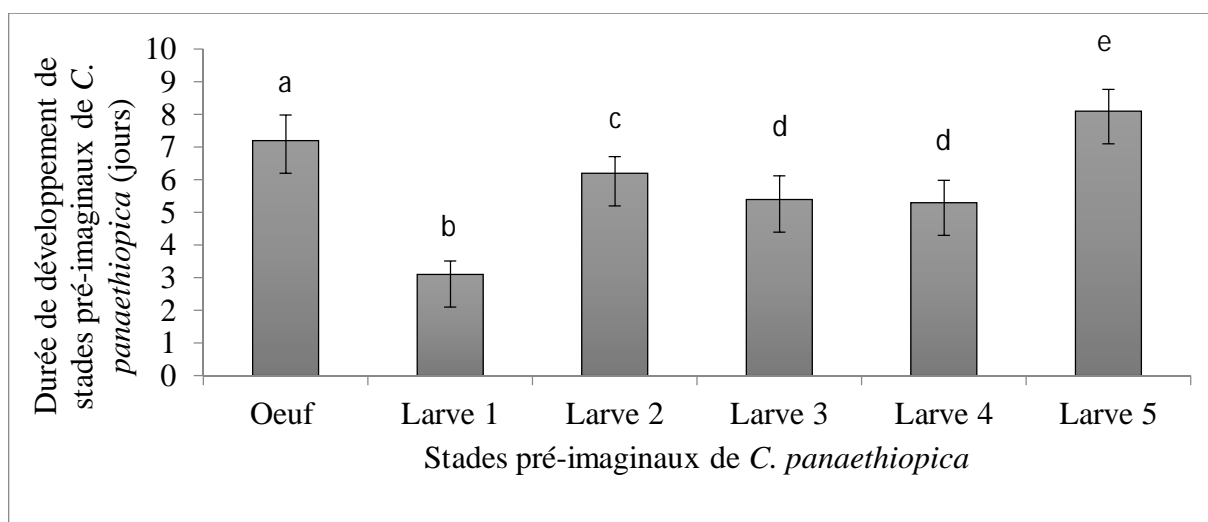


Figure 11: Durée moyenne de développement des stades pré-imaginaux de *C. panaethiopica* au laboratoire. Les barres représentent les déviations standards (\pm SD) et les mêmes lettres au-dessus des barres indiquent des groupes homogènes au seuil de 5% selon le test de LSD de Fischer.

4.2.12. Durée moyenne d'incubation des œufs

Nous avons réalisé une analyse de variance sur la durée d'incubation de l'œuf et avons mis en évidence des différences significatives entre les différents mois (ddl= 8; F= 21,73; P< 0,0001). La durée moyenne d'incubation de l'œuf de *C. panaethiopica* au laboratoire a été de 7,2 jours. La durée d'incubation la plus courte a été de 6,2 jours, observée au mois de mai 2013 (Fig.12), tandis que la plus longue a été de 8,3 jours, enregistrée au mois de janvier 2014.

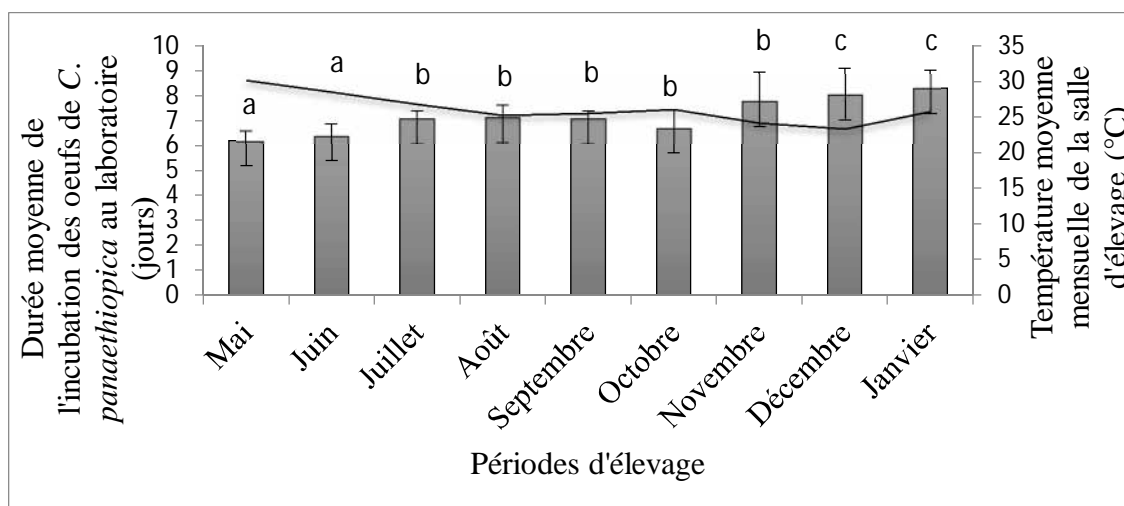


Figure 12: Durée moyenne d'incubation de l'œuf de *C. panaethiopica* au laboratoire en fonction de la température et du mois. Les barres représentent les déviations standards (\pm SD) et les mêmes lettres au-dessus des barres indiquent des groupes homogènes au seuil de 5% selon le test de LSD de Fischer.

4.2.13. Durée moyenne de développement des larves du 1^{er} stade

L'analyse de variance portant sur cette variable a révélé des différences significatives (ddl=8; F= 6,1; P< 0,0001) entre mai et décembre 2013 et également entre mai 2013 et janvier 2014. La durée moyenne de développement des larves du 1^{er} stade de *C. panaethiopica* au laboratoire a été de 3,1 jours. La plus courte a été de 3 jours, observée au mois de mai 2013 (Fig.13), en revanche la plus longue a été de 4,1 jours, enregistrée au mois de janvier 2014.

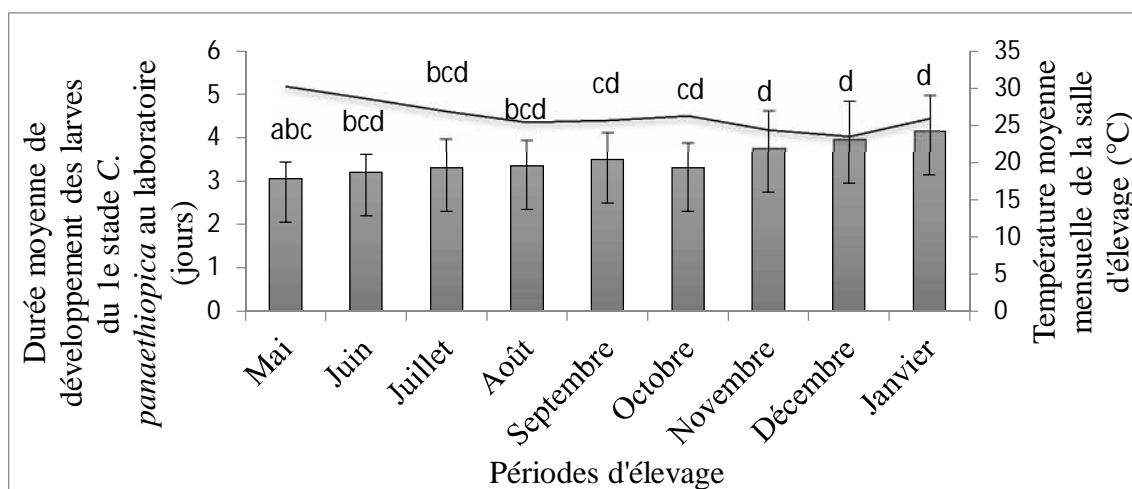


Figure 13: Durée moyenne de développement du 1^{er} stade larvaire de *C. panaethiopica* au laboratoire en fonction de la température et du mois. Les barres représentent les déviations standards (\pm SD) et les mêmes lettres au-dessus des barres indiquent des groupes homogènes au seuil de 5% selon le test de LSD de Fischer.

4.2.14. Durée moyenne de développement des larves du 2^{ème} stade

L'analyse de variance de la durée moyenne de développement des larves du 2^{ème} stade n'a mis en évidence aucune différence significative entre les différentes périodes d'élevage (ddl= 8; F= 1,4; P< 0,1). Cependant, la plus courte durée moyenne de développement de ce stade de l'insecte a été de 5,7 jours, observée au mois de mai 2013, tandis que la plus longue a été de 6,5 jours, enregistrée au mois de décembre 2013. La durée moyenne de développement des larves du 2^{ème} stade de *C. panaethiopica*, enregistrée au laboratoire a été de 6,2 jours.

4.2.15. Durée moyenne de développement des larves du 3^{ème} stade

Nous avons réalisé une analyse de variance sur la durée moyenne de développement des larves du 3^{ème} stade lors de différentes périodes d'élevage et nous n'avons trouvé aucune différence significative entre les traitements (ddl = 8; F= 0,5; P< 0,8) pour ce qui concerne cette variable. Nous avons trouvé que la plus courte durée moyenne de développement de ce stade a été de 5,3 jours observée au mois de mai 2013, en revanche la plus longue a été de 5,9 jours, enregistrée au mois de janvier 2014. La durée moyenne de développement des larves du 3^{ème} stade de *C. panaethiopica*, enregistrée au laboratoire a été de 5,4 jours.

4.2.16. Durée moyenne de développement des larves du 4^{ème} stade

L'analyse de variance portant sur la durée moyenne de développement des larves du 4^{ème} stade de *C. panaethiopica* n'a révélé aucune différence significative entre les périodes d'élevage (ddl= 8; F= 1,3; P< 0,2). Néanmoins, la plus courte durée moyenne a été de 5,2 jours, observée au mois de mai 2013, tandis que la plus longue durée moyenne a été de 6 jours, enregistrée au mois de janvier 2014. La durée moyenne de développement des larves du 4^{ème} stade de *C. panaethiopica* enregistrée au laboratoire a été de 5,3 jours.

4.2.17. Durée moyenne de développement des larves du 5^{ème} stade

L'analyse de variance portant sur la durée moyenne de développement des larves du 5^{ème} stade de *C. panaethiopica* n'a révélé aucune différence significative entre les périodes d'élevage (ddl= 8; F= 2,2; P< 0,2). Néanmoins, la plus courte durée moyenne de développement a été de 7,6 jours, observée au mois de mai 2013, tandis que la plus longue a été de 8,5 jours, enregistrée au mois de janvier 2014. La durée moyenne de développement des larves du 5^{ème} stade de *C. panaethiopica* enregistrée au laboratoire a été de 8,1 jours.

4.2.18. Durée moyenne du cycle de développement larvaire de *Calidea panaethiopica*

L'analyse de variance portant sur la durée moyenne du cycle de développement larvaire de *C. panaethiopica* nous a permis de déceler des différences significatives entre les mois de mai 2013 et de janvier 2014 (ddl = 8; F= 453; P< 0,0001) (Fig.14). Ainsi, la plus courte durée des stades larvaires de l'insecte a été de 27,05 jours, observée au mois de mai 2013 alors que la plus longue a été de 30,1 jours, enregistrée au mois de janvier 2014. La durée moyenne des 5 stades larvaires de l'insecte observée au laboratoire a été de 28,1 jours. Le 1^{er} stade a été le plus court avec une moyenne de 3,1 jours et le 5^{ème} stade larvaire a été le plus long avec 8,1 jours.

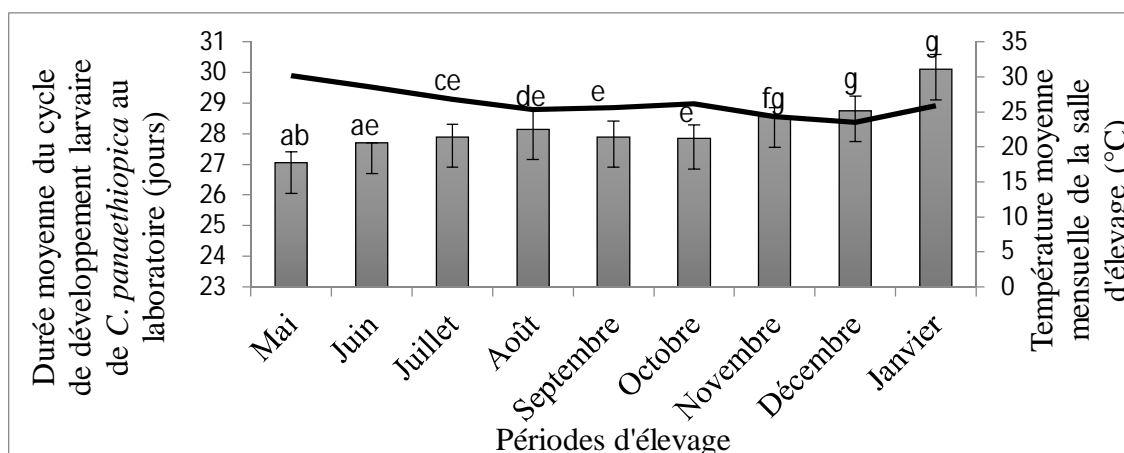


Figure 14: Durée moyenne du cycle de développement larvaire de *C. panaethiopica* au laboratoire en fonction de la température et du mois. Les barres représentent les déviations standards (\pm SD) et les mêmes lettres au-dessus des barres indiquent des groupes homogènes au seuil de 5% selon le test de LSD de Fischer.

4.2.19. Durée moyenne du cycle de développement de *Calidea panaethiopica*

L'analyse de variance portant sur la durée du cycle de développement de *C. panaethiopica* (de l'œuf à adulte) au laboratoire a révélé des différences significatives entre les mois de mai 2013 et de janvier 2014 (ddl= 8; F= 112; P < 0,0001). Ainsi, la plus courte durée moyenne du cycle de développement a été de 33,1 jours, observée au mois de mai 2013 (Fig.15), tandis que la plus longue a été de 38,4 jours, enregistrée au mois de janvier 2014. La durée moyenne du cycle de développement, observée au laboratoire, a été de 35,3 jours.

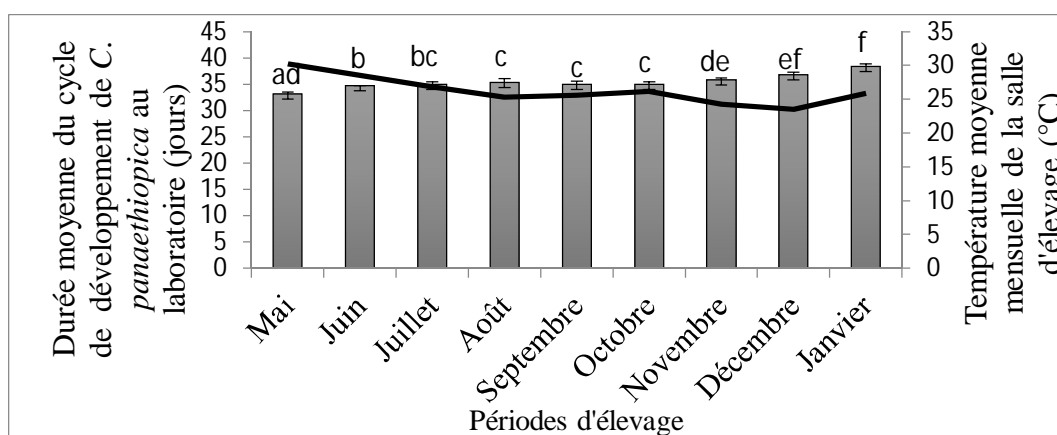


Figure 15: Durée moyenne du cycle de développement de *C. panaethiopica* au laboratoire en fonction de la température et du mois. Les barres représentent les déviations standards (\pm SD) et les mêmes lettres au-dessus de barres indiquent des groupes homogènes au seuil de 5% selon le test de LSD de Fischer.

4.2.20. Durée moyenne de vie des adultes de *Calidea panaethiopica*

L'analyse de variance portant sur la durée moyenne de vie des adultes de *C. panaethiopica* a mis en évidence des différences significatives ($ddl = 3$; $F = 187$; $P < 0,0001$), entre la femelle et le mâle régulièrement alimentés de fruits de *J. curcas*, et entre ces derniers et la femelle et le mâle privés de tout support alimentaire. La femelle de *C. panaethiopica* vit au laboratoire jusqu'à 114,5 jours tandis que le mâle de l'insecte vit en moyenne 98 jours (Fig. 16). Lorsque la femelle de *C. panaethiopica* était privée de toute alimentation, elle a pu vivre en moyenne 75,2 jours alors que dans les mêmes conditions, le mâle a survécu en moyenne pendant 68 jours.

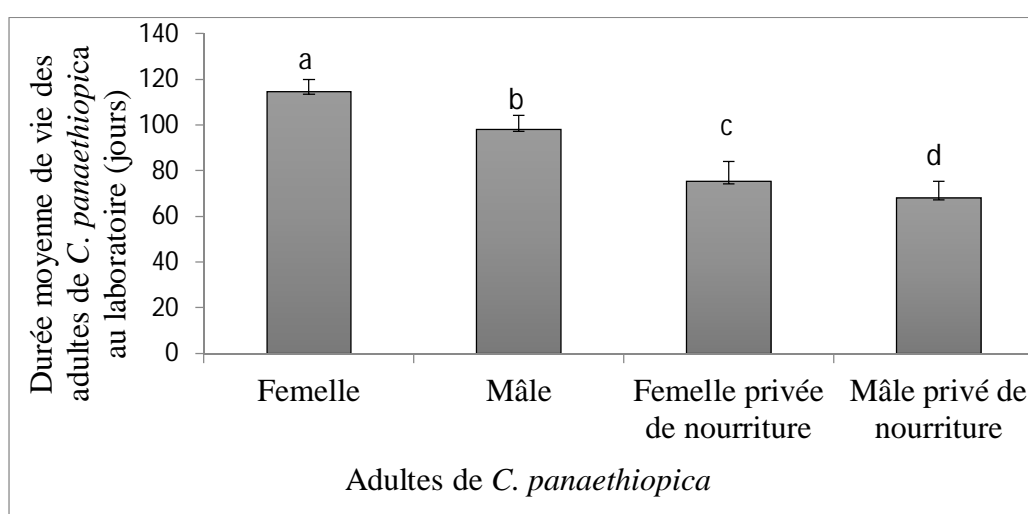


Figure 16: Durée moyenne de vie des adultes de *C. panaethiopica* nourris ou privés de nourriture dans les conditions de laboratoire. Les barres représentent les déviations standards ($\pm SD$) et les mêmes lettres au-dessus des barres indiquent des groupes homogènes au seuil de 5% selon le test de LSD de Fischer.

5. Discussion

Les résultats de l'étude de la biologie de *C. panaethiopica* au laboratoire, conduite à Léo au Burkina Faso ont montré que le temps de développement de *C. panaethiopica* a été plus long en janvier et plus court en mai. Ce résultat peut être expliqué par les variations saisonnières du climat. A l'exception de la durée du cycle de développement et de la durée de vie des adultes, les résultats de l'étude sur la biologie de *C. panaethiopica* concordent particulièrement avec les résultats des auteurs qui ont travaillé sur *C. dregii*, espèce proche de *C. panaethiopica* ou sur d'autres espèces de l'ordre des Hémiptères. En effet, Kaufmann (1966) rapporte qu'au Ghana, dans les conditions de laboratoire, les

femelles de *C. dregii* pondent des lots de 23 à 48 œufs (en moyenne 30) généralement sur la fleur et parfois sur les tiges de la plante hôte, *J. podagrica* Hooker (une Euphorbiacée du même genre que *J. curcas*) et à un intervalle moyen de 5,3 jours. La fécondité de la femelle est située entre 150 à 200 œufs et la durée de leur incubation a été de 5 à 6 jours, pour un cycle de développement complet d'environ 60 jours. La durée de vie des adultes de *C. dregii* a été d'environ 45 jours pour le mâle et 60 jours pour la femelle. Grimm et Somarriba (1998) rapportent qu'au Nicaragua, le taux de survie au laboratoire des œufs de *Pachycoris klugii*, un hétéroptère de la famille des Scutelleridae, était de 94,7 %, la mortalité larvaire était de 21,6 %, la fécondité était de 71,2 œufs, pour une moyenne de 2,4 pontes par femelle. Selon la même source, la durée cumulée des stades larvaires a été de 32,5 jours, la durée moyenne d'incubation des œufs est située entre 7-8 jours et la durée moyenne de vie des adultes a été de 105,6 jours pour la femelle et 71,4 jours pour le mâle à partir de la mue imaginale. Grimm et Somarriba (1999) ont également rapporté qu'au Nicaragua, le taux de mortalité des larves de *Leptoglossus zonatus* (Heteroptera : Coreidae) au laboratoire a été de 59,7% et le taux le plus élevé a été de 35,8 %, observé chez les larves du 2^{ème} stade. Selon les mêmes auteurs, la durée d'incubation des œufs était de 8,4 jours, celle des stades larvaires était de 25,6 jours, le 1^{er} stade étant le plus court (en moyenne 2,5 jours) et le 5^{ème} le plus long (en moyenne 6,8 jours). La durée moyenne de vie de l'insecte était de 83,6 jours pour le mâle adulte et de 87,4 jours pour la femelle. Panizzi (1989) a rapporté que dans les conditions de laboratoire (température: $25 \pm 1^\circ\text{C}$; humidité relative: $65 \pm 5 \%$ et photopériode : 14 heures), la mortalité du 2^{ème} au 5^{ème} stade de *L. zonatus* était de 41,5 %. Cocquempot (2004) indique que la punaise verte, *Nezara viridula* (Hemiptera : Pentatomidae) est un important ravageur polyphage de diverses cultures dont *J. curcas*. Il a été également rapporté que la durée de développement de *N. viridula* est directement liée à la température. Elle est d'environ 58 jours à 20 °C, 34 jours à 25°C et 23 jours à 30°C. Cette punaise pouvait vivre 9 à 10 mois.

Teetes *et al.* (1983) ont rapporté que *C. dregii* dépose des lots de 40 œufs de forme sphérique, de 1 mm de diamètre dans les plis de feuilles du sorgho. Le cycle de vie de cet insecte dure entre 23-56 jours selon la température.

Poutouli *et al.* (2011) rapportent que l'adulte de *C. dregii* peut atteindre 13 à 16 mm de long.

De ce qui précède, nous pouvons dire que nos observations concordent avec les résultats des auteurs qui ont travaillé sur *C. dregii*, espèce proche du *C. panaethiopica* ou sur d'autres espèces de l'ordre des Hémiptères.

Malgré ces ressemblances, nous avons noté une légère différence au niveau des paramètres tels que la durée de cycle de développement et la durée de vie des adultes. Cet écart pourrait être dû à la variation de la température (au Burkina Faso, la température moyenne annuelle est plus élevée que celle du Ghana), à la plante hôte ou bien aux conditions d'élevage (les nôtres ont été proches de celles du milieu naturel, tandis qu'au Nicaragua, l'élevage a été conduit dans un milieu contrôlé).

Le cycle biologique de l'insecte ayant été établi, il apparaît nécessaire d'étudier les variations d'abondance de ses populations en milieu naturel.

Chapitre III: Dynamique des populations adultes de *Calidea panaethiopica*

1. Introduction

La dynamique des populations d'un insecte est une composante de l'écologie qui vise à décrire les fluctuations des effectifs de cet insecte sur une période donnée. Elle aide à déterminer les périodes de pullulation de ses populations dans l'espace et dans le temps en fonction des facteurs biotiques et abiotiques. Or la connaissance de la biologie et de l'écologie de toute espèce d'insecte est un prérequis pour développer des méthodes efficaces de lutte contre ce nuisible. C'est dans cette perspective que nous nous sommes intéressé à l'étude de la dynamique des populations de *C. panaethiopica*, dont l'importance économique a été établie dans la première partie de notre mémoire de thèse.

L'étude de la dynamique des populations adultes de *C. panaethiopica* a été conduite dans trois sites de production de *J. curcas* (Kayéro, Pissai et Omliassan) de la province de la Sissili en zone sud-soudanienne du Burkina Faso.

Le principal objectif de cette étude est de connaître les variations d'abondance dans le temps et dans l'espace des adultes de l'insecte.

2. Matériel et méthodes

2.1. Matériel

2.1.1. Localisation des sites d'étude

L'étude de la dynamique de populations adultes de *C. panaethiopica* a été conduite du 10 décembre 2012 au 5 décembre 2013, sur les sites de Kayéro, Pissai et Omliassan. Ces sites ont été choisis parce qu'ils sont des 'points chauds' pour l'insecte. En plus, ils sont distants les uns des autres d'au moins 30 km et ils sont représentatifs de la diversité biologique de la province de la Sissili.

Le village de Kayéro est situé à 12 km au Nord de Léo sur l'axe Léo-Koudougou. Il a pour coordonnées géographiques 11° 14' 12,5" de latitude Nord ; 2° 5' 35,5" de longitude Ouest et une altitude moyenne de 334 m.

Le village de Pissai est situé à 30 km à l'Est de Léo. Il a pour coordonnées géographiques 11° 6' 14,6" de latitude Nord ; 1° 51' 23,2" de longitude Ouest, avec une altitude moyenne de 339 m.

Le village de Omliaasan est distant de 18 km au sud-ouest de Léo. Il a pour coordonnées géographiques 11° 3' 12" de latitude Nord ; 2° 11' 52" de longitude Ouest, avec une altitude moyenne de 363, 56 m. Léo est le chef-lieu de la province de la Sissili.

Les données sur le climat et les formations végétales de la province de la Sissili ont été traitées dans le chapitre I du présent mémoire de thèse.

2.1.2. Matériel technique

Le matériel végétal utilisé a été *J. curcas* produit en type de culture associé, haies vives et pur dans des plantations âgées d'au moins 4 ans (Planche IX).

Le matériel animal a été composé d'adultes de *C. panaethiopica*. Ils ont été comptés et enregistrés sur une fiche d'observations.

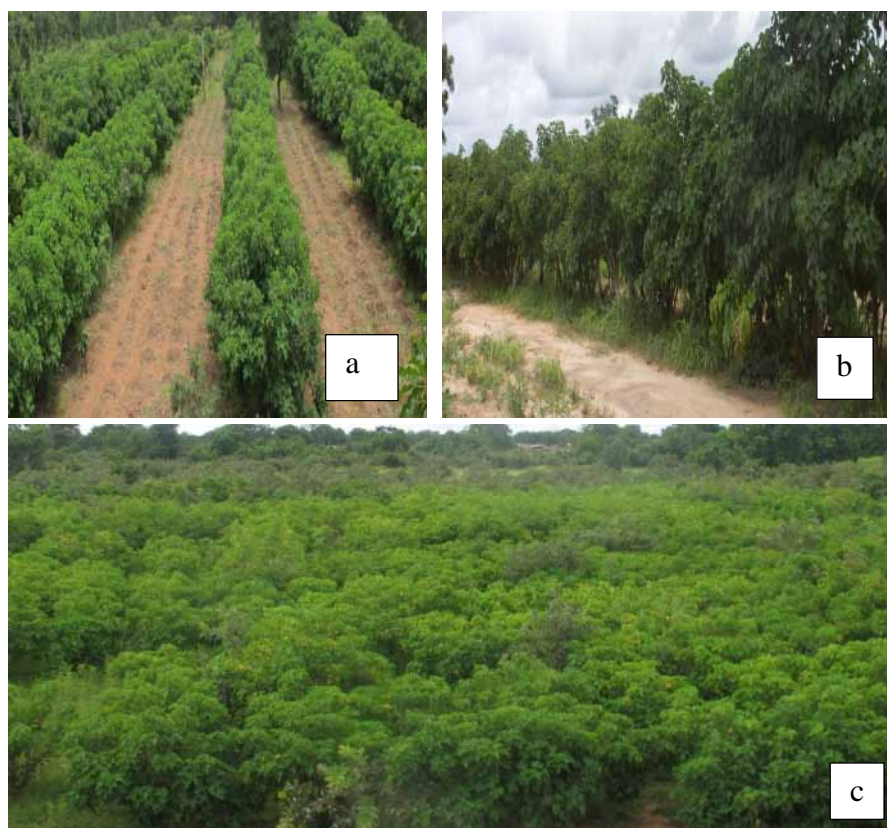


Planche IX : Différents types de plantations de *J. curcas*. Plantation associée à Kayéro (a) ; Plantation en haies vives à Pissai (b) ; Plantation pure à Omliaasan (c).

2.2. Méthodes

Avant de commencer cette étude, nous avons réalisé des prospections intenses dans toutes les localités productrices de *J. curcas* de la province de la Sissili afin de localiser les plantations qui étaient fortement infestées par *C. panaethiopica*. Ainsi, les sites de Kayéro, Pissai et Omliaasan ont été retenus pour la conduite de la présente étude. Sur chaque site,

nous avons retenu six plantations de *J. curcas* composées de 2 haies vives, 2 plantations associées et 2 plantations pures. La superficie moyenne des plantations était d'environ 1 ha.

Nous avons réalisé des observations directes dans chaque plantation retenue. Dans chaque plantation, nous avons retenu de façon aléatoire 5 plants de *J. curcas*. Sur chaque plant observé, nous avons dénombré les adultes de *C. panaethiopica* présents, sans les collecter. Nous avons également dénombré les fruits présents et noté la présence ou l'absence de fleurs. A cet effet, nous avons utilisé une échelle sur laquelle 0 décrit l'absence de fleurs sur l'arbre et 1 correspond à la présence des fleurs sur l'arbre.

Deux plants observés étaient distants de 20 ± 3 m. Nos observations ont été réalisées une fois par semaine pendant une année du 10 décembre 2012 au 5 décembre 2013. Les variables suivantes ont été calculées:

- nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* par arbre en fonction du site d'étude;
- nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* par arbre en fonction du type de plantation sur les trois sites ;
- nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* par arbre en fonction du temps sur les trois sites;
- nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* par arbre en fonction du type de plantation et du site;
- nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* par arbre en fonction du temps et du site ;
- nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* par arbre en fonction du type de plantation et du temps sur chaque site;
- nombre moyen de fruits de *J. curcas* par arbre;
- nombre moyen de fleurs de *J. curcas* par arbre.

3. Analyses statistiques

Les données ont été analysées à l'aide du logiciel GenStat 9^e édition (2007). Préalablement, les données portant sur le nombre de fruits de *J. curcas* par arbre ont été transformées par $\text{Log}_{10}(x+2)$ pour réduire les écarts entre le nombre de fruits observé pendant la période pluvieuse à celui enregistré pendant la saison sèche. Les moyennes significativement différentes ont été séparées par le test de LSD de Fischer au seuil de 5%. Les représentations graphiques ont été réalisées sur Excel Microsoft Office 2010.

4. Résultats

4.1. Nombre moyen d'adultes de *Calidea panaethiopica* en fonction du site d'étude

Les adultes de l'insecte ont été observés sur les 3 sites d'étude et tout au long de l'année. L'analyse de variance du nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* par arbre sur les trois sites a mis en évidence des différences significatives ($ddl = 2$; $S^2 = 3248,2$; $F=12,003$; $P < 0,0001$), d'une part, entre le nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* par arbre observé à Pissai (5,5) et à Kayéro (7,5), et d'autre part entre celui observé à Pissai et à Omliassan (8,3) (Fig.17).

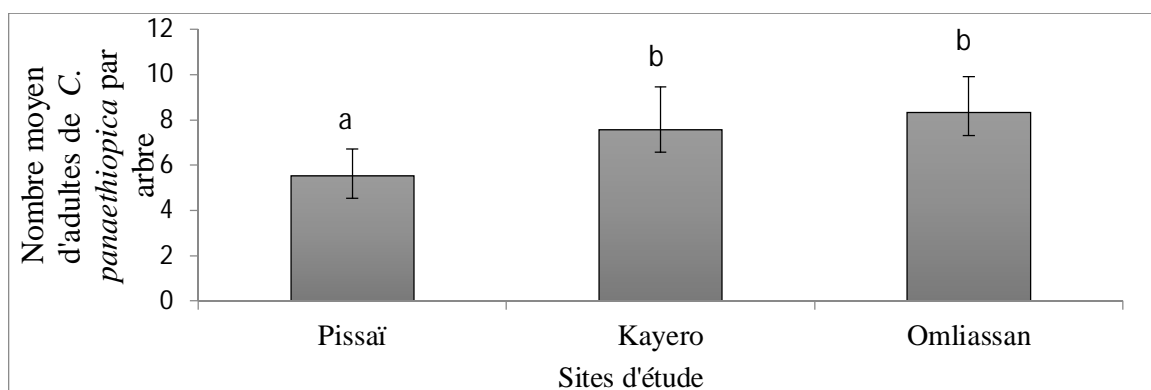


Figure 17: Nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* par arbre en fonction du site d'étude en zone sud-soudanienne du Burkina Faso. Les barres verticales indiquent les déviations standards ($\pm SD$). Les mêmes lettres au-dessus des barres indiquent des groupes homogènes au seuil de 5% selon le test LSD de Fischer.

4.2. Nombre moyen d'adultes de *Calidea panaethiopica* en fonction du type de plantation sur les trois sites

L'analyse de variance du nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* observé par arbre dans les trois types de plantation révèle des différences significatives entre les types de plantation ($ddl = 2$; $S^2 = 2100$; $F = 7,74$; $P < 0,0004$). Le nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* observé dans les plantations de type associé (5,98) est significativement différent de celui observé dans les plantations pures (8,3) (Fig. 18).

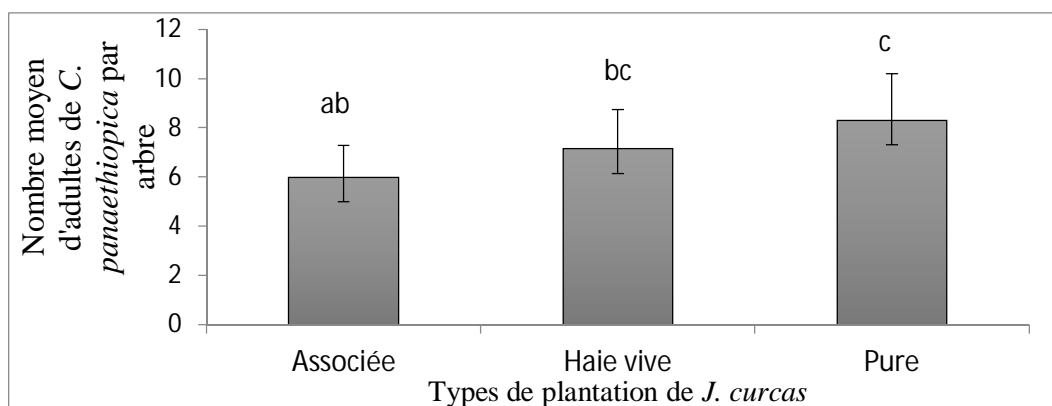


Figure 18: Nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* par arbre en fonction du type de plantation de 3 sites d'étude, en zone sud-soudanienne du Burkina Faso. Les barres verticales indiquent les déviations standards (\pm SD). Les mêmes lettres au-dessus des barres indiquent des groupes homogènes au seuil de 5% selon le test de LSD de Fischer.

4.3. Evolution du nombre moyen d'adultes de *Calidea panaethiopica* en fonction du temps sur les trois sites

L'analyse de variance du nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica*, observé par arbre pendant les différentes périodes d'observation, révèle des différences significatives entre celui observé aux mois de décembre 2012, janvier, février et mars 2013 d'une part et celui, observé aux mois de juin, juillet, août et septembre de la même année d'autre part ($ddl = 12$; $S^2 = 4974,2$; $F = 19,14$; $P < 0,0001$). En effet, les effectifs moyens d'adultes de *C. panaethiopica* ont augmenté entre avril et novembre 2013, avec un pic en juin 2013 (Fig. 19). Une diminution progressive du nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* a été observée de septembre à décembre 2013. De façon générale, les plus faibles effectifs par arbre ont été observés entre décembre 2012 et mars 2013 et ainsi qu'en décembre 2013. L'effectif le plus faible d'adultes de *C. panaethiopica* par arbre a été enregistré en février 2013.

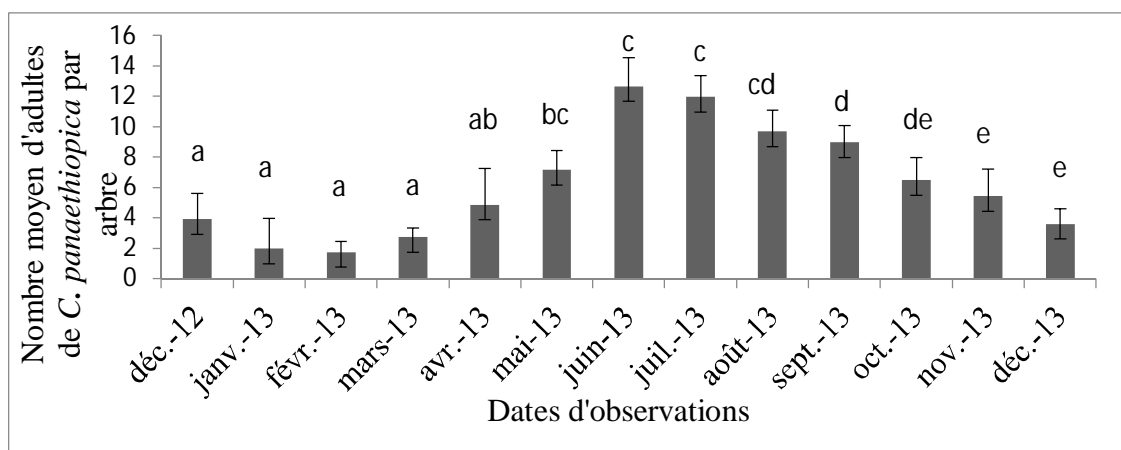


Figure 19: Nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* par arbre en fonction du temps sur les trois sites entre décembre 2012 et décembre 2013 dans la province de la Sissili, Burkina Faso. Les barres verticales indiquent les déviations standards (\pm SD). Les mêmes lettres au-dessus des barres indiquent des groupes homogènes au seuil de 5% selon le test de LSD de Fischer.

4.4. Nombre moyen d'adultes de *Calidea panaethiopica* en fonction du type de plantation et du site

L'analyse de variance du nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* par arbre, observé dans les différents types de plantations de *J. curcas* à Pissai n'a révélé aucune différence significative entre ces traitements ($ddl = 2$; $S^2 = 114,8$; $F = 0,69$; $P < 0,4$). Cependant, le nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* observé dans les plantations de type pur a été arithmétiquement plus élevé que celui observé dans les autres types de plantation.

Pour ce qui concerne, l'analyse de variance du nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* par arbre dans les différents types de plantations de *J. curcas* à Kayéro, une différence significative a été mise en évidence entre les plantations du type associé avec un nombre moyen de 6 adultes de *C. panaethiopica* par arbre et les plantations de type pur avec un nombre moyen de 9 adultes de *C. panaethiopica* par arbre ($ddl = 2$; $S^2 = 1310,8$; $F = 3,6$; $P < 0,02$).

L'analyse de variance du nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* par arbre dans les différents types de plantations de *J. curcas* à Omlissan a révélé des différences significatives entre le nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* des plantations de type associé (6,9 individus) et celui des plantations de type pur (9,7 individus) ($ddl = 2$; $S^2 = 1067,7$; $F = 3,7$; $P < 0,02$) (Fig. 20).

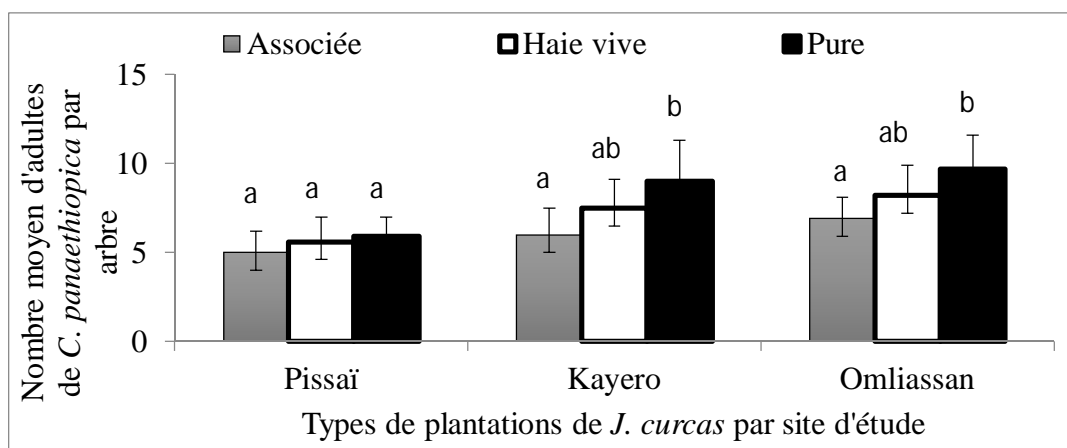


Figure 20: Nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* par arbre en fonction du type de plantation et du site, en zone sud-soudanienne du Burkina Faso. Les barres verticales indiquent les déviations standards (\pm SD). Les mêmes lettres au-dessus des barres indiquent des groupes homogènes au seuil de 5% selon le test de LSD de Fischer.

4.5. Nombre moyen d'adultes de *Calidea panaethiopica* en fonction du temps et du site

L'analyse de variance du nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* observé entre décembre 2012 et décembre 2013 dans les différents types de plantation à Pissai a révélé des différences significatives ($ddl = 12$; $S^2 = 1270$; $F = 8,1$; $P < 0,0001$) entre le nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* observé aux mois de janvier (1,4) et février (1,1) et celui enregistré aux mois de juin (10) et septembre (9). Les effectifs d'adultes de *C. panaethiopica* ont été faibles entre décembre et avril. Leur nombre moyen/arbre a augmenté entre mai et octobre, en atteignant leur valeur maximale moyenne en juin. Ensuite, une baisse des effectifs a été observée à partir de novembre. L'effectif le plus faible a été observé en février.

L'analyse de variance du nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* observé en fonction du temps à Kayéro a révélé des différences significatives ($ddl = 12$; $S^2 = 2878,1$; $F = 8,4$; $P < 0,0001$) entre le nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica*, observé aux mois de janvier (1,5) et février (1,8) et celui enregistré aux mois de juin (14,41) et juillet 2013 (14,46). Les adultes du ravageur ont été observés pendant toute la durée de l'étude. Cependant, l'abondance des adultes a varié en fonction des mois. D'une manière générale, entre décembre et mars, le nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* par arbre a été faible. L'effectif le plus faible a été observé en janvier. A partir du mois d'avril 2013, le nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* a progressivement augmenté pour atteindre un pic en juillet (Fig. 21). A partir d'octobre, une diminution progressive du nombre

moyen d'adultes de *C. panaethiopica* a été observée suivie d'une baisse considérable en décembre.

L'analyse de variance du nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* observé entre décembre 2012 et décembre 2013 dans les différents types de plantations à Omlissan, a révélé des différences significatives ($ddl = 12$; $S^2 = 1422,9$; $F = 5,1$; $P < 0,0001$) entre le nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica*, observé aux mois de janvier (3,06) et février (2,33) et celui enregistré aux mois de juin (13,58) et juillet (12,66). Le nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* a été supérieur à 10 individus par arbre pendant les mois pluvieux (juin, juillet, août) tandis que les effectifs de l'insecte ont baissé en moyenne jusqu'à 6 individus par arbre de novembre à mars. L'effectif le plus faible a été enregistré au mois de février.

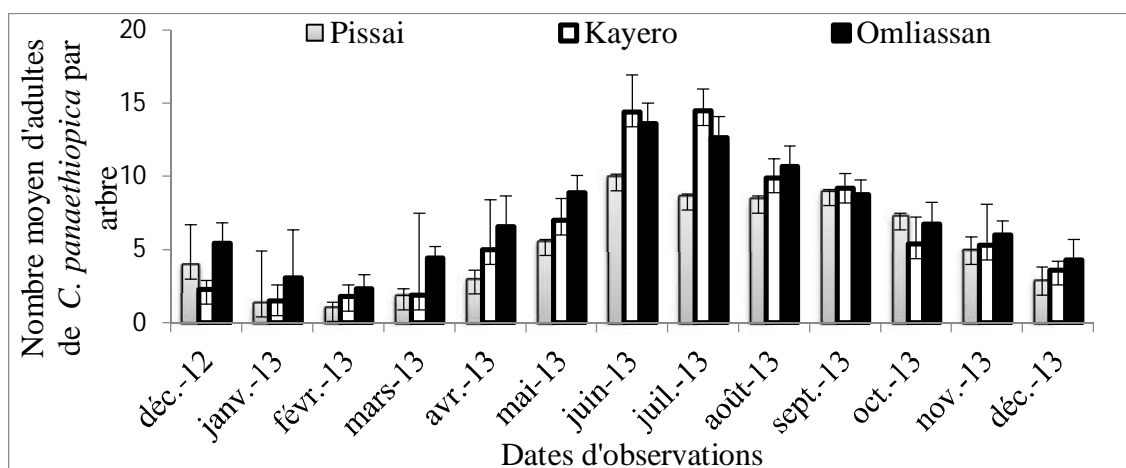


Figure 21 : Nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* par arbre en fonction du temps et du site, en zone sud-soudanienne du Burkina Faso. Les barres verticales indiquent les déviations standards.

4.6. Nombre moyen d'adultes de *Calidea panaethiopica* en fonction du type de plantation et du temps à Pissai

Les adultes de *C. panaethiopica* ont été présents dans les 3 types de plantations de *J. curcas* L. durant toute l'année à Pissai. Cependant, leur nombre moyen a varié en fonction du type de plantation et de la date d'observation. De façon générale, dans les différents types de plantations de *J. curcas*, les nombres moyens d'adultes de *C. panaethiopica* enregistrés aux mois de janvier, février et mars ont été faibles. De manière particulière, le nombre d'adultes du ravageur observé au mois de février 2013, a été le plus faible. Par contre, à partir du mois d'avril 2013, le nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* dans les différents types de plantations a augmenté. A cet effet, le nombre moyen d'adultes de

Calidea spp. a atteint son pic dans les plantations pures en juin 2013 (Fig. 22). De juillet à octobre 2013, l'évolution des populations adultes de *C. panaethiopica* dans les différents types de plantation s'est faite en dents de scie, mais, c'est dans les plantations associées que le nombre moyen d'adultes du ravageur a été le moins élevé. Une diminution progressive du nombre moyen d'adultes de l'insecte a été observée en novembre et décembre 2013.

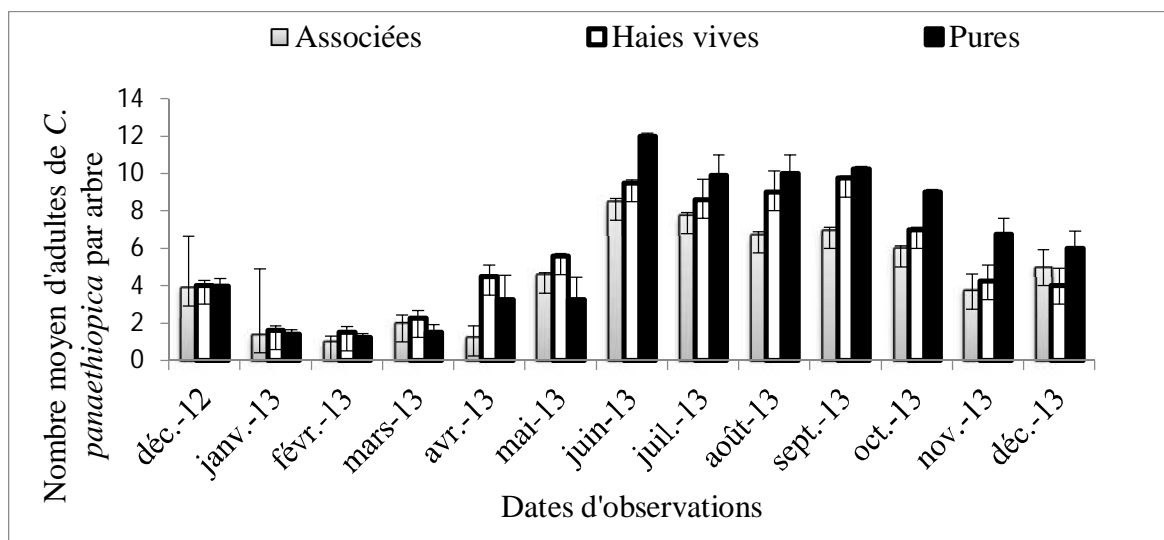


Figure 22: Nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* par arbre en fonction du type de plantation et du temps à Pissai, zone sud-soudanienne du Burkina Faso

4.7. Nombre moyen d'adultes de *Calidea panaethiopica* en fonction du type de plantations et du temps à Kayéro

Comme à Pissai, les adultes de *C. panaethiopica* ont été toujours présents dans les trois types de plantation de *J. curcas* L. entre décembre 2012 et décembre 2013 à Kayéro. Mais cette présence d'adultes de *C. panaethiopica* a varié dans le temps et selon le type de plantation. En effet, le nombre moyen d'adultes du ravageur a été en général faible et diversement réparti entre décembre et mars. A partir du mois d'avril, le nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* a commencé à augmenter progressivement dans les différents types de plantation. Le pic des adultes du ravageur a été enregistré en juillet 2013 dans les plantations pures (Fig. 23). Cependant, une évolution en dents de scie du nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* a été observée entre août et novembre. Durant cette période, les adultes du ravageur ont été moins nombreux dans les plantations du type associé que dans les 2 autres types de plantation. En décembre, une chute brutale du nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* a été constatée dans les différents types de plantation de *J. curcas* L.

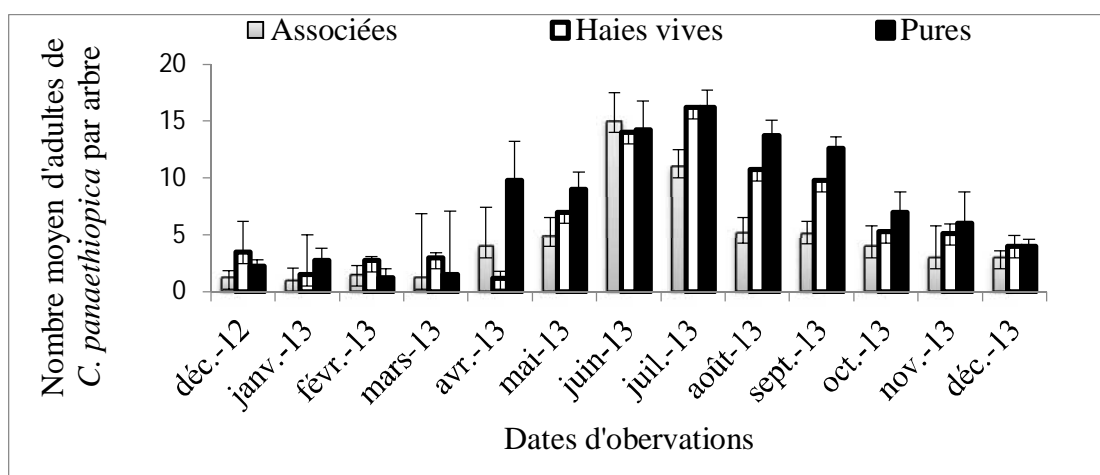


Figure 23: Nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* par arbre en fonction du type de plantation et du temps à Kayéro, zone sud-soudanienne du Burkina Faso

4.8. Nombre moyen d'adultes de *Calidea panaethiopica* en fonction du type de plantations et du temps à Omliaissan

Au cours de la période de l'étude sur la dynamique des populations, les adultes de *C. panaethiopica* ont été constamment trouvés dans les 3 types de plantation de *J. curcas* de Omliaissan. Cependant, l'importance relative du ravageur a présenté des variations en fonction du type de plantation et du temps. L'effectif des adultes de *C. panaethiopica* constaté entre décembre et mars a été faible. C'est au mois de février 2013 que le nombre d'adultes du ravageur a été le plus faible. Le nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* a progressivement augmenté dans les différents types de plantation à partir du mois d'avril 2013 et a atteint son niveau maximal en juillet 2013 dans les plantations pures (Fig. 24). De juin à décembre 2013, le nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* a été plus important dans les plantations pures mais à partir de novembre et décembre 2013, une baisse progressive du nombre d'adultes de *C. panaethiopica* a été enregistrée.

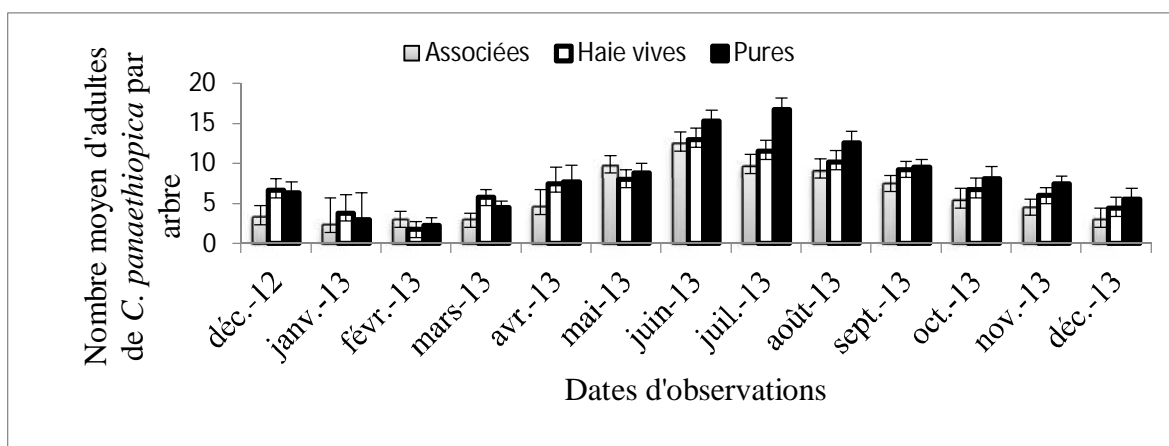


Figure 24: Nombre moyen d’adultes de *C. panaethiopica* par arbre en fonction du temps et du type de plantation à Omliaassan, zone sud-soudanienne du Burkina Faso.

4.9. Rapport entre le nombre moyen d’adultes de *Calidea panaethiopica* par arbre et le nombre moyen de fleurs sur *Jatropha curcas*

Le rapport entre le nombre moyen d’adultes de *C. panaethiopica* par arbre et le nombre moyen de fleurs sur *J. curcas* montre une relation linéaire ($R^2=0,54$) entre les deux variables. En effet, le nombre moyen d’adultes de *C. panaethiopica* par arbre a atteint sa valeur maximale 12,66, lorsque le nombre moyen de la présence de fleurs sur *J. curcas* a été le plus élevé (1) correspondant à la présence des fleurs sur toutes les plantes (Fig.25).

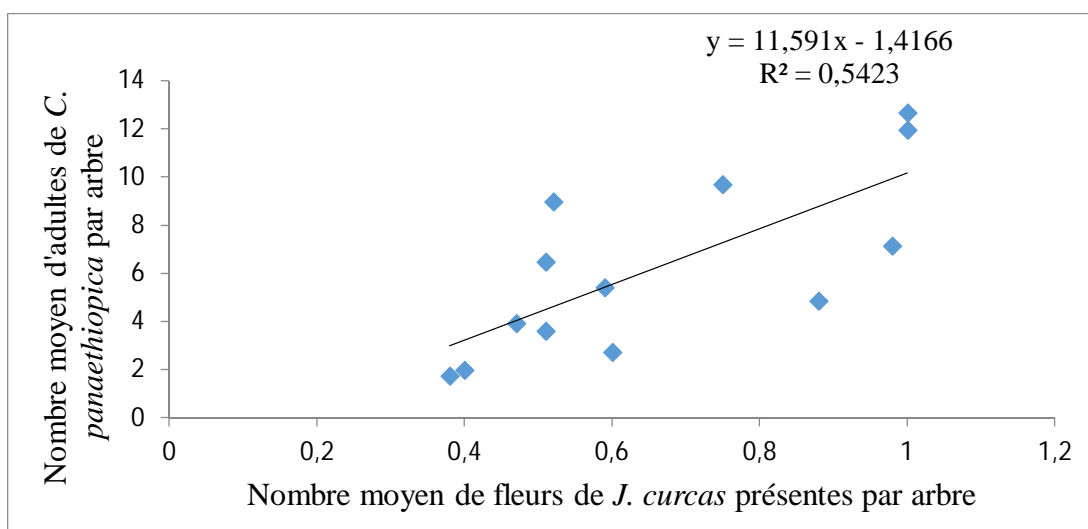


Figure 25: Régression linéaire entre le nombre moyen d’adultes de *C. panaethiopica* et le nombre moyen de fleurs sur *J. curcas*.

4.10. Rapport entre le nombre moyen d'adultes de *Calidea panaethiopica* par arbre et le nombre moyen de fruits présents par arbre

Le rapport entre le nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* par arbre et le nombre moyen de fruits de *J. curcas* présents par arbre indique une corrélation entre les deux variables. Il y a une relation linéaire ($R^2=0,627$) entre le nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* et le nombre moyen de fruits présents par arbre (Fig. 26). Cette relation signifie que la probabilité de rencontrer des adultes de *C. panaethiopica* sur les plants portant des fruits de *J. curcas* est forte.

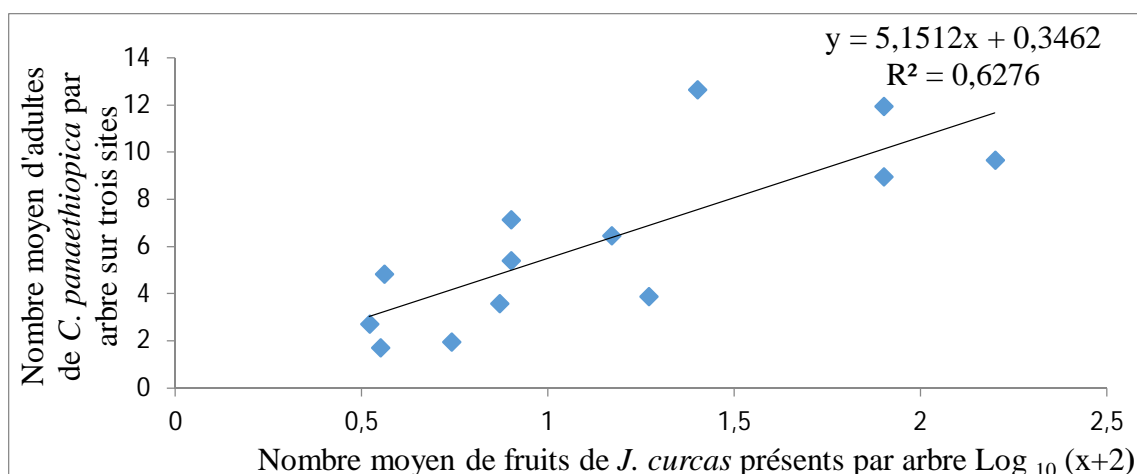


Figure 26: Régression linéaire entre le nombre moyen d'adultes de *C. panaethiopica* et le nombre moyen de fruits de *J. curcas* présents par arbre.

5. Discussion

Les travaux sur la dynamique des populations adultes de *C. panaethiopica* ont permis de confirmer la présence de *C. panaethiopica* dans les trois types de plantations de *J. curcas* de la province de la Sissili, zone sud-soudanienne du Burkina Faso. De façon générale, ce sont les plantations d'Omlissan qui ont abrité le plus grand nombre d'adultes de *C. panaethiopica*. De plus, les adultes de *C. panaethiopica* ont été plus nombreux dans les plantations pures de *J. curcas* que dans les autres types. Ce résultat pourrait être expliqué d'une part, par le fait que les plantations de cette localité étaient situées entre deux bas-fonds humides, et par conséquent, ces derniers auraient créé un certain microclimat favorable aux plantes de *J. curcas* ce qui leur a permis de garder leur fraîcheur et d'attirer plus d'adultes de *C. panaethiopica*. D'autre part, comparativement aux deux autres sites, Omlissan semble abriter une plus grande diversité végétale. Les pics de pullulations des adultes de *C. panaethiopica* sur les trois sites étudiés se situent entre juin et juillet, correspondant à la période de floraison et de fructification optimales de la plante hôte. Plus

un plant porte abondamment des fruits, plus il attire le ravageur. Vers la fin de la saison des pluies et pendant la saison sèche sur les trois sites, on observe un déclin progressif puis une forte chute des populations adultes de *C. panaethiopica* à cause des conditions défavorables en ces périodes de l'année, notamment l'absence de nourriture et la défoliation de la plante hôte associées à d'autres phénomènes tels que les feux de brousse. En effet, le niveau des effectifs semble être impacté par le type de plantation utilisé et la période de l'année. En plus de cela, nous avons observé que quand les conditions environnementales sont devenues défavorables, les adultes de *C. panaethiopica* sont regroupés souvent en grappes sur une plante de *J. curcas*, en particulier celle portant des feuilles vertes, en s'agglutinant les uns sur les autres sur la face supérieure ou inférieure d'une feuille ou à l'extrémité de bourgeons de rameaux défoliés pendant plusieurs semaines avant de reprendre leurs activités dès que les conditions redeviennent favorables. En sus, les adultes de *C. panaethiopica* peuvent migrer vers *J. gossypiifolia* qui est une Euphorbiacée sauvage voisine de *J. curcas*, très abondante dans la province de la Sissili. La particularité de *J. gossypiifolia* est qu'elle garde souvent sa fraîcheur pendant toute l'année car elle colonise généralement les endroits humides notamment les bas-fonds et la proximité des habitations.

Les résultats de nos travaux sont cohérents avec ceux obtenus par d'autres auteurs. En effet, pour Liss *et al.*, (1986), Chaubet (1992) et Guettala (2009) ont rapporté que la végétation est un facteur majeur de la richesse de l'entomofaune, et en règle générale, l'augmentation de la diversité de la végétation entraîne une augmentation de la diversité des phytophages et en conséquence de leurs prédateurs et parasites. Amsallem (2014) rapporte que *J. curcas* est plus sensible aux insectes ravageurs et aux maladies quand il est cultivé en pur que lorsqu'il est associé à d'autres cultures annuelles. En effet, la monoculture pratiquée à grande échelle peut favoriser la pullulation des populations de ravageurs. Guettala (2009) indique que les prédateurs sont plus nombreux et diversifiés en zones enherbées qu'en zones désherbées. Guettala (2009) rapporte également que des Hétéroptères aphidiphages sont observés en plus grand nombre dans les parcelles de cultures non désherbées. Nacro et Lengkeek (2011) rapportent que les attaques de plantes de *J. curcas* par des ravageurs et des maladies peuvent être limitées par l'entretien des plantations. Minengu *et al.* (2014), rapportent qu'en République Démocratique du Congo (RDC) les effectifs des populations des Hétéroptères connaissent des variations saisonnières marquées en fonction des précipitations et de l'humidité relative, qui agissent de manière indirecte sur les fluctuations des populations des principaux ravageurs de *J.*

curcas à travers la disponibilité de la ressource alimentaire. Minengu *et al.* (2014) indiquent également que les effectifs les plus élevés de ravageurs sont observés pendant la période pluvieuse. D'après Abdoul Habou *et al.* (2013) au Niger, la plupart d'espèces d'Hétéroptères ravageurs de *J. curcas* dont *C. panaethiopica* ont été capturés durant la période de floraison en juillet et août. Selon Francisco et Avila (2004), l'activité et le développement des insectes atteignent leur maximum au printemps et en été. Grimm et Führer (1998) rapportent qu'au Nicaragua et au Cap Vert, *Hypselonotus intermedius* Distant et *H. lineatus* Horvath, deux hétéroptères dont les adultes sont fréquemment rencontrés sur les fleurs de *J. curcas* atteignent leur pic en juin et juillet. Grimm et Fuhrer (1998) signalent également qu'au Nicaragua, une diminution de la disponibilité de fruits et inflorescences de *J. curcas* entraîne une diminution des effectifs de populations de *Pachycoris klugii* (Heteroptera: Scutelleridae) et de *Leptoglossus zonatus* (Heteroptera : Coreidae), deux Hétéroptères ravageurs de *J. curcas* L. Schowalter (2006) et Guettala (2009) indiquent qu'en hiver, lorsque les conditions deviennent défavorables, l'activité des insectes devient nulle et coïncide avec l'entrée en diapause de la majorité des insectes et l'abondance de ces derniers se trouve affectée.

Un des facteurs biotiques susceptibles d'influer sur la variation d'abondance des populations du ravageur est le cortège d'ennemis naturels qui lui sont associés.

Chapitre IV: Principaux ennemis naturels de *Calidea panaethiopica*

1. Introduction

Au Burkina Faso, *C. panaethiopica* est l'un des ravageurs les plus fréquents observés dans 60 % des plantations de *J. curcas* (Rouamba, 2011). Cependant, les ennemis naturels de ce ravageur sont encore méconnus. C'est pour cette raison que nous traitons dans cette partie du mémoire de thèse, les arthropodes antagonistes de *C. panaethiopica*. L'objectif de ce travail est de produire des connaissances sur les ennemis naturels associés au ravageur dans la perspective de développement d'une méthode de lutte biologique contre l'insecte.

2. Matériel et méthodes

2.1. Matériel

2.1.1. Sites de l'étude

Cette étude des principaux ennemis naturels de *C. panaethiopica* a été conduite du 3 juin 2013 au 29 mai 2014 sur les trois sites ayant servi à l'étude de la dynamique des populations adultes du ravageur à savoir Kayéro, Pissai et Omlissan de la province de la Sissili au Burkina Faso.

2.1.2. Matériel végétal

Le matériel végétal utilisé a été *J. curcas* produit en type de cultures associées, haies vives ou pures dans des plantations de 2009 à 2011.

2.1.3. Matériel animal

Le matériel animal a été composé de spécimens appartenant aux familles des Mantidae, Tarachodidae et Araneae, des adultes, larves, œufs sains ou parasités de *C. panaethiopica*.

2.1.4. Matériel technique

➤ Au champ

Des flacons en plastique ont été utilisés pour collecter les prédateurs, les adultes, larves, œufs sains ou parasités de *C. panaethiopica*, pour être emmenés au laboratoire.

➤ Au laboratoire

Des cages en plastique de 50 cm x 40 cm et du coton hydrophile ont été utilisés pour l'élevage de contact entre potentiels prédateurs et proies. De l'éthanol à 70° a été utilisé pour la conservation des spécimens. Des étiquettes ont été utilisées pour marquer les

différents flacons contenant les spécimens à identifier. Une loupe binoculaire et une autre manuelle ont été utilisées pour observer les spécimens au laboratoire.

2.2. Méthodes

Sur chacun des trois sites, six plantations de *J. curcas* L., composées de deux haies vives, deux plantations associées et deux plantations pures ont été choisies de façon aléatoire. Dans chaque plantation, 5 plants ont été retenus de façon aléatoire.

Des observations directes sur chaque plant de *J. curcas* ont été faites. Les spécimens des familles des Mantidae, des Tarachodidae et des Araneae, les œufs sains ou parasités de *C. panaethiopica* ont été répertoriés et comptés.

Les spécimens de prédateurs observés ont été photographiés et conservés dans des flacons en plastique munis de trois trous d'aération pour être emmenés au laboratoire pour élevage. Des spécimens de *C. panaethiopica* (adultes, larves, œufs sains ou parasités) ont été collectés dans des plantations différentes de celles utilisées pour cette étude, pour être utilisés en élevage de contact avec les prédateurs. Les observations ont été faites une fois par semaine pendant une année. Ce travail a permis de calculer les paramètres biologiques suivants:

- nombre moyen d'œufs sains ou parasités de *C. panaethiopica* en fonction du site ;
- nombre moyen d'œufs sains ou parasités de *C. panaethiopica* en fonction du type de plantation ;
- nombre moyen d'œufs sains ou parasités de *C. panaethiopica* en fonction du temps ;
- nombre moyen total d'œufs de *C. panaethiopica* en fonction du temps ;
- taux moyen d'œufs parasités de *C. panaethiopica* = $\frac{\text{Nombre moyen d'œufs parasités}}{\text{Nombre moyen total d'œufs}} \times 100$;
- nombre moyen de prédateurs (araignées et mantes) de *C. panaethiopica* par arbre en fonction du site ;
- nombre moyen de prédateurs par arbre en fonction du type de plantation ;
- nombre moyen de prédateurs (araignées et mantes) de *C. panaethiopica* par arbre en fonction du temps.

Au laboratoire, chaque prédateur a été mis en élevage de contact avec respectivement quatre adultes, cinq larves de différents stades et un amas d'œufs sains de *C. panaethiopica*. Ces expérimentations ont été réalisées dans des cages en plastique de 50 cm x 40 cm de dimensions, chacune bien aérée d'une persienne grillagée de 15 cm x 10 cm sur

chaque côté de la cage. La cage a été humidifiée avec du coton mouillé tous les deux jours. Les œufs parasités, collectés au champ, ont été incubés au laboratoire afin de recueillir les parasitoïdes qui ont émergé. Enfin, des adultes et larves de *C. panaethiopica* ont été également placés dans des cages d'élevage avec des œufs sains de l'insecte, afin de vérifier leur comportement cannibale éventuel. Des fruits et fleurs de *J. curcas* ont été utilisés pour l'alimentation des spécimens de *C. panaethiopica*.

Les observations ont porté sur le comportement de chaque prédateur et le devenir d'adultes, larves, œufs sains ou parasités de *C. panaethiopica*. Les observations au laboratoire ont été effectuées deux fois par jour, à 7 h du matin et à 18 h du soir.

A la fin des expérimentations, les spécimens qui ont émergé des œufs parasités de *C. panaethiopica* ont été conservés dans de l'alcool à 70°. Des étiquettes ont été utilisées pour marquer les différents flacons contenant les spécimens à identifier. Les parasitoïdes ayant émergé des œufs parasités de *C. panaethiopica* mis en élevage au laboratoire et les prédateurs de *C. panaethiopica* constitués essentiellement de nombreuses espèces des familles des Mantidae, des Tarachodidae et des Araneae ont été identifiés. Les différents spécimens des insectes ont été déterminés par Dr Georg Goergen, entomologiste à l'Institut International d'Agriculture Tropicale (IITA) à Cotonou au Bénin.

3. Analyses statistiques

Les données ont été analysées à l'aide du logiciel GenStat 9^e édition (2007). Les moyennes significativement différentes ont été séparées par le test de LSD de Fischer au seuil de 5%. Les représentations graphiques ont été réalisées avec Excel Microsoft Office 2010.

4. Résultats

4.1. Ennemis naturels associés à *Calidea panaethiopica*

Plusieurs ennemis naturels du ravageur ont été repertoriés dans la province de la Sissili au Burkina Faso. Ces ennemis naturels de *C. panaethiopica* sont présentés dans le tableau VI.

Tableau VI: Ennemis naturels de *Calidea panaethiopica* répertoriés dans la province de la Sissili au Burkina Faso

Ordre	Famille	Genre	Espèce
Hyménoptère	Scelionidae	<i>Trissolcus</i>	<i>Trissolcus basalis</i> (Wollaston)
Hyménoptère	Scelionidae	<i>Gryon</i>	<i>Gryon sp.</i>
Hyménoptère	Scelionidae	<i>Psix</i>	<i>Psix striaticeps</i> (Dodd)
Dictyoptère	Mantidae	<i>Epitenodera</i>	<i>Epitenodera sp.</i>
Dictyoptère	Mantidae	<i>Polyspilota</i>	<i>Polyspilota aeruginosa</i> (Goeze)
Dictyoptère	Tarachodidae	<i>Tarachodes</i>	<i>Tarachodes similis</i> Gillon & Roy

Trois espèces de parasitoïdes d'œufs de *C. panaethiopica*, appartenant à la famille des Scelionidae et de l'ordre des Hyménoptères ont été recensées. Les prédateurs dénombrés appartiennent aux familles des Mantidae et Tarachodidae, de l'ordre des Dictyoptères. Les prédateurs appartenant à la famille des Araneae n'ont pas été identifiés. Un adulte de *Trissolcus spp.* (Hymenoptera : Scelionidae) endoparasitoïde des œufs de *C. panaethiopica* en zone sud-soudanienne du Burkina Faso est présenté sur la Planche X. Les prédateurs de *C. panaethiopica* rencontrés dans la province de la Sissili au Burkina Faso sont présentés sur la Planche XI.

L'élevage des adultes et larves de *C. panaethiopica* au contact des œufs sains de l'insecte a révélé le comportement cannibale de celui-ci vis-à-vis de ses œufs (Planche XII).

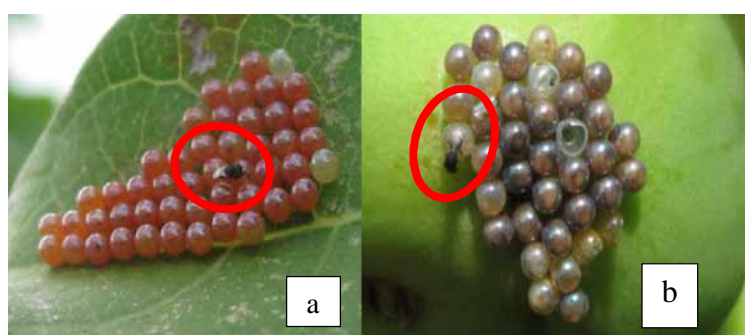


Planche X: *Trissolcus spp.* (Hymenoptera : Scelionidae). Adulte de *Trissolcus spp.* en train de parasiter des œufs de *C. panaethiopica* dont la couleur a viré au rouge (a) ; Un adulte de *Trissolcus spp.* en train d'émerger d'un œuf parasité de *C. panaethiopica* (b).



Planche XI : *Epitenodera* sp. (Dictyoptera : Mantidae) dévorant un adulte de *C. panaethiopica* au laboratoire (a); Jeune mante (Dictyoptera: Mantidae) en train de dévorer une larve du 5^e stade de *C. panaethiopica* au champ (b); une araignée non identifiée en train de manger un adulte de *C. panaethiopica* (c) ; une araignée de la famille des Salticidae s'attaquant à une larve du 4^e stade (d).



Planche XII : Comportement cannibale de *C. panaethiopica* présentant un comportement cannibale. L'adulte de l'insecte est en train de se nourrir de ses œufs au laboratoire (a); Larve du 2^e stade de *C. panaethiopica* s'attaquant à des œufs (b).

4.2. Nombre moyen d'œufs sains ou parasités de *Calidea panaethiopica* en fonction du site

L'analyse de variance du nombre moyen d'œufs sains de *C. panaethiopica* en fonction du site n'a révélé aucune différence significative entre les trois sites d'étude (ddl = 2 ; $F = 2,1$; $P < 0,1$).

Pour ce qui concerne l'analyse de variance du nombre moyen d'œufs parasités de *C. panaethiopica* en fonction du site des différences significatives ont été observées (ddl = 2 ; $F = 2,9$; $P < 0,05$) entre le site de Omlissan et celui de Pissai (Fig. 27).

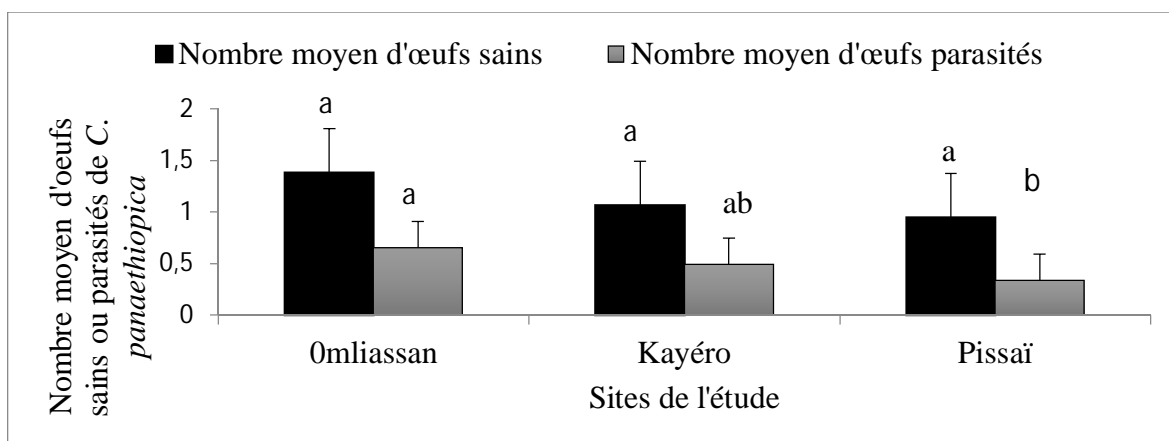


Figure 27: Nombre moyen d'œufs sains ou parasités de *C. panaethiopica* en fonction du site. Les barres verticales indiquent les déviations standards (\pm SD). Les mêmes lettres au-dessus des barres indiquent des groupes homogènes au seuil de 5% selon le test de LSD de Fischer.

4.3. Nombre moyen d'œufs sains ou parasités de *Calidea panaethiopica* en fonction du type de plantation

L'analyse de variance du nombre moyen d'œufs sains de *C. panaethiopica* en fonction du type de plantation a révélé des différences significatives (ddl = 2 ; $F = 3,1$; $P < 0,04$) entre les trois types de plantation de *J. curcas*. Des différences significatives ont également été observées (ddl = 2 ; $F = 2,8$; $P < 0,05$) entre le type de plantations pures ou associées pour ce qui concerne le nombre moyen d'œufs parasités de *C. panaethiopica* (Fig. 28).

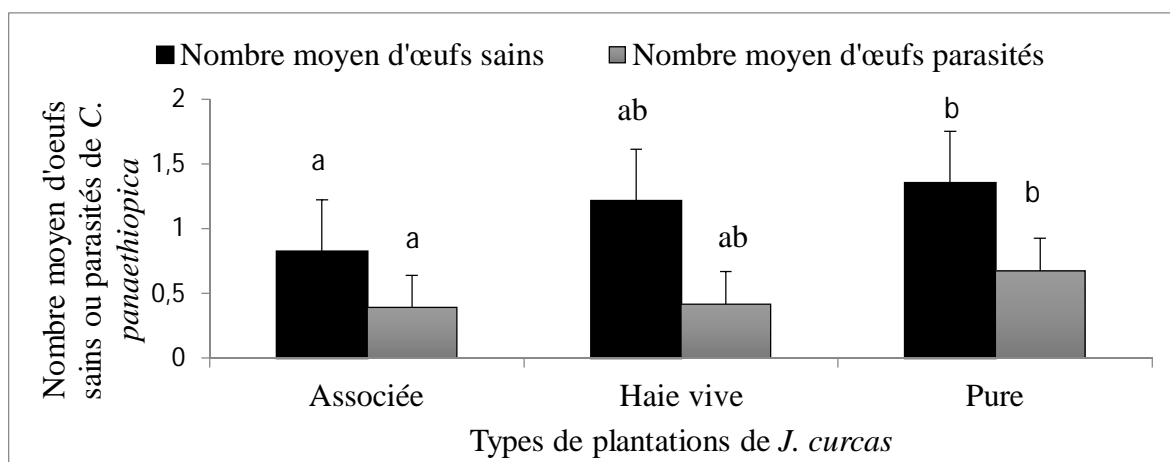


Figure 28 : Nombre moyen d'œufs sains ou parasités de *C. panaethiopica* en fonction du type de plantation. Les barres verticales indiquent les déviations standards (\pm SD). Les mêmes lettres au-dessus des barres indiquent des groupes homogènes au seuil de 5% selon le test de LSD de Fischer.

4.4. Nombre moyen d'œufs sains ou parasités de *Calidea panaethiopica* en fonction du temps

L'analyse de variance du nombre moyen d'œufs sains (ddl = 11 ; $F = 8,7$; $P < 0,001$) et celle du nombre moyen d'œufs parasités (ddl = 11 ; $F = 8,5$; $P < 0,001$) de *C. panaethiopica* en fonction du temps a révélé des différences hautement significatives entre les différentes dates d'observation.

Les œufs sains de *C. panaethiopica* ont été observés dans les plantations de *J. curcas* tout au long de la période de l'étude entre juin 2013 et mai 2014, à l'exception du mois de février 2014. Cependant, au cours de cette étude, le nombre moyen d'œufs sains de *C. panaethiopica* a varié de façon irrégulière en fonction du temps. En effet, à partir du mois de juin 2013, le nombre moyen d'œufs sains de *C. panaethiopica* a progressivement augmenté pour atteindre un pic en août (Fig. 29). A partir de septembre, nous avons observé une diminution progressive du nombre moyen d'œufs sains de *C. panaethiopica* jusqu'à leur absence complète en février 2014 puis, suivie d'une nouvelle augmentation légère et progressive des effectifs d'œufs sains à partir du mois de mars 2014.

Les œufs parasités de *C. panaethiopica* ont été observés entre juin 2013 et novembre 2013. Cependant, le nombre moyen d'œufs parasités observés à cette période a varié de manière irrégulière en fonction du mois. En effet à partir de juin 2013, il a été observé une augmentation continue du nombre moyen d'œufs parasités pour atteindre leur valeur maximale en septembre 2013. Puis, d'octobre à novembre 2013, nous avons constaté une chute du nombre d'œufs parasités. De décembre 2013 à avril 2014, nous

n'avons enregistré aucun œuf parasité de *C. panaethiopica* dans les plantations de *J. curcas*. A partir du mois de mai 2014, nous avons observé de nouveaux œufs parasités. L'évolution du nombre moyen d'œufs parasités de *C. panaethiopica* a été comparable à celle d'œufs sains.

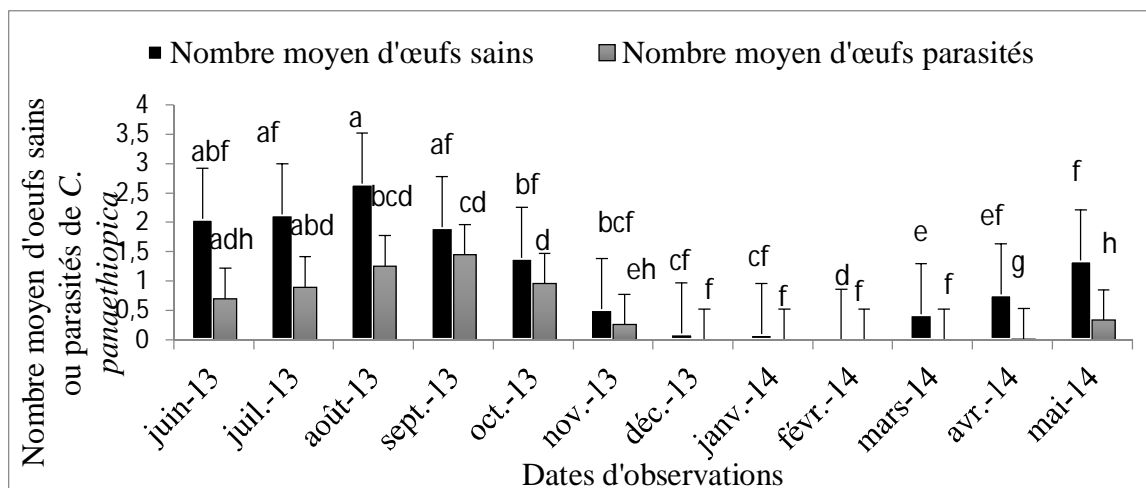


Figure 29: Nombre moyen d'œufs sains ou parasités de *C. panaethiopica* en fonction du temps. Les barres verticales indiquent les déviations standards (\pm SD). Les mêmes lettres au-dessus des barres indiquent des groupes homogènes au seuil de 5% selon le test de LSD de Fischer.

4.5. Nombre total moyen d'œufs de *Calidea panaethiopica* en fonction du temps

L'analyse de variance du nombre moyen total d'œufs de *C. panaethiopica*, en fonction du temps a révélé une différence significative entre les différentes dates d'observations (ddl = 11; F = 12; P < 0,001). Le nombre moyen total d'œufs de *C. panaethiopica* par arbre a progressivement augmenté entre juin et août 2013. Sa valeur maximale a été enregistrée en août 2013. Cependant, le taux moyen d'œufs parasités de *C. panaethiopica* par mois a progressivement augmenté entre juin et septembre 2013. Le taux moyen du parasitisme des œufs de *C. panaethiopica* le plus élevé a été enregistré en septembre 2013, soit 43% (Fig. 30). A partir d'octobre 2013, une diminution progressive du taux moyen d'œufs parasités a été enregistrée, puis des valeurs nulles de ce taux ont été observées entre décembre 2013 et avril 2014. A partir de mai 2014, le taux d'œufs parasités a été plutôt moyen.

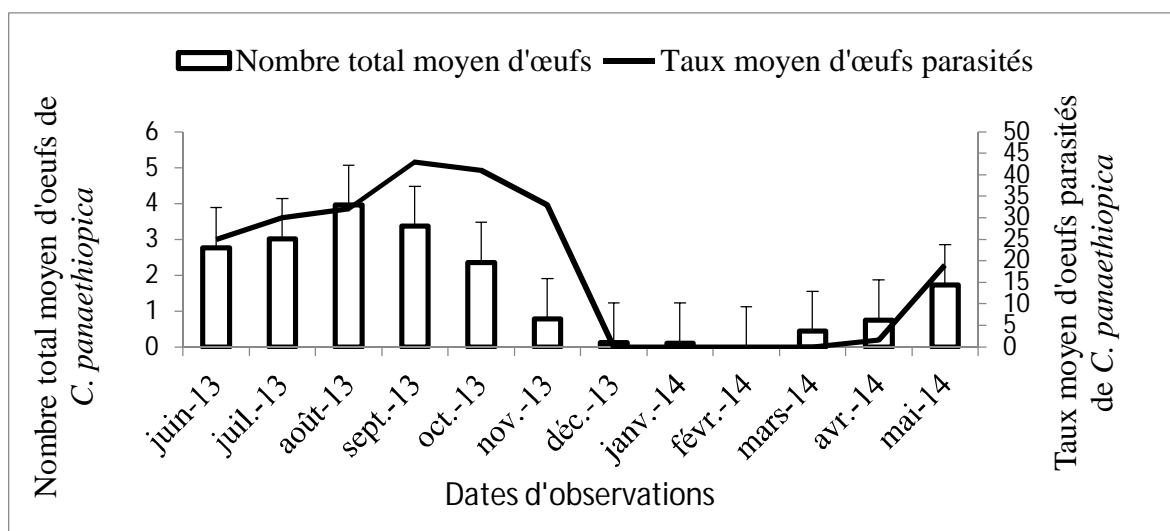


Figure 30 : Nombre total moyen d'œufs de *C. panaethiopica* et le taux moyen d'œufs parasités de *C. panaethiopica* entre juin 2013 et mai 2014. Les barres verticales indiquent les déviations standards (\pm SD). Les mêmes lettres au-dessus des barres indiquent des groupes homogènes au seuil de 5% selon le test de LSD de Fischer.

4.6. Nombre moyen de prédateurs (araignées et mantes) de *Calidea panaethiopica* par arbre en fonction du site

L'analyse de variance du nombre moyen d'araignées prédatrices de *C. panaethiopica* par arbre en fonction de site a révélé des différences significatives ($ddl = 2$; $F = 3$; $P < 0,05$) entre les sites. L'analyse de variance du nombre moyen de mantes prédatrices de *C. panaethiopica* par arbre en fonction du site a mis en évidence des différences significatives ($ddl = 2$; $F = 16,6$; $P < 0,001$) entre les sites. En effet, le nombre moyen d'araignées et de mantes observé sur le site de Omliassan était plus élevé que celui des deux autres sites (Fig. 31).

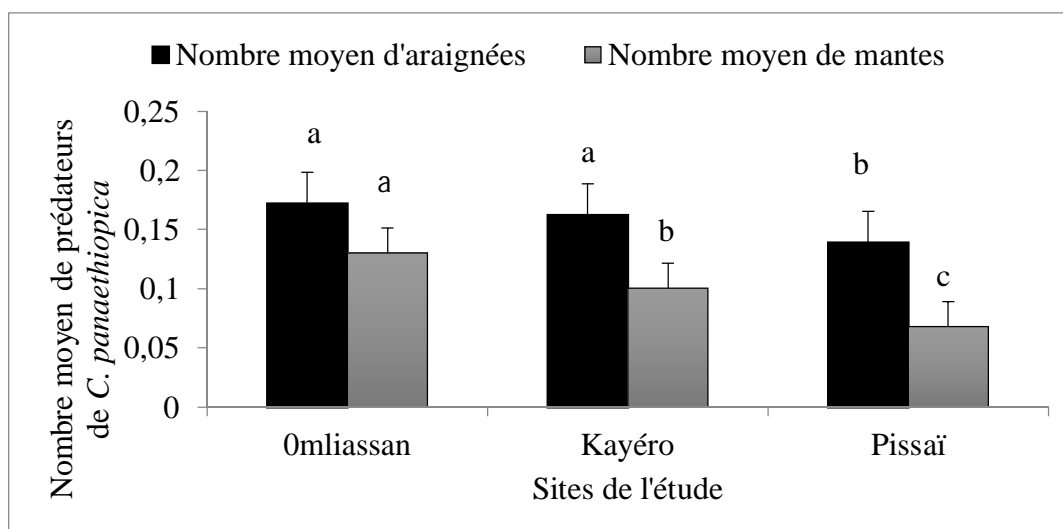


Figure 31: Nombre moyen de prédateurs (araignées et mantes) de *C. panaethiopica* par arbre en fonction du site. Les barres verticales indiquent les déviations standards (\pm SD). Les mêmes lettres au-dessus des barres indiquent des groupes homogènes au seuil de 5% selon le test de LSD de Fischer.

4.7. Nombre moyen de prédateurs par arbre en fonction du type de plantation

L'analyse de variance du nombre moyen d'araignées prédatrices de *C. panaethiopica* en fonction du type de plantation a révélé des différences significatives ($ddl = 2$; $F = 6$; $P < 0,002$) entre les plantations associées et haies vives d'une part et entre les plantations pures et associées d'autre part. En effet, plus d'araignées ont été enregistrées par arbre dans les plantations pures que dans les deux autres types de plantation.

L'analyse de variance du nombre moyen de mantes prédatrices de *C. panaethiopica* en fonction du type de plantations a mis en évidence des différences significatives ($ddl = 2$; $F = 4,5$; $P < 0,01$) entre les plantations de type associé et haies vives, et entre les plantations associées et pures. En effet, les plantations pures ont hébergé plus des mantes par arbre, que les autres types de plantation (Fig.32).

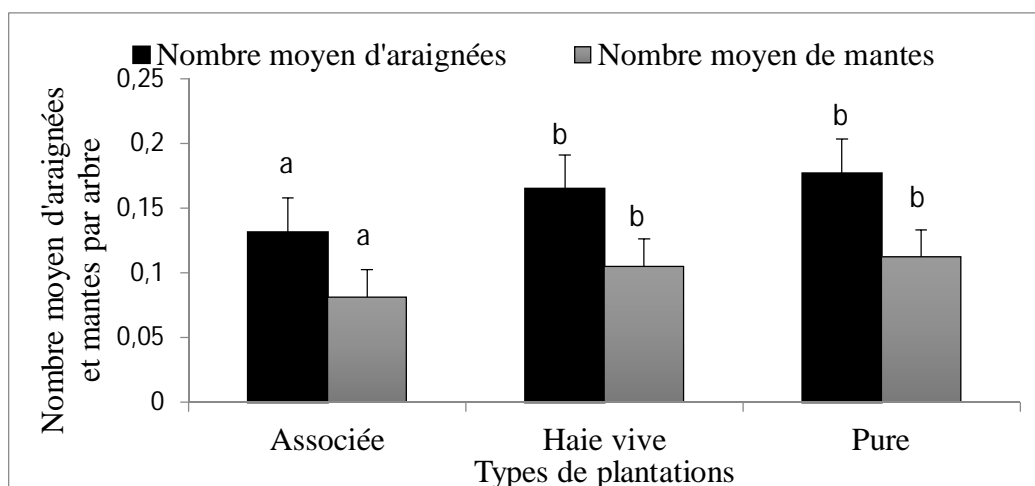


Figure 32 : Nombre moyen de prédateurs (araignées et mantes) de *C. panaethiopica* par arbre en fonction du type de plantation. Les barres verticales indiquent les déviations standards (\pm SD). Les mêmes lettres au-dessus des barres indiquent des groupes homogènes au seuil de 5% selon le test de LSD de Fischer.

4. 8. Nombre moyen de prédateurs (araignées et mantes) de *Calidea panaethiopica* par arbre en fonction du temps

L'analyse de variance du nombre moyen d'araignées prédatrices de *C. panaethiopica* par arbre en fonction du temps a mis en évidence des différences significatives entre les différentes dates (ddl = 11; $F = 5,1$; $P < 0,001$). En effet, la variation du nombre moyen d'araignées prédatrices de *C. panaethiopica* par arbre a constamment évolué au cours du temps. Cependant, tout au long de la saison pluvieuse entre juin et octobre 2013, le nombre moyen d'araignées par arbre a été plus élevé que celui enregistré le reste de l'année. Sa valeur maximale a été atteinte en août 2013. Le plus faible nombre d'araignées a été observé en février 2014.

L'analyse de variance du nombre moyen de mantes par arbre en fonction du temps a révélé des différences significatives entre les dates (ddl = 11; $F = 5,1$; $P < 0,001$). En effet, le nombre moyen de mantes a varié en fonction du temps. Le plus grand nombre de mantes a été enregistré entre juin et septembre 2013. Le nombre maximal de mantes a été enregistré en juillet 2013 (Fig. 33) en revanche les plus faibles effectifs ont été observés entre novembre 2013 et avril 2014.

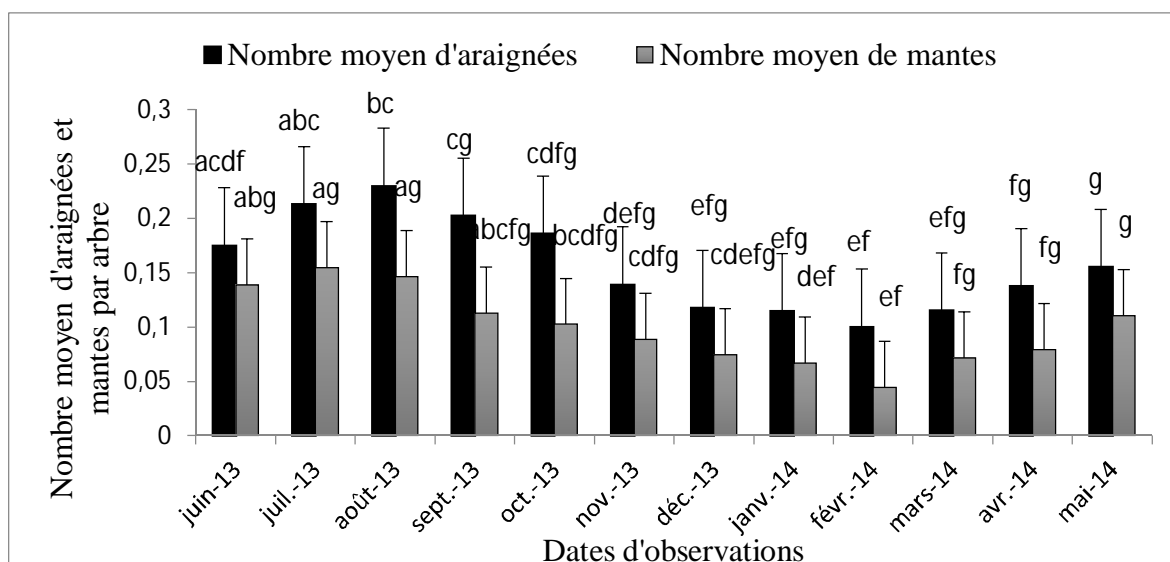


Figure 33 : Nombre moyen de prédateurs (mantes et araignées) de *C. panaethiopica* par arbre en fonction du temps. Les barres verticales indiquent les déviations standards (\pm SD). Les mêmes lettres au-dessus des barres indiquent des groupes homogènes au seuil de 5% selon le test de LSD de Fischer.

5. Discussion

Les résultats obtenus sur le recensement des ennemis naturels associés à *C. panaethiopica* ont révélé essentiellement l'existence de trois endoparasitoïdes des œufs de *C. panaethiopica* appartenant à la famille des Scelionidae ainsi que des prédateurs du ravageur. Les prédateurs recensés ont consommé les larves et adultes de *C. panaethiopica* comme proies. Ils étaient composés de plusieurs espèces des familles des Mantidae, des Tarachodidae et des Araneae. Les ennemis naturels de *C. panaethiopica* ont été observés sur les trois sites d'étude et dans les trois types de plantation de *J. curcas*. Le nombre d'ennemis naturels était plus élevé sur le site de Omliaissan que sur les autres sites d'étude. Ce résultat pourrait s'expliquer par le fait que les plantations de *J. curcas* échantillonnées à Omliaissan étaient situées à proximité de deux bas-fonds humides, favorables au développement des arthropodes. Les plantations pures de *J. curcas* ont abrité davantage d'œufs de *C. panaethiopica* par arbre que les autres types de plantation. Le plus grand nombre de prédateurs de *C. panaethiopica* a été enregistré entre juillet et août tandis que le plus faible nombre de ces arthropodes a été observé entre novembre et avril.

Nos résultats sont comparables à ceux de Waage (1992) qui a rapporté que les ennemis naturels préfèrent un champ envahi de mauvaises herbes où ils trouvent des fleurs, des abris et une alimentation (proies) mais ces adventices peuvent entrer en concurrence

avec les cultures et réduire les rendements. Guenaoui *et al.* (2014) ont montré que la végétation naturelle notamment les plantes spontanées jouent un rôle important dans le maintien de la diversité et de l'abondance, à la fois des insectes bio-agresseurs et de leurs ennemis naturels dans l'environnement.

Les résultats du parasitisme exercé par les parasitoïdes sur les œufs de *C. panaethiopica* semblent proches à ceux de certains auteurs. Cependant, Islamoglu et Tarla (2013) ont rapporté que *Trissolcus semistriatus* (Hymenoptera: Scelionidae) parasite jusqu'à 100% d'œufs de *Eurygaster integriceps* (Heteroptera: Scutelleridae), une espèce très proche de *C. panaethiopica* et ravageur du blé en Turquie. Elijah *et al.* (2015) ont rapporté qu'aux Etats Unis d'Amérique, *Trissolcus japonicus* (Ashmead) parasite près 17% des œufs de la punaise brune, *Halyomorpha halys* Stål. (Hemiptera: Pentatomidae) ravageur polyphage. Samin *et al.* (2011) ont montré que *Trissolcus spp.* est le parasitoïde le plus efficace contre *Eurygaster integriceps* Put. (Hemiptera: Scutelleridae) ravageur du blé à l'Ouest de l'Iran. Marchiori (2002) a rapporté que *Trissolcus spp.* est un parasitoïde oophage de *Leptoglossus zonatus* (Hemiptera: Coreidae), ravageur polyphage de la culture du maïs à Itumbiara, État de Goiás (Brésil). Jones (1995) a rapporté que le parasitisme des œufs de *N. viridula* exercé par *Trissolcus basalis* (Hymenoptera : Scelionidae) a été plus important dans les habitats enherbés que dans les vergers entretenus. Clarke et Walter (1993) ont rapporté qu'en Australie, *Trissolcus basalis* a été plus rare pendant l'été. Selon Boivin (2001), les hyménoptères parasitoïdes sont souvent présents en faible densité de populations dans l'environnement et ils agissent sur les populations de leurs hôtes d'une manière dépendante de la densité. La mortalité causée par les parasitoïdes est plus importante dans la nature que celle attribuée aux prédateurs et aux microorganismes combinés.

La connaissance de la gamme des plantes hôtes de l'insecte est nécessaire pour une bonne gestion de celui-ci.

Chapitre V: Plantes hôtes alternatives de *Calidea panaethiopica*

1. Introduction

Le recensement de plantes hôtes alternatives cultivées ou sauvages de *C. panaethiopica* a consisté à vérifier des plantes hôtes alternatives qui peuvent éventuellement héberger l'insecte lorsque ce dernier, ravageur majeur de *J. curcas* en zone sud-soudanienne du Burkina Faso ne trouverait plus des fruits et inflorescences nécessaires pour son alimentation sur *J. curcas*. La recherche sur les plantes hôtes secondaires permettrait à la fois de lutter contre le ravageur par la destruction de ces végétaux (habitats naturels) et d'éviter l'association ou la juxtaposition de la culture de *J. curcas* avec des plantes hôtes alternatives cultivées.

En dépit de l'importance économique de cet insecte, les plantes hôtes alternatives de ce ravageur ne sont pas encore bien connues avec certitude même si la littérature en parle. En effet, Nielsen (2010) rapporte que le cotonnier en Tanzanie, le sorgho et le tournesol en Afrique du Sud sont des plantes hôtes de *C. dregii*. Öhman (2011) indique que *C. panaethiopica* est un insecte polyphage de nombreuses plantes hôtes contenant des composés toxiques, tel que *Ricinus communis*, *J. podagrica* et *Gossypium sp.*

Le principal objectif de cette étude est de recenser les plantes hôtes alternatives sauvages ou cultivées de *C. panaethiopica* en zone sud-soudanienne du Burkina Faso.

2. Matériel et méthodes

2.1. Matériel

2.1.1. Sites d'étude

Cette étude a été conduite du 3 juin 2013 au 30 novembre 2014 dans six localités, à savoir Léo, Biéha, Boura, Niabouri, To et Sily de la province de la Sissili, en zone sud-soudanienne au Burkina Faso.

2.1.2. Matériel végétal

Le matériel végétal a été composé de panicules de sorgho (*Sorghum bicolor*), de capsules du cotonnier (*Gossypium hirsutum*), du tournesol (*Helianthus annuus*), du tabac (*Nicotiana tabacum*), des fruits et fleurs des Euphorbiacées sauvages pérennes ou annuelles.

2.1.3. Matériel animal

Le matériel animal a été constitué de *C. panaethiopica* de différents stades de développement.

2.1.4. Matériel technique

- Des pots en plastique pour collecter des fruits et fleurs de potentielles plantes hôtes alternatives et de *J. curcas*. Des pots d'élevage, aérés et humidifiés avec du coton mouillé.

2.2. Méthodes

2.2.1. Méthodes d'échantillonnage

Dans chaque localité concernée par cette étude, des observations ont été faites dans 4 champs abritant une ou plusieurs plantes hôtes alternatives potentielles (deux champs proches de plantations de *J. curcas* et deux autres champs plus éloignés de *J. curcas*). Des observations directes ont été également faites sur des Euphorbiacées sauvages pérennes et annuelles, situées dans un rayon de 500 m des plantations de *J. curcas* visitées. Les observations ont été faites suivant la diagonale de chaque champ. Dans chaque champ, 5 plants ont été choisis de façon aléatoire. Deux plants choisis ont été distants l'un de l'autre de 100 m. Les observations ont porté sur les œufs sains ou parasités, larves et adultes de *C. panaethiopica*, le stade phénologique (tallage, floraison ou fructification) du plant observé. La fréquence des observations a été une fois toutes les deux semaines.

2.2.2. Méthode d'élevage

Au laboratoire, des adultes et larves de *C. panaethiopica* ont été mis en contact avec des fruits et fleurs de différentes plantes hôtes potentielles cultivées ou sauvages. Cet élevage a consisté à placer quatre couples adultes et cinq larves de différents stades de *C. panaethiopica* dans un pot en plastique de 40 cm x 50 cm, aéré d'un trou de 15 cm x 10 cm sur chaque côté, en présence de fruits et fleurs de chaque plante hôte potentielle sauvage ou cultivée. Quatre autres couples adultes de *C. panaethiopica* ont également été placés dans un pot d'élevage en présence de fruits de *J. curcas* pour servir de témoin. Les fruits et fleurs de plantes hôtes potentielles ont été renouvelés une fois par semaine.

Les observations au laboratoire ont porté sur le comportement de *C. panaethiopica* vis-à-vis des fruits et fleurs de plantes hôtes alternatives potentielles. Ces observations ont été réalisées deux fois par jour, le matin à 7 h et le soir à 18 h. Un recensement des Euphorbiacées a été réalisé pendant l'hivernage, période correspondant à la mise en place effective de plantes hôtes potentielles cultivées et à la fructification de la plupart des Euphorbiacées sauvages.

3. Résultats

La liste des plantes hôtes potentielles sauvages ou cultivées de *C. panaethiopica* étudiées en zone sud-soudanienne du Burkina Faso est présentée dans le tableau VII.

Tableau VII: Potentielles plantes hôtes cultivées ou sauvages de *Calidea panaethiopica* recensées dans la province de la Sissili au Burkina Faso.

Plantes hôtes alternatives potentielles cultivées ou sauvages	Adultes de <i>C. panaethiopica</i>	Larves de <i>C. panaethiopica</i>	Parties attaquées
<i>Sorghum bicolor</i>	-	-	Absence
<i>Gossypium hirsutum</i>	-	-	Absence
<i>Helianthus annuus</i>	-	-	Absence
<i>Nicotiana tabacum</i>	-	-	Absence
<i>Jatropha gossypifolia</i>	+	+	Fruits et fleurs
<i>Euphorbia egyptica</i>	-	-	Absence
<i>Euphorbia hirta</i>	-	-	Absence
<i>Phyllanthus amarus</i>	-	-	Absence
<i>Sapium grahamii</i>	-	-	Absence
<i>Flueggea virosa</i>	-	-	Absence
<i>Hymenocardia acida</i>	-	-	Absence
<i>Bridelia ferruginea</i>	-	-	Absence
<i>Euphorbia convolvuloides</i>	-	-	Absence
<i>Euphorbia heterophylla</i>	-	-	Absence
<i>Chrozophora brocchiana</i>	-	-	Absence
<i>Phyllanthus maderespatensis</i>	-	-	Absence
<i>Acalypha senensis</i>	-	-	Absence
<i>Acalypha ciliata</i>	-	-	Absence
<i>Acalypha crenata</i>	-	-	Absence
<i>Pedelanthus thytimaloïdes</i>	-	-	Absence
<i>Euphorbia hyssopifolia</i>	-	-	Absence
<i>Acalypha segetalis</i>	-	-	Absence
<i>Euphorbia kamerunica</i>	-	-	Absence
<i>Ricinus communis</i>	-	-	Absence

Le signe (+) indique que *C. panaethiopica* s'attaque à la plante hôte au champ et en laboratoire et le signe (-) signifie que l'insecte ne se nourrit pas de la plante dans les deux conditions.

C. panaethiopica se nourrit également des fleurs et fruits de *J. gossypifolia*, une Euphorbiacée sauvage très fréquente aux abords des endroits marécageux et à proximité des cases dans la province de la Sissili (Planche XIII). Par contre, l'insecte ravageur a été absent sur toutes les autres plantes hôtes potentielles recensées dans la zone d'étude. Pourtant, la rare littérature existante signale que le ravageur est rencontré sur une large gamme de plantes hôtes notamment cultivées.

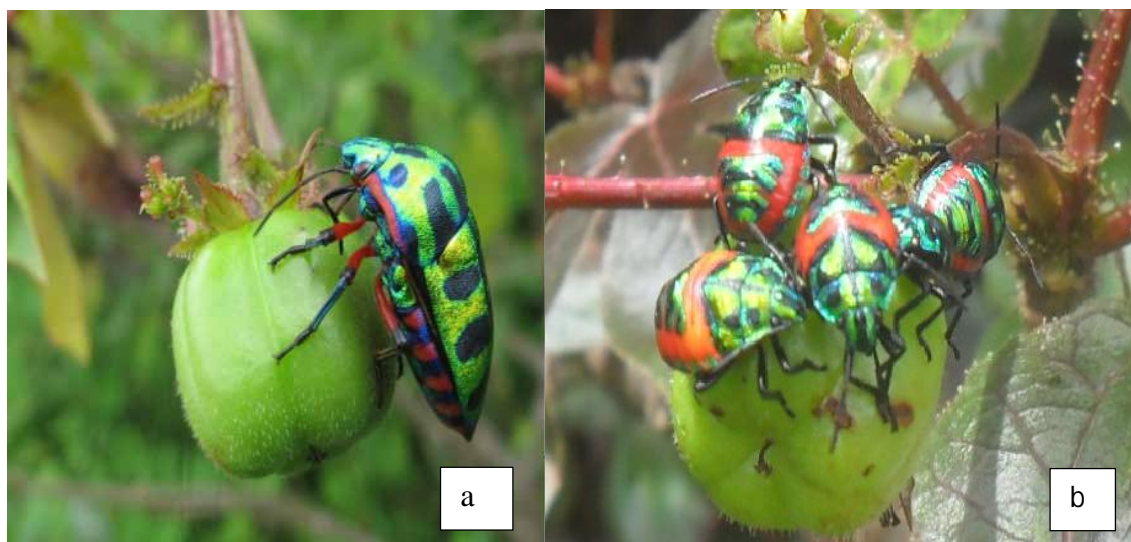


Planche XIII : Adulte de *C. panaethiopica* s'alimentant sur un fruit de *J. gossypifolia* (a) ; Larves de *C. panaethiopica* sur un fruit de *J. gossypifolia* (b).

4. Discussion

L'étude sur le recensement des plantes hôtes alternatives cultivées ou sauvages de *C. panaethiopica* a concerné la culture du sorgho, du coton, du tournesol, du tabac et des Euphorbiacées sauvages pérennes ou annuelles. Les résultats de cette étude ont permis de montrer que *C. panaethiopica* est un ravageur de *J. gossypifolia* en plus de *J. curcas*. Contrairement à ce qui est rapporté dans la littérature, cet insecte n'a été rencontré sur aucune autre plante dans le sud du Burkina Faso. Cependant, Öhman (2011) rapporte que *C. panaethiopica* est un insecte polyphage de nombreuses plantes hôtes contenant des composés toxiques tels que *Ricinus communis*, *J. podagrica* et *Gossypium sp.* Nielsen (2010) rapporte que *C. dregii* Germar comme étant un ravageur du coton en Tanzanie et du sorgho et tournesol en Afrique du Sud. Harris (1995) et Sharma *et al.*, (1997) ont rapporté qu'en Inde et en Afrique de l'Ouest, certains Hémiptères tels que *Calidea spp.*, *Eurystylus sp.*, *Campylomma sp.*, *Creontiades pallidus* Rambur et *Nezara viridula* sont des ravageurs majeurs du sorgho. Salihu *et al.* (2014) ont rapporté qu'au Nigéria, *C. panaethiopica* est un ravageur des fleurs et fruits de *Ricinus communis*. Pour Kaufmann (1966) au Ghana, *C.*

dregii est un ravageur fréquent tout au long de l'année, généralement sur les fleurs et quelquefois sur les tiges de *J. podagrica*. Cette étude aurait pu être étendue à l'ensemble du Burkina Faso si les ressources financières et le temps l'avaient permis.

CONCLUSION ET PERSPECTIVES

Conclusion et perspectives

L'objectif de notre travail était d'évaluer l'incidence économique de *Calidea panaethiopica* Kirkaldy (Heteroptera : Scutelleridae) et d'étudier la biologie et l'écologie de l'insecte, conditions nécessaires pour le développement de méthodes de contrôle du ravageur. Le présent mémoire de thèse a été structuré en 2 parties.

La première partie a été consacrée à la revue bibliographique. La seconde partie du mémoire a traité les différentes études expérimentales. L'étude de l'importance économique de *C. panaethiopica* en zone sud-soudanienne du Burkina Faso a montré que l'insecte était économiquement important.

Les résultats de l'étude du cycle biologique de *C. panaethiopica* au laboratoire ont révélé que le taux cumulé moyen de mortalité larvaire a été de 79,7 %. La fécondité moyenne a été de 132 œufs avec une moyenne de 3 ovipositions par femelle. Le cycle biologique de l'insecte comprend 7 stades de développement dont un stade œuf, 5 stades larvaires et un stade adulte. La durée moyenne du cycle de développement du ravageur est de 35,3 jours. La durée de vie des adultes est de 115 jours pour la femelle et de 98 jours pour le mâle.

Les résultats de l'étude sur la dynamique des populations adultes de *C. panaethiopica* ont montré que le ravageur a été trouvé dans tous les trois types de plantation de *J. curcas* (associée, haie vive et pure) durant toute l'année, mais ses populations ont été souvent dix fois supérieures (en moyenne 10 individus/arbre) en saison pluvieuse qu'en saison sèche (en moyenne 1 individu/arbre). Les plantations pures de *J. curcas* ont abrité en moyenne un nombre d'individus de l'insecte supérieur à celui enregistré dans les autres types de plantation même si ces chiffres n'ont pas été significativement différents à l'analyse statistique. Ces résultats ont également permis de mettre en évidence la période de la survenue des pics de pullulations des adultes de *C. panaethiopica* sur les trois sites. Ces pics se situent entre juin et juillet. Cette période correspond à celle de la floraison et de fructification optimales de la plante hôte. Les résultats de l'étude du recensement des ennemis naturels de *C. panaethiopica* en zone sud-soudanienne du Burkina Faso ont révélé la présence de trois endoparasitoïdes des œufs de *C. panaethiopica* appartenant à la famille des Scelionidae et à l'ordre des Hyménoptères. Ces parasitoïdes ont infligé une pression parasitaire allant jusqu'à 43% à l'insecte ravageur. Ce pic de parasitisme exercé sur les œufs de *C. panaethiopica* a été enregistré en septembre. Les autres ennemis naturels associés à *C. panaethiopica* ont été essentiellement de prédateurs appartenant aux familles

des Mantidae, des Tarachodidae et des Araneae. Ces prédateurs ont été plus abondants en juillet et août et plus présents dans les plantations pures de *J. curcas* que dans les autres types de plantation. Compte tenu du caractère généraliste de ces prédateurs, leur capacité de prédation vis-à-vis de l'insecte ravageur reste mitigée. Le cannibalisme des adultes et larves sur les œufs observé au laboratoire procure un avantage certain, car ce phénomène contribue à réguler l'effectif du ravageur de manière naturelle. Enfin, l'étude sur les plantes hôtes alternatives a investigué plusieurs plantes hôtes potentielles alternatives cultivées ou sauvages de *C. panaethiopica* mais seule *J. gossypifolia* une espèce proche de *J. curcas* a été trouvée abritant le ravageur.

Nos résultats obtenus à la fois sur l'importance économique et la bioécologie de *C. panaethiopica*, ravageur de *J. curcas* L. en zone sud-soudanienne du Burkina Faso, peuvent permettre de mieux comprendre le seuil des populations du ravageur, dont les attaques peuvent causer éventuellement des pertes en rendement graine de *J. curcas*. Ils renseignent également sur le potentiel biologique du ravageur, sa période de recrudescence, son écologie et ses ennemis naturels. Nos résultats suggèrent de privilégier le mode de production de type associé, car ce type de plantation a hébergé moins de populations adultes du ravageur que les autres. Cependant, dans une telle association de cultures, il faut éviter des Euphorbiacées qui pourraient partager les mêmes bioagresseurs que *J. curcas*. Les résultats sur l'étude des plantes hôtes alternatives de *C. panaethiopica* n'ont pas permis de confirmer la présence du ravageur sur ses supposées plantes hôtes cultivées ou sauvages à l'exception de *J. gossypifolia*, mais dans ces conditions, le principe de précaution devrait prévaloir.

En termes des perspectives, il serait envisageable de procéder à la caractérisation des parasitoïdes oophages et des prédateurs du ravageur dans le but de les exploiter dans un programme de lutte biologique. La lutte biologique elle-même pourrait être intégrée dans un programme de lutte intégrée qui associe l'agro-foresterie, la lutte chimique (avec des pesticides botaniques) et des mesures sanitaires comme l'entretien des plantations pendant la saison sèche. Pour cela, l'étude de la bioécologie de ces auxiliaires et ainsi qu'une étude élargie sur les plantes hôtes alternatives à d'autres zones agroécologiques du Burkina Faso s'avèrent nécessaires.

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Références bibliographiques

- Abdoul Habou Z., Toudou A., Haubruge E., Mergeai G. et Verheggen F. J., 2013.** Analyse de la faune entomologique associée à *Jatropha curcas* dans la région de Maradi au Sud-Est du Niger. *Faunistic Entomology*, 66: 97-107.
- Achten W. M. J., Verchot L., Franken Y. J., Mathijs E., Singh V. P., Aerts R. et Muys B., 2008.** *Jatropha* biodiesel production and use. *Biomass and Bioenergy*, 32: 1063-1084.
- Akunne, A.F., Louis V. R., Sanon M. et Sauerborn R., 2006.** Biomass solid fuel and acute respiratory infections: the ventilation factor. *International Journal of Hygiene and Environmental Health*, 209: 445-450.
- Alfonso J., 2007.** Reporte final sobre los modulos de viveros y establecimiento de parcelas experimentales de pinon, higuerilla y girasol en el proyecto piloto de produccion de biocombustibles gota verde. Lima, Cortes, Honduras: Fundación Hondureña de Investigación Agrícola (FHIA), 45 p.
- Amsallem I., 2014.** Ravageurs et maladies du Jatropha. Jatroref, IRAM, ANADEB, Direction Générale de l'Environnement (DGE)-Bénin et Centre régional de promotion agricole (CERPA) du Zou-Collines (Bénin). 23 p.
- Anitha k. et Varaprasad K. S., 2012.** *Jatropha* pests and diseases, an overview. In: N. carels *et al.* (eds.), *Jatropha*, challenges for a New Energy Crop, Springer, New York, USA. pp. 175-218.
- Arif M. et Ahmed Z., 2011.** Occurrence of insect pests in *Jatropha curcas* (physic nut). *Indian Journal of Experimental Zoology*, 15: 199-200.
- Barbier J., Cissao M., Cisse C., Loch F. et Grand C., 2012.** Intérêts de mettre en place une filière courte basée sur la culture de *Jatropha (Jatropha curcas L.)*, Dialacoto, 138 p.
- Bazongo G. et Ouédraogo D., 2011.** Etude de faisabilité relative à la production de bioénergie. Rapport final. Experts du Cabinet A.C.I.D.-SA. 95 p.
- Bazongo P., 2011.** Introduction du *Jatropha* dans les exploitations agricoles de la zone ouest du Burkina Faso: état des lieux et effet de la plante sur les propriétés chimiques des sols et les cultures associées. Mémoire de DEA, Institut du Développement Rural, Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso, Burkina Faso. 48 p.
- Bidiga M., 2014.** Étude de l'efficacité de l'extrait aqueux de graines de neem et la deltaméthrine sur les insectes ravageurs du pourghère (*Jatropha curcas L.*): cas de *Calidea dregii* Germar et *Aphthona sp.* Mémoire de fin de cycle du diplôme de Master en

Production Végétale. Institut du Développement Rural, Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso, Burkina Faso. 59 p.

Boivin G., 2001. Parasitoïdes et lutte biologique: paradigme ou panacée ? VertigO, *Revue en Sciences de l'Environnement*, 2: 2-8.

Braun M., 1997. Integrated Pest Management (IPM) Training Manual. Tanzanian-German IPM Project, GTZ, PPD, *In: IPM Cassava, Cereals and cotton, Enhancement of Beneficials and Use of Botanicals. Integrated Pest Management in Cassava: Pests, Diseases, Beneficials and Control Strategies.* Shinyanga, Tanzania. 29 p.

Brittaine R. et Lutaladio N., 2010. *Jatropha*: a smallholder bioenergy crop: the potential for pro-poor development. *Integrated Crop Management*, vol. 8. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Rome, Italy. 114 p.

Brou Y. T., Akindès F. et Bigot S., 2005. La variabilité climatique en Côte d'Ivoire : entre perceptions sociales et réponses agricoles. *Cahiers d'Agriculture*, 14: 533-540.

Chander S., Daryaei M. G. et Aggarwal P. K., 2008. Assessment of crop losses due to insect pests and weeds in rice (*Oryza sativa*). *Indian Journal of Agricultural Science*, 78: 333-336.

Chaubet B., 1992. Diversité écologique, aménagement des agro-écosystèmes et favorisation des ennemis naturels des ravageurs: cas des aphidiphages. *Courrier de l'Environnement de l'Institut National de la Recherche Agronomique*, 18: 45- 63.

Clarke A. R. et Walter G. H., 1993. Biological control of green vegetable bug (*Nezara viridula* L.) in Eastern Australia; Current status and perspectives. *In: Pest control and sustainable agriculture*, S.A. Corey, D.J. Dall, and W.M. Milne (eds.), CSIRO Division of Entomology, Canberra. pp. 223–225.

Cocquempot C., 2004. Dégâts sur cultures légumières. Edition Centre technique interprofessionnel des fruits et légumes (CTIFL). INRA/Montpellier, France. 6 p.

Dao C., Toure A. I. et Toure S., 2009. *Jatropha*, plant d'huile et biocarburant. Rapport de recensement des plants de pourghère dans la zone de l'Union des Agriculteurs du Cercle de Tominian (UACT). Intercoopération Délégation au Sahel, Mali. 36 p.

De Ville M., 2010. Développement local en Afrique, avantages et désavantages de l'huile de *Jatropha*. *Défis sud*, Bimestriel n° 92, 3 p.

Djenda Y., 2014. Inventaire des maladies de la semence de pourghère (*Jatropha curcas* L.) au Burkina Faso. Mémoire de fin de cycle de Master en Gestion et Aménagement des Ecosystèmes Forestiers. Institut du Développement Rural, Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso, Burkina Faso. 46 p.

- DPASA (Direction Provinciale d'Agriculture et de la Sécurité Alimentaire), 2013.** Rapport annuel de la situation pluviométrique de 2013 de la Province de la Sissili, Burkina Faso. 14 p.
- Domergue M. et Pirot R., 2008.** *Jatropha curcas* L. Rapport de Synthèse bibliographique CIRAD, Agro-Generation-Biomasse Energie-Systèmes de Culture Annuels. Montpellier, France. 118 p.
- Elijah T. J., Herlihy M. V., Dieckhoff C., Kim H. A., Buffington M., Bon M. C. et Weber D. C., 2015.** *Trissolcus japonicus* (Ashmead) (Hymenoptera, Scelionidae) emerges in North America. *Journal of Hymenoptera Research* 43:119-128.
- Euler H. et Gorriz D., 2004.** Case Study “*Jatropha curcas*”. Global Facilitation Unit for Underutilized Species (GFU) and Deutsche Gesellschaft für Technische Zusammenarbeit (GTZ): Frankfurt, Germany. 63 p.
- Francisco S. P. et Avila J. M., 2004.** Dung-insect community composition in arid Zones of south-eastern Spain. *Journal of Arid Environments* 56: 303-3027.
- Gagnaux P., 2009.** Entomofauna associada à cultura da Jatrofa (*Jatropha curcas* L.) em Moçambique. Projecto final. Universidade Eduardo Mondlane, Faculdade de Agronomia E Engenharia Florestal. Maputo, Mozambique, 79 p.
- Garcia R. P. et Lawas P., 1990.** Potential plant extracts for the control of *Azolla* fungal pathogens. *Philippines Agricultural* 73: 343-348.
- Gbemavo C. J. S. D., Gnangle C. P., Assogbadjo E. A. et Glèlè Kakai L. R., 2014.** Analyse des perceptions locales et des facteurs déterminant l'utilisation des organes et des produits du *Jatropha curcas* L. (Euphorbiaceae) au Bénin. Institut National des Recherches Agricoles du Bénin, Centre de Recherches Agricoles d'Agonkanmey (CRAA), Laboratoire des Sciences du Sol, Eau et Environnement (LSSEE). Université d'Abomey-Calavi (UAC), Cotonou Bénin. *Agronomie Africaine*, 26: 69-79.
- Global Planet Info, 2011.** Controverses autour d'une plantation de jatropha au Kenya. www.goodplanet.info. Consulté en ligne le 29/12/2015.
- Grimm C., 1996.** Utilization of a life table to quantify damages caused by insects on *Jatropha curcas* (Euphorbiaceae) fruits. *Manejo Integrado Plagas*, 42: 23-30.
- Grimm C., 1999.** Evaluation of damage to physic nut (*Jatropha curcas*) by true bugs. *Entomologia Experimentalis and Applicata*, 92: 127-136.
- Grimm C. et Führer E., 1998.** Population Dynamics of true bugs (Heteroptera) in physic nut (*Jatropha curcas*) plantations of Nicaragua. *Journal of Applied Entomology*, 122: 515-521.

- Grimm C. et Maes J. M., 1997.** Arthropod fauna associated with *Jatropha curcas* L. in Nicaragua: A synopsis of species, their biology and pest status, *In: Gübitz G.M., Mittelbach M. & Trabi M., 1997. Symposium on biofuel and industrial products from Jatropha curcas and other tropical oil Seed Plants*, February 23-27, 1997, Managua, Nicaragua. pp. 31-39.
- Grimm C. et Somarriba A., 1998.** Lifecycle and rearing of the shield-backed bug *Pachycoris klugii* in Nicaragua (Heteroptera: Scutelleridae). *Entomologia Generalis*, 22: 211-221.
- Grimm C. et Somarriba A., 1999.** Suitability of physic nut (*Jatropha curcas* L.) as single host plant for the leaf-footed bug *Leptoglossus zonatus* Dallas (Heteroptera: Coreidae). *Journal of Applied Entomology*, 123: 347-350.
- Guenauoui Y., Labdaoui M. et Hamou K., 2014.** Influence de la biodiversité végétale aux abords de la culture de tomate sur les entomophages de *Tuta absoluta* meyrick (Lepidoptera: Gelechiidae). Département d'Agronomie, Université de Mostaganem, Algérie. *Afpp-dixième conférence internationale sur les ravageurs en agriculture*, 22 et 23 octobre 2014, Montpellier, France. 10 p.
- Guettala F. N., 2009.** Entomofaune, Impact Economique et Bio-Ecologie des Principaux Ravageurs du Pommier dans la région des Aurès. Thèse de Doctorat d'état en Sciences Agronomiques. Département d'Agronomie, Spécialité: Phytotechnie, (option : protection des végétaux). Faculté des Sciences, Université de Batna, Algérie. 127 p.
- Harris K. M., 1995.** World review of recent research on panicle insect pests of sorghum and pearl millet. In *Panicle insects of sorghum and pearl millet: Proceedings of an International Consultative Workshop*, 4-7 October 1993, ICRISAT Sahelian Center, Niamey, Niger (Nwanze KF and Youm O., eds.). Patancheru 502324, Andhra Pradesh, India. pp.7-25
- Hedegaard K., Thyr K. A. et Wenzel H., 2008.** Life cycle assessment of an advanced bioethanol technology in the perspective of constrained biomass availability. *Environmental Science and Technology*, 42: 7992-7999.
- Heinrichs, E. A., 1988.** *Plant Stress-Insect Interactions* (New York), 492 p.
- Heller J., 1996.** Physic nut, *Jatropha curcas* L., promoting the conservation and use of underutilized and neglected crops (IPGRI). *Biodiversity International*, (1), 66 p.
- Henning R. K., 2002.** Utilisation des savoirs locaux sur le Jatropha. *In : Notes sur les Connaissances Autochtones. Utilisation de l'huile de Jatropha comme matière première et carburant*. n°47 août 2002, Mali. 4 p.

- Henning R. K., 2004.** The Jatropha System an integrated approach of rural development <http://www.jatropha.de>. Consulté le 12/09/2013.
- Henning R. K., 2007.** Identification, selection and multiplication of high yielding *Jatropha curcas* plants and economic keys points for viable Jatropha oil production cost. www.jatropha.de, consulté le 12/09/2013.
- Henning R. K. et Ramorafeno T., 2005.** Le Manuel Jatropha, un guide pour l'exploitation intégrée de la plante Jatropha à Madagascar. Programme de Lutte Anti-Erosive (PLAE), Unité de Coordination Lot 0105 AD 0030 Mangarivotra, Madagascar. 20 p.
- Islamoglu M. et Tarla S., 2013.** Some Biological Properties of *Trissolcus semistriatus* Nees (Hymenoptera: Scelionidae) Adults Stored at Different Temperatures. *Bulgarian Journal of Agricultural Science*, 19:1364-1371.
- Janin P. et Ouedraogo F.C., 2011.** Enjeux des agrocarburants au Burkina Faso : le cas du *Jatropha curcas* L. UMR « Développement et sociétés », IEDES-IRD, Université de Ouagadougou. 12 p.
- Jones V. P., 1995.** Reassessment of the role of predators and *Trissolcus basalis* in biological control of southern green stink bug (Hemiptera: Pentatomidae) in Hawaii. *Biological Control*, 5: 566-572.
- Kanouté N. A., 2009.** Acceptabilité sociale et impacts socio-économiques de l'introduction du Jatropha. Appui à la mise en place d'une filière locale de *Jatropha curcas* pour l'autonomie énergétique de Tériya Bugu. Mémoire de fin d'études, AgroSup, Dijon, France. 126 p.
- Kaufmann T., 1966.** Notes on the life history and morphology of *Calidea dregii* (Hemiptera: Pentatomidae) in Ghana, West Africa. *Annals of the Entomological Society of America*, 59: 654-659.
- Khande D. M., Aherkar S. K., Barkhade U. P. et Bisane K. D., 2008.** Incidence of *Scutellera nobilis* Fabr. on *Jatropha curcas* in Rajanandgaon District of Chattisgrah. *Insect Environment*, (13), 192 p.
- Kumar A. et Sharma S., 2008.** An evaluation of multipurpose oil seed crop for industrial uses (*Jatropha curcas* L.): A review. *Industrial crops and products*, 28: 1-10.
- Kwetche Sop T., Wenemi Kagambega F., Bellefontaine R., Schmiedel U. et Thiombiano A., 2012.** Effects of organic amendment on early growth performance of *Jatropha curcas* L. on a severely degraded site in the Sub-Sahel of Burkina Faso. *Agroforestry Systems*, 86 : 387-399.

- Lama A. D., Vuorisalo T. et Niemelä P., 2015.** Global patterns of arthropod herbivory on an invasive plant, the physic nut (*Jatropha curcas* L.). *Journal of Applied Entomology*, 139: 1-10.
- Lambert N., 2010.** Lutte biologique aux ravageurs: applicabilité au Québec. Centre universitaire de formation en environnement en vue de l'obtention du grade de maître en environnement. Université de Sherbrooke, Québec, Canada. 103 p.
- Latapie R., 2007.** La culture du pourghère: une activité génératrice de revenus qui permet de faire face aux enjeux énergétiques du Mali. Le cas du projet Garalo Bagani Yelen. Mémoire de fin d'étude, Faculté des sciences économiques de l'Université de Rennes 1 France, 107 p.
- Laude J. P., 2009.** Situation de la filière *Jatropha* au Burkina Faso. *In* : Perspectives pour le court terme. 14 p. www.uneca.org. Consulté le 15/10/2013
- Le Bec C., 2010.** Société. Le jatropha, nouvel arbre à palabres. Jeune Afrique. 5 p.
- Legendre B., 2008.** *Jatropha curcas* (Tabanani), Note Agronomique-Culture du *J. curcas*, Technologies for Human Development. Dakar, Sénégal. 8 p.
- Liss W. J., Gut P. H. et Warren C. E., 1986.** Perspectives on arthropod community structure, organization and development in agricultural crops. *Annual Review of Entomology*, 31: 455-478.
- Machado A. R. et Pereira O. L., 2013.** Biodiesel, feedstocks, production and application. Departememento de Fitopatologia, Universidade Federal de Viçosa, MG, Brasil. 15 p.
- Marchiori C., 2002.** Présence de *Trissolcus* sp. (Hymenoptera: Scelionidae) dans les œufs de *Leptoglossus zonatus* (Dallas 1852) (Hemiptera: Coreidae) dans les cultures de maïs dans Itumbiara, séminaire du 08/2002, État de Goiás, Brésil.
- Meshram P. B. et Joshi K.C., 1994.** A new report of *Spodoptera litura* (Fab.) Boursin (Lepidoptera: Noctuidae) as a pest of *Jatropha curcas* Linn. *Indian Forester*, 120: 273-274.
- Minengu, J. D. D., Mobambo P. et Mergeai G., 2014.** Influence de l'environnement et des pratiques culturales sur la productivité de *Jatropha curcas* L. en Afrique subsaharienne. *Biotechnology, Agronomy, Society Environment*, 18: 290-300.
- Münch E. et Kiefer J., 1986.** Le Pourghère (*Jatropha curcas* L.): Botanique, écologie, culture, produits de récolte, filières de valorisations et réflexions économiques. Mémoire de fin d'études, Université de Stuttgart-Hohenheim, Germany. 276 p.
- Nacro S. et Lengkeek A., 2011.** Manuel de formation des producteurs à travers les champs écoles pour pourghère (*Jatropha curcas* L.). Malibiocarburant S.A. Mali. 101 p.

- Nagalo E., 2013.** Variation d'abondance des principaux insectes ravageurs du pourghère (*Jatropha curcas* L.) en fonction du mode de plantation en zone sud-soudanienne du Burkina Faso. Mémoire de Master en Protection et Amélioration des Plantes, Université de Ouagadougou, Burkina Faso. 54 p.
- Negussie A., Nacro S., Achten W. M. J., Norgrove L., Kenis M., Hadgu K. M., Aynekulu E., Hermy M. et Muys B., 2014.** Insufficient Evidence of *Jatropha curcas* L. Invasiveness: Experimental Observations in Burkina Faso, West Africa. *Bioenergy Research*, pp.570-580.
- Nielsen F., 2010.** Rainbow Shield Bug (*Calidea dregii*). Research Seminar by Wouter Gerritsma, Library Wageningen University and Research Centre, Netherland. 3 p.
- Nowak S., 2010.** Inventory of problems in the cultivation of *Jatropha curcas* and Meliavolkensiiat Kiambere Kenya. Hogeschool Gent Lidvan De Associatie Universiteit GENT. 114 p.
- Öhman J., 2011.** Cultivation and Management of *Jatropha curcas* L. by Smallholder Farmers in the Kenyan Districts Baringo and Koibatek. Thesis, Yrkshocskolan Novia University of Applied Sciences, Finland. 92 p.
- Ouedraogo M., 2000.** Etude Biologique et Physiologique du Pourghère, *Jatropha curcas* L. Thèse d'état, Université de Ouagadougou, Burkina Faso. 290 p.
- Ouédraogo M. A., 2012.** Enjeu et perspectives des biocarburants au Burkina Faso : Cas du *Jatropha curcas*. Mémoire de fin de cycle pour l'obtention du diplôme de maîtrise en Sciences Economiques et de Gestion. Option : Macroéconomie et Gestion de Développement. Faculté des Sciences Economiques et de Gestion de l'Université Saint Thomas d'Aquin de Ouagadougou, Burkina Faso. 46 p.
- Phakathi M., 2010.** Nourriture contre biocarburants : le débat se poursuit. *Terraviva*. www.ipsinternational.org. Consulté le 29/12/2015.
- Panizzi A. R., 1989.** Desempenho de ninfas e adultos de *Leptoglossus zonatus* (Dallas, 1952) (Heteroptera : Coreidae) en diferentes alimentos. *Annals Society Entomology of America*, 18: 375-389.
- Paramathma M., Venkatachalam P. et Sampathrajan A., 2007.** *Jatropha* Improvement, Management and Production of Biodiesel. Centre of Excellence in Biofuels Agricultural Engineering. Book on the application of practical knowledge in energy crops-College et Research Institute, Tamil Nadu Agricultural University, Coimbatore. 262 p.
- Peixoto A.R., 1973.** Plantas oleaginosas arboreas. Livraria Nobel. Sao Paulo, Brazil. 284 p.

- Peredo L.C., 2002.** Description, biology, and maternal care of *Pachycoris klugii* (Heteroptera: Scutelleridae). *Florida Entomologist*, 85: 464-473.
- Pirot R. et Hamel O., 2012.** Crédits carbone pour l'Agriculture, la Sylviculture, la Conservation et l'Action contre la Déforestation (Cascade), janvier 2012. Les réalités du *Jatropha curcas* L. confrontées aux opportunités des mécanismes financiers liés au carbone. Rapport de CIRAD. France. 32 p.
- Poutouli W., Silvie P. et Aberlenc H.P., 2011.** Hétéroptères phytophages et prédateurs d'Afrique de l'Ouest. Editions Quae, CTA. France. 82 p.
- Ranga Rao G.V., Marimuttu S., Wani S. P. et Rameshwar Rao V., 2010.** Insect pests of *Jatropha curcas* L. and their management. ICRISAT. Patancheru, India. 26 p.
- Regupathy A. et Ayyasamy R., 2011.** Ants in biofuel, *Jatropha* ecosystem: pollination and phoresy. *Hexapoda*, 18(2), 168-175.
- Rijssenbeek W. H. R., Jongschaap R., Lutzeyer H. J. et Venturi P., 2007.** Expert Meeting *Jatropha*, Brussels. European Commission Research Directorate Général. *Biotechnologies, Agriculture, Food*. 25 p.
- Rili D., 2007.** *Calidea* sp. Scutelleridae de Tanzanie. In : Le monde des insectes. Afrique Heteroptera Scutelleridae. <http://www.galerie-insecte.org/>. Consulté le 03/08/2013.
- Rouamba W. M., 2011.** Inventaire des insectes ravageurs et des maladies fongiques du pourghère (*Jatropha curcas* L.) au Burkina Faso. Diplôme d'ingénieur du développement rural option: agronomie. Institut du Développement Rural, Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso, Burkina Faso. 68 p.
- Salihu B. Z., Gana, A. K. et Apuyor B. O., 2014.** Castor Oil Plant (*Ricinus communis* L.): Botany, Ecology and Uses. *International Journal of Science and Research*, 2319: 1333-1334.
- Sall H., 2007.** Programme spécial biocarburants. In : Plan Reva retour vers l'agriculture. Nouvelle orientation de la politique agricole. Ministère du Développement Rural et de l'Agriculture, Sénégal. 24 p.
- Samin N., Shojai M., Koçak E. et Ghahari H., 2011.** Distribution of scelionid wasps (Hymenoptera: Platygastroidea: Scelionidae) in Western Iran. Department of Entomology, Islamic Azad University, Science and Research Branch, Tehran, Iran, *Klapalekiana*, 47: 75-82.
- Saturnino H.M., Pacheco D. D., Kakida J., Tominaga N. et Gonçalves N. P., 2005.** Cultura do pinhao-mansô (*Jatropha curcas* L.). Cultivation of *Jatropha curcas* L. *Informe Agropecuario*, 229: 44-78.

- Sawadogo A., Nagalo E., Nacro S., Rouamba M. et Kenis M., 2015.** Population dynamics of *Apthona whitfieldi*, pest of *Jatropha curcas*, and environmental factors favoring its abundance in Burkina Faso. *Journal of Insect Science*, 15(1):108. 17 p.
- Schowalter T. D., 2006.** Insect Ecology. An ecosystem approach. Second edition. Copyrighted Material. Elsevier's Science and Technology right. Department in Oxford. 572 p.
- Semal J., 1989.** Traité de pathologie végétale. Forêt et sylviculture. Université de Cornell. Presses Agronomiques de Gembloux, Belgique. 621 p.
- Shahidi F., 2005.** "Edible oil & fat products: Processing Technologies". Bailey's Industrial Oil and Fat Products. *Fact*, 5:195-231.
- Shanker C. et Dhyani S. K., 2006.** Insect pest of *Jatropha curcas* L. and potential for their management. *Current Science*, 91: 162-163.
- Sharma H. C., Singh F. et Nwanze K. F., 1997.** Plant resistance to insects in sorghum. Patancheru 502324 ICRISAT, Andhra Pradesh, India. 216 p.
- Teetes G. L., Seshu Reddy K. V., Leuschner K. et House L. R., 1983.** Sorghum Insect Identification Handbook. Patancheru P.O. Andhra Pradesh 502324, India. ICRISAT. Information Bulletin n°12. 121 p.
- Terren M., Mignon J., Haubruge E., Winandy S., Saverys S., Jacquet de Haverskercke P., Toussaint A., Baudoin J. P. et Mergeai G., 2009.** Nouveaux ennemis de *Jatropha curcas* L. identifiés au Sénégal. (Poster) Animation scientifique du Réseau BIOVEG, 10 au 13/11/2009. Dakar, Sénégal.
- Thomas O.O., 1989.** Re-examination of the antimicrobial activities of *Xylopiya aethiopica*, *Carica papaya*, *Ocimum gratissimum* and *Jatropha curcas*. *Fitoterapia*, 60:147-155.
- Trabucco A., Achten W. M. J., Bove C., Aerts R., Van Orshoven J. et Norgrove L., 2010.** Global mapping of *Jatropha curcas* yield based on response of fitness to present and future climate. *Global Change Bioenergy*, 2 : 139-151.
- Traore K., 2009.** Synthèse Bibliographique sur le *Jatropha curcas* à l'Ouest du Burkina. Rapport d'activités. Institut de l'Environnement et de Recherches Agricoles (INERA). Gestion des Ressources Naturelles, Systèmes de Production. (GRN/SP). Burkina Faso. 8 p.
- Üllenberg A., 2008.** *Jatropha* à Madagascar. Rapport sur l'état actuel du secteur. Gesellschaft für Technische Zusammenarbeit (GTZ), Madagascar. 43p.
- Van der Vossen H. A. M. et Mkamilo G. S., 2007.** Ressources végétales de l'Afrique tropicale 14. Oléagineux éd. Prota. pp. 116-120.

Vinay B. et Vermeulen G., 2013. Dynamique de production du *Jatropha* au Burkina Faso. *In: Projet d'Appui au Développement et à la Structuration de la Filière Paysanne Jatropha en Afrique de l'Ouest. Rapport final de mission ARP pour l'ADECIA, Ouagadougou, Burkina Faso.* 63 p.

Waage J. K., 1992. Quand et comment conserver les ennemis naturels? *In: Manuel de lutte biologique, PNUD /FAO. Premier tome : principes et application de la lutte biologique. 2^e éd., IITA, Centre de lutte biologique pour l'Afrique. Cotonou, République du Bénin.* pp. 117-130.

Walker P. T., 1987. Empirical models for predicting yield loss caused by stem borers. In *Crop Loss Assessment in Rice IRRI, Los Banos, Philippines* pp. 131-138.

Wahl N., Hildebrandt T. Moser C., Lüdeke-Freund F., Averdunk K., Bailis R., Barua K., Burritt R., Groeneveld J., Klein A. M., Kügemann M., Walmsley D., Schaltegger S. et Zelt T., 2012. Insights into *Jatropha* projects worldwide. Key facts & figures from a global survey. Report Lüneburg, Centre for Sustainability Management. Germany. 72 p.

Weisenhutter J., 2003. Use of the Physic Nut (*Jatropha curcas*) to combat desertification and reduce poverty. CCD Project Document. Bonn, GTZ. Cape Verde. 13 p.

Zarafi A.B. et Abdulkadir L.D., 2013. The incidence and severity of *Jatropha* dieback disease in Zaria, Nigeria. *Archives of phytopathology and plant protection*, 46, 952-961.



ANNEXES

Annexe 1: Estimation of Yield Loss of *Jatropha curcas* L. Due to *Calidea* spp. (Heteroptera: Scutelleridae), in the Sub- Sudanian Zone of Burkina Faso.

Wakaï Younous Djimmy Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso, Institut du Développement Rural (IDR), 01 B.P. 1091 Bobo-Dioulasso 01 Burkina Faso. Souleymane Nacro Fondation Fasobiocarburant BP 200 Léo Burkina Faso. Current address: Institut de l'Environnement et de Recherches Agricoles, Département des Productions Végétales CREAM de Kamboinsé, 01 B.P. 476 Ouagadougou 01, Burkina Faso. Email: snacro2006@gmail.com

IJAIR International Journal of Agriculture Innovations and Research Volume 3, Issue 5, ISSN (Online) 2319-1473.



Estimation of Yield Loss of *Jatropha curcas* L. Due to *Calidea* spp. (Heteroptera: Scutelleridae), in the Sub-Saharan Zone of Burkina Faso

Wakaï Younous Djimmy

Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso,
Institut du Développement Rural (IDR),
01 B.P. 1091 Bobo-Dioulasso 01
Burkina Faso

Souleymane Nacro

Fondation Fasobiocarburant BP 200 Léo Burkina Faso.
Current address: Institut de l'Environnement et de Recherches
Agricoles, Département des Productions Végétales CREA de
Kamboinsé, 01 B.P. 476 Ouagadougou 01, Burkina Faso.
Email : snacro2006@gmail.com

Abstract – *Jatropha curcas* L. is a biofuel plant that belongs to the Euphorbiaceae family. The production of this plant can improve the livelihood of smallholder farmers in rural areas. Meanwhile, several insect pests including *Calidea* spp. feed on *J. curcas* L. *Calidea* spp. is a Heteropteran that feeds on the flowers and the fruit of *J. curcas*. No yield loss assessment of *J. curcas* due to this pest has been conducted. Therefore, the objective of this study was to assess the yield loss associated with this insect pest. This study was conducted in Léo, South Burkina Faso during the 2013 rainy season, from August to October. A randomized complete bloc design was used. The experimental design consisted of 5 treatments and 5 replicates. The treatments consisted of various numbers of adults of *Calidea* spp. caged with a 4-year old single *J. curcas* plant: T0 (control = no insect pest), T1 (4 couples) T2 (8 couples), T3 (16 couples) and T4 (20 couples). The monitored variables included the number and weight of fruit, the number and weight of undamaged and damaged seeds and the damage due to the insect pest. The results showed that the control (T0) and T1 (10.5% damage) showed the lowest damage while T3 and T4 (36.83%) were the most damaged. There was 7% yield gain in T1 while there was 59% yield loss in T4.

Keywords – Burkina Faso, Biofuel, *Jatropha curcas*, *Calidea* spp., Yield Loss.

I. INTRODUCTION

J. curcas Linnaeus 1753 is a perennial non edible and biofuel plant belonging to the family Euphorbiaceae. Its height varies from 3 to 5 m ([1]). *J. curcas* originates from Mexico or Central America. The plant was probably introduced into Africa in the 16th century by Portuguese navigators through Cabo Verde, then brought to Guinea Bissau and the rest of Sub-Saharan Africa ([2]). The genus *Jatropha* contains approximately 170 known species ([3]).

In Burkina Faso, four species of *Jatropha* are known: *J. curcas* L., *J. gossypifolia* L., *J. podagrica* H. and *J. integerrima* J. ([4]). But *J. curcas* L. remains the most abundant and most planted species.

J. curcas seeds produce an oil that is used as biofuel. This species has potential to diversify agricultural production and increase small scale farmers' incomes and thus fight rural poverty through the development of crude oil production ([5]). In addition to biofuel production, many other uses are associated with the *J. curcas*' plant. These include the production of soap and organic manure from the cake. The plantation of *J. curcas* reduces soil and

wind erosion, and increases carbon sequestration that reduces the emission of CO₂. Despite the toxicity of its oil, which is insecticidal, *J. curcas* is subject to attack by several insect pests ([6]; [7]; [8]; [9]).

In Africa, several insect pests feed on *J. curcas*. These include crickets, coccinellid beetles, mealybugs, true bugs and lepidopterous larvae ([10]; [8]; [9]). The major insect pests of *J. curcas* in Nicaragua are Heteroptera that feed on the flower and fruit, causing premature abortion of the flowers or the malformation of the seeds ([11]). The associated yield loss was estimated at 18.5% of the potential seed production ([12]).

Calidea spp. is a polyphagous insect pest from the Scutelleridae family in the Heteroptera order. It has been reported as a cotton feeding insect in Tanzania and as a pest of sorghum and sunflower in South Africa ([13]). According to the same author, this insect pest is a severe constraint to the commercial production of *J. curcas* in Malaysia. *Calidea* spp. is also reported in Guinea Bissau where it apparently causes damage to the seed and the quality of oil ([13]). Another species, *C. panaethiopia* occurs on *J. curcas* in Sénégal ([14]) and Niger ([15]).

In Burkina Faso, *Calidea* spp. has been reported as one of the most frequent insect pests in *J. curcas*' plantations. Indeed, the reference [16] reported that the insect was present in 59.6% of *J. curcas* plantations. Nymphs and adults of *Calidea* spp. apparently feed on flowers and fruits of *J. curcas*. However, there is no reliable data on the effect of the feeding of the insect pest on seed production. Therefore, the objective of this study was to assess the potential yield loss due to *Calidea* spp.

II. MATERIAL AND METHODS

2.1 Material

2.1.1. Experimentation site

The study was conducted from August 13th to October 15th in the village of Mouna, Burkina Faso (11° 8' N; 2° 4' W, 370.95m). Mouna is located 4 km north-west Léo, the capital city of the Sissili province. The *J. curcas* plantation used for this study had an area of 10,000 m². *J. curcas* was planted in 2009 on 12 rows with 8 m between rows and 2 m between plants. Each line comprised 41 plants.

The commune of Léo is located in the south-sudanian zone of Burkina Faso. The climate is characterised by a unimodal rainfall pattern, with the rainy season starting in



May and ending in October. Mean annual precipitation varies between 900 mm and 1200 mm. The 2013 annual precipitation was 1,042 mm ([17]).

'The vegetation in the area is predominately savannah type with most prominent tree species being: *Butyrospermum parkii*, *Parkia biglobosa*, *Azelia africana*, *Anogeissus leiocarpus*, *Pterocarpus erinaceus*, *Burkea africana*, *Asoberlinia doka*, *Tamarindus indica*, *Crossopteryx febrifuga*, *Adansonia digitata*, and *Combretum* spp. There are also diverse types of grasses and sedges in the wetlands' ([18]).

2.2 Field Methods

We used 25.4-year old *J. curcas* plants intercropped with sweet potato. On the rows, plants were chosen haphazardly. The 25 plants were individually caged with muslin with tight mesh. Each cage was 2.6 m in high and 5.6 m in diameter. The muslin was attached to the tree. Two entry sleeves were placed at different heights of the muslin (1.4 m and 2.1 m from the soil level) to facilitate observations inside the net. Each cage plant contained one *J. curcas* plant bearing flowers and fruit at different developmental stages. Before placing the net, each selected plant was carefully inspected to make sure that there were no *Calidea* spp. (eggs, nymphs or adults) on the plant. The plants were infested by *Calidea* spp. during 10 weeks (from August, 13 to October, 15 2013).

The experimental design was a randomized complete block with 5 treatments and 5 replicates. The treatments consisted of couples of *Calidea* spp. adults of caged with a 4-year old single *J. curcas* plant. The treatments included T₀ (control = no insect pest), T₁ (4 couples) T₂ (8 couples), T₃ (16 couples) and T₄ (20 couples). All treatments were caged and infested the same day in the same conditions. Entomological evaluations were performed weekly, on Monday, starting a week after the plants were infested until all fruit have reached maturity.

The yellow or brownish mature fruits, on the ground or harvested from each tree were counted and their number recorded. They were then put into plastic bags and taken to the laboratory where they were weighed and shelled. Damaged seeds were malformed and often empty. Undamaged seeds were full and hard when touched with fingers. Damaged and undamaged seeds harvested from each plant were counted and their numbers recorded. They were then placed in large plastic bags and allowed to dry under the cover of a shed for one week. After this operation, the seeds were weighed and kept separately in labelled plastic bags.

From data collected in the field, the following computations were conducted:

- the percentage of damaged seeds
- number of dead *Calidea* spp. adults
- number of fruit
- weight of the fruit
- weight of undamaged seeds
- weight of damaged seeds

The loss in seeds due to *Calidea* spp. damage was

estimated using the formula of [19]:

$$P (\%) = \frac{R_m - Y_i}{R_m} \times 100$$

Where:

P = seeds loss due to the attack of *Calidea* spp.

R_m = maximum yield in the absence of *Calidea* spp.

Y_i = yield of i treatment.

2.3 Statistical analysis

Data were analysed with the software Stat view version 5.0.0.0. Means were compared with Analysis of Variance and post-hoc tests were performed using the Protected Least Significant Difference of Fischer at the 5% probability level. Figures were prepared using Excel software Microsoft Office 2010.

III. RESULTS

3.1 Percentage of Damaged Seeds

The percentage of damaged seeds significantly varied between treatments (df = 4; S² = 6052.1; F = 6.52; P < 0.001), with treatments T₃ and T₄ resulting in higher damage than treatments T₀ and T₁ (Fig. 1).

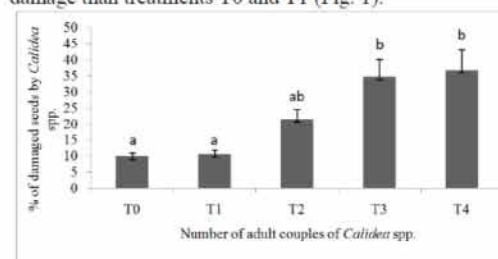


Fig.1. Percentage of damage seeds of *J. curcas* L. for each of the five treatments

Equal letters above bars indicate homogenous groups at 5% level (Protected Least Significant Difference of Fischer).

There was a high and positive correlation ($R^2 = 0.959$) between the number of insect pests and the percent of damaged seeds as indicated in Fig. 2. This correlation indicates that the higher the number of insect pests, the higher the associated damage level.

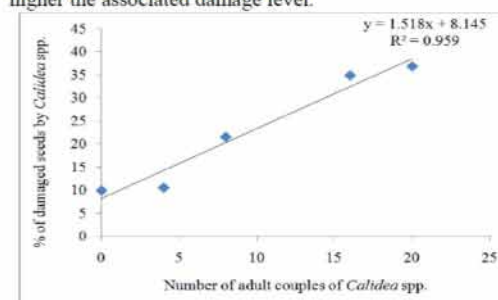


Fig.2. Linear regression between the % of damaged seeds and the number of adults of *Calidea* spp.

3.2 Average number of fruit

The analysis of variance of this variable did not reveal any significant difference ($P < 0.3$) between treatments (Fig.3).

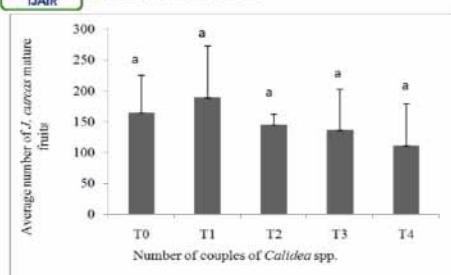


Fig.3. Average number of *J. curcas* mature fruits for each of the five treatments

Equal letters above bars indicate homogenous groups at 5% level (Protected Least Significant Difference of Fischer).

3.3 Average weight of harvested fruit

The analysis of variance of the average weight of the harvested fruits revealed highly significant differences ($P < 0.01$) between the treatments ($df = 4$; $S^2 = 1066459.3$; $F = 3.94$), with T1 and T2 providing heavier fruit than T3 and T4 (Fig. 4).

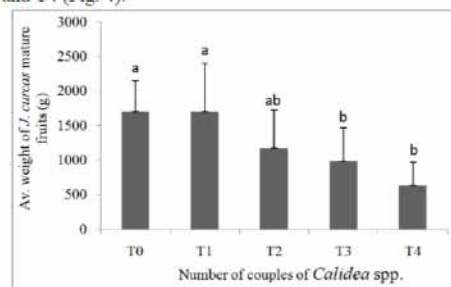


Fig.4. Average weight of harvested fruit for each of the five treatments.

Equal letters above bars indicate homogenous groups at 5% level (Protected Least Significant Difference of Fischer).

3.4 Average number of undamaged seeds

As illustrated by Fig. 5, there was a significant difference in the average number of undamaged seeds ($df = 4$; $S^2 = 56065.9$; $F = 3.5$; $P < 0.02$) with T0 and T1 producing more seeds than T3 and T4.

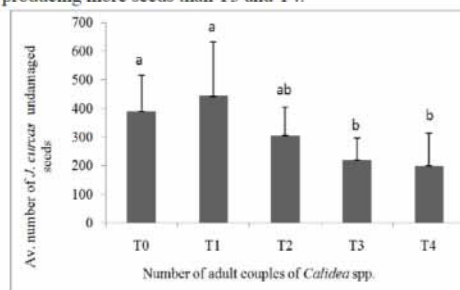


Fig.5. Average number of undamaged seeds for each of the five treatments

Equal letters above bars indicate homogenous groups at 5% level (Protected Least Significant Difference of Fischer).

3.5 Average weight of undamaged seeds

These data represent the average weight of seeds harvested from each tree (treatment). Significant differences were found in the average weight of undamaged seeds ($df = 4$; $S^2 = 41803.8$; $F = 3.5$; $P < 0.02$). There were significant differences between T0 and T3, T0 and T4, T1 and T3, T1 and T4 (Fig. 6).

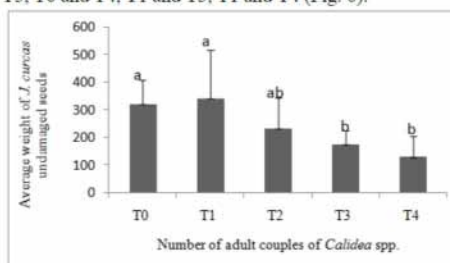


Fig.6. Average weight of undamaged seeds of *J. curcas* for each of the five treatments

Equal letters above bars indicate homogenous groups at 5% level (Protected Least Significant Difference of Fischer).

3.6 Estimation of yield loss of *J. curcas* L.

The average seed yield of *J. curcas* varied from 322 g (T0) to 130.98 g (T4). There was a high, positive and linear correlation ($R^2 = 0.912$) between the average seeds weight and the number of couples of *Calidea* spp. (Fig.7). Yield gained in T1 was 7%, while there was 59% loss in T4. This correlation clearly shows that the level of yield loss is proportional to the number of couples of *Calidea* spp. used in the experimentation except for T1.

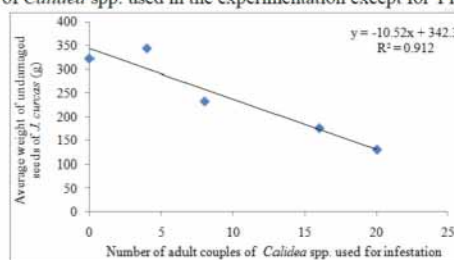


Fig.7. Linear regression between the average weight of *J. curcas* seeds and the number of *Calidea* spp. used for infestation.

IV. DISCUSSION

Our study clearly showed that a sufficient amount of *Calidea* spp. adults is sufficient to damage a significantly high number of seeds and to lower yield by nearly 59%. The 9.9% of damaged *J. curcas* seeds observed in the control (T0) could be explained by the fact that the experiment was implemented and plants caged in August



2013 when some plants were bearing flowers and were already damaged prior to caging. However, all treatments were exposed to the same conditions.

Yield loss was proportional to the number of adult couples of *Calidea* spp. used for infestation except for T1. Our results are consistent with those of reference [13] in studies conducted in Guinea Bissau. This author reported up to 20% of yield loss due to *Calidea* spp. in this West African country. Reference [20] reported that *C. panaethiopica* a closely related species to *Calidea* spp. was associated with 33% of damage in Sénégal. Reference [21] also reported on the economic importance of *Calidea* spp. in Kenya. He stressed that this insect pest is the most frequent pest in *J. curcas* plantations in Kenya. Reference [3] stated that bugs like *Calidea* spp. and *Nezara viridula*, severely damage the fruits of *J. curcas*. Reference [15] observed, in South-East Niger, grain suckers like *Dysdercus* sp., *Calidea* sp., *N. viridula* and two other species of the genus *Leptoglossus* (*L. zonatus* and *L. gonagra*) of the families Pentatomidae, Coreidae, Pyrrhocoridae and Scutelleridae) causing damage to the flowers and the fruit of *J. curcas*. Reference [12] estimated seed yield loss up to 18.5% associated with several Heteropteran species in *J. curcas*' plantations in Nicaragua. Reference [22] observed that in Nicaragua, Heteropterans e.g. *Leptoglossus zonatus* and *Pachycoris Klugii*, are insect pests of *J. curcas* fruit causing the abortion of the flowers resulting in the reduction of yield. Reference [11] reported that the flower bug, *Hypselonotus intermedius* Distant (Heteroptera : Coreidae) is a pollinator of *J. curcas* but at high population, the insect attacks the fruit of the plant. References [23] and [24] reported on *Agonosoma trilineatum* (Heteroptera : Scutelleridae) causing heavy damage to *J. curcas*' plantations in Australia and Madagascar. In India, reference [25] reported on *Scutellera nobilis* (Heteroptera : Scutelleridae) as one of the major insect pests damaging *J. curcas*. At heavy populations, the insect causes the abortion of the flowers, reduces the size and the weight of the seeds resulting often in empty seeds. The gain in yield with T1 suggests that the presence of a low number of the insect pest stimulates seed production rather than reducing the yield. In fact, the determination of yield loss is complex as it involves several factors including the 'physiological state of the plant, its phenological stage at time of attack, the part of the plant attacked, soil fertility, the presence of other biotic and abiotic stresses [26]. Working on rice yield loss assessment, [27] showed that the 'rice plant could compensate for the tiller removal to a certain extent during vegetative growth phase of the plant'.

This study has clearly evidenced the economic importance of *Calidea* spp. in South Burkina Faso *J. curcas* plantations. Our results were obtained in semi-artificial conditions but can be extrapolated into natural conditions. Further research on the biology and the ecology of this insect pest is necessary to develop control methods.

ACKNOWLEDGMENTS

This project was funded by the Agence Française de Développement (AFD) through a grant made by the Fonds Français pour l' Environnement (FFEM). The project was co-funded by the Fondation Fasobiocarburant. The implementation of the project was coordinated by l'Agence de Développement de la Coopération Internationale dans les domaines de l'Agriculture, de l'alimentation et des espaces ruraux. Authors thank Prof. E.A. Heinrichs, University of Nebraska, Lincoln and Dr Marc Kenis, CABI, Delémont, Switzerland for reviewing this manuscript. Finally, we thank Mr Yacouba Nignan for his assistance in the field.

REFERENCES

- [1] Henning R. K. et Ramorafora T., 2005. Le Manuel Jatropha : un guide pour l'exploitation intégrée de la plante Jatropha à Madagascar. PLAE Unité de Coordination Lot 0105 AD 0030 Mangarivotra BP 371-Mahajanga 401, Madagascar. 20 p.
- [2] Domergue M. et Pirot R., 2008. *Jatropha curcas* L. Rapport de synthèse bibliographique.
- [3] Heller J., 1996. Physic nut, *Jatropha curcas* L.: Promoting the conservation and use of underutilized and neglected crops. *International Plant Genetic Resources Institute* 66p.
- [4] Ouédraogo M., 2000. Etude Biologique et Physiologique du Pourghère, *Jatropha curcas* L. Université de Ouagadougou, Burkina Faso. 290p.
- [5] Laude J.P., 2009. Situation de la filière Jatropha au Burkina Faso: Perspectives pour le court terme Ouagadougou, Burkina Faso. 14 p.
- [6] Solsoloy A., 1993. Insecticidal efficacy of the formulated product and aqueous extract from physic nut, *Jatropha curcas* L. seed kernel oil on cotton insect pests. *Cotton Research Journal (Philippines), Cotton Research and Development Institute, Batac, Ilocos Norte/Philippines*. 6p.
- [7] Anitha K., Varaprasad K.S. (2012) Jatropha pests and diseases, an overview, in: N. Carels, et al. (Eds.), *Jatropha*. Challenges for a New Energy Crop, Springer, New York, USA. pp. 175-218
- [8] Minengu, J. D. D., P. Mobambo, et G. Mergéai. 2014. Influence de l'environnement et des pratiques culturales sur la productivité de *Jatropha curcas* L. en Afrique subsaharienne (synthèse bibliographique). *Biotechnol., Agr., Soc. Environ.* 18: 290-300.
- [9] Lama, A. D., T. Vuorisalo, et P. Niemelä. 2015. Global patterns of arthropod herbivory on an invasive plant, the physic nut (*Jatropha curcas* L.). *J. Appl. Entomol.* Online First. DOI: 10.1111/jen.12161.
- [10] Ülkenberg A., 2008. Jatropha à Madagascar-Rapport sur l'état actuel du GTZ. 43p.
- [11] Grimm C., 1999. Evaluation of damage to physic nut (*Jatropha curcas*) by true bugs. *Entomologia Experimentalis et Applicata*. Kluwer Academic Publishers. Printed in the Netherlands. 7p.
- [12] Grimm C., 1996. Utilization of a life table to quantify damages caused by insects on *Jatropha curcas* (Euphorbiaceae) fruits. *Manejo Integrado Plagas* 42: 23-30.
- [13] Nielsen F., 2010. Rainbow Shield Bug (*Calidea dregii*). 3p.
- [14] Terren M., Mignon J., Haubruge E., Winandy S., Saverys S., Jacquet de Haverskercke P., Toussaint A., Bando J. P. and Mergéai G., 2009. Nouveaux ennemis de *Jatropha curcas* L. Identifiés au Sénégal. Université de Liège. Gembloux agro bio tech 3p.
- [15] Abdoul Habou Z. Toudou A., Haubruge E., Mergéai G. & Verheggen F. J., (2013). Analyse de la faune entomologique associée à *Jatropha curcas* L. dans la région de Maradi au Sud-Est du Niger. Unité Entomologie fonctionnelle et évolutive et Unité Phytotechnie tropicale et horticulture, Gembloux Agro-Bio Tech, Université de Liège, Passages Déportés 2, B-5030 Gembloux (Belgique). Université Abdou Moumouni Niamey, Faculté d'Agronomie, BP 10960 (Niger). *Entomologie*



- Faunistique-Faunistic Entomology* 201366, 97-107.
- [16] Rouamba W.M., 2011. Inventaire des insectes ravageurs et des maladies fongiques du pourghère (*Jatropha curcas* L.) au Burkina Faso. Diplôme d'ingénieur du développement rural option: agronomie. Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso 68p.
- [17] DPASA, 2013. Rapport annuel de la situation pluviométrique de 2013 de la Province de la Sissili 14 p.
- [18] Akililu Negussie, Souleymane Nacro, Wouter M. J. Achten, Lindsey Norgrove, Marc Kenis, Kiros Meles Hadgu, Ermias Aynekulu, Martin Henny and Bart Muys, 2014. Insufficient Evidence of *Jatropha curcas* L. Invasiveness: Experimental Observations in Burkina Faso, West Africa. *Bioenerg. Res.* DOI 10.1007/s12155-014-9544-3.
- [19] Walker P. T., 1987. Empirical models for predicting yield loss caused by stem borers. In IRRI, *Crop Loss Assessment in Rice* (Los Baños, Philippines: International Rice Research Institute) pp. 131-138.
- [20] Terren M., Mignon J., Haubruge E., Winandy S., Saverys S., Jacquet de Haverskercke P., Toussaint A., Baudoin J. P. and Mergeai G., 2009. Nouveaux ennemis de *Jatropha curcas* L. Identifiés au Sénégal. Université de Liège. Gembloux agro bio tech 3p.
- [21] Nowak S., 2010. Inventory of problems in the cultivation of *Jatropha curcas* and *Meliavolkensii* at Kiambere Kenya. Hogeschool Gent Lidvan De Associatie Universiteit GENT. 114 p.
- [22] Grinnu C. & Maes J.M., (1997). Arthropod fauna associated with *Jatropha curcas* L. in Nicaragua: A Synopsis of Species, their Biology and Pest Status. In Gubitz G.M., Mithelbach M. and Trabi M., 1997. *Symposium on Biofuel and Industrial Products from Jatropha curcas and other Tropical Oil Seed Plants*, February 23-27, Managua, Nicaragua.
- [23] Shanker C. et Dhyani S. K., 2006. Insect pest of *Jatropha curcas* L. and potential for their management. *Current Science*, Vol. 91, N°2, p.162-163.
- [24] Legendre B., 2008. *Jatropha curcas* (Tabanani). Note Agronomique. Technologie For Human Development. 8p.
- [25] Khande D.M., Aherkar S.K., Barkhade U.P. and Bisane K. D., 2008. Incidence of *Scutellera nobilis* Fabr. on *Jatropha curcas* in Rajanandgaon District of Chattisgrah. *Insect Environ* 13:192.
- [26] Heinrichs, E. A., 1988. Plant Stress-Insect Interactions (New York), 492 pp.
- [27] Chander Subhash; Daryaei M. G.; Aggarwal P. K., 2008. Assessment of crop losses due to insect pests and weeds in rice (*Oryza sativa*). *Indian Journal of Agricultural Science*. Vol. 78, n°4, pp. 333-336.

AUTHOR'S PROFILE



Wakai Younous Djimny

was born in Faya Largeau, Chad in 1973. He earned a B.Sc. in agronomical sciences and environment in 1999 in the Academic Institute of Agronomical Sciences and Environment of Sarh, Chad. He graduated from in 2002 from the Institute of Agronomical Sciences and Environment of Sarh, Chad. Lastly, Mr. Djimny earned a MSc. degree in Plant Protection and Breeding in 2012 at the University of Ouagadougou, Burkina Faso. Mr Djimny received several training including Monographic survey of the Lake Iro, in 2002, at the National Office of Farming Development of Kyabe, Chad; Management of Industrial Waste and the monitoring of socioeconomics aspects in oil production area producer of oil, in 2003, in Doba, Chad, training on the Communal Ecosystem Management in 2006 in Lake Chad and Chari Baguirmi, Chad. He was also trained on Environmental Impact in 2007 at the International Institute for Environment and Water Engineering, Ouagadougou, Burkina Faso. Mr Djimny's MSc. research was done on the Inventory of natural enemies associated with rice insect pests in the Sourou Valley, Burkina Faso in 2011.

Mr Djimny served as an officer of the Ministry of the Environment and Water of Chad, from 2004 to 2006. He was Regional Director of the Environment and Water of N'djamena, Hadjer lamis and Chari Baguimi

area in Chad from 2006 to 2008. Since December 2012, he is a PhD student at the University Polytechnique de Bobo-Dioulasso, Burkina Faso with research work in the Entomology Laboratory of Fondation Fasobiocarburant in Léo, Burkina Faso.



Souleymane Nacro

was born in 1959 in Abidjan, Côte d'Ivoire. He earned a diploma in Mathematics, Physics, Chemistry and Biology in 1981 at the University of Niamey, Niger. In 1984, he graduated from the University of Ouagadougou with a MSc. in agronomy. He earned a PhD in biology at the University of Rennes 1, France. In 2012, he received a MSc. in integrated water resources management from the International Institute of Water and Environment Engineering, in Ouagadougou Burkina Faso.

He was a research assistant from 1985 to 1994 in Bobo-Dioulasso, Burkina Faso at the Institute of Environment and Agricultural Research (INERA). He was recruited by the West Africa Rice Development Association (WARDA) as an Integrated Pest Management (IPM) consultant from 1995 to 1997. From 1998 to 2000, he was an IPM consultant for the Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). He was the national coordinator of the IPM program for Burkina Faso from 2001 to 2009. Since 2010, he teaches Entomology and IPM in a Master course at the University of Ouagadougou. From 2009 to 2013 he was the Director of both Fasobiocarburant SARL and Fondation Fasobiocarburant respectively a biofuel company and an organization that promotes sustainable biofuel production in Léo, South Burkina Faso. He resumed his senior entomologist position at INERA, Kamboinsé, Ouagadougou in August 2013.

Dr. Nacro authors about 50 publications including paper published in peer-review international journals, extension journals, books or book chapters. He supervised the research work of about 30 Master and 3 PhD students. Here is a list of selected publications:

Souleymane Nacro and Jean-Pierre Nénon, 2006: Anatomy of the female Reproductive System and the Ultrastructure of the Egg's Envelopes of *Orseolia oryzivora* (Diptera: Cecidomyiidae). *Journal of Entomology* 3 (1): 16-22.

Souleymane NACRO and Jean-Pierre NENON, 2008: Female reproductive biology of *Platygaster diplosisae* (Hymenoptera: Platygasteridae) and *Aprostocetus procerae* (Hymenoptera: Eulophidae), two parasitoids associated with the African Rice Gall Midge, *Orseolia oryzivora* (Diptera: Cecidomyiidae). *Entomological Science* (2008) 11, 231-237.

Souleymane Nacro & Jean-Pierre Nénon, 2009: Comparative study of the morphology of the ovipositor of *Platygaster diplosisae* (Hymenoptera: Platygasteridae) and *Aprostocetus procerae* (Hymenoptera: Eulophidae) two parasitoids associated with the African Rice Gall Midge, *Orseolia oryzivora* (Diptera: Cecidomyiidae). *Psyche: an entomological journal*. Volume 2009 : 7 pages.

Honoré Mopougouni Tankoano and Souleymane Nacro, 2015. Effect of Transplanting Period on the Population Dynamics and Parasitism of the African Rice Gall Midge *Orseolia Oryzivora* Harris & Gagné (Diptera:Cecidomyiidae) Under Irrigated Conditions in Boulbi, Central Burkina Faso. *International Journal of Agriculture Innovations and Research* Volume 3, Issue 4, ISSN (Online) 2319-1473.

Francis Nwilene, Souleymane Nacro, Manuele Tamo, Philippe Menozzi, Elvis A. Heinrichs, Abdoulaye Hamadou, Dona Dakouo, Cyrille Adda and Abou Togola, 2013: Managing Insect Pests of Rice in Africa. In 'Wopereis et al.', 2013.

Dr. Nacro is member of several professional associations including the Entomological Society of Burkina Faso, the African Association of Insect Scientists, the International Association of the Plant Protection Sciences and the Entomological Society of America. He received several scientific awards during the bi-annual forum of National Scientific and Technological Research in Burkina Faso.

Annexe 2: Study on the Biology of *Calidea* spp. (Heteroptera: Scutelleridae), an Insect Pest of *Jatropha curcas* in South-Sudanian Zone of Burkina Faso.

Younous Wakai Djimmy¹ and Souleymane Nacro^{2,3,4}

¹Université Polytechnique of Bobo-Dioulasso, Institut du Développement Rural (IDR), Département des Productions Végétales, 01 B.P. 1091 Bobo-Dioulasso 01, Burkina Faso (Djimmywakai@yahoo.fr), ²Fondation Fasobiocarburant BP 200 Léo Burkina Faso (snacro2006@gmail.com), ³Institut de l'Environnement et de Recherches Agricoles, CREAM Kamboinsé 01 BP 476 Ouagadougou 01, Burkina Faso, and ⁴Corresponding author, e-mail: snacro2006@gmail.com

Annals of the Entomological Society of America Advance Access published December 14, 2015. Annals of the Entomological Society of America, 2015, 1–8 doi: 10.1093/aesa/sav120 Research article <http://www.oxfordjournals.org/>

Received 20 August 2015; Accepted 12 November 2015



Arthropod Biology

Study on the Biology of *Calidea* spp. (Heteroptera: Scutelleridae), an Insect Pest of *Jatropha curcas* in South-Sudanese Zone of Burkina FasoYounous Wakai Jimmy¹ and Souleymane Nacro^{2,3,4}¹Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso, Institut du Développement Rural (IDR), Département des Productions Végétales, 01 B.P. 1091 Bobo-Dioulasso 01, Burkina Faso (Djimmywakai@yahoo.fr), ²Fondation Fasobiocarburant BP 200 Léo Burkina Faso (snacro2006@gmail.com), ³Institut de l'Environnement et de Recherches Agricoles, CREA Kamboiné 01 BP 476 Ouagadougou 01, Burkina Faso, and ⁴Corresponding author, e-mail: snacro2006@gmail.com

Received 20 August 2015; Accepted 12 November 2015

Abstract

Jatropha curcas Linné is a nonedible oleaginous plant in the family Euphorbiaceae. Its seeds provide oil for industrial use, such as biofuels, and contribute to the livelihoods of small-scale farmers in rural areas. *J. curcas* is attacked by many insect pests, including *Calidea* spp., a heteropteran pest of its fruit and flowers. This insect was surveyed from May 2013 to January 2014 in the Sissili province of southern Burkina Faso. *Calidea* spp. were collected from *J. curcas* plantations within a radius of 15 km around the Léo township and bred in the laboratory under similar conditions. The mean ratio of fertility was 20.3% and the mean fecundity was 132 eggs. The biological cycle of the insect is composed of one egg stadium, five larval instars, and one adult stadium. Egg incubation took 6.2–8.3 d, and the five larval instars lasted between 27.1 and 30.1 d. The average life span of *Calidea* spp. adults was 114.6 d for females and 98.1 d for males. The female had an average size of 17.6 mm against 16.6 mm for the male. These findings are the first reported on this insect pest in Burkina Faso.

Key words: biology, *Calidea*, *Jatropha curcas*, burkina faso

Jatropha curcas Linné is a nonedible and perennial oleaginous plant of the family Euphorbiaceae, 3–5 m in height (Henning and Ramorafora 2005). The origin of *J. curcas* is in Mexico and Central America, and might have been introduced into Africa in the 16th century by Portuguese sailors, from Cape Verde and from Guinea Bissau. Then, the plant spread throughout Africa and into Asia (Domergue and Pirot 2008). The *Jatropha* genus contains ~170 known species (Heller 1996), of which four species are known: *J. curcas*, *J. gossypifolia* L., *J. podagrica* H., and *J. integerrima* J. (Ouedraogo 2000). However, *J. curcas* species is the most widely spread and most exploited.

Nowadays there is a promotion of *J. curcas* seeds that produce oil that can be used as biofuel. Planting *J. curcas* aims at diversifying agricultural production and at increasing the income of Burkina Faso growers, contributing to poverty alleviation in rural areas (Laude 2009). Besides its potential for production of biofuel, *Jatropha* also presents many other advantages, such as the increase of women's activities (production of soap), poverty reduction (marketing of by-products including seed cake and glycerine), and the promotion of forest products (using oil cakes as organic fertilizer). *J. curcas* maintains soil fertility by controlling erosion, and it reduces greenhouse gas emissions by the carbon sequestration. Nonetheless, just like most trees, *J. curcas* is exposed to attacks by many insect

pests, despite its toxicity. Its oil is known to have insecticide properties (Solsoloy 1993). The most frequently observed insect pests on *J. curcas* are bugs of the *Pachycoris* (Heteroptera: Scutelleridae) group, which are widely spread in Mexico, Brazil, and Nicaragua (Grimm and Maes 1997). These bugs cause major damage to fruit, malformation of seeds, and a reduction in oil content. Madagascar locusts, lady beetles, bugs, scale insects, and caterpillars also attack *J. curcas* (Üllenberg 2008). Bugs such as *Calidea* spp. and *Nezara viridula* (L.) destroy the fruit of *J. curcas* (Heller 1996). Besides, their attacks can provoke the premature development of seeds and their malformation.

Calidea spp. are polyphagous insects of the Scutelleridae family (Heteroptera). They are insect pests of cotton in Tanzania and of sorghum and sunflower in South Africa (Nielsen 2010). According to the same source, it is becoming a new threat to the marketing of *Jatropha* in Malaysia. The insect's presence in a cotton field is often very short, and it attacks only the bolls that are not yet open (Braun 1997). *Calidea* spp. are known in *J. curcas* plantations in Guinea-Bissau where they are responsible for severe damage to seed production and the quality of the oil (Nielsen 2010). The larvae and the adults attack the fruit and flowers of *J. curcas*, by piercing the young seeds and causing the depreciation of their commercial value.

In Burkina Faso, *Calidea* spp. are reported to be one of the most frequent insect pests found in 60% of *J. curcas* plantations (Rouamba 2011). It mostly attacks inflorescences, flowers, fruit, and seeds. The attacked parts of the fruit often present reddish brown spots where females deposit eggs but seldom on the underside face of the leaf. The knowledge of the biology of these insects is necessary for the development of efficient control measures.

Materials and Methods

Breeding Site

The study of *Calidea* spp. was conducted between 1 May 2013 and 31 January 2014 at the entomology laboratory of the Fondation Fasobiocarburant in Léo in the Sissili province, in southern Burkina Faso (11° 5' N, 2° 6' W), with a mean temperature of 27°C and 66% relative humidity (RH), at an altitude of 360 masl (DPSA 2013).

It is a zone of agriculture and livestock, with woody plants such as *Mangifera indica*, *Anacardium occidentale*, *Vitellaria paradoxa*, *Parkia biglobosa*, *J. curcas*, and *Tamarindus indica*.

One hundred-and-thirty-five pairs of *Calidea* spp., almost all of them while copulating, were collected in different *J. curcas* plantations, in the Sissili province, and allowed to breed by feeding them with *J. curcas* fruit.

The insects were kept in conditions closed to those of the surrounding environment (30°C temperature, 69% RH, and a photoperiod of 12:12 [L:D] h). The laboratory was well-ventilated thanks to large windows. At the beginning of each month, 15 couples of *Calidea* spp. were collected and bred in the laboratory under the same conditions and on the same day. Each copulating pair was put inside an empty bottle that had three thin vent holes in the lid. The material was a plastic type, same type same brand and transparent. Pairs were allowed to breed in the laboratory in a transparent plastic box of 50 by 40 cm², with wet cotton replaced every 2 d to keep the relative humidity high. Each box only contained a breeding pair, and it had grilled opening (15 by 10 cm²) on each one of its sides and on its roof to allow aeration covered with muslin fabric with a very thin mesh. Cotton was soaked in water and placed at the bottom of each box to increase the moisture necessary for the development of the insect. Larvae and adults of *Calidea* spp. were fed with flowers and fruit of *J. curcas* replaced as needed. Boxes were maintained at 30°C and a photoperiod of 12:12 (L:D) h.

The parameters recorded are shown in Table 1.

Measurements were also carried out of various developmental stadia of the insect, some morphological characters of *Calidea* spp. male and female adults, including measurements of the head, pronotum, abdomen, rostrum, and antenna.

The F₁ population was maintained and fed on the same diet as their parents. Adults were counted and placed in separate breeding boxes and they were observed till they died. Twenty *Calidea* spp. of each developmental stadium were used to measure length and width of body, 20 other adults of each sex for length and width of body, head, pronotum, abdomen, rostrum and antenna, and 20 other adults of each sex were bred, but without any plant material in order to assess the life span of adults deprived of food.

When a *Calidea* spp. female deposited eggs, these were transferred to a new box to avoid having eggs being attacked by *Calidea* spp. adults (larvae and adults are cannibals of *Calidea* spp. eggs).

The mean ratio of *Calidea* spp. mortality for each developmental stadium was calculated as:

- Mean fecundity = Total number of eggs deposited by adult females / Total number of adult females

Table 1. Biological parameters recorded

Parameters recorded
Number of ovipositions per female
Time interval between the ovipositions
Total duration of ovipositions
Duration of an oviposition
The form and color of eggs
Layout of the egg masses
The various colorations of eggs before hatching
Duration of egg incubation
Number of larvae
The survival ratio of individuals of the same stadium
Number of developmental stadia
Duration of the developmental cycle
Duration of each developmental stadium
Mortality ratios
Fertility
Sex ratio
Number of copulations and time of copulation
Duration between emergence at the adult stadium and egg deposition
Life span of male and female adults
Life span of adults that are not fed
Fecundity

- Mean mortality ratio at each stadium = $\frac{\text{Number of individuals that died at each stadium}}{\text{Total number of eggs deposited}} \times 100$
- Mean female fertility = $\frac{\text{Total number of adult individuals}}{\text{Total number of eggs deposited}}$
- Sex-ratio = $\frac{\text{Total number of male individuals begotten from a couple}}{\text{Total number of female individuals begotten from a couple}}$

Statistical Analysis

The data were analyzed using Statview (SAS Institute Inc.) version 5.0.0.0 Software. The means were separated by Fischer's protected least significant difference (PLSD) test at 5% level. The experimental arrangement was a Fischer's block of 15 applications corresponding to the *Calidea* spp. couples being bred, and 9 replications corresponding to the different months in which the breeding was implemented.

Results

Description of *Calidea* spp.

Adult Stadium

Calidea spp. is a heterometabole presenting seven developmental stadia: one egg stadium, five larval instars, and one adult stadium. The adult is iridescent green blue; its mouthpieces are of the piercing-sucking type. The female and the male present the same ornamentations and the same coloration. On average, the females are 17.6 mm long and 8.2 mm wide, whereas on average the males are 16.6 mm long and 7.3 mm wide.

The head of the adult male is conical, wide at the level of the ocellus and narrowed near the rostrum. It has two black longitudinal barrings and two large and red globulous ocelluses. The antennae with five articles are long, black, and measure on average 7.0 mm long and 0.4 mm wide. The femoral bones are red, the tibiae are light blue on the outer part and black on the inner side, and the tarsus, formed by three articles, are black. The hind wings are membranous whereas the fore wings are hard and corneous. The pronotum has red edges, and in its basal part, two little black vertical maculas separated by a thin black line; in its hind part it has three black transverse spots united together in the shape of a crown. The two lateral angles of the pronotum are red, slightly rounded and less

prominent. The hind base of the pronotum is as wide as the fore edge of the scutellum. The scutellum is bronze-copper-green blue with a yellow foundation; it is quite developed and wide, reaching the tip of the abdomen. It has three pairs of black spots longitudinally positioned on either side of a light weight black saddle presenting the aspect of a pennate leaf. The adaxial face of the insect is red, with three pairs of black spots on the middle of the abdomen. On the lateral face of the abdomen there are little dark blue spots on a golden foundation, slightly united, in the form of a reversed pyramid. The mouth pieces are of the piercing-sucking type, and constitute a rostrum with three articles. On average, the rostrum measures 7.3 mm long and 0.5 mm wide. When at rest, that rostrum is directed rearwards and is positioned against the ventral face, between the hindquarter of the legs; at feeding time, the rostrum of the insect takes a vertical position, perpendicular to the axis of the body.

Regarding the female, on average, its abdomen measures 9.2 mm long and 8.2 mm wide. The head measures on average 3.0 mm long and 3.4 mm wide. Its pronotum is 5.0 mm long and 8.3 mm wide. Its rostrum measures on average 7.4 mm long and 0.5 mm wide. The antennae are 7.0 mm long and 0.4 mm wide.

Regarding the male, its abdomen is slightly narrowed, and on average, it measures 8.6 mm long and 7.1 mm wide. On average, the head measures 3.0 mm long and 3.3 mm wide. Its pronotum is 4.6 mm long and 7.7 mm wide. On average, its rostrum measures 7.1 mm long and 0.5 mm wide. The antennae are 7.0 mm long and 0.4 mm wide.

Egg Stadium

The eggs are ovoid, ivory white, and measure about 1.3 mm long. The female often deposits grouped eggs on *J. curcas* fruit and at times on the inner face of its leaves. They are often deposited in several linked rows of five to eight eggs forming an irregular polygon. During egg deposition, the female deposits white excremental liquid between each pair of eggs. The *J. curcas* fruit is the most preferred site of egg deposition for the *Calidea* spp. female. It is probably favorable to the development of any larvae that will hatch.

From ivory white at the time of egg deposition, the eggs turn yellow, and then become red before hatching. The chorions remain strongly tied on the support, even after the larvae are hatched.

Larval Instars

The developmental cycle of *Calidea* spp. has five larval stages. These include—

First Larval Instar. The first larval instar is usually slightly globular, reddish, with a brown spot stretched on the thorax and transversal black spots in form of hooks on the abdomen. The legs and antennae are black. The first larval instar on average measures 1.5 mm long and 1.3 mm wide; the larvae usually remain agglutinated around or near the empty chorions without feeding themselves for 72 hours, up to the second instar when they scatter in search of food. In the laboratory, the first and second larval instars of *Calidea* spp. tolerated nutritional deprivation up to the third instar.

Second and Third Larval Instars. Morphologically, the second and third instars are similar. They have a stretched form, dark blue on an iridescent green-blue foundation on the thorax; the abdomen has three elongated and horizontal black dashes; a cornicle extends the abdomen; nonetheless, it is easy to differentiate them through their sizes. The second larval instars are darker blue and on average they measure 2.6 mm long and 1.6 mm wide. The third larval instars

have a slightly light green coloration; they are more voluminous than the second larval instar and measure 4.0 mm long and 3.0 mm wide.

At these two stadia, the larvae are often very mobile, mostly when there are no flowers or fruit near them. They move in search of food. From the second larval instar, take the adult coloration, but they have no wings. They present an identical way of living (attacking fruit, flowers, and *Calidea* spp. eggs).

Fourth and Fifth Larval Instars. The fourth and fifth larval instars are morphologically very close to each other. They have an elongated form but are slightly inflexed, and iridescent green-blue in color, with black spots. They differ from each other by their morphometric measurements. The fourth larval instar measures on average 6.2 mm long and 4.0 mm wide, whereas the larvae of the fifth instar are on average 9.2 mm long and 6.5 mm wide. The fourth larval instar presents on its back an arciform alar bud that has a dark blue coloration on the top and is red toward the bottom. With fifth larval instar, the scutellum is light green on a slightly bright yellow foundation and the primordium is strongly pronounced and totally red.

The larvae and the adults feed on the fruit and flowers of *J. curcas*, and can cause malformation of seeds and abortion of flowers. Throughout all the five larval instars, *Calidea* spp. behave in a generally gregarious manner, but the insect becomes solitary as it goes through the stadia, and the actual dispersal starts only after an imaginal molt.

Mean of Mortality Rate of *Calidea* spp. in the Laboratory per Stadium

The larval mortality rate of *Calidea* spp. that was observed in the laboratory was 79.8%, whereas the rate of emergence at adult stadium was 20.3%. The analysis of the mean rate of *Calidea* spp. that died in the laboratory during the various developmental stages reveals a significant difference ($F = 1531$; $df = 6$; $P < 0.0001$) between the developmental stages, except between the egg stadium and the first larval instar. The lowest mean mortality rate observed in the laboratory was registered at the egg stadium (1.8% aborted eggs) whereas the highest mean mortality rate was observed in the second larval instar (36%; Fig. 1).

Sex Ratio

The ANOVA ($F = 0.26$; $df = 8$; $P < 0.9$) on sex ratio revealed no significant difference between the applications. Thus, the mean sex ratio of *Calidea* spp. in the laboratory was 1.01 corresponding to a ratio of 1:1.

Mean Number of Copulations

An ANOVA ($F = 0.4$; $df = 8$; $P < 0.9$) was performed on the number of copulations. We found no significant difference between the various breeding periods of the insect in the laboratory. The mean number of copulation was 2.2. The highest number of copulations was 2.4, observed in the month of October 2013 whereas the lowest was 2.0, registered in the month of January 2014.

Mean Duration of Copulation

The mean duration of copulation of *Calidea* spp. in the laboratory was 13 h and 5 min. The longest copulation duration was 14 h 16 min, observed in the month of August 2013 whereas the shortest one was 12 h, registered in the month of December 2013. The ANOVA on the mean duration of copulation in the laboratory

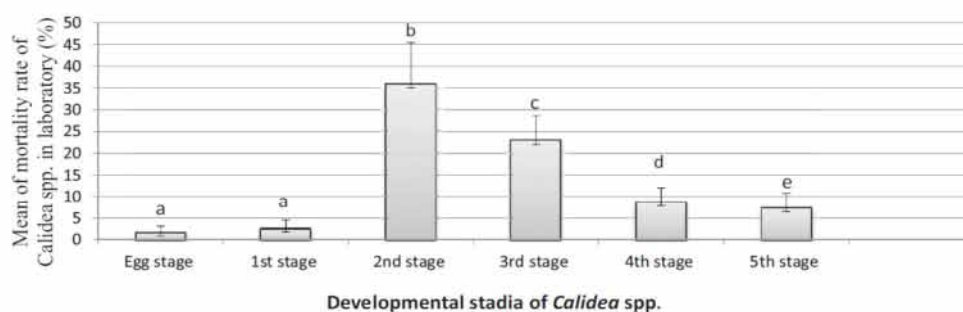


Fig. 1. Mortality ratio of *Calidea* spp. according to insect developmental stadia.

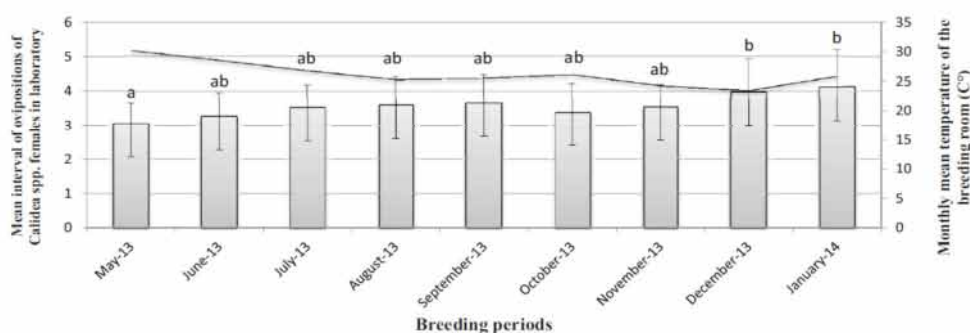


Fig. 2. Mean oviposition interval of *Calidea* spp. females with respect to month and breeding room temperature.

showed a significant difference ($F = 3.1$; $df = 8$; $P < 0.003$) between the months (Fig. 2).

Mean Duration of Preoviposition

The mean duration of preoviposition (period separating the emergence of the adult female and the first oviposition) of *Calidea* spp. in the laboratory was 10.5 d. No significant difference between the applications was revealed by the ANOVA ($F = 0.8$; $df = 8$; $P < 0.5$). The shortest duration was 10.3 d, observed in the month of May 2013, whereas the longest was 11.0 d, registered in the month of January 2014.

Mean Number of Ovipositions in Laboratory

We did not find any significant difference ($F = 0.6$; $df = 8$; $P < 0.7$) between the applications with regard to the number of ovipositions of *Calidea* spp. females in the laboratory. However, the mean of the number of ovipositions of *Calidea* spp. female was 3.

Mean Interval Between Ovipositions

The ANOVA on the mean interval between ovipositions of *Calidea* spp. females in the laboratory revealed a significant difference ($F = 2.63$; $df = 8$; $P < 0.01$) between the applications. The mean interval between ovipositions of the *Calidea* spp. females in the laboratory was 3.6 d. The smallest mean interval, the closest between the ovipositions, was 3 d, observed in the month of May 2013, whereas

the most distant one was 4.1 d, registered in the month of January 2014 (Fig. 3).

Mean Duration of Ovipositions

The ANOVA on the mean of ovipositions' duration for the *Calidea* spp. females in the laboratory indicates no significant difference ($F = 0.6$; $df = 8$; $P < 0.7$) between the applications. The mean duration of ovipositions of the *Calidea* spp. female in the laboratory was 10.4 d. The longest duration was 11 d, observed in the month of January 2014, whereas the shortest duration of ovipositions was 10 d, registered in the months of May and June 2013.

Mean Fecundity

No significant difference ($F = 0.3$; $df = 8$; $P < 0.9$) was found between the various applications regarding the mean of *Calidea* spp. fecundity. The mean number of eggs deposited per female of *Calidea* spp. in the laboratory was 132. The maximal mean of fecundity was 138 eggs, registered in the month of May 2013, whereas the minimal mean was 126 eggs, registered in the month of January 2013.

Mean Fertility of *Calidea* Spp

An ANOVA was performed on the mean fertility of *Calidea* spp. in the laboratory, and no statistical difference was noticed between the various breeding periods ($F = 1.1$; $df = 8$; $P < 0.3$). Thus, the mean fertility of the insect in the laboratory was 27. The maximal mean

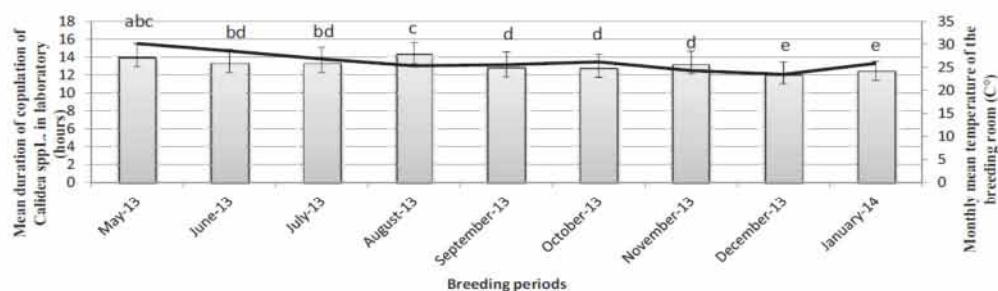


Fig. 3. Mean duration of copulation of *Calidea* spp. with respect to temperature and month.

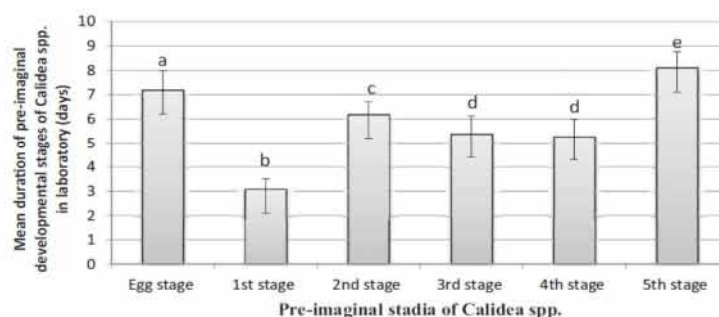


Fig. 4. Mean duration of pre-imaginal developmental stadia of *Calidea* spp. in the laboratory.

fertility was 29 adults, observed in the month of June 2013 whereas the minimal was 25 adults, registered in the month of January 2014.

Mean Duration of Preimaginal Developmental Stadia of *Calidea* spp.

The ANOVA on the mean duration of preimaginal developmental stadia of *Calidea* spp. in the laboratory indicated a significant difference ($F = 1337$; $df = 5$; $P < 0.0001$) between the stages. Nonetheless, no significant difference was observed between the mean duration of the development of third and fourth stages larvae (Fig. 4).

Mean Duration of Egg Incubation

A statistical analysis was carried out on the duration of egg incubation during the various breeding periods of the insect, and we found evidence of a significant difference between the various months ($F = 21.73$; $df = 8$; $P < 0.0001$). The mean duration of *Calidea* spp. egg incubation in the laboratory was 7.2 d. The shortest incubation duration was 6.2 d, observed in the month of May 2013 (Fig. 5), whereas the longest was 8.3 d, registered in the month of January 2014.

Mean Duration of the Development of First Larval Instar

The ANOVA regarding this variable revealed a significant difference ($F = 6.1$; $df = 8$; $P < 0.0001$) between May and December 2013 and also between May 2013 and January 2014. The mean duration of the development of *Calidea* spp. first larval instar in the laboratory

was 3.1 d. The shortest mean was 3.0 d, observed in the month of May 2013 (Fig. 6), whereas the longest one was 4.1 d, registered in the month of January 2014.

Mean Duration of the Development of Second Larval Instar

The ANOVA ($F = 1.4$; $df = 8$; $P < 0.1$) of the duration of the development of second larval instar showed no statistically significant difference between the different breeding periods. Nonetheless, the shortest mean of development of that stage of the insect was 5.7 d, observed in the month of May 2013, whereas the longest mean duration was 6.5 d, registered in the month of December 2013. The mean duration of the development of *Calidea* spp. second larval instar registered in the laboratory was 6.2 d.

Mean Duration of the Development of Third Larval Instar

An ANOVA was performed on the duration of the development of third larval instar at different breeding periods, and we found no significant difference ($F = 0.5$; $df = 8$; $P < 0.8$) between the applications regarding that variable. We found that the shortest mean duration of development of that instar was 5.3 d, observed in the month of May 2013, whereas the longest mean duration was 5.9 d, registered in the month of January 2014. The mean duration of the development of *Calidea* spp. third larval instar registered in the laboratory was 5.4 d.

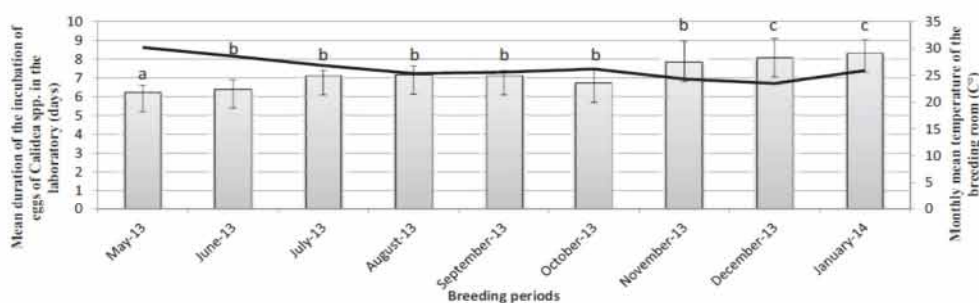


Fig. 5. Mean duration of *Calidea* spp. egg incubation in the laboratory with respect to temperature and month.

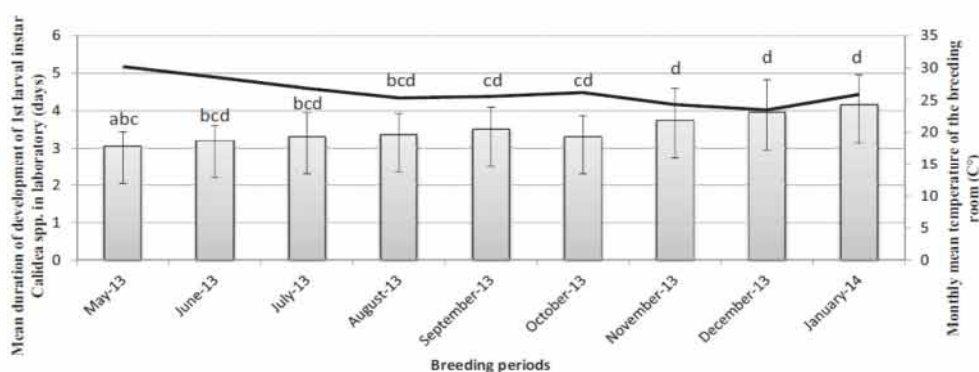


Fig. 6. Mean duration of the development of *Calidea* spp. 1st larval instar in the laboratory with respect to temperature and month.

Mean Duration of the Development of Fourth Larval Instar

The ANOVA on the duration of the development of *Calidea* spp. fourth larval instar revealed no significant difference ($F=1.3$; $df=8$; $P<0.2$) between the breeding periods. Nonetheless, the shortest mean duration of development was 5.2 d, observed in the month of May 2013, whereas the longest mean duration was 6 d, registered in the month of January 2014. The mean duration of the development of *Calidea* spp. fourth larval instar registered in the laboratory was 5.3 d.

Mean Duration of the Fifth Larval Instar

The ANOVA on the duration of the development of *Calidea* spp. fifth larval instar revealed no significant difference ($F=2.2$; $df=8$; $P<0.2$) between the breeding periods. Nonetheless, the shortest mean duration of development was 7.6 d, observed in the month of May 2013, whereas the longest mean duration was 8.5 d, registered in the month of January 2014. The mean duration of the development of *Calidea* spp. fifth larval instar registered in the laboratory was 8.1 d.

Mean Duration of the Larval Stadia of *Calidea* spp.

A significant difference ($F=453$; $df=8$; $P<0.0001$) was found between the breeding period of the month of May 2013 and that of the

January 2014 (Fig. 7) when data on the larval stadium of *Calidea* spp. were submitted to ANOVA. Thus, the shortest duration was 27.05 d in the month of May 2013, whereas the longest one was 30.1 d in the month of January 2014. The mean duration of the insect's five larval instars observed in the laboratory was 28.1 d. The first instar was the shortest with a mean of 3.1 d and the fifth larval instar was the longest with a mean of 8.1 d.

Mean Duration of the Development of *Calidea* Spp.

The ANOVA on the duration of the developmental cycle of *Calidea* spp. (from egg to adult) in the laboratory revealed a significant difference ($F=112$; $df=8$; $P<0.001$) between the breeding period of the month of May 2013 and that of the month of January 2014. Thus, the shortest mean duration of the developmental cycle was 33.1 d, observed in the month of May 2013 (Fig. 8), whereas the longest one was 38.4 d, registered in the month of January 2014. The mean duration of the developmental cycle in the laboratory was 35.3 d.

Mean Life Span of *Calidea* spp. Adults

The ANOVA on the mean life span of *Calidea* spp. adults brought to evidence a significant difference ($F=187$; $df=3$; $P<0.0001$) between the females and males that were regularly fed with *J. curcas*, fruits, and also between these and the males and females deprived of all types of food. The *Calidea* spp. female lives in the laboratory up

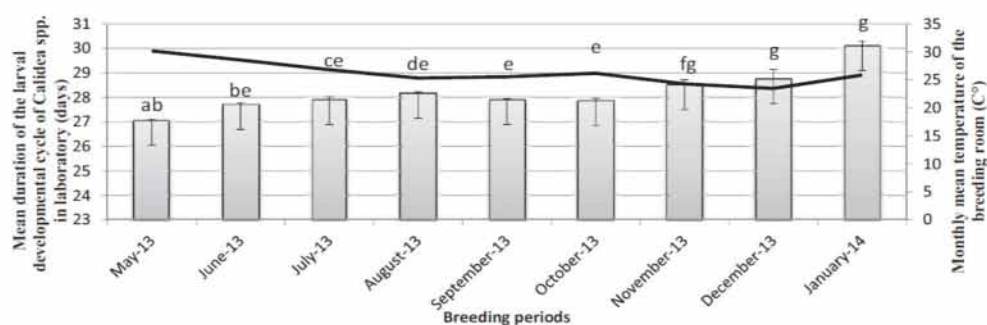


Fig. 7. Mean duration of the larval developmental cycle of *Calidea* spp. in the laboratory with respect to temperature and month.

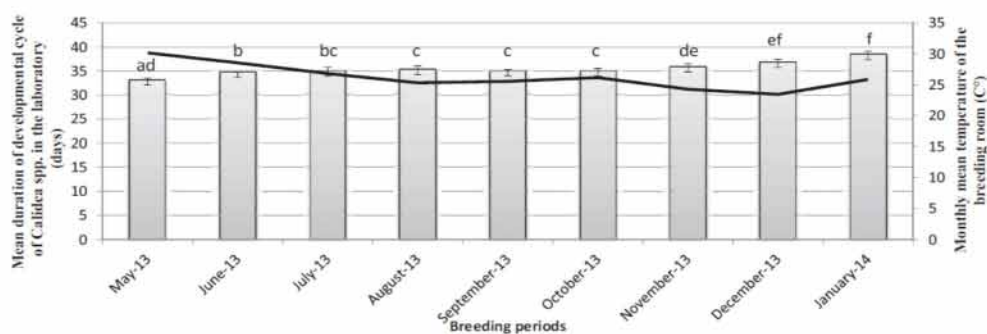


Fig. 8. Mean duration of the developmental cycle of *Calidea* spp. in the laboratory with respect to temperature and month.

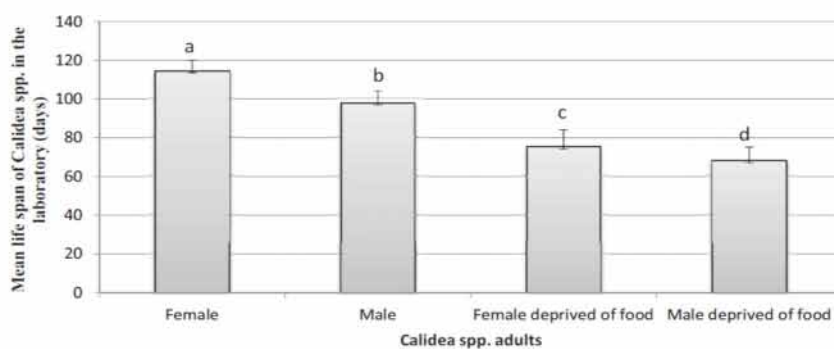


Fig. 9. Mean life span of *Calidea* spp. adults in the laboratory when they are fed or deprived of food.

to 114.5d (Fig. 9) whereas the male insect lives a mean of 98.0d. When the *Calidea* spp. female was deprived of all types of food, it could live a mean of 75.2 d, whereas under the same conditions, the male could live a mean of 68 d.

Discussion

The results of this laboratory study, conducted at Léo in Burkina Faso, seem comparable to those reported by other authors. Actually, Kaufmann (1966) reported that in Ghana, *Calidea* spp. females in

the laboratory deposit batches of 23–48 eggs (a mean of 30) usually on the flower and at times on the stems of the host plant, *Jatropha podagrica* Hooker (an Euphorbiaceae of the same genus as *J. curcas*) and at a mean interval of 5.3 d. The fecundity of the female was between 150 to 200 eggs, and the duration of their incubation was 5–6 d, for a full developmental cycle of about 60 d. The life span of *Calidea* spp. adults was about 1.5 mo for the male, and 2 mo for the female. Grimm and Somarriba (1998) report that in Nicaragua, *Pachycoris klugii* (Heteroptera: Scutelleridae) has an egg survival ratio in the laboratory of 94.7%, larval mortality of 21.6%, fecundity of 72 eggs, for a mean of 2.4 egg depositions per female. According to the same source, the cumulated duration of larval instars was 32.5 d, the mean duration of egg incubation was between 7 and 8 d, and the mean duration of the life span of the adults was 105.6 d for the female and 71.4 d for the male from imaginal molting. Grimm and Somarriba (1999) also reported that in Nicaragua, the mortality ratio in the laboratory of *Leptoglossus zonatus* (Heteroptera: Coreidae) larvae was 59.7% and the highest ratio was 35.8%, observed in the second larval instar. According to the same authors, eggs' incubation duration was 8.4 d, that of the larval instars was 25.6 d, the first instar being the shortest (a mean of 2.5 d) and the fifth one being the longest (a mean of 6.8 d). The life span of the insect was 83.6 d for the adult male and 87.4 d for the female. Panizzi (1989) reported that in laboratory conditions (temperature, $25 \pm 1^\circ\text{C}$; RH, $65 \pm 5\%$; and a photoperiod of 14:10 [L:D] h), the mortality of the second to fifth larval instars of *L. zonatus* was 41.5%. Cocquempot (2004) also reported on the green bug *Nezara viridula* (L.) (Hemiptera: Pentatomidae), showing that it was a major polyphagous insect pest of various crops including *J. curcas*, and could live 9–10 mo.

Teetes et al. (1983) report that *Calidea* spp. deposits batches of 40 eggs, of spherical form, with 1 mm diameter in the folds of sorghum leaves. The life cycle of the insect lasts between 23 and 56 d, depending on the temperature. Cocquempot (2004) reports on *Nezara viridula* (Hemiptera: Pentatomidae) that the duration of development is directly related to temperature, being ~58 d at 20°C , 34 d at 25°C , and 23 d at 30°C . The life span varies from 9 to 10 mo. Poutouli et al. (2011) report that the *Calidea dregii* adult, a species that is close to the one we reported in this article, can reach 13–16 mm long.

From all of the above, we can conclude that our observations are concordant with the results of authors who have worked on *Calidea* spp. or on similar species of the order Heteroptera.

Despite the matching of these results, a slight difference seems to be observed in parameters such as the duration of development cycle and the life span of adults. This variance could be due to variation of temperature (the temperature in Burkina Faso would be higher than in Ghana), the host plant, or to breeding conditions, as our study was close to field conditions, whereas in Nicaragua breeding was done in a controlled environment.

Acknowledgments

We thank Mr Yacouba Nignan, research assistant in the Fondation Fasobiocarburant, for his help in the field. This project was funded by the Agence Française de Développement (AFD) through a grant of the Fonds Français pour l'Environnement (FFEM) and cofunded by the Fondation Fasobiocarburant. The implementation of the project was coordinated by l'Agence de Développement de la Coopération Internationale dans les domaines de l'Agriculture, de l'alimentation et des espaces ruraux.

References Cited

- Braun, M. 1997. IPM Training Manual. Tanzanian-German IPM Project, GTZ, PPD, Shinyanga, Tanzania, p. 29. In IPM cassava, cereals and cotton, enhancement of beneficials and use of botanicals. Integrated Pest Management in Cassava: Pests, Diseases, Beneficials and Control Strategies.
- Cocquempot, C. 2004. Dégâts sur cultures légumières, p. 6. Edition *Centre technique interprofessionnel des fruits et légumes* (Ctiifl). Institut national de la recherche agronomique (INRA)/Montpellier, France.
- Domergue, M., and R. Prot. 2008. *Jatropha curcas* L., rapport de synthèse bibliographique.
- (DPSA) Direction Provinciale de l'Agriculture et de la Sécurité Alimentaire. 2013. Situation pluviométrique annuelle 2012 et 2013 de la Province de la Sissili p. 14.
- Grimm, C., and J. M. Maes. 1997. Arthropod fauna associated with *Jatropha curcas* L. in Nicaragua: A synopsis of species, their biology and pest status. In G. M. Gübitz, M. Mittelbach, and M. Trabi (eds.), Symposium on biofuel and industrial products from *Jatropha curcas*, 23–27, February 1997, Managua, Nicaragua. Technische Universität Graz, Graz, Austria.
- Grimm, C., and A. Somarriba. 1998. Lifecycle and rearing of the shield-backed bug *Pachycoris klugii* in Nicaragua (Heteroptera: Scutelleridae). *Entomol. Gener.* 22: 211–221.
- Grimm, C., and A. Somarriba. 1999. Suitability of physic nut (*Jatropha curcas* L.) as single host plant for the leaf-footed bug *Leptoglossus zonatus* Dallas (Het. Coreidae). *J. Appl.* 123: 347–350.
- Heller, J. 1996. Physic nut, *Jatropha curcas* L.: Promoting the conservation and use of underutilized and neglected crops. International Plant Genetic Resources Institute, p. 66.
- Henning, R. K., and T. Ramorafora. 2005. Le Manuel *Jatropha* : un guide pour l'exploitation intégrée de la plante *Jatropha* à Madagascar. PLAE Unité de Coordination Lot 0105 AD 0030 Mangarivotra BP 371-Mahajanga 401, Madagascar, p. 20.
- Kaufmann, T. 1966. Notes on the life history and morphology of *Calidea dregii* (Hemiptera: Pentatomidae : Scutellerini) in Ghana. West Africa. *Ann. Entomol. Soc. Am.* 59: 654–659.
- Laude, J. P. 2009. Situation de la filière *Jatropha* au Burkina Faso: Perspectives pour le court terme, p. 14.
- Nielsen, F. 2010. Rainbow Shield Bug (*Calidea dregii*). Research Seminar by Wouter Gerritsma, Library Wageningen University and Research Centre (Netherlands), p. 3.
- Ouedraogo, M. 2000. Etude Biologique et Physiologique du Pourghère, *Jatropha curcas* L. Université de Ouagadougou, Burkina Faso, p. 290.
- Panizzi, A. R. 1989. Desempenho de ninfas e adultos de *Leptoglossus zonatus* (Dallas, 1952) (Heteroptera : Coreidae) em diferentes alimentos. *An. Soc. Entomol. Brasil* 18: 375–389.
- Poutouli, W., P. Silvie, and H. P. Aberlenc. 2011. Hétéroptères phytophages et prédateurs d'Afrique de l'Ouest. Editions Quae, CTA. RD10, 78026 Versailles Cedex, France, Postbus 380, Wageningen, the Netherlands, p. 82.
- Rouamba, W. M. 2011. Inventaire des insectes ravageurs et des maladies fongiques du pourghère (*Jatropha curcas* L.) au Burkina Faso. Diplôme d'ingénieur du développement rural option: agronomie, p. 68.
- Solsoloy, A. 1993. Insecticidal efficacy of the formulated product and aqueous extract from physic nut, *Jatropha curcas* L. seed kernel oil on cotton insect pests- Cotton Research Journal (Philippines), Cotton Research and Development Institute, Batac, Ilocos Norte/Philippines, p. 6.
- Teetes, G. L., K. V. Seshu Reddy, K. Leuschner, and L. R. House. 1983. Sorghum Insect Identification Handbook. International Crops Research Institute for the Semi-Arid Tropics ICRISAT Patancheru P.O. Andhra Pradesh 502324, India. *Info. Bull.* 12: 121.
- Üllenberg, A. 2008. *Jatropha* à Madagascar-Rapport sur l'état actuel du GTZ, p. 43.