

LISTE DES ABRÉVIATION UTILISÉES

INSTITUTIONS, ORGANISMES ET STRUCTURES

- CEFE : Centre d'Ecologie Fonctionnelle et Evolutive
- CIRAD : Centre de Coopération Internationale en Recherche Agronomique pour le Développement
- CMDT : Compagnie Malienne de Développement des textiles
- CNRS : Centre National de Recherche Scientifique
- IER : Institut d'Economie Rurale
- OHVN : Office de la Haute Vallée du Niger
- PAFICOT : Projet d'Appui à la Filière Coton et Textiles

EN TRAITEMENTS SUR LE TERRAIN

- STAM-59A : Variété cultivée
- EC : Emulsion Concentrée
- GC-MS : Chromatographe Gazeux-Masse Solide
- SPME : Micro Extraction en Phase Solide
- JAL : Jours Après la levée
- NENV : Non Ecimés Non Voisins
- E : Ecimés
- NEV : Non Ecimés Voisins
- COV : Composé organique volatil
- LEC : Lutte Etagée Ciblée
- PISE : Programme d'Intervention sur Seuil
- PS : Programme Seuil
- TBV : Technique Très Bas Volume

DANS LA PRESENTATION DES RESULTATS

- F : Valeur de la statistique de Fisher

p	: Niveau de signification
r	: Coefficient de corrélation
AI	: analyse impossible
NA	: non analysé
TR	: Temps de rétention
AIRE	: Nombre d'ions en K count

TABLE DES MATIÈRES

1. INTRODUCTION	1
2 HYPOTHESE ET OBJECTIFS DE LA THESE	6
2.1 Hypothèse de la thèse	6
2.2 Objectifs de la thèse	6
2.2.1 Objectif général	6
2.2.2 Objectifs spécifiques	6
3 POINT DES CONNAISSANCES	7
3.1. Cadre physique de la culture du cotonnier au Mali	7
3.2. Conduite technique de la culture cotonnière au Mali	9
3.3 Le cotonnier : croissance, développement et caractères de résistance aux ravageurs 10	
3.4 Les principaux ravageurs du cotonnier au Mali	16
3.4.1 Helicoverpa armigera (Hübner)	17
3.4.2 Diparopsis watersi (Rothschild)	20
3.4.3 Earias spp.	23
3.5 L'écimage des cotonniers	26
4. CADRE D'ETUDE ET CONSIDERATIONS ETHIQUES.	31
5 MATERIEL ET METHODES	33
5.1 Les sites d'étude	33
5.1.1 La sous station de Farako	33
5.1.2 Les laboratoires du CIRAD et du CEFE	38
5.2 Types d'étude et période des études	38
5.3 Matériel	39
5.4 Méthodes	40
5.4.1 Étude 1 (avec traitements insecticides hebdomadaires)	41
5.4.2 Étude 2 (sans protection insecticide)	42
5.4.3 Étude 3 (sans protection insecticide)	44
5.4.4 Étude 4 (sans protection insecticide)	45
5.4.5 Étude 5 (sans protection insecticide)	48
5.4.6 Étude 6 (sans protection insecticide)	49
5.4.7 Étude 7 (avec traitements insecticides hebdomadaires)	51
5.4.8 Études 8 (avec des traitements insecticides hebdomadaires)	52
5.4.9 Étude 9 (sans protection insecticide)	53
5.4.10 Étude 10 (sans protection insecticide)	56
5.4.11 Étude 11 (sans protection insecticide)	58
5.4.12 Étude 12 (avec traitements insecticides hebdomadaires)	59
5.4.13 Étude 13 (laboratoires du CIRAD et du CEFE)	61

5.5 Enregistrement et analyses des résultats	65
6 RÉSULTATS ET INTERPRÉTATION	67
6.1 Evaluation de l'effet de l'écimage des cotonniers sur les populations des chenilles de la capsule.	67
6.2 Précision des effets de l'écimage de cotonniers sur les populations de chenilles de la capsule au niveau des plants écimés.....	70
6.2.1 Influence de la date de l'écimage	70
6.2.2 Caractéristiques des populations de chenilles de la capsule des cotonniers écimés.....	71
6.2.3 Effet de l'écimage sur les populations de différents stades de développement larvaire des chenilles de la capsule	73
6.2.4 Effet de l'écimage sur les pontes des adultes des chenilles de la capsule	74
6.2.5 Date d'apparition et durée des effets de l'écimage sur les chenilles de la capsule	81
6.3 Examen du rôle de l'absence de cimes de cotonniers dans les effets de l'écimage des cotonniers sur les populations de chenilles de la capsule.....	85
6.4 Examen et caractérisation d'autres effets biologiques de l'écimage de cotonniers ...	88
6.4.1 Effets de l'écimage sur la faune auxiliaire prédatrice	88
6.4.2 Effets de l'écimage au niveau de cotonniers non écimés voisins de cotonniers écimés.....	90
6.4.3 Persistance des effets de l'écimage au niveau de cotonniers non écimés voisins après l'arrachage des cotonniers écimés	96
6.5 Examen des modifications d'un cotonnier après son écimage susceptibles d'être impliquées dans la réduction des populations de chenilles de la capsule.	100
6.5.1 Effet de l'écimage sur la floraison d'un cotonnier	100
6.5.2 Effet de l'écimage sur la dimension des feuilles.....	102
6.5.3 Effet de l'écimage sur la densité de glandes à gossypol	106
6.5.4 Effet de l'écimage sur la densité de poils.....	114
6.5.5 Effet de l'écimage sur les émissions de composés volatils.....	116
7 COMMENTAIRES ET DISCUSSION	124
7.1 Evaluation de l'effet de l'écimage des cotonniers sur les populations de chenilles de la capsule au niveau des plants écimés.....	124
7.2 Précision des effets de l'écimage de cotonniers sur les populations de chenilles de la capsule au niveau des plants écimés	127
7.3 Examen du rôle de l'absence de cimes de cotonniers dans les effets de l'écimage des cotonniers sur les populations de chenilles de la capsule.....	129
7.4 Examen et caractérisation d'autres effets biologiques de l'écimage de cotonniers.	130
7.5 Examen des modifications d'un cotonnier après son écimage susceptibles d'être impliquées dans la réduction des populations de chenilles de la capsule.	133
8 CONCLUSION ET RECOMMANDATIONS.....	136

8.1 Conclusion	136
8.2 Recommandations	136
9 REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	138
ANNEXES	147

RESUME

La réduction de l'utilisation d'insecticides en agriculture est aujourd'hui une préoccupation majeure pour garantir la durabilité des productions, préserver l'environnement et protéger la santé humaine. Les travaux conduits dans le cadre de cette thèse répondent à ce défi en explorant les avantages phytosanitaires d'un écimage de cotonniers. De 2008 à 2011, ces travaux ont reposé sur des expérimentations en conditions pluviales à Farako (région de Sikasso au Mali) et sur une étude dans les laboratoires du CIRAD (Centre International en Recherche Agronomique pour le Développement) et du CEFÉ (Centre d'Ecologie Fonctionnelle et Evolutive) à Montpellier en France. Nos travaux ont confirmé les réductions de populations de chenilles de la capsule (*Helicoverpa armigera* Hübner, *Diparopsis watersi* Rothschild, et *Earias* spp) à la suite d'un écimage (10 jours après l'apparition de la première fleur ou à l'apparition de la 15^{ième} branche fructifère). Les effets réducteurs ont été indépendants de la date de l'écimage. Ils ne résultent pas de mécanismes d'antibiose et non plus uniquement de l'absence physique de cime. Ils proviennent de la réduction des pontes de ces ravageurs, avec des effets, qui apparaissent rapidement, se prolongent très longtemps et se transmettent à des cotonniers voisins non écimés (jusqu'à 3-4 mètres de distance). Les cotonniers voisins, conservent ces effets même après l'arrachage des cotonniers écimés. Aucun effet de l'écimage n'a été observé sur la production de fleurs, sur la faune prédatrice, sur les densités de poils et de glandes à gossypol des feuilles. La réduction des pontes de ces ravageurs résulte d'une répulsion des adultes par des cotonniers écimés car tous les sites, pourtant propices à recevoir des pontes, en hébergent peu ou pas. A l'image de phénomènes de résistance induite chez les plantes à la suite de blessures mécaniques ou biologiques par les ravageurs, ce pouvoir de répulsion des cotonniers écimés pourrait provenir d'émissions particulières de composés volatils qui agiraient aussi comme alarmes pour les cotonniers voisins non écimés. Les études conduites à Montpellier ne permettent toutefois pas d'affirmer avec certitude cette hypothèse. Mais, il faut souligner que l'écimage ne simule pas seulement un dégât de ravageur (*Earias* spp) il modifie aussi le fonctionnement métabolique du cotonnier. Ainsi la recommandation de pratiquer l'écimage des cotonniers pour lutter contre les chenilles de la capsule se trouve renforcée par les nouvelles propriétés de cette pratique observées dans le cadre de cette thèse.

Mots clés : Mali, *Gossypium hirsutum*, écimage manuel, chenilles de la capsule, pilosité foliaire, glandes à gossypol

ABSTRACT

The reduction of insecticides use in agriculture nowadays is a major concern for ensuring the sustainability of production and protecting the environment and human health. The studies of this thesis face this challenge by exploring the advantages of topping cotton in pest control. From 2008 to 2011, the field experiments were conducted in rainfed conditions at Farako (region of Sikasso in Mali). The laboratory studies were conducted at CIRAD (Centre International in agronomic research for development) and CEFE (Centre of ecology functional and evolutionary) in Montpellier in France. The studies have confirmed the reduction in the populations of cotton bollworms (*Helicoverpa armigera* Hübner, *Diparopsis watersi* Rothschild, and *Earias* spp.) as a result of a topping (10 days after the onset of the first flower or to the emergence of the 15th fruitful branch). They showed that these effects were independent of the date of the topping, did not result from any mechanism of antibiosis, did not result only from the lack of the top of plant, came from the reduction of egg laying of these pests, appeared quickly, lasted very long and were transmitted to neighbouring and no-topped cotton plants (up to 3-4 meters away) which were able to retain these properties even after the grubbing-up of topped cotton plants. No effect of the topping has been seen on the production of flowers, populations of predators and the density of hairs on leaves. The reduction of egg laying of these pests could result from deterrent effect of topped plants towards adults of these pests explaining why few or no egg were observed on locations suitable for egg deposition on the topped plants. Like what is noticed in plants after mechanical injury or damages due to pests, the deterrent effect of topped plant cotton could come from specific emissions of volatile compounds which would also act as alarms for no-topped plants nearby plants which are topped. However the studies conducted in Montpellier did not fully confirm this hypothesis, but it should be noted that the topping does not simulate only pest damage (*Earias* spp.) it also modifies the metabolic functioning of cotton plants. Thus the recommendation for topping cotton plants to control bollworms is reinforced by the new properties from this practice observed in this thesis.

Key words: Mali, *Gossypium hirsutum*, manual topping cotton, cotton bollworms, leaf hairiness, gossypol glands

1. INTRODUCTION

Le coton est une fibre textile naturelle dont la production dans le monde couvre plus de 50 % des besoins en fibres textiles du marché mondial (Munro, 1994). La vente du coton fait l'objet d'échanges internationaux impliquant plus de 150 pays (Estur, 2006). La cotonculture est pratiquée sur les cinq continents et en particulier en Afrique (CIRAD, 2006).

Au Mali, la culture cotonnière est encore la locomotive du développement rural et un levier majeur de lutte contre la pauvreté (Berti et *al.*, 2006). Exportant presque la totalité de sa production, le secteur cotonnier est toujours une des composantes majeures de l'économie malienne (Fok, 1997). La vente du coton participe à hauteur de 8 % au Produit Intérieur Brut (PIB) et procure 30 à 45 % des recettes d'exportations. Par ailleurs, il fait vivre directement 3,3 millions de personnes en milieu rural, en générant chaque année plus de 80 milliards de Francs CFA de revenus dans le monde rural. La cotonculture, crée en plus 4 000 emplois permanents et temporaires à travers des services connexes (transport, ateliers de fabriques d'outils, etc.). La culture du cotonnier stimule les autres productions en particulier céréalières. Au Mali, plus de 1/3 de la production céréalière nationale provient des zones dites « cotonnières ». En zone cotonnière, la culture du cotonnier est un levier majeur de lutte contre la pauvreté et de réduction du taux de chômage. Il faut aussi souligner sa contribution au développement des infrastructures (centres de santé, écoles, routes). Il a aussi permis la capitalisation des exploitations agricoles, favorisant la structuration du monde rural (naissance de groupements et d'associations de producteurs). La culture du cotonnier a favorisé la mise en place des programmes d'alphabétisation, apportant de nombreuses connaissances sur les techniques rentables de culture du cotonnier aux producteurs, etc.

Si le Mali a été le premier producteur de coton en Afrique au Sud du Sahara en 1996, c'est à partir du début des années 1990 que des difficultés sérieuses sont apparues pour le secteur (Villar et *al.*, 2006). Ces difficultés ont surtout affecté les superficies emblavées en cotonniers et la tendance à la baisse et/ou à la stagnation des rendements, observée également dans d'autres pays africains. La production est redescendue pour la première fois en dessous de 1 000 kg ha⁻¹ en 1999 et n'a dépassé qu'une seule fois le niveau de 1 100 kg ha⁻¹ depuis cette date (Devèze et Halley des Fontaines, 2005; IER/CMDT/OHVN., 1998).

De nombreuses causes ont été avancées pour expliquer cette baisse tendancielle des rendements : augmentation rapide des superficies, mise en culture de terres peu propices, baisse de la fertilité des sols, pluviométries défavorables, variétés moins productives, agent d'encadrement moins performant, itinéraire technique trop uniforme sur l'ensemble des zones cotonnières (Fok et *al.*, 1999), etc. Ces causes, ne font toujours pas l'unanimité. Par exemple, certains chercheurs (Traoré et *al.*, 2006) n'ont pas observé d'évolution des pratiques culturales au cours de ces dix dernières années mais, sans que cela soit totalement contradictoire, des études récentes conduites par la CMDT ont montré que la bonne application des recommandations procurait en moyenne 36 % de gains de rendement par rapport aux pratiques actuelles de producteurs (Figure 1).

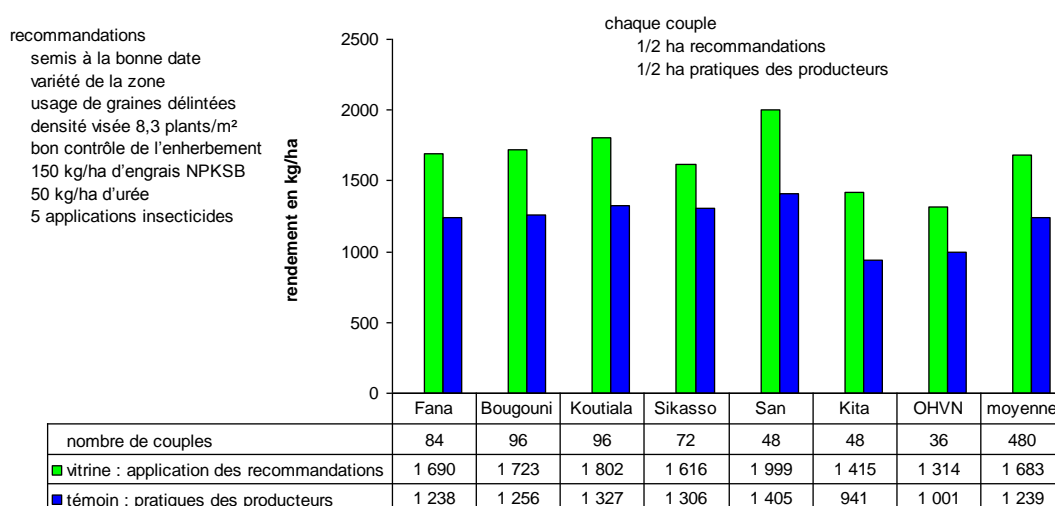


Figure 1 : effet du respect des recommandations techniques sur les rendements cotonniers en zone CMDT. (Résultats des campagnes 2008 et 2009 dans le cadre du projet West African Cotton Improvement Programme).

Sans prétendre être responsable de la totalité des gains de rendements procurés par le respect de toutes les recommandations techniques, le respect des recommandations de protection contre les principaux ravageurs y contribue certainement. En effet, une étude plus ponctuelle des données du service de Suivi Évaluation de la CMDT des régions de Koutiala et Sikasso au cours des campagnes 1997 à 2000 a révélé que seuls 10,7 % des producteurs avaient respecté les recommandations de protection de la culture données. (Renou et *al.*, 2002).

Les contraintes phytosanitaires des cultures à savoir les agents phytopathogènes, les mauvaises herbes et surtout les ravageurs sont en général importantes (Oerke et Dehne, 1997). De par le monde et en particulier en Afrique, la culture cotonnière est connue pour héberger de nombreux ravageurs (Vaissayre et *al.*, 1997 ; Matthews et Tunstall, 1994 ; ; Pearson,

1958 ; Hargreaves, 1948). Selon Michel (1999) plus de 201 espèces déprédatrices constituent une contrainte phytosanitaire majeure du cotonnier au Mali. En effet, ces ravageurs sont : (i) abondants et diversifiés, (ii) présents pendant toute la durée de la culture (récolte incluse), (iii) nuisibles à tous les organes du cotonnier (directement et/ou indirectement) et (iv) causes de fortes pertes de production quantitatives ($37,2 \% \pm 3,3 \%$ de 1969 à 2011 en l'absence de contrôle) et (v) qualitatives. Ainsi des mesures de contrôle de ces ravageurs sont justifiées au Mali, en particulier contre les chenilles de la capsule (*Helicoverpa armigera* Hübner, *Diparopsi swatersi* Rothschild et *Earias* spp.) qui sont les ravageurs les plus préjudiciables (Cabanilla et al., 2005).

Aujourd'hui encore en milieu producteur au Mali, la réduction des pertes dues aux ravageurs repose en grande partie sur l'application systématique d'insecticides (c'est-à-dire à des dates fixées à l'avance). Cette approche dite de traitements calendaires recommande de réaliser une application insecticide tous les 14 jours du 45^{ème} JAL au 115^{ème} JAL (soit six applications au total). Ces recommandations de protection sont relativement robustes au regard des variations de pression des ravageurs et de potentialités des cultures.

Pour une meilleure préservation de l'environnement, la protection de la santé humaine et la réduction des charges pour les producteurs, deux nouvelles approches de protection ont été élaborées. La première approche, la « Lutte Étagée Ciblée » (LEC), consiste à faire tous les 14 jours un traitement insecticide avec la moitié de la dose prescrite, l'autre moitié étant apportée dans la semaine qui suit, si les populations de certains ravageurs le justifient (seuil). Ainsi entre deux applications à 14 jours avec la moitié de la dose prescrite, 25 plants sont observés dans la diagonale d'une parcelle tant qu'elle n'excède pas 4 ha (au-delà de 4 ha la parcelle est subdivisée en sous parcelles inférieures à 4 ha). Les seuils fixés pour 25 plants sont de : 5 chenilles de la capsule, 20 plants infestés par des pucerons ou des aleurodes ou 5 plants hébergeant des chenilles d'*Haritalodes derogata* (Fabricius). La lutte étagée ciblée procure des rendements et des revenus comparables à ceux obtenus avec des interventions calendaires (Renou et al., 2012). Cette approche permettait à ses débuts d'économiser 50 % des insecticides (Michel et al., 2000) mais, depuis l'apparition en Afrique de l'Ouest de résistances aux pyréthrinoïdes dans les populations de *H.armigera* (Martin et al., 2000), elle n'en autorise plus que 36 % (Renou et al., 2012). La deuxième approche, « Programme d'Interventions sur seuil », repose sur la réalisation d'applications insecticides si, et uniquement si, les populations des ravageurs cibles le justifient. Les insecticides sont alors

employés aux doses prescrites contrairement aux interventions en LEC. Les populations de ravageurs sont observées (selon les mêmes procédures qu'en LEC) tous les 7 jours à partir du 30^{ième} JAL et les niveaux de populations requis pour décider de la réalisation d'une application insecticide sont les mêmes qu'en LEC. Dans la pratique plus de 95 % des interventions sur seuil sont dirigées contre les chenilles de la capsule (communication de la cellule Liaison Recherche Développement de la CMDT). Mais, du fait des formulations disponibles, d'autres ravageurs sont simultanément contrôlés. Les économies d'insecticides sont alors plus importantes qu'avec la LEC : 72 % d'économies par rapport au programme d'interventions calendaires (Renou et *al.*, 2012). Si les performances productives sont légèrement plus faibles que celles du programme d'interventions calendaires, les revenus des producteurs sont légèrement améliorés (Renou et *al.*, 2012).

Ces deux nouvelles approches de protection phytosanitaire du cotonnier connaissent cependant une diffusion lente en milieu producteur (Renou et *al.*, 2012) malgré les avantages qu'elles procurent. La faiblesse des moyens (financiers, humains et matériels) pour conduire les actions de formation indispensables à la bonne application de ces nouvelles approches de protection est le principal frein à leur diffusion rapide.

De par le monde, d'autres mesures de protection intégrée contre les ravageurs du cotonnier sont mises en œuvre. On peut citer : l'emploi de caractères variétaux de tolérance ou de résistance à des ravageurs, l'utilisation d'agents entomopathogènes (Duraimurugan et Regupathy, 2005), des lâchers d'entomophages, des pulvérisations d'extraits de plantes aux vertus insecticides ou insectifuges (Kannan et Uthamasam, 2006), des collectes manuelles de ravageurs (Bhosle et *al.*, 2007), la confusion sexuelle (Lykouressis et *al.*, 2005), l'emploi de pièges divers (à base de phéromones, perches pour les oiseaux, etc), l'orientation des lignes de semis, etc. Mais, en Afrique sub-saharienne et au Mali en particulier, le recours à ces autres mesures de protection du cotonnier est faible même au sein des cultures conduites de manière biologique dont la protection repose exclusivement sur l'utilisation de bio-pesticides (extraits de plantes ou de toxines (*Bacillus thuringiensis* Berliner),

Cependant, une ancienne pratique, l'écimage des cotonniers, pourrait redevenir intéressante. En effet, Vayssières et Mimeur (1926) la préconisaient en Afrique pour lutter contre les chenilles de la capsule et certains insectes piqueurs suceurs. L'intérêt de cette pratique avait déjà été montré par Sundaramurthy (2002) vis-à-vis des pontes de *H.armigera*, par Hao

(1985) en Chine vis-à-vis du complexe des chenilles de la capsule et par Nasr et Azab (1969) en Egypte vis-à-vis de *Earias insulana* (Boisduval). L'extension, certaines années, des effets de l'écimage à *Spodoptera littoralis* (Boisduval) en Egypte (Naguib et Nasr Kattab, 1978) et les biologies différentes des espèces sensibles à cette pratique conduisent à s'interroger sur les mécanismes intervenant dans ces effets.

En Afrique, très peu d'études sur l'écimage furent conduites et la majorité de ces études n'ont pas été effectuées avec l'espèce *Gossypium hirsutum* (Linné) qui est la plus cultivée en Afrique sub-saharienne. Au Mali, des études à propos de cette pratique ont commencé en 2002 (Renou et al., 2002). Sur la base des résultats de cette première, une seconde étude a alors été conduite à propos de l'écimage des cotonniers dès l'apparition de la 10^{ième} branche fructifère qui a montré que cette date d'écimage était trop précoce puisqu'elle entraînait une perte significative de production (Renou et al., 2002 ; Hosny et al., 1991 ; El-Hanafi et al., 1982 ; Selvaraj et al., 1977). Les études au Mali se sont poursuivies avec une date de réalisation plus tardive pour l'écimage (à l'apparition de la 15^{ième} branche fructifère), qui correspond approximativement à 10 jours après l'apparition de la première fleur.

Pour garder sa place dans l'économie malienne (contribution à hauteur de 8 % au PIB et 30 45 % aux recettes d'exportations) et continuer à jouer ses rôles au niveau du Développement rural, (lutte contre la pauvreté, mise en place des infrastructures), la culture cotonnière doit être rentable et rester durable. Sur le plan phytosanitaire, cela se traduit par (i) une limitation des pertes de production dues aux nuisibles, (ii) une réduction de l'utilisation de pesticides et (iii) la mise en œuvre d'alternatives à la lutte chimique.

La présente étude tente de contribuer à (i) une meilleure description des effets de l'écimage manuel de cotonniers sur les populations de *H.armigera*, de *D. watersi* et de *Earias*spp et (ii) une meilleure compréhension des mécanismes impliqués dans ces effets. Ses résultats devraient permettre de proposer des solutions aux principales contraintes phytosanitaires rencontrées par les producteurs en réduisant la pollution de l'environnement et en préservant mieux la santé humaine grâce à une réduction de l'utilisation d'insecticides de synthèse.

2 HYPOTHESE ET OBJECTIFS DE LA THESE

2.1 Hypothèse de la thèse

La réduction par l'écimage des populations de chenilles de la capsule du cotonnier ne résulte pas uniquement de l'absence des cimes

2.2 Objectifs de la thèse

2.2.1 Objectif général

L'objectif général de cette thèse est de contribuer à l'élaboration de stratégies de protection de la culture cotonnière contre les ravageurs reposant sur des écimages de cotonniers et ayant le moins possible recours à l'utilisation d'insecticides de synthèse.

2.2.2 Objectifs spécifiques

- 1) Evaluer l'effet de l'écimage des cotonniers sur les populations de chenilles de la capsule au niveau des plants écimés
- 2) Caractériser les effets de l'écimage de cotonniers sur les populations de chenilles de la capsule au niveau des plants écimés
- 3) Déterminer le rôle de l'absence de cimes de cotonniers dans la réduction des populations de chenilles de la capsule après un écimage
- 4) Identifier et caractériser d'autres effets biologiques de l'écimage de cotonniers
- 5) Déterminer les modifications d'un cotonnier après son écimage susceptibles d'être impliquées dans la réduction des populations de chenilles de la capsule

3 POINT DES CONNAISSANCES

3.1. Cadre physique de la culture du cotonnier au Mali

Actuellement le cotonnier est cultivé uniquement en conditions pluviales au Mali, entre les latitudes 10,0° et 14,5° Nord et les longitudes 4,0° et 11,0° Ouest (Soumaré, 2004). Les régions administratives concernées par la culture cotonnière sont : la région de Sikasso, le sud des régions de Ségou et Koulikoro et le sud-est de la région de Kayes.

Les sols en zone cotonnière, appartiennent à 3 unités géomorphologiques définies par le Projet d'Inventaire des Ressources Terrestre (PIRT., 1983) : le Haut Bani Niger, le Plateau de Koutiala et la moitié Est du Plateau Mandingue. Sur le plan physique, les sols sont constitués de plaines, de glacis d'accumulation, de surfaces sommitales plates et de dépôts éoliens et alluviaux. Ces sols sont de type argileux, argilo limoneux, limono sableux et/ou gravillonnaires (sur les pentes). Ils sont classés parmi les sols ferrugineux tropicaux et se caractérisent en général par une faible fertilité naturelle (Van der pol, 1992). La végétation naturelle sur ces sols est celle des savanes tropicales arbustives, arborées puis boisées en allant du Nord au Sud.

La culture cotonnière, qui s'étend sur 5 mois (juin, juillet, août, septembre et octobre) rencontre une grande diversité de conditions climatiques au Mali. Néanmoins deux grandes zones de production sont distinguées : une zone sèche et une zone humide (Annexe 5).

La zone sèche connaît une faible pluviométrie, entre 600 et 900 mm de pluies par an. C'est une zone de forte pression sur les terres en raison d'une densité de population élevée pour des terres cultivables rares. On y distingue 3 grandes aires de production cotonnière :

- le nord soudano-sahélienne (15 % d'exploitations cotonnières) où les systèmes de culture reposent plutôt sur la rotation avec des céréales (mil, sorgho) et avec des légumineuses (arachide, niébé). Cette partie septentrionale (San et le Nord-Est de Fana) se caractérise par des exploitations de petites tailles, des sols peu fertiles et un faible niveau d'équipement des producteurs ;

- le bassin de Koutiala où toutes les cultures sont généralement conduites de manière intensive (utilisation des intrants chimiques, apport de fumure organique, culture attelée et forte mobilisation de main-d'œuvre). Les cultures de cotonniers y sont pratiquées depuis longtemps d'où l'appellation de « vieux bassin cotonnier » pour cette aire de production. La densité de population y est souvent élevée (jusqu'à 70 habitants km⁻²). Plus de 80 % des exploitations sont bien équipées. Les systèmes de cultures reposent sur la rotation coton-maïs au Centre et au Sud de ce bassin et la rotation coton-sorgho à l'Ouest et à l'Est de ce bassin ;
- la Haute Vallée du Niger qui s'étend autour de Bamako. Sa proximité avec la capitale accroît la pression sur les terres cultivables du fait de l'urbanisation. Les systèmes de cultures reposent sur des céréales traditionnelles, comme le mil et le sorgho, des légumineuses comme l'arachide et le niébé, le maïs et le coton

La zone humide est caractérisée par une pluviométrie annuelle moyenne comprise entre 900 et 1400 mm. C'est une zone de diversification et d'extension des productions agricoles car les conditions naturelles (sol et climat) sont propices à de nombreuses cultures. La densité de la population est généralement faible. On y distingue 4 grandes aires de production cotonnière (Soumaré et *al.*, 2008) :

- la région de Sikasso où malgré une grande diversité de productions agricoles (pommes de terre, tubercules, tomates, agrumes, etc) les systèmes de cultures reposent souvent sur la rotation coton-maïs, avec le cotonnier comme culture principale. La contrainte majeure de ces systèmes de production est la faible disponibilité en main-d'œuvre surtout lors des travaux d'entretien des cultures ;
- le bassin céréalier de Bougouni qui, bien que bénéficiant des mêmes conditions climatiques et démographiques que la région de Sikasso, offre une moins grande diversité de productions agricoles. Les systèmes de cultures reposent toujours sur la rotation coton-céréales (maïs, mil ou sorgho).
- les zones d'extension agricole au Sud de Sikasso et de Bougouni qui sont un peu plus humides, autorisant ainsi la culture de nombreux tubercules. Le système de cultures dominant repose sur la rotation coton-maïs, sans exclure toutefois la présence de mil et de sorgho dans l'assolement ;

- Kita, la nouvelle zone cotonnière, ancien bassin arachidier du Mali, où les systèmes de culture reposent principalement sur le sorgho et l'arachide. Des possibilités d'extension des surfaces cultivables existent, mais les agriculteurs manquent d'équipements pour en profiter et les populations de nombreux villages connaissent un enclavement peu propice aux échanges commerciaux (Soumaré *et al.*, 2008).

3.2. Conduite technique de la culture cotonnière au Mali

Avec des variations suivant les régions (annexe 6), la culture cotonnière occupe en moyenne 20 à 30% des superficies totales cultivées par exploitation (Derlon, 2004). Le cotonnier entre en rotation principalement avec des céréales (mil, sorgho ou maïs en fonction des zones de production et des habitudes alimentaires). Très rarement, le cotonnier est cultivé en association avec d'autres plantes cultivées.

Les variétés de cotonniers actuellement cultivées (STAM 59 A, STAM 279 A, NTA 90-5, NTA 93-15 et G 440) ont été sélectionnées au Mali ou dans des pays voisins (Togo et Sénégal). Elles présentent peu de différences d'un point de vue agronomique et sont toutes adaptées aux conditions pédoclimatiques rencontrées au Mali.

Si certains producteurs épandent auparavant une fumure organique (essentiellement de la terre de parc), les premières opérations culturales sont le labour suivi d'un semis dès que les premières pluies les permettent. Le semis, parfois fait sur billons, peut être précédé suivi d'une application d'herbicides (avant ou juste après la levée des cotonniers). Les lignes de semis sont espacées de 0,80 m et 0,30 m séparent deux poquets successifs sur chaque ligne. Un démariage à deux plants par poquet est ensuite pratiqué après la levée des cotonniers. Des travaux d'entretien sont menés (sarclages manuels et/ou mécaniques) pour lutter contre l'enherbement. Un buttage (souvent mécanique) limite les risques de verse. Des engrais minéraux (engrais NPKSB dit « engrais complet » et urée) sont toujours apportés après la levée. Des pulvérisations d'insecticides (voir chapitre précédent) sont réalisées pour contrôler les insectes ravageurs pendant la phase fructifère du cotonnier. La récolte est manuelle ce qui favorise la qualité de la fibre produite. Le démarrage, la succession et parfois le nombre de ces opérations culturales (calendrier cultural) connaissent des variations annuelles en fonction des régions et des producteurs et ne résultent donc pas uniquement de variations climatiques (pluviométriques). Pour toutes ces opérations culturales, la recherche a fait des

recommandations précises (Tableau 1) qui sont malheureusement loin d'être en totalité respectées actuellement. En conséquence les itinéraires techniques précis de conduite de la culture cotonnière présentent alors de grandes variations d'une parcelle à l'autre au sein d'une même unité géographique.

Tableau 1: recommandations de la recherche pour la conduite de la culture cotonnière

opérations	recommandations
densité de plantation	8,3 plants m ⁻² (0,8 m entre lignes, 0,3 m entre poquets et 2 plants/poquets
fumure organique	5 tonnes ha ⁻¹ 200 kg ha ⁻¹
engrais minéral NPKSB	apport réalisé à 20-30 jours après la levée (JAL) formules régionalement recommandées par la recherche (ex 14N-18P-18K-7S-1B)
Urée	50 kg ha ⁻¹ apport réalisé à 50 JAL
protection phytosanitaire	traitements calendaires, Lutte Etagée Ciblée et traitements sur seuil formulations recommandées par la recherche appareils et techniques d'épandage recommandés par la recherche

3.3 Le cotonnier : croissance, développement et caractères de résistance aux ravageurs

La majorité des connaissances présentées ci-dessous sont issues des ouvrages suivants : « Le cotonnier et ses produits » de Parry (1982), « cotton physiology » de Mauney et Stewart (1991) et « Insect pests of cotton » de Matthews et Tunstall (1994). Cependant, d'autres références ont été utilisées ponctuellement pour compléter les informations données.

Les cotonniers cultivés appartiennent au genre *Gossypium* (famille des *Malvaceae*, sous famille des *Malvoideae*, et tribu des *Gossypieae*). Ce genre compte plus de quarante espèces, mais en Afrique subsaharienne *G. hirsutum* est la seule espèce cultivée. Bien que conduits annuellement, les cotonniers de l'espèce *G. hirsutum* au terme de leur développement ressemblent à de petits arbustes (Figure 2).

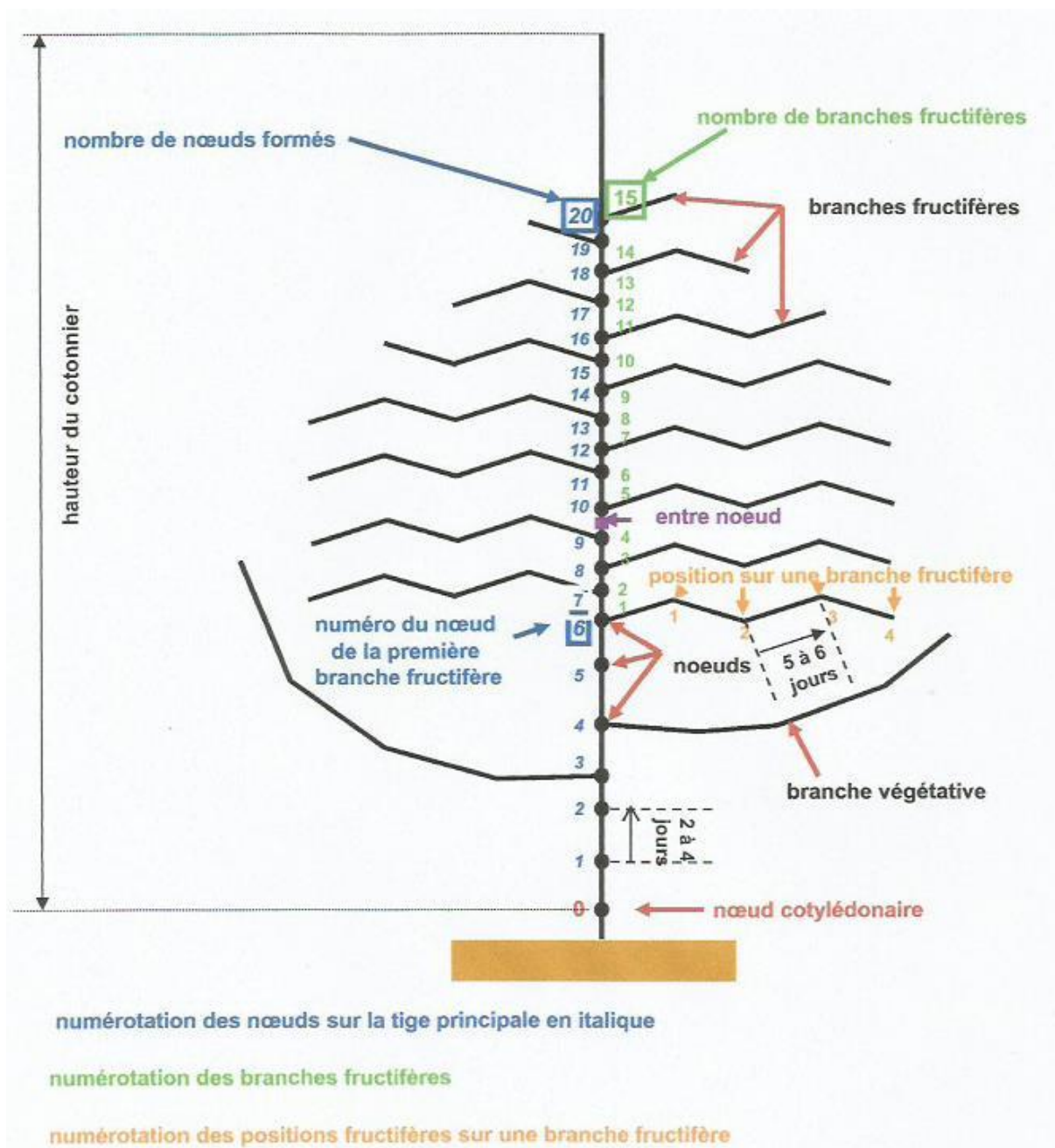


Figure 2 : architecture d'un cotonnier (source : A. Renou 2007)

On distingue trois phases dans la croissance d'un cotonnier : la levée, le développement de la partie aérienne et la phase reproductive. La levée dure de 7 à 10 jours et s'étend du déploiement épigé des cotylédons à l'émission de la première feuille. Pendant cette phase le système racinaire se met progressivement en place. Le développement de la partie aérienne dépend de la température et repose sur la croissance du méristème apical de la tige principale. Ce méristème dominant (croissance monopodiale) produit, tous les 2 à 4 jours, un nouveau phytomère composé d'un entre-nœud, d'une feuille, d'une pré-feuille et de deux méristèmes axillaires. Les méristèmes axillaires des premiers phytomères sont dormants (parfois jusqu'au

4^{ème} phytomère). Pour les phytomères suivants l'un des méristèmes axillaires donne d'abord naissance à des branches d'abord végétatives (0 à 3 par cotonnier) puis fructifères. A chaque branche fructifère issue de la tige principale, on attribue un numéro qui correspond à son ordre d'apparition. La première branche fructifère peut apparaître avec le 5^{ème} phytomère mais parfois seulement avec le 8^{ème} phytomère (c'est une caractéristique variétale qui peut aussi dépendre de la température). Les branches végétatives ont comme la tige principale une croissance monopodiale mais, contrairement à la tige principale, leurs bourgeons axillaires ne donnent naissance qu'à des branches fructifères. Toutes les branches fructifères, formées à partir soit de la tige principale soit des branches végétatives, ont une croissance sympodiale (responsable de la forme en zigzag de ces branches) : au niveau de chaque phytomère un bourgeon axillaire se développe pour former un nouveau phytomère, à la suite de l'avortement ou de la croissance lente du bourgeon terminal, et l'autre bourgeon axillaire donne naissance à un organe fructifère. On attribue toujours un numéro à la position qu'occupe cet organe fructifère sur la branche fructifère. Ce numéro est croissant en s'éloignant de l'axe de la tige principale du cotonnier. Sur les branches fructifères un nouveau phytomère est produit en général tous les 5 à 6 jours.

La production d'organes fructifères, qui débute une trentaine de jours après la levée, est continue. Le bouton floral est au début entièrement protégé par trois bractées (Figure 3). Puis au fur et à mesure de son développement les parties non protégées par les bractées deviennent plus importantes et après une trentaine de jours un bouton floral donne naissance à une fleur de corolle blanche (Figure 3) aux pétales non soudées (dialypétale). Peu de temps après l'épanouissement de la fleur, les anthères s'ouvrent pour libérer des grains de pollen qui, réceptionnés par les stigmates, vont assurer, après 20 à 30 heures, la fécondation des ovules le plus souvent de la même fleur (autogamie). Le lendemain la corolle de la fleur rougit (Figure 3) et finit par tomber. L'ovaire devenu fruit grossit ensuite pour atteindre une taille définitive en un peu plus de vingt jours (Figure 3).

Pendant ce temps les ovules, devenus graines, développent des poils sur leur épiderme. Parvenue à maturité une capsule s'ouvre en plusieurs endroits. Ses graines comme sa fibre commencent à sécher et le coton-graine floconne (Figure 3). Dès son plus jeune âge et jusqu'à une dizaine de jours après sa floraison, un organe fructifère d'un cotonnier est susceptible de tomber à la suite soit d'un avortement, soit d'une fécondation insuffisante (il faut au moins 10 ovules fécondés par capsule), soit de stress abiotiques (hydrique par excès ou par défaut,

insuffisance d'ensoleillement, carences ou mauvaises alimentations minérales, etc.) ou biotiques (dégâts de ravageurs directs ou indirects comme l'altération de la photosynthèse par des dégâts au niveau des feuilles, etc.) ou soit d'une régulation de la production d'organes fructifères par la plante. La chute d'organes fructifères a, sauf dans le cas d'une régulation, un impact direct sur la production d'un cotonnier.



Figure 3 : organes fructifères du cotonnier : A = jeune bouton floral; B = bouton floral plus âgé ; C : fleur épanouie ; D = fleur le lendemain de l'épanouissement ; E = capsule verte ; F = capsule ouverte (source : A. Renou 2007)

A partir d'un certain moment, au niveau d'un cotonnier, la demande induite par la partie aérienne de la plante dépasse la capacité du système racinaire à satisfaire tous les besoins de la plante. La compétition pour les nutriments entre les organes en formation et/ou formés et la croissance végétative devient trop forte. Il se produit alors un phénomène dit de «cut-out» : arrêt complet du développement végétatif et de la production de nouveaux phytomères.

Dans les variétés de cotonnier cultivées au Mali peu de caractères de résistance ou de tolérance aux ravageurs sont présents. Il s'agit surtout de la pilosité foliaire (Figure 4) et de la présence de glandes à gossypol.



Figure 4 : poils sur la face inférieure d'une feuille de cotonnier au niveau des nervures et du limbe (source : Renou A. 2007)

La pilosité foliaire qui procure une résistance indispensable aux jassides, augmenterait les pontes de *H. armigera* (Pauly et Vaissayre, 1980) mais pourrait gêner le déplacement des très

jeunes chenilles de *D. watersi* (Matthews, 1966). Gannaway (1994) dans sa synthèse mentionne aussi la gêne provoquée par la pilosité dans l'activité prédatrice de Chrysopes. Trois éléments doivent être pris en compte dans la pilosité foliaire d'une variété : la position des poils par rapport à la surface de la feuille, la densité de poils et la longueur des poils. Les deux dernières caractéristiques croissent au cours du développement d'un cotonnier mais à partir de la 10^{ième} feuille elles n'évoluent plus. Au niveau d'une feuille la densité de poils, plus élevée sur la face inférieure que sur la face supérieure, est également plus élevée sur la nervure principale que sur le limbe et décroît en s'éloignant de la base de la feuille, sur le limbe comme sur la nervure principale. Enfin la densité de poils décroît au fur et à mesure que la feuille vieillit.

Des substances allélo-chimiques produites par le cotonnier interviennent aussi pour lui conférer une résistance aux chenilles de la capsule. Il s'agit essentiellement d'aldéhydes terpéniques, le gossypol étant la molécule la plus importante (Gannaway, 1994). Ces substances, qui freinent le développement larvaire des chenilles de la capsule (antibiose) et entraînent parfois leur mort, sont appelées parfois Heliocides (Gannaway, 1994). Elles sont présentes essentiellement au niveau des glandes à gossypol du cotonnier dont sont pourvues toutes les variétés cultivées au Mali. On trouve des glandes à gossypol dans toutes les parties de la plante (Punit Mohan et *al.*, 1994). Elles sont sphériques au niveau des feuilles, des bractées et des ovaires, elliptiques au niveau des tiges et des stigmates et ovales et sphériques au niveau du calice (Punit Mohan et *al.*, 1994 and 1991). Les glandes à gossypol les plus volumineuses sont elliptiques et les plus petites sont sphériques (Punit Mohan et *al.*, 1991 ; 1994). Les densités de glandes à gossypol les plus élevées sont observées au niveau des ovaires puis des feuilles, des stigmates et des bractées (Punit Mohan et *al.*, 1991 ; 1994).

En dehors de ces deux principaux caractères de résistance et à l'image de nombreuses autres plantes, le cotonnier produit des substances secondaires qui n'ont apparemment aucun rôle dans la nutrition, la croissance et la reproduction de la plante. Certaines de ces substances secondaires, en particulier les composés volatils organiques (COVs), jouent un rôle important dans les relations entre le cotonnier et son environnement. Parmi ces composés volatils certains, appelés COVs induits, n'apparaissent qu'à la suite de stress biotiques (dégâts et/ou présence de bio-agresseurs) ou abiotiques (dégâts mécaniques, sécheresse, excès d'eau, forte intensité lumineuse, etc) ou après l'application de certaines substances appelées stimulateurs de défense naturelle (acide jasmonique, méthyl d'acide jasmonique, etc).

Chez le cotonnier les émissions de COVs à la suite de blessures mécaniques ou de l'application d'un stimulateur de défense naturelle (Optiz *et al.*, 2008) ont fait l'objet de beaucoup moins d'études que celles à l'issue de blessures biologiques. Parmi les ravageurs induisant des émissions de COVs chez le cotonnier figurent : *Spodoptera exigua* Hübner, le ravageur le plus souvent employé (Olson *et al.*, 2009 ; Rose and Tumlinson, 2005 ; Rodriguez-Saona *et al.*, 2003 ; McAuslane and Alborn, 1998), *S. frugiperda* Smith (Moraes *et al.*, 2010), *S. littoralis* (Optiz *et al.*, 2008 ; Johnsson and Anderson, 1999), *Lygus hesperus* Knight (Williams III *et al.* 2005), *Nezara viridula* Linnaeus (Williams III *et al.* 2005), *Aphis gossypii* Glover (ZhaoYuan *et al.*, 1996), *Phenacoccus solenopsis* Tinsley (Zhang *et al.*, 2011), *Agriotes lineates* Linnaeus (Bezemer *et al.*, 2003), *Heliothis virescens* Fabricius (Moraes *et al.*, 1998), *Helicoverpa zea* Boddie (Rose and Tumlinson, 2004 ; McCall *et al.*, 1994 ; Wackers *et al.*, 1994) et *H. armigera* (Su JianWei *et al.*, 2007). Cependant tous les ravageurs du cotonnier n'entraînent pas des émissions particulières de composés volatils : *Bemisia tabaci* Gennadius n'en provoquerait pas et, en plus, réduirait celles provoquées par *S. exigua* (Rodriguez-Saona *et al.*, 2003).

Les caractéristiques de ces émissions de COVs induits (nature chimique et composition en COVs) dépendent d'abord de la plante qui les produit. Chez le cotonnier, les variétés sans glande à gossypol produiraient moins de COVs que les variétés à glandes à gossypol (Elzen *et al.*, 1985 ; McAuslane et Alborn, 1998). Ces caractéristiques sont aussi spécifiques des causes qui ont provoquées les émissions, jusqu'au niveau espèce et même stade de développement pour les blessures d'origine biologique. Chez le cotonnier, ces COVs induits sont majoritairement des terpénoïdes (Optiz *et al.*, 2008), mono-terpènes (Chang et al 1988) et sesquiterpènes. Mais, certains COVs induits appartiennent à d'autres familles chimiques. Les émissions de COVs ne se limitent pas aux parties blessées du cotonnier (Optiz *et al.*, 2008). De plus des dégâts au niveau des racines peuvent en provoquer au niveau des parties aériennes (Olson *et al.*, 2008). La rupture de cellules ou d'organes au niveau des blessures (Optiz *et al.*, 2008) comme le fonctionnement des stomates facilitent certainement la libération des COVs. Mais les propriétés physico-chimiques des COVs leur permettent de franchir aisément les membranes cellulaires (Pichersky *et al.*, 2006). Les émissions de COVs ne sont pas constantes pendant la journée (Loughrin *et al.*, 1994 ; McCall *et al.*, 1994) et pendant la saison de culture ou de l'âge de la plante : les plus fortes émissions de COVs sont notées au moment de la pleine floraison chez le cotonnier (Hedin, 1976). Ces émissions de

COVs induits peuvent avoir plusieurs rôles souvent en liaison avec leurs caractéristiques (nature chimique et composition en COVs) et les périodes d'émission : répulsion ou attraction d'ennemis naturels, de bio-agresseurs ou d'agents pollinisateurs et communications entre plantes. Tous ces effets n'ont toutefois pas encore été observés avec les COVs induits chez le cotonnier

3.4 Les principaux ravageurs du cotonnier au Mali

La culture cotonnière est connue pour héberger de nombreux ravageurs. Selon (Michel, 1999), plus de 201 espèces sont déprédatrices du cotonnier au Mali (annexe 1). Pour des raisons pratiques ils sont classés en fonction des organes de la plante auxquels ils s'attaquent et de leurs modes d'attaque sur ces organes. On distingue alors : (i) les ravageurs des organes fructifères (boutons floraux, fleurs et capsules) avec les chenilles de la capsule qui sont responsables de l'essentiel des pertes de production (Cabanilla et *al.*, 2005), (ii) les ravageurs phyllophages (*H. derogata* et *S. litoralis*) sans grande incidence sur la production, qui apparaissent souvent de manière sporadique dans l'espace et le temps et (iii) les piqueurs suceurs qui affectent directement ou indirectement (par la transmission de maladies) le développement végétatif et fructifère des cotonniers et peuvent aussi diminuer la qualité de la production (pourritures de capsules, dépôt de miellats). Certains ravageurs peuvent appartenir à deux classes. Les chenilles de *Spodoptera littoralis* (Boisduval) occasionnellement détruisent des organes fructifères en plus de leurs dommages sur le feuillage. Les mirides qui empêchent le développement normal des feuilles mais leurs piqûres sur de jeunes organes fructifères entraînent aussi leur chute. Enfin la majorité des ravageurs sont des insectes car les conditions de culture du cotonnier au Mali sont en général peu propices au développement d'acariens, en particulier *Polyphagotarsonemus latus* (Banks).

Au Mali les chenilles de la capsule sont les ravageurs les plus préjudiciables à la culture cotonnière et leur contrôle n'est pas rendu facile en raison de résistance à des insecticides apparue chez certaines espèces, de leur caractère multivoltin, de la polyphagie de certaines espèces, de la fécondité élevée des femelles et de la mobilité importante de leurs adultes. Si *Pectinophora gossypiella* (Saunders) et *Thaumatotibia* (= *Crypophlebia*) *leucotreta* (Meyrick) ont été signalés, dans le complexe des chenilles de la capsule au Mali, ce complexe est surtout composé des Noctuelles suivantes : *H. armigera*, *D. watersi*, *Earia sinsulana* (Boisduval) et *E. biplaga* (Walker).

Les connaissances produites ci-dessous sur la biologie de ces trois Noctuelles sont principalement issues des ouvrages suivants : « *Helicoverpa* (= *Heliothis*) *armigera* (Hübner, 1808) (Lepidoptera, Noctuidae, Heliiothinae) » de Nibouche (1999) ; « *Diparopsis* spp. (Lepidoptera, Noctuidae, Agrotinae) » de Martin (1996) ; « Les *Earias* du cotonnier : *Earias insulana* (Boisduval) et *E. biplaga* (Walker) en Afrique » de Couilloud (1987) et « Insect pests of cotton » de Matthews et Tunstall (1994).

3.4.1 *Helicoverpa armigera* (Hübner)

Cette espèce est présente entre les 40^{èmes} parallèles Nord et Sud sauf sur le continent américain (au moins jusqu' en 2012 puisqu'elle aurait été récemment signalée au Brésil). Elle appartient à la sous famille des Heliiothinae et comprend 3 sous espèces dont *H. armigera* qui est la plus répandue. Elle a été observée sur 217 espèces de plantes appartenant à 50 familles.

L'adulte a une envergure de 32 à 38 mm. Les adultes mâles et femelles peuvent se distinguer par la coloration générale (tendance verdâtre chez le mâle et brun orange chez la femelle) et l'existence d'une tache au niveau de l'abdomen uniquement chez le mâle (Figure 4A). Quatre phases successives marquent l'activité nocturne des adultes : (i) le début de la nuit est consacré à l'alimentation et au dépôt des œufs (cette phase inclue la recherche de plantes hôtes sur de courtes distances au sein d'une même parcelle mais aussi sur des distances plus longues parfois de l'ordre de plusieurs kilomètres), (ii) une phase de repos lui succède avant (iii) une reprise d'activité (principalement des mâles car les femelles restent posées) qui peut durer 4 heures durant lesquelles les accouplements ont lieu et, (iv) juste avant l'aube, la recherche sur de courtes distances d'abris pour passer la journée. Le premier accouplement d'une femelle peut avoir lieu quelques jours après son émergence. Il peut y avoir jusqu'à 6 accouplements chez une femelle. Entre l'émergence d'une femelle et ses premières pontes, il peut s'écouler plusieurs jours (préoviposition). Il peut y avoir des pontes non fécondées. Ces caractéristiques biologiques sont fonction de la température, de l'alimentation de l'adulte et probablement de l'alimentation de la chenille ayant donné naissance à cet adulte. La ponte se déroulerait principalement au cours de la première partie de la nuit (le maximum d'œufs serait déposé dans les 2 heures qui suivent le coucher du soleil selon certains auteurs). La fécondité d'une femelle est de l'ordre de plusieurs centaines d'œufs (en moyenne jusqu'à 700 œufs par femelle) mais elle est dépendante de nombreux facteurs : sa fécondation, son alimentation

(agissant aussi sur sa longévité), l'alimentation de la chenille lui ayant donné naissance, la présence de rameaux chez la plante hôte, l'éclairage par la lune, etc. La longévité des adultes (au moins une semaine) varie en fonction de leur alimentation, de la température, de l'alimentation des chenilles leur ayant donné naissance et, pour les femelles, de leur fécondation. Enfin il faut signaler l'existence de migrations passives des adultes (transport par le vent) sur des distances très longues.

Les œufs, presque sphériques et de couleur blanc-crème, ne dépassent jamais 0,5 mm de diamètre (Figure 4B et C). A l'approche de l'éclosion ils deviennent bruns. En général les pontes sont déposées sur des plantes hôtes au stade de floraison (ou en période de production de nectar) mais parfois également pendant la phase végétative (dès la mise en place des organes fructifères chez le cotonnier) ou durant la maturation de la production. D'ailleurs si les premières pontes sur cotonnier sont parfois observées à l'apparition des premiers boutons floraux (30-40 jours après la levée), elles sont plus souvent observées au début de la floraison (50-60 jours après la levée). Le cotonnier ne serait pas toujours la plante hôte la plus attractive pour les pontes. Sa floraison étalée dans le temps pourrait en être responsable. Des cotonniers plus vigoureux, bien développés et d'aspect plus sombre seraient en général choisis pour les pontes. Les œufs sont toujours déposés individuellement et principalement au niveau des parties hautes de la plante. Les feuilles du bouquet terminal seraient privilégiées mais lorsqu'ils sont abondants les organes fructifères sont les sites de ponte préférés.

Beaucoup d'œufs ne sont pas fertiles et ne donnent donc pas naissance à des chenilles. L'éclosion d'une chenille intervient généralement après une incubation de l'ordre de 3 jours. La chenille du 1^{er} stade larvaire est translucide gris puis jaunâtre avec une capsule céphalique brun-noire (Figure 4D et E). Après avoir dévoré son chorion, la néonate s'alimente d'abord à partir de l'organe sur lequel l'œuf, qui lui a donné naissance, a été déposé (limbe de la feuille, bractée, bourgeon terminal) avant de s'attaquer à des organes fructifères situés à proximité. A partir du 3^{ième} stade larvaire la couleur d'une chenille est très variable dépendant probablement de sa nourriture : brune, verte, jaunâtre (Figure 4). Cependant deux tendances sont notées : celle d'avoir des teintes plus foncées pour les derniers stades larvaires et celle de s'éclaircir avant chaque mue. La capsule céphalique qui devient orangée et la présence de deux bandes latérales claires, au niveau desquelles les stigmates noirs se détachent, sont des caractéristiques des chenilles de cette espèce. Au dernier stade larvaire (il y a en général 4 à 5 mues) une chenille de *H. armigera* peut mesurer un peu plus de 4 cm de long. Une chenille en

perforant un organe fructifère laisse toujours ses excréments à l'extérieur de l'organe fructifère au niveau duquel un trou très net indique l'endroit de sa pénétration. Très souvent les bractées de l'organe fructifère attaqué s'écartent (rendant plus facile le repérage des dégâts sur un plant) mais cette réaction n'est pas spécifique de *H. armigera*. Hormis le premier stade larvaire, les chenilles de *H. armigera* sont très mobiles dans la recherche de leur nourriture et changent parfois de plant. Ce comportement explique la grande nuisibilité de ce ravageur car une chenille peut s'attaquer à un grand nombre d'organes fructifères : en moyenne 24 boutons floraux et 8 capsules au cours d'une vie larvaire. Par ailleurs comme la destruction même incomplète d'un jeune organe fructifère est suffisante pour provoquer sa chute, la nuisibilité de cette espèce se trouve renforcée. Une vingtaine de jours après son éclosion une chenille migre vers le sol au sein duquel elle se nymphose entre 4 et 5 cm de profondeur après avoir cherché un site favorable.

La nymphe, qui n'est pas protégée par un cocon, est de couleur marron. Elle peut atteindre 2 cm de long. Mais cette caractéristique dépend fortement du régime alimentaire des chenilles. Cette nymphose dure environ deux semaines sauf s'il y a diapause qui peut être déclenchée par l'exposition des stades larvaires à une photophase courte (< 12 heures) et à des températures inférieures à 26-27°C (diapause photopériodique) ou par l'exposition des nymphes à des températures basses. La diapause intervient principalement en fin de campagne. La levée de ces deux types de diapause, plus rapide avec le second type qu'avec le premier, s'obtient principalement par une élévation de la température.

Les auxiliaires parasites et prédateurs de *H. armigera* sont très nombreux mais leurs rôles dans la régulation des populations de ce ravageur sont plutôt mal connus. Les principaux parasites sont des nématodes, des Chalcidés, des Tachinidés, des Ichneumonides et des Braconides et les principaux prédateurs, moins nombreux, sont des Anthocorides, des Réduvidés, des Chrysopes, des Carabes et des Formicidés.

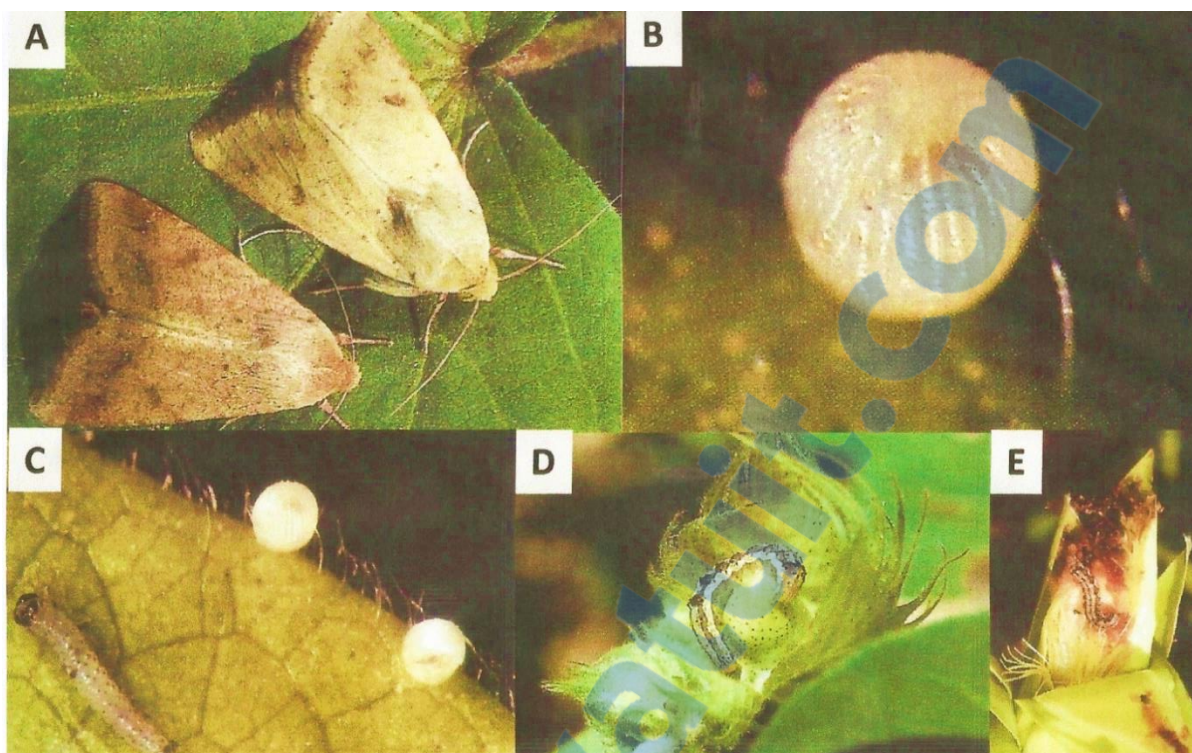


Figure 5 : quelques stades de *H. armigera* (A = adultes mâle et femelle ; B = œuf ; C = œufs et larve néonate ; D = chenille sur jeune bouton floral ; E = chenille sur bouton floral proche de la floraison). Source :(Nibouche 1999)

3.4.2 *Diparopsis watersi* (Rothschild)

Le genre *Diparopsis* se rencontre essentiellement en Afrique. Il compte 4 espèces dont *D. watersi* surtout observé dans la partie centrale de l'Afrique, du Sénégal à l'Éthiopie et de la Somalie si on excepte son signalement en Tunisie et au Yémen. Cette espèce est inféodée aux plantes du genre *Gossypium* sauvages ou cultivées.

Les adultes, avec une envergure de 27 à 31 mm, sont plus petits et beaucoup plus trapus que ceux de *H. armigera*. La tête est brun rouge, les antennes rousses, l'abdomen ivoire et les ailes antérieures brun-rougeâtres avec des parties claires et parfois des zones vert-olives (Figure 5 A). Pendant la journée les adultes restent cachés sous les feuilles. Ils ne sont actifs que pendant la nuit au cours de laquelle ils peuvent se déplacer de plusieurs kilomètres mais les femelles ayant commencé à pondre au niveau d'un champ ne le quittent plus. C'est au cours de la première partie de la nuit (surtout pendant les 3 premières heures) que les œufs sont déposés sur des cotonniers. Les premières pontes peuvent avoir lieu dès la deuxième nuit qui suit l'émergence car, dès son émergence, une femelle est mature et peut s'accoupler. Le cotonnier est attractif vis-à-vis des femelles surtout lorsqu'il est en floraison mais on suspecte

aussi que les boutons floraux émettent des substances attractives qui déclenchent le comportement de ponte. Les premiers cotonniers rencontrés par une femelle sont souvent choisis pour y déposer ses œufs de sorte que les cotonniers en bordure de champs sont souvent plus infestés que ceux à l'intérieur des champs. Les œufs sont déposés individuellement au niveau des tiges, des rameaux et des organes fructifères mais les auteurs sont d'avis différent quant aux préférences d'une femelle au cours du cycle du cotonnier. Les positions hautes d'un cotonnier ne seraient pas systématiquement choisies par les femelles pour y déposer leurs œufs mais les parties basses reçoivent souvent beaucoup moins de pontes de ce ravageur. Un cotonnier reçoit très rarement plus de 3 œufs de *D. watersi*. Pour plusieurs raisons la fécondité des femelles de *D. watersi* est plus faible que celle des femelles de l'espèce *H. armigera* : la longévité des femelles dépasse rarement une semaine, les femelles âgées de plus de 4 jours ne peuvent plus être fécondées et le nombre d'œufs pondus par jour n'est que de 40 à 70 par femelle. Cette fécondité reste cependant de l'ordre de quelques centaines d'œufs par femelle (de l'ordre de 250 œufs par femelle).

L'œuf (Figure 5 B), ellipsoïdal et aplati aux pôles, est de couleur bleu clair à vert émeraude ce qui permet de le repérer assez facilement sur un plant de cotonnier même si son diamètre n'excède pas 0,6 mm. A l'approche de l'éclosion de la néonate, dont la tête est visible par transparence, la couleur de l'œuf vire au gris puis au noir. L'incubation varie en fonction de la température et de l'humidité. Dans les conditions rencontrées pendant une grande partie du cycle du cotonnier, l'incubation est de l'ordre de 3 à 4 jours. Le taux d'éclosion baisse fortement lorsque la température chute et que l'humidité est en dessous de 60 %.

La néonate, qui mesure moins de 2 mm, est de couleur blanc crème avec une capsule céphalique, une plaque anale et des pattes thoraciques noires. Au deuxième stade larvaire, la chenille pouvant atteindre 3 mm, un motif caractéristique apparaît sur presque chaque segment : une flèche rouge composée d'une bande longitudinale centrale et de deux bandes latérales toutes disjointes. Au cours des stades larvaires suivants les chenilles prennent une coloration d'ensemble verte et les bords des motifs en flèche sur chaque segment deviennent de moins en moins nets. La capsule céphalique prend aussi une teinte brun foncée, les pattes thoraciques restant noires (Figure 5 C et D). Au terme de son développement une chenille peut atteindre 25 à 30 mm. Une néonate, avant l'aube, perce un bouton floral (plus rarement une fleur ou une capsule) à un endroit où elle est protégée par une bractée qu'elle soude au bouton floral avec les fils de soie qu'elle secrète. Après avoir dévoré le contenu du

bouton floral cette néonate le quitte pour en rechercher d'autres afin de continuer son développement (5 à 6 boutons floraux peuvent suffire pour son développement complet). Les fils de soie secrétés par la néonate empêchent temporairement la chute du bouton floral en le maintenant suspendu par son pétiole (Figure 5 F). Lorsque des boutons floraux apparaissent ainsi suspendus à des plants de cotonnier, on peut certifier la présence de *D. watersi* au sein de la culture. Ce n'est qu'à partir du 3^{ième} stade larvaire qu'une chenille de *D. watersi* peut s'attaquer à des capsules vertes. Contrairement à une chenille de *H. armigera*, celle de *D. watersi* reste à l'intérieur d'une capsule en ayant obturé son trou de pénétration avec ses premiers excréments. Par la suite, ses excréments restent à l'intérieur de la capsule attaquée souillant ainsi la fibre des graines qui n'auront pas été détruites (une chenille peut parfois n'endommager que quelques loges d'une capsule). Cette chenille quitte une capsule qu'elle a attaquée avant sa chute (toujours possible si elle est âgée de moins de 10 jours) ou lorsque tout son contenu aura été ingéré et que son développement complet ne sera pas totalement achevé. En moyenne depuis l'éclosion, deux semaines sont nécessaires pour le développement complet d'une chenille qui comprend 5 stades larvaires et un stade de pré-nymphose. Mais, cette durée peut augmenter avec l'alternance de températures basses la nuit et élevées le jour.

Au terme de son développement la chenille migre vers le sol où elle s'enfonce pour se nymphoser en construisant une coque en terre qui sert de protection à la chrysalide (Figure 5F). La profondeur d'enfouissement de la chenille dépend fortement du type de sol et de sa teneur en eau. La nymphose, plus longue chez le mâle que chez la femelle, dure au plus trois semaines, et un accroissement de cette durée est noté en fin de campagne (jusqu'à 30 jours). Cependant une interruption du développement peut survenir au moment de la nymphose et allonger considérablement la durée de ce stade : c'est la diapause nymphale. Elle est déclenchée sous certaines conditions de températures en particulier : alternance de températures nocturnes très basses ($\leq 15^{\circ}\text{C}$) et élevées le jour ($\geq 30^{\circ}\text{C}$) ou températures très élevées au moment de la pénétration de la chenille dans le sol. Par contre, la photopériode et l'humidité du sol n'auraient aucun rôle dans le déclenchement de la diapause. Il existe de grandes variations individuelles de sensibilité aux facteurs déclenchant la diapause outre que les mâles y répondent en général mieux que les femelles. La durée de cette diapause est très variable : de 80 jours à 330 jours et parfois même plusieurs années. Les variations individuelles de réponse aux facteurs qui déclenchent la sortie de diapause (en particulier

l'alternance d'hygrométries nocturnes élevées et diurnes basses) sont responsables de l'étalement dans le temps de l'émergence des adultes.

En comparant dénombrements d'œufs et infestations larvaires, certains chercheurs ont montré que la mortalité chez *D. watersi* était supérieure à 80 % et touchait principalement les œufs et les premiers stades larvaires. Des causes abiotiques doivent en être principalement responsables car les agents infectieux, essentiellement des bactéries, ne sont pas très fréquents comme d'ailleurs les auxiliaires prédateurs et parasites : 10 prédateurs et 17 parasites identifiés au moins au niveau genre. Les principaux prédateurs appartiennent aux familles des Pentatomides, des Formicidés ou des Chrysopidés et les principaux parasites aux familles des Trichogrammatidés, des Braconidés, des Scelionidés, des Elasmidés et des Tachinidés. Un nématode parasite (Mermithidae) est assez fréquemment observé en Afrique.

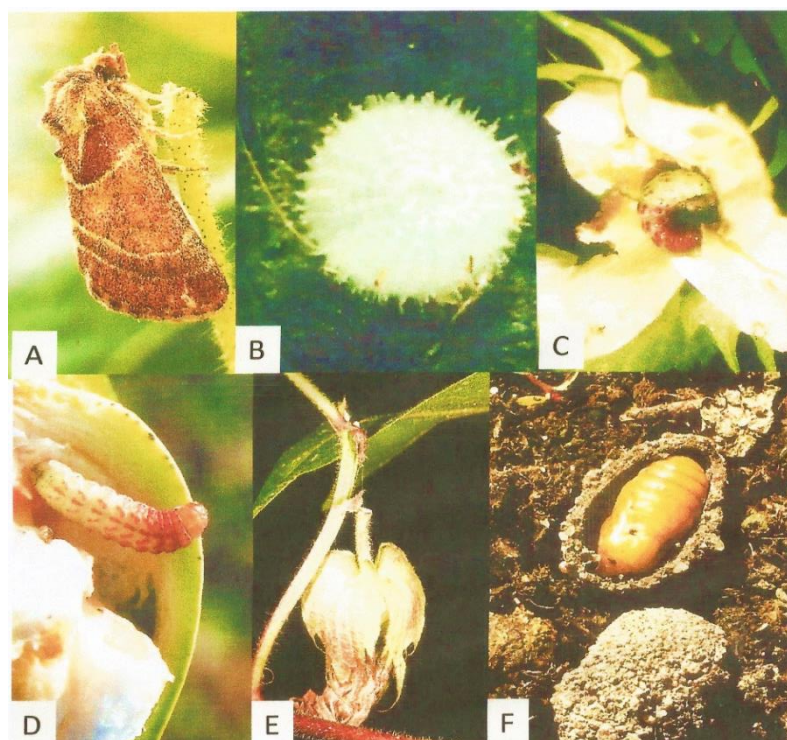


Figure 6 : quelques stades de *D. watersi* (A = adulte; B = œuf ; C = chenille dans fleur ; D = chenille dans capsule ; E = bouton floral suspendu par des fils de soie ; F = chrysalide et coque terreuse). Source : Martin (1996).

3.4.3 *Earias* spp.

Le genre *Earias* compte 24 espèces. Aucune n'est présente sur le continent américain et la majorité des espèces est rencontrée entre les 40^{ième} parallèles Nord et Sud. Bien que sténophages, les espèces du genre *Earias* ont de nombreuses plantes hôtes appartenant essentiellement aux Malvales (3 familles et 18 genres sont au total concernés) et aux Tiliales

(1 famille et 3 genres concernés). Cinq espèces s'attaquent au cotonnier : *E. insulana* (Boisduval) est l'espèce la plus répandue mais elle est probablement absente des zones équatoriales et subéquatoriales, *E. biplaga* (Walker) n'est présente qu'à Madagascar et en Afrique, *E. vitella* (Fabricius) et *E. huegeli* (Rogenhöfer) ne sont pas présentes en Afrique et *E. cupreoviridis* (Walker) n'a été signalée sur ce continent qu'en Afrique du Sud. Dans les zones cotonnières au sud du Sahara les deux premières espèces coexistent mais elles présentent des exigences différentes pour les principaux facteurs climatiques : *E. insulana* supporte des températures élevées et basses mais pas des hygrométries élevées tandis qu'*E. biplaga* ne s'accommode pas à des températures élevées et supporte des hygrométries élevées. Ces différences d'exigences expliquent leurs fréquences respectives dans les différentes zones cotonnières mais aussi leur succession au cours d'une saison de culture dans une même zone de culture.

Chez les adultes des deux espèces des variations d'aspect, de forme, de proportion, de taille, de silhouette et surtout de coloration répondent aux variations des conditions climatiques rencontrées (Figure 6A et B). Ils sont plus petits que ceux des deux espèces précédemment décrites (*H. armigera* et *D. watersi*) puisque leur envergure, plus petite chez *E. insulana* que chez *E. biplaga*, ne dépasse pas 25 mm. Les adultes de *E. insulana* ont une coloration non liée au sexe qui change du vert au jaune au gré des saisons, mais dans certains pays la coloration verte est la plus répandue. Les adultes de *E. biplaga*, plus petits en saison des pluies qu'en saison sèche, offrent des colorations très variables en fonction de la période de l'année et du sexe : pour le type de saison des pluies, le plus répandu dans les zones de production de coton en Afrique, les mâles ont des ailes antérieures vertes, devenant jaunes à leur base, bordées de marges violacées et les femelles présentent des ailes uniformément vertes avec une tache sanguine à acajou dans leur partie médiane. Malgré ces différences, les biologies de ces deux espèces présentes dans les zones cotonnières au sud du Sahara sont assez voisines. Les adultes n'ont d'activité que la nuit et durant la journée ils restent à l'abri sous le couvert du feuillage du cotonnier. Une femelle peut s'accoupler dès la nuit qui suit son émergence (en laboratoire il peut y avoir jusqu'à 6 accouplements par femelle mais il y en a probablement moins dans les conditions naturelles). Sa fécondité, qui prend en compte une longévité variable mais en général assez longue (jusqu'à plus de 100 jours), est de l'ordre de plusieurs centaines d'œufs (jusqu'à 450 œufs par femelle en laboratoire car difficile à apprécier dans les conditions naturelles). Les œufs sont déposés individuellement sur différents organes de la plante : les rameaux ou le bourgeon terminal en début de campagne

puis, plus tard, au niveau des organes fructifères et des feuilles mais très rarement sur les capsules. Un mucus sécrété par la femelle permet leur adhésion aux endroits où ils ont été déposés.

L'œuf subsphérique, aplati à sa base, est de petite taille (0,5 mm). Il est d'abord de couleur bleu turquoise (Figure 6) puis à l'approche de l'éclosion il devient légèrement foncé en laissant voir la néonate par transparence. L'incubation est d'une durée variable car elle dépend de la température. Pendant la période de culture en Afrique cette incubation est de l'ordre de 2 à 4 jours.

Les premiers stades larvaires des deux espèces sont très semblables. Pour les stades larvaires suivants, les chenilles des deux espèces présentent des épines latérales et dorsales sur presque tous les segments abdominaux et le thorax (Figure 6E et G). Elles sont généralement plus longues chez *E. biplaga* que chez *E. insulana* et sur le huitième segment abdominal les épines sont blanches chez *E. insulana* et noires chez *E. biplaga*. Les chenilles sont renflées à l'avant et effilées à l'arrière mais de manière plus prononcées chez *E. biplaga* que chez *E. insulana*. Les chenilles de *E. insulana* sont de couleur plus claire avec une teinte générale plutôt gris jaune alors que celle de *E. biplaga* est plutôt brun orange. Enfin une bande transversale blanche ivoire apparaît uniquement chez *E. insulana* au niveau de la capsule céphalique brun-noire. En début de campagne les chenilles de *Earias* spp. peuvent s'attaquer à la cime d'un cotonnier et provoquer soit un écimage si le forage de la tige est profond (Figure 6 F) soit l'activation des bourgeons axillaires qui donnent ensuite naissance à de nouveaux axes monopodiaux si seul l'apex est détruit. Par la suite les chenilles de *Earias* spp. se nourrissent aux dépens d'organes fructifères qu'elles perforent comme le font les chenilles de *H. armigera* mais sans rejeter leurs excréments à l'extérieur. Parfois leurs attaques ne concernent que la surface des organes fructifères (Figure 6 G). Au terme de son développement (environ deux semaines après l'éclosion) une chenille de *Earias* spp., qui mesure moins de 2 cm, tisse, pour se nymphoser, un cocon de soie en forme de coque inversée de navire (Figure 6 D) généralement au niveau du cotonnier où elle s'est développée car elle migre très rarement vers le sol. Comme il n'y a pas de diapause, la nymphose dure en moyenne deux semaines.

Les auxiliaires parasites de *Earias* spp. sont beaucoup plus nombreux que les auxiliaires prédateurs. Ils appartiennent principalement aux familles suivantes : Braconidae, Ichneumonidae, Trichogrammatidae, Chalcididae et Tachnidae. La plupart des parasites vivent aux dépens des larves de *Earias* spp. mais n'entraînent pas plus de 20 % de mortalité alors qu'avec des Trichogrammes (parasites d'œufs) on a pu enregistrer des mortalités supérieures à 50 % dans les conditions naturelles.

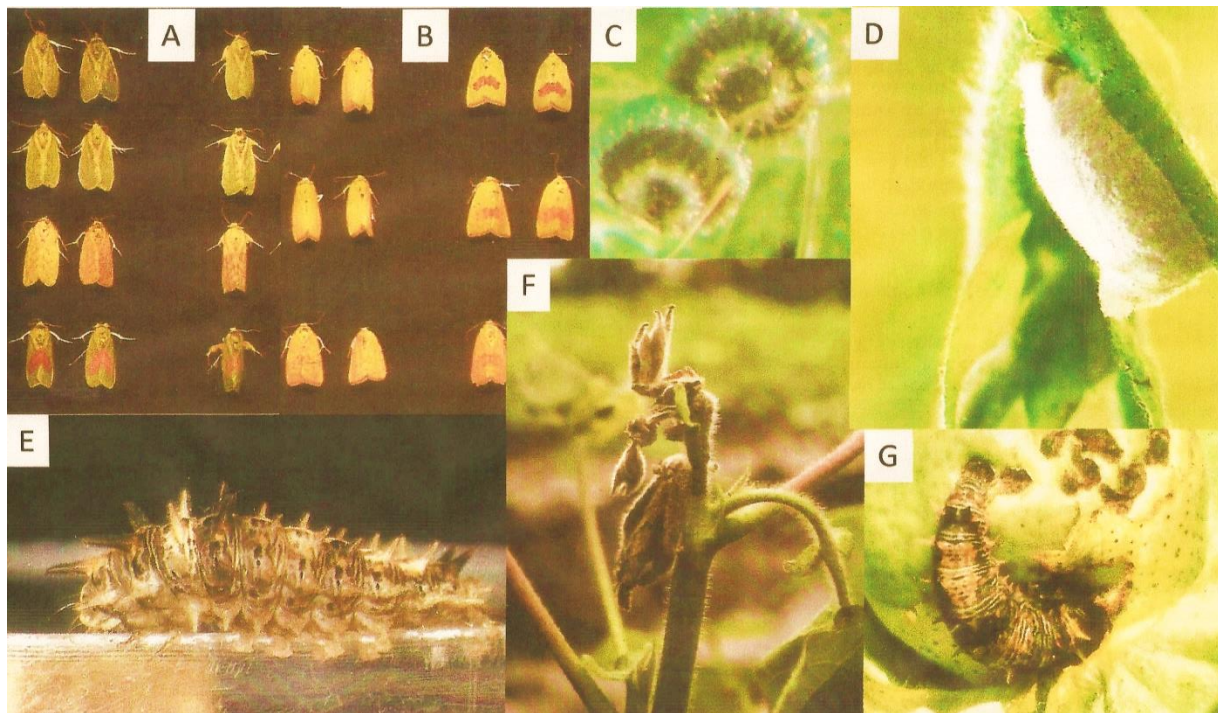


Figure 7 : quelques dégâts et stades de *Earias* spp. (A = adultes de *E. insulana*, B = adultes de *E. biplaga*, C = œuf de *Earias* spp., D = chrysalide de *Earias* spp., E et G = chenille épineuse de *Earias* spp., F = écimage provoqué par *Earias* spp.). Source : Couilloud (1987)

3.5 L'écimage des cotonniers

De par le monde, l'écimage des cotonniers (manuel ou mécanique) a surtout été préconisé pour les avantages agronomiques qu'il pouvait procurer à savoir : la diminution des risques de verse (Alev *et al.*, 1991), la réduction de l'exubérance végétative (Abou-El-Nour *et al.*, 2001 ; El-Shahawy, 2000), la précocité de la production (El-Hanafi *et al.*, 1982 ; Pang, 1981 ; Nasr and Azab, 1969) et l'augmentation du rendement (Yang *et al.*, 2008 ; Abd-El-Malik and El-Shahawy, 1999; Rahman *et al.*, 1991 ; Ahmed *et al.*, 1989 ; Selvaraj *et al.*, 1977). Probablement en fonction des objectifs visés, la date de l'écimage des cotonniers a été basée sur : des jours calendaires (Ma FuYu *et al.*, 2004 ; El-Hanafi *et al.*, 1982), des jours après le semis (Abou-El-Nour *et al.*, 2001 ; El-Shahawy, 2000 ; Sawaji *et al.*, 1994 ; Hosny *et al.*,

1991 ; Wankhade *et al.*, 1991 ; Swamy *et al.*, 1990 ; Ahmed *et al.*, 1989 ; Venkataswamy and Iruthayaraj, 1983 ; Selvaraj *et al.*, 1977 ; Nasr and Azab, 1969), des jours après la levée (Rahman *et al.*, 1991), l'atteinte d'une certaine taille par les cotonniers (Obasi and Msaakpa, 2005 ; Abd-El-Malik and El-Shahawy, 1999; Li, 1987), des nombres de nœuds ou de branches fructifères (Chellaiah *et al.*, 2001 ; Venkatakrisnan, 1995 ; Aleev *et al.*, 1991 ; Babakhanov *et al.*, 1984 ; Venkataswamy and Iruthayaraj, 1983 ; Sanginov and Samandarov, 1983 ; Oosterhuis *et al.*, 1977 ; Prifti, 1975 ; Damodaran *et al.*, 1974) ou des stades de floraison (Lawson, 2009 ; Deshmukh and Rao, 1994 ; Wankhade *et al.*, 1991 ; Tagiev, 1991).

Avant 2002 très peu d'études furent conduites en Afrique sur l'écimage des cotonniers. Pourtant en 1926 Vayssières et Mimeur, dans leur ouvrage « les insectes nuisibles au cotonnier en Afrique Occidentale Française », écrivaient : « Ghesquière demande – et nous partageons nettement sa manière de voir – qu'on généralise la pratique de l'écimage qui consiste à étêter les cotonniers juste au-dessus de la dernière capsule, dont on attend raisonnablement la maturité. L'écimage offre de nombreux avantages en le pratiquant, on détruira de nombreuses pontes et chenilles de la capsule. Cette méthode culturale supprimera également de nombreuses colonies de pucerons *Aphis gossypii* et les pontes et les larves de divers Hémiptères qui piquent les jeunes pousses et les jeunes feuilles des cotonniers en provoquant la déformation ».

Les études sur l'écimage des cotonniers ont repris au Mali en 2002 en raison de la faible participation à la production des organes fructifères portés par les branches fructifères au-delà de la 10^{ième}. Une étude a été conduite sur l'écimage des cotonniers dès l'apparition de la 10^{ième} branche fructifère. Cette première étude a montré que cette date d'écimage des cotonniers était trop précoce puisqu'elle entraînait une perte significative de production (Renou *et al.*, 2002). Des pertes de production avec un écimage trop précoce avaient déjà été signalées (Hosny *et al.*, 1991 ; El-Hanafi *et al.*, 1982 ; Selvaraj *et al.*, 1977). A l'inverse à la suite d'un écimage tardif, il est rarement fait mention de pertes de production (Brown *et al.*, 1999 ; Damodaran *et al.*, 1974) ni même d'effets bénéfiques sur le rendement (Kholmuradov *et al.*, 1974) ou sur certaines de ses composantes (Kittock et Fry, 1977).

Ces études au Mali se sont donc poursuivies avec une date d'écimage plus tardive à savoir : à l'apparition de la 15^{ième} branche fructifère. Cette date correspond approximativement à 10 jours après l'apparition de la première fleur compte tenu de la progression de l'apparition des

branches fructifères sur la tige principale (en moyenne 3 jours entre 2 branches fructifères successives), d'une durée moyenne de 30 jours entre l'apparition d'un bouton floral et l'épanouissement de sa fleur et de la date du 30^{ième} JAL pour l'apparition du premier bouton floral (Tableau 2). Cette dernière règle, plus simple, a alors été adoptée dans toutes les études conduites au Mali à partir de 2009 (Renou *et al.*, 2011).

Tableau 2 : correspondance entre les deux règles de décision pour écimier les cotonniers : apparition de la 15^{ième} branche fructifère et 10 jours après l'apparition de la première fleur

	date d'apparition des branches fructifères														
	branches fructifères														
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
en JAL	30	33	36	39	42	45	48	51	54	57	60	63	66	69	72
début floraison											F				
F apparition de la première fleur															

Avec cet écimage plus tardif, aucune perte de production n'a été enregistrée (Renou *et al.*, 2011). L'absence d'effet de l'écimage sur la production a été mentionnée dans la littérature (Siddique *et al.*, 2002 ; Brown *et al.*, 2002 ; Sawaji *et al.*, 1994; Kittock et Fry, 1977). Mais, beaucoup plus d'auteurs ont par contre montré des augmentations de rendement à la suite d'un écimage (Obasi et Msaakpa, 2005 ; Reta-Sanchez et Fowler, 2002 ; Abou-El-Nour *et al.*, 2001 ; El-Shahawy, 2000 ; Abd-El-Malik et El-Shahawy, 1999 ; Deshmukh et Rao, 1994 ; Wankhade *et al.*, 1991 ; Rahman *et al.*, 1991 ; Swamy *et al.*, 1990 ; Ahmed *et al.*, 1989 ; El-Halawany *et al.*, 1988 ; Babakhanov *et al.*, 1984 ; Sanginov et Samandarov, 1983 ; Prifti, 1975), parfois liées à une densité de plantation particulière (Obasi et Msaakpa, 2005 ; Ma Fu Yu *et al.*, 2004 ; Abd-El-Malik et El-Shahawy, 1999 ; Venkitaswamy et Iruthayaraj, 1983 ; Oosterhuis, 1977), à une espèce ou un cultivar spécifique (Swamy *et al.*, 1990 ; Dhamalingam *et al.*, 1974) ou à une fertilisation minérale précise (Liang Zhi *et al.*, 2007). De plus, parmi d'autres mesures, l'écimage est parfois préconisé pour l'obtention de bons rendements (Li GuoPing *et al.*, 2006 ; Pang LiGen *et al.*, 2005 ; Wang, 1984 ; Pang, 1981).

Au Mali, il semblerait que les performances productives de cotonniers écimés dépendent du taux de rétention des premiers organes fructifères. Elles s'avèrent plus souvent supérieures à celles de cotonniers non écimés lorsqu'ils sont supérieurs à 76 % pour les premières positions des 5 premières branches fructifères et à 53 % pour les premières positions des branches fructifères 6 à 10 (Renou *et al.*, 2005). Cette relation, qui apparaît logique au regard des

modifications entraînées par l'écimage dans la destination des assimilât (Yang et *al.*, 2008), a conduit aux études destinées à améliorer la rétention des premiers organes fructifères produits. Mais, ces études n'ont pas permis d'améliorer le taux de rétention (Renou et *al.*, 2003 et 2010).

Alors les études concernant l'écimage des cotonniers au Mali auraient dû être arrêtées car aucun gain de rendement n'en était attendu (ce fut probablement la raison de l'abandon de cette pratique par les producteurs en Afrique). De plus, aucun effet bénéfique sur la qualité de la fibre n'était mentionné dans la littérature (Hosny et *al.*, 1991 ; Ahmed et *al.*, 1989 ; Kittock et Fry, 1977; Selvaraj et *al.*, 1977 ; Dharmalingam et *al.*, 1974 ; Nasr and Azab, 1969) et des effets contradictoires de cette pratique étaient mentionnés sur le rendement en fibre (Ahmed et *al.*, 1989 ; El-Hanafi et *al.*, 1982).

Cependant dès 2002, on a soupçonné que l'écimage avait un effet réducteur sur les populations de chenilles de la capsule (Renou et *al.*, 2002). Cet effet réducteur se trouva confirmé au cours des années qui suivirent en milieu producteur (Renou et *al.*, 2005 et 2004) et en station de recherche (Renou et *al.*, 2011). Des réductions de populations de ravageurs à la suite d'un écimage de cotonniers avaient déjà été signalées dans la littérature par quelques auteurs : Nasr et Azab (1969) vis-à-vis de *E. insulana* en Egypte, Hao (1985) par rapport au complexe des chenilles de la capsule (œufs et larves) présent en Chine, Deguine et *al.*, (2000) sur *Aphis gossypii* (Glover) responsable de cotons collants au Cameroun et Sundaramurthy (2002) vis-à-vis des pontes de *H. armigera* en Inde. Cependant Naguib et Nasr Kattab (1978) observaient des effets contradictoires d'une année sur l'autre avec *S. littoralis* en Egypte. Mais ils ont observé des pontes de ce ravageur toujours plus tôt et plus tard sur les cotonniers non écimés que sur cotonniers écimés. Kittock et Fry (1977) ne notèrent pas d'effet de l'écimage sur les populations de *Pectinophora gossypiella* (Saunders). Si les études conduites au Mali étendent les effets réducteurs de l'écimage sur les populations de chenilles de la capsule à l'espèce *D. watersi* (Renou et *al.*, 2011), il faut reconnaître que les publications concernant les effets de l'écimage sur des populations de ravageurs restent peu nombreuses alors que cette pratique fait parfois partie des mesures de protection intégrée de la culture cotonnière (Mohapatra et Patnaik, 2006).

Enfin, les études conduites en milieu producteur en 2004 et 2005 ont permis de rencontrer des producteurs qui, ayant par le passé écimé leurs cotonniers, ont donné des avis argumentés

concernant la date de réalisation de cette opération culturale qui leur fut proposée : 50,0 % d'entre eux la considéraient bonne, 12,5% la jugeaient trop précoce, 22,6% l'estimaient trop tardive et 14,9% étaient sans opinion (Renou et *al.*, 2005 et 2004). Ils ont jugé simple la règle de décision (à 72,4%) alors qu'elle était basée sur le suivi de l'apparition des branches fructifères, facile la technique d'écimage d'un cotonnier (à 84,2%) et peu contraignant l'écimage d'une parcelle (à 87,6%). Ils reconnaissaient avoir progressivement abandonné cette pratique en raison de la diffusion de nouveaux cultivars qui, selon leurs propos, n'en bénéficiaient pas sur le plan productif. D'ailleurs en 2004 et en 2005 seuls 52,4% d'entre eux jugeaient l'écimage utile. Toutefois ces études suggéraient la possibilité d'une réduction du nombre d'interventions insecticides calendaires après un écimage (Renou et *al.*, 2005 et 2004) et une étude réalisée en 2007 en station de recherche montrait une réduction du nombre d'interventions insecticides sur seuil lorsqu'un écimage était pratiqué (Renou et *al.*, 2011). Alors dans la perspective d'une réduction de l'utilisation d'insecticides en culture cotonnière au Mali, la pratique d'un écimage des cotonniers pourrait reprendre de l'intérêt. Son seul handicap résiderait dans le temps nécessaire à sa réalisation puisqu'il faudrait un peu plus de 6 jours de travail à une personne pour écimer un hectare selon les mesures effectuées en milieu producteur (Renou et *al.*, 2005 et 2004).

4. CADRE D'ETUDE ET CONSIDERATIONS ETHIQUES.

Cette thèse a été accueillie par l'Université des Sciences, des Techniques et des Technologies de Bamako (USTTB) au sein du département de Biologie de sa Faculté des Sciences et Techniques (FST). Ses travaux furent en grande partie conduits au niveau de la sous-station de Farako du Centre Régional de Recherche Agronomique de Sikasso (CRRA de Sikasso) de l'Institut d'Economie Rurale (IER). Une étude fut conduite dans les laboratoires du Centre International en Recherche Agronomique pour le Développement (CIRAD) et du Centre d'Ecologie Fonctionnelle et Evolutive (CEFE) du Centre National de la Recherche Scientifique (CNRS) à Montpellier.

L'Institut d'Economie Rurale (IER) est un Etablissement Public à caractère Scientifique Technique et Culturel (EPSTC), doté d'une autonomie financière. Le mandat de l'IER est l'amélioration de la production et de la productivité agricole, pastorale et aquacole pour la sécurité et la souveraineté alimentaire ainsi que pour la préservation de la santé humaine et de la biodiversité au Mali. L'IER est structuré en 17 programmes de recherche dont le programme "coton" qui possède plusieurs projets, l'un étant consacré à la " mise au point de méthodes de lutte efficaces et économiques contre les maladies et ravageurs du cotonnier". Les travaux de cette thèse s'inscrivent dans ce projet pour répondre à une demande sociale et environnementale de réduction de l'usage des insecticides en culture cotonnière afin de garantir la durabilité technique et économique de cette spéculation.

A l'exception de fonds alloués par la BAD (Banque Africaine de Développement) via le PAFICOT (Projet d'Appui à la Filière Coton Textile) pour la conduite des travaux dans les laboratoires du CIRAD et du CEFE à Montpellier et de quelques études sur la sous station de Farako en 2010, cette thèse n'a bénéficié d'autre soutien financier. Dans la définition de beaucoup d'études (modalités étudiées comme dispositifs expérimentaux) il a alors fallu concilier avec habilité les objectifs de la thèse et les exigences, souvent différentes, des bailleurs de fonds plus préoccupés de Développement.

Les travaux de cette thèse ont commencé par des études exploratoires sur deux pratiques présentant des intérêts phytosanitaires : la densité de plantation et l'écimage de cotonniers. Ils se sont ensuite focalisés sur l'écimage de cotonniers. Au fur et à mesure de l'acquisition de nouveaux résultats les études se sont diversifiées dans leurs objectifs pour tenter de cerner

certains mécanismes impliqués dans les effets de l'écimage sur les populations de chenilles de la capsule.

5 MATERIEL ET METHODES

5.1 Les sites d'étude

La plupart des études furent conduites en conditions pluviales de 2008 à 2011 et implantées au niveau de la sous station de Farako. En effet, seuls quelques travaux furent conduits d'août à novembre 2011 aux laboratoires du CIRAD (Centre de coopération Internationale en Recherche Agronomique pour le Développement) et du CEFÉ (Centre d'Écologie Fonctionnelle et Évolutive) du CNRS (Centre National de la Recherche Scientifique) à Montpellier,

5.1.1 La sous station de Farako

La sous-station de Farako est située en zone cotonnière à 500 m d'altitude à 11°21 de latitude Nord et -5°48 de longitude Ouest. Le relief de la sous station de Farako est peu accidenté mais des petits massifs montagneux lui sont assez proches. La végétation naturelle est celle d'une savane boisée et de galeries forestières le long des cours d'eau. Parmi beaucoup d'autres espèces végétales on rencontre principalement : *Isobertini adoka* (Kraib et Stapf), *Daniella oliveri* (Rolfe ; Hutch. et Dalziel), *Pterocarpus erinaceus* (Poiret), *Combretum glutinosum* (Perr.), *Andropogon gayanus* (Kunth), etc. Des plantations d'*Eucalyptus camaldulensis* (Dehn.), de *Gmelina arborea* (Roxb.) ou de *Khaya senegalensis* (Desr., A. Juss.) bordent parfois les axes routiers. La macro faune sauvage est très riche avec en particulier : des antilopes (*Sylvicapra grimmia*, Linnaeus ; *Cephalophus ruflatus*, Gray ; *Hippotragus equinus*, Desmarest ; *Ourebia ourebi*, Zimmermann ; etc), des primates (*Papioanubis*, Lesson ; *Erythrocebus patas*, Schreber ; etc.), des porc-épics (*Hystrix cristata*, Linnaeus), des aulacodes (*Tryonomis swinderianus*, Temminck), des varans de savane (*Varanus exanthematicus*, Bosc), des serpents (*Python regius*, Shaw ; *Bitis arietans*, Merrem ; etc), des tortues géantes (*Geochelone sulcata*, Miller), des phacochères (*Phacochoerus aethiopicus*, Pallas), des lapins (*Lepus crawshayi*, Linnaeus), des pintades (*Numida meleagris*, Linnaeus) et des perdrix (*Francolinus bicalcaratus*, Linnaeus).

A Farako la population est composée de Bambaras, de Senoufos, de Bobos, de Miankas et de peuls qui s'adonnent à l'agriculture (incluant l'élevage) et/ou au commerce. Les principales cultures sont le cotonnier, les céréales, les tubercules, les plantes maraîchères, les agrumes, le

manguier, etc. En dehors d'une usine pour traiter les productions de thé, d'une école primaire et d'un collège à Farako il n'y a pas d'autres infrastructures qu'elles soient administrative ou sanitaire, etc. Le taux de scolarisation y est de 65%,

Un Point d'Appui à la Recherche (PAR) a été créé à Farako en 1972 pour servir de site expérimental au Centre National de Recherche Fruitière (CNRF). Il couvrait 10 hectares pour les expérimentations sur les manguiers, les agrumes et les avocatiers. En 1990, l'Institut d'Economie Rural (IER) érigea ce PAR en station de recherche avec une extension sur le site de Finkolo. Le site de Farako est devenu sous station de recherche lorsque l'IER devint un Etablissement Public à caractère Administratif (EPA) en 1993. Actuellement la sous station de Farako occupe 75 hectares et accueille des expérimentations concernant de nombreuses spéculations agricoles. Mais la renommée de cette sous station tient aussi à sa proximité d'un site touristique (les chutes permanentes de la rivière Farako) et d'une plantation de thé (assez rare sous ce type de climat).

Pendant les années d'étude au niveau de la sous station de Farako la saison des pluies a débuté en février ou en mars selon les années et s'est terminée en octobre sauf en 2010 en raison de deux pluies en novembre. L'année la plus sèche fut 2011 pour le cumul pluviométrique et le nombre de jours de pluie et l'année la plus pluvieuse fut 2009, surtout en cumul pluviométrique (Tableau 3). Il en est de même si on se limite à la période pendant laquelle le cotonnier fut cultivé (Tableau 3). Les mois les plus pluvieux ont souvent été juillet, août et septembre tant en cumul pluviométrique qu'en nombre de jours de pluies (Figure 8).

Tableau 3 : caractéristiques pluviométriques des années 2008 à 2011

	2008	2009	2010	2011
pluviométrie annuelle (en mm)	1109,8	1355,0	1140,2	998,2
nombre annuel de jours de pluie	97	96	92	76
pluviométrie pendant la saison de culture (en mm)	897,4	1109,7	873,9	731,0
nombre de jours de pluie pendant la saison de culture	69	69	71	56

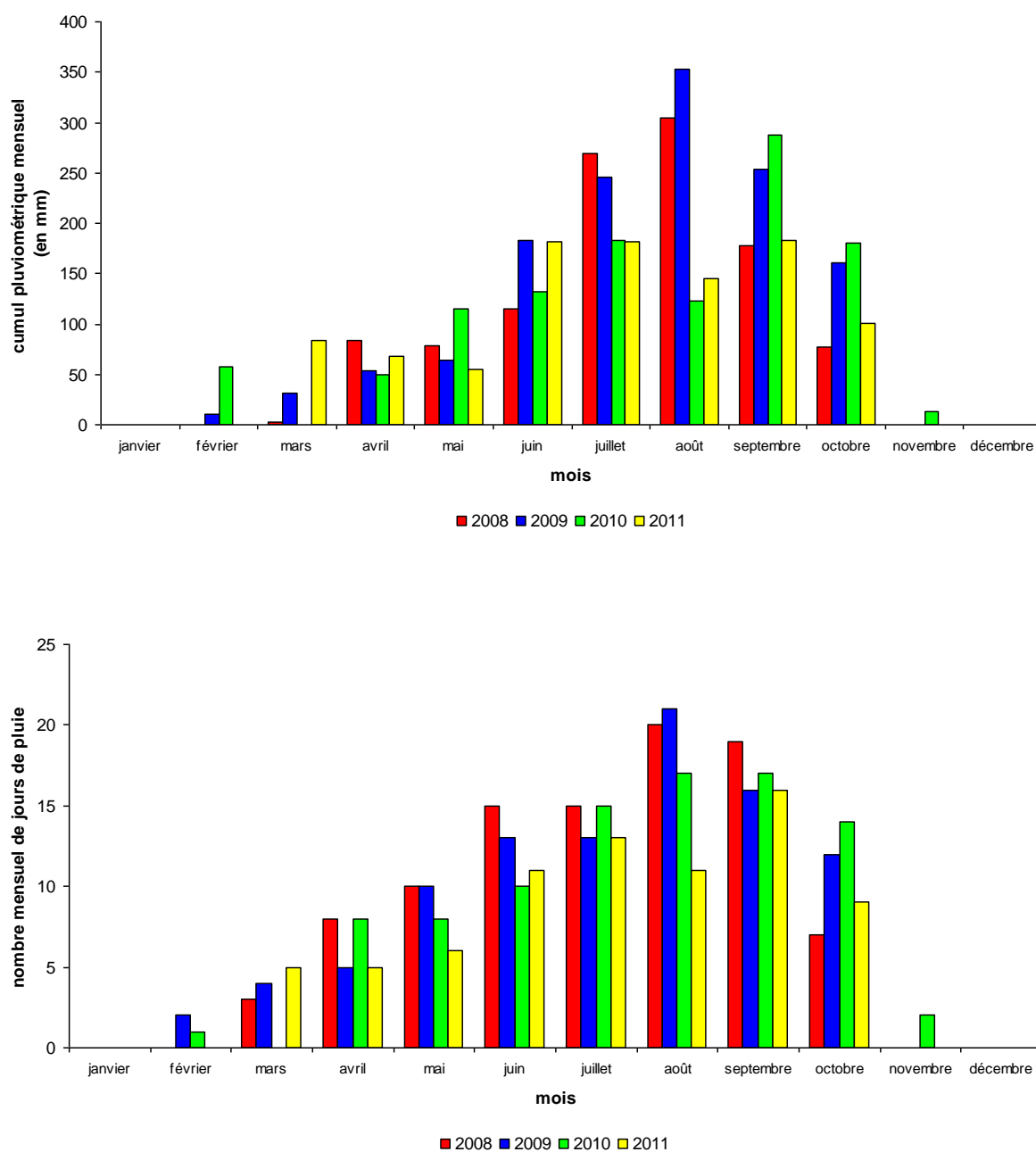


Figure 8 : pluviométrie mensuelle par année à Farako : cumul pluviométrique (en haut) et nombre de jours de pluies (en bas).

Pour d'autres caractéristiques du climat les relevés de la station météorologique de Sikasso (proche de la sous station de Farako) ont été utilisés. Entre les années il n'y a pas de grandes différences dans les valeurs quotidiennes moyennes (durant la période de culture allant du semis au 31 octobre) de la température minimale, de la température maximale, de l'écart journalier de température, de l'hygrométrie minimale, de l'hygrométrie maximale et de l'écart journalier d'hygrométrie (Figure 9). En moyenne sur les quatre années la température

minimale a été de $21,6 \pm 0,1$ °C, la température maximale de $30,6 \pm 0,2$ °C, l'écart quotidien de température de $9,0 \pm 0,2$ °C, l'hygrométrie minimale de $63,5 \pm 0,9$ %, l'hygrométrie maximale de $95,7 \pm 0,4$ % et l'écart quotidien d'hygrométrie de $32,1 \pm 0,8$ %.

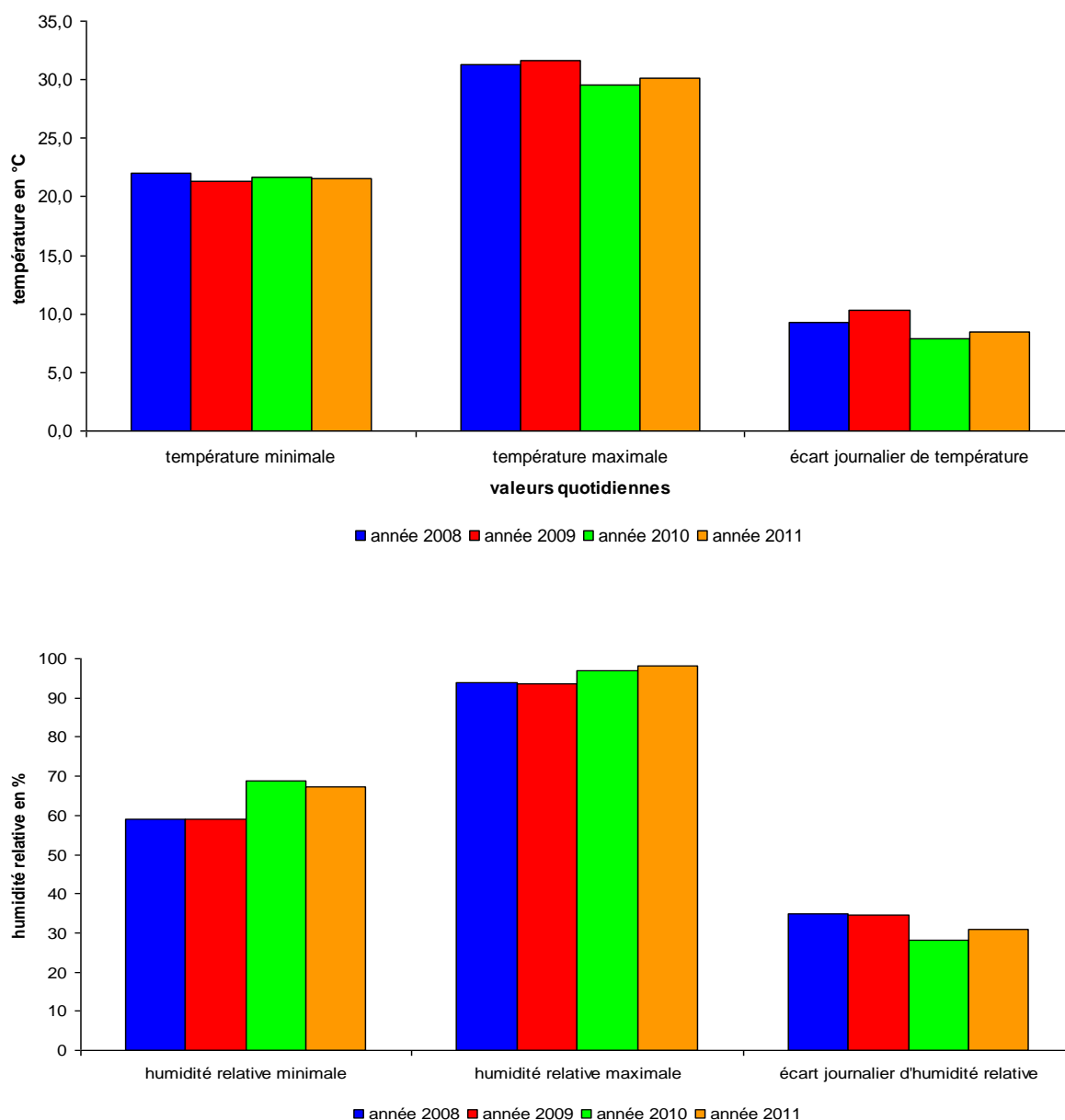


Figure 9 : moyennes quotidiennes minimales, maximales et d'écart à Sikasso par année de 2008 à 2011 pour la température (en haut) et l'humidité relative (en bas) pendant la saison de culture.

De juin à octobre, on ne note pas de différences importantes dans les températures quotidiennes minimales comme maximales et les hygrométries quotidiennes maximales, ces dernières étant presque toujours voisines ou supérieures à 90 % (Tableau 4). L'hygrométrie minimale toujours supérieure à 60 % en août et septembre ne l'est plus que rarement au cours

des autres mois et en particulier en juin et en octobre (Tableau 3). Mais, les plus grandes différences mensuelles ont été observées dans les écarts quotidiens de température et d'hygrométrie avec des valeurs plus faibles souvent en août et des valeurs plus élevées en juin et octobre (Tableau 4).

Tableau 4 : moyennes mensuelles de 2008 à 2011 pour les valeurs minimale, maximale et d'écart journalier de température et d'humidité relative à Sikasso

année	mois	température en ° C			humidité relative en %		
		minimale	maximale	écart journalier	minimale	maximale	écart journalier
2008	juin	22,5	32,7	10,2	56,0	90,0	34,0
2008	juillet	21,8	30,6	8,8	63,0	94,9	31,9
2008	août	21,6	29,8	8,2	64,3	95,5	31,2
2008	septembre	21,9	30,8	8,8	61,7	95,6	33,9
2008	octobre	22,4	33,3	10,9	48,2	91,6	43,4
2009	juin	21,9	33,0	11,1	49,9	88,5	38,6
2009	juillet	21,4	31,2	9,8	57,8	92,4	34,6
2009	août	21,3	29,9	8,5	65,6	96,4	30,7
2009	septembre	21,2	31,3	10,1	64,2	96,3	32,1
2009	octobre	21,0	33,4	12,4	53,2	92,4	39,2
2010	juin	22,9	31,4	8,5	63,8	89,8	26,0
2010	juillet	22,1	29,2	7,1	70,2	92,8	22,6
2010	août	21,7	28,5	6,8	72,3	98,5	26,2
2010	septembre	21,1	28,6	7,5	69,7	99,7	30,0
2010	octobre	21,2	31,1	9,9	65,3	99,5	34,2
2011	juin	22,1	30,3	8,1	64,6	96,2	31,6
2011	juillet	22,0	29,3	7,3	68,3	96,2	27,9
2011	août	21,8	28,5	6,7	75,2	98,7	23,6
2011	septembre	21,3	29,9	8,6	70,8	99,7	28,9
2011	octobre	20,8	32,6	11,7	56,8	99,0	42,2

Les sols de la sous station de Farako sont de type ferrallitique. Ils sont très sableux (plus de 80 % de sables fins et grossiers), pauvres en matière organique (< 1,0 % dans l'horizon de surface) et présentent de faibles capacités d'échanges (< 2,0 me/100 mg) avec un pH convenant parfaitement à la culture cotonnière (Tableau 5). La faiblesse du taux de matière organique nécessite des amendements particuliers chaque année et la faible richesse de ces sols dans les principaux éléments nutritifs du cotonnier doit être compensée chaque année par une fumure minérale adaptée.

Tableau 5 : caractéristiques physico-chimiques des sols de la sous station de Farako (source : Sissoko F., 2008)

		horizons en cm	
		0-20	20-40
Analyses physiques			
Granulométrie standard			
Argiles	%	4,84	7,35
Limons fins	%	4,36	4,33
Limons grossiers	%	6,86	5,60
Sables fins	%	38,83	40,94
Sables grossiers	%	45,11	41,78
pH - Calcimétrie			
pH eau		5,81	5,75
Matière Organique			
Matière organique			
Matière organique	%	0,79	0,57
Carbone organique	%	0,46	0,33
Azote total	%	0,30	0,24
C/N		15,24	14,18
Phosphore (exprimé en P)			
Phosphore assimilable Olsen-Dabin	mg/kg	3,45	3,60
Complexe d'échange - Acidité			
Complexe d'échange (Co(NH ₃) ₆ Cl ₃)			
Ca éch	me/100g	0,89	0,83
Mg éch	me/100g	0,43	0,47
K éch	me/100g	0,07	0,05
Na éch	me/100g	0,01	0,02
Al éch	me/100g	0,01	0,02
Mn éch	me/100g	0,09	0,03
H éch	me/100g	0,01	0,02
S(Ca,Mg,K,Na)	me/100g	1,40	1,36
CEC	me/100g	1,79	1,73
TS	%	78,05	78,26
pH Co		5,21	5,01

5.1.2 Les laboratoires du CIRAD et du CEFÉ

Des serres du CIRAD sur le site de Lavalette à Montpellier ont servi à la culture en pots de cotonniers dans des conditions contrôlées. La Plateforme d'Analyses Chimiques en Ecologie du CEFÉ (UMR 5175), située au centre régional du CNRS route de Mende à Montpellier et équipée d'un chromatographe Varian GC CP-3800 couplé à un spectromètre Varian Saturn 2000, a permis de réaliser les analyses chimiques nécessaires aux études.

5.2 Types d'étude et période des études

Toutes les études conduites au niveau de la sous station de Farako pendant les saisons des pluies de 2008 à 2011 reposaient sur la mise en place d'expérimentations au sein desquelles différentes observations furent conduites en fonction d'objectifs spécifiques. Ces observations comprenaient des suivis de populations de l'entomofaune du cotonnier (ravageurs et/ou auxiliaires) par espèce et/ou par stade de développement, des suivis de la floraison du cotonnier et des mesures de certaines caractéristiques des feuilles (taille, densités de poils et de glandes à gossypol). Les observations relatives à l'entomofaune n'ont été conduites que dans les expérimentations restées sans protection insecticide alors que celles relatives à certaines caractéristiques des feuilles de cotonnier ne furent conduites que dans les études protégées par des applications insecticides hebdomadaires à partir du 30^{ième} JAL pour éviter toute influence des ravageurs. Par contre, les suivis de floraison ont été effectués dans l'une ou l'autre de ces deux conditions de protection. Les études menées aux laboratoires du CIRAD et du CEFÉ d'août à novembre 2011 consistaient en des prélèvements et des analyses de composés volatils émis par des cotonniers écimés et non écimés qui furent protégés de manière biologique.

5.3 Matériel

Dans toutes les études y comprises celles conduites au niveau des laboratoires du CIRAD et du CEFÉ, la variété de cotonnier était la STAM 59 A. Cette variété, créée en Afrique de l'Ouest (Goebel, communication personnelle), est très largement diffusée au Mali puisqu'elle occupe 60 % des superficies cotonnières. Les pratiques culturales des études de Farako sont données dans l'annexe 1.

Tous les blocs de culture de Farako destinés à recevoir les études ont reçu de la terre de parc (composition inconnue) avant d'être labourés. L'engrais complet utilisé dans toutes ces études à raison de 200 kg ha⁻¹ avait la composition suivante : 14 N - 18 P - 18 K - 7 S - 1 B. L'urée (46% de N) a toujours été apportée à raison de 50 kg ha⁻¹. Pour les études recevant une protection insecticide, des pulvérisateurs manuels Berthoud C5[®] furent employés pour épandre les insecticides suivant la technique très bas volume (TBV) à 10 l ha⁻¹ (Figure 10). Différentes formulations furent utilisées en cours de campagne pour gérer les populations de *H. armigera* résistantes aux pyrèthrinoides (Martin et al., 2005) :

- 1) du 30^{ième} au 65^{ième} JAL le profénofos à 500 g ha⁻¹ (Curacron 500[®] ou Tenor[®]) fut employé jusqu'en 2010 et fut remplacé par le mélange flubendiamide 20 g ha⁻¹ + spirotétramate 15 g ha⁻¹ (Tihan 175 Q-TEQ[®]) en 2011.
- 2) du 72^{ième} au 114^{ième} JAL l'association cyperméthrine 36 g ha⁻¹ + acétaméprid 8 g ha⁻¹ (Conquest C 88[®]) fut toujours employée



Figure 10 : pulvérisation d'insecticides suivant la technique TBV à 10 litre ha⁻¹ (source : Brévault T. 1996)

5.4 Méthodes

L'écimage du cotonnier, dans toutes les études où il était pratiqué, a été effectué manuellement en pinçant l'extrémité de la tige principale (juste en dessous de la 5^{ième} feuille terminale la plus développée) et en la sectionnant par écrasement et torsion comme le montrent les figures 11 A à C.

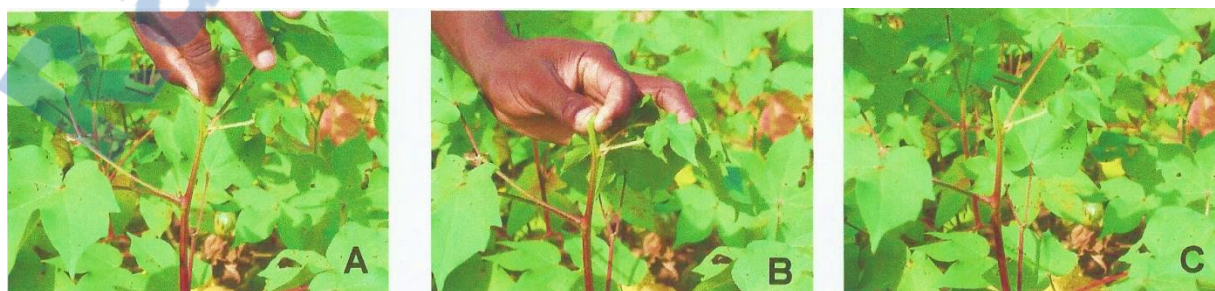


Figure 11 : les différentes étapes de l'écimage d'un cotonnier A = pincement de la tige principale, B = section de la tige principale par écrasement et torsion, C = cotonnier écimé (source Renou, A. 2007)

5.4.1 Étude 1 (avec traitements insecticides hebdomadaires)

objectif 1	
objectif 2	
objectif 3	
objectif 4	
objectif 5	X

Cette étude a été conduite en 2008. Deux facteurs y intervenaient dans un dispositif factoriel à 6 répétitions: la densité de plantation et l'écimage des cotonniers. Le premier facteur comprenait quatre modalités (D1, D2, D3 et D4) données dans le tableau 6. L'écimage des cotonniers comportait deux modalités qui étaient sa réalisation et sa non-réalisation. Chaque parcelle élémentaire avait une superficie de 48 m². Pour les trois plus faibles densités de plantation (D1, D2 et D3) les parcelles élémentaires comprenaient 6 lignes de 10 mètres et pour la plus forte densité de plantation (D4) 12 lignes de 10 mètres. L'écimage de tous les cotonniers des parcelles élémentaires concernées a été effectué dès l'apparition de la 15^{ème} branche fructifère sur la base d'un suivi de l'apparition des branches fructifères au niveau de 10 cotonniers par parcelle élémentaire. La date de l'écimage a été fixée par parcelle élémentaire.

Tableau 6 : modalités de densité de plantation de l'étude 1

modalités	espacement des lignes	espacement des poquets	démariage
D1 : 2,1 plants m ⁻²	0,8 mètre	0,6 mètre	1 plant/poquet
D2 : 4,2 plants m ⁻²	0,8 mètre	0,3 mètre	1 plant/poquet
D3 : 8,3 plants m ⁻²	0,8 mètre	0,3 mètre	2 plants/poquet
D4 : 16,7 plants m ⁻²	0,4 mètre	0,3 mètre	2 plants/poquet

Les observations ont porté sur :

La pilosité foliaire : Les mesures de densité de poils étant longues à réaliser elles furent pratiquées par répétition pour contrôler une éventuelle influence de la date de réalisation de ces observations.

avant l'écimage des cotonniers : Les observations de densité de poils ont concerné 10 cotonniers par parcelle élémentaire. Les mesures au niveau de chaque cotonnier ont porté sur la 5^{ème} feuille terminale en partant du sommet du plant et en s'assurant qu'elle était apparue après la 10^{ème} feuille de chaque cotonnier. Les mesures de densité de poils sur chaque feuille ont été effectuées à la loupe binoculaire dans sa partie médiane au niveau du limbe (4 mesures chacune sur 25 mm²) et à la base de la nervure médiane (1 mesure sur une longueur de 5 mm).

après l'écimage des cotonniers : Les observations de densité de poils ont également concerné 10 cotonniers par parcelle élémentaire. Les mesures au niveau de chaque cotonnier ont porté sur la feuille axillaire de la première position fructifère de la 15^{ème} branche fructifère en respectant la même méthodologie.

La longueur et le diamètre (à sa base) de la nervure principale des feuilles

Au niveau de chaque feuille observée pour la densité de poils, avant et après l'écimage des cotonniers, la longueur de la nervure principale et son diamètre à sa base ont été relevés.

Le suivi de la floraison

Tous les jours le nombre de fleurs épanouies au niveau de 10 cotonniers par parcelle élémentaire a été relevé. Cette observation a débuté dès l'apparition de la première fleur et s'est poursuivie jusqu'au 31 octobre.

5.4.2 Étude 2 (sans protection insecticide)

objectif 1	X
objectif 2	X
objectif 3	
objectif 4	X
objectif 5	

Cette étude a été conduite en 2008 avec le même dispositif, les mêmes facteurs, les mêmes modalités par facteur, les mêmes caractéristiques de parcelles élémentaires et la même méthodologie pour l'écimage des cotonniers que dans l'étude précédente.

Les observations ont porté sur :

Les chenilles de la capsule par espèce : trois types d'observations ont été pratiqués

Premier type d'observation : A partir du 30^{ème} jour après la levée et jusqu'à la fin de la campagne, les chenilles de la capsule ont été dénombrées une fois par semaine sur 25 plants par parcelle élémentaire en distinguant les trois espèces principales : *H. armigera*, *D. watersi* et *Earias* spp. Toutes les parties des plants étaient examinées et tous les stades larvaires étaient dénombrés. Ces plants pouvaient changer d'une observation à l'autre.

Deuxième type d'observation : A partir du 93^{ème} jour après la levée et pendant 5 semaines, les plants infestés par une ou plusieurs des chenilles de la capsule ont été dénombrés une fois par semaine en examinant 25 plants par parcelle élémentaire. Toutes les parties des plants étaient examinées et tous les stades larvaires et toutes les espèces étaient considérés. Ces plants pouvaient changer d'une observation à l'autre.

Troisième type d'observation : Chaque semaine et pendant 5 semaines à partir du 93^{ème} JAL (donc après l'écimage des cotonniers), à partir d'un plant infesté (par une ou plusieurs chenilles de la capsule) observé au cours d'un dénombrement de plants infestés, une placette a été délimitée au sein des parcelles élémentaires. La taille de cette placette et/ou son nombre de plants dépendait de la densité de plantation de la parcelle élémentaire comme l'illustre la figure 12. Au sein de ces placettes les plants non infestés et infestés par ces ravageurs, en précisant le nombre de chenilles par plant, ont été dénombrés. Comme précédemment toutes les parties de chaque plant étaient examinées. Les placettes pouvaient changer d'une date d'observation à l'autre.

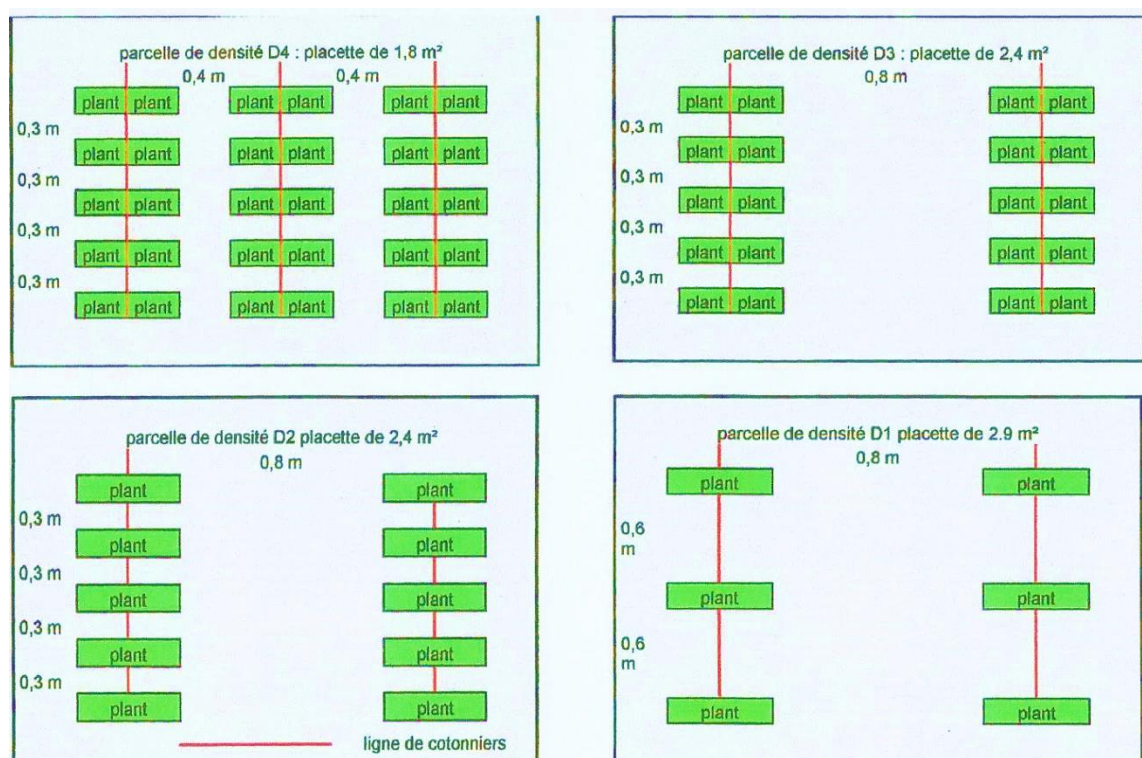


Figure 12 : placettes d'observation (troisième type) en fonction de la densité de plantation de la parcelle élémentaire

Les pontes des chenilles de la capsule

Les observations de pontes ne furent réalisées qu'au sein des parcelles élémentaires des 3 premières répétitions. Elles furent pratiquées de manière hebdomadaire sur 10 plants par parcelle élémentaire du 65^{ième} JAL à la fin de la campagne. Les pontes n'ont pas été dénombrées et seuls les plants en hébergeant l'ont été sans distinction des espèces mais en précisant la localisation de ces pontes : au sommet du plant, aux extrémités des branches fructifères et le long des branches fructifères.

Les auxiliaires prédateurs

Le dénombrement des auxiliaires a été hebdomadaire sur dix plants par parcelle élémentaire à partir du 30^{ième} jour après la levée. Ces plants qui étaient examinés dans leur totalité pouvaient changer d'une observation à l'autre. Seuls les coccinelles (larves et nymphes sans distinction), les larves de syrphes, les chrysopes (larves et œufs sans distinction) ont été considérés.

5.4.3 Étude 3 (sans protection insecticide)

objectif 1	X
objectif 2	X
objectif 3	X
objectif 4	
objectif 5	X

Cette étude a été conduite en 2009 avec un dispositif en blocs de Fisher à 6 répétitions pour comparer six modalités d'interventions sur des cotonniers (Tableau 7). L'écimage des cotonniers des parcelles concernées par cette pratique a été réalisé 10 jours après la date moyenne d'apparition de la première fleur sur l'ensemble des parcelles de l'étude. Les suppressions d'organes, en respectant le protocole quant à la nature des organes à supprimer, ont été réalisées, dès la date d'écimage des cotonniers, par des passages fréquents (tous les 3 jours) au sein des parcelles concernées. L'écimage a été pratiqué uniquement sur les cotonniers des parcelles de la modalité B. On a marqué par un bout de laine accroché à la tige principale de chaque cotonnier l'endroit à partir duquel les suppressions d'organes devaient être pratiquées. Enfin, pour l'ensachage des cimes un sachet en plastique noir était placé quotidiennement de 18h00 à 7h00 le lendemain sur chaque cotonnier jusqu'à la fin de la campagne. La parcelle élémentaire se limitait à 5 lignes de 5 mètres et seuls les cotonniers des trois lignes centrales étaient concernés par les modalités étudiées.

Tableau 7 : modalités de l'étude 3

modalité	écimage	autres interventions
		au dessus du nœud de l'écimage s'il était pratiqué
A	non	aucun organe supprimé et pas d'ensachage des cimes
B	oui	suppression des cimes
C	non	suppression des fleurs après épanouissement
D	non	suppression des boutons dès que possible
E	non	suppression des feuilles dès que possible
F	non	cimes protégées des pontes (ensachage) dès la date d'écimage

Les observations ont porté sur :

Le suivi de la floraison

Cette observation quotidienne a été réalisée sur 10 plants de la ligne centrale de chaque parcelle élémentaire. Elle consistait à dénombrer toutes les fleurs épanouies. Cette observation débuta au 30^{ième} JAL et s'arrêta au 135^{ième} JAL.

Les chenilles de la capsule par espèce

Ces dénombrements ont été faits par espèce (*H. armigera*, *D. watersi* et *Earias* spp.). Tous les stades larvaires ont été dénombrés. Ces observations ont été conduites une fois par semaine sur 10 plants de la ligne centrale de chaque parcelle élémentaire. Ces plants pouvaient changer d'une date à l'autre et chaque plant était examiné dans son intégralité. Ces observations ont débuté immédiatement après l'écimage des cotonniers des parcelles de la modalité B et se sont arrêtées au 135^{ième} JAL.

5.4.4 Étude 4 (sans protection insecticide)

objectif 1	X
objectif 2	X
objectif 3	
objectif 4	X
objectif 5	

Cette étude conduite en 2009 comparait quatre modes de conduite de parcelles de cotonniers dans un dispositif en blocs de Fisher à 6 répétitions. Chaque parcelle élémentaire comprenait 27 lignes espacées de 0,8 mètre, chacune d'elles comptant exactement 27 poquets espacés de 0,3 mètre (démariage à 1 plant par poquet). Les modes de conduite des parcelles ont différencié par le nombre de cotonniers écimés (Tableau 8) et leur répartition pour les parcelles des modalités C et D (Figure 12). L'écimage des cotonniers a été pratiqué 10 jours après la date moyenne d'apparition de la première fleur au sein de l'étude.

Tableau 8 : modalités de l'étude 4

mode de conduite	nombre de cotonniers par parcelle	
	total	cotonniers écimés et taux de cotonniers écimés
A	729	0 (0,00 %)
B	729	729 (100,00 %)
C	729	81 (11,10 %)
D	729	9 (1,23 %)

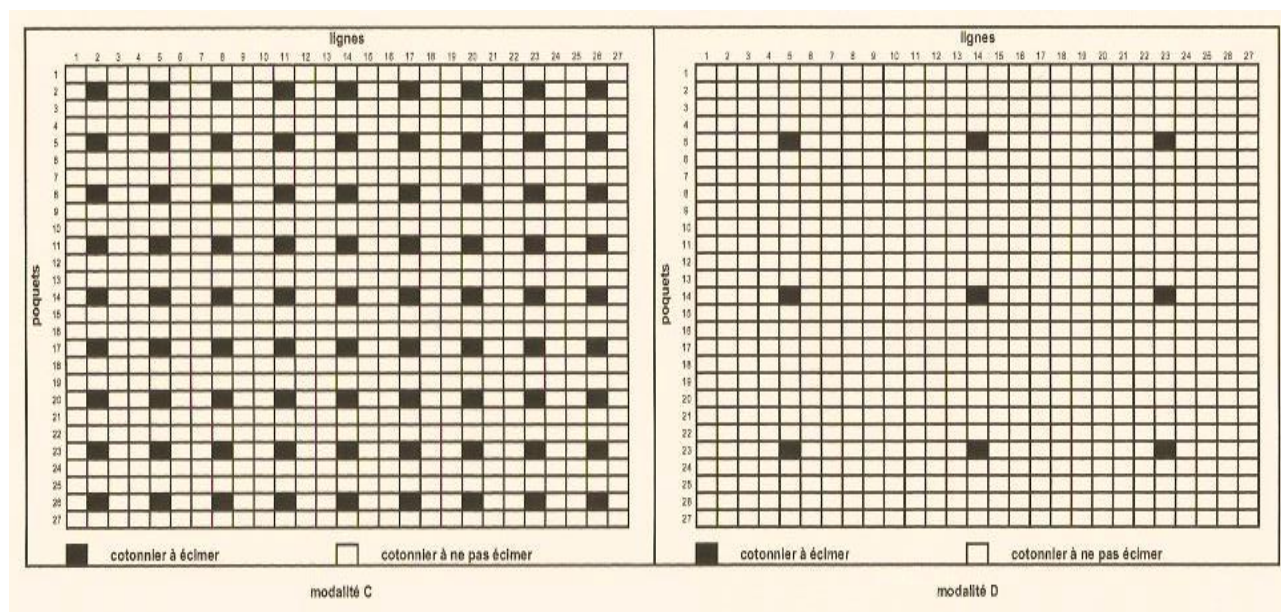


Figure 13 : emplacement des plants à écaler (en noir) au sein des parcelles des modalités C et D

Les observations ont porté sur

Les chenilles de la capsule

Les dénombrements ont concerné toutes les espèces et tous les stades larvaires sans distinction d'espèce. Ces dénombrements furent pratiqués une fois par semaine à partir de la date de l'écimage de cotonniers et jusqu'au 135^{ème} JAL. Au niveau de toutes les parcelles, ces dénombrements ont été effectués au niveau de 16 emplacements particuliers indiqués par les cases roses (Figure 14) et, uniquement pour les parcelles des modalités C et D, au niveau de 72 autres emplacements indiqués par les cases hachurées (Figure 14). L'intégralité de chaque plant présent à chaque emplacement était examinée à chaque observation. L'absence de plant à un emplacement était également relevée à chaque observation.

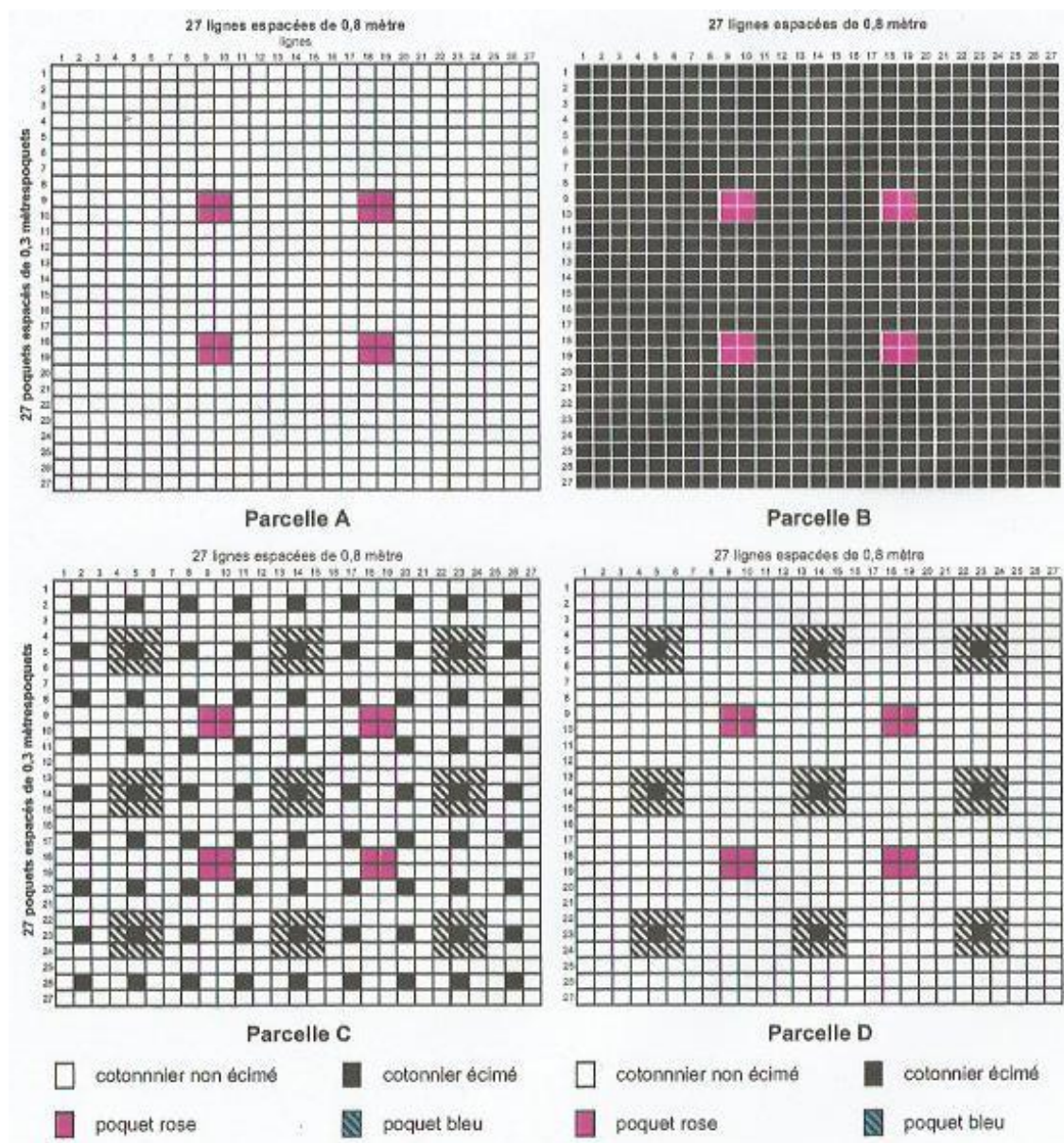


Figure 14 : plants sélectionnés pour les observations de chenilles de la capsule au sein de chaque parcelle en fonction de la modalité à laquelle elle appartient (A, B, C ou D)

Les pontes de chenilles de la capsule

Des dénombrements ont été effectués, sans distinguer les espèces, au niveau des 16 emplacements par parcelle élémentaire représentés par les cases roses (Figure 14). Ils furent hebdomadaires, débutèrent après la date d'écimage des cotonniers et s'arrêtèrent au 135^{ème} JAL. Lors des dénombrements sur un plant présent à un emplacement cinq localisations ont

été distinguées : le sommet du plant et les extrémités des branches fructifères 1, 5, 10 et 15. Comme précédemment l'absence de plant à un emplacement a toujours été relevée.

5.4.5 Étude 5 (sans protection insecticide)

objectif 1	X
objectif 2	X
objectif 3	
objectif 4	
objectif 5	X

Cette étude, conduite en 2009, comparait trois modes de conduite de la culture au sein d'un dispositif en blocs de Fisher à 6 répétitions (Tableau 9). La parcelle élémentaire comportait 8 lignes de 10 mètres et seules les six lignes centrales des parcelles de la modalité B ont été concernées par l'application du régulateur de croissance. Tous les cotonniers de toutes les lignes des parcelles de la modalité C ont été concernés par l'écimage. L'écimage des cotonniers a été pratiqué 10 jours après la date moyenne d'apparition de la première fleur au sein des parcelles de l'étude. L'application du régulateur de croissance, souvent appelé écimage chimique dans la littérature (Tagiev, 1991; Agakishiev et Kuzier, 1983), a été réalisée en employant du chlorure de mépiquat (Pix® à 1,5 litre/ha) au début de la floraison du cotonnier. La technique TBV à 10 litres ha⁻¹ fut employée pour l'application du régulateur de croissance.

Tableau 9 : modalités de l'étude 5

modalité	écimage	application d'un régulateur de croissance
A	cotonniers non écimés	non
B	cotonniers non écimés	oui
C	cotonniers écimés	non

Les observations ont porté sur

Les chenilles de la capsule

Immédiatement après l'application du régulateur de croissance et jusqu'au 135^{ième} JAL, les chenilles de la capsule ont été dénombrées une fois par semaine sur 25 plants répartis entre les deux lignes centrales de chaque parcelle élémentaire. Ces plants ont pu changer d'une date d'observation à l'autre. Au niveau de chaque plant toutes les parties ont été examinées. Ces dénombrements ont distinguées trois espèces principales (*H. armigera*, *D. watersi* et *Earias* spp.) mais pas les stades larvaires de chaque espèce.

Les pontes de chenilles de la capsule

Ces dénombrements, sans distinguer les espèces, ont été effectués au niveau de 10 cotonniers par parcelle élémentaire. Ces plants pouvaient changer d'une date d'observation à l'autre. Ces dénombrements furent hebdomadaires, débutèrent juste après la date d'application du régulateur de croissance et s'arrêtèrent au 135^{ième} JAL. Lors des dénombrements sur un plant cinq localisations ont été distinguées : le sommet du plant et les extrémités des branches fructifères 1, 5, 10 et 15.

Le suivi de la floraison

Cette observation quotidienne a concerné 10 plants d'une des lignes centrales de chaque parcelle élémentaire. Sur ces cotonniers les fleurs épanouies ont été dénombrées (fleurs blanches). Cette observation a débuté au 55^{ième} JAL et s'est arrêtée au 135^{ième} JAL.

5.4.6 Étude 6 (sans protection insecticide)

objectif 1	X
objectif 2	X
objectif 3	X
objectif 4	X
objectif 5	

Cette étude a été conduite en 2010 avec un dispositif en blocs de Fisher à 6 répétitions. Trois modalités d'interventions sur cotonniers, décrites dans le tableau 10 ont été comparés. L'écimage des cotonniers des parcelles concernées par cette pratique a été réalisé 10 jours après la date moyenne d'apparition de la première fleur au sein des parcelles de l'étude. Comme dans l'étude 3, les cimes des cotonniers des parcelles élémentaires de la modalité C ont été, protégées des pontes de noctuelles par un ensachage nocturne dès que l'écimage des cotonniers des parcelles de la modalité B a été pratiqué. Chaque parcelle élémentaire comprenait 9 lignes de 10 mètres. Pour les parcelles des modalités B et C, seuls les plants de la ligne centrale ont subi respectivement un écimage et un ensachage nocturne des cimes.

Tableau 10 : modalités de l'étude 6

	écimage	nature des interventions
A	non	aucune intervention
B	oui	suppression des cimes (écimage)
C	non	cimes protégées des pontes (ensachage) dès la date d'écimage

Les observations ont porté sur :

Les chenilles de la capsule

A partir de la date d'écimage et jusqu'au 135^{ème} JAL, les chenilles de la capsule ont été dénombrées par semaine sur des lignes et des nombres de plants particuliers au sein de chaque parcelle élémentaire en fonction de la nature des modalités étudiées (Figure 15 et Tableau 11). Les plants observés au niveau de chaque ligne pouvaient changer d'une observation à l'autre. Lors des observations, l'intégralité de chaque plant a été examinée et les espèces, *H. armigera*, *D. watersi* et *Earias* spp. furent distinguées. Par contre il n'y a pas eu de distinction des stades larvaires.

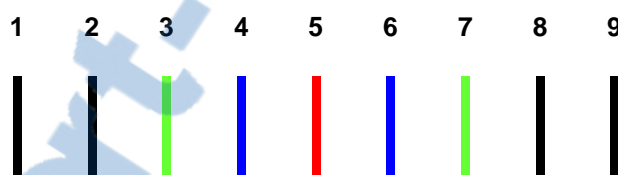


Figure 15 : plan d'une parcelle élémentaire avec ses lignes numérotées

Tableau 11 : nombre de plants observés par ligne et par modalité au sein de l'étude 6

	nombre de plants observés par ligne				
	lignes observées				
	5	3	4	6	7
A	10	aucun	aucun	aucun	aucun
B	10	5	5	5	5
C	10	5	5	5	5

Les pontes de chenilles de la capsule

A partir de la date d'écimage et jusqu'au 135^{ème} JAL, des dénombrements hebdomadaires de pontes de ces ravageurs ont été effectués en distinguant les espèces *H. armigera*, *D. watersi* et

Earias spp. Par parcelle élémentaire en fonction des modalités étudiées, ces dénombrements ont été faits sur des lignes particulières avec des nombres de cotonniers observés par ligne (Tableau 12). Ces cotonniers pouvaient changer d'une observation à l'autre. La cime d'un cotonnier fut parfois distinguée du reste de chaque plant dans ces dénombrements (Tableau 12).

Tableau 12 : lignes sélectionnées, localisation des observations sur le plant et nombre de plants observés par ligne pour les dénombrements de pontes en fonction des modalités de l'étude 6

modalité	localisation des observations sur le plant	nombre de plants observés par ligne lignes observées				
		5	2	4	6	8
A	sommet (organes distingués)	10	aucun	aucun	aucun	aucun
	reste du plant (sans distinction des organes)	10	aucun	aucun	aucun	aucun
B	sommet (organes non distingués)	10	5	5	5	5
	reste du plant (sans distinction des organes)	10	aucun	aucun	aucun	aucun
C	sommet (organes distingués)	10	aucun	aucun	aucun	aucun
	reste du plant (sans distinction des organes)	10	aucun	aucun	aucun	aucun

5.4.7 Étude 7 (avec traitements insecticides hebdomadaires)

Cette étude a été conduite en 2010 afin d'élaborer une méthodologie d'observation des glandes à gossypol au niveau des feuilles de cotonnier. Aucun facteur n'était étudié et aucun dispositif statistique n'a donc été adopté. Cette étude a reposé sur la mise en place d'une seule parcelle de 8 lignes de 10 mètres de cotonniers semés à la densité de 8,3 plants m⁻², grâce à des interlignes de 0,8 mètre, des distances entre poquets de 0,3 mètre et un démariage à 2 plants par poquet.

Les observations ont porté sur

La densité de glandes à gossypol

Les observations ont été faites sur les faces inférieure et supérieure des feuilles ainsi que sur leurs pétioles. Des feuilles (avec leurs pétioles) ont été prélevées au sommet des plants (100 feuilles) et le long de branches fructifères (40 feuilles) en prenant soin de prélever des feuilles de tailles différentes. Le nombre des glandes à gossypol sur chaque pétiole a été relevé au milieu de celui-ci sur une longueur de 5 mm. La forme de ces glandes à gossypol et la longueur du pétiole ont également été relevées. Les nombres de glandes à gossypol ainsi que

leurs formes sur les faces inférieure et supérieure de chaque feuille ont été relevés à 8 emplacements par feuille sur une surface de 25 mm^{-2} à chaque emplacement (Figure 16). Pour les plus petites feuilles les mesures n'ont concerné que 5 emplacements (c'est-à-dire les emplacements : 1, 2, 5, 7 et 8 de la figure 16). Toutes ces observations ont été effectuées avant le 64^{ième} JAL. Pour chaque feuille la longueur de la nervure principale a également été relevée.

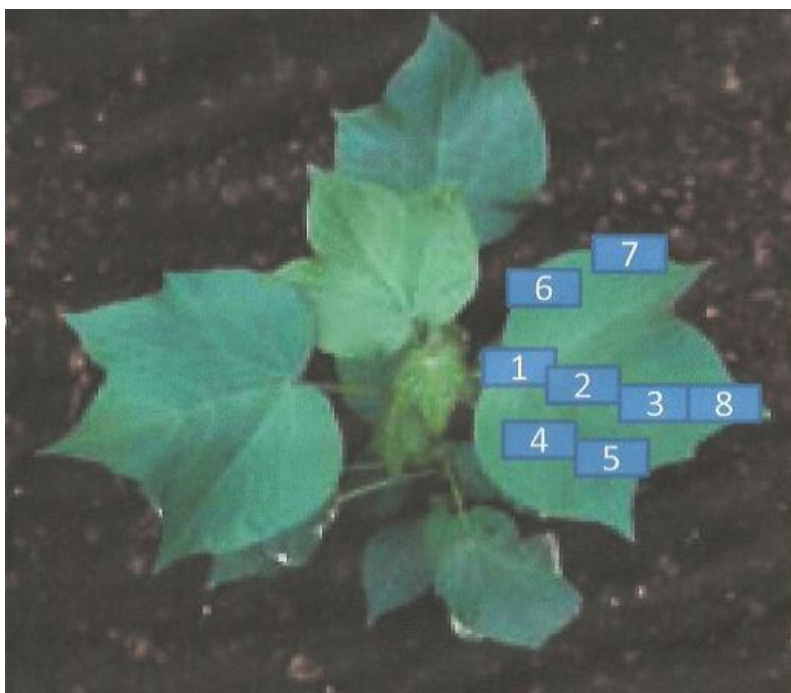


Figure 16 : emplacements par feuille des mesures de densité de glandes à gossypol

5.4.8 Études 8 (avec des traitements insecticides hebdomadaires)

objectif 1
objectif 2
objectif 3
objectif 4
objectif 5 X

Cinq études (9 a, 9 b, 9 c, 9 d, et 9 e) comparant cotonniers écimés et cotonniers non écimés au sein de dispositifs en blocs de Fisher à 4 répétitions ont été mise en place en 2010. L'écimage des cotonniers a été pratiqué 10 jours après l'apparition de la première fleur au sein de chaque parcelle élémentaire concernée par cette pratique dans chaque étude (Tableau 13). Dans chaque étude la parcelle élémentaire était constituée de 1 ligne de 10 mètres et tous les cotonniers des parcelles concernées par l'écimage ont été écimés. Les lignes étaient espacées de 0,8 mètre et les poquets de 0,3 mètre sur chaque ligne (le démariage ayant été pratiqué à 2 plants par poquet).

Tableau 13: dates des écimages au sein de chacune des études 8 (en JAL)

études	date de l'écimage en JAL			
	répétition			
	I	II	III	IV
étude 9 a	61	70	61	69
étude 9 b	61	69	62	68
étude 9 c	62	67	62	65
étude 9 d	65	62	64	63
étude 9 e	64	63	63	64

Les observations ont porté sur :

La pilosité et densité de glandes à gossypol

Des feuilles ont été prélevées dans chaque parcelle élémentaire à des dates différentes suivant les études : au 78^{ième} JAL dans l'étude 9 a, au 85^{ième} JAL dans l'étude 9 b, au 93^{ième} JAL dans l'étude 9 c, au 103^{ième} JAL dans l'étude 9 d et au 113^{ième} JAL dans l'étude 9 e. Par parcelle élémentaire on a récolté 40 feuilles appartenant à 4 catégories (10 feuilles par catégorie) :

- catégorie 1 : feuille ayant une longueur de nervure principale de 2 à 3 cm
- catégorie 2 : feuille ayant une longueur de nervure principale de 5 à 6 cm
- catégorie 3 : feuille ayant une longueur de nervure principale de 8 à 9 cm
- catégorie 4 : feuille ayant une longueur de nervure principale supérieure à 11 cm

Les observations sur chaque feuille ont été les suivantes :

- a) mesure de la longueur de la nervure principale
- b) relevé du nombre de glandes à gossypol au niveau d'une seule zone de 25 mm² au centre de la feuille sur sa face supérieure
- c) relevé du nombre de poils au niveau de cette même zone de la feuille (mais uniquement pour les prélèvements de feuilles à partir du 93^{ième} JAL)

5.4.9 Étude 9 (sans protection insecticide)

objectif 1	X
objectif 2	X
objectif 3	
objectif 4	X
objectif 5	

Cette étude, conduite en 2010, comparait 4 modes différents de conduite de cotonniers dans un dispositif en carré latin (Tableau 14). Ces modes de conduite ne concernaient que les centres des parcelles élémentaires car en dehors de ces centres, les cotonniers étaient conduits de la même manière sans être écimés. Chaque parcelle

élémentaire était constituée de 19 lignes de 9 mètres de cotonniers qui, à l'exception de leur centre (1 m x 1 m), étaient semées avec des espacements de 0,5 mètre entre lignes et 0,5 mètre entre poquets matérialisés par des croix dans la figure 17. Au niveau de chacun de ces poquets le démariage a été fait à 2 plants. Les semis des centres des parcelles élémentaires (1 m x 1 m) ont respecté les implantations données dans la figure 18 pour chaque mode de conduite étudié. L'écimage des cotonniers au centre des parcelles concernées par cette pratique a été effectué 10 jours après la date moyenne d'apparition de la première fleur au sein de l'étude.

Tableau 14 : modalités de l'étude 9

modalité	conduites des cotonniers au centre des parcelles	
	écimage	nombre de plants
A	non écimé	9 plants
B	écimé	9 plants
C	écimé	15 plants
D	écimé	25 plants

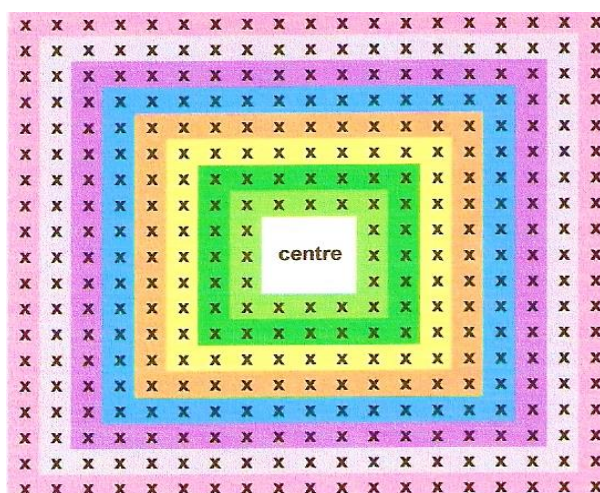


Figure 17 : plan d'une parcelle élémentaire (x = un cotonnier)

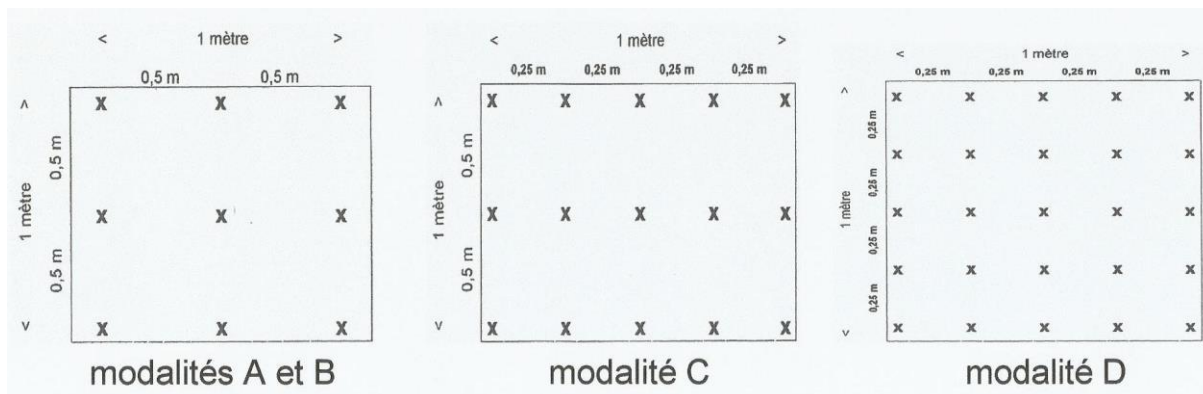


Figure 18 : disposition des cotonniers au centre des parcelles élémentaires en fonction des modalités (x = 1 cotonnier)

Les observations ont porté sur :

Les chenilles de la capsule

Ces dénombrements ont été faits par espèce (*H. armigera*, *D. watersi* et *Earias* spp) mais les différents stades larvaires n'ont pas été distingués. Ces dénombrements, pratiqués une fois par semaine, ont débuté immédiatement après l'écimage des cotonniers et se sont arrêtés au 135^{ième} JAL. Ces dénombrements ont été faits au niveau de 13 zones dans chaque parcelle des modalités B, C et D (le centre et 12 zones numérotées comme indiqué dans la figure 19) et uniquement au centre de la parcelle pour les parcelles de la modalité A. Dans les zones 1 à 12 les dénombrements ont concerné 5 plants tandis qu'au centre d'une parcelle élémentaire au maximum 9 cotonniers ont été observés quelle que soit la modalité d'appartenance de la parcelle élémentaire (les plants observés étant toujours dénombrés). Pour ces dénombrements l'intégralité de chaque plant observé était examinée.

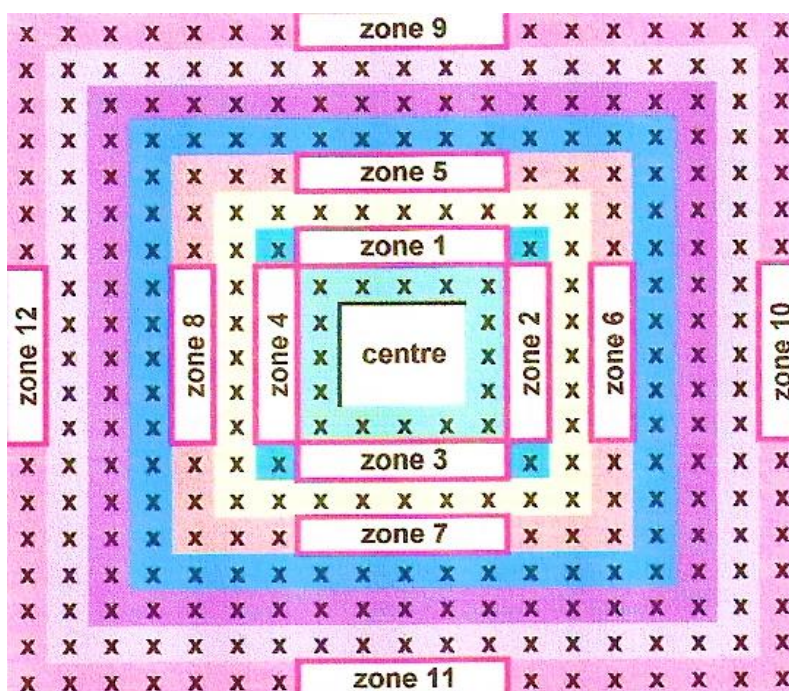


Figure 19 : zones d'observation par parcelle élémentaire

Les pontes de chenilles de la capsule

Les mêmes zones d'observation et les mêmes nombres de plants par zone que pour les dénombrements de chenilles de la capsule ont été concernés par ces observations. Elles furent également hebdomadaires. Elles ont débuté deux jours avant les observations de chenilles de la capsule et se sont arrêtées au 133^{ième} JAL. L'intégralité de chaque plant observé était examinée toutefois, seules les cimes des cotonniers ont été observées sur les plants en dehors des centres des parcelles des modalités B, C et D. Enfin, les œufs des espèces *H. armigera*, *D. watersi* et *Earias* spp. ont été distingués dans ces dénombrements.

Les auxiliaires prédateurs

Les mêmes zones d'observation que précédemment ont été concernées par ces observations mais avec 4 plants au centre des parcelles et 2 plants dans les autres zones. Ces observations hebdomadaires ont débuté après l'écimage et se sont arrêtées au 135^{ième} JAL. Au niveau de chaque plant, examiné dans sa totalité, tous les auxiliaires présents ont été dénombrés : tous les stades des coccinelles, des syrphes, des chrysopes, des carabes, des hétéroptères et des hémérobes, les araignées, les hyménoptères (en distinguant guêpes et fourmis) et d'autres auxiliaires (en essayant de distinguer : *Oecanthus* spp., mante, forficule et libellule).

5.4.10 Étude 10 (sans protection insecticide)

objectif 1	X
objectif 2	X
objectif 3	
objectif 4	X
objectif 5	

Cette étude, conduite en 2010, compare quatre dates d'écimage des cotonniers au non-écimage des cotonniers dans un dispositif en blocs de Fisher à 4 répétitions (Tableau 15). La parcelle élémentaire était constituée de 10 lignes de 10 mètres, seuls les cotonniers des 2 lignes centrales étaient écimés dans les parcelles concernées.

Tableau 15 : modalités de l'étude 10

modalités	nature des interventions
A	pas d'écimage
B	écimage à 50 JAL
C	écimage à 64 JAL
D	écimage à 78 JAL
E	écimage à 92 JAL

Les observations ont porté sur :

Les chenilles de la capsule

Ces dénombrements ont été faits par espèce (*H. armigera*, *D. watersi* et *Earias* spp.). Tous les stades larvaires ont été pris en compte. Ces dénombrements ont été pratiqués une fois par semaine sur 5 plants au niveau de chacune des deux lignes centrales de chaque parcelle élémentaire et sur 5 plants au niveau de chacune des lignes 4 et 7 de chaque parcelle élémentaire (Figure 20). Ces plants pouvaient changer d'une date d'observation à l'autre. Chaque plant observé était examiné dans son intégralité. Pour les parcelles de la modalité A ces dénombrements ont débuté immédiatement après le premier écimage (soit au 51^{ième} JAL) et se sont arrêtés au 135^{ième} JAL. Pour les parcelles des autres modalités ces observations ont débuté le lendemain de chaque écimage (il y a donc eu des dates de démarrage des observations différentes pour les parcelles des modalités B, C, D et E) mais elles se sont toutes arrêtées, quelle que soit la modalité, au 135^{ième} JAL.

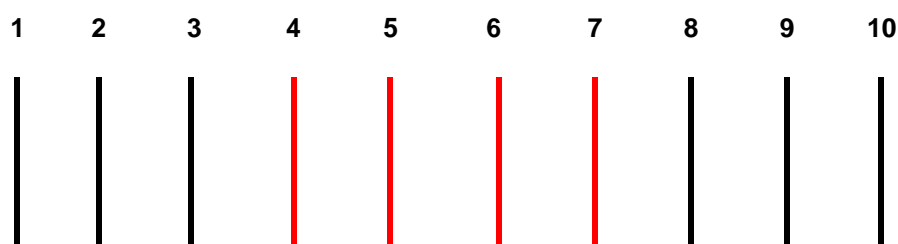


Figure 20 : plan d'une parcelle élémentaire (lignes d'observation : 4, 5, 6 et 7)

Les chenilles de la capsule par catégorie de stades larvaires

Ces dénombrements ont suivi les mêmes procédures que précédemment, quant à la fréquence des observations, aux lignes concernées, aux nombres de plants observés par ligne et aux dates de début et de fin des observations en liaison avec la modalité d'appartenance de chaque parcelle. Ces plants pouvaient changer d'une observation à l'autre et étaient examinés dans leur intégralité. Elles ont également concerné les espèces *H. armigera*, *D. watersi* et *Earias* spp. qui n'ont pas été distinguées dans les comptages. Par contre deux catégories de stades larvaires ont été distinguées : les jeunes stades larvaires (L1 et L2) et les stades plus âgés (L3 et au-delà).

Les pontes de chenilles de la capsule

Les mêmes procédures que celles mises en œuvre pour dénombrer les chenilles de la capsule (lignes concernées, nombres de plants observés par ligne, dates de début et de fin des observations en liaison avec la modalité d'appartenance de chaque parcelle et fréquence des observations) ont été respectées pour dénombrer les œufs de chaque espèce : *H. armigera*, *D. watersi* et *Earias* spp. Toutefois pour les plants des lignes centrales la cime fut distinguée du reste de chaque plant alors que pour les plants des lignes 4 et 7, seules les cimes furent examinées.

5.4.11 Étude 11 (sans protection insecticide)

objectif 1	X
objectif 2	X
objectif 3	
objectif 4	X
objectif 5	

Cette étude, conduite en 2011, comparait dans un dispositif en blocs de Fisher à 6 répétitions, 5 modes de conduite de parcelles de cotonniers au niveau de leurs lignes centrales (Tableau 16). L'écimage des cotonniers a été pratiqué 10 jours après l'apparition de la première fleur, sur la base de la date moyenne d'apparition de la première fleur au niveau des parcelles concernées par cette pratique. Lors de l'arrachage des cotonniers écimés pour les parcelles concernées les cotonniers arrachés étaient exportés loin de l'étude. Chaque parcelle élémentaire comprenait 11 lignes de 10 mètres et les interventions étudiées (écimage et arrachage des cotonniers), qui devaient être pratiquées sur les cotonniers de la ligne centrale (ligne 6) des parcelles concernées ont été réalisées sur les cotonniers de la ligne 5.

Tableau 16 : modalités de l'étude 11

	conduite des cotonniers de la ligne centrale de chaque parcelle			conduite des cotonniers des autres lignes
	écimage	arrachage	date arrachage après l'écimage	
A	non écimés		non arrachés	non écimés
B	écimés	arrachés	5 jours	non écimés
C	écimés	arrachés	10 jours	non écimés
D	écimés	arrachés	15 jours	non écimés
E	écimés		non arrachés	non écimés

Les observations ont porté sur :

Les chenilles de la capsule

Cette observation hebdomadaire a débuté juste après l'écimage et s'est arrêtée au 114^{ième} JAL. Elle n'a concerné que les parcelles élémentaires des trois premières répétitions et au niveau de chacune d'elles elle a été pratiquée sur plusieurs lignes : la ligne 5 des modalités A et E puisque les cotonniers de cette ligne étaient arrachés dans les parcelles des autres modalités, 2 lignes à 0,8 mètre de part et d'autre de la ligne 5, 1 ligne à 1,6 mètre de la ligne 5, 1 ligne à 2,4 mètres de la ligne 5 et 1 ligne à 3,2 mètres de la ligne 5. Au niveau de chaque ligne les chenilles par espèce (*H.armigera*, *D. watersi* et *Earias* spp.) tous stades larvaires confondus ont été dénombrées sur 10 plants. Ces plants, observés dans leur intégralité, pouvaient changer d'une date d'observation à l'autre.

Les pontes de chenilles de la capsule

Cette observation a été pratiquée en même temps que celle des chenilles de la capsule par espèce en suivant les mêmes procédures. Les espèces n'ont toutefois pas été distinguées. Par contre dans ces dénombrements la cime du cotonnier a été distinguée du reste du plant.

Les chenilles de la capsule par catégorie de stades larvaires

Cette observation hebdomadaire a également débuté juste après l'écimage et s'est arrêtée au 114^{ième} JAL. Elle concernait toutes les parcelles et au niveau de chacune d'elles a été pratiquée sur plusieurs lignes : la ligne 5 des modalités A et E, 2 lignes à 0,8 mètre de part et d'autre de la ligne 6, 1 ligne à 1,6 mètre de la ligne 6, 1 ligne à 2,4 mètres de la ligne 5 et 1 ligne à 3,2 mètres de la ligne 5. Au niveau de chaque ligne les chenilles ont été dénombrées sur 10 plants en distinguant deux catégories de stades larvaires sans distinction des espèces : les jeunes stades larvaires (L1 et L2) et les stades plus âgés (L3 et au-delà). Les plants, examinés dans leur intégralité, pouvaient changer d'une observation à l'autre.

5.4.12 Étude 12 (avec traitements insecticides hebdomadaires)

objectif 1	
objectif 2	
objectif 3	
objectif 4	
objectif 5	X

Cette étude implantée en 2011 a comparé deux modes de conduite de parcelles de cotonniers, sans écardage et avec écardage, dans un dispositif en blocs de Fisher à 4 répétitions. L'écimage des cotonniers a été pratiqué 10 jours après l'apparition de la première fleur, sur la base de la date moyenne d'apparition de la première fleur au

niveau des parcelles concernées par cette pratique. Chaque parcelle comprenait 12 lignes de 8 mètres et l'écimage des cotonniers pour les parcelles concernées n'a été pratiqué que sur les deux lignes centrales de chaque parcelle.

Les observations ont porté sur :

La croissance des feuilles

Juste après l'écimage, 10 cotonniers sur l'une des deux lignes centrales de chaque parcelle ont été sélectionnés et marqués. Au niveau de chaque cotonnier toutes les feuilles des branches fructifères 6, 8, 10 et 12 ont été récoltées. Chaque feuille a été identifiée par le numéro de la branche fructifère et le numéro de la position sur cette branche fructifère à laquelle elle est associée. Au niveau de feuille la longueur de la nervure médiane a été mesurée. Cette observation a été réalisée toutes les semaines à partir de la date d'écimage et les cotonniers ont toujours été observés dans le même ordre au niveau de chaque parcelle.

La pilosité et densité de glandes à gossypol des feuilles

Des prélèvements de feuilles ont été effectués dans toutes les parcelles élémentaires de l'étude mais à des dates différentes en fonction de la répétition à laquelle elles appartenaient :

5 jours après l'écimage pour les parcelles de la 1^{ère} répétition

15 jours après l'écimage pour les parcelles de la 2^{ième} répétition

25 jours après l'écimage pour les parcelles de la 3^{ième} répétition

35 jours après l'écimage pour les parcelles de la 4^{ième} répétition

Ces feuilles ont été prélevées au niveau de la ligne 7 de chaque parcelle élémentaire au niveau de 25 cotonniers différents. Au niveau de chaque cotonnier les feuilles ont été prélevées aux extrémités des 3 branches fructifères les plus proches du sommet du plant à raison d'une feuille par branche fructifère.

Les feuilles ont été examinées à la loupe binoculaire au laboratoire. Au niveau de chaque feuille la longueur de sa nervure médiane a été relevée. Ensuite, les poils au niveau de la nervure centrale sur une longueur de 5 mm au centre de la feuille et les glandes à gossypol au niveau du limbe sur une surface de 25 mm² au centre de la feuille ont été dénombrés.

5.4.13 Étude 13 (laboratoires du CIRAD et du CEFÉ)

objectif 1	
objectif 2	
objectif 3	
objectif 4	
objectif 5	X

Cette étude avait pour objectif d'étudier le profil cinétique des composés volatils émis par des cotonniers selon leur mode de conduite. Trois modes de conduite des cotonniers dans les serres du CIRAD ont été comparés et sont relatifs à la fois à l'écimage des cotonniers et à la position respective des cotonniers :

mode 1 (NENV) cotonniers non écimés non voisins de cotonniers écimés

mode 2 (E) cotonniers écimés

mode 3 (NEV) cotonniers non écimés voisins de cotonniers écimés

Trente cotonniers de la variété STAM 59 A ont été semés en pots le 18 juillet 2011 et gardés dans une première serre jusqu'au début de la floraison. A la floraison au sein de ces 30 cotonniers 9 présentant des développements comparables ont été sélectionnés et placés dans deux cellules différentes d'une autre serre. Dans la première cellule (cellule A) six cotonniers ont été disposés en deux rangées distantes de 0,8 mètre avec un écartement de 0,40 m entre plants sur chaque rangée (Figure 21). Seuls les cotonniers d'un rang ont été écimés. L'écimage des trois cotonniers concernés par cette pratique a été réalisé 10 jours après l'apparition de la première fleur (24 septembre 2011) sur la base de la date moyenne d'apparition de la première fleur observée au niveau des 30 cotonniers. Dans la deuxième cellule (cellule B) trois cotonniers ont été placés sur une rangée avec un écartement de 0,40 m entre plants (Figure 22). La cellule A renfermait donc les cotonniers des modalités 2 (E) et 3 (NEV) et la cellule B les cotonniers de la modalité 1 (NENV) et aucune communication n'était possible entre les deux cellules de cette serre.



Figure 21 : cotonniers dans la cellule A



Figure 22 : cotonniers dans la cellule B

Au niveau des deux serres, les vitres étaient couvertes de cendres pour atténuer les effets du soleil. La serre, ayant hébergé les 30 cotonniers pendant leur phase de croissance jusqu'à leur floraison, était équipée d'un système d'arrosage gouttes à gouttes. Régulés par une horloge, ces arrosages avaient lieu à 7h30 le matin et à 16h30 le soir. A chaque période, l'arrosage durait 30 mn avec un débit de 4 litres par heure. Cette serre était équipée de lampes UV pour assurer une photopériodicité de 12 heures de nuit/12 heures de jour. La serre était maintenue à une température moyenne de $30 \pm 0,3^\circ\text{C}$ (un enregistreur de température permettant de la contrôler) grâce à l'ouverture de son toit. Les deux cellules A et B contenues dans la serre bénéficiaient des mêmes conditions exceptions faites de l'arrêt du fonctionnement des lampes UV pendant la nuit et d'une régulation de la température obtenue par un radiateur refroidisseur.

Les pots utilisés pour cultiver les cotonniers avaient une capacité de 10 litres, remplis au $\frac{3}{4}$ avec 5 kg de tourbe (support de culture selon la norme NFU 44.551) et d'un mélange spécial de terreau Neuhaus n° 9, de matières sèches, de matières organiques sans engrais minéraux :

matières sèches 25% en masse de produit brut

matières organiques 20% en masse de produit brut

pH (H₂O) 4,5 à 5,0

résistivité 5000 ohm/cm de sol, une conductivité de 0,2

capacité de rétention pour l'eau 700-800%

Préalablement au semis, le contenu de chaque pot était mélangé à 320 g d'engrais dit Basacote Plus K (composition 11-9-19-2 en N, P, K et S) et enrichi en oligo-éléments : Bore (à 0,02%), Cuivre (à 0,05%), Fer (à 0,40 % dont 0,15 sous forme de chélate EDTA), Manganèse (à 0,015%) et Zinc (à 0,02%), Ce mélange ne contenait pas de chlore. Cette fertilisation est adaptée à des cultures en pots de plants à fort besoin en potasse.

Les collectes de composés volatils ont toujours concerné les 9 cotonniers sélectionnés répartis dans les deux cellules de la deuxième serre. Elles ont toujours été réalisées à partir de 21 heures (tombée de la nuit) et pendant une heure à différentes dates après la date d'écimage des cotonniers concernés par cette pratique : 1 jour, 2 jours, 4 jours, 8 jours, 15 jours, 22 jours et 29 jours.

La méthode non destructive employée pour la capture in situ des composés volatils émis par les cotonniers était celle de l'extraction en phase solide dite Solide Phase Micro Extraction (SPME). Elle a reposé sur l'emploi de seringues dont l'aiguille rétractable comporte une fibre absorbante à son extrémité (Figure 23). Cette fibre absorbante, longue de 10 cm, est constituée de silice fondue enrobée de polydimethylsiloxane/divinylbenzene (PDMS-DVB) de 65µm (Supelco, Sigma-Aldrich, Bellefonte, PA, USA) qui est le polymère absorbant. En dehors de son utilisation cette fibre est toujours rétractée à l'intérieur de la seringue en raison de sa fragilité. Avant chaque nouvelle utilisation, on élimine de la fibre tous les composés encore présents par son passage à 200° C pendant 15 minutes dans l'injecteur du chromatographe. Pour le prélèvement des composés volatils émis par un cotonnier on a enrobé la partie terminale de ce dernier : la cime + les 4 dernières branches fructifères formées (Figure 24) avec une gaine en plastique fin, transparent et sans odeur

(Nalophan, Kalle, Royaume-Uni). Ce matériau neutre permet en outre d'éviter toute condensation pendant les opérations de collecte. Les extrémités de la gaine plastique ont été liées avec du scotch. Dans le sachet ainsi constitué un petit trou a été pratiqué pour y faire pénétrer une fibre absorbante qui sera poussée hors d'une seringue. Après 60 minutes de collecte de composés volatils, la fibre a été rétractée à l'intérieur de la seringue qui, enveloppée dans un étui en Nalophan, a été conservée au congélateur jusqu'au moment des analyses au chromatographe en phase gazeuse couplé à un spectromètre de masse.



Figure 23 : aiguille, seringue et fibre



Figure 24 : sommet de cotonnier ensaché (à gauche) et mise en place dans la cellule 1 (à droite)

Un chromatographe Varian GC CP-3800 couplé à un spectromètre Varian Saturn 2000 (Figure 25), tous deux disponibles au niveau de la Plateforme d'Analyses Chimiques en Ecologie du CEFE, ont été utilisés pour séparer et identifier les composés volatils contenus

dans chaque fibre. Chaque fibre, après avoir été poussée hors de la seringue, a été introduite dans le premier injecteur du chromatographe pour y rester 5 minutes. Après avoir été rétractée dans la seringue elle a été de nouvelle poussée hors de la seringue dans le second injecteur du chromatographe pendant 10 minutes afin que tous les composés volatils soient désorbés. Ces opérations terminées, la fibre a été ensuite rétractée dans la seringue et l'ensemble placé dans un étui en Nalophan dans l'attente d'une nouvelle utilisation. Grâce à une augmentation progressive de la température du four du chromatographe (de 50° C à 260° C) et aux phases mobile et stationnaire associées, les composés volatils, qui étaient présents dans la fibre, sont séparés progressivement suivant leurs masses. Ils ont ensuite été soumis individuellement aux bombardements d'ions du spectromètre pour obtenir leurs spectres de masse après fragmentation. En liaison avec des bases de données, l'identification des composés volatils est possible mais nécessite toutefois l'appui d'un chimiste. Enfin, un logiciel a permis de quantifier les pics des différents composés volatils.

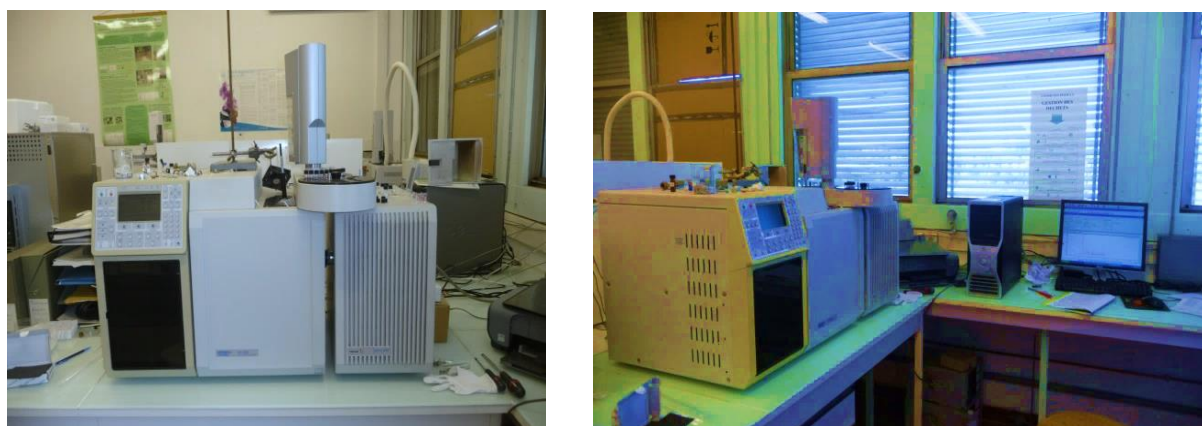


Figure 25 : chromatographe Varian GC CP-3800 couplé à un spectromètre Varian Saturn 2000.

5.5 Enregistrement et analyses des résultats

Après leur enregistrement sous le logiciel Excel, les résultats de presque toutes les observations de chaque étude ont été analysés en utilisant le logiciel Statbox Pro Agri[®]. Ce logiciel permet pour chaque analyse de variance de vérifier ses critères de validité à savoir : distribution normale des résidus, absence de résidus suspects, indépendance des résidus vis-à-vis des facteurs étudiés et contrôlés et absence d'interaction dans les résidus entre blocs et facteurs étudiés (disponible uniquement pour les dispositifs en blocs de Fisher). Le test de Newman Keuls à 5% fut toujours choisi pour la comparaison des moyennes. Pour certaines

observations, des transformations préalables des données furent parfois nécessaires pour stabiliser les variances. Ces transformations furent choisies en fonction des liaisons observées entre variances et moyennes pour les différentes modalités d'une même étude. Dans les analyses de certaines observations la signification de contrastes (subdivisions de la somme des carrés des écarts dus aux traitements) fut appréciée pour clarifier certains effets (Cochran and Cox, 1992 ; Dagnelie, 1975). Enfin, des analyses de regroupement des résultats de plusieurs études ont été entreprises chaque fois que cela fut possible en utilisant toujours le même logiciel : Statbox Pro Agri[®].

Le test bilatéral de Student pour des variances inégales a parfois été utilisé pour comparer des modalités ou des paramètres de régressions linéaires. La signification des coefficients de régressions linéaires a été obtenue en utilisant également le logiciel Statbox Pro Agri[®].

6 RÉSULTATS ET INTERPRÉTATION

6.1 Evaluation de l'effet de l'écimage des cotonniers sur les populations des chenilles de la capsule.

Il s'agissait d'évaluer l'effet de l'écimage des plants sur les populations de chenilles de la capsule par espèce. Dans presque toutes les études conduites sans protection insecticide cette évaluation était possible (par contraste ou en tant que facteur étudié) car seule dans l'étude 4, les dénombrements de chenilles de la capsule ne distinguaient pas les espèces. Dans cette étude l'effet réducteur de l'écimage sur l'ensemble des espèces y a été hautement significatif : 0,00 vs 9,08 chenilles pour 100 plants par observation pour respectivement les cotonniers écimés) et les cotonniers non écimés ($F_{1,15} = 28,20$, $p = 0,000$).

Grâce au suivi des populations de chenilles de la capsule pendant toute la campagne, les études 2 et 5 ont montré clairement l'intérêt phytosanitaire de l'écimage. En effet dans ces études, c'est uniquement pendant la période qui a suivi l'écimage que les parcelles où les cotonniers ont été écimés ont hébergé des populations de chenilles de la capsule significativement plus faibles que celles des parcelles où les cotonniers n'étaient pas écimés. Ces réductions significatives de populations de chenilles, qui s'appliquent à toutes les espèces (Tableaux 17 et 18), sont dans l'étude 2, indépendantes de la densité de plantation (Tableau 17).

Tableau 17 : populations de chenilles de la capsule (tous stades larvaires confondus) avant et après l'écimage des cotonniers dans l'étude 2 à partir des dénombrements sur 25 plants par parcelle élémentaire

chenilles de la capsule	Période	moyenne par date d'observation		signification de l'effet de l'écimage F ; p	transformation	signification de l'interaction écimage densité F ; p	écart-type
		nombre / 100 plants non écimé	écimé				
cumul des espèces	avant écimage	3,14	2,72	1,17 ; 0,286	ln (x+1)	1,33 ; 0,279	0,34 ^a
	après écimage	3,50	1,50	9,00 ; 0,005			
<i>H. armigera</i>	avant écimage	0,97	1,06	0,19 ; 0,673	ln (x+1)	4,09 ; 0,014	0,39 ^a
	après écimage	0,93	0,26	14,50 ; 0,001			
<i>D. watersi</i>	avant écimage	0,73	0,60	0,60 ; 0,449		0,78 ; 0,516	0,56
	après écimage	0,76	0,26	7,94 ; 0,008			
<i>Earias</i> spp.	avant écimage	1,48	1,17	1,23 ; 0,275		0,43 ; 0,738	0,98
	après écimage	1,81	0,98	4,58 ; 0,039			

^a écart-type des valeurs transformées

Tableau 18 : populations de chenilles de la capsule (tous stades larvaires confondus) avant et après l'écimage des cotonniers dans l'étude 5 à partir des dénombrements sur 25 plants par parcelle élémentaire

chenilles de la capsule		moyenne par date d'observation		F écimage*	p écimage*	transformation	écart-type
		nombre pour 100 plants					
		non écimé	écimé				
cumul des espèces	avant écimage	0,67	2,22	4,90	0,049		1,22
	après écimage	10,27	0,13	126,48	0,000		1,56
<i>H. armigera</i>	avant écimage	0,00	0,67	2,94	0,115		0,67
	après écimage	4,17	0,12	87,12	0,000	$\sqrt{(x+1)}$	0,23 ^a
<i>D. watersi</i>	avant écimage	0,22	0,00	1,50	0,248		0,31
	après écimage	1,67	0,00	27,41	0,000		0,55
<i>Earias</i> spp.	avant écimage	0,44	1,56	4,81	0,051		0,88
	après écimage	4,33	0,00	90,28	0,000		0,79

^a écart-type des valeurs transformées * valeurs du contraste

Dans les études 3, 6, 9 et 11 les populations de chenilles de la capsule n'ont été suivies qu'après l'écimage des cotonniers. Les mêmes effets réducteurs significatifs de cette pratique sont mis en évidence au niveau des populations larvaires de chaque espèce et pour l'ensemble des espèces (Tableaux 19 à 22). Cependant, les populations de *H. armigera* et de *D. watersi* dans l'étude 11 n'ont pas pu être analysées (Tableau 22).

Tableau 19 : populations de chenilles de la capsule (tous stades larvaires confondus) après l'écimage des cotonniers dans l'étude 3 à partir des dénombrements sur 10 plants par parcelle élémentaire

chenilles de la capsule	moyenne par date d'observation		F écimage*	p écimage*	transformation	écart-type
	nombre / 100 plants					
	non écimé	Ecimé				
cumul des espèces	11,96	0,38	57,97	0,000	$\ln(x+1)$	0,51 ^a
<i>H. armigera</i>	4,82	0,56	29,97	0,000		1,35
<i>D. watersi</i>	2,56	0,00	44,22	0,000	$\ln(x+1)$	0,33 ^a
<i>Earias</i> spp.	4,57	0,00	36,83	0,000	$\ln(x+1)$	0,49 ^a

^a écart-type des valeurs transformées ; * valeurs du contraste

Tableau 20 : populations de chenilles de la capsule (tous stades larvaires confondus) après l'écimage des cotonniers dans l'étude 6 à partir des dénombrements sur 10 plants de la ligne centrale de chaque parcelle élémentaire

Chenilles de la Capsule	moyenne par date d'observation		F écimage*	p écimage*	transformation	écart-type
	nombre pour 100 plants					
	non écimé	écimé				
toutes espèces	17,65	0,16	126,20	0,000	ln(x+1)	0,43 ^a
<i>H. armigera</i>	9,05	0,00	36,59	0,000		2,59
<i>D. watersi</i>	1,91	0,00	15,00	0,003		0,85
<i>Earias spp.</i>	6,91	0,24	66,07	0,000		1,42

^a écart-type des valeurs transformées ; * valeurs du contraste

Tableau 21 : populations de chenilles de la capsule (tous stades larvaires confondus) après l'écimage des cotonniers dans l'étude 9 à partir des dénombrements au centre des parcelles élémentaires

Chenilles de la Capsule	moyenne par date d'observation		F écimage*	p écimage*	transformation	écart-type
	nombre pour 100 plants					
	non écimé	écimé				
toutes espèces	18,52	0,00	92,31	0,000		2,73
<i>H. armigera</i>	9,14	0,00	283,32	0,000	ln(x+1)	0,20 ^a
<i>D. watersi</i>	0,93	0,00	6,00	0,036		0,54
<i>Earias spp.</i>	7,87	0,00	49,54	0,000		1,58

^a écart-type des valeurs transformées ; * valeurs du contraste

Tableau 22 : populations de chenilles de la capsule par espèce (tous stades confondus) après l'écimage des cotonniers au niveau de la ligne 5 des parcelles de l'étude 11

Chenilles de la Capsule	moyenne par date nombre / 100 plants		F écimage	p écimage	écart-type
	non écimé	écimé			
	cumul des espèces	7,67			
<i>H. armigera</i>	0,00	0,00	NA		
<i>D. watersi</i>	1,00	0,00	AI		
<i>Earias spp.</i>	6,67	0,33	361,00	0,002	0,41

NA : non analysé ; AI : analyse impossible

Sur la base des populations moyennes dans ces études après les écimages de cotonniers, les réductions de populations de chenilles de la capsule à la suite d'un écimage ont été comparables entre les espèces : 96,7% pour *H. armigera*, 97,0% pour *D. watersi* et 95,2% pour *Earias spp.* Ces réductions ont été significatives dans la totalité des études pour *Earias spp.* et dans 5 études sur 6 pour *H. armigera* et *D. watersi*. Les réductions de populations de

chenilles de la capsule toutes espèces confondues après les écimages ont été de 96,4% (de 96,8% en prenant en compte l'étude 4) et elles ont toujours été très hautement significatives.

6.2 Précision des effets de l'écimage de cotonniers sur les populations de chenilles de la capsule au niveau des plants écimés.

Les résultats précédents montrent que les populations de chenilles de la capsule sont, en moyenne au cours de la période qui suit l'écimage et quelle que soit l'espèce, significativement plus faibles au niveau de cotonniers écimés qu'au niveau de cotonniers non écimés. Pour cet objectif, il fallait donner des précisions sur les effets de l'écimage sur les populations de ravageurs au niveau de cotonniers écimés.

6.2.1 Influence de la date de l'écimage

A l'exception de *D. watersi*, il existe des effets réducteurs significatifs de l'écimage sur les populations de chenilles de la capsule quelle que soit la date d'écimage des cotonniers comme le montrent les résultats de l'étude 10 (Tableaux 23 à 26).

Tableau 23 : populations moyenne des chenilles de la capsule (tous stades larvaires confondus) après l'écimage des cotonniers au 50^{ème} JAL dans l'étude 10 (au centre des parcelles élémentaires)

Chenilles de la Capsule	moyenne par date d'observation		F écimage	p écimage	transformation	écart-type
	nombre pour 100 plants					
	non écimé A	écimé B				
toutes espèces	18,16	0,00	1578,64	0,000	ln(x+1)	0,11 ^a
<i>H. armigera</i>	9,44	0,00	173,39	0,001		1,01
<i>D. watersi</i>	1,11	0,00	6,00	0,091		0,64
<i>Earias spp.</i>	7,78	0,00	58,80	0,004		1,43

^a écart-type des valeurs transformées

Tableau 24 : populations de chenilles de la capsule (tous stades larvaires confondus) après l'écimage des cotonniers au 64^{ième} JAL dans l'étude 10 (au centre des parcelles élémentaires)

Chenilles de la Capsule	moyenne par date d'observation		F écimage	p écimage	transformation	écart-type
	nombre pour 100 plants					
	non écimé A	écimé C				
toutes espèces	20,31	0,00	152,71	0,001		2,33
<i>H. armigera</i>	10,54	0,00	1219,08	0,000	ln(x+1)	0,10 ^a
<i>D. watersi</i>	1,25	0,00	6,00	0,091		0,72
<i>Earias spp.</i>	8,44	0,00	42,88	0,006		1,82

^a écart-type des valeurs transforméesTableau 25 : populations de chenilles de la capsule (tous stades larvaires confondus) après l'écimage des cotonniers au 78^{ième} JAL dans l'étude 10 (au centre des parcelles élémentaires)

Chenilles de la Capsule	moyenne par date d'observation		F écimage	p écimage	transformation	écart-type
	nombre pour 100 plants					
	non écimé A	écimé D				
toutes espèces	25,76	0,00	1810,23	0,000	ln(x+1)	0,11 ^a
<i>H. armigera</i>	13,73	0,00	575,82	0,000	ln(x+1)	0,16 ^a
<i>D. watersi</i>	1,59	0,00	7,87	0,066	ln(x+1)	0,48 ^a
<i>Earias spp.</i>	9,91	0,00	173,56	0,001	$\sqrt{(x+1)}$	0,25 ^a

^a écart-type des valeurs transforméesTableau 26 : populations de chenilles de la capsule (tous stades larvaires confondus) après l'écimage des cotonniers au 92^{ième} JAL dans l'étude 10 (au centre des parcelles élémentaires)

Chenilles de la Capsule	moyenne par date d'observation		F écimage	p écimage	transformation	écart-type
	nombre pour 100 plants					
	non écimé A	écimé E				
toutes espèces	19,81	0,00	201,96	0,000	$\sqrt{(x+1)}$	0,35 ^a
<i>H. armigera</i>	11,22	0,00	584,35	0,000	$\sqrt{(x+1)}$	0,15 ^a
<i>D. watersi</i>	1,25	0,00	3,00	0,181		1,02
<i>Earias spp.</i>	7,31	0,00	289,67	0,000	ln(x+1)	0,18 ^a

^a écart-type des valeurs transformées

6.2.2 Caractéristiques des populations de chenilles de la capsule des cotonniers écimés

Seuls les observations dans l'étude 2 ont permis d'examiner les populations de chenilles de la capsule de cotonniers écimés. Dans les autres études, les cotonniers écimés ont été très rarement infestés et souvent de manière trop éphémère. Au niveau de l'étude 2, le deuxième type d'observation des chenilles de la capsule a permis de montrer que l'écimage réduisait de manière significative le taux moyen de plants hébergeant ces ravageurs au cours des 5 dernières semaines qui suivent l'écimage (Tableau 27). Ce résultat a d'ailleurs été confirmé dans l'étude 4 (Tableau 28).

Tableau 27 : taux moyen de plants hébergeant des chenilles de la capsule (tous stades larvaires et toutes espèces confondus) après l'écimage des cotonniers dans l'étude 2

	moyenne par date d'observation		signification de l'effet de l'écimage F ; p	transformation	signification de l'interaction écimage densité F ; p	écart-type
	non écimé	écimé				
% de plants infestés	2,3	0,5	8,42 ; 0,006	arcsin√p	1,20 ; 0,325	5,7 ^a

^a écart-type des valeurs transformées

Tableau 28 : taux moyen de plants hébergeant des chenilles de la capsule (tous stades larvaires et toutes espèces confondus) après l'écimage des cotonniers dans l'étude 4 au niveau des poquets gris

	moyenne par date d'observation		F écimage*	p écimage*	transformation	écart-type
	non écimé	écimé				
% de plants infestés	8,8	0,0	39,44	0,000	arcsin√p	4,8 ^a

^a écart-type des valeurs transformées ; valeurs du contraste

Dans l'étude 2, avec le troisième type d'observation des chenilles de la capsule, on retrouve l'effet de l'écimage dans la fréquence des zones considérées comme infestées (un seul plant infesté par zone suffisait pour considérer que la zone était infestée). Mais à l'intérieur des zones infestées, les taux de plants infestés ne sont pas plus faibles dans les parcelles où les cotonniers ont été écimés que dans les parcelles où ils ne l'étaient pas (Figure 26). De plus dans ces zones infestées, les caractéristiques des infestations par plant ne sont pas influencées par la pratique de l'écimage. (Figure 26).

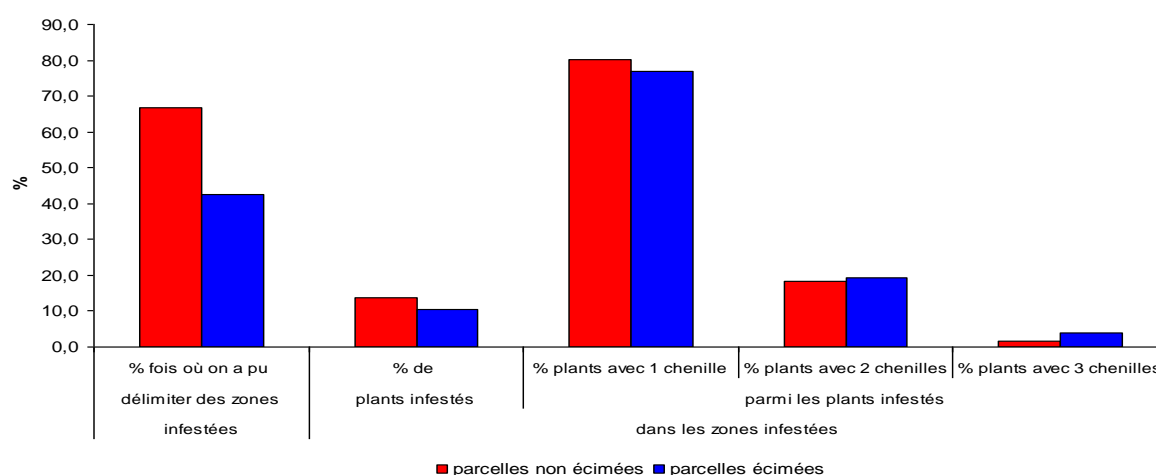


Figure 26 : répartition des populations de chenilles de la capsule en fonction de la pratique ou non de l'écimage au sein de l'étude 2.

Ces résultats suggèrent que la réponse de l'écimage vis-à-vis des chenilles de la capsule pourrait être de type « tout ou rien » : soit un cotonnier écimé n'est pas infesté soit il l'est et dans ce cas il est infesté de la même manière que s'il n'avait pas été écimé. Cela pourrait aussi provenir de l'existence de plants non écimés au sein des parcelles où ils devaient tous l'être. En effet la règle de décision a peut être épargné d'un écimage les cotonniers n'ayant encore formé 15 branches fructifères.

6.2.3 Effet de l'écimage sur les populations de différents stades de développement larvaire des chenilles de la capsule

Les réductions significatives de populations de chenilles de la capsule pendant la période qui suit un écimage ont aussi été observées au niveau des deux catégories de stades de développement larvaire (Tableaux 29 à 33) distinguées dans les études 10 et 11 à savoir : stades L1 et L2 (jeunes stades) et stades \geq L3 (stades âgés). Si aucune chenille de stade \geq L3 n'a été dénombrée sur des cotonniers écimés au sein de ces études, des chenilles plus jeunes y furent parfois observées (Tableaux 29 et 33).

Tableau 29 : populations de chenilles de la capsule (toutes espèces confondues) après l'écimage des cotonniers au 50^{ième} JAL dans l'étude 10 (au centre des parcelles élémentaires)

chenilles de la capsule	moyenne par date d'observation		F écimage	p écimage	écart-type
	nombre pour 100 plants				
	non écimé A	écimé B			
tous stades	20,00	1,56	204,77	0,000	1,82
jeunes stades	12,19	1,56	29,90	0,010	2,75
stades âgés	7,81	0,00	25,00	0,014	2,21

Tableau 30 : populations de chenilles de la capsule (toutes espèces confondues) après l'écimage des cotonniers au 64^{ième} JAL dans l'étude 10 (au centre des parcelles élémentaires)

chenilles de la capsule	moyenne par date d'observation		F écimage	p écimage	transformation	écart-type
	nombre pour 100 plants					
	non écimé A	écimé C				
tous stades	22,69	0,00	2178,01	0,000	ln(x+1)	0,10 ^a
jeunes stades	13,93	0,00	50,14	0,005		2,78
stades âgés	8,93	0,00	25,00	0,014		2,53

^a écart-type des valeurs transformées

Tableau 31 : populations de chenilles de la capsule (toutes espèces confondues) après l'écimage des cotonniers au 78^{ième} JAL dans l'étude 10 (au centre des parcelles élémentaires)

chenilles de la capsule	moyenne par date d'observation		F écimage	p écimage	transformation	écart-type
	nombre pour 100 plants					
	non écimé A	écimé D				
tous stades	31,05	0,00	313,85	0,000	$\sqrt{(x+1)}$	0,37 ^a
jeunes stades	18,13	0,00	229,37	0,000		1,69
stades âgés	11,85	0,00	89,70	0,002	$\ln(x+1)$	0,38 ^a

^a écart-type des valeurs transformées

Tableau 32 : populations de chenilles de la capsule (toutes espèces confondues) après l'écimage des cotonniers au 92^{ième} JAL dans l'étude 10 (au centre des parcelles élémentaires)

chenilles de la capsule	moyenne par date d'observation		F écimage	p écimage	transformation	écart-type
	nombre pour 100 plants					
	non écimé A	écimé E				
tous stades	28,33	0,00	173,40	0,001		3,04
jeunes stades	15,72	0,00	260,12	0,000	$\sqrt{(x+1)}$	0,27 ^a
stades âgés	12,50	0,00	19,29	0,020		4,03

^a écart-type des valeurs transformées

Tableau 33 : populations de chenilles de la capsule par catégorie de stades larvaires (toutes espèces confondues) après l'écimage des cotonniers au niveau de la ligne 5 des parcelles de l'étude 11

chenilles de la capsule	moyenne par date nombre / 100 plants		F écimage*	p écimage*	transformation	écart-type
	non écimé	écimé				
	cumul des stades	7,00				
jeunes stades	2,80	0,28	12,25	0,018	$\ln(x+1)$	0,54 ^a
stades âgés	3,89	0,00	66,82	0,001		0,82

* valeurs du contraste ;^a écart-type des valeurs transformées

6.2.4 Effet de l'écimage sur les pontes des adultes des chenilles de la capsule

En raison de leur très petite taille et de leur présence éphémère sur les cotonniers, les œufs de ces noctuelles sont très difficiles à repérer. Pour cette raison, les observations ne furent entreprises que dans les études 2, 4, 5, 6, 9 et 10 avec des méthodologies différentes rendant difficile la présentation générale de leurs résultats autrement que par étude.

Au sein de l'étude 2 où les pontes de ces noctuelles (sans distinction des espèces et sans dénombrement) ont été localisées sur les plants, on constate qu'au niveau d'un plant non écimé, un seul type de site est en général choisi pour les dépôts des œufs avant l'écimage des

cotonniers : les tiges, les sommets des plants ou les extrémités des branches fructifères (Figure 27). Cela est moins vrai après l'écimage des cotonniers (Figure 28) mais les cimes des cotonniers sont toujours très nettement privilégiées pour le dépôt de ces pontes.

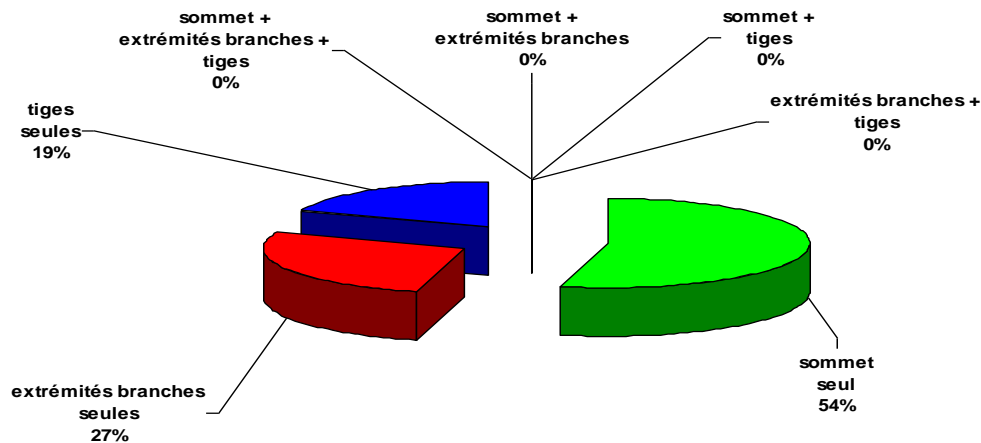


Figure 27 : répartition (en %) des plants non écimés ayant des pontes des noctuelles, *H. armigera*, *D. watersi* et/ou *Earias* spp. en fonction de la ou des localisations de ces pontes sur le plant avant l'écimage des cotonniers dans l'étude 2

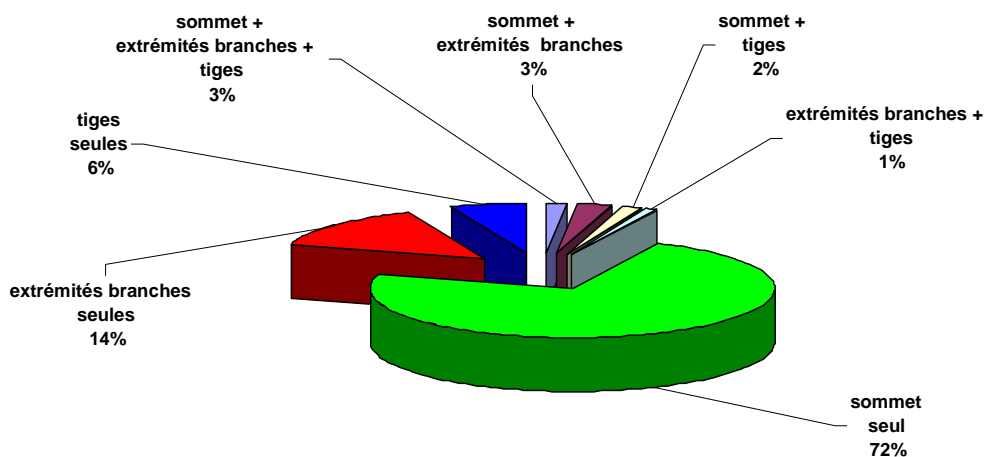


Figure 28 : répartition (en %) des plants écimés ayant des pontes des noctuelles, *H. armigera*, *D. watersi* et/ou *Earias* spp., en fonction de la ou des localisations de ces pontes sur le plant après l'écimage des cotonniers dans l'étude 2

Dans cette étude 2 avant l'écimage des cotonniers, aucun effet de cette pratique n'a été observé dans les taux de plants hébergeant des pontes de noctuelles quelle que soit la

localisation de ces pontes (Tableau 34). Après l'écimage des cotonniers, à l'exception des plants hébergeant des pontes sur les tiges, les taux de plants hébergeant des pontes aux sommets des plants ou aux extrémités des branches fructifères sont significativement plus faibles lorsque les cotonniers sont écimés (Tableau 34). Comme pour les populations de chenilles de la capsule, l'interaction entre écimage et densité de plantation n'est pas significative pendant la période qui suit l'écimage dans cette étude. Compte tenu de la répartition des pontes au niveau des plants, le premier effet (sur le taux de plants hébergeant des pontes au sommet) paraît logique puisque les sommets des plants ont été supprimés à la suite d'un écimage. Par contre les extrémités des branches fructifères n'étant pas affectées par l'écimage, l'absence de pontes sur les extrémités des branches fructifères apparaît plus difficile à expliquer sans faire intervenir un comportement particulier des adultes de ces noctuelles en présence d'un cotonnier écimé. Enfin, une comparaison de ces résultats relatifs aux pontes (Tableau 34) avec ceux relatifs aux populations larvaires (Tableau 17 page 67) montre que les effets de l'écimage apparaissent beaucoup plus forts au niveau des pontes : réduction de 75,0 à 86,3 % des taux de plants hébergeant des pontes (selon leur localisation sur le plant) et réduction de 57,1 % des populations larvaires (toutes espèces et tous stades confondus).

Tableau 34 : effet de l'écimage sur les taux de plants hébergeant des pontes en fonction de leur localisation sur les plants au sein de l'étude 2 à partir d'observations sur 10 plants par parcelle élémentaire

période	localisations des pontes	par date d'observation % plants avec des pontes		écimage : F ; p	transformation	Interaction écimage densité F ; P	écart-type
		non écimé	écimé				
avant l'écimage	au sommet	1,2	0,7	0,83 ; 0,382	arcsin√p	5,28 ; 0,012	4,0 ^a
	aux extrémités de branches	0,4	0,1	1,32 ; 0,270	arcsin√p	1,68 ; 0,217	3,6 ^a
	sur les tiges	0,2	0,1	0,53 ; 0,484	arcsin√p	0,53 ; 0,671	4,2 ^a
après l'écimage	au sommet	5,1	0,7	11,00 ; 0,005	arcsin√p	0,90 ; 0,467	6,2 ^a
	aux extrémités de branches	1,2	0,3	4,93 ; 0,042	arcsin√p	1,86 ; 0,181	3,9 ^a
	sur les tiges	0,4	0,1	1,39 ; 0,258	arcsin√p	0,95 ; 0,445	3,8 ^a

^a écart-type des valeurs transformées

Dans l'étude 4, des pontes de ces noctuelles ne furent pratiquement observées qu'au niveau de cotonniers non écimés (Tableau 35). Ainsi sur la période ayant suivi l'écimage, l'effet de l'écimage est apparu hautement significatif au niveau du taux moyen de plants hébergeant des pontes et au niveau du nombre moyen d'œufs par plant (Tableau 35). Ces réductions de pontes sont d'ailleurs très élevées : 97,0 et 98,2 % selon le type d'observation. Elles sont

comparables à celles obtenues au sein de l'étude 2, mais elles sont plus faibles que celles établies avec les populations larvaires puisque aucune chenille n'a été observée sur des cotonniers écimés dans cette étude.

Tableau 35 : effet moyen de l'écimage sur le taux de plants hébergeant des pontes et le nombre d'œufs pour 100 plants au sein de l'étude 4 au niveau des poquets gris

Observations	moyenne par observation		F écimage*	p écimage*	transformation	écart-type
	non écimé	écimé				
% plants avec des pontes	23,14	0,70	39,37	0,000	$\arcsin\sqrt{p}$	6,6 ^a
nombre d'œufs pour 100 plants	163,68	2,94	34,601	0,000	$\ln(x+1)$	1,10 ^a

^a écart-type des valeurs transformées ; * valeurs du contraste

Comme dans l'étude 2, les pontes ont été principalement déposées au sommet des cotonniers (Tableau 36) mais très peu de cotonniers écimés en ont hébergé (Tableau 36). Comme dans l'étude 2, le taux de plants hébergeant des pontes aux extrémités de branches fructifères est significativement plus faible lorsque les cotonniers sont écimés (Tableau 36). Cela ne concerne que la branche fructifère la plus proche du sommet du cotonnier, car les extrémités des branches fructifères sous-jacentes n'ont presque jamais hébergé de pontes (Tableau 36). Les mêmes hypothèses que pour l'étude 2 sur l'origine de cet effet peuvent être alors émises à savoir : un comportement particulier des adultes de ces noctuelles en présence d'un cotonnier écimé.

Tableau 36 : effet moyen de l'écimage sur les % de plants hébergeant des pontes de chenilles de la capsule (toutes espèces confondus) en fonction de leurs localisations sur un plant au niveau des poquets gris de l'étude 4

localisation des pontes sur les plants	moyenne par observation % de plants avec des pontes		F écimage*	p écimage*	transformation	écart-type
	non écimé	écimé				
extrémité de BF1	0,00	0,18	2,03	0,171	$\arcsin\sqrt{p}$	2,9 ^a
extrémité de BF5	0,00	0,00	0,71	0,417	$\arcsin\sqrt{p}$	2,6 ^a
extrémité de BF10	0,00	0,00	0,00	1,000	$\arcsin\sqrt{p}$	1,8 ^a
extrémité de BF15	1,74	0,19	4,71	0,045	$\arcsin\sqrt{p}$	4,0 ^a
Cime	17,45	0,04	44,37	0,000	$\arcsin\sqrt{p}$	6,1 ^a

^a écart-type des valeurs transformées ; * valeurs du contraste ; NA : non analysé

En considérant les cotonniers ayant hébergé des pontes, on constate que les nombres moyens d'œufs déposés par plant et par localisation ne sont pas très différents entre cotonniers écimés (Figure 29). Ces résultats ne peuvent pas être analysés statistiquement car ils ne concernent que 4 cotonniers écimés contre 102 cotonniers non écimés. Ils suggèrent, comme pour les

dénombrements des pontes par localisation dans l'étude 2, que la réponse à l'écimage vis-à-vis des adultes pourrait être de type « tout ou rien » : soit un cotonnier écimé ne recevra pas de pontes soit il en hébergera de la même manière que s'il n'avait pas été écimé. Mais, comme pour l'étude 2, on ne peut s'empêcher de penser que l'écimage n'a peut-être pas été exhaustif au sein des parcelles concernées par cette pratique dans l'étude 4 malgré la règle plus simple utilisée (écimage 10 jours après l'apparition de la première fleur).

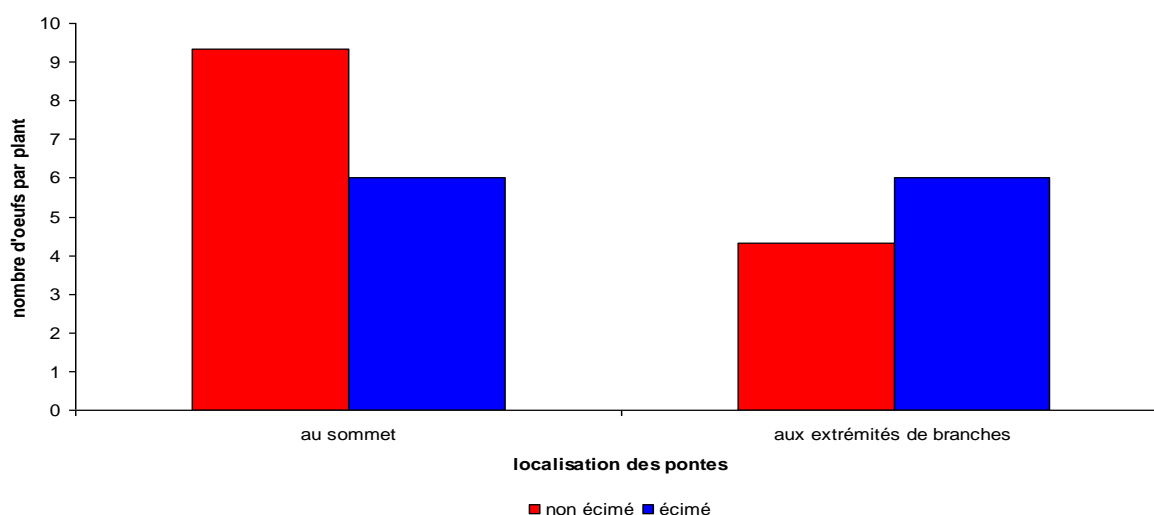


Figure 29 : nombre d'œufs par position et par plant en hébergeant à ces positions pendant toute la campagne en fonction de la pratique ou non de l'écimage au sein de l'étude 4

Dans l'étude, 5 aucun cotonnier écimé n'a hébergé de ponte de ces noctuelles et en conséquence sur l'ensemble de la période qui a suivi l'écimage, les effets de cette pratique apparaissent hautement significatifs quel que soit le critère utilisé (Tableau 37) et quelle que soit la localisation des pontes sur le plant (Tableau 38). L'observation de quelques chenilles de *H. armigera* sur cotonniers écimés (Tableau 18 page 68) souligne la plus grande difficulté d'observation des pontes. Enfin, l'existence, comme dans les études 2 et 4, d'un effet de l'écimage sur le taux de plants hébergeant des pontes aux extrémités des branches fructifères (Tableau 38) suggère toujours un comportement particulier des adultes de ces noctuelles en présence d'un cotonnier écimé : ils éviteraient de pondre au niveau de ces sites pourtant propices à recevoir des œufs.

Tableau 37 : effet moyen de l'écimage sur le taux de plants hébergeant des pontes et le nombre de pontes pour 100 plants au sein de l'étude 5

Observation	moyenne par date		F écimage*	p écimage*	transformation	écart-type
	non écimé	écimé				
nb d'œufs pour 100 plants	187,10	0,00	141,44	0,000	ln(x+1)	0,76 ^a
% de plants avec pontes	17,0	0,0	359,84	0,000	arcsin√p	2,2 ^a

^a écart-type des valeurs transformées ; * valeurs du contraste ; nb = nombre

Tableau 38 : effet moyen de l'écimage sur les % de plants hébergeant des pontes de chenilles de la capsule (toutes espèces confondues) en fonction de différentes localisations d'un plant au niveau de l'étude 5

localisation des pontes sur les plants	moyenne par observation		F écimage*	p écimage*	transformation	écart-type
	% de plants avec des pontes					
	non écimé	écimé				
extrémité de BF1	0,0	0,0	NA			
extrémité de BF5	0,0	0,0	NA			
extrémité de BF10	0,0	0,0	NA			
extrémité de BF15	2,0	0,0	35,46	0,000	arcsin√p	2,4 ^a
Cime	16,1	0,0	328,83	0,000	arcsin√p	2,3 ^a

^a écart-type des valeurs transformées ; * valeurs du contraste ; NA : non analysé

Comme dans l'étude 5, l'absence de ponte (Tableau 39) ne correspond pas toujours l'absence de chenilles au sein de l'étude 6 : cela concerne *Earias* spp. pour les cotonniers écimés et *D. watersi* pour les cotonniers non écimés (Tableau 20 page 69). Les populations de chenilles sont certes très faibles mais la plus grande facilité à les observer et la présence plus éphémère des œufs sur les cotonniers sont probablement responsables de ces contradictions. Toutefois il faut souligner que l'effet de l'écimage sur la réduction des pontes n'apparaît significatif dans cette étude que pour l'ensemble des espèces et *H. armigera* (Tableau 39). Pour *Earias* spp., l'effet n'est pas significatif. aucun œuf de *D. watersi* n'a été observé dans cette étude.

Tableau 39 : effet de l'écimage sur les pontes des chenilles de la capsule au niveau des lignes centrales des parcelles élémentaires de l'étude 6

chenilles de la capsule	moyenne par date		F écimage*	p écimage*	écart-type
	d'observation				
	nombre pour 100 plants				
	non écimé	écimé			
toutes espèces	12,00	0,00	12,66	0,005	5,84
<i>H. armigera</i>	10,00	0,00	7,12	0,023	6,49
<i>D. watersi</i>	0,00	0,00	NA		
<i>Earias</i> spp.	2,00	0,00	1,50	0,248	2,83

* valeurs du contraste ; NA : non analysé

Contrairement aux études 5 et 6, au niveau de cotonniers écimés de l'étude 9, à l'absence de ponte (Tableau 40) correspond bien une absence de chenilles sur ces cotonniers quelle que soit l'espèce (Tableau 21 page 69). Par contre, au niveau de cotonniers non écimés, comme dans l'étude 6, à l'absence de ponte de *D. watersi* (Tableau 40) ne correspond pas une absence de chenille de cette espèce (Tableau 21 page 69). Sur l'ensemble de la période ayant suivi l'écimage, l'effet de cette pratique est hautement significatif pour les pontes de *H. armigera* et de *Earias* spp. (Tableau 39). Aucun œuf de *D. watersi* n'a été observé au sein de l'étude 9 (Tableau 40).

Tableau 40 : effet de l'écimage sur les pontes des chenilles de la capsule au niveau des centres des parcelles élémentaires de l'étude 9

Chenilles de la Capsule	moyenne par date d'observation nombre pour 100 plants		F écimage*	p écimage*	écart-type
	non écimé	écimé			
	toutes espèces	124,54			
<i>H. armigera</i>	93,06	0,00	97,63	0,000	13,32
<i>D. watersi</i>	0,00	0,00	NA		
<i>Earias</i> spp.	31,48	0,00	35,03	0,001	7,52

* valeurs du contraste ; NA : non analysé

A l'exception de la présence de jeunes chenilles (< L3) dans les parcelles de l'étude 10 où les cotonniers ont été écimés au 50 JAL (Tableau 29 page 73), à l'absence de ponte (Tableaux 40 à 44) correspond en général une absence de chenille (Tableaux 29 à 33 pages 73 et 74) quelle que soit la date de l'écimage et quelle que soit l'espèce. L'effet de l'écimage sur les pontes de ces ravageurs apparaît significatif sauf pour l'espèce *D. watersi* (Tableaux 40 à 44).

Tableau 41 : pontes de chenilles de la capsule après l'écimage des cotonniers des parcelles de la modalité B de l'étude 10 à partir des dénombrements par espèce au centre des parcelles élémentaires

Chenilles de la Capsule	moyenne par date d'observation nombre pour 100 plants		F écimage	p écimage	transformation	écart-type
	non écimé A	écimé B				
	toutes espèces	135,28				
<i>H. armigera</i>	80,00	0,00	690,85	0,000	$\sqrt{(x+1)}$	0,43 ^a
<i>D. watersi</i>	13,33	0,00	4,24	0,131		9,16
<i>Earias</i> spp.	41,35	0,00	293,19	0,000	$\sqrt{(x+1)}$	0,46 ^a

^a écart-type des valeurs transformées ;

Tableau 42 : pontes de chenilles de la capsule après l'écimage des cotonniers des parcelles de la modalité C de l'étude 10 à partir des dénombrements par espèce au centre des parcelles élémentaires

chenilles de la capsule	moyenne par date d'observation		F écimage	p écimage	écart-type
	nombre pour 100 plants				
	non écimé A	écimé C			
toutes espèces	173,93	0,00	128,64	0,001	21,69
<i>H. armigera</i>	103,21	0,00	208,28	0,000	10,11
<i>D. watersi</i>	17,14	0,00	4,24	0,131	11,78
<i>Earias</i> spp.	53,57	0,00	91,22	0,002	7,93

Tableau 43 : pontes de chenilles de la capsule après l'écimage des cotonniers des parcelles de la modalité D de l'étude 10 à partir des dénombrements par espèce au centre des parcelles élémentaires

chenilles de la capsule	moyenne par date d'observation		F écimage	p écimage	transformation	écart-type
	nombre pour 100 plants					
	non écimé A	écimé D				
toutes espèces	230,28	0,00	832,33	0,000	$\sqrt{(x+1)}$	0,70 ^a
<i>H. armigera</i>	136,83	0,00	22769,01	0,000	$\ln(x+1)$	0,05 ^a
<i>D. watersi</i>	11,59	0,00	8,35	0,062	$\ln(x+1)$	1,24 ^a
<i>Earias</i> spp.	69,90	0,00	1581,97	0,000	$\sqrt{(x+1)}$	0,26 ^a

^a écart-type des valeurs transformées

Tableau 44 : pontes de chenilles de la capsule après l'écimage des cotonniers des parcelles de la modalité E de l'étude 10 à partir des dénombrements par espèce au centre des parcelles élémentaires

chenilles de la capsule	moyenne par date d'observation		F écimage	p écimage	écart-type
	nombre pour 100 plants				
	non écimé A	écimé E			
toutes espèces	231,67	0,00	512,95	0,000	14,47
<i>H. armigera</i>	136,67	0,00	1120,71	0,000	5,77
<i>D. watersi</i>	28,33	0,00	8,10	0,064	14,08
<i>Earias</i> spp.	66,67	0,00	54,55	0,004	12,77

6.2.5 Date d'apparition et durée des effets de l'écimage sur les chenilles de la capsule

Dans les études 2, 3, 4, 5, 7, 9 et 11, au regard des populations toutes espèces et tous stades confondus, le premier effet significatif de l'écimage sur les populations de chenilles de la capsule est apparu à des dates allant de 3 à 27 jours après la réalisation de cette pratique (Tableau 45). Avant ces dates, les populations sur cotonniers écimés sont toujours plus faibles (même si la différence n'est pas significative) ou nulles mais non différentes de celles de

cotonniers non écimés (Tableau 45). Ces effets de l'écimage restent significatifs longtemps après l'écimage mais de manière variable suivant les études : les derniers effets significatifs sont notés à 25 jours après l'écimage dans l'étude 11 mais à 55 jours après l'écimage dans l'étude 5. Cependant lorsque l'effet de l'écimage n'est plus significatif, les populations sur cotonniers écimés sont toujours nulles alors que celles sur cotonniers non écimés ne le sont pas toujours (Tableau 45). Enfin la signification des effets de l'écimage disparaît parfois temporairement pour revenir par la suite dans les études 3, 4 et 6 (Tableau 45).

Au sein des mêmes études, exception faite de l'étude 4 (pour laquelle il n'y a pas eu de dénombrement par espèce), les populations par espèce montrent les mêmes tendances (annexes 2 à 4). En fonction de l'étude, le premier effet significatif de l'écimage est noté dès 3 jours (étude 9) mais parfois pas avant 24 jours (étude 2) après l'écimage pour les populations de *H. armigera*, dès 11 jours (étude 3) mais parfois pas avant 38 jours (étude 9) après l'écimage pour les populations de *D. watersi* et dès 3 jours (étude 9) mais parfois pas avant 38 jours (étude 2) après l'écimage pour les populations de *Earias* spp. Avant ces dates et à une exception près, les populations sur cotonniers écimés sont toujours inférieures ou égales à celles sur cotonniers non écimés quelles que soient l'étude et l'espèce (annexes 2 à 4). Cette exception concerne les populations très faibles de *Earias* spp. observées 26 jours après l'écimage au sein de l'étude 6 (annexe 4). Selon les études, le dernier effet significatif est noté à 38 jours mais parfois jusqu'à 49 jours après l'écimage pour les populations de *H. armigera* (annexe 2), à 24 jours mais parfois jusqu'à 42 jours après l'écimage pour les populations de *D. watersi* (annexe 3) et à 25 jours mais parfois jusqu'à 49 jours après l'écimage pour les populations de *Earias* spp. (annexe 4). Au-delà de ces dates les populations sur cotonniers écimés sont toujours inférieures parfois égales à celles sur cotonniers non écimés quelles que soient l'étude et l'espèce (annexes 2 à 4).

Tableau 45 : effets de l'écimage sur les populations de chenilles de la capsule (toutes espèces et tous stades confondus) à différentes dates à partir de sa réalisation au sein de différentes études sur la base des dénombrements par espèce.

étude	nombre de jours après écimage	nombre/100 plants		F	p	transformation	écart type
		non écimé	écimé				
Etude 2	3 jours	1,61	0,53	4,82	0,033	ln (x+1)	0,84 ^a
	10 jours	4,50	2,00	6,63	0,014		3,36
	17 jours	2,53	0,83	6,20	0,017	ln (x+1)	0,91 ^a
	24 jours	5,17	1,83	11,55	0,002		3,40
	31 jours	2,83	1,17	10,42	0,003		1,79
	38 jours	2,67	1,00	10,67	0,003		1,77
	45 jours	2,83	1,17	10,42	0,003		1,79
Etude 3	4 jours	1,67	0,00	0,41	0,536		4,52
	11 jours	16,67	0,00	122,95	0,000		2,60
	18 jours	12,90	0,00	21,70	0,000	$\sqrt{(x+1)}$	1,01 ^a
	25 jours	30,00	0,00	405,00	0,000		2,58
	32 jours	6,92	0,49	3,52	0,069	ln(x+1)	1,54 ^a
	39 jours	13,33	3,33	4,75	0,037		7,94
	46 jours	7,13	0,00	29,74	0,000	ln(x+1)	0,67 ^a
	53 jours	0,00	0,00	NA			
60 jours	0,00	0,00	NA				
Etude 4	6 jours	0,00	0,00	NA			
	13 jours	0,00	0,00	NA			
	20 jours	3,13	0,00	2,43	0,136		3,47
	27 jours	7,29	0,00	14,14	0,002		3,36
	34 jours	2,94	0,00	2,03	0,172	ln(x+1)	1,67 ^a
	41 jours	44,79	0,00	124,09	0,000		6,96
48 jours	0,00	0,00	NA				
Etude 5	6 jours	2,00	0,00	2,94	0,115		2,02
	13 jours	8,67	1,33	5,07	0,046		5,64
	20 jours	8,00	0,00	9,00	0,013		4,62
	27 jours	24,00	0,00	135,00	0,000		3,58
	34 jours	23,33	0,00	31,57	0,000		7,19
	41 jours	29,33	0,00	33,00	0,000		8,84
	48 jours	4,67	0,00	8,17	0,017		2,83
	55 jours	2,67	0,00	7,06	0,023		1,74
	62 jours	0,00	0,00	NA			
69 jours	0,00	0,00	NA				
Etude 6	5 jours	6,59	0,00	13,27	0,005	$\sqrt{(x+1)}$	0,84 ^a
	12 jours	21,67	0,00	11,42	0,007		11,11
	19 jours	40,00	0,00	120,00	0,000		6,33
	26 jours	0,00	1,67	1,50	0,248		2,36
	33 jours	33,33	0,00	150,00	0,000		4,71
	40 jours	21,67	0,00	43,71	0,000		5,68
	47 jours	0,00	0,00	NA			
Etude 9	3 jours	27,78	0,00	30,00	0,000		7,17
	10 jours	16,67	0,00	10,80	0,009		7,17
	17 jours	25,00	0,00	44,18	0,000		5,32
	24 jours	0,00	0,00	NA			
	31 jours	16,67	0,00	18,00	0,002		5,56
	38 jours	25,00	0,00	13,89	0,005		9,49
Etude 11	4 jours	0,00	0,00	NA			
	11 jours	10,00	3,33	0,57	0,529		10,8
	18 jours	13,33	0,00	16,00	0,055		4,08
	25 jours	16,67	0,00	25,00	0,035		4,08
	32 jours	13,33	0,00	16,00	0,055		4,08
	39 jours	13,33	0,00	16,00	0,055		4,08
	46 jours	0,00	0,00	NA			
	53 jours	10,00	0,00	AI			
	60 jours	0,00	0,00	NA			
	67 jours	0,00	0,00	NA			

^a écart-type des valeurs transformées ; NA = non analysé ; AI = analyse impossible

En considérant les populations chaque semaine après l'écimage des cotonniers, l'ensemble de ces résultats présentés dans la figure 30 montre bien la rapidité et la durée des effets de l'écimage qui sont des caractéristiques suffisamment rares pour une pratique phytosanitaire non chimique pour être soulignées. Cette figure suggère aussi que la signification de l'effet de l'écimage dépend des niveaux de population rencontrés. En effet, quelle que soit l'espèce (annexes 2 à 4) et pour le cumul des espèces (Figure 30 et Tableau 45), le nombre d'études ayant montré un effet significatif de l'écimage est plus faible en début et en fin de campagne, périodes pendant lesquelles les populations sont aussi les plus faibles. De plus le nombre d'études ayant montré un effet significatif de l'écimage est toujours plus faible avec l'espèce *D. watersi* (annexe 3) qu'avec les espèces *H. armigera* (annexe 2) et *Earias* spp. (annexe 4) peut-être parce que les populations larvaires de *D. watersi* sont toujours les plus faibles (annexes 2 à 4).

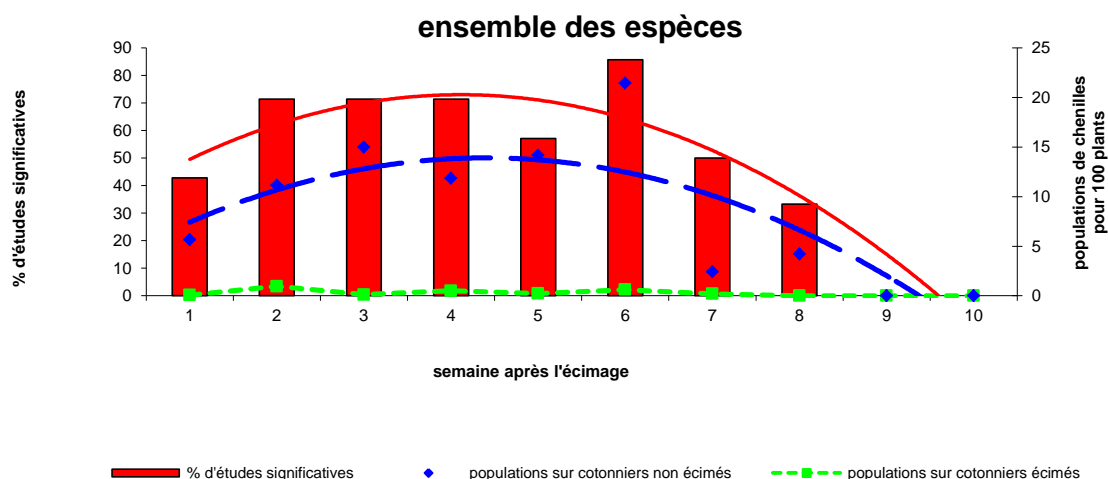


Figure 30 : liaison entre les populations de chenilles de la capsule toutes espèces confondues et le nombre d'études ayant montré un effet significatif de l'écimage

Les résultats de l'étude 10 confirment l'hypothèse de réduction des populations de chenilles de la capsule au niveau de la rapidité d'apparition et de la durée des effets jusqu'à 7- 8 semaines après l'écimage. Des effets significatifs de l'écimage ont été observés en liaison avec le développement des populations de chenilles de la capsule. En effet, plus l'écimage est tardif, plus rapide est l'apparition d'effets significatifs : lorsque l'écimage est pratiqué au 50 JAL, le premier effet significatif est noté 26 jours après (Tableau 46), lorsqu'il est pratiqué au 64 JAL, le premier effet significatif est noté 19 jours après (Tableau 46) et lorsqu'il est

pratiqué au 78 JAL ou au 92 JAL, les premiers effets significatifs sont notés 5 jours après l'écimage (Tableau 46).

Tableau 46 : date d'apparition et durée des effets de l'écimage (modalité B) sur les populations de chenilles de la capsule (tous stades confondus) au sein de l'étude 10 à partir des dénombrements par espèce au centre de chaque parcelle élémentaire

date écimage	nombre de jours après écimage	nombre / 100 plants		F écimage	p écimage	transformation	écart-type
		non écimé A	écimé B				
50 JAL	5 jours	0,82	0,00	1,00	0,393	$\ln(x+1)$	0,85 ^a
	12 jours	0,82	0,00	1,00	0,393	$\ln(x+1)$	0,85 ^a
	19 jours	0,00	0,00	NA			
	26 jours	26,52	0,00	112,40	0,001	$\ln(x+1)$	0,44 ^a
	33 jours	49,00	0,00	1163,57	0,000	$\ln(x+1)$	0,16 ^a
	40 jours	61,18	0,00	1232,72	0,000	$\ln(x+1)$	0,17 ^a
	47 jours	15,76	0,00	121,63	0,001	$\ln(x+1)$	0,36 ^a
	54 jours	0,00	0,00	NA			
64 JAL	5 jours	0,82	0,00	1,00	0,393	$\ln(x+1)$	0,85 ^a
	12 jours	0,00	0,00	NA			
	19 jours	26,52	0,00	112,40	0,001	$\ln(x+1)$	0,44 ^a
	26 jours	49,00	0,00	1163,57	0,000	$\ln(x+1)$	0,16 ^a
	33 jours	61,18	0,00	1232,72	0,000	$\ln(x+1)$	0,17 ^a
	40 jours	16,61	0,00	34,26	0,008	$\sqrt{(x+1)}$	0,77 ^a
	47 jours	0,00	0,00	NA			
78 JAL	5 jours	49,51	0,00	226,02	0,000	$\sqrt{(x+1)}$	0,57 ^a
	12 jours	61,18	0,00	1232,72	0,000	$\ln(x+1)$	0,17 ^a
	19 jours	16,61	0,00	34,26	0,008	$\sqrt{(x+1)}$	0,77 ^a
	26 jours	0,00	0,00	NA			
	33 jours	0,00	0,00	NA			
92 JAL	5 jours	61,18	0,00	1232,72	0,000	$\ln(x+1)$	0,17 ^a
	12 jours	16,61	0,00	34,26	0,008	$\sqrt{(x+1)}$	0,77 ^a
	19 jours	0,00	0,00	NA			
	26 jours	0,00	0,00	NA			

^a écart-type des valeurs transformées ; NA : non analysé

6.3 Examen du rôle de l'absence de cimes de cotonniers dans les effets de l'écimage des cotonniers sur les populations de chenilles de la capsule.

Les études 3 et 6 ont permis d'apprécier les effets de la suppression des cimes sur les populations des chenilles de la capsule des cotonniers soumis à un écimage. Ces deux études étant conduites de manière presque identique, en particulier en matière de densité de plantation et de fertilisation organo-minérale, des analyses de regroupement ont été effectuées pour certaines observations.

Dans l'étude 3, quels que soient les organes supprimés [la cime en entier (B), les fleurs des cimes (C), les boutons floraux des cimes (D) et les feuilles des cimes (E)], une diminution significative des populations de la capsule est observée sur l'ensemble de la période qui suit l'écimage par rapport aux cotonniers de la modalité A (Tableau 47). L'ensachage nocturne des cimes produit les mêmes réductions (Tableau 47). Toutefois en considérant l'ensemble des espèces l'écimage des cotonniers (B) s'est avéré être significativement la pratique la plus efficace (Tableau 47).

Tableau 47 : effet des modalités de l'étude 3 sur les populations de chenilles de la capsule pendant la période qui suit l'écimage

Modalités	nombre de chenilles pour 100 plants par date d'observation			
	H. armigera	D. watersi	Earias spp.	ensemble des espèces
A	4,82 b	2,56 b	4,57 b	11,96 c
B	0,56 a	0,00 a	0,00 a	0,38 a
C	1,48 a	0,45 a	1,24 a	3,15 b
D	0,93 a	0,13 a	0,77 a	1,64 b
E	1,30 a	0,38 a	0,77 a	2,40 b
F	1,67 a	0,13 a	0,93 a	2,44 b
F	7,78	11,73	7,85	12,39
P	0,000	0,000	0,000	0,000
transformation		$\ln(x+1)$	$\ln(x+1)$	$\ln(x+1)$
écart-type	1,35	0,33 ^a	0,49 ^a	0,51 ^a

^aécart-type des valeurs transformées

Dans l'étude 6, les traitements B (écimage) et C (ensachage) réduisent significativement et de manière identique les populations de chenilles de la capsule pendant la période qui suit le début de leur mise en œuvre (Tableau 48). La réduction des pontes de ces ravageurs au niveau des cotonniers soumis à ces deux pratiques pourrait également expliquer les réductions des populations larvaires même si elles ne sont significatives que pour *H. armigera* et pour toutes les espèces confondues (Tableau 49).

Tableau 48 : effet des modalités de l'étude 6 sur les populations de chenilles de la capsule pendant la période qui suit l'écimage

modalités	nombre de chenilles pour 100 plants par date d'observation			
	H. armigera	D. watersi	Earias spp.	ensemble des espèces
A	9,05 b	1,91 b	6,91 b	17,65 b
B	0,00 a	0,00 a	0,24 a	0,16 a
C	0,00 a	0,00 a	0,48 a	0,25 a
F	24,39	10	42,53	81,86
p	0	0,004	0	0
transformation				ln(x+1)
écart-type	2,59	0,85	1,42	0,428 ^a

^aécart-type des valeurs transformées

Tableau 49 : effet des modalités de l'étude 6 sur les pontes de chenilles de la capsule au niveau des lignes centrales des parcelles

modalités	nombre pour 100 plants par date			
	H. armigera*	D. watersi	Earias spp.	cumul*
A	10,00 a	0,00	2,00	12,00 b
B	0,00 a	0,00	0,00	0,00 a
C	0,00 a	0,00	0,00	0,00 a
F	4,75	NA	1,00	8,44
p	0,035		0,404	0,007
écart-type	6,49		2,83	5,84

* contraste A – B significatif à p = 0,05 ; NA non analysé

Pour les modalités communes aux deux études, aucune intervention au niveau des cimes (A), écimage (B) et ensachage nocturne des cimes (C), les analyses de regroupement mettent en évidence une réduction significative des populations de *D. watersi* à la suite de l'écimage et de l'ensachage nocturne des cimes de cotonniers sans interaction significative (Tableau 50). Les effets réducteurs de ces deux pratiques ne sont significatifs qu'à 10 % pour les populations de chenilles de *Earias spp.* et celles de l'ensemble des chenilles de la capsule toutes espèces confondues et ne sont pas significatifs pour celles de *H. armigera* (Tableau 50). Même si les populations à la suite d'un écimage sont toujours les plus faibles elles ne se différencient jamais de celles observées à la suite d'ensachages nocturnes.

Tableau 50 : analyse de regroupement des populations de chenilles de la capsule au sein des études 3 et 6 pour les modalités communes (A : non écimé non ensaché ; B : écimé non ensaché ; C non écimé ensaché)

modalités	nombre pour 100 plants par observation			
	cumul	<i>H. armigera</i>	<i>D. watersi</i>	<i>Earias spp.</i>
A	14,95	6,93	2,25 b	5,77
B	0,40	0,28	0,00 a	0,12
C	1,81	0,83	0,09 a	0,89
F modalités	13,40	5,55	51,10	15,17
p modalités	0,069	0,154	0,017	0,061
F interaction modalités études	15,27	6,93	0,82	4,96
p interaction modalités études	0,000	0,005	0,460	0,018
écart-type	3,10	2,22	0,25	1,11
F B / C	0,22	0,08	0,00	0,59
p B / C	0,680	0,799	0,972	0,524
F A / B et C	28,39	13,55	1,08	36,96
p A / B et C	0,030	0,065	0,409	0,023

Les résultats des études 3 et 6 montrent qu'empêcher l'accès des papillons aux cimes des cotonniers par un ensachage nocturne réduit les populations larvaires en chenilles de la capsule pratiquement de la même manière que l'écimage : respectivement pour l'ensachage et l'écimage, pour toutes espèces confondues une réduction de 79,6 % et de 96,8 % dans l'étude 3 et réduction de 98,6 % et de 99,1 % dans l'étude 6. Ainsi, un des mécanismes responsables de la réduction des populations de chenilles de la capsule à la suite d'un écimage pourrait être l'absence de sites privilégiés de pontes de ces ravageurs au niveau des cotonniers écimés comme le montrent les résultats de l'étude 6.

6.4 Examen et caractérisation d'autres effets biologiques de l'écimage de cotonniers

Cet objectif concernait l'identification d'autres effets biologiques possibles de l'écimage. Deux aspects ont alors été étudiés : les effets de l'écimage sur les auxiliaires prédateurs présents en culture cotonnière et les effets de l'écimage sur les populations de chenilles de la capsule au niveau de plants non écimés voisins de plants écimés.

6.4.1 Effets de l'écimage sur la faune auxiliaire prédatrice

Les études 2 et 9 ont permis d'examiner les effets de l'écimage sur quelques populations de faune auxiliaire du cotonnier. Les résultats obtenus varient selon les études:

- au niveau de l'étude 2, une diminution significative des populations de coccinelles à la suite d'un écimage a été mise en évidence (Tableau 51);
- au niveau de l'étude 9, aucun effet significatif de l'écimage n'a été observé (Tableau 52)

En conclusion, un seul effet réducteur significatif de l'écimage sur les populations d'auxiliaires prédateurs a été observé et jamais cette pratique ne les a augmentées de manière significative. Pour comprendre ces résultats, il faut les mettre en parallèle avec les populations de proies de ces auxiliaires qui pourraient être toutes plus faibles lorsque les cotonniers sont écimés comme cela est observé avec les chenilles de la capsule.

Tableau 51 : effet de l'écimage sur les populations de prédateurs d'insectes piqueurs suceurs au sein de l'étude 2

prédateur	période	moyenne		Ecimage F ; p	transformation	Interaction F ; p	écart-type
		par date d'observation nombre / 100 plants					
		non écimé	écimé				
coccinelle	avant écimage	11,72	13,33	1,28 ; 0,264		0,31 ; 0,819	4,94
	après écimage	67,56	59,29	4,06 ; 0,049		0,14 ; 0,933	14,22
syrphe	avant écimage	4,98	4,43	0,47 ; 0,505	$\sqrt{(x+1)}$	0,72 ; 0,552	0,58 ^a
	après écimage	34,96	36,77	0,40 ; 0,538	$\sqrt{(x+1)}$	0,25 ; 0,864	0,81 ^a
chrysope	avant écimage	2,71	2,45	0,21 ; 0,651		1,06 ; 0,381	1,95
	après écimage	29,77	30,49	0,13 ; 0,721	$\sqrt{(x+1)}$	2,52 ; 0,073	0,62 ^a

^aécart-type des valeurs transformées

Tableau 52 : effet de l'écimage sur les populations d'auxiliaires au sein de l'étude 9

prédateurs	moyenne par date d'observation		F écimage*	p écimage*	transformation	écart-type
	nombre pour 100 plants					
	non écimé	écimé				
araignée	5,36	12,50	1,44	0,276		8,42
forficule	6,25	0,89	3,60	0,105		3,99
libellule	0,89	0,00	2,00	0,206		0,89
mante	0,00	0,00	0,00	1,000		0,89
carabe	0,89	3,57	1,69	0,241		2,92
chrysope	10,71	5,36	0,61	0,468		9,67
coccinelle	0,00	0,00	0,00	1,000		6,76
hémérobe	0,00	1,79	1,50	0,266		2,06
hétéroptère	7,14	4,46	0,84	0,397		4,12
fourmi	9,82	8,04	0,15	0,708		6,44
syrphe	4,54	7,98	0,81	0,407	$\sqrt{(x+1)}$	1,01 ^a

^aécart-type des valeurs transformées ; * valeurs du contraste

6.4.2 Effets de l'écimage au niveau de cotonniers non écimés voisins de cotonniers écimés

Les études 4, 6, 9, 10 et 11 ont été conduites afin d'examiner les populations de chenilles de la capsule de cotonniers non écimés voisins de cotonniers écimés. Toutefois dans l'étude 9, pratiquement aucun de ces ravageurs n'a été observée sur ces cotonniers dans les parcelles où les cotonniers au centre ont été écimés. En conséquence, les effets de l'écimage sur les populations de chenilles de la capsule pourraient s'étendre à 4 mètres de distance des cotonniers écimés.

Pendant la période qui a suivi les écimages au sein de l'étude 4, des différences significatives ont été observés entre les modalités de cette étude dans les observations au niveau des poquets roses : nombre de chenilles de la capsule pour 100 plants (Tableau 53), taux de plants hébergeant ces ravageurs (Tableau 54), nombre d'œufs de ces ravageurs pour 100 plants (Tableau 55) et taux de plants hébergeant des œufs (Tableau 56). Ces différences ont été constatées à plusieurs dates au cours de la période qui a suivi l'écimage mais de manière plus précoce et plus fréquente lorsqu'il s'agit d'observations concernant les pontes (Tableaux 55 et 56) que lorsqu'elles concernaient les populations larvaires (Tableaux 53 et 54). Ces différences montrent en particulier que les populations sur cotonniers non écimés au sein de parcelles ayant quelques cotonniers écimés (modalités C et D) sont significativement plus faibles que celles au sein de parcelles n'ayant pas de cotonnier écimé (modalité A). Mais, les populations sont rarement équivalentes à celles observées au sein de parcelles où tous les cotonniers sont écimés (modalité B). Ces résultats montrent que les effets de l'écimage se propagent à des plants voisins. Les poquets roses sont en moyenne distants de 0,85 m d'un plant écimé au sein des parcelles de la modalité C et de 3,42 m au sein des parcelles de la modalité D. L'analyse des résultats au niveau des poquets hachurés indique une diminution des effets sur cotonniers non écimés en fonction de l'éloignement de ces plants par rapport à un plant écimé.

Tableau 53 : populations de chenilles de la capsule au niveau des poquets roses de l'étude 4

modalités	nombre pour 100 plants							moyenne par date
	nombre de jours après l'écimage							
	6 jours	13 jours	20 jours	27 jours	34 jours	41 jours	48 jours	
A	0,00	0,00	3,13	7,29 b	2,94	44,79 b	0,00	9,08 b
B	0,00	0,00	0,00	0,00 a	0,00	0,00 a	0,00	0,00 a
C	0,00	0,00	0,00	3,13 a	0,96	0,00 a	0,00	1,79 a
D	0,00	0,00	4,17	4,17 a	4,19	0,00 a	0,00	3,27 a
F	NA	NA	2,30	4,81	1,18	62,05	NA	10,57
P			0,118	0,015	0,351	0,000		0,001
transformation					$\ln(x+1)$			
écart-type			3,47	3,36	1,67 ^a	6,96		2,96

^aécart-type des valeurs transformées ; NA : non analysé

Tableau 54 : taux de plants infestés par des chenilles de la capsule au niveau des poquets roses de l'étude 4

modalités	taux de plants infestés							moyenne par date
	nombre de jours après l'écimage							
	6 jours	13 jours	20 jours	27 jours	34 jours	41 jours	48 jours	
A	0,0	0,0	3,0	6,8 b	4,1	40,6 b	0,0	8,8 c
B	0,0	0,0	0,0	0,0 a	0,0	0,0 a	0,0	0,0 a
C	0,0	0,0	0,0	1,3 ab	1,4	0,0 a	0,0	0,7 ab
D	0,0	0,0	2,7	2,4 ab	9,4	0,0 a	0,0	3,4 b
F	NA	NA	2,38	4,59	1,18	502,34	NA	14,71
P			0,110	0,018	0,350	0,000		0,000
transformation			$\arcsin\sqrt{p}$	$\arcsin\sqrt{p}$	$\arcsin\sqrt{p}$	$\arcsin\sqrt{p}$		$\arcsin\sqrt{p}$
écart-type			9,0 ^a	7,2 ^a	17,1 ^a	2,2 ^a		4,8 ^a

^aécart-type des valeurs transformées ; NA : non analysé

Tableau 55 : nombre d'œufs de chenilles de la capsule au niveau des poquets roses de l'étude 4 (absence de pontes au 55^{ième} et au 62^{ième} jour après l'écimage)

modalités	nombre pour 100 plants							moyenne par date
	nombre de jours après l'écimage							
	6 jours	13 jours	20 jours	27 jours	34 jours	41 jours	48 jours	
A	0,00	0,00	292,37 c	345,89 b	410,36 b	350,43 b	109,39 b	163,68 c
B	0,00	0,00	0,00 a	0,00 a	0,00 a	10,46 a	0,00 a	2,94 a
C	0,00	0,00	42,94 ab	219,28 b	122,88 a	4,40 a	0,00 a	28,67 ab
D	0,00	0,00	103,94 b	310,74 b	190,21 a	9,23 a	0,00 a	73,22 bc
F	NA	NA	12,18	4,77	10,53	6,74	610,59	12,85
P			0,000	0,016	0,001	0,004	0,000	0,000
transformation			$\sqrt{(x+1)}$			$\ln(x+1)$	$\ln(x+1)$	$\ln(x+1)$
écart-type			4,74 ^a	174,27	129,92	1,78 ^a	0,23 ^a	1,10 ^a

^aécart-type des valeurs transformées ; NA : non analysé

Tableau 56 : taux de plants hébergeant des pontes de chenilles de la capsule au niveau des poquets roses de l'étude 4 (absence de pontes au 55^{ème} et au 62^{ème} jour après l'écimage)

modalités	taux de plants hébergeant des pontes							moyenne par date
	nombre de jours après l'écimage							
	6 jours	13 jours	20 jours	27 jours	34 jours	41 jours	48 jours	
A	0,0	0,0	28,9 c	23,7 b	40,7 b	40,1 b	27,3 b	23,1 c
B	0,0	0,0	0,0 a	0,0 a	0,0 a	5,1 a	0,0 a	0,7 a
C	0,0	0,0	4,9 ab	12,0 b	11,5 b	3,1 a	0,0 a	6,1 b
D	0,0	0,0	16,4 bc	24,5 b	21,7 b	4,2 a	0,0 a	10,8 b
F	NA	NA	8,47	6,75	8,82	6,85	64,58	13,68
p			0,002	0,004	0,001	0,004	0,000	0,000
transformation			arcsin√p	arcsin√p	arcsin√p	arcsin√p	arcsin√p	arcsin√p
écart-type			11,8 ^a	13,1 ^a	13,7 ^a	13,0 ^a	4,8 ^a	6,6 ^a

^aécart-type des valeurs transformées ; NA : non analysé

Au niveau des poquets hachurés de l'étude 4, pour les populations de chenilles de la capsule on n'observe pas de différence significative entre les parcelles des modalités C et D, les seules modalités à avoir fait l'objet d'observations au niveau des poquets hachurés (Tableau 57). Cependant dans les parcelles de la modalité C, comme dans celles de la modalité D, il n'y a pas, sur l'ensemble de la période ayant suivi l'écimage, de différence significatives entre les populations des poquets roses et des poquets hachurés (Tableaux 58 et 59) alors que leurs distances par rapport à un plant écimé sont différentes. De plus, lorsque des différences significatives apparaissent au cours de la période qui suit l'écimage, les populations au niveau des poquets roses (les plus éloignés d'un cotonnier écimé) sont plus faibles que celles observées au niveau des poquets hachurés (Tableaux 58 et 59).

Tableau 57 : populations de chenilles de la capsule au niveau des poquets hachurés de l'étude 4

modalités	nombre pour 100 plants							moyenne par date
	nombre de jours après l'écimage							
	6 jours	13 jours	20 jours	27 jours	34 jours	41 jours	48 jours	
C	0,00	0,00	3,00	6,33	6,67	10,94	0,00	4,08
D	0,00	0,00	1,18	5,26	4,44	8,29	0,00	2,77
F	NA	NA	5,24	0,47	0,65	0,71	NA	4,25
P			0,070	0,526	0,462	0,441		0,093
transformation						√(x+1)		
écart-type			1,38	2,70	4,79	0,84 ^a		1,10

^aécart-type des valeurs transformées ; NA : non analysé

Tableau 58 : comparaison des populations de chenilles de la capsule des poquets hachurés à celles des poquets roses des parcelles de la modalité C de l'étude 4

poquets	nombre pour 100 plants							moyenne par date
	nombre de jours après l'écimage							
	6 jours	13 jours	20 jours	27 jours	34 jours	41 jours	48 jours	
poquets hachurés	0,00	0,00	3,00 b	6,33	3,55	12,56 b	0,00	4,08
poquets roses	0,00	0,00	0,00 a	3,13	0,96	0,00 a	0,00	1,79
F	NA	NA	15,47	1,85	0,62	13,50	NA	2,14
p			0,012	0,231	0,469	0,015		0,202
transformation					ln(x+1)			
écart-type			1,32	4,09	1,84 ^a	5,92		2,72

^aécart-type des valeurs transformées ; NA : non analysé

Tableau 59 : comparaison des populations de chenilles de la capsule des poquets hachurés à celles des poquets roses des parcelles de la modalité D de l'étude 4

poquets	nombre pour 100 plants							moyenne par date
	nombre de jours après l'écimage							
	6 jours	13 jours	20 jours	27 jours	34 jours	41 jours	48 jours	
poquets hachurés	0,00	0,00	1,18	5,26	3,24	8,10 b	0,00	2,77
poquets roses	0,00	0,00	4,17	4,17	4,19	0,00 a	0,00	3,27
F	NA	NA	3,37	0,91	0,04	283,00	NA	0,16
P			0,124	0,387	0,838	0,000		0,706
Transformation					ln(x+1)	ln(x+1)		
écart-type			2,82	1,99	1,69 ^a	0,23 ^a		2,20

^aécart-type des valeurs transformées ; NA : non analysé

Dans l'étude 6, exception faite de *D. watersi*, les populations de chenilles de la capsule des modalités B et C à 0,8 m de la ligne centrale ne diffèrent pas significativement. Par contre, les populations de chenilles de la capsule de la modalité B à 1,6 mètre de la ligne centrale sont significativement plus faibles que celles de la modalité C à la même distance de la ligne centrale. Ces dernières restent toutefois inférieures à celles de la ligne centrale de la modalité A (Tableau 60). Ainsi l'écimage des cotonniers est plus efficace que l'ensachage nocturne des cimes mais uniquement à partir d'une certaine distance des cotonniers soumis à ces pratiques.

Tableau 60 : populations de chenilles de la capsule sur différentes lignes des parcelles élémentaires en fonction des modalités (A, B et C) de l'étude 6

Chenilles	lieu (ligne) d'observation	par observation			F	p	transformation	écart-type
		nombre pour 100 plants						
		A	B	C				
cumul des espèces	ligne centrale	17,65 b	0,16 a	0,25 a	81,86	0,000	ln(x+1)	0,43 ^a
	à 0,8 m de la ligne centrale		0,24	0,24	AI			
	à 1,6 m de la ligne centrale		0,48 a	4,29 b	64,00	0,001		0,83
<i>H. armigera</i>	ligne centrale	9,05 b	0,00 a	0,00 a	24,39	0,000	$\sqrt{(x+1)}$	2,59
	à 0,8 m de la ligne centrale		0,24	0,00	1,00	0,365		0,41
	à 1,6 m de la ligne centrale		0,00 a	2,51 b	34,20	0,003		0,26 ^a
<i>D. watersi</i>	ligne centrale	1,91 b	0,00 a	0,00 a	10,00	0,004		0,85
	à 0,8 m de la ligne centrale		0,00	0,00	NA			
	à 1,6 m de la ligne centrale		0,00	0,24	AI			
<i>Earias spp.</i>	ligne centrale	6,91 b	0,24 a	0,48 a	42,53	0,000		1,42
	à 0,8 m de la ligne centrale		0,00	0,24	1,00	0,365		0,41
	à 1,6 m de la ligne centrale		0,48 a	1,43 b	10,00	0,025		0,52

^aécart-type des valeurs transformées ; NA : non analysé ; AI : analyse impossible (résiduelle nulle)

Exception faite de *D. watersi*, les résultats de l'étude 10 confirment ceux de l'étude 6 à propos de la propagation des effets de l'écimage sur les populations de chenilles de la capsule à 0,8 mètre de distance (Tableau 61). La propagation des effets de l'écimage sur les populations de chenilles de la capsule à 0,8 mètre semble être indépendante de la date de l'écimage (Tableau 61). En effet cette propagation a été observée pour chaque date d'écimage : 50 JAL pour les parcelles de la modalité B, 64 JAL D pour les parcelles de la modalité C, 78 JAL pour les parcelles de la modalité D et 92 JAL pour les parcelles de la modalité E (Tableau 61).

Tableau 61 : populations de chenilles de la capsule (par espèce) des deux lignes encadrant les deux lignes centrales des parcelles élémentaires en fonction des modalités (A, B, C, D et E) de l'étude 10

Chenilles	nombre pour 100 plants par observation					F	p	transformation	écart-type
	A	B	C	D	E				
cumul espèces	21,11	0,00				433,19	0,000		1,43
<i>H. armigera</i>	7,50	0,00				115,11	0,001		0,99
<i>D. watersi</i>	1,94	0,00				7,74	0,068		0,99
<i>Earias spp.</i>	11,66	0,00				3222,87	0,000	$\sqrt{(x+1)}$	0,06 ^a
cumul espèces	23,44		0,00			482,14	0,000		1,51
<i>H. armigera</i>	8,44		0,00			115,11	0,001		1,11
<i>D. watersi</i>	2,19		0,00			7,74	0,068		1,11
<i>Earias spp.</i>	12,81		0,00			4267,66	0,000	$\sqrt{(x+1)}$	0,06 ^a
cumul espèces	35,35			0,00		489,78	0,000	$\sqrt{(x+1)}$	0,32 ^a
<i>H. armigera</i>	13,32			0,00		822,71	0,000	$\ln(x+1)$	0,13 ^a
<i>D. watersi</i>	3,12			0,00		8,34	0,062	$\sqrt{(x+1)}$	0,50 ^a
<i>Earias spp.</i>	18,26			0,00		1033,06	0,000	$\ln(x+1)$	0,13 ^a
cumul espèces	35,35				0,00	489,78	0,000	$\sqrt{(x+1)}$	0,32 ^a
<i>H. armigera</i>	9,80				0,00	79,90	0,002	$\sqrt{(x+1)}$	0,36 ^a
<i>D. watersi</i>	1,06				0,00	3,00	0,181	$\sqrt{(x+1)}$	0,36 ^a
<i>Earias spp.</i>	12,34				0,00	130,50	0,001	$\sqrt{(x+1)}$	0,33 ^a

^aécart-type des valeurs transformées

Enfin, les résultats de l'étude 11 indiquent une propagation des effets de l'écimage sur les populations de chenilles de la capsule à des plants voisins non écimés jusqu'à une distance de 3,2 mètres (Tableau 62). Cela rejoint presque les conclusions de l'étude 9. Cet effet à distance est observé de la même façon pour chaque espèce sauf *D. watersi* en raison probablement de populations très faibles (Tableau 62).

Tableau 62 : populations de chenilles de la capsule (tous stades confondus) à différentes distances de la ligne 5 des parcelles des modalités A et E (les cotonniers de cette ligne étant écimés dans les parcelles de la modalité E) de l'étude 11

espèce	distance à la ligne centrale	moyenne par date nombre / 100 plants		F écimage*	p écimage*	transformation	écart-type
		parcelle non écimée	parcelle écimée				
cumul des espèces	à 0,8 m	9,44	0,31	197,31	0,000	ln(x+1)	0,18 ^a
	à 1,6 m	10,67	0,00	173,56	0,000		0,99
	à 2,4 m	7,62	0,00	89,58	0,000	ln(x+1)	0,28 ^a
	à 3,2 m	7,33	0,00	156,13	0,000		0,72
H.armigera	à 0,8 m	7,50	0,00	289,29	0,000		0,54
	à 1,6 m	0,00	0,00	NA			
	à 2,4 m	4,24	0,00	52,65	0,000	ln(x+1)	0,28 ^a
	à 3,2 m	1,33	0,00	7,27	0,026		0,61
D. watersi	à 0,8 m	0,17	0,00	2,50	0,150		0,13
	à 1,6 m	0,00	0,00	0,00	1,000		0,26
	à 2,4 m	0,00	0,00	0,00	1,000		0,26
	à 3,2 m	0,00	0,00	NA			
Earias spp.	à 0,8 m	1,83	0,33	5,63	0,044		0,78
	à 1,6 m	9,54	0,00	75,70	0,000	ln(x+1)	0,33 ^a
	à 2,4 m	2,78	0,00	27,60	0,001	ln(x+1)	0,31 ^a
	à 3,2 m	5,84	0,00	60,33	0,000	$\sqrt{(x+1)}$	0,26 ^a

^aécart-type des valeurs transformées ; * valeurs du contraste ; NA : non analysé

6.4.3 Persistance des effets de l'écimage au niveau de cotonniers non écimés voisins après l'arrachage des cotonniers écimés

Seule l'étude 11 permettait d'examiner si des cotonniers non écimés proches de cotonniers écimés pouvaient acquérir les propriétés de ces derniers à savoir le pouvoir de réduire les populations de chenilles de la capsule. Cette étude montre effectivement, au regard des populations, toutes espèces et tous stades confondus, que des cotonniers non écimés gardent cette propriété après avoir côtoyé des cotonniers écimés même pendant seulement 5 jours (Tableau 63). Mais, la conservation de cette propriété n'est soit pas toujours significative en fonction de la distance aux cotonniers écimés puis arrachés dans le cas des populations de *H. armigera* (Tableau 64) et de *Earias* spp. (Tableau 65) soit non décelables comme dans le cas de *D. watersi* en raison de populations très faibles (Tableau 66).

Ces résultats supposent donc la possibilité d'une transmission des propriétés des cotonniers écimés à des cotonniers non écimés voisins. Au regard des populations moyennes (toutes espèces et tous stades confondus) sur l'ensemble des lignes d'observations au cours de la période ayant suivi les écimages (Tableau 63), l'efficacité de cette transmission de propriété

pourrait être fonction de la durée de présence simultanée de cotonniers écimés et de cotonniers non écimés. Plus la durée de cohabitation est longue, meilleure est la transmission des propriétés des cotonniers écimés. Cependant, cette influence est beaucoup moins nette (voire absente) lorsque l'on examine les populations par espèce (Tableaux 64 à 66) ou à différentes distances de la ligne 5 de chaque parcelle (Tableaux 63 et 66).

Tableau 63 : effets des modalités sur les populations de chenilles de la capsule (toutes espèces et tous stades confondus) à partir des observations par espèces pendant la période ayant suivi l'écimage des cotonniers au sein de l'étude 11

Modalités	nombre de chenilles / 100 plants par date d'observation				
	distance de la ligne observée par rapport à la ligne 5				moyenne des lignes
	0,8 m	1,6 m	2,4 m	3,2 m	
A	9,44 c	10,67 b	7,62 b	7,33 b	8,79 c
B	1,66 b	1,00 a	0,26 a	0,67 a	0,92 b
C	1,15 b	1,33 a	0,59 a	0,33 a	0,88 b
D	0,44 a	1,33 a	0,26 a	0,33 a	0,63 ab
E	0,31 a	0,00 a	0,00 a	0,00 a	0,08 a
F modalités	63,78	58,92	29,59	57,23	414,26
p modalités	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
transformation	$\ln(x+1)$		$\ln(x+1)$		
écart-type	0,18 ^a	0,99	0,28 ^a	0,72	0,31

^aécart-type des valeurs transformées

Tableau 64 : effets des modalités sur les populations de *H. armigera* (tous stades confondus) pendant la période ayant suivi l'écimage des cotonniers au sein de l'étude 11

modalités	nombre de chenilles / 100 plants par date d'observation				
	distance de la ligne observée par rapport à la ligne 5				moyenne des lignes
	0,8 m	1,6 m	2,4 m	3,2 m	
A	7,50 b	1,00	4,24 b	1,33	3,63 b
B	0,50 a	0,55	0,26 a	0,67	0,54 a
C	0,50 a	0,30	0,00 a	0,00	0,21 a
D	0,33 a	0,00	0,00 a	0,00	0,08 a
E	0,00 a	0,00	0,00 a	0,00	0,00 a
F modalités	106,09	2,50	20,00	2,91	68,81
p modalités	0,000	0,126	0,000	0,093	0,000
transformation		$\sqrt{(x+1)}$	$\ln(x+1)$		
écart-type	0,54	0,19 ^a	0,28 ^a	0,61	0,32

^aécart-type des valeurs transformées

Tableau 65 : effets des modalités sur les populations de *D. watersi* (tous stades confondus) pendant la période ayant suivi l'écimage des cotonniers au sein de l'étude 11

modalités	nombre de chenilles / 100 plants par date d'observation				moyenne des lignes
	distance de la ligne observée par rapport à la ligne 5				
	0,8 m	1,6 m	2,4 m	3,2 m	
A	0,17	0,00	0,00	0,00	0,04
B	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
C	0,00	0,00	0,33	0,00	0,08
D	0,00	0,33	0,00	0,00	0,08
E	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
F modalités	1,00	1,00	1,00		0,53
p modalités	0,462	0,462	0,462		0,722
transformation	0				
écart-type	0,13	0,26	0,26		0,10

^aécart-type des valeurs transformées

Tableau 66 : effets des modalités sur les populations de *Earias* spp. (tous stades confondus) pendant la période ayant suivi l'écimage des cotonniers au sein de l'étude 11

modalités	nombre de chenilles / 100 plants par date d'observation				moyenne des lignes
	distance de la ligne observée par rapport à la ligne 5				
	0,8 m	1,6 m	2,4 m	3,2 m	
A	1,83	9,54 b	2,78 b	5,84 b	5,13 b
B	1,17	0,26 a	0,00 a	0,00 a	0,38 a
C	0,67	0,82 a	0,26 a	0,30 a	0,58 a
D	0,17	1,00 a	0,26 a	0,30 a	0,46 a
E	0,33	0,00 a	0,00 a	0,00 a	0,08 a
F modalités	2,29	23,42	9,62	22,34	256,74
p modalités	0,148	0,000	0,004	0,000	0,000
transformation		$\ln(x+1)$	$\ln(x+1)$	$\sqrt{(x+1)}$	
écart-type	0,78	0,33 ^a	0,31 ^a	0,26 ^a	0,23

^aécart-type des valeurs transformées

En considérant les résultats des dénombrements larvaires (toutes espèces et tous stades confondus) sur l'ensemble des lignes d'observation en dehors de la ligne 5 (ligne où les cotonniers ont été parfois écimés puis parfois arrachés avec certaines modalités), on note une plus grande différenciation des modalités de cette étude au 42^{ème} jour après l'écimage (Tableau 67). A cette date plus longue est la durée de cohabitation entre cotonniers écimés et cotonniers non écimés (modalité D), meilleure est la transmission des propriétés de l'écimage. L'effet de la durée de cohabitation entre cotonniers écimés et cotonniers non écimés serait plus fort en fin de campagne. Cette influence est un peu moins marquée pour les populations de chenilles de *H. armigera* (Tableau 68) et elle n'apparaît qu'en tendance avec les populations larvaires de *Earias* spp. (Tableau 70). Par contre, cette influence n'apparaît pas avec les populations larvaires très faibles de *D. watersi* (Tableau 69)

Tableau 67 : évolution, en fonction des modalités, des populations de chenilles de la capsule (toutes espèces et tous stades confondus) à partir des dénombrements par espèce sur l'ensemble des lignes observées (latérales) autres que la ligne 5 des parcelles de l'étude 11

modalités	nombre de chenilles pour 100 plants								
	à différentes dates en jours après l'écimage								
	7	14	21	28	35	42	49	56	63
A	8,75 b	11,67 b	20,00 b	11,25 b	17,65 c	8,33 d	3,75 b	1,25	0,00
B	0,42 a	0,00 a	0,00 a	0,83 a	1,61 b	3,75 bc	0,00 a	0,83	0,00
C	0,42 a	0,00 a	0,00 a	0,00 a	0,00 a	5,42 c	0,00 a	1,67	0,00
D	0,83 a	0,00 a	0,00 a	0,00 a	0,00 a	2,50 b	0,00 a	0,83	0,00
E	0,42 a	0,00 a	0,00 a	0,00 a	0,00 a	0,00 a	0,00 a	0,00	0,00
F modalités	31,92	112,00	768,00	23,93	268,35	26,19	27,00	1,16	NA
p modalités	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,397	
Transformation					$\ln(X+1)$				
écart-type	1,13	0,85	0,56	1,75	0,13 ^a	1,06	0,56	1,00	

* incluant les observations 5 jours après l'écimage ; ^a écart-type des valeurs transformées ; NA : non analysé

Tableau 68 : évolution, en fonction des modalités, des populations de *H. armigera* (tous stades confondus) sur l'ensemble des lignes observées (latérales) autres que la ligne 5 des parcelles de l'étude 11

modalités	nombre de chenilles pour 100 plants								
	à différentes dates en jours après l'écimage								
	7	14	21	28	35	42	49	56	63
A	3,75 b	6,25	7,50 b	5,00 b	8,75 b	3,33 c	1,25	0,36	0,00
B	0,42 a	0,00	0,00 a	0,83 a	1,25 a	2,08 bc	0,00	0,66	0,00
C	0,42 a	0,00	0,00 a	0,00 a	0,00 a	1,67 abc	0,00	0,00	0,00
D	0,00 a	0,00	0,00 a	0,00 a	0,00 a	0,83 ab	0,00	0,00	0,00
E	0,00 a	0,00	0,00 a	0,00 a	0,00 a	0,00 a	0,00	0,00	0,00
F modalités	4,67	AI	108,00	16,00	31,00	8,36	3,00	1,00	NA
p modalités	0,031		0,000	0,001	0,000	0,006	0,087	0,462	
transformation								$\sqrt{(x+1)}$	
écart-type	1,28		0,56	0,94	1,19	0,76	0,56	0,23 ^a	

* incluant les observations 5 jours après l'écimage ; ^a écart-type des valeurs transformées ; NA : non analysé ; AI : analyse impossible

Tableau 69 : évolution, en fonction des modalités, des populations de *D. watersi* (tous stades confondus) sur l'ensemble des lignes observées (latérales) autres que la ligne 5 des parcelles de l'étude 11

modalités	nombre de chenilles pour 100 plants								
	à différentes dates en jours après l'écimage								
	7	14	21	28	35	42	49	56	63
A	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,42	0,00
B	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
C	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,83	0,00
D	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,83	0,00
E	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
F modalités	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	0,53	NA
p modalités								0,722	
écart-type								1,00	

* incluant les observations 5 jours après l'écimage ; NA : non analysé

Tableau 70 : évolution, en fonction des modalités, des populations de *Earias* spp. (tous stades confondus) sur l'ensemble des lignes observées (latérales) autres que la ligne 5 des parcelles de l'étude 11

modalités	nombre de chenilles pour 100 plants								
	à différentes dates en jours après l'écimage								
	7	14	21	28	35	42	49	56	63
A	5,00 a	5,42 b	12,50	6,25 b	9,04 b	5,00 b	1,76	0,31	0,00
B	0,00 a	0,00 a	0,00	0,00 a	0,36 a	1,67 a	0,00	0,00	0,00
C	0,00 a	0,00 a	0,00	0,00 a	0,00 a	3,75 b	0,00	0,52	0,00
D	0,83 a	0,00 a	0,00	0,00 a	0,00 a	1,67 a	0,00	0,00	0,00
E	0,42 a	0,00 a	0,00	0,00 a	0,00 a	0,00 a	0,00	0,00	0,00
F modalités	4,30	24,14	AI	25,00	44,47	18,50	3,66	0,69	NA
p modalités	0,038	0,000		0,000	0,000	0,001	0,056	0,619	
transformation					$\sqrt{(x+1)}$		$\ln(x+1)$	$\ln(x+1)$	
écart-type	1,78	0,85		0,97	0,25 ^a	0,79 ^a	0,41 ^a	0,41	

^aécart-type des valeurs transformées ; NA : non analysé ; AI : analyse impossible

6.5 Examen des modifications d'un cotonnier après son écimage susceptibles d'être impliquées dans la réduction des populations de chenilles de la capsule.

Pour cet objectif, il s'agissait d'examiner les modifications d'un cotonnier entraînées par son écimage et susceptibles d'être responsables des réductions de populations de chenilles de la capsule. On s'est intéressé à trois aspects : (i) la floraison du cotonnier qui peut changer l'attractivité des plants vis-à-vis des adultes de ces ravageurs, modifier leur fécondité et leur longévité, (ii) la densité de glandes à gossypol qui contiennent des substances pouvant agir sur le développement des stades larvaires de ces ravageurs et servent de réservoir à des composés volatils intervenant dans les défenses naturelles induites du cotonnier et (iii) la pilosité foliaire qui est souvent avancée comme facteur favorisant les pontes de ces ravageurs.

6.5.1 Effet de l'écimage sur la floraison d'un cotonnier

L'écimage des cotonniers n'a pas entraîné de diminution de la production de fleurs dans les études 1, 3 et 5 (Tableaux 71 à 73) à quelque date que ce soit après sa réalisation. Une attractivité plus faible des cotonniers écimés vis-à-vis des adultes des différentes espèces de chenilles de la capsule ne peut donc pas reposer sur une réduction de la production de fleurs.

Tableau 71 : effet de l'écimage sur le volume de floraison à partir des dénombrements de fleurs sur 10 cotonniers au niveau de l'étude 1

période	nombre cumulé de fleurs épanouies pour 10 plants		F	p	écart-type	F interaction	p interaction
	non écimé	écimé					
	avant l'écimage	235					
1 ^{ère} semaine après l'écimage	74	73	0,25	0,626	7	0,36	0,784
2 ^{ème} semaine après l'écimage	69	69	0,05	0,814	6	0,72	0,550
3 ^{ème} semaine après l'écimage	69	67	0,53	0,476	8	0,32	0,812
4 ^{ème} semaine après l'écimage	68	68	0,04	0,845	5	1,12	0,354
5 ^{ème} semaine après l'écimage	62	60	0,58	0,458	11	1,16	0,337
6 ^{ème} semaine après l'écimage	22	20	0,96	0,335	8	3,73	0,020
7 ^{ème} semaine après l'écimage	7	6	0,88	0,358	3	0,43	0,736
après l'écimage	371	363	1,10	0,301	27	1,69	0,186

Tableau 72 : effet de l'écimage sur le volume de floraison à partir des dénombrements de fleurs sur 10 cotonniers au niveau de l'étude 3

période	nombre cumulé de fleurs épanouies pour 10 plants		F*	p*	écart-type
	non écimé	écimé			
	avant l'écimage	50			
1 ^{ère} semaine après l'écimage	45	46	0,04	0,847	8
2 ^{ème} semaine après l'écimage	44	42	0,26	0,623	7
3 ^{ème} semaine après l'écimage	32	32	0,06	0,805	4
4 ^{ème} semaine après l'écimage	28	26	0,94	0,343	4
5 ^{ème} semaine après l'écimage	15	15	0,09	0,767	3
6 ^{ème} semaine après l'écimage	11	10	0,31	0,592	3
7 ^{ème} semaine après l'écimage	2	2	0,07	0,789	1
8 ^{ème} semaine après l'écimage	0	1	0,46	0,510	1
après l'écimage	177	173	0,28	0,605	13

* valeurs du contraste

Tableau 73 : effet de l'écimage sur le volume de floraison à partir des dénombrements de fleurs sur 10 cotonniers au niveau de l'étude 5

période	nombre cumulé de fleurs épanouies pour 10 plants		F*	p*	écart-type
	non écimé	écimé			
	avant l'écimage	86			
1 ^{ère} semaine après l'écimage	49	46	0,49	0,506	8
2 ^{ème} semaine après l'écimage	33	35	0,19	0,674	5
3 ^{ème} semaine après l'écimage	31	28	1,83	0,204	4
4 ^{ème} semaine après l'écimage	20	19	0,04	0,848	5
5 ^{ème} semaine après l'écimage	6	6	0,00	1,000	3
après l'écimage	138	133	0,69	0,429	11

* valeurs du contraste

6.5.2 Effet de l'écimage sur la dimension des feuilles

Dans l'étude 1, on ne note pas d'effet de l'écimage sur la taille des feuilles (feuille axillaire de la première position fructifère de la 15^{ème} branche fructifère) tant au niveau de la longueur que du diamètre de la nervure médiane (Tableau 74).

Tableau 74 : effet de l'écimage sur les dimensions des feuilles au niveau de l'étude 1

modalités	avant écimage (5 ^{ème} feuille terminale la plus développée)		après écimage (feuille axillaire de la première position fructifère de la 15 ^{ème} branche fructifère)	
	diamètre de la nervure principale en mm	longueur de la nervure principale en cm	diamètre de la nervure principale en mm	longueur de la nervure principale en cm
non écimé	2,1	10,7	2,0	10,0
écimé	2,2	10,6	2,0	9,8
F écimage	1,47	0,22	2,65	0,33
p	0,232	0,645	0,109	0,577

Dans l'étude 12, pour tenir compte d'une variation de la vitesse de croissance d'une feuille en fonction de son âge, l'exploitation des résultats a été faite par catégorie de taille de feuille au moment de la première observation. Ces catégories ont été les suivantes :

feuilles dont la longueur de la nervure médiane était inférieure à 3 cm au moment de la première mesure

feuilles dont la longueur de la nervure médiane était supérieure ou égale à 3 cm et inférieure à 5 cm au moment de la première mesure,

feuilles dont la longueur de la nervure médiane était supérieure ou égale à 5 cm et inférieure à 7 cm au moment de la première mesure,

feuilles dont la longueur de la nervure médiane était supérieure ou égale à 7 cm au moment de la première mesure

A quelques exceptions près, on n'observe pas d'effet de l'écimage sur la croissance des feuilles (Figures 31 à 34 et Tableaux 75 à 78). Ces exceptions, avec des effets opposés de l'écimage, concernent (i) des feuilles dont la longueur de nervure médiane est supérieure ou égale à 3 cm et inférieure à 5 cm au moment de la première mesure, mais uniquement 35 et 42 jours après la première observation (Tableau 76) et (ii) des feuilles dont la longueur de

nervure médiane est supérieure ou égale à 5 cm et inférieure à 7 cm au moment de la première mesure mais uniquement 42 jours après la première mesure (Tableau 77).

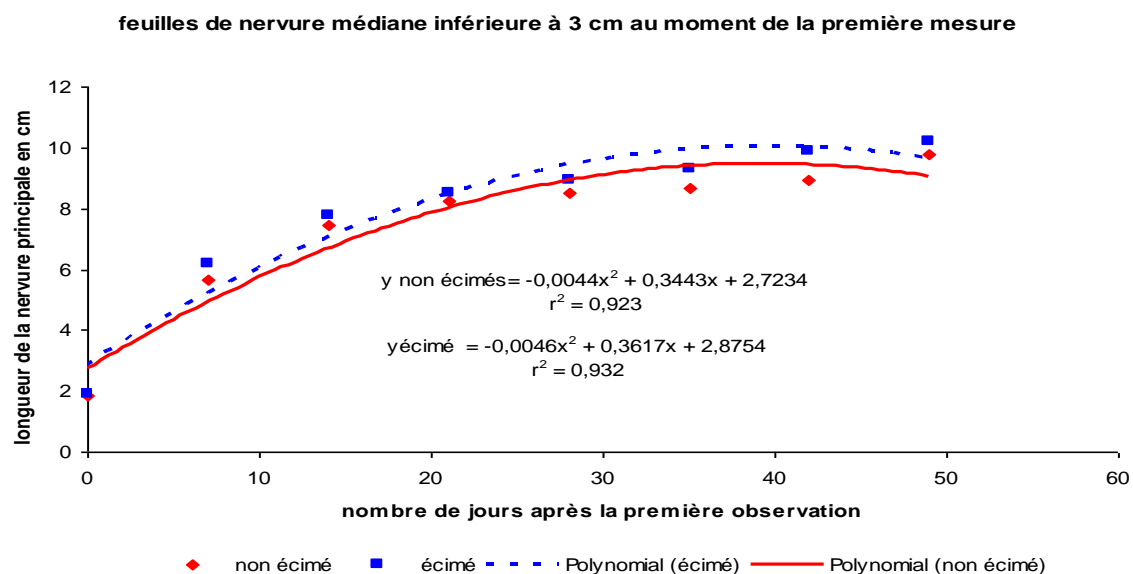


Figure 31 : évolution de la longueur de la nervure principale des feuilles en fonction des modalités pour des feuilles de nervure médiane inférieure à 3 cm au moment de la première mesure

Tableau 75 : effets des modalités sur la croissance moyenne des feuilles de nervure médiane inférieure à 3 cm au moment de la première mesure au sein de l'étude 12 (d1)

date	longueur (en cm) de la nervure principale à différentes dates		F	p	écart-type
	non écimé	écimé			
d1	1,8	1,9	0,62	0,490	0,1
d1 + 7 jours	5,7	6,2	2,86	0,189	0,4
d1 + 14 jours	7,5	7,8	0,54	0,520	0,6
d1 + 21 jours	8,2	8,5	0,71	0,463	0,4
d1 + 28 jours	8,5	8,9	2,01	0,251	0,4
d1 + 35 jours	8,7	9,3	5,09	0,108	0,4
d1 + 42 jours	8,9	9,9	4,98	0,111	0,6
d1 + 49 jours	9,8	10,2	0,62	0,493	0,7

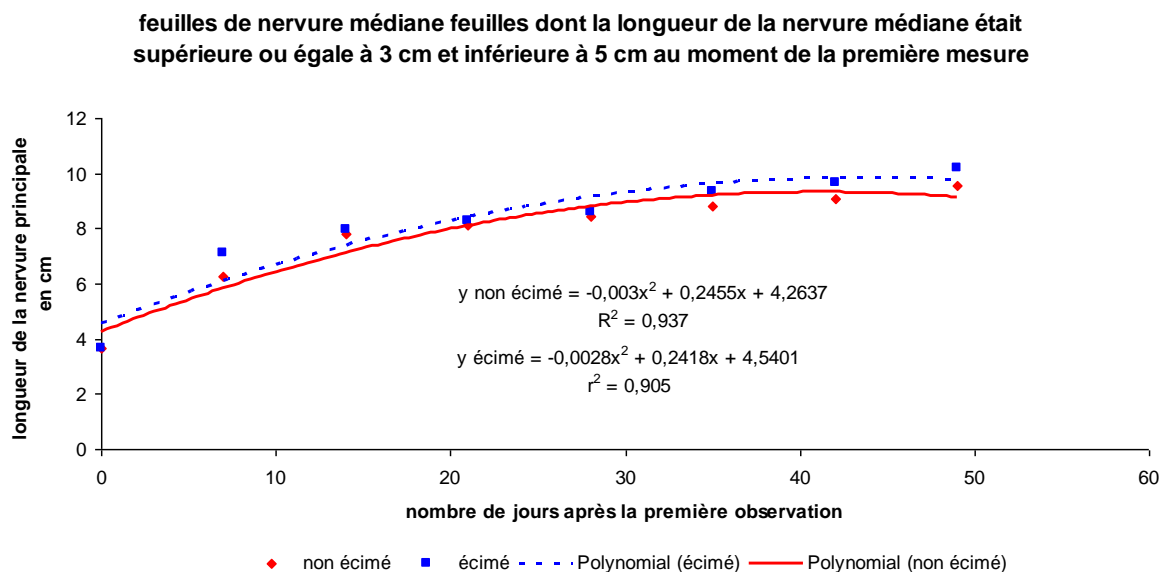


Figure 32 : évolution de la longueur de la nervure principale de feuilles en fonction des modalités pour des feuilles de nervure médiane supérieure ou égale à 3 cm et inférieure à 5 cm au moment de la première mesure

Tableau 76 : effets des modalités sur la croissance moyenne des feuilles de nervure médiane supérieure ou égale à 3 cm et inférieure à inférieure à 5 cm au moment de la première mesure au sein de l'étude 12 (d1)

date	longueur (en cm) de la nervure principale à différentes dates		F	p	écart-type
	non écimé	Ecimé			
d1	3,7	3,7	0,03	0,877	0,1
d1 + 7 jours	6,3	7,1	2,79	0,193	0,7
d1 + 14 jours	7,8	8,0	0,23	0,662	0,5
d1 + 21 jours	8,1	8,3	0,81	0,437	0,3
d1 + 28 jours	8,4	8,6	1,07	0,378	0,2
d1 + 35 jours	8,8	9,3	22,56	0,016	0,2
d1 + 42 jours	9,1	9,7	24,06	0,015	0,2
d1 + 49 jours	9,6	10,2	2,52	0,210	0,5

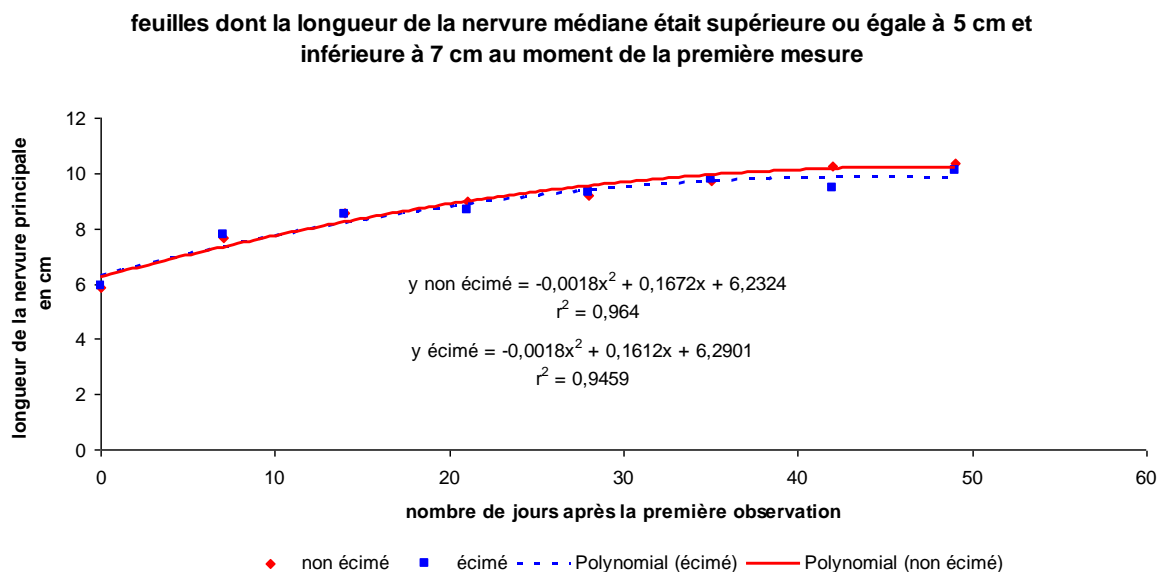


Figure 33 : évolution de la longueur de la nervure principale de feuilles en fonction des modalités pour des feuilles de nervure médiane supérieure ou égale à 5 cm et inférieure à 7 cm au moment de la première mesure

Tableau 77 : effets des modalités sur la croissance moyenne des feuilles de nervure médiane supérieure ou égale à 5 cm et inférieure à inférieure à 7 cm au moment de la première mesure au sein de l'étude 12 (d1)

date	longueur (en cm) de la nervure principale à différentes dates		F	p	écart-type
	non écimé	écimé			
	d1	5,9			
d1 + 7 jours	7,7	7,8	0,17	0,702	0,3
d1 + 14 jours	8,6	8,5	0,03	0,858	0,7
d1 + 21 jours	9,0	8,6	1,61	0,294	0,4
d1 + 28 jours	9,2	9,3	1,42	0,320	0,1
d1 + 35 jours	9,7	9,8	0,06	0,811	0,3
d1 + 42 jours	10,2	9,5	19,73	0,020	0,2
d1 + 49 jours	10,4	10,1	0,38	0,584	0,5

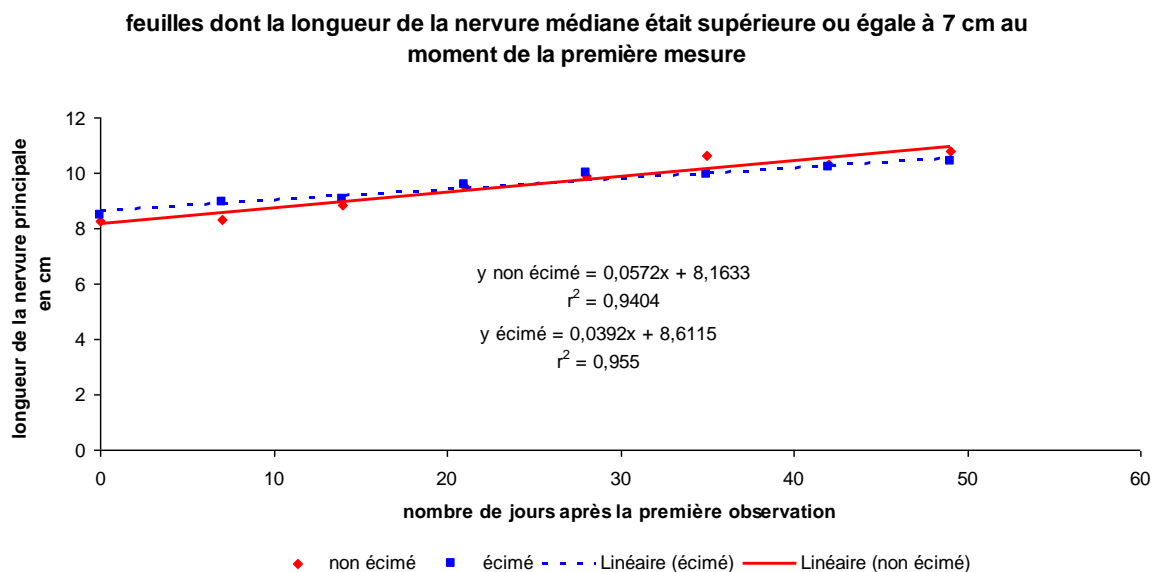


Figure 34 : évolution de la longueur de la nervure principale de feuilles en fonction des modalités pour des feuilles de nervure médiane supérieure ou égale à 7 cm au moment de la première mesure.

Tableau 78 : effets des modalités sur la croissance moyenne des feuilles de nervure médiane supérieure ou égale à 7 cm au moment de la première mesure au sein de l'étude 12 (d1)

date	longueur (en cm) de la nervure principale à différentes dates		F	p	écart-type
	non écimé	écimé			
d1	8,3	8,5	0,51	0,529	0,4
d1 + 7 jours	8,3	8,9	1,45	0,316	0,7
d1 + 14 jours	8,8	9,1	0,23	0,664	0,8
d1 + 21 jours	9,5	9,6	0,03	0,866	0,4
d1 + 28 jours	9,9	10,0	0,10	0,763	0,4
d1 + 35 jours	10,6	9,9	3,67	0,150	0,5
d1 + 42 jours	10,4	10,2	0,41	0,587	0,4
d1 + 49 jours	10,7	10,4	0,26	0,657	0,9

*d1 date de la première mesure

6.5.3 Effet de l'écimage sur la densité de glandes à gossypol

Établissement d'une méthodologie de dénombrement des glandes à gossypol (étude 7)

Que ce soit au sommet du plant ou le long d'une branche fructifère les nombres de glandes à gossypol sur les faces inférieure et supérieure du limbe des feuilles et sur leur pétiole sont hautement corrélés (Tableaux 79 et 80). Si les glandes à gossypol sont de forme différente (sphérique au niveau du limbe et en ellipse au niveau du pétiole) on peut choisir indifféremment l'une ou l'autre de ces localisations pour dénombrer les glandes à gossypol.

Tableau 79 : liaison entre les nombres de glandes à gossypol sur le limbe des feuilles et sur leur pétiole au sommet d'un plant au sein de l'étude 7 (coefficient de corrélation pour n = 100)

localisation	pétiole	limbe des feuilles	
		face inférieure	face supérieure
pétiole	1,000		
face inférieure	0,490	1,000	
face supérieure	0,503	0,974	1,000

Tableau 80 : liaison entre les nombres de glandes à gossypol sur le limbe des feuilles et sur leur pétiole le long d'une branche fructifère au sein de l'étude 7 (coefficient de corrélation pour n = 40)

localisation	pétiole	limbe des feuilles	
		face inférieure	face supérieure
pétiole	1,000		
face inférieure	0,542	1,000	
face supérieure	0,486	0,990	1,000

Que ce soit au sommet des plants ou le long d'une branche fructifère, les nombres de glandes à gossypol sur les faces inférieure et supérieure de feuille et sur le pétiole sont très dépendants du développement des organes correspondants (Figures 35 à 37). Il importe de tenir compte de ces liaisons si l'on veut comparer les effets de certains facteurs sur le nombre de glandes à gossypol d'un organe particulier.

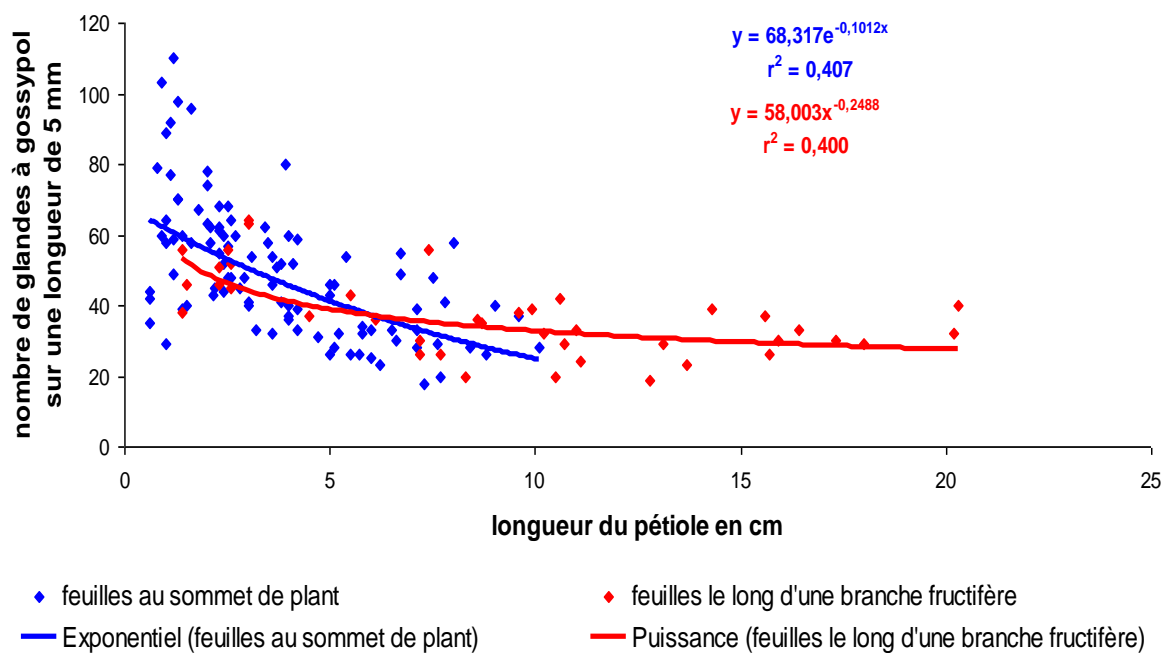


Figure 35 : liaisons entre nombre de glandes à gossypol sur 5 mm de pétiole et longueur du pétiole

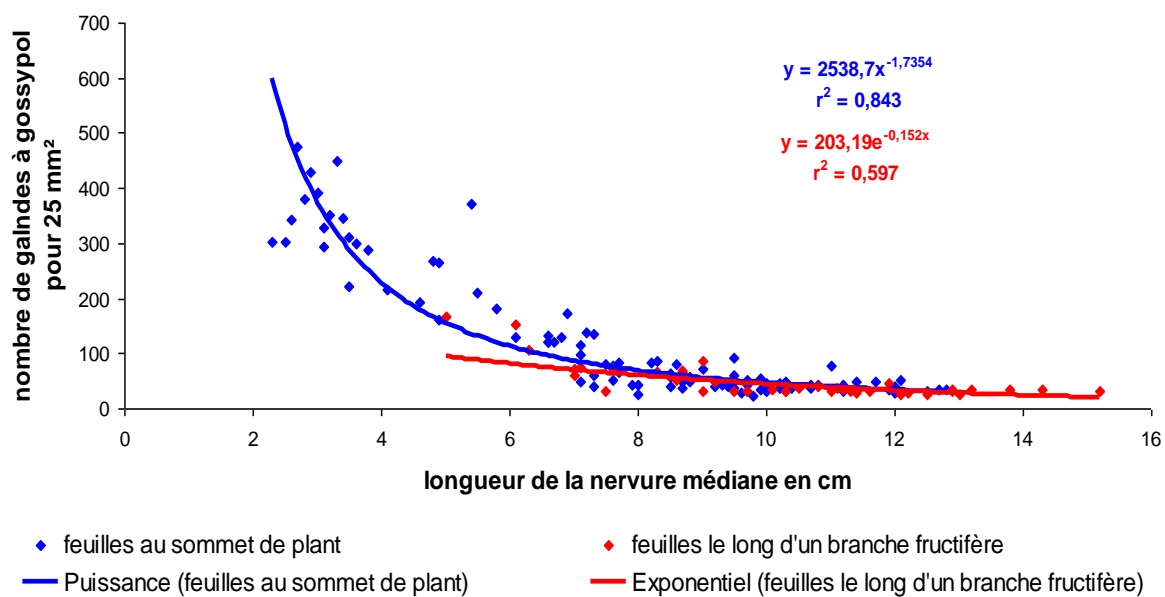


Figure 36 : liaisons entre nombre de glandes à gossypol sur 25 mm² sur le limbe inférieur et longueur de la nervure principale

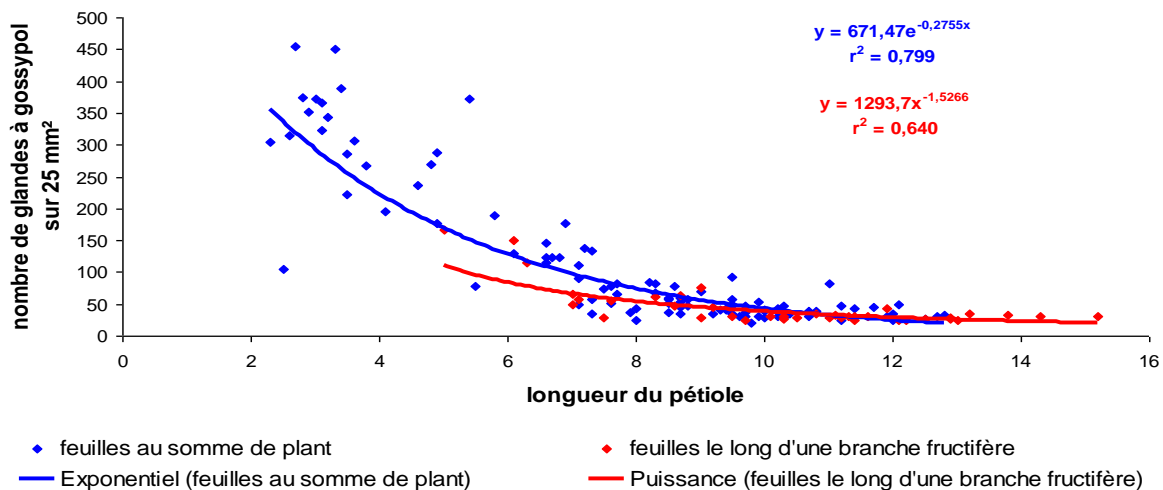


Figure 37 : liaison entre nombre de glandes à gossypol sur 25 mm² sur le limbe supérieur et longueur de la nervure principale

Enfin, tant sur la face inférieure que sur la face supérieure du limbe d'une feuille le nombre de glandes à gossypol sur 25 mm² est dépendant de l'emplacement de la mesure sur la feuille (Figure 16 page 52) comme le montre le tableau 81. Les différences ne sont pas très importantes mais les nombres de glandes à gossypol à la base de la feuille (position 1) et aux extrémités (positions 7 et 8) sont souvent les plus élevés que ceux constatés à d'autres localisations. Enfin, le nombre moyen de glandes à gossypol est plus élevé sur la face inférieure du limbe : de manière hautement significative pour les feuilles prélevées le long d'une branche fructifère (48,6 vs 44,6 ; $F_{1,39} = 31,26$; $p = 0,000$) et de manière presque significative au sommet d'un plant (120,4 vs 115,2 ; $F_{1,99} = 3,77$; $p = 0,052$).

Tableau 81 : influence de l'emplacement de la mesure sur la densité des glandes à gossypol sur le limbe des feuilles au sein de l'étude 7

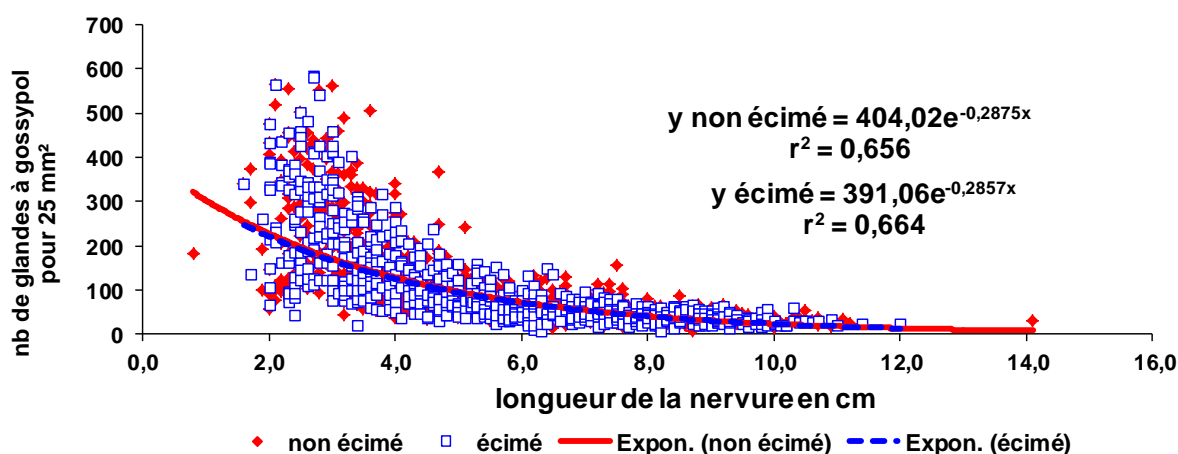
positions	nombre de glandes sur 25 mm ²			
	sommets du plant		le long d'une branche fructifère	
	face inférieure	face supérieure	face inférieure	face supérieure
position 1	72,7 a	56,3 b	44,6 a	29,9 bc
position 2	58,8 bc	57,2 b	32,2 bcd	32,3 ab
position 3	56,0 c	55,0 b	30,4 cd	27,7 cd
position 4	59,3 bc	58,3 ab	35,5 b	33,4 ab
position 5	55,3 c	54,9 b	29,6 cd	29,7 bc
position 6	58,0 bc	59,1 ab	27,9 d	25,7 d
position 7	62,8 b	62,5 a	33,9 bc	34,1 a
position 8	59,2 bc	58,9 ab	36,4 b	33,9 a
F position	16,48	3,44	19,53	8,97
p position	0,0000	0,0014	0,0000	0,0000
écart-type	11,7	11,7	6,5	5,7

Effet de l'écimage sur la densité de glandes (étude 8)

Dans les études 8, on ne note pas d'effet de l'écimage sur le nombre de glandes à gossypol 13, 20, 29, 40 et 50 jours après l'écimage (Tableau 82). Par contre, un lien très fort apparaît entre le nombre de glandes à gossypol et la longueur de la nervure médiane que le cotonnier soit ou non écimé (Figure 38). Par ailleurs on n'observe que trois effets de l'écimage sur la taille des feuilles mais pas toujours dans le même sens (Tableau 82).

Tableau 82 : effet de l'écimage des cotonniers sur le nombre de glandes à gossypol de la face supérieure des feuilles au sein des études 8 a à 8 e.

	catégorie de taille de feuilles	nombre de glandes à gossypol par feuille				longueur de la nervure médiane					
		pour 25 mm ²		F	p	écart-type	en cm		F	p	écart-type
		non écimé	écimé				non écimé	écimé			
étude 8 a	catégorie 1	291,5	290,3	0,00	0,975	55,0	2,9	2,9	0,39	0,580	0,1
	catégorie 2	84,5	114,6	3,82	0,145	21,7	5,5	5,1	11,13	0,043	0,2
	catégorie 3	58,2	54,1	0,24	0,659	11,8	7,2	6,9	0,95	0,403	0,4
	catégorie 4	34,2	32,5	0,36	0,592	3,8	9,3	9,1	13,55	0,033	0,1
étude 8 b	catégorie 1	380,1	373,1	0,03	0,879	63,0	2,7	2,6	0,21	0,675	0,2
	catégorie 2	186,7	166,8	1,99	0,253	19,9	4,2	4,1	0,24	0,660	0,3
	catégorie 3	75,5	64,1	1,54	0,303	13,0	7,1	7,5	1,45	0,315	0,5
	catégorie 4	43,6	37,5	2,61	0,204	5,3	8,8	11,2	1,63	0,292	2,7
étude 8 c	catégorie 1	187,3	184,1	0,01	0,916	40,6	3,5	3,5	0,00	0,988	0,3
	catégorie 2	90,4	81,6	0,79	0,441	14,0	5,1	5,1	0,01	0,908	0,3
	catégorie 3	47,1	45,6	0,09	0,782	7,1	7,0	7,8	2,67	0,200	0,7
	catégorie 4	31,8	36,3	2,02	0,251	4,5	9,0	9,2	0,31	0,620	0,6
étude 8 d	catégorie 1	212,1	186,4	0,91	0,412	38,1	3,2	3,2	0,02	0,891	0,3
	catégorie 2	72,2	73,2	0,02	0,888	9,7	5,6	5,4	0,40	0,574	0,5
	catégorie 3	50,8	50,3	0,00	0,962	12,8	6,6	6,3	3,04	0,179	0,3
	catégorie 4	34,3	37,4	1,47	0,314	3,5	8,2	8,1	8,18	0,063	0,1
étude 8 e	catégorie 1	132,6	138,0	0,18	0,698	18,2	2,5	2,5	0,00	0,990	0,2
	catégorie 2	95,4	107,8	5,62	0,098	7,4	4,0	3,9	0,85	0,426	0,2
	catégorie 3	67,4	57,1	1,34	0,332	12,6	4,8	5,3	13,67	0,033	0,2
	catégorie 4	35,5	33,6	0,62	0,491	3,5	7,3	7,1	0,29	0,629	0,5

Figure 38 : liaison entre longueur de la nervure médiane et nombre de glandes à gossypol pour 25 mm² sur la face supérieure des feuilles dans les études 9 a à 9 e.

Dans les parcelles écimées de l'étude 12 les nombres de glandes à gossypol sont significativement plus élevés que dans les parcelles non écimées pour des feuilles prélevées à 5, 15 et 25 jours après l'écimage. L'inverse est observé de manière significative pour les

feuilles prélevées 35 jours après l'écimage (Tableau 83). Cependant malgré des prélèvements par catégorie de taille, les feuilles prélevées à 5, 15 et 25 jours après l'écimage dans les parcelles écimées sont significativement plus petites que celles dans les parcelles non écimées et l'inverse est observé, également de manière significative, pour les feuilles prélevées 35 jours après l'écimage (Tableau 83). Comme dans chaque parcelle de cette étude une liaison significative a été obtenue entre le nombre de glandes à gossypol et la longueur de la nervure médiane d'une feuille (Tableau 84), les analyses ont été reprises par catégorie de taille de feuille (Tableau 85). Très peu d'effets significatifs de l'écimage ont été observés mais ils furent toujours en faveur de l'écimage (Tableau 85). Enfin, lorsque l'on examine les catégories de taille de feuilles et les dates de prélèvements concernées par ces effets significatifs on pourrait supposer un effet de l'écimage pendant une courte période après sa réalisation (Tableau 85).

Tableau 83 : effets moyens des modalités sur le nombre de glandes à gossypol (sur 25 mm² de la face supérieure du limbe) et longueur de la nervure médiane en cm en fonction de la date de prélèvement des feuilles après l'écimage des cotonniers au sein de l'étude 12

nombre de jours après l'écimage	Mesures	Mesures		p du test de Student
		non écimé	écimé	
5 jours	nombre de feuilles	75	74	
	longueur nervure médiane en cm	6,8	6,4	0,001
	nombre de glandes à gossypol sur 25 mm ²	50,6	71,6	0,000
15 jours	nombre de feuilles	75	75	
	longueur nervure médiane en cm	5,3	5,1	0,000
	nombre de glandes à gossypol sur 25 mm ²	116,1	135,1	0,000
25 jours	nombre de feuilles	75	75	
	longueur nervure médiane en cm	5,9	5,4	0,006
	nombre de glandes à gossypol sur 25 mm ²	72,1	105,4	0,000
35 jours	nombre de feuilles	75	75	
	longueur nervure médiane en cm	5,4	5,7	0,003
	nombre de glandes à gossypol sur 25 mm ²	83,4	68,2	0,016

Tableau 84 : liaison entre la pilosité, les glandes à gossypol (en nombre sur 25 mm² du limbe) et longueur de la nervure médiane dans l'étude 12

parcelle	cotonnier	F	p	équation de régression
147	non écimé	13,65	0,000	nb de glandes à gossypol / 25 mm ² = 143,844 -13,724 longueur nervure médiane
148	écimé	10,81	0,002	nb de glandes à gossypol / 25 mm ² = 178,410 -16,804 longueur nervure médiane
149	écimé	36,29	0,000	nb de glandes à gossypol / 25 mm ² = 405,158 -52,738 longueur nervure médiane
150	non écimé	26,10	0,000	nb de glandes à gossypol / 25 mm ² = 301,139 -34,937 longueur nervure médiane
151	écimé	40,99	0,000	nb de glandes à gossypol / 25 mm ² = 276,144 -31,645 longueur nervure médiane
152	non écimé	11,71	0,001	nb de glandes à gossypol / 25 mm ² = 131,609 -10,087 longueur nervure médiane
153	non écimé	20,04	0,000	nb de glandes à gossypol / 25 mm ² = 217,449 -24,998 longueur nervure médiane
154	écimé	7,13	0,009	nb de glandes à gossypol / 25 mm ² = 148,327 -13,972 longueur nervure médiane

Tableau 85 : effets moyens des modalités sur le nombre de glandes à gossypol (sur 25 mm² de la face supérieure du limbe) en fonction de la taille de la feuille par date de prélèvement des feuilles après l'écimage des cotonniers de l'étude 12

date de prélèvement en jours après écimage	catégorie de nervure médiane des feuilles	mesures	non écimé	écimé	p test de Student
5 jours	5- 6 cm	nombre de feuilles	15	15	
		longueur nervure médiane en cm	5,6	5,6	1,000
		nombre de glandes à gossypol pour 25 mm ²	77,3	89,6	0,387
	6- 7 cm	nombre de feuilles	32	46	
		longueur nervure médiane en cm	6,5	6,5	0,269
		nombre de glandes à gossypol pour 25 mm ²	50,5	69	0,009
	7- 8 cm	nombre de feuilles	19	10	
		longueur nervure médiane en cm	7,4	7,2	0,063
		nombre de glandes à gossypol pour 25 mm ²	34,1	58,4	0,000
15 jours	4- 5 cm	nombre de feuilles	14	28	
		longueur nervure médiane en cm	4,4	4,4	0,715
		nombre de glandes à gossypol pour 25 mm ²	138,2	182,8	0,036
	5- 6 cm	nombre de feuilles	40	28	
		longueur nervure médiane en cm	5,4	5,3	0,267
		nombre de glandes à gossypol pour 25 mm ²	114,9	104,5	0,335
	6- 7 cm	nombre de feuilles	15	13	
		longueur nervure médiane en cm	6,3	6,3	0,763
		nombre de glandes à gossypol pour 25 mm ²	73,9	81,7	0,431
25 jours	4- 5 cm	nombre de feuilles	13	18	
		longueur nervure médiane en cm	4,4	4,5	0,464
		nombre de glandes à gossypol pour 25 mm ²	90,7	134,2	0,008
	5- 6 cm	nombre de feuilles	23	25	
		longueur nervure médiane en cm	5,4	5,5	0,298
		nombre de glandes à gossypol pour 25 mm ²	83,6	104,4	0,135
	6- 7 cm	nombre de feuilles	19	21	
		longueur nervure médiane en cm	6,3	6,4	0,066
		nombre de glandes à gossypol pour 25 mm ²	61,6	68,4	0,276
35 jours	4- 5 cm	nombre de feuilles	19	10	
		longueur nervure médiane en cm	4,6	4,6	0,465
		nombre de glandes à gossypol pour 25 mm ²	114,1	97,6	0,468
	5- 6 cm	nombre de feuilles	35	36	
		longueur nervure médiane en cm	5,3	5,4	0,071
		nombre de glandes à gossypol pour 25 mm ²	74,1	68,6	0,407
	6- 7 cm	nombre de feuilles	16	26	
		longueur nervure médiane en cm	6,3	6,4	0,311
		nombre de glandes à gossypol pour 25 mm ²	62,1	54,9	0,223

6.5.4 Effet de l'écimage sur la densité de poils

Dans l'étude 1, on ne note aucun effet de l'écimage sur le nombre de poils présents sur la nervure principale à la base de feuilles (Tableau 86) ou sur le limbe de ces feuilles (Tableau 87) avant ou après l'écimage.

Tableau 86 : effet de l'écimage sur la pilosité foliaire à la base de la nervure dans l'étude 1

par rapport à l'écimage	nervure à la base de feuille nombre pour 5 mm de long		F	p	écart-type	F interaction	p interaction
	non écimé	écimé					
Avant	22,0	20,4	2,21	0,142	3,6	1,58	0,209
Après	40,5	40,0	0,09	0,760	6,2	0,34	0,800

Tableau 87 : effet de l'écimage sur la pilosité foliaire au niveau du limbe dans l'étude 1

par rapport à l'écimage	limbe de feuille nombre pour 25 mm ²		F	p	écart-type	F interaction	p interaction
	non écimé	écimé					
Avant	29,5	30,0	0,06	0,806	6,0	1,93	0,141
Après	52,9	54,5	0,35	0,564	9,6	0,25	0,860

Dans les études 8 c à 8 e, le nombre de poils sur le limbe des feuilles est en moyenne toujours plus élevé au niveau de cotonniers non écimés que de cotonniers écimés (Tableau 88). Toutefois, à l'exception d'un cas (étude 8c feuilles de la catégorie 3) et de manière significative, les tailles de feuilles sont en moyenne, plus faibles avec des cotonniers écimés (Tableau 88). Seuls deux effets significatifs et réducteurs de l'écimage sur la densité de poils sont notés mais un seul est associé à des tailles de feuilles plus petites (Tableau 88). Il est donc difficile de conclure à un effet de l'écimage sur la densité de poils.

Tableau 88 : effet de l'écimage des cotonniers sur le nombre de poils sur le limbe de la face supérieure des feuilles au sein des études 8 c à 8 e.

	catégorie de taille de feuilles	nombre de poils par feuille (limbe)				longueur de la nervure médiane					
		pour 25 mm ²		F	P	écart-type	en cm		F	p	écart-type
		non écimé	écimé	non écimé	écimé						
étude 8 c	catégorie 1	187,8	153,2	2,35	0,223	31,9	2,9	2,9	0,39	0,580	0,1
	catégorie 2	115,7	88,6	16,96	0,024	9,3	5,5	5,1	11,13	0,043	0,2
	catégorie 3	104,2	85,6	2,45	0,215	16,8	7,2	6,9	0,95	0,403	0,4
	catégorie 4	91,9	86,6	0,14	0,733	20,4	9,3	9,1	13,55	0,033	0,1
étude 8 d	catégorie 1	205,7	143,4	12,23	0,038	25,2	3,2	3,2	0,02	0,891	0,3
	catégorie 2	125,0	102,7	3,58	0,154	16,6	5,6	5,4	0,40	0,574	0,5
	catégorie 3	111,9	94,9	4,27	0,130	11,7	6,6	6,3	3,04	0,179	0,3
	catégorie 4	105,3	102,7	1,06	0,381	3,6	8,2	8,1	8,18	0,063	0,1
étude 8 e	catégorie 1	154,8	147,9	4,51	0,123	4,6	2,5	2,5	0,00	0,990	0,2
	catégorie 2	164,6	138,4	3,39	0,162	20,1	4,0	3,9	0,85	0,426	0,2
	catégorie 3	135,1	119,4	1,93	0,259	16,0	4,8	5,3	13,67	0,033	0,2
	catégorie 4	120,4	106,4	1,27	0,342	17,5	7,3	7,1	0,29	0,629	0,5

Dans l'étude 12, la densité de poils sur la nervure médiane ne semble pas avoir été affectée par l'écimage sauf au niveau des feuilles prélevées 25 jours après l'écimage qui montrent des densités de poils plus élevées dans les parcelles écimées (Tableau 89). Toutefois ces feuilles sont en moyenne significativement plus petites (Tableau 89). Les analyses par catégorie de taille de feuille pour chaque date de prélèvement n'ont révélé que trois effets significatifs: deux pour lesquels l'écimage réduirait la pilosité foliaire et un pour lequel l'effet inverse est noté (Tableau 90). On ne peut donc pas conclure de manière assurée à un effet de l'écimage sur la pilosité foliaire mesurée à travers le nombre de poils sur la nervure médiane de la feuille.

Tableau 89 : effets de l'écimage sur la pilosité (en nombre de poils sur 5 mm de nervure principale) au sein de l'étude 12

nombre de jours après l'écimage	mesures	non écimé	écimé	test de Student
5 jours	nombre de feuilles	75	74	
	longueur nervure médiane	6,8	6,4	0,001
	pilosité	263,7	242,4	0,298
15 jours	nombre de feuilles	75	75	
	longueur nervure médiane	5,3	5,1	0,000
	pilosité	251,8	244,9	0,597
25 jours	nombre de feuilles	75	75	
	longueur nervure médiane	5,9	5,4	0,006
	pilosité	207,3	293,0	0,000
35 jours	nombre de feuilles	75	75	
	longueur nervure médiane	5,4	5,7	0,003
	pilosité	235,1	211,3	0,116

Tableau 90 : effets moyens des modalités sur le nombre de poils (sur une longueur de 5 mm au niveau de la nervure médiane) en fonction de la taille de la feuille et par date de prélèvement des feuilles après l'écimage des cotonniers de l'étude 12

		catégorie de nervure médiane des feuilles	mesures	non écimé	écimé	test de Student
date de prélèvement des feuilles en nombre de jours après l'écimage	5 jours	5- 6 cm	nombre de feuilles	15	15	
			longueur nervure médiane	5,6	5,6	1,000
			nombre de poils pour 5 mm	258,7	319,1	0,201
		6- 7 cm	nombre de feuilles	32	46	
			longueur nervure médiane	6,5	6,5	0,269
			nombre de poils pour 5 mm	299,2	223,5	0,007
		7- 8 cm	nombre de feuilles	19	10	
			longueur nervure médiane	7,4	7,2	0,063
			nombre de poils pour 5 mm	210,6	242,9	0,511
	15 jours	4- 5 cm	nombre de feuilles	14	28	
			longueur nervure médiane	4,4	4,4	0,715
			nombre de poils pour 5 mm	250,4	283,1	0,408
		5- 6 cm	nombre de feuilles	40	28	
			longueur nervure médiane	5,4	5,3	0,267
			nombre de poils pour 5 mm	257,3	218,1	0,181
		6- 7 cm	nombre de feuilles	15	13	
			longueur nervure médiane	6,3	6,3	0,763
			nombre de poils pour 5 mm	210,8	231,3	0,530
	25 jours	4- 5 cm	nombre de feuilles	13	18	
			longueur nervure médiane	4,4	4,5	0,464
			nombre de poils pour 5 mm	221,8	360,7	0,008
5- 6 cm		nombre de feuilles	23	25		
		longueur nervure médiane	5,4	5,5	0,298	
		nombre de poils pour 5 mm	196,2	262,4	0,073	
6- 7 cm		nombre de feuilles	19	21		
		longueur nervure médiane	6,3	6,4	0,066	
		nombre de poils pour 5 mm	216,3	279,3	0,090	
35 jours	4- 5 cm	nombre de feuilles	19	10		
		longueur nervure médiane	4,6	4,6	0,465	
		nombre de poils pour 5 mm	271,9	200,6	0,045	
	5- 6 cm	nombre de feuilles	35	36		
		longueur nervure médiane	5,3	5,4	0,071	
		nombre de poils pour 5 mm	229,4	215	0,514	
	6- 7 cm	nombre de feuilles	16	26		
		longueur nervure médiane	6,3	6,4	0,311	
		nombre de poils pour 5 mm	192,7	203,3	0,686	

6.5.5 Effet de l'écimage sur les émissions de composés volatils

Dans les figures 38 à 44 sont présentés les pics de chromatographes par date de prélèvement des composés volatils émis par chacun des 3 cotonniers de chaque modalité : E = cotonnier écimé ; NEV = cotonnier non écimé voisin de cotonniers écimés et NENV = cotonnier non

écimé non voisin de cotonniers écimés. Nous avons préféré indiquer par des points les émissions obtenues afin de mieux visualiser la fréquence de leur détection par modalité.

Un jour seulement après l'écimage (Figure 38), des émissions de composés volatils, correspondant à la valeur de TR (Temps de Rétention) de l'ordre de 25,9, sont observées de manière un peu plus fréquente avec les modalités NENV (cotonnier non écimé non voisins) et NEV (cotonnier non écimé voisin de cotonniers écimés).

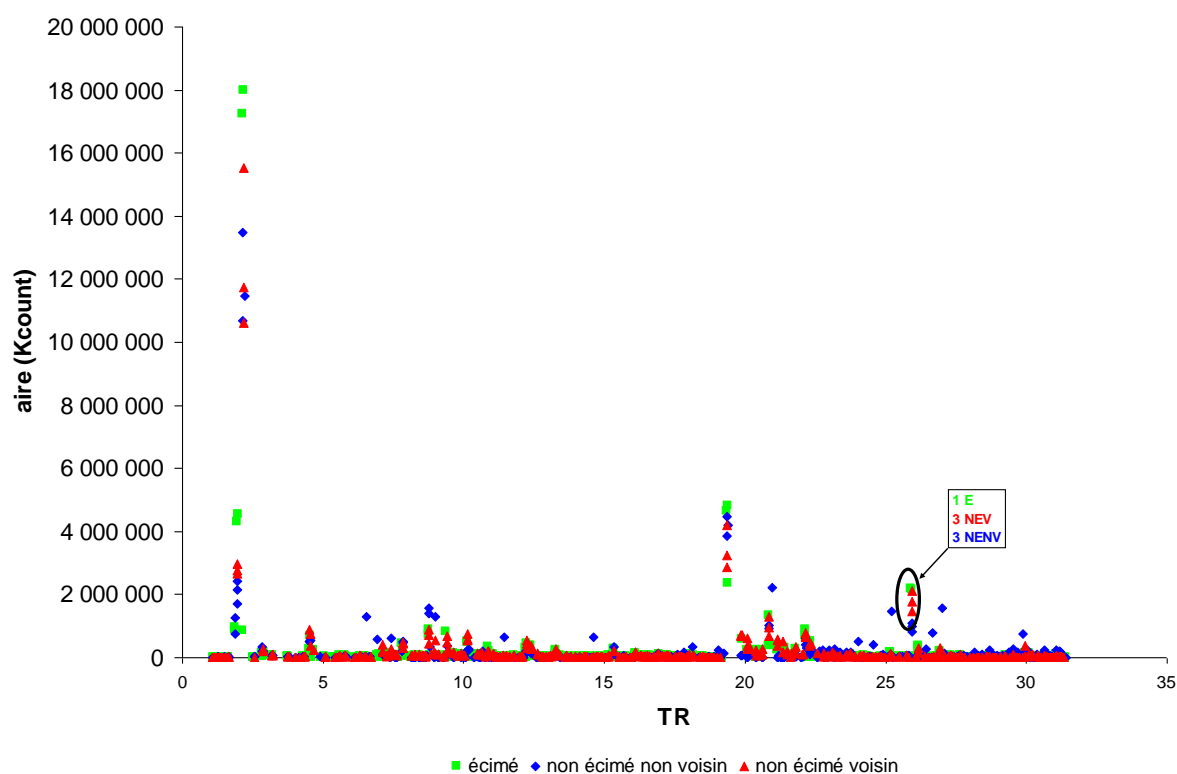


Figure 39 : chromatographies des émissions de composés volatils un jour après l'écimage

Deux jours après l'écimage des cotonniers (Figure 39) on observe également, toujours pour leurs fréquences plus élevées, des composés volatils, correspondant aux TRs de l'ordre de 19,4 et 25,9, émis par les cotonniers des modalités E (cotonnier écimé) et NEV (cotonnier non écimé voisin de cotonniers écimés). Mais comme précédemment les quantités émises sont très faibles.

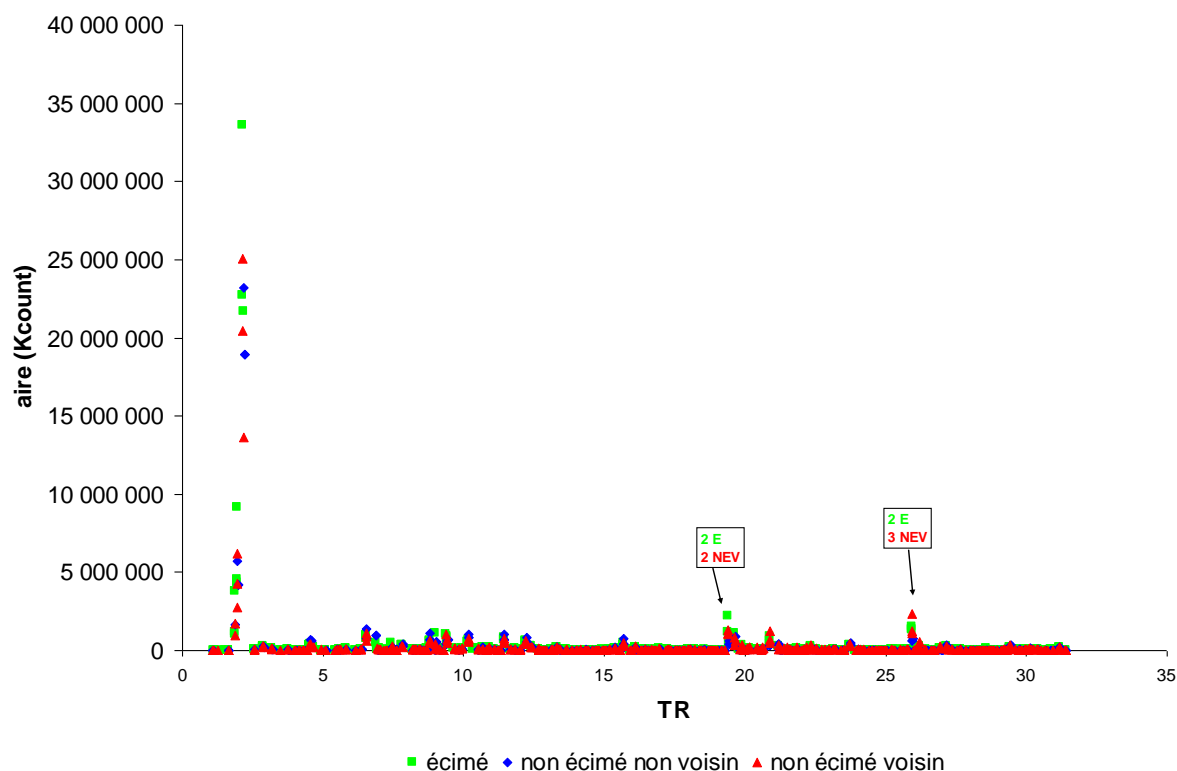


Figure 40 : chromatographies des émissions de composés volatils deux jours après l'écimage

Quatre jours après l'écimage (Figure 40), des émissions de composés volatils sont plus fréquemment observées:

pour la modalité E (cotonnier écimé) à la valeur de TR de l'ordre de 6,8
 pour les modalités E (cotonnier écimé) et NEV (cotonnier non écimé voisin de cotonniers écimés) à la valeur de TR de l'ordre de 19,3
 pour la modalité NEV (cotonnier non écimé voisin de cotonniers écimés) à la valeur de TR de l'ordre de 17,2

Par contre à la valeur des TR de 25,9, les émissions de NENV (cotonnier non écimé non voisin de cotonniers écimés) apparaissent plus fortes.

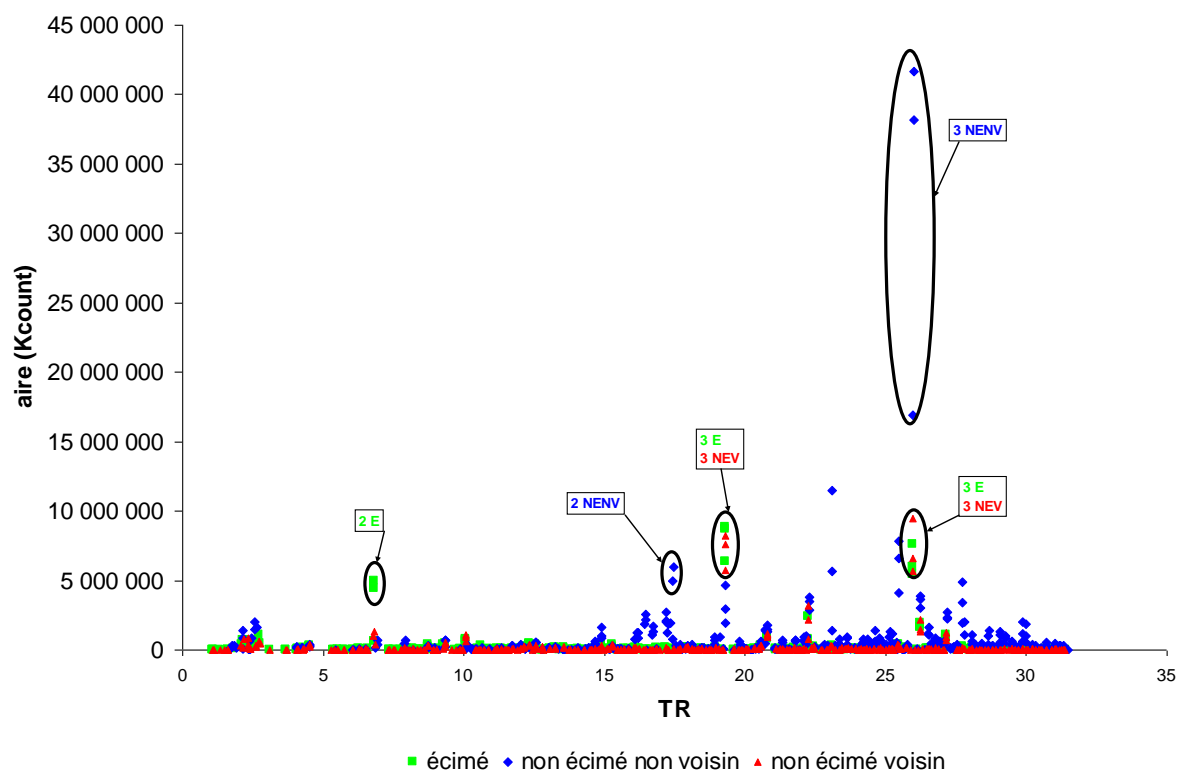


Figure 41 : chromatographies des émissions de composés volatils quatre jours après l'écimage

Huit jours après l'écimage (Figure 41), on retrouve des émissions de composés volatils en quantités un peu plus élevées pour la modalité NENV (cotonnier non écimé non voisin de cottonniers écimés) à la valeur de TR de l'ordre de 25,9 et pour la modalité NEV (cotonnier non écimé voisin de cottonniers écimés) aux valeurs de TR de l'ordre de 2,6 et 30,0.

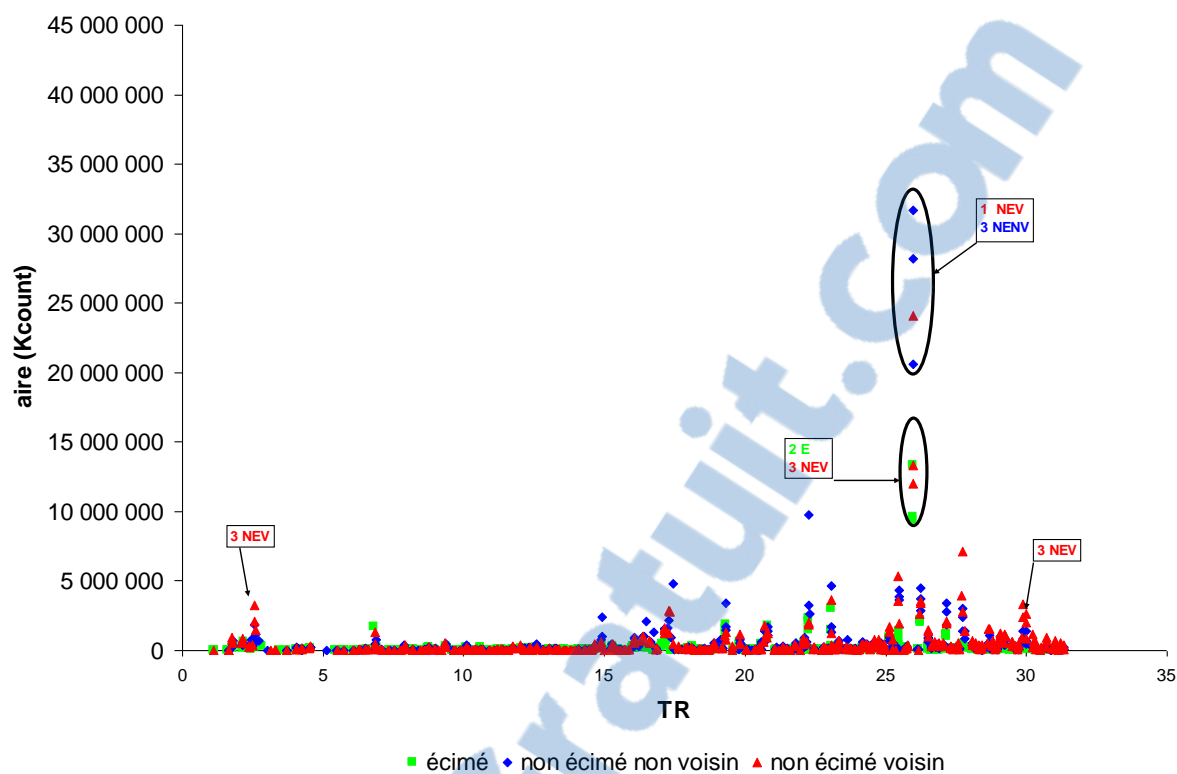


Figure 42 : chromatographies des émissions de composés volatils huit jours après l'écimage

Quinze jours après l'écimage (Figure 42), des émissions de composés volatils sont observées en quantités un peu plus élevées avec la modalité NENV (cotonnier non écimé non voisin de cottonniers écimés) pour les valeurs de TR de l'ordre de 2,5, de 17,3 et de 27,7 et en fréquence plus élevée avec la modalité E (cotonnier écimé) pour une valeur de TR de l'ordre de 23,1.

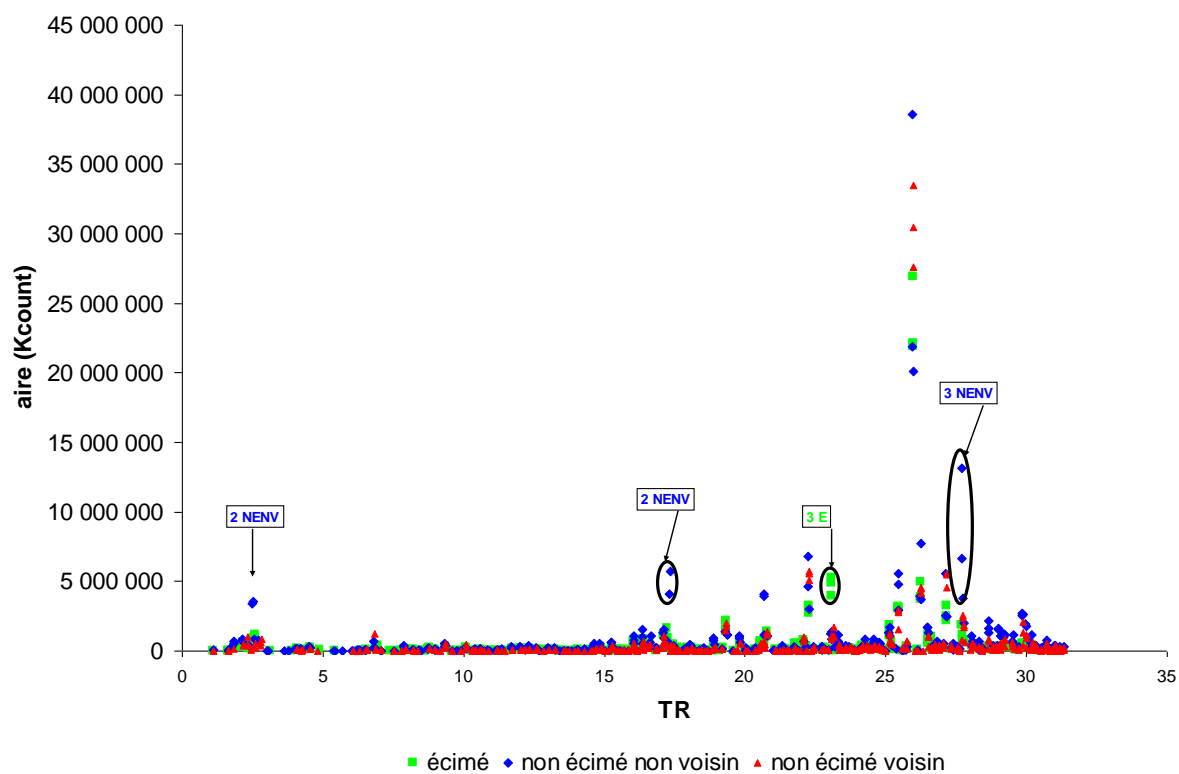


Figure 43 : chromatographies des émissions de composés volatils quinze jours après l'écimage

Vingt-deux jours après l'écimage (Figure 43), les émissions de composés volatils, correspondant à la valeur de TR de l'ordre de 6,8 sont plus fréquentes pour les modalités E (cotonnier écimé) et NEV (cotonnier non écimé voisin de cotonniers écimés). Toutefois les quantités ne sont pas très importantes.

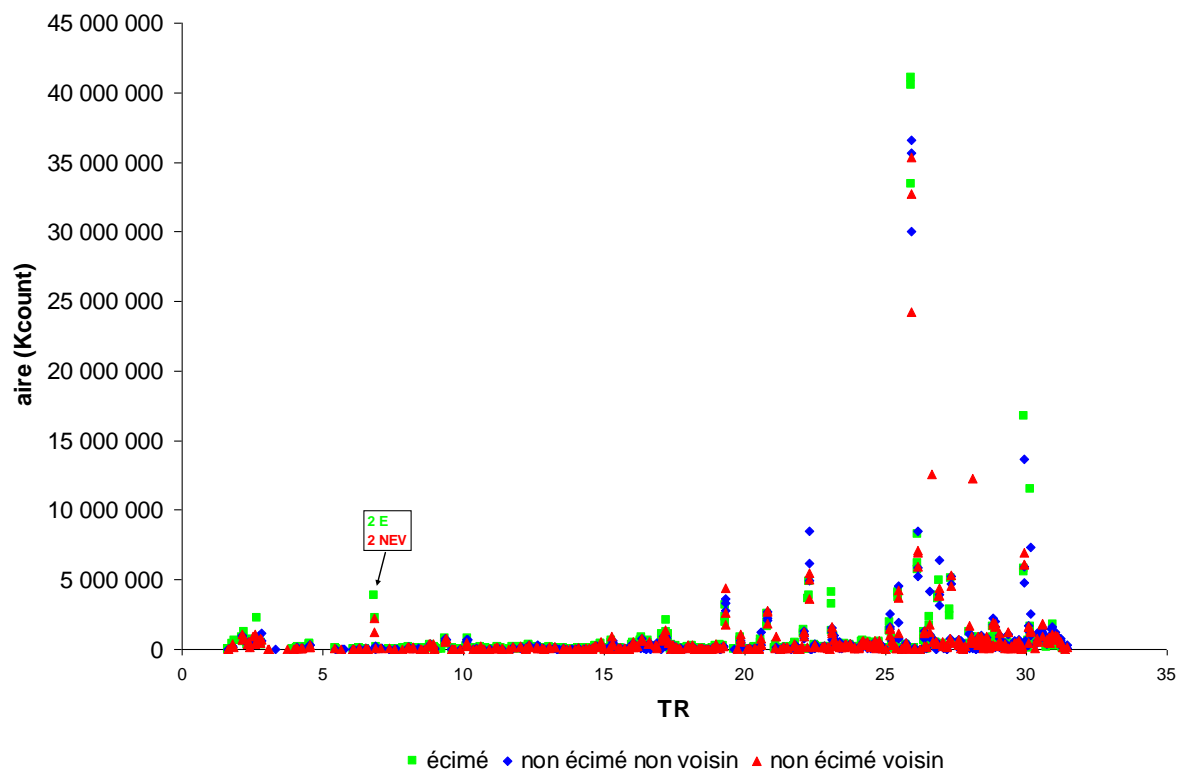


Figure 44 : chromatographies des émissions de composés volatils vingt-deux jours après l'écimage

Vingt-neuf jours après l'écimage (Figure 44), les émissions de composés volatils sont en quantités un peu plus élevées avec la modalité NENV (cotonnier non écimé non voisin de cotonnier écimé) à la valeur de TR de 2,0 et en fréquences plus élevées pour les modalités E (cotonnier écimé) et NEV (cotonnier non écimé voisin de cottonniers écimés) à la valeur de TR de l'ordre de 6,5 et pour la modalité NEV (cotonnier non écimé voisin de cottonniers écimés) à la valeur de TR de 25,9. Mais les quantités ne sont toujours pas très importantes.

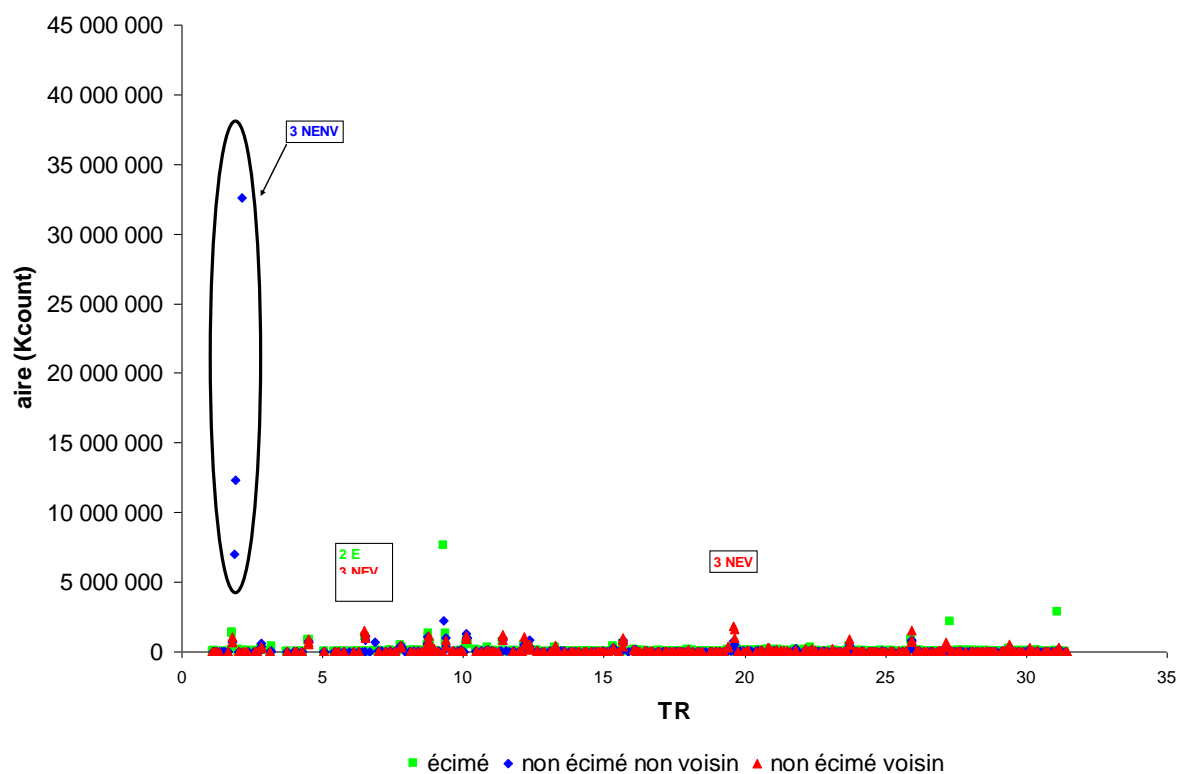


Figure 45 : chromatographes des émissions de composés volatils vingt-neuf jours après l'écimage

Il est apparu à plusieurs dates des émissions de composés volatils particulières aux modalités E (cotonnier écimé) et NEV (cotonnier non écimé voisin de cotonniers écimés) parfois de manière simultanée. Les différences apparues s'observent plus souvent au niveau des fréquences. Toutefois, en raison du nombre peu élevé de répétitions (3 cotonniers par modalité) et des faibles quantités émises, des conclusions définitives ne peuvent pas être émises. On peut aussi regretter que l'identification de ces émissions particulières n'ait pas été possible.

7 COMMENTAIRES ET DISCUSSION

7.1 *Evaluation de l'effet de l'écimage des cotonniers sur les populations de chenilles de la capsule au niveau des plants écimés.*

Au Mali, on soupçonnait depuis 2002 que l'écimage avait un effet réducteur sur les populations de chenilles de la capsule. Cet effet réducteur de population de chenilles de la capsule à la suite d'un écimage se trouve confirmé par les résultats de nos études en station durant ces années (Tableaux 17 à 22). Ces réductions, qui concernent les populations larvaires de *H. armigera*, de *D. watersi* et de *Earias* spp, ont été significatives ou hautement significatives alors que ce n'était pas le cas avant 2008 (Renou et *al.*, 2011). De plus, elles ont été beaucoup plus spectaculaires en 2008 : réduction en moyenne de 96% pour les populations larvaires de *H. armigera* (contre 55% avant 2008), de 97% pour celles de *D. watersi* (contre 72% avant 2008) et de 95% pour celles de *Earias* spp (contre 70% avant 2008). Après un écimage, Sundaramurthy (2002) observait des réductions de cette ampleur pour les pontes de *H. armigera* en Inde. Hao (1985) signalait des réductions plus faibles tant pour les œufs que pour les populations larvaires de chenilles de la capsule en Chine. Naguib et Nasr Kattab (1978) notaient des effets variables d'une année à l'autre pour *S. littoralis* en Egypte. Des variations peuvent donc être observées dans les effets de l'écimage. Cependant contrairement aux études mentionnées dans la littérature, les études conduites au Mali avant 2008 et à partir de 2008 ont été mises en place sur le même site : la sous station de Farako. Il faut donc s'interroger sur les facteurs responsables des différences de signification et d'importance des effets de l'écimage sur les populations de chenilles de la capsule entre les deux périodes.

Méthodologies mises en œuvre au cours des deux périodes

Les dispositifs des études n'ont pas été très différents sur le plan statistique au regard du facteur écimage. Le plus souvent des blocs de Fisher ou des factoriels ont été utilisés. Le dispositif split-plot n'a été utilisé que dans une étude conduite avant 2008. Le nombre de répétitions par étude était presque toujours égal à 6 au cours des deux périodes (une seule étude comptait 8 répétitions avant 2008 et une seule étude comptait 4 répétitions à partir de 2008). La taille des parcelles élémentaires a été en moyenne plus grande dans les études conduites à partir de 2008. Mais, si des phénomènes de non préférence intervenaient, cette

plus grande taille des parcelles élémentaires aurait avantage l'écimage avant 2008. A l'inverse, le taux de cotonniers écimés par parcelle élémentaire a été plus élevé avant 2008. Si des phénomènes de non préférence intervenaient, ce facteur aurait avantage l'écimage à partir de 2008. Mais, dans les études conduites à partir de 2008, aucune liaison n'apparaît entre les taux de plants écimés à l'intérieur des parcelles élémentaires et l'importance des réductions de population en chenilles de la capsule au niveau des cotonniers écimés (ces réductions sont supérieures à 93% quelle que soit l'étude). Enfin, des méthodologies comparables ont été mises en œuvre pour dénombrer ces ravageurs au cours des deux périodes. En conclusion, les faibles différences dans les méthodologies respectées ne peuvent expliquer les différences de signification et d'importance des effets de l'écimage entre les deux périodes.

Caractéristiques climatiques des deux périodes

D'une manière générale, les caractéristiques climatiques ont été plus variables entre les années à l'intérieur de chaque période qu'en moyenne entre les deux périodes. En effet, les pluviométries moyennes des deux périodes sont comparables : 1 150 mm \pm 146 mm à partir de 2008 et 1 217 mm \pm 209 mm avant 2008. Il en est de même pour le nombre moyen de jours de pluie : 71 jours \pm 7 jours à partir de 2008 et 62 jours \pm 14 jours avant 2008. Par ailleurs, Traoré *et al.* (2013) ne mentionnent qu'une élévation générale de la température minimale de 0,05°C par année sur une période allant de 1965 à 2005 en zones cotonnières du Mali. Ainsi l'augmentation de la température minimale, qui n'aurait été que de 0,45 °C de 2002 à 2011, est trop faible pour expliquer les différences dans la signification et l'importance des effets de l'écimage entre les deux périodes.

Conduites de la culture au cours des deux périodes

L'absence de protection insecticide caractérise toutes les études conduites à partir de 2008. A l'inverse, celles conduites avant 2008 ont toutes été protégées par des applications d'insecticides. Or, dans une étude conduite en 2007, des effets significatifs de l'écimage n'ont été observés que lorsque la protection était assurée par des interventions sur seuil et non par des interventions calendaires qui avaient, contrairement aux interventions sur seuil, maîtrisé totalement les populations de chenilles de la capsule (Renou *et al.*, 2011). Ces résultats suggèrent que les effets de l'écimage n'apparaissent significatifs que si les niveaux de populations de chenilles de la capsule sont suffisants. Les études conduites à partir de 2008

ont d'ailleurs montré que la signification des effets de l'écimage était dépendante des niveaux de populations de chenilles de la capsule. Or par rapport à la période avant 2008, les populations de chenilles de la capsule à partir de 2008 sont en moyenne presque 4 fois plus élevées pour *H. armigera* et pour *Earias* spp et légèrement supérieures pour *D. watersi*. L'absence de protection a donc pu effectivement bénéficier à l'écimage à partir de 2008.

La variété STAM 59A a été utilisée dans toutes les études à partir de 2008. Auparavant trois variétés STAM 59 A, NTA 93-15 et NTA 88 6, qui ne présentent pas de grandes différences (Renou et *al.*, 2003 et 2002), furent utilisées en fonction des études. Or, même si Renou et *al.* (2011) ne le soulignent pas dans leur publication, avant 2008 les effets de l'écimage ont été plus fréquemment significatifs dans nos études et/ou plus forts avec la variété STAM 59A qu'avec les variétés NTA 93-15 et NTA 88 6. Ainsi, l'emploi de la variété STAM 59 A a donc pu favoriser l'écimage à partir de 2008. Mais il faudrait vérifier cette hypothèse car une influence du cultivar sur les effets de l'écimage signifierait (i) qu'ils ne résultent pas seulement de l'absence de cime et (ii) que les programmes de création variétale doivent en tenir compte si l'on veut diffuser des stratégies de protection reposant sur l'écimage de cotonniers.

Aucun autre facteur cultural ne présente de grandes différences entre les deux périodes. La date moyenne de semis des études n'a pas été très différente entre les deux périodes : 14 juin pour les études avant 2008 et 16 juin pour celles à partir de 2008. Les autres opérations culturales ont été les mêmes en nature et en nombre. Toutefois, en raison de l'adoption d'une nouvelle règle de décision (écimage réalisé 10 jours après l'apparition de la première fleur plutôt qu'à l'apparition de la 15^{ième} branche fructifère), les écimages ont été pratiqués un peu plus tôt dans les études conduites à partir de 2009 : au 68^{ième} JAL contre 73^{ième} JAL avant 2008. Mais, cette faible différence n'explique probablement pas les différences entre ces deux périodes dans les effets de l'écimage d'autant qu'en 2010, des écimages pratiqués à différentes dates (de 50 à 92 JAL) ont procuré les mêmes effets (étude 10). Par ailleurs, les interactions significatives apparues avant 2008 entre la pratique de l'écimage et la fertilisation minérale ont été peu nombreuses et toujours difficiles d'interprétation (Renou et *al.*, 2011).

En conclusion, seule l'absence de protection insecticide pourrait expliquer les effets de l'écimage plus souvent significatifs et plus forts observés à partir de 2008. Cependant une

influence favorable de la variété STAM 59 A ne doit pas être écartée sans étude plus approfondie.

7.2 Précision des effets de l'écimage de cotonniers sur les populations de chenilles de la capsule au niveau des plants écimés

Dans la littérature, très peu de précisions sont données sur les effets de l'écimage au niveau des populations de chenilles de la capsule de cotonniers écimés. Les résultats des études conduites dans ce cadre sont donc souvent originaux. Ils sont présentés et discutés dans les paragraphes qui suivent.

Une réduction significative des populations de chenilles de la capsule à la suite d'un écimage est apparue quelle que soit la date de réalisation de cette pratique : au 50^{ième}, 64^{ième}, 78^{ième} ou 92^{ième} JAL (Tableaux 23 à 26). De plus, ces réductions des populations de chenilles de la capsule ont été observées sur toute la durée des périodes qui ont suivi les écimages. Sur l'ensemble des études conduites, les effets de l'écimage sont apparus souvent plus significatifs avec des populations élevées.

Au niveau des rares cotonniers écimés ayant hébergé des chenilles de la capsule et/ou des pontes de ces ravageurs, les caractéristiques de ces populations ont été identiques à celles observées sur des cotonniers non écimés. Ainsi la réponse d'un cotonnier à l'écimage pourrait être de type "tout ou rien": soit (i) il héberge des populations de ces ravageurs (chenilles et/ou œufs), soit (ii) il n'en héberge pas. En conséquence les dénombrements de chenilles ou d'œufs de ces ravageurs pourraient être remplacés par des dénombrements de plants hébergeant des chenilles et/ou des pontes de ces ravageurs.

Lorsque les chenilles de la capsule ont été dénombrées selon deux catégories de stades larvaires (études 10 et 11), les effets de l'écimage sur cotonniers écimés ont été observés de manière presque identique : réduction moyenne de 94% pour les stades L1 et L2 et réduction moyenne de 100% pour les stades plus âgés (\geq L3). Ces résultats suggèrent (i) qu'un mécanisme d'antibiose (effet toxique sur les chenilles) est peu probable pour expliquer les réductions de populations de chenilles de la capsule à la suite d'un écimage et (ii) que les effets de l'écimage au niveau de cotonniers écimés concernent en premier les pontes de ces noctuelles.

Malgré les difficultés rencontrées pour observer les œufs de ces ravageurs (dépôt individuel, taille réduite et présence éphémère sur cotonniers), les études 2, 4, 5, 6, 9 et 10 ont néanmoins montré que les pontes de ces ravageurs étaient significativement moins nombreuses sur cotonniers écimés que sur cotonniers non écimés. Aussi, les taux de plants hébergeant des pontes étaient significativement plus faibles lorsque les cotonniers étaient écimés. Sundaramurthy (2002) à propos de *H. armigera* en Inde, Hao (1985) à propos de Noctuelles du cotonnier en Chine et Naguib et Nasr Kattab (1978) à propos de *S. littoralis* en Egypte avaient déjà signalé des réductions de pontes sur cotonniers à la suite de leur écimage. Les réductions de populations d'œufs sur cotonniers écimés dans les études 2, 4, 5, 6, 9 et 10 ont toujours été très élevées : de 75 à 100 % en considérant les taux de plants hébergeant des pontes. Sundaramurthy (2002) a aussi observé des réductions de cette importance sur cotonniers écimés à propos de *H. armigera* en Inde même si Hao (1985) en notait de plus faibles en Chine. Les réductions de populations de chenilles de la capsule au niveau de cotonniers écimés résultent donc de la réduction des pontes de ces ravageurs au niveau de ces cotonniers.

Les réductions de pontes ont été le plus souvent supérieures aux réductions de populations de chenilles de la capsule. Cependant, les différences sont faibles car, qu'il s'agisse des œufs ou des chenilles, les réductions de populations ont toujours été très élevées. Comme pour les populations larvaires, aucune différence n'est apparue entre les espèces dans les réductions de leurs pontes à la suite d'un écimage. Ces résultats des effets de l'écimage au niveau des cotonniers qui lui sont soumis suggèrent une non-spécificité des mécanismes.

Une autre caractéristique des effets de l'écimage sur les populations de chenilles de la capsule est leur rapidité d'apparition. Au cours de la première semaine qui suit l'écimage, les populations sur cotonniers écimés ont été dans la plupart des études inférieures à celles de cotonniers non écimés. Dans les autres études elles furent équivalentes ou nulles. Au cours de cette première semaine, ces effets de l'écimage ont été significatifs dans la moitié des études en apparaissant parfois dès le 3^{ième} jour après l'écimage. Sur la base des populations moyennes sur l'ensemble des différentes études, la réduction des populations (toutes espèces confondues) a été de 99 % au cours de la première semaine qui suit l'écimage.

Enfin une longue persistance de ces effets a été notée. Jusqu'au 69^{ième} jour après l'écimage, les populations sur cotonniers écimés ont été inférieures à celles de cotonniers non écimés dans la plupart des études. Jusqu'à la 8^{ième} semaine qui suit l'écimage la majorité des études montre des réductions significatives de populations de chenilles sur cotonniers écimés. Au cours de la période qui suit l'écimage, cette réduction des populations de chenilles de la capsule a été au minimum de 55 %. Mais, en considérant les populations moyennes de l'ensemble des études au cours des semaines qui suivent l'écimage, cette réduction des populations de chenilles de la capsule fut toujours supérieure à 94 % sans présenter de grande variation au cours du temps.

Seuls Naguib et Nasr Kattab (1978) ont remarqué des caractéristiques assez similaires avec les pontes de *S. littoralis* en Egypte. Au cours de 6 années d'études, ils ont toujours observé des pontes de ce ravageur beaucoup plus tôt et plus tard sur cotonniers non écimés que sur cotonniers écimés. Qu'une pratique culturale ait des effets sur des populations de ravageurs aussi forts, aussi rapides et aussi persistants après sa réalisation est suffisamment rare pour être souligné.

7.3 Examen du rôle de l'absence de cimes de cotonniers dans les effets de l'écimage des cotonniers sur les populations de chenilles de la capsule.

L'hypothèse de la thèse était que les effets de l'écimage sur les populations de chenilles de la capsule ne résultent pas uniquement de l'absence de cimes. Elle a été émise car : (i) dans la littérature, les effets biologiques de l'écimage concernent le plus souvent les pontes de ces ravageurs (*H. armigera* pour Sundaramurthy, 2002 en Inde, *S. littoralis* pour Naguib et Nasr Kattab, 1978 en Egypte et Hao, 1985 à propos des noctuelles du cotonnier en Chine), (ii) parmi les espèces du complexe des chenilles de la capsule présentes au Mali, seule l'espèce *H. armigera* privilégie nettement le sommet des cotonniers pour le dépôt de ses œufs mais si c'est surtout en début de cycle du cotonnier (Nibouche, 1999 ; Martin, 1996 ; Matthews et Tunstall, 1994 ; Couilloud, 1987) et (iii) Vayssière et Mimeur (1926) préconisaient déjà un écimage des cotonniers pour diminuer les populations de chenilles de la capsule alors que *H. armigera* était absent de ce complexe à leur époque.

Les deux études conduites spécifiquement pour examiner cette hypothèse ne permettent pas de confirmer mon hypothèse et de conclure de manière affirmative. En effet, l'écimage des cotonniers a procuré en 2009 une réduction significativement plus forte des populations de chenilles de la capsule (toutes espèces confondues) que celle procurée par l'ensachage nocturne des cimes. Mais, en 2010, cet effet de l'écimage n'a pas été perceptible (Tableaux 47 à 50). Toutefois, ces deux études montrent que l'impossibilité des noctuelles d'accéder aux cimes des cotonniers peut être responsable des réductions de populations de chenilles de la capsule.

Si au moment de l'écimage, l'offre en sites pour héberger des pontes au niveau de cotonniers écimés était faible, on pourrait effectivement comprendre que l'absence de cimes puisse avoir un effet immédiat sur les populations de ces ravageurs qui doivent les utiliser pour accomplir une partie de leur cycle. Mais au moment de l'écimage, un cotonnier a déjà formé 15 branches fructifères et son offre de sites, différents des cimes, pour héberger des pontes n'est pas faible. Par ailleurs, l'absence de ces cimes peut difficilement expliquer la prolongation des effets de l'écimage sur de longues périodes. En effet, la croissance d'un cotonnier, en dehors de celle de sa tige principale, n'est absolument pas arrêtée après un écimage. De nombreux sites sont donc offerts à ces ravageurs pour l'accomplissement de leur cycle. Mais, ces ne sont pas utilisés lorsque le cotonnier est écimé. Cela a d'ailleurs été vérifié dans les études 2, 4 et 5 en examinant les pontes de ces ravageurs aux extrémités de branches fructifères qui ont été significativement moins importantes sur cotonniers écimés que sur cotonniers non écimés. Les réductions de populations de ces ravageurs à la suite d'un écimage ne résultent donc pas uniquement de l'absence de cime. Le comportement des adultes femelles est probablement modifié en présence de cotonniers écimés puisque les autres sites accessibles et propices à héberger des pontes ne sont pas utilisés.

7.4 Examen et caractérisation d'autres effets biologiques de l'écimage de cotonniers.

Parmi les autres effets biologiques de l'écimage pouvant être mis en relation avec les diminutions de populations de chenilles de la capsule et d'œufs de ces ravageurs, il faut s'intéresser à la faune auxiliaire. Seuls les prédateurs ont été suivis dans deux études qui n'ont pratiquement pas révélé d'effet significatif de l'écimage. La diminution des populations

d'œufs ou de chenilles de la capsule à la suite d'un écimage ne résulte donc pas d'une prédation accrue par une augmentation des populations de prédateurs. Même si aucune observation ne les a concernés, une augmentation des populations de parasites de ces ravageurs après un écimage pourrait difficilement expliquer la rapidité d'apparition des effets de l'écimage sur ces ravageurs.

Dans cinq études, des réductions significatives et importantes des pontes et des populations de chenilles de la capsule ont été observées au niveau de cotonniers non écimés voisins de cotonniers écimés. Ces réductions ont été constatées jusqu'à une distance de 4 mètres de cotonniers écimés. Aucune étude n'a comporté d'observations de ces ravageurs (œufs ou chenilles) sur des cotonniers non écimés situés à plus de 4 mètres de cotonniers écimés. Mais, les résultats de l'étude 4 permettent de prédire (par régression) une disparition de ces effets à partir de 8 ou 10 mètres de cotonniers écimés.

Un adulte femelle de ces ravageurs, ne trouvant pas sur cotonniers écimés de sites propices au dépôt de ses œufs, pourrait élargir ses recherches de sites favorables sans se limiter aux plants immédiatement voisins. Une étude a d'ailleurs montré que les plants situés à 0,8 mètre de cotonniers dont les cimes ont été ensachées hébergeaient des populations réduites de chenilles de la capsule. Au niveau de ces plants, la réduction des populations de chenilles était d'ailleurs identique à celle observée sur des cotonniers non écimés situés à 0,8 mètre de cotonniers écimés. Mais la réduction des populations de chenilles sur des plants non écimés situés à 1,6 mètre de cotonniers écimés a été significativement plus forte que celle sur des plants situés à 1,6 mètre de cotonniers dont la cime a été ensachée. Ces résultats permettent de suspecter une répulsion de la part de cotonniers écimés vis-à-vis des adultes de ces ravageurs.

Cette hypothèse d'une répulsion à partir de cotonniers écimés expliquerait alors mieux les effets à distance mais aussi les effets observés sur les pontes au niveau des extrémités des branches fructifères de cotonniers écimés. Cette répulsion des adultes de ces ravageurs par des cotonniers écimés pourrait reposer sur des caractéristiques physiques apparaissant au niveau de cotonniers écimés à la suite de leur écimage. Mais, ces caractéristiques n'auraient probablement d'effet que sur de faibles distances, voire uniquement au niveau des cotonniers écimés. Cette répulsion reposerait, plus vraisemblablement, sur des émissions de substances chimiques volatils que sur des caractéristiques physiques apparaissant au niveau de cotonniers écimés. Cela permettrait d'expliquer un peu mieux les effets à distance. Mais cette hypothèse

de l'intervention de substances chimiques volatils émises uniquement par les cotonniers écimés est insuffisante pour expliquer les très fortes réductions de populations de chenilles de la capsule observées sur cotonniers non écimés relativement éloignés de cotonniers écimés. La transmission des propriétés de cotonniers écimés à des plants voisins non écimés et la conservation de ces propriétés par les cotonniers non écimés après l'arrachage des cotonniers écimés furent observées dans une étude. Ces résultats suggèrent que les substances chimiques volatils, émises par les cotonniers à la suite de leur écimage, pourraient être répulsifs vis-à-vis des adultes des noctuelles qui s'attaquent aux organes fructifères du cotonnier et servir d'alarmes pour les cotonniers voisins afin qu'ils reproduisent les mêmes émissions de substances chimiques volatils.

Au regard de travaux déjà conduits sur les émissions de composés volatils par les plantes cette hypothèse semble probable. Beaucoup de publications ont été faites sur les émissions, par des plantes, cultivées ou non, de composés volatils, à la suite de blessures mécaniques ou par des bio-agresseurs. Par exemple, le curculionide *Diaprepes abbreviatus* (Linnaeus) provoque des émissions de terpènes lorsque ses larves s'attaquent aux racines de citronnier (Ali et al., 2010). Le puceron *Lachnusroboris* (Linnaeus) provoque des émissions de delta carène et augmente celles de mircène et de gamma terpinène lorsqu'il se nourrit sur des jeunes plants de chêne vert (Paris et al., 2010). La coccinelle *Leptinotarsa decemlineata* (Say) et le puceron *Myzus persicae* (Sulzer) déclenchent des émissions de composés volatils différentes par les plants de pomme de terre sur lesquels ils se développent (Gosset et al., 2009). Le champignon, *Botrytis cinerea* (Pers.), responsable de la pourriture grise de la tomate, provoque chez cette plante des émissions de composés volatils qui varient en fonction de la sévérité de l'infection et du temps écoulé depuis le début de l'infection (Jansen et al., 2009). Le blé émet aussi des composés volatils (en particulier de bêta caryophyllène) qui varient dans le temps à la suite d'infections par le champignon *Fusarium* sp (les émissions variant également en fonction des espèces) et d'attaques foliaires de tenthrèdes *Dolerus* sp (Piesik et al., 2009). Le cotonnier est aussi concerné par ces émissions de composés volatils à la suite d'attaques de bio-agresseurs : les chenilles de *Spodoptera exigua* Hübner en s'attaquant aux feuilles provoquent des émissions de composés volatils (terpenoïdes) même par les feuilles non endommagées qui varient en fonction des apports d'azote (Chen et al., 2008) ; les attaques foliaires de chenilles de *Heliothis zea* (Boddie) entraînent aussi des émissions de composés volatils (même par les feuilles non attaquées) qui seront accrues si elles s'accompagnent d'attaques de racines par *Meloidogynein cognita* (Kofoïd et White) selon Olson et al. (2008). Les dégâts des chenilles

de *H. armigera* sont aussi à l'origine d'émissions de composés essentiellement par les feuilles de cotonnier même si les tiges en émettent (Su JianWei et al., 2007). Les piqures du miride *Lygushesperus* (Knight), déclenchent chez le cotonnier des émissions de composés volatils qui varient en fonction de la gravité des dégâts (Williams III et al., 2005). Des émissions de composés volatils apparaissent aussi à la suite de blessures mécaniques même si elles sont souvent différentes et/ou moins importantes et/ou moins actives. Ainsi, Watkins et al. (2006) ont montré des changements dans les profils des émissions de composés volatils de la canche capiteuse (*Deschampsia cespitosa* Linnaeus) à la suite de dégâts mécaniques, de même les racines de citronnier endommagées mécaniquement attirent, comme les dégâts provoqués par *D. abbreviatus*, des nématodes entomopathogènes (*Steinernema diaprepesin* sp.), même si c'est en moins grand nombre (Ali et al., 2010). Des rayures sur des feuilles de cotonniers entraînent des émissions de terpénoïdes même si elles sont moins importantes qu'à la suite de dégâts provoqués par les chenilles de *S. littoralis* (Opitz et al., 2008). Si les effets mentionnés dans la littérature à propos de ces composés volatils concernent souvent l'attraction de parasites (Moraes et al., 2009 ; Liu Yong et al., 2009 ; Sasso et al., 2009 ; Puente et al., 2008 ; Wyckhuys et Heimpel, 2007 ; Lou et al., 2006) et/ou de prédateurs (Kappers et al., 2010 ; Sznajder et al., 2010 ; Moayeri et al., 2007), certaines études ont montré des effets répulsifs vis-à-vis des adultes de certains ravageurs. Ainsi, Sanchez-Hernandez et al. (2006) ont montré qu'une variété de tomate (*Solanum lycopersicum* Linnaeus) modifiée pour produire moins de composés volatils étaient plus attractive vis-à-vis des papillons du sphinx de la tomate (*Manduca sexta* Linnaeus). Les papillons de *Heliothis virescens* (Fabricius) sont repoussés par les émissions nocturnes de composés volatils que leurs chenilles déclenchent chez des plants de tabac (*Nicotianatabacum* Linnaeus) entraînant ainsi leur non utilisation pour le dépôt de pontes (Moares et al., 2001). Enfin des travaux font état de communications entre plants et de la transmission à distance de propriétés défensives particulières (Himanen et al., 2010 ; Karban, 2010 ; Kost et Heil, 2006 ; Pickett et al., 2003).

7.5 Examen des modifications d'un cotonnier après son écimage susceptibles d'être impliquées dans la réduction des populations de chenilles de la capsule.

Trois études ont montré que la production de fleurs d'un cotonnier (principales sources d'alimentation des adultes des ravageurs des organes fructifères) n'était pas affectée par son écimage (Tableaux 71 à 73). Une baisse de la fécondité des femelles de ces ravageurs est

souvent liée à une baisse de leur alimentation (Song ZengMing et *al.*, 2007 ; Topper, 1987 ; Mehta, 1971). Mais cet effet qui pourrait expliquer les pontes moins nombreuses observées sur cotonniers écimés, n'est donc a priori pas possible à moins que l'accès aux fleurs soit plus difficile et/ou que les nectaires extra-floraux soient moins nombreux sur ces cotonniers écimés. Les études conduites n'ont toutefois pas abordé ces aspects, car avant de pondre, les femelles de ces ravageurs, en particulier celles de l'espèce *H. armigera* (Chamberlain et *al.*, 2000), explorent probablement d'autres cotonniers que ceux écimés pour s'alimenter.

Les études conduites n'ont pas montré de manière irréfutable une réduction de la densité de poils sur les feuilles de cotonniers écimés (Tableaux 85 à 89). Une diminution de la pilosité foliaire aurait pu pourtant expliquer des pontes plus faibles sur cotonniers écimés. Le caractère pileux des feuilles chez le cotonnier est en effet souvent associé à des pontes plus importantes de ces ravageurs : Ramnath et *al.* (1992), Hassan et *al.* (1990) et Lukefahr et *al.* (1965) l'ont montré pour *H. armigera*, Sharma et Agrawal (1983) pour *E. vitella* (Fabricius) espèce voisine des *Earias* spp présents au Mali et Matthews (1966) pour *D. castanea* (Hamps) espèce voisine de *D. watersi*. La longueur des poils étant souvent corrélée à la densité de poils chez le cotonnier (Renou, 2000), la pilosité foliaire n'intervient probablement pas pour expliquer la réduction des pontes sur cotonniers écimés.

Aucun effet de l'écimage sur la densité de glandes à gossypol n'a été observé dans les études 8 et 12. Les substances toxiques aux chenilles de la capsule sont généralement stockées au niveau des glandes à gossypol (Cai YingFan et *al.*, 2010 ; Zhu ShuiJin et *al.*, 2001). En conséquence, si leur contenu et leur taille n'étaient pas modifiés par l'écimage (ce qui n'a pas pu être vérifié), l'absence d'effet de l'écimage sur la densité de glandes à gossypol confirmerait que des mécanismes d'antibiose n'interviennent pas pour expliquer les effets de l'écimage. Cela pouvait d'ailleurs être suspecté à partir des dénombrements de chenilles de la capsule par catégorie de stades larvaires. A l'inverse, comme les émissions de composés volatils chez les cotonniers font intervenir les glandes à gossypol dont la taille et/ou le nombre augmenteraient pour permettre leur stockage avant leur libération (Opitz et *al.*, 2008), l'absence d'effet de l'écimage sur la densité de glandes à gossypol pourrait contredire l'hypothèse d'émissions particulières de composés volatils par des cotonniers écimés.

Cependant, comme la chenille de *Earias* spp. (encore que ce soit d'ailleurs de manière très imparfaite), l'écimage manuel ne simule pas seulement un dégât de chenilles, il provoque

aussi des modifications dans le fonctionnement métabolique des cotonniers. Ces modifications métaboliques ont été invoquées pour expliquer certains avantages agronomiques de cette pratique : meilleure rétention des organes fructifères, augmentation du poids moyen des capsules et de la production (Yang *et al.*, 2008). Les dégâts de ravageurs du cotonnier qui engendrent des émissions de composés volatils ne sont en général pas comparables à un écimage manuel puisque le fonctionnement métabolique de la plante qui les subit est peu ou pas affecté. Il n'est donc pas impossible que la simulation d'un dégât de *Earias* spp et des modifications du fonctionnement métabolique du cotonnier à la suite d'un écimage puisse entraîner des émissions de composés volatils très différentes de celles que l'on a l'habitude d'observer dans les phénomènes de résistance induite.

A quelques exceptions près on n'observe pas d'effet de l'écimage sur la croissance des feuilles. Mais ces exceptions, qui concernent des feuilles dont la longueur de nervure médiane est supérieure ou égale à 3 cm et inférieure à 5 cm ou égale à 5 cm et inférieure à 7 cm au moment de la première mesure, présentent toutefois des effets opposés de l'écimage

Les études conduites au niveau des laboratoires du CIRAD et du CNRS (CEFE) à Montpellier ont effectivement mis en évidence, au début de la phase nocturne et à plusieurs dates après l'écimage, quelques émissions de composés volatils à partir de cotonniers écimés ou de leurs voisins non écimés différentes de celles de cotonniers non écimés non voisins. Mais le manque de régularité dans le temps de la nature de ces émissions particulières, le faible nombre de répétitions (3 cotonniers par modalité étudiée) et souvent la faiblesse des quantités émises ne permettent pas actuellement d'affirmer que des émissions particulières de composés volatils se produisent à la suite d'un écimage.

8 CONCLUSION ET RECOMMANDATIONS

8.1 Conclusion

L'hypothèse de la thèse est vérifiée puisque les résultats obtenus indiquent que les réductions de populations de chenilles de la capsule au niveau de plants écimés ne résultent pas uniquement de l'absence de cimes. Ces réductions de populations de chenilles de la capsule font suite à une réduction des pontes de ces ravageurs et les travaux conduits permettent de fortement soupçonner une répulsion de la part de cotonniers écimés vis-à-vis des adultes de ces ravageurs. L'observation des mêmes réductions de pontes et de chenilles de ces ravageurs au niveau de plants non écimés voisins de plants écimés renforce cette hypothèse. La conservation de ces effets après l'arrachage de cotonniers écimés suggèrent que des composés volatils particuliers ayant des effets répulsifs vis-à-vis des adultes des chenilles de la capsule et agissant comme des alarmes pour des cotonniers voisins soient émis par les cotonniers écimés puis également par les cotonniers voisins non écimés. Les études conduites en laboratoire n'ont malheureusement pas permis de confirmer avec certitude la nature des COVs de cette hypothèse.

Au début du XX^{ième} siècle l'écimage des cotonniers était préconisée en Afrique de l'Ouest pour limiter les populations de chenilles de la capsule. Les résultats de nos études, qui mettent en évidence de nouvelles propriétés de cette pratique, renforcent l'intérêt de cette recommandation. En effet, parmi les nouvelles propriétés de l'écimage, qui furent découvertes au cours de nos travaux, figure en premier l'extension de ses effets à des plants voisins non écimés. Dans la pratique cette propriété se traduit par la possibilité de réduire le nombre de cotonniers à écimer au sein d'une parcelle sans perte d'efficacité de l'écimage. Les producteurs maliens pourraient alors plus facilement adopter cette pratique pour diversifier leur arsenal de mesures de protection intégrée du cotonnier comme cela se fait en Inde.

8.2 Recommandations

Aux autorités administratives

Les travaux conduits dans le cadre de cette thèse ont été le plus souvent réalisés avec des financements non spécifiques de sorte qu'il a fallu parfois faire des concessions dans la définition de certaines études afin qu'elles répondent aussi aux exigences des bailleurs de fonds. Il serait alors souhaitable que des fonds particuliers (même compétitifs) puissent être facilement accessibles aux doctorants maliens pour conduire leurs travaux sans avoir à se plier à des exigences différentes de celles de l'atteinte des objectifs de leurs thèses.

Aux structures de recherche et formation

S'il avait été possible de conduire au Mali les mêmes études que celles entreprises dans les laboratoires du CIRAD et du CEFÉ, cette thèse en aurait pleinement bénéficié. En particulier les mécanismes impliqués dans les effets de l'écimage auraient été mieux cernés. Les structures de recherche au Mali devraient se doter d'une (ou plusieurs) plateforme(s) d'analyses chimiques comparable(s) à celle existant au niveau du CEFÉ et former des chimistes capables d'interpréter les résultats qui en seront issus. Ces investissements, qui pourraient être bénéfiques à de nombreux chercheurs (dans tous les domaines), nous semblent importants à l'heure où les recherches en écologie chimique et en agro-écologie, de plus en plus nombreuses, sont porteuses d'espoirs pour réduire le recours à des pesticides en agriculture.

Aux producteurs de coton

Par le passé, des producteurs de coton au Mali ont écimé leurs cotonniers. Mais ils ont progressivement abandonné cette pratique en raison de l'absence de régularité d'apparition de ses avantages agronomiques et productifs. Nous faisons le même constat mais nous recommandons toutefois aux producteurs de pratiquer de nouveau l'écimage de cotonniers de façon raisonnée en considérant surtout les avantages phytosanitaires qu'il procure : un bon contrôle des chenilles de la capsule qui réduit l'utilisation d'insecticides, augmente leurs revenus, garantit une meilleure durabilité de la culture, préserve l'environnement et diminue les risques en santé humaine.

9 REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- . Abd-El-Malik, R.R., El-Shahawy.M.I.M. 1999. Effect of hill spacing and removal of terminal bud (topping), terminal square of sympodia (pruning) or both at different plant height of Giza 89 cotton cultivar. Egyptian Journal of Agricultural Research. 77, 1725-1740
- Abou-El-Nour, M.S., Wassel, O.M.M., Ismail. S.M. 2001. Response of Giza 80 cotton cultivar to some cultivar practices to control excessive vegetative growth. Egyptian Journal of Agricultural Research. 79, 191-204.
- Agakishiev, D., Kuzier, R. 1983. Effectiveness of chemical topping of cotton.Khlopkovodstvo.23-24.
- Ahmed, F.M., Abdel-Al, M.H. Ismail, S.M. 1989. Effect of topping and cycocel application time on the productivity of cotton (*Gossypium barbadense*). Assuit Journal of Agricultural Sciences. 20, 313-325.
- Aleev, B., Solonin, V., Lesnikovskii, A. 1991. Methods of cotton topping.Khlopkovodstvo.13-16
- Ali, J. G., Alborn, H. T., Stelinski, L. L. 2010. Subterranean herbivore-induced volatiles released by citrus roots upon feeding by *Diaprepes abbreviatus* recruit entomopathogenic nematodes.Journal of Chemical Ecology. 36, 361-368.
- Babakhanov, A., Tadzhiiev, M., Namazov, S. 1984. Tur for topping of fine-fibred cotton.Khlopkovodstvo. 5, 37-38.
- Baffes, J., 2007. Distortions to cotton sector incentives in West and Central Africa. World Bank. In: Paper Presented at the Conference Economic Development in Africa. Oxford. UK. 19-20
- Berti, F., Hofs, J.-L., Zagbaï, H.S., Lebailly, P.2006. Le coton dans le monde, place du coton africain et principaux enjeux. Biotechnologie, Agronomie. Société et Environnement 10 (4), 271-280.
- Bezemer, T. M., Wagenaar, R.,Dam, N. M. van, Wackers, F. L, 2003. Interactions between above- and belowground insect herbivores as mediated by the plant defense system. Oikos. 101, 555-562.
- Bhosle, B.B., More, D.G., Bambawale, O.M. Sharma, O.P., Patange, N.R. 2007.Effectiveness of cotton IPM module in rainfed Marathwada Region.Annals of plant protection Sciences. 15, 21-25.
- Brown, A.W., Hall, D.E., MacGregor, K.B. 2002.Insect footsteps on leaves stimulate the accumulation of 4-aminobutyrate and can be visualized through increased chlorophyll fluorescence and superoxide production. Plant Physiology. 129, 1430-1434.
- Brown, R.S., Oosterhuis, M.D., Bourland, F.M. 1999. Chemical and physical removal of late-season cotton fruit to improve yields and control boll weevils.Special Report-Arkansas Agricultural Experiment Station.119-124.
- Butler, G.D., Wilson, F.D. Jr., Fishler, G. 1991. Cotton leaf trichomes and populations of *Empoasca lybica* and *Bemisia tabaci*.Crop Protection. 10, 461-464.
- Cabanilla, L.S., Abdoulaye, T., Sanders, J.H. 2005. Economic cost of non-adoption of Bt-cotton in West Africa: with special reference to Mali. International Journal of Biotechnology. 7, 46-61.
- Cai YingFan, Xie YongFang, Liu, J. G., 2010. Glandless seed and glanded plant research in cotton. A review.Agronomy for Sustainable Development. 30, 181-190.
- Chamberlain, D.J., Brown, N.J., Jones, O.T., Casagrande, E. 2000. Field evaluation of a slow release pheromone formulation to control the American bollworm, *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) in Pakistan. Bulletin of Entomological Research. 90, 183-190.

- Chang, J. F., Benedict, J. H., Payne, T. L., Camp, B. J., 1988. Volatile monoterpenes collected from the air surrounding flower buds of seven cotton genotypes. *Crop Science*. 28, 685-688.
- Chellaiah, N., Solaiappan, U., Santhivel, S. 2001. Studies on foliar nutrition on productivity of summer irrigated cotton. *Madras Agricultural Journal*. 88(1-3), 180-181.
- Chen, Y. G., Schmelz, E. A., Wackers, F., Ruberson, J. R., 2008. Cotton plant, *Gossypium hirsutum* L., defense in response to nitrogen fertilization. *Journal of Chemical Ecology*. 34, 1553-1564.
- CIRAD, 2006. Le coton, fil des temps, des marches et des cultures. [Oline]. Available by Exposition du salon international de l'agriculture de Paris, Montpellier 25 février-5 mars.
- Cochran, W.G., Cox, G.M. 1992. *Experimental designs*, Wiley, New York. 640 pp.
- Couilloud, R. 1987. Les *Earias* du cotonnier : *Eariasinsulana* (Boisduval) et *E. biplaga* Walker en Afrique. *Coton et fibres tropicales*. 42(4), 281-303.
- Damodaran, A.S., Kamalanathan, A., Chamy, A., Aaron, D.S., Ramkrishnan F.K. 1974. Influence of topping on the characters of American cotton (*G. hirsutum*). *Madras Agricultural Journal*. 61, 855-857.
- Dangnelie, P. 1975. *Analyse statistique à plusieurs variables*. Presses Agronomiques de Gembloux. 362 pp
- Deguine, J.P., Gozé, E., Leclant, F. 2000. The consequences of late outbreaks of the aphid *Aphis gossypii* in cotton growing in central Africa: Towards a possible method for the prevention of cotton stickiness. *International Journal of Pest Management*. 46(2), 85-89.
- Derlon, J.P. 2004. Réflexions sur l'avenir de la filière cotonnière malienne, pp. 21 p., *In* CMDT, (ed.).
- Deshmukh, R. K., Rao, M.R.K. 1994. Impact of growth modification on yield and seed quality in cotton. *Seed Research*. 22 (1), 1-6.
- Devèze, J.C., Halley des Fontaines, D. 2005. Le devenir des agriculteurs cotonnières ; cas du Mali. AFD Paris.
- Dhamalingam, V., Krishnadoss, D., Robinson, L. Lyemperumal, S. 1974. Effect of topping rainfed cotton. *Madras Agricultural Journal*. 61(9), 858-860.
- Dicke, M. 1999a. Specificity of herbivore-induced plant defenses. In: D.J. Chadwick & J. Goode (eds) *Insect-Plant Interactions and Induced Plant Defense*. Wiley, Chichester (Novartis Foundation Symposium 223:43-59).
- Downes, S., Mahon, R.J., Rossiter, L., Kauter, G., Leven, T., Fitt, G., Baker, G. 2010. Adaptive management of pest resistance by *Helicoverpa species* (Noctuidae) in Australia to the Gy2Ab Bt toxin in Bollgard II cotton. *Evolutionary Applications*. 3, 574-584.
- Duraimurugan, P., Regupathy, A. 2005. Utilization of trap cropping, neem and nuclear polyhedrosis virus-a pest diversionary approach for the management of insecticide resistance of *Helicoverpa armigera* (Hübner) in cotton. *Resistance Pest Management Newsletter*. 14, 21-24.
- El-Halawani, S.H.M., A.S.M. Azab, and H.M.H. Mohamed. 1988. Effect of topping and naphthalene acetic acid on growth and yield of cotton plants cv. Giza 80. *Annals of Agric. Sci*. 33(2), 951-965.
- El-Hanafi, H.R., Abd-El-Dayem, M.A., Elokia, A.F.H. 1982. Influence of topping on cotton yield and other characteristics. *Agricultural Research Review*. 60(9), 153-163.
- El-Shahawy, M.I.M. 2000. Attempts to control excessive vegetative growth of cotton. *Egyptian Journal of Agricultural Research* 78, 1181-1193.

- Elzen, G. W., Williams, H. J., Bell, A. A., Stipanovic, R. D., Vinson, S. B., 1985. Quantification of volatile terpenes of glanded and glandless *Gossypium hirsutum* L. cultivars and lines by gas chromatography. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. 33, 1079-1082.
- Estur, G. 2006. Synthèse Macroéconomie et mondialisation Marché mondial du coton : évolution et perspectives. *Cahiers Agricultures* 15, 9-16
- Fok, M. 1997. Etat, production et exportation cotonnières, industrie textile et développement économique. Une histoire économique du coton/textile dans le monde, pp. 720 + annexe, Montpellier I.
- Fok, M., Hamady, D., Koné M., Ballo D. 1999. Diversité des pratiques paysannes en zones cotonnières du Mali; portée et limites des gestions d'itinéraires techniques observés. In Deguine J.P., Fok, M., Gaborel, C., Rôle et place de la recherche pour le développement des filières cotonnières en évolution en Afrique. CIRAD Montpellier. 238 pp.
- Gannaway, J.R. 1994. Breeding for insect resistance. In: *Insect Pests of Cotton*. Ed : Matthews, G.A., Tunstall, J.P. CAB INTERNATIONAL. 431-453.
- Gosset, V., Harmel, N., Gobel, C., Francis, F., Haubruge, E., Wathelet, J. P., Jardin, P. du, Feussner, I., Fauconnier, M. L., 2009. Attacks by a piercing-sucking insect (*Myzus persicae* Sultzer) or a chewing insect (*Leptinotarsa decemlineata* Say) on potato plants (*Solanum tuberosum* L.) induce differential changes in volatile compound release and oxylipin synthesis. *Journal of Experimental Botany*. 60, 1231-1240.
- Hargreaves, H. 1948. List of recorded cotton insects of the world. Commonwealth Institut of Entomology. London, 50 pp.
- Hao, A.X. 1985. A preliminary discussion on the control of cotton insect pests. *China Cotton*. 12, 47-48.
- Hassan, S.T.S., Wilson, L.T., Blood, P.R.B. 1990. Oviposition by *Heliothis armigera* and *H. puntigera* (Lepidoptera: Noctuidae) on okra smooth-leaf cotton. *Environmental Entomology*. 19, 710-716.
- Hedin, P. A., 1976. Seasonal variations in the emission of volatiles by cotton plants growing in the field. *Environmental Entomology*. 5, 1234-1238
- Hema, O., Some, H.N., Traoré, O., Greenphate, J. Abdennadher, M. 2008. Efficacy of transgenic cotton containing the Cry1Ac and Cry2Ab gens of *Bacillus thuringiensis* against *Helicoverpa armigera* and *Syllepte derogata* in cotton cultivation in Burkina Faso. *Crop Protection*. 28(3), 205-214.
- Himanen, S. J., Blande, J. D., Klemola, T., Pulkkinen, J., Heijari, J., Holopainen, J. K., 2010. Birch (*Betula* spp.) leaves adsorb and re-release volatiles specific to neighbouring plants - a mechanism for associational herbivore resistance? *New Phytologist*. 186, 722-732.
- Hosny, A.A., Ragab, M.T., Salwau, M.I.M. 1991. Effect of topping and nitrogen level on yield, yield components and fiber properties of cotton cv. Giza 75. *Annals of Agriculture and Science*. 29(4), 1313-1323.
- IER/CMDT/OHVN. 1998. Mémoire de réunion de concertation sur la baisse de rendement de la variété NTA 88-6 au cours de la campagne 97/98. Institut d'Economie, N'Tarla, Mali. 160 pp
- Jansen, R. M. C., Miebach, M., Kleist, E., Henten, E. J. van, Wildt, J., 2009. Release of lipoxygenase products and monoterpenes by tomato plants as an indicator of *Botrytis cinerea*-induced stress. *Plant Biology*. 11, 859-868.
- Johnsson, M., Anderson, P., 1999. Electrophysiological response to herbivore-induced host plant volatiles in the moth *Spodoptera littoralis*. *Physiological Entomology*. 24, 377-385.

- Kannan, M., Uthamasam, S. 2006. Evaluation of trap cropping and neem for management of cotton defoliators. *Journal of Applied Zoological Research*. 17, 150-152.
- Kappers, I. F., Verstappen, F. W. A., Luckerhoff, L. L. P., Bouwmeester, H. J., Dicke, M., 2010. Genetic variation in jasmonic acid- and spider mite-induced plantvolatile emission of cucumber accessions and attraction of the predator *Phytoseiulus persimilis*. *Journal of Chemical Ecology*. 36, 500-512.
- Karban, R., 2010. Neighbors affect resistance to herbivory - a new mechanism. *New Phytologist*. 186, 564-566.
- Kholmuradov, N., Achildiev, R., Tadzhiyev, M. 1974. The removal of top growing parts of fin fibred cotton. *Khlopkovodstvo*. 7 (23), 29-41.
- Kittock, D.L., Fry, K.E. 1977. Effect of topping pima cotton on lint yield and boll retention. *Agronomy journal*. 69, 65-67.
- Kost, C., Heil, M., 2006. Herbivore-induced plant volatiles induce an indirect defence in neighbouring plants. *Journal of Ecology (Oxford)*. 94, 619-628.
- Krishnananda, N., Agarwal, R.A. 1979. Sources of resistance to Jassid, *Amrasca devastans* Distant in cotton. *Indian Journal of Entomology*. 41, 177-180.
- Lawson, J.A. 2009. Effet de différentes pratiques de taille sur l'amélioration des performances agronomiques du cotonnier *G. hirsutum* L. Thèse en Science Agronomique Université de Parakou Bénin. 76pp.
- Li GuoPing, L. JiaSheng, Guo TianFeng, Zhao FuQian, W. GuoPing, Cai XiaoLi. 2006. Agronomic performance of an early-maturing upland cotton variety Xinluzao 13 in Xinjiang and its cultivation techniques. *China Cotton*. 33, 29-30.
- Li, M.C. 1987. An eco-physiological study on cultivation of cotton for high yield and high quality mulched with plastic films. *China Cotton*. 31-32.
- Liang Zhi, Zhou, B., Zhong, X.C., Yang, T. 2007. Effect of topping, chemical control and phosphorus fertilization on the yield component, forming and shedding of buds and bolls of long fiber cotton. *Xinjiang Agricultural Sciences*. 149-153.
- Liu Yong, Wang WanLei, Guo GuangXi, Ji XiangLong, 2009. Volatile emission in wheat and parasitism by *Aphidius avenae* after exogenous application of salivary enzymes of *Sitobion avenae*. *Entomologia Experimentalis et Applicata*. 130, 215-221.
- Lou, Y., Hua, X., Turlings, T.C.J., Cheng, J. A., Chen, X., Ye, G. 2006. Differences in induced volatile emissions among rice varieties result in differential attraction and parasitism of *Nilaparvata lugens* eggs by the parasitoid *Anagrus nilaparvata* in the field. *Journal of Chemical Ecology*. 32(11), 2375-2387.
- Loughrin, J. H., Manukian, A., Heath, R. R., Turlings, T. C. J., Tumlinson, J. H., 1994. Diurnal cycle of emission of induced volatile terpenoids by herbivore-injured cotton plants. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*. 91, 11836-11840.
- Lukefahr, M.J., Martin, D.F., Meyer, J.F. 1965. Plant resistance to five Lepidoptera attacking cotton. *Journal of Economic Entomology*. 58, 516-518.
- Lykouressis, D., Perdakis, D., Samartzis, D., Fantinou A., Toutouzas, S. 2005. Management of the pink bollworm *Pectinophora gossypiella* (Saunders) (Lepidoptera : Gelechiidae) by mating disruption in cotton fields. *Crop protection*, 17, 177-183.
- McAuslane, H. J., Alborn, H. T., 1998. Systemic induction of allelochemicals in glanded and glandless isogenic cotton by *Spodoptera exigua* feeding. *Journal of Chemical Ecology*. 24, 399-416.
- McCall, P. J., Turlings, T. C. J., Loughrin, J., Proveaux, A. T., Tumlinson, J. H., 1994. Herbivore-induced volatile emissions from cotton (*Gossypium hirsutum* L.) seedlings. *Journal of Chemical Ecology*. 20, 3039-3050.

- Ma Fu Yu, Cheng Hai-Tao, Li shao-Kun, Zhang Hong, Yang Jian-rong, Zhang Zhong, Li LuHua. 2004. A study on the fitness of cotton on canopy regulated by topping under high yield condition. . *Scientia Agricultura Sinica*. 37(12), 1843-1848.
- Martin, T. 1996. *Diparopsis* spp (Lepidoptera, Noctuidae, Agrotinae). Montpellier CIRAD-CA. 44 pp
- Martin, T., Ochou, G.O., Hala, N.F., Vassal, J.M., Vaissayre, M.2000. Pyrethroid resistance in the cotton bollworm, *Helicoverpa armigera* (Hübner), in west Africa. *Pest Management Science* 56, 549-554.
- Martin, T., Ochou, G.O., Djihinto, A., Traore, D., Togola, M., Vassal, J.M., Vaissayre, M.,Fournier, D., 2005. Controlling an insecticide-resistant bollworm in West Africa. *Agriculture.Ecosystems and Environment*.107, 409- 411.
- Matthews, A.G. 1966. Investigation of the chemical control of insect pest of cotton in central Africa. II. Tests of insecticides with larvae and adults. *Bulletin of Entomological Research*. 57, 77-91.
- Matthews, G.A., Tunstall, J.P. 1994. *Insect Pests of Cotton*. CAB International. 593. pp.
- Mauney, J., R., Stewart, J. Mc.D. 1991. *Cotton Physiology*.The cotton Foundation Reference Book Series. 767. pp.
- Mehta, R.C. 1971. Survival and egg-production of cotton spotted bollworm, *Earias fabia* Stoll (Lepidoptera: Noctuidae) in relation to plant infestation. *Applied Entomology and Zoology*. 6, 206-209.
- Michel, B. 1999. Synthèse des activités conduites en Entomologie cotonnière sur le Centre Régional de Recherche Agronomique (CRRA) Sikasso IER Mali Rapport. 53pp.
- Michel, B., Togola, M., Tereta, I., Traore, N.N. 2000. Lutte contre les ravageurs du cotonnier au Mali: problématique et évolution récente. *Cahiers Agricultures* 9, 109-115.
- Moayeri, H. R. S., Ashouri, A., Poll, L., Enkegaard, A., 2007. Olfactory response of a predatory mirid to herbivore induced plant volatiles: multiple herbivory vs. single herbivory. *Journal of Applied Entomology*. 131, 326-332.
- Mohapatra, L.N., Patnaik, R.K. 2006. Validation of IPM technology for rainfed cotton in Western Orissa. *Journal of Cotton Research and developpement*. 20(1), 102-108.
- Moraes, M. C. B., Laumann, R. A., Pareja, M., Sereno, F. T. P. S., Michereff, M. F. F., Birkett, M. A., Pickett, J. A., Borges, M., 2009. Attraction of the stink bug egg parasitoid *Telenomus podisi* to defence signals from soybean activated by treatment with *cis*-jasmone. *Entomologia Experimentalis et Applicata*. 131, 178-188.
- Moraes, M. C. D., Mescheer, M.C., Tumlinson, J.H. 2001. Caterpillar-induced nocturnal plant volatiles repel conspecific females. *Nature*. 410, 577-580.
- Moraes, C. M., Lewis, W. J., Pare, P. W., Alborn, H. T., Tumlinson, J. H., 1998. Herbivore-infested plants selectively attract parasitoids. *Nature (London)*. 393, 570-573.
- Naguib, M., Nasr Kattab, A. 1978. Effect of cutting the terminal shoots (topping) of cotton plants on the population density of egg-masses of the cotton leafworm, *Spodoptera littoralis* (Boisd) and on the cotton yield. *Agricultural Research Review*. 56, 9-15.
- Nasr, E.A., Azab, A.K. 1969. Effect of coting the terminal shoots of cotton plants (topping) on rate of bollworm infestation, cotton yield and fibre quality. *Bulletin de la Société Entomologique d'Egypte*. 53, 325-337.
- Nibouche, S. 1999. *Helicoverpa* (= *Heliothis*) *armigera* (Hübner, 1808) (Lepidoptera, Noctuidae, Heliothinae). Montpellier : CIRAD-CA- 51 pp
- Obasi, M.O., Msaakpa, T.S. 2005. Influence of Topping, Side Branch Pruning and HiLL Spacing on Growth and Development of cotton (*Gossypium barbadensr* L.) in the Southern Guinea Savanna Location of Nigeria. *Journal of Agriculture and Rural Development in the Tropics and Subtropics* 106 (2), 155-165.



- Oerke, E.C., Dehne, H.W. 1997. Global crop production and the efficacy of crop protection. Urrrent and future trends. Eur, Plant Pathol 103, 203-215.
- Olson, D. M., Cortesero, A. M., Rains, G. C., Potter, T., Lewis, W. J., 2009. Nitrogen and water affect direct and indirect plant systemic induced defense in cotton. Biological Control. 49, 239-244.
- Olson, D.M., Davis, R.F., Wackers, F.L., Rains, G.C., Ootter, T. 2008. Pant-herbivore-carnivore interactions in cotton, *Gossypium hirsutum*: linking Belowground and Aboveground. Journal of Chemical Ecology. 34, 1341-1348.
- Oosterhuis, M.D.A., Bourland, F.M., Brown, A.S., Kim, M.J. 1977. Effect of late-season fruit removal on cotton yield and quality implication in insecticide termination. Proceeding Beltwide Cotton Conference. 2000. 532-538.
- Opitz, S., Kunert, G., Gershenzon, J. 2008. Increased Terpenoid Accumulation in cotton (*Gossypium hirsutum*) Foliage is a General Wound Response Journal of Chemical Ecology 34, 508-522.
- Orsenna, E., 2006. Voyage aux pays du coton. Petit précis de mondialisation. Librairie Arthème Fayard France. 291 pp.
- Pang LiGen, Hao JunJie, Su Weihe, Ma QiXiang, Yang AiXia, W., Guihua. 2005. The high yielding and highly effective cultural technique of 5 point reform. China Cotton. 31-32.
- Pang, Z.C. 1981. Light energy analysis of directly sown cotton after the wheat harvest in the suburbs of Shanghai and the Hangzhou Bay coast areas. Shanghai Agricultural Science and Technology (Shanghai Nongye Keji). 11-13.
- Paris, C. I., Llusia, J., Penuelas, J., 2010. Changes in monoterpene emission rates of *Quercus ilex* infested by aphids tended by native or invasive *Lasius* ant species. Journal of Chemical Ecology. 36, 689-698.
- Parnell, F.R., King, H.E, Ruston, D.F. 1949. Insect resistance and hairiness of cotton plant. Bulletin of Entomological Research. 39, 539-575.
- Parry, G. 1982. Le cotonnier et ses produits. Techniques agricoles et productions tropicales. Ed. G.P. Maisonneuve er Larose 15, rue Victor-Cousin, 15 PARIS (Ve). 502 pp.
- Pauly, G., Vaissayre, M. 1980. Present state of progress of the work on the selection of resistance characters in the cotton plant to bollworms in central Africa. Coton et Fibres Tropicales. 35, 209-216.
- Pearson, E.O. 1958. The Insect Pests of Cotton in Tropical Africa. Empire Cotton Growing corporation and Commonwealth. Institut of Entomology, London, 355pp.
- Pichersky, E., Noel, J.P., Dudareva, N. 2006. Biosynthesis of plant volatiles nature's diversity and ingenuity. Science. 311: 808-811
- Pickett, J. A., Rasmussen, H. B., Woodcock, C. M., Matthes, M., Napier, J. A., 2003. Plant stress signalling: understanding and exploiting plant-plant interactions. Biochemical Society Transactions. 31, 123-127.
- Piesik, D., Wenda-Piesik, A., Weaver, D. K., Macedo, T. B., Morrill, W. L., 2009. Influence of *Fusarium* and wheat stem sawfly infestation on volatile compounds production by wheat plants. Journal of Plant Protection Research. 49, 167-174.
- PIRT. 1983. Projet d'Inventaire des Ressources Terrestres. G. Mali/usaid : TAMS Bulding 655 Third Avenue New York, N.Y. 10017 Trois volumes: Etude des ressources terrestres au Mali, Atelas, rapport technique et annexes.
- Prifti, T. 1975. The effect of vegetative pruning on cotton. Bulletin Shkencave Bujqesore. 14, 29-36.
- Puente, M. E., Kennedy, G. G., Gould, F., 2008. The impact of herbivore-induced plant volatiles on parasitoid foraging success: a general deterministic model. Journal of Chemical Ecology. 34, 945-958.

- Punit Mohan, Phundan Singh, Narayanan, S.S. 1991. Variability for gossypol glands in Upland cotton (*Gossypium hirsutum* L.). *Advances in Plant Sciences*. 4, 165-170.
- Punit Mohan, Phundan Singh, Narayanan, S.S., Ram Ratan. 1994. Relation of gossypol-gland density with bollworm incidence and yield in tree cotton (*Gossypium arboreum*). *Indian Journal of Agricultural Sciences*. 64, 691-696.
- Rahman, M.M., Karim, A., Maniruzzaman, A.F.M. 1991. Effect of topping of cotton sown different dates. *Bangladesh Journal of Scientific and Industrial Research*. 29, 149-157.
- Ramnath, S., Chitra, K., Uthamasamys, S. 1992. Behavioural response of *Helicoverpa armigera* (Hüb) to certain host plants. *Journal of Insect Science*. 5, 147-149.
- Reed, W. 1974. Selection of cotton varieties for resistance to insect pest in Uganda. *Cotton Growing Review*. 51, 106-123.
- Renou, A. 2000. Résistance aux jassides. Journées coton du CIRAD CA. Montpellier France 17 au 21/07/2000. 7-21.
- Renou, A., Téréta, I., Togola, M. 2011. Manual topping decreases bollworm infestations in cotton cultivation in Mali. *Crop Protection*. 30, 1370-1375.
- Renou, A., Togola, M. Tereta, I., Bagayoko. B. 2002. Recherches et études phytosanitaires conduites au Mali. Rapport de la campagne 2002. 129 pp
- Renou, A., Togola, M. Tereta, I., Bagayoko. B. 2003. Recherches et études phytosanitaires conduites au Mali. Rapport de la campagne 2003. 194 pp
- Renou, A., Togola, M. Tereta, I., Bagayoko. B. 2004. Recherches et études phytosanitaires conduites au Mali. Rapport de la campagne 2004. 90 pp
- Renou, A., Togola, M. Tereta, I., Bagayoko. B. 2005. Recherches et études phytosanitaires conduites au Mali. Rapport de la campagne 2005. 173 pp.
- Renou, A., Togola, M. Tereta, I., Bagayoko. B. 2010. Recherches et études phytosanitaires conduites au Mali. Rapport de la campagne 2010. 101 pp
- Renou, A., Togola, M., Téréta, I., Brévault, T. 2012. First steps towards "green" cotton in Mali. *Outlooks on Pest Management*. 23, 173-176.
- Reta-Sanchez, D.G., Fowler, L.J. 2002. Canopy light environment and yield of narrow-row cotton as affected by canopy architecture. *Agronomy Journal*. 94, 1317-1323.
- Rodriguez-Saona, C., Crafts-Brandner, S. J., Canas, L. A. , 2003. Volatile emissions triggered by multiple herbivore damage: beet armyworm and whitefly feeding on cotton plants. *Journal of Chemical Ecology*. 29, 2539-2550
- Röse, U. S. R., Tumlinson, J. H. 2005. Systemic induction of volatile release in cotton: how specific is the signal to herbivory? *Planta*. 222, 327-335
- Röse, U. S. R., Tumlinson, J. H. 2004. Volatiles released from cotton plants in response to *Helicoverpa zea* feeding damage on cotton flower buds. *Planta*. 218, 824-832.
- Sanchez-Hernandez, C., Lopez, M. G., Delano-Frier, J. P., 2006. Reduced levels of volatile emissions in jasmonate-deficient *spr2* tomato mutants favour oviposition by insect herbivores. *Plant, Cell and Environment*. 29, 546-557.
- Sanginov, B., Samandarov, M. 1983. Effect of the dates of topping on yield and quality of cotton. *Khlopkovodstvo*. 38(6), 3160.
- Sasso, R., Iodice, L., Woodcock, C. M., Pickett, J. A., Guerrieri, E., 2009. Electrophysiological and behavioural responses of *Aphidius ervi* (Hymenoptera: Braconidae) to tomato plant volatiles. *Chemoecology*. 19, 195-201.
- Sawaji, B.V., Khan, I.A., Lanjewar, B.K. 1994. Effect of topping with different levels of nitrogen and phosphorus on the growth and yield of cotton (variety AK-8401). *PKV Research Journal*. 18, 102-103.
- Selvaraj, K.V., Palaniappan, S.P., Kaliappa, R. 1977. Effect of topping on yield and fibre qualities of MCU7. *Cotton development*. 7, 18-20.

- Sharma, G.N., Sharma, P.D. 1997. Ovipositional behaviour of cotton leafhopper, *Amrasca biguttula* (Ishida) vis a via morphological characters of cotton cultivars. *Annals of Plant Protection Sciences*. 5(1), 15-17.
- Sharma, H.C., Agrawal, R.A. 1983. Oviposition behaviour of spotted bollworm, *Earias vittella* Fab.on some cotton genotypes. *Insect Science and its Application*. 4, 373-376.
- Siddique, M.R.B., Prasad, M., Gautan, R.C. 2002. Response of cotton (*G. hirsutum*) to mepiquat chloride and topping under varyng levels of nitrogen. *Indian Journal of Entomology*. 47, 550-555.
- Silvie , P.J., Renou, A., Vodounnon, S., Bonni, G., Obayomi Adegnika, M., Héma, O., Prident, P., Soréze, J., Ochou Ochou, G., Togola, M., Badiane, D., Ndour, A., Komlan Akanttetou, P., Ayeya, B., Brévault, T. 2013. Threshold-based interventions for cotton pest control in Africa: What's up 10 years later.*Crop Protection*. 43, 157-165.
- Song ZengMing, Li Zhe, Li DianMo, Xie BoaYu, JingYuan, X. 2007. Adult feeding increases fecundity in femal *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae). *European Journal of Entomology*. 104, 721-724. INA-PG: 82 pp.
- Soumré, M. 2004. Contribution à la prévision de l'aire de diffusion de variétés de sorgho au Mali. Couplage entre modèle de croissance des cultures et systèmes d'information géographique. Mémoire de DEA Université Paris 10.
- Soumaré, M. , Bazile, D., Vaksmann, M., Kouressy, M., Diallo, K., Diakité, C.H. 2008. Diversité agroécosystémique et devenir des céréales traditionnelles au sud du Mali. *Cahiers Agricultures* 17(2) 79-85.
- Su JianWei, Gao Feng, Liu Ling, Ge Feng, 2007. Components and emitting rate of volatiles released from transgenic cotton damaged by cotton bollworm.*Plant Protection*. 33, 29-33
- Sundaramurthy, V.T. 2002.The integrated insect management system and its effects on the environment and productivity of cotton.*Outlook on Agriculture*. 31 (2), 95-105.
- Swamy, N.R., Sabba, J.V. Srinivasulu, R. 1990. Influence of physical and chemical regulation of growth on Kapas yield on cotton under rainfed conditions. *Orissa Journal of Agricultural Research*. 3, 216-220.
- Sznajder, B., Sabelis, M.W., Egas, M. 2010. Response of predatory mite to herbivore-induced plant volatile: Genetic variation for context-dependent behaviour. *Journal of Chemical Ecology*. 36(7), 680-688.
- Tagiev, R. 1991. Chemical topping.*Khlopkovodstvo*.16-17.
- Topper, C.P. 1987. Nocturnal behaviour of adults of *Heliothis armigera* (Huner) (Lepidoptera: Noctuidae) in the Sudan Gezira and pest control implications. *Bulletin of Entomological Research*. 77, 541-554.
- Turlings, T.C.J., M. Bernasconi, R. Bertossa, F. Bigler, G. Caloz, and S. Dorn. 1998b. The induction of volatile emissions in maize by three herbivore species with different feeding habits: possible consequences for their natural enemies. *Biological Control* 11:122-129.
- Turlings, T.C.J., M. Bernasconi, R. Bertossa, F. Bigler, G. Caloz, and S. Dorn. 1998a. The induction of volatile emissions in maize by three herbivore species with different feeding habits. possible consequence for their natural enemies. *Biological Control* 11:122-129.
- Traoré, B., Rapidel, B., Sissoko, F., Doucouré, C.T. 2006. Evolution des techniques culturales en zone cotonnière du Mali entre 1994 et 2002. *Cahiers d'Economie Rurale*. 2, 21-28.
- Traore, B., Corbeels, M., van Wijk, M.T., Rufinod, M.C., Giller, K.E. 2013. Effects of climate variability and climate change on crop production insouthern Mali. *European Journal of Agronomy*. 49, 115-125

- Vaissayre, M., Martin, T. Vassal, J.M. 1998. Pyrethroid resistance in bollworm *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) in West Africa. . Proceedings of the World Cotton Research Conference-2 Athens, Greece, Septembre 6-12 Georghiou.88, 701-705.
- Vaissayre, M., Cauquil, J., Silvie, P.J. 1997. Integrated pest management techniques and ressources. Agriculture et Développement. Special Issue. 20-35.
- Van der pol, F. 1992. soil mining, an unseeen income in southern Mali. Royal Tropical Institute Bulletin. 325.
- Vayssières, M., Mimeur, J. 1926. Les insectes nuisibles au cotonnier en Afrique Occidentale française. Librairie Emile Larose. Bibliothèque de l'Institut d'Agronomie Coloniale Paris : 175 pp
- Venkatakrishnan, A.S. 1995. Effect of agrochemicals on flower production, bud and boll shedding and yield of cotton (*Gossypium hirsutum*). . Madras Agricultural Journal. 82, 293-295.
- Venkataswamy, R., Iruthayaraj, M.R. 1983. Effect of agronomical methods and plant density on growth analysis parameters in MCU9 (cotton).Agricultural Science Digest. 3 (1), 19-22.
- Villar, P.M.D., Alves L.R.A., Kéita M.S. 2006. Facteurs de performance et compétitivité des exploitations cotonnières au Brésil, aux Etats-Unis et au Mali. Cahiers Agricultures 15, 23-34.
- Wang, R. H. 1984. The main technical measures for increasing the cotton yield in arid areas in North China. China Cottons.17-20.
- Wackers, F. L., Lewis, W. J., 1994. Olfactory and visual learning and their combined influence on host site location by the parasitoid *Microplitis croceipes* (Cresson). Biological Control. 4, 105-112.
- Wankhade, S.T., Dhopte, A.M., Khrache, S.G., Jander, S.L. 1991. Effect of detopping on growth and yield of Asiatic cotton under dry land conditions.Annals of plant physiology. 5(1), 47-51.
- Watkins, E., Gianfagna, T. J., Sun, R. Q., Meyer, W. A., 2006. Volatile compounds of tufted hairgrass.Crop Science. 46, 2575-2580.
- Williams III, L., Rodriguez-Saona, C., Pare, P. W., Crafts-Brandner, S. J., 2005. The piercing-sucking herbivores *Lygus hesperus* and *Nezara viridula* induce volatile emissions in plants.Archives of Insect Biochemistry and Physiology. 58, 84-96.
- Wyckhuys, K. A. G., Heimpel, G. E., 2007. Response of the soybean aphid parasitoid *Binodoxys communis* to olfactory cues from target and non-target host-plant complexes.Entomologia Experimentalis et Applicata. 123, 149-158.
- Yang, Y., Ouyang, Z., Yang, Y., Liu, X. 2008. Simulation of the effect of pruning and topping on cotton growth using COTTON2K model Field Crops Research 106, 126-137.
- Zhang, P., Zhu, X., Huang, F., Liu, Y., Zhang, J., Lu, Y., Ruan, Y. 2011. Suppression of jasmonic acid-dependent defense in cotton plant by the mealybug *Phenacoccus solenopsis*. PLoS ONE 6: e22378.
- ZhaoYuan, H., FuShun, Y., Xiong, C. 1996. Olfactory responses of *Lysiphlebia japonica* to volatile chemicals and fresh leaves of the host plants of cotton aphids in olfactometer. Entomologia Sinica. 3, 49-57.
- Zhu ShuiJin, Ji DaoFan, Liu ShengAn, Wang RuoHai, 2001. The effects of cotton pigment gland and gossypol on the growth and insecticide resistance of cotton bollworm, *Helicoverpa armigera* (Hubner).Scientia Agricultura Sinica. 34, 157-162

ANNEXES

annexe 1 : caractéristiques des principales opérations culturales dans les études à Farako de 2008 à 2011

études	apport de fumure organique	date de semis	dates en JAL (nombre de jours après la levée)					
			démariage	date d'apport d'engrais minéraux complexe urée 50kg/ha coton 200kg/ha	buttage	sarclage	écimage	
1	10 tonnes	15-juin-2008	20	20	43	59	14, 30, 44, 52	84 à 91
2	10 tonnes	15-juin-2008	20	20	43	59	14, 30, 44, 52	82 à 90
3	10 tonnes	16-juin-2009	20	20	43	59	16, 25, 40, 53	72
4	10 tonnes	17-juin-2009	17	17	58	58	17, 26, 40, 55	73
5	10 tonnes	18-juin-2009	18	18	56	56	18, 26, 41, 55	71
6	10 tonnes	18-juin-2010	20	20	40	55	20, 40, 49, 54	69
7	10 tonnes	18-juin-2010	16	20	40	55	20, 40, 49, 54	
8	10 tonnes	18-juin-2010	16	20	40	55	20, 40, 49, 54	variable
9	10 tonnes	18-juin-2010	16	20	40	55	20, 40, 49, 54	71
10	10 tonnes	18-juin-2010	16	20	40	55	20, 40, 49, 54	variable
11	5 tonnes	13-juin-2011	12	23	48	48	14, 28, 37, 47	62
12	5 tonnes	13-juin-2011	12	22	48	48	14, 28, 37, 47	64

Annexe 2 : effets de l'écimage sur les infestations de *H.armigera* (tous stades confondus) à différentes dates à partir de la réalisation de cette pratique au sein de différentes études sur la base des dénombrements par espèce.

étude	nombre de jours après écimage	nombre/100 plants		F	p	transformation	écart type
		non écimé	écimé				
Etude 2	3 jours	1,17	0,50	1,43	0,238		1,93
	10 jours	1,00	0,00	3,94	0,052		1,75
	17 jours	0,31	0,17	0,42	0,529	ln(x+1)	0,59 ^a
	24 jours	2,17	0,67	9,12	0,005		1,72
	31 jours	0,67	0,00	4,52	0,039		1,09
	38 jours	0,11	0,11	0,00	0,990	$\sqrt{(x+1)}$	0,23 ^a
	45 jours	0,67	0,00	4,52	0,039		1,09
Etude 3	4 jours	0,00	0,00	0,00	1,000		3,33
	11 jours	5,00	0,00	8,88	0,006		2,91
	18 jours	4,51	0,00	28,96	0,000	ln(x+1)	0,55 ^a
	25 jours	11,67	0,00	43,24	0,000		3,07
	32 jours	5,42	0,92	1,48	0,234	$\sqrt{(x+1)}$	1,63 ^a
	39 jours	1,48	0,66	0,35	0,567	ln(x+1)	1,17 ^a
	46 jours	5,00	0,00	15,00	0,001		2,24
	53 jours	0,00	0,00	NA			
60 jours	0,00	0,00	NA				
Etude 5	6 jours	1,33	0,00	3,75	0,079		1,19
	13 jours	2,67	1,33	0,42	0,536		3,55
	20 jours	1,89	0,00	7,02	0,024	ln(x+1)	0,69 ^a
	27 jours	9,33	0,00	73,50	0,000		1,89
	34 jours	10,67	0,00	46,83	0,000		2,70
	41 jours	9,63	0,00	103,30	0,000	ln(x+1)	0,40 ^a
	48 jours	1,33	0,00	1,50	0,248		1,89
	55 jours	1,33	0,00	3,75	0,079		1,19
	62 jours	0,00	0,00	NA			
69 jours	0,00	0,00	NA				
Etude 6	5 jours	3,33	0,00	3,75	0,079		2,98
	12 jours	13,87	0,00	13,70	0,004	$\sqrt{(x+1)}$	1,34 ^a
	19 jours	16,67	0,00	37,50	0,000		4,71
	26 jours	0,00	0,00	NA			
	33 jours	13,33	0,00	60,00	0,000		2,98
	40 jours	11,67	0,00	21,62	0,001		4,35
	47 jours	0,00	0,00	NA			
Etude 9	3 jours	16,67	0,00	10,80	0,009		7,17
	10 jours	2,78	0,00	2,00	0,189		2,78
	17 jours	16,67	0,00	54,00	0,000		3,21
	24 jours	0,00	0,00	NA			
	31 jours	11,11	0,00	NA			
	38 jours	11,11	0,00	12,00	0,007		4,54
Etude 11	4 jours	0,00	0,00	NA			
	11 jours	0,00	0,00	NA			
	18 jours	0,00	0,00	NA			
	25 jours	0,00	0,00	NA			
	32 jours	0,00	0,00	NA			
	39 jours	0,00	0,00	NA			
	46 jours	0,00	0,00	NA			
	53 jours	0,00	0,00	NA			
	60 jours	0,00	0,00	NA			
67 jours	0,00	0,00	NA				

^aécart-type des valeurs transformées ; NA = non analysé

Annexe 3 : effets de l'écimage sur les infestations de *D. watersi* (tous stades confondus) à différentes dates à partir de la réalisation de cette pratique au sein de différentes études sur la base des dénombrements par espèce.

étude	nombre de jours après écimage	nombre/100 plants		F	p	transformation	écart type
		non écimé	écimé				
Etude 2	3 jours	0,33	0,00	1,94	0,169		0,83
	10 jours	0,67	0,33	0,39	0,544		1,85
	17 jours	0,33	0,00	2,50	0,119		0,73
	24 jours	2,67	1,00	10,57	0,003		1,77
	31 jours	0,50	0,17	1,25	0,271		1,03
	38 jours	0,33	0,17	0,35	0,563		0,97
	45 jours	0,50	0,17	1,25	0,271		1,03
Etude 3	4 jours	1,67	0,00	3,00	0,092		1,67
	11 jours	5,00	0,00	15,00	0,001		2,24
	18 jours	1,67	0,00	3,00	0,092		1,67
	25 jours	6,67	0,00	30,00	0,000		2,11
	32 jours	1,67	0,00	0,75	0,399		3,33
	39 jours	3,33	0,00	1,78	0,192		4,33
	46 jours	3,33	0,00	7,50	0,011		2,11
	53 jours	0,00	0,00	NA			
	60 jours	0,00	0,00	NA			
Etude 5	6 jours	0,67	0,00	0,68	0,433		1,40
	13 jours	1,33	0,00	1,50	0,248		1,89
	20 jours	2,00	0,00	2,33	0,155		2,27
	27 jours	4,00	0,00	22,50	0,001		1,46
	34 jours	3,33	0,00	11,03	0,008		1,74
	41 jours	2,81	0,00	12,92	0,005	$\sqrt{(x+1)}$	0,46 ^a
	48 jours	1,33	0,00	2,14	0,171		1,58
	55 jours	0,67	0,00	1,50	0,248		0,94
	62 jours	0,00	0,00	NA			
	69 jours	0,00	0,00	NA			
Etude 6	5 jours	0,00	0,00	NA			
	12 jours	0,00	0,00	NA			
	19 jours	3,33	0,00	1,50	0,248		4,71
	26 jours	0,00	0,00	NA			
	33 jours	6,67	0,00	15,00	0,003		2,98
	40 jours	3,33	0,00	3,75	0,079		2,98
	47 jours	0,00	0,00	NA			
Etude 9	3 jours	0,00	0,00	NA			
	10 jours	0,00	0,00	NA			
	17 jours	0,00	0,00	NA			
	24 jours	0,00	0,00	NA			
	31 jours	0,00	0,00	NA			
	38 jours	5,56	0,00	6,00	0,036		3,21
Etude 11	4 jours	0,00	0,00	NA			
	11 jours	0,00	0,00	NA			
	18 jours	0,00	0,00	NA			
	25 jours	0,00	0,00	NA			
	32 jours	0,00	0,00	NA			
	39 jours	0,00	0,00	NA			
	46 jours	0,00	0,00	NA			
	53 jours	10,00	0,00	AI			
	60 jours	0,00	0,00	NA			
67 jours	0,00	0,00	NA				

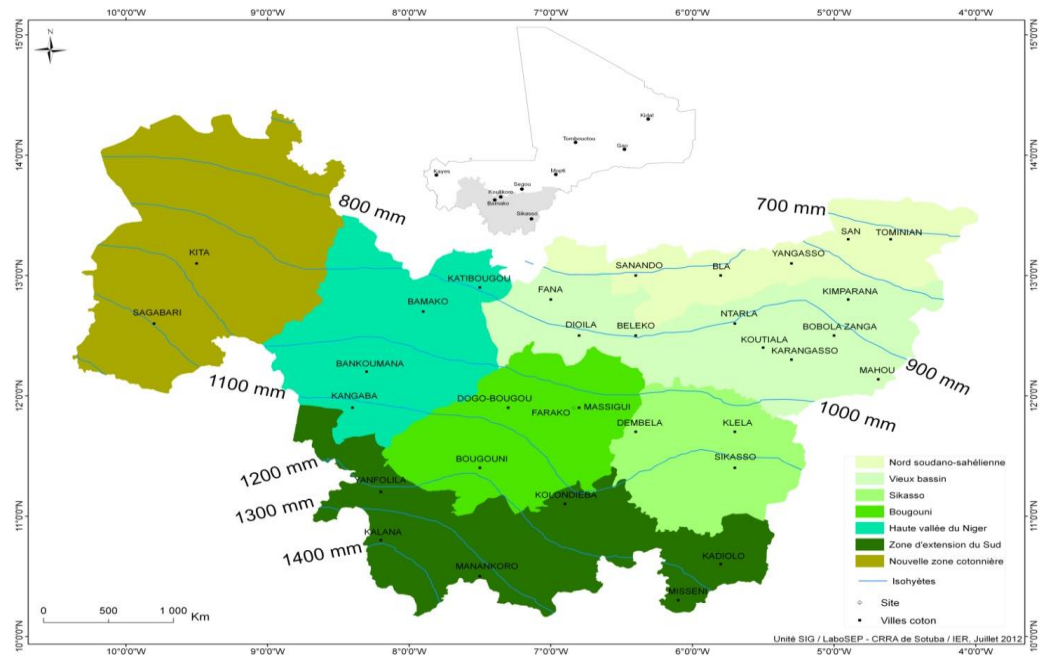
Annexe 4 : effets de l'écimage sur les infestations de Eariasspp (tous stades confondus) à différentes dates à partir de la réalisation de cette pratique au sein de différentes études sur la base des dénombrements par espèce.

étude	nombre de jours après écimage	nombre/100 plants		F	p	transformation	écart type
		non écimé	écimé				
Etude 2	3 jours	0,71	0,25	2,57	0,114	ln (x+1)	0,67 ^a
	10 jours	2,02	1,04	1,36	0,251	$\sqrt{(x+1)}$	0,92 ^a
	17 jours	1,98	0,99	1,66	0,204	$\sqrt{(x+1)}$	0,85 ^a
	24 jours	0,33	0,17	0,35	0,563		0,97
	31 jours	1,67	1,00	1,26	0,269		2,06
	38 jours	2,17	0,67	9,12	0,005		1,72
	45 jours	1,67	1,00	1,26	0,269		2,06
Etude 3	4 jours	0,00	0,00	0,00	1,000		3,00
	11 jours	6,67	0,00	30,00	0,000		2,11
	18 jours	5,00	0,00	4,66	0,039		4,01
	25 jours	11,67	0,00	43,24	0,000		3,07
	32 jours	2,70	0,00	4,08	0,052	ln(x+1)	1,12 ^a
	39 jours	5,00	0,00	2,06	0,160		6,04
	46 jours	6,67	0,00	30,00	0,000		2,11
	53 jours	0,00	0,00	NA			
	60 jours	0,00	0,00	NA			
Etude 5	6 jours	0,00	0,00	0,00	1,000		0,94
	13 jours	4,67	0,00	5,65	0,037		3,40
	20 jours	2,00	0,00	2,33	0,155		2,27
	27 jours	10,67	0,00	96,00	0,000		1,89
	34 jours	9,33	0,00	20,70	0,001		3,55
	41 jours	13,51	0,00	119,68	0,000	$\sqrt{(x+1)}$	0,45 ^a
	48 jours	2,00	0,00	2,33	0,155		2,27
	55 jours	0,67	0,00	0,68	0,433		1,40
	62 jours	0,00	0,00	NA			
	69 jours	0,00	0,00	NA			
Etude 6	5 jours	1,48	0,00	3,67	0,082	ln(x+1)	0,82 ^a
	12 jours	1,22	0,00	1,61	0,232	ln(x+1)	1,09 ^a
	19 jours	1,22	0,00	1,61	0,232	ln(x+1)	1,09 ^a
	26 jours	0,00	1,67	1,50	0,248		2,36
	33 jours	13,33	0,00	60,00	0,000		2,98
	40 jours	6,67	0,00	15,00	0,003		2,98
	47 jours	0,00	0,00	NA			
Etude 9	3 jours	11,11	0,00	12,00	0,007		4,54
	10 jours	13,89	0,00	13,64	0,005		5,32
	17 jours	8,33	0,00	18,00	0,002		2,78
	24 jours	0,00	0,00	NA			
	31 jours	5,56	0,00	2,00	0,189		5,56
	38 jours	3,10	0,00	5,84	0,038	ln(x+1)	0,83 ^a
Etude 11	4 jours	0,00	0,00	NA			
	11 jours	10,00	3,33	0,57	0,529		10,80
	18 jours	13,33	0,00	16,00	0,055		4,08
	25 jours	16,67	0,00	25,00	0,035		4,08
	32 jours	13,33	0,00	16,00	0,055		4,08
	39 jours	13,33	0,00	16,00	0,055		4,08
	46 jours	0,00	0,00	NA			
	53 jours	0,00	0,00	NA			
	60 jours	0,00	0,00	NA			
	67 jours	0,00	0,00	NA			

^aécart-type des valeurs transformées ; NA = non analysé

Annexe 5 : carte sur les différentes aires de production cotonnière du Mali (Soumaré et al., 2006)

Zones agricoles homogènes dans les régions cotonnières du Mali



Annexe 6 : Carte sur l'importance de la culture cotonnière dans l'assolement des exploitations (Soumaré et al., 2006)

