



## Open Archive TOULOUSE Archive Ouverte (OATAO)

OATAO is an open access repository that collects the work of Toulouse researchers and makes it freely available over the web where possible.

This is an author-deposited version published in : [http://oatao.univ-toulouse.fr/Eprints ID : 5175](http://oatao.univ-toulouse.fr/Eprints/ID/5175)

**To cite this version :**

Cauquil, Laura. *Mise en place d'un élevage de stomoxys calcitrans et de stomoxys indicus et étude des sites de développement larvaire de stomoxys indicus en Thaïlande* . Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse – ENVT, 2011, 77 p.

Any correspondence concerning this service should be sent to the repository administrator: [staff-oatao@inp-toulouse.fr](mailto:staff-oatao@inp-toulouse.fr).

ANNEE 2011 THESE : 2011 – TOU 3 -- 4064

---

# MISE EN PLACE D'UN ELEVAGE DE *STOMOXYS CALCITRANS* ET DE *STOMOXYS INDICUS* ET ETUDE DES SITES DE DEVELOPPEMENT LARVAIRE DE *STOMOXYS INDICUS* EN THAÏLANDE

---

THESE  
pour obtenir le grade de  
DOCTEUR VETERINAIRE

DIPLOME D'ETAT

*présentée et soutenue publiquement  
devant l'Université Paul Sabatier de Toulouse*

*par*

**CAUQUIL Laura**

Née, le 10 Février 1986 à Verdun (55)

---

**Directeur de thèse : M. Philippe JACQUIET**

---

## JURY

PRESIDENT :

**M. Alexis VALENTIN**

Professeur à l'Université Paul-Sabatier de TOULOUSE

ASSESEURS :

**M. Philippe JACQUIET**

**M. Michel FRANC**

Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE



**Ministère de l'Agriculture et de la Pêche**  
**ECOLE NATIONALE VETERINAIRE DE TOULOUSE**

**Directeur** M. A. MILON

**Directeurs honoraires** M. G. VAN HAVERBEKE.  
M. P. DESNOYERS

**Professeurs honoraires**

M. L. FALIU	M. J. CHANTAL	M. BODIN ROZAT DE MENDRES NEGRE
M. C. LABIE	M. JF. GUELFY	M. DORCHIES
M. C. PAVAUX	M. EECKHOUTTE	
M. F. LESCURE	M. D.GRIESS	
M. A. RICO	M. CABANIE	
M. A. CAZIEUX	M. DARRE	
Mme V. BURGAT	M. HENROTEAUX	

**PROFESSEURS CLASSE EXCEPTIONNELLE**

M. **AUTEFAGE André**, *Pathologie chirurgicale*  
M. **BRAUN Jean-Pierre**, *Physique et Chimie biologiques et médicales*  
M. **EUZEBY Jean**, *Pathologie générale, Microbiologie, Immunologie*  
M. **FRANC Michel**, *Parasitologie et Maladies parasitaires*  
M. **MARTINEAU Guy**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*  
M. **PETIT Claude**, *Pharmacie et Toxicologie*  
M. **TOUTAIN Pierre-Louis**, *Physiologie et Thérapeutique*

**PROFESSEURS 1° CLASSE**

M. **BERTHELOT Xavier**, *Pathologie de la Reproduction*  
Mme **CLAUW Martine**, *Pharmacie-Toxicologie*  
M. **CONCORDET Didier**, *Mathématiques, Statistique, Modélisation*  
M. **CORPET Denis**, *Science de l'Aliment et Technologies dans les Industries agro-alimentaires*  
M. **DELVERDIER Maxence**, *Anatomie Pathologique*  
M. **ENJALBERT Francis**, *Alimentation*  
M. **REGNIER Alain**, *Physiopathologie oculaire*  
M. **SAUTET Jean**, *Anatomie*  
M. **SCHELCHER François**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*

**PROFESSEURS 2° CLASSE**

Mme **BENARD Geneviève**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*  
M. **BOUSQUET-MELOU Alain**, *Physiologie et Thérapeutique*  
Mme **CHASTANT-MAILLARD Sylvie**, *Pathologie de la Reproduction*  
M. **DUCOS Alain**, *Zootéchnie*  
M. **DUCOS DE LAHITTE Jacques**, *Parasitologie et Maladies parasitaires*  
M. **FOUCRAS Gilles**, *Pathologie des ruminants*  
Mme **GAYRARD-TROY Véronique**, *Physiologie de la Réproduction, Endocrinologie*  
M. **GUERRE Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*  
Mme **HAGEN-PICARD Nicole**, *Pathologie de la Reproduction*  
M. **JACQUIET Philippe**, *Parasitologie et Maladies Parasitaires*  
M. **LEFEBVRE Hervé**, *Physiologie et Thérapeutique*  
M. **LIGNEREUX Yves**, *Anatomie*  
M. **PICAVET Dominique**, *Pathologie infectieuse*  
M. **SANS Pierre**, *Productions animales*  
Mme **TRUMEL Catherine**, *Pathologie médicale des Equidés et Carnivores*

#### **PROFESSEURS CERTIFIES DE L'ENSEIGNEMENT AGRICOLE**

- Mme **MICHAUD Françoise**, *Professeur d'Anglais*  
M. **SEVERAC Benoît**, *Professeur d'Anglais*

#### **MAITRES DE CONFERENCES HORS CLASSE**

- Mlle **BOULLIER Séverine**, *Immunologie générale et médicale*  
Mme **BOURGES-ABELLA Nathalie**, *Histologie, Anatomie pathologique*  
M. **BRUGERE Hubert**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*  
Mlle **DIQUELOU Armelle**, *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*  
M. **JOUGLAR Jean-Yves**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*

#### **MAITRES DE CONFERENCES (classe normale)**

- M. **ASIMUS Erik**, *Pathologie chirurgicale*  
M. **BAILLY Jean-Denis**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*  
Mme **BENNIS-BRET Lydie**, *Physique et Chimie biologiques et médicales*  
M. **BERGONIER Dominique**, *Pathologie de la Reproduction*  
M. **BERTAGNOLI Stéphane**, *Pathologie infectieuse*  
Mlle **BIBBAL Delphine**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*  
Mme **BOUCLAINVILLE-CAMUS Christelle**, *Biologie cellulaire et moléculaire*  
Mlle **CADIERGUES Marie-Christine**, *Dermatologie*  
M. **CONCHOU Fabrice**, *Imagerie médicale*  
M. **CORBIERE Fabien**, *Pathologie des ruminants*  
M. **CUEVAS RAMOS Gabriel**, *Chirurgie Equine*  
M. **DOSSIN Olivier**, *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*  
Mlle **FERRAN Aude**, *Physiologie*  
M. **GUERIN Jean-Luc**, *Elevage et Santé avicoles et cunicoles*  
M. **JAEG Jean-Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*  
Mlle **LACROUX Caroline**, *Anatomie Pathologique des animaux de rente*  
Mme **LETRON-RAYMOND Isabelle**, *Anatomie pathologique*  
M. **LIENARD Emmanuel**, *Parasitologie et maladies parasitaires*  
M. **LYAZRHI Faouzi**, *Statistiques biologiques et Mathématiques*  
M. **MAILLARD Renaud**, *Pathologie des Ruminants*  
M. **MAGNE Laurent**, *Urgences soins-intensifs*  
M. **MATHON Didier**, *Pathologie chirurgicale*  
M. **MEYER Gilles**, *Pathologie des ruminants.*  
Mme **MEYNAUD-COLLARD Patricia**, *Pathologie Chirurgicale*  
M. **MOGICATO Giovanni**, *Anatomie, Imagerie médicale*  
M. **NOUVEL Laurent**, *Pathologie de la reproduction*  
Mlle **PALIERNE Sophie**, *Chirurgie des animaux de compagnie*  
Mme **PRIYMENKO Nathalie**, *Alimentation*  
Mme **TROGELER-MEYNADIER Annabelle**, *Alimentation*  
M. **VOLMER Romain**, *Microbiologie et Infectiologie*  
M. **VERWAERDE Patrick**, *Anesthésie, Réanimation*

#### **MAITRES DE CONFERENCES CONTRACTUEL et AGENTS CONTRACTUELS**

- M. **SOUBIES Sébastien**, *Microbiologie et infectiologie*

#### **ASSISTANTS D'ENSEIGNEMENT ET DE RECHERCHE CONTRACTUELS**

- Mlle **DEVIERS Alexandra**, *Anatomie-Imagerie*  
M. **DOUET Jean-Yves**, *Ophthalmologie*  
Mlle **LAVOUE Rachel**, *Médecine Interne*  
Mlle **PASTOR Mélanie**, *Médecine Interne*  
M. **RABOISSON Didier**, *Productions animales*  
Mlle **TREVENNEC Karen**, *Epidémiologie, gestion de la santé des élevages avicoles et porcins*  
M. **VERSET Michaël**, *Chirurgie des animaux de compagnie*

## REMERCIEMENTS

**A Monsieur le Professeur Alexis VALENTIN,**  
Professeur des Universités à la Faculté de pharmacie de Toulouse UPS  
Praticien hospitalier  
*Zoologie - Parasitologie*  
Qui nous a fait l'honneur d'accepter la présidence de notre jury de thèse,  
Hommages respectueux

**A Monsieur le Professeur Philippe JACQUIET,**  
Maître de Conférences de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse,  
*Parasitologie et Maladies parasitaires*  
Pour ses conseils avisés, sa disponibilité, sa bonne humeur.

**A Monsieur le Professeur Michel FRANC**  
Professeur de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse  
*Parasitologie et Maladies parasitaires*

**A Monsieur le Professeur Gérard DUVALLET,**  
Professeur à l'Université Montpellier III,  
Qui m'a fait partager son savoir sur les stomoxes et sa bonne humeur,  
Sincères remerciements

**A Monsieur le Docteur Marc DESQUESNES,**  
CIRAD, UMR 17 Trypanosomoses  
Pour m'avoir encadrée durant ce stage et pour m'avoir donné des conseils avisés.

**A Monsieur le Professeur Theeraphap CHAROENWIRIYAPAP**  
Professeur à l'Université d'agriculture de Kasetsart, Bangkok,  
*Laboratoire d'entomologie*  
Qui m'a accueillie dans son laboratoire d'entomologie de Kasetsart University, Bangkok, et qui m'a  
encouragée durant les moments difficiles.

**A Monsieur le Professeur Sathaporn JITTAPALAPONG,**  
Professeur de l'Université Vétérinaire de Kasetsart, Bangkok,  
Laboratoire de parasitologie  
Pour m'avoir accueillie au sein de son laboratoire.

**A Monsieur le Professeur François ROGER**  
CIRAD, UPR-AGIRS  
Pour avoir financé ce stage.

**A Monsieur le Docteur Olivier ESNAULT**  
Docteur Vétérinaire du GDS de la Réunion  
Qui m'a accueilli au GDS de la Réunion et qui m'a fait passer une sympathique escale.

Merci aussi à toute l'équipe du GDS de la Réunion et particulièrement à Yannick et Vincent.

Merci également à Monsieur Frédéric Baldacchino qui a aimablement relu et corrigé ce manuscrit.

Merci à tous les membres du laboratoire d'entomologie de l'université de Kasetsart. Merci particulièrement à ceux qui m'ont accompagnée au cours de mes sorties de capture.

Merci beaucoup à Naritsara Malaithong, travailler ensemble a été un plaisir.

Merci à Lorène qui m'a bien aimablement relu, à Margot et ses cupcakes, à Céline et sa « sagesse », à Moana, et tous les autres camarades de Master.

Marie, on ne s'ennuie jamais en ta présence. Aldetta, derrière toi, un ours ! Mafique, qui est si belle, Barthe number one forever, Sœur Sophie, Simo, Fillo et Bristol, Fany...

A Audette cacahuète, prenez-en d'la graine les gars ! Tristan et Anne qui ont réussi à me supporter.

A ma famille pour le chocolat bien apprécié et pour le reste bien évidemment.

## RESUME

Les stomoxes sont des mouches hématophages. Il en existe 18 espèces dont une seule est cosmopolite, *Stomoxys calcitrans*, les autres espèces vivant dans des régions plus tropicales. Elles sont des vecteurs mécaniques de nombreuses maladies, comme par exemple les trypanosomoses animales. Cette étude s'intéresse en particulier à *S. calcitrans* et *S. indicus* en Thaïlande, avec un essai de mise en place d'un élevage de ces deux espèces au laboratoire d'entomologie de Kasetsart University, Bangkok, et l'étude de sites de développement larvaire de *S. indicus* dans quatre fermes de Thaïlande.

La mise en place d'un élevage de *S. calcitrans* et *S. indicus* a montré quelques difficultés. Bien que de nombreux adultes des deux espèces aient été capturés, leur survie aux conditions artificielles d'élevage n'a pas été maîtrisée. En effet, après modifications de la température, l'humidité relative, ou encore la source du repas sanguin, les mouches ont continué à mourir sans pour autant se reproduire.

L'étude des sites de développement larvaire de *S. indicus* a montré que les larves de cette espèce tout comme celles de *S. calcitrans*, se développent dans du fumier, et des végétaux en décomposition. Pour être complet dans la description de ces gîtes larvaires, d'autres études doivent être menées.

**Mots-clés :** *Stomoxys indicus*, *Stomoxys calcitrans*, élevage, sites développement larvaire, Thaïlande.

## ABSTRACT

Stable flies are hematophagous flies. There are 18 species, but only one is cosmopolitan, *Stomoxys calcitrans*, the others live in tropical areas. They are mechanical vectors for lots of diseases, as the animal trypanosomosis. This study focuses on *S. calcitrans* and *S. indicus*, with a setting up of a rearing of these two species at the entomology laboratory of Kasetsart University, Bangkok, and the study of the larval development sites of *S. indicus* in four Thai farms.

The setting up of a *S. calcitrans* and *S. indicus* rearing was not successful. Even if numerous flies were caught, their survival in artificial conditions was not controlled. Indeed, retrofitting the temperature, the relative humidity, the blood feeding mean was not enough to stop their dead.

The *S. indicus* larval development sites study showed that the larvae of this species as those of *S. calcitrans*, develop themselves in manure, and in decaying vegetation. In order to be complete in the larval sites description, other studies need to be proceeded.

**Keywords:** *Stomoxys indicus*, *Stomoxys calcitrans*, rearing, larval development sites, Thailand.



# TABLE DES MATIERES

REMERCIEMENTS.....	5
RESUME.....	7
ABSTRACT.....	7
TABLE DES ILLUSTRATIONS.....	12
INTRODUCTION.....	13
PARTIE I : CONTEXTE DE L'ETUDE.....	15
I. Généralités sur les stomoxes.....	15
1. Classification.....	15
2. Morphologie générale des Stomoxyinés.....	15
3. Le genre Stomoxys, diagnose d'espèce.....	16
a. Les principaux caractères.....	16
b. Stomoxys indicus.....	17
c. Stomoxys calcitrans.....	17
4. Biologie et écologie des stomoxes.....	19
a. Cycle des stomoxes.....	19
b. Nutrition.....	20
c. Reproduction.....	21
d. Développement larvaire.....	22
e. Causes naturelles de mortalité.....	23
II. Stomoxes : pouvoirs pathogènes.....	23
1. Pouvoirs pathogènes directs, impacts des stomoxes.....	23
2. Pouvoir pathogène indirect : des vecteurs mécaniques.....	24
a. Définition de la transmission mécanique.....	24
b. Maladies transmises par les stomoxes.....	24
3. Moyens de lutte contre les stomoxes.....	25
III. Les Stomoxes en Thaïlande.....	27
IV. Objectifs de l'étude.....	27
1. Pourquoi un élevage ?.....	27
2. Etude des gîtes larvaires.....	28
PARTIE II : MISE EN PLACE D'UN ELEVAGE DE S. CALCITRANS ET DE S. INDICUS.....	29
I. Elaboration des protocoles.....	29
II. Matériels et Méthode.....	30
1. Protocoles capture.....	30

a.	Matériel de piégeage.....	30
b.	Identification .....	30
c.	Organisation des différentes sorties de collecte d'adultes.....	30
d.	Analyse statistique .....	32
2.	Protocoles élevage .....	32
a.	Locaux 1.....	32
b.	Locaux 2.....	33
c.	Elevage des adultes .....	33
d.	Elevage des immatures.....	33
e.	Récupération des œufs .....	33
f.	Récupération des pupes.....	34
<i>III.</i>	<i>Résultats</i> .....	<i>34</i>
1.	Résultats des captures.....	34
2.	Résultats des analyses statistiques .....	36
a.	Résultats des tests de normalité (Shapiro-Wilk) .....	36
b.	Résultats des tests de comparaison de moyennes (Kruskall-Wallis) .....	36
c.	Résultats des tests d'homogénéité (test du $\chi^2$ , ou test exact de Fisher), de comparaison de pourcentages.....	36
3.	Résultats de l'élevage.....	37
4.	Résultats de survie des adultes en captivité .....	37
<i>IV.</i>	<i>Discussion</i> .....	<i>37</i>
1.	Captures .....	37
2.	Mort des mouches.....	39
3.	Production de l'élevage.....	42
	<i>Partie III : ETUDE DES SITES D'EMERGENCES DE STOMOXYS INDICUS EN THAÏLANDE</i> .....	<i>43</i>
<i>I.</i>	<i>Matériel et Méthode</i> .....	<i>43</i>
1.	Matériel de piégeage.....	43
2.	Identification .....	43
3.	Organisation des différentes sorties d'étude.....	43
<i>II.</i>	<i>Résultats</i> .....	<i>45</i>
1.	Pièges à émergence.....	45
2.	Cage à émergence .....	45
<i>III.</i>	<i>Discussion</i> .....	<i>46</i>
1.	Pièges à émergence.....	46

2. Cages à émergence.....	47
<i>CONCLUSION</i> .....	49
<i>BIBLIOGRAPHIE</i> .....	51
<i>ANNEXES</i> .....	57
<i>ANNEXE I : PROTOCOLE D'ELEVAGE DE STOMOXYS CALCITRANS ET DE SON AUXILIAIRE SPALANGIA ENDIUS A L'INSECTARIUM DU 19<sup>EME</sup> KM (GRDSBR)</i> .....	59
<i>ANNEXE II : BOITES A MOUSTACHE DES DIFFERENTS RESULTATS DES PIEGEAGES D'ADULTE</i> .....	71
<i>ANNEXE III : PLAN DES DIFFERENTS SITES</i> .....	75
<i>RESUME</i> .....	79
<i>ABSTRACT</i> .....	79

## TABLE DES ILLUSTRATIONS

Figure 1: Comparaison de l'allure générale mouche domestique (A) / stomoxe (B) ( <a href="http://www.entomology.ucr.edu/ebeling/ebel9-4.html#stomoxys%20calcitrans">http://www.entomology.ucr.edu/ebeling/ebel9-4.html#stomoxys%20calcitrans</a> ) et des pièces buccales (Barré et Bouillot 1981) .....	15
Figure 2 : Pièces buccales et tête d'un stomoxe : (A) vue latérale, (B) coupe transversale (d'après Wall & Shearer 1997) .....	15
Figure 3 : Têtes de Stomoxys, Haematobosca, Haematobia (Zumpt, 1973) .....	16
Figure 4 : Organes génitaux femelle et mâle de stomoxe (Zumpt, 1973) (clichés L. Cauquil) .....	16
Figure 5 : Tableau comparatif de <i>S. calcitrans</i> et <i>S. indicus</i> mâles et femelles. ....	18
Figure 6 : Cycle de <i>S. calcitrans</i> . (a) œufs ; (b) larve ; (c) puppe ; (d) adulte (Gilles 2005). ....	19
Figure 7 : Différents stades immatures de <i>S. calcitrans</i> . (A) œuf ; (B) larve stade 1 ; (C) et (D) larves stade 2 ; (E) et (F) larves stade 3 ; (G) puppe. (cliché L. Cauquil) .....	21
Figure 8 : Piège vavoua ( <a href="http://www.sleeping-sickness.ird.fr/planvavouabis.htm">http://www.sleeping-sickness.ird.fr/planvavouabis.htm</a> ) .....	25
Figure 9 : <i>Spalangia</i> pondant dans une puppe de stomoxe ( <a href="http://www.saecoop.com/boli+d+i/mitaddiciembre07.htm">http://www.saecoop.com/boli+d+i/mitaddiciembre07.htm</a> ) .....	26
Figure 10 : Pièges Vavoua dans la ferme SDC .....	30
Figure 11 : Première salle d'élevage (cliché L. Cauquil) .....	32
Figure 12 : Deuxième salle d'élevage (cliché L. Cauquil) .....	33
Figure 13 : Cage d'élevage d'adultes (cliché L. Cauquil) .....	33
Figure 14 : Technique de récupération des pupes par flottaison (cliché L. Cauquil) .....	34
Figure 15 : Méthode d'identification des stomoxes grâce à un aspirateur buccal (clichés L. Cauquil) .....	39
Figure 16: Piège à émergence (cliché L. Cauquil) .....	43
Figure 17 : Pupes de mouches domestiques regroupées sur un sac d'ensilage de maïs - KBC (cliché L. Cauquil) .....	47
Figure 17: Boîtes à moustaches du nombre de <i>S. calcitrans</i> capturés par piège par jour à Saraburi au cours des 4 sorties. ....	71
Figure 18 : Boîtes à moustaches du nombre de <i>S. indicus</i> par piège par jour à Saraburi au cours des 4 sorties. ....	71
Figure 19 : Boîtes à moustaches du nombre de <i>S. calcitrans</i> capturés par piège par jour pour chaque site. ....	72
Figure 20 : Boîtes à moustaches du nombre de <i>S. indicus</i> capturés par piège par jour pour chaque site. ....	72
Figure 21 : Boîtes à moustaches du nombre de stomoxes capturés par piège par jour pour chaque site. ....	73
Figure 22 : Boîtes à moustaches du nombre de (1), stomoxes ; (2), <i>S. calcitrans</i> ; (3), <i>S. indicus</i> capturés par piège par jour pour l'ensemble des sorties. ....	73
Figure 23 : Plan de la Dairy Farming Promotion Organization of Thailand, Muak Lek, Saraburi (14°31'N, 100°6'E) - SDC .....	75
Figure 24 : Plan du Wangpo elephant camp, Saiyok, Kanchanaburi (14°7'N, 99°9'E) - KEC .....	76
Figure 25 : Plan du Beef Cattle Kamphaeng Saen Campus, Nakhon Pathom (14°8'N, 99°58'E) - KBC .	76
Figure 26 : Plan du Dairy research center, Kamphaeng Saen Campus, Nakhon Pathom (14°8'N, 99°58'E) - KDC .....	77

## INTRODUCTION

Les arthropodes et plus particulièrement les insectes sont très présents au contact de l'homme. Certains lui sont bénéfiques comme par exemple les abeilles pollinisatrices et productrices de miel, les vers à soie producteurs de matière première pour l'industrie du textile, les coccinelles prédatrices de pucerons, ou simplement les papillons pour leur beauté et l'inspiration qu'ils engendrent auprès des poètes. D'autres sont nuisibles et cette nuisance peut prendre différentes formes telles que les ravages de cultures, forêts ou habitations, les pullulations impactant sur la vie économique d'une région, les conséquences sanitaires tant pour la santé humaine qu'animale. Ce dernier point est surtout dû aux insectes hématophages (c'est-à-dire qui se nourrissent de sang). C'est d'ailleurs dans ce contexte que se place cette étude.

Le genre *Stomoxys* (Diptera, Muscidae, Stomoxyini) comprend 18 espèces reconnues à ce jour (Zumpt 1973). Une seule est cosmopolite, *S. calcitrans* (L., 1758) alors que les 17 autres ont une répartition plus tropicale. Outre leur rôle certain dans la transmission d'hémoparasitoses, ils ont un impact considérable sur la productivité des animaux en raison du harcèlement qu'ils infligent aux bovins et de la spoliation sanguine.

Cette étude présente dans un premier temps le genre *Stomoxys*, sa morphologie, sa biologie et son rôle pathogène dans les élevages. Elle s'intéresse particulièrement à deux espèces *S. calcitrans* et *S. indicus*, présentes en Thaïlande. Dans un second temps, des essais de mise en place d'un élevage de *S. calcitrans* et *S. indicus* à Bangkok (Thaïlande) sont présentés. Enfin, afin d'enrichir les connaissances sur l'espèce encore peu documentée *S. indicus*, une étude de sites de développement larvaire de cette espèce a été menée et est présentée dans cette thèse.



# PARTIE I : CONTEXTE DE L'ETUDE

## I. Généralités sur les stomoxes

### 1. Classification

Classe : Insectes

Sous-classe : Ptérygotes

Ordre : Diptères

Sous-ordre : Brachycères

Famille : Muscides

Sous-famille : Muscinae

Tribu : Stomoxyini

Genre : *Stomoxys*

(Tumrasvin & Shinonaga 1978 ; Couri 2007)

### 2. Morphologie générale des Stomoxyinés

Les Stomoxyinés sont des insectes très proches morphologiquement de la mouche domestique *Musca domestica* (Zumpt 1973 ; Masmehatip et al. 2006)). Cependant, la distinction de cette dernière se fait grâce à leurs pièces buccales modifiées en appareil piqueur, le proboscis (Figure 1).

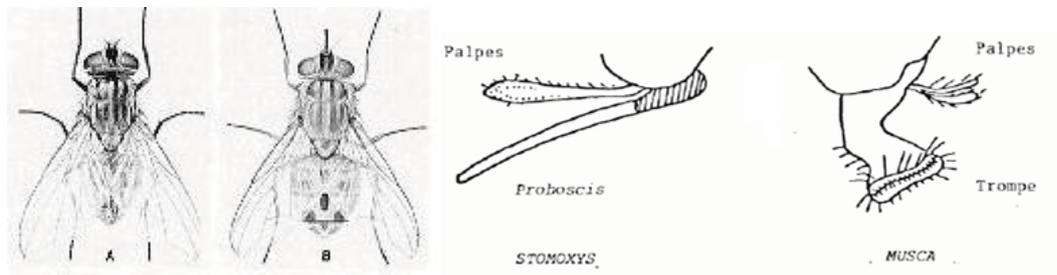


Figure 1: Comparaison de l'allure générale mouche domestique (A) / stomoxe (B) (<http://www.entomology.ucr.edu/ebeling/ebel9-4.html#stomoxys%20calcitrans>) et des pièces buccales (Barré et Bouillot 1981)

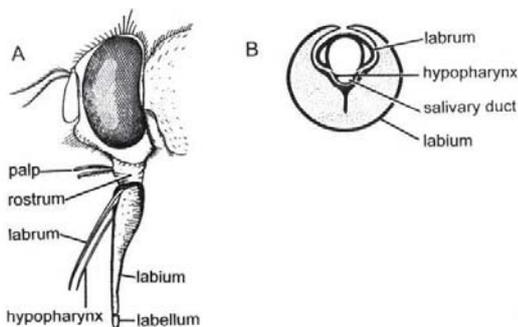


Figure 2 : Pièces buccales et tête d'un stomoxe : (A) vue latérale, (B) coupe transversale (d'après Wall & Shearer 1997)

Les pièces buccales sont composées d'un labium (lèvre inférieure), un hypopharynx et un labre (lèvre supérieure). Ces trois parties sclérifiées forme le proboscis, divisé en deux tubes. Le premier le plus étroit formé par l'hypopharynx, permet le passage de la salive dans le derme de l'hôte, alors que le sang est prélevé dans le tube formé par le labrum et la partie dorsale de l'hypopharynx (Figure 2). On retrouve une construction similaire des pièces buccales chez les mouches tsé-tsé.

Ces mouches sont également reconnaissables par la

présence d'une arista (longue et fine structure ressemblant à un cil et portant une rangée de soies branchues sur la face supérieure et/ou inférieure) sur le troisième segment de leurs antennes.

Au sein de la sous-famille des Stomoxyinés, il existe dix genres différents (*Rhinomusca*, *Haematostoma*, *Neivamyia*, *Parastomoxys*, *Prostomoxys*, *Haematobosca*, *Bruceomyia*, *Stygeromyia*, *Stomoxys*, *Haematobia*) dont les trois principaux sont *Stomoxys*, *Haematobia* et *Haematobosca*.

La différenciation rapide de ces trois genres se fait par le rapport entre la longueur des palpes et le proboscis (ils sont du même ordre de grandeur chez *Haematobia* et *Haematobosca*, et plus courts chez *Stomoxys*), leur extrémité en altères, ainsi que par la position de soies sur les arista (uniquement dorsale chez *Stomoxys* et *Haematobia*, et ventro-dorsale chez *Haematobosca*)(Figure 3).

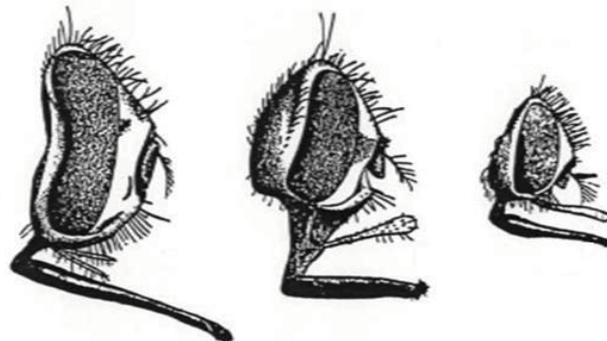


Figure 3 : Têtes de *Stomoxys*, *Haematobosca*, *Haematobia* (Zumpt, 1973)

### 3. Le genre *Stomoxys*, diagnose d'espèce

#### a. Les principaux caractères

Il existe 18 espèces de stomoxes dans le monde. Seul *S. calcitrans* est cosmopolite. 4 espèces sont orientales (*S. indicus*, *S. uruma*, *S. bengalensis*, *S. pullus*), *S. sitiens* se retrouve en Afrique et en Asie, les autres espèces sont toutes africaines (*S. niger*, *S. varipes*, *S. ochrosomus*, *S. inornatus*, *S. boueti*, *S. transvittatus*, *S. pallidus*, *S. luteolus*, *S. xanthomelas*, *S. omega*, *S. stigma*, *S. taeniata*).

La diagnose d'espèce de stomoxes se fait sur de nombreux caractères. Il existe deux clefs d'identifications, une pour chaque sexe (Zumpt 1973).

Pour commencer la diagnose d'espèce il faut tout d'abord identifier le sexe. La différenciation se fait au niveau des génitalia (organes reproducteurs externes). La femelle a l'extrémité distale de son abdomen plutôt pointu avec présence de deux cerques. Tandis que le mâle a l'abdomen plutôt arrondi avec des génitalia d'aspect circulaire (Figure 4).

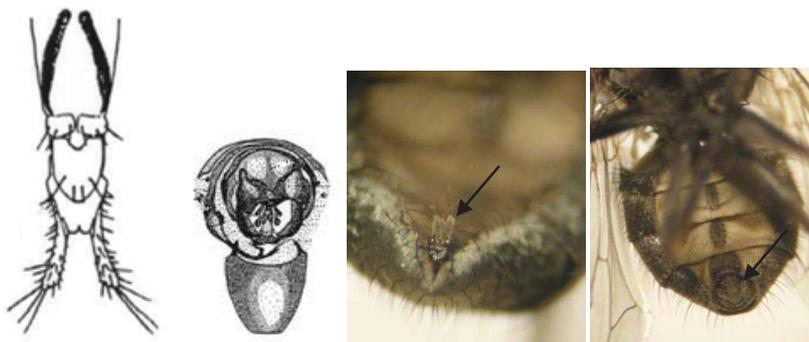


Figure 4 : Organes génitaux femelle et mâle de stomoxe (Zumpt, 1973) (clichés L. Cauquil)

Ainsi une fois le sexe déterminé, il faut observer les critères suivants : l'index frontal (ratio de la plus étroite largeur entre les yeux sur la plus grande longueur des yeux), la présence ou non de poils hérissés sur le premier métatarse, la présence ou non de poils sur la partie terminale de la nervure r1 de l'aile, la couleur du thorax, la couleur de l'abdomen, les motifs abdominaux, la brillance de l'abdomen, les motifs thoraciques, la pilosité du thorax, l'incurvation de la cellule alaire R5, la couleur des tibias, tarses et fémurs...

Dans la suite de l'étude, seules les espèces *S. calcitrans* et *S. indicus* seront présentées.

### **b. Stomoxys indicus**

*Stomoxys indicus* est une espèce orientale. Son nom fait d'ailleurs référence au premier pays dans lequel il a été décrit, l'Inde. Il semblerait que *S. indicus* ait une activité crépusculaire (Muenworn et al. 2010 ; Kano 1953).

Son corps gris mesure de 4 à 6 mm, ses tibias et tarses sont brun-jaunes, la plupart des spécimens ont leurs fémurs sombres mais il peut arriver qu'ils soient colorés. Son troisième segment antennaire est plus clair.

Son abdomen a trois raies noires transversales. Son thorax a deux paires de raies noires longitudinales. Cependant, il existe des variations au sein de l'espèce, ce qui peut gêner son identification.

L'index frontal du mâle est de  $0,13 \pm 0,02$ , celui de la femelle de  $0,44 \pm 0,03$  (Masmeatathip et al. 2006) (Figure 5).

Après *S. calcitrans*, *S. indicus* est l'espèce la plus commune dans les régions orientales.

*S. indicus* est fréquemment rencontré dans les élevages bovins.

### **c. Stomoxys calcitrans**

*Stomoxys calcitrans* est une espèce cosmopolite. Son nom vient de sa capacité à transmettre le charbon (« mouche charbonneuse ») (Turell & Knudson 1987).

Son corps gris foncé mesure de 4 à 7 mm. L'index frontal du mâle est de  $0,33 \pm 0,03$  ce qui permet l'identification facile et rapide du mâle (cet index est beaucoup plus grand que pour toutes les autres espèces de stomoxes), celui de la femelle de  $0,55 \pm 0,04$  (Masmeatathip et al. 2006). Les antennes sont brunes presque noires, mais peuvent être plus claires. Le thorax est noir avec des deux paires de raies longitudinales. Les pattes sont brun foncé à noires, l'articulation du genou est jaune. L'abdomen est gris avec des tâches circulaires brunes caractéristiques, mais qui varient d'un individu à un autre (Figure 5).

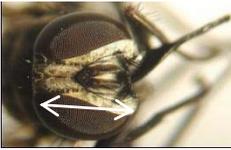
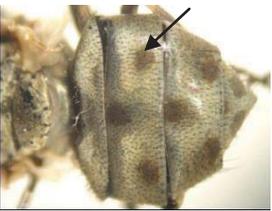
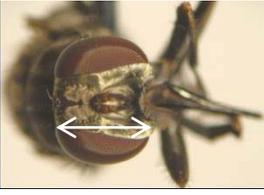
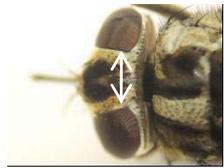
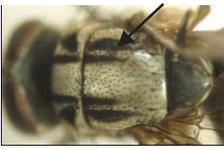
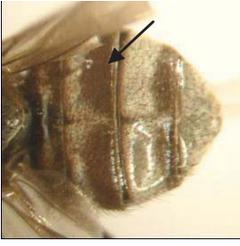
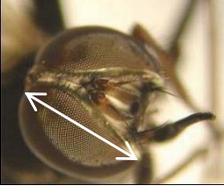
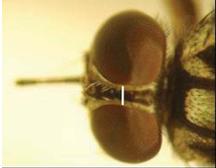
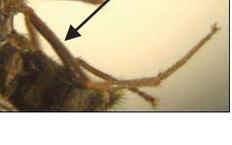
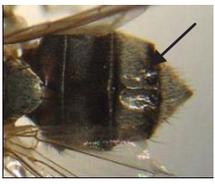
Espèce et sexe	Allure générale		Thorax	Abdomen	Tête		Pattes
<i>S. calcitrans</i> M							
<i>S. calcitrans</i> F							
<i>S. indicus</i> M							
<i>S. indicus</i> F							

Figure 5 : Tableau comparatif de *S. calcitrans* et *S. indicus* mâles et femelles. Dessins thoraciques : deux paires de bandes noires longitudinales pour chaque espèce ; Dessins abdominaux : motifs circulaires noirs pour *S. calcitrans* et bandes transversales noires pour *S. indicus* ; Index frontaux : *S. calcitrans* mâle :  $0,33 \pm 0,03$ , *S. calcitrans* femelle :  $0,55 \pm 0,04$ , *S. indicus* mâle :  $0,13 \pm 0,02$ , *S. indicus* femelle :  $0,44 \pm 0,03$  ( Masméatthip et al. 2006) ; Couleur des pattes : pattes noires avec genoux jaunes pour *S. calcitrans*, fémurs noirs, tibias et tarse jaunes pour *S. indicus* (clichés L. Cauquil)

#### 4. Biologie et écologie des stomoxes

La biologie des différentes espèces de stomoxes est très peu documentée. Seuls *S. calcitrans*, et dans une moindre mesure *S. niger niger*, ont été décrits.

Ainsi, les traits de vie décrits par la suite correspondent à ceux de *S. calcitrans*, que l'on extrapole dans une certaine mesure aux autres stomoxes, *S. calcitrans* étant cosmopolite.

##### a. Cycle des stomoxes

Le cycle des stomoxes se déroule en six stades : l'œuf, les stades larvaires (3 stades), la nymphe et l'adulte (Figure 6).

Le cycle de développement de *S. calcitrans* est d'environ 12 jours à 30°C et 60 jours à 15°C. A 25°C, l'éclosion se fait 24 heures après la ponte, la pupaison 10-12 jours plus tard. L'émergence des adultes a lieu 6-8 jours après la pupaison. La durée de vie d'un adulte varie de 2 à 4 semaines (Gilles 2005).

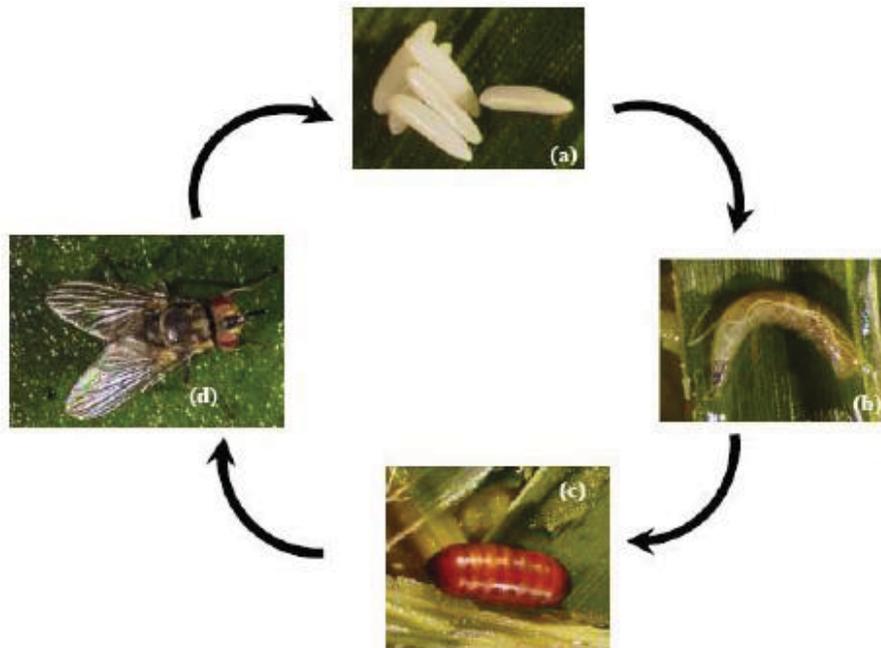


Figure 6 : Cycle de *S. calcitrans*. (a) œufs ; (b) larve ; (c) pupa ; (d) adulte (Gilles 2005).

La longévité des adultes est optimale à 20°C pour *S. calcitrans* et à 15°C pour *S. n. niger*. Au dessus de 35°C, toutes les mouches meurent en moins de trois jours. La température optimale permettant la reproduction de ces deux espèces est comprise entre 20 et 30°C. Le temps de fécondité diminue quand la température augmente, car le temps d'oviposition diminue.

Par ailleurs, à 35°C, la survie des stades immatures pour ces deux espèces est très faible. A 15°C, les œufs sont le stade le moins résistant surtout en ce qui concerne *S. n. niger* (Gilles et al. 2005).

Le climat favorable pour la survie des stomoxes est un climat chaud et humide. Seul *S. calcitrans* cosmopolite s'est adapté à une gamme de températures et d'hygrométrie plus large.

Les stomoxes adultes vivent à l'extérieur. Leurs sites de repos préférentiels sont les murs des granges, les barrières, le long des mangeoires, les herbes hautes à proximité des animaux... (Muenworn et al. 2010 ; Lysyk 1993).

Il semble que les stomoxes aient une activité bimodale. En effet, lors de différentes captures, il ressort que *S. calcitrans* est présent le matin entre 8 et 10h et dans l'après-midi (Kunz & Monty

1976 ; Mameatathip et al. 2006). *S. indicus* serait plutôt crépusculaire avec un pic d'activité à 6h et un autre à 18h (Muenworn et al. 2010 ; Mameatathip et al. 2006). Ce caractère peut être considéré comme une adaptation pour éviter la période chaude de la journée. Ce cycle circadien est valable pour les régions tropicales car en zones tempérées, le pic d'activité se situe en milieu de journée.

En régions tempérées, *S. calcitrans* parvient à passer l'hiver non pas grâce au stade adulte (les adultes ne faisant pas de diapause et n'ont pas une bonne tolérance au froid) mais grâce aux stades immatures. En effet, les basses températures retardent leur développement et donc l'émergence des adultes lors de températures défavorables. Les larves s'adaptent à ces faibles températures en migrant verticalement dans leur milieu (elles évitent ainsi le gel). Le développement du stade œuf à puppe peut prendre de 3 à 5 mois à 10°C (Berry et al. 1978a).

## **b. Nutrition**

### **i. Repas sanguins et repas sucrés**

Chez les stomoxes, les deux sexes sont hématophages.

*S. calcitrans* prend un repas sanguin par jour (Berry & Campbell 1985). Il a cependant été décrit qu'il pouvait prendre un second repas sanguin si le premier était pris assez tôt dans la matinée (Kunz & Monty 1976). Cette observation pourrait lui permettre d'être un excellent vecteur mécanique de différentes maladies.

Les stomoxes se nourrissent plus facilement sur une goutte de sang qu'à travers de la peau, et la présence d'une goutte de sang (sur une micro-coupeure par exemple) semble attirer les mouches et initier leur repas (Riordan 1972).

En milieu contrôlé, le premier repas sanguin se fait le jour de l'émergence ou le lendemain. Les mouches prennent entre 5µL et 16µL de sang par repas en fonction des moyens de mesure et des auteurs (Suenaga 1965 ; Schowalter & Klowden 1979 ; Mihok et al. 1995 ; Riordan 1972).

Le repas sanguin des adultes dépend en fait de plusieurs facteurs tels que l'heure de la journée, la température, l'humidité relative, la direction du vent, la réponse métabolique du stomoxe aux températures, la durée du repas avant engorgement, et la quantité de sang ingéré (Berry & Campbell 1985).

Par ailleurs, il semblerait que dans la nature, les stomoxes puissent prendre des repas sucrés, vraisemblablement à base de nectar (Taylor & Berkebile 2011 ; Jones et al. 1992 ; Tseng et al. 1983). Cependant, le sucre ne permet pas de développement ovarien, ou ne stimule pas l'accouplement, et s'il est à volonté, il diminue le taux de reproduction (par rapport à un seul repas sucré ou pas de repas sucré du tout). Toutefois, il permet en absence de repas sanguin d'augmenter la survie des mouches. Les repas sucrés sont plus fréquents en zones urbaines par rapport aux zones rurales car dans le premier cas plus de jardins fleuris sont présents alors que dans le second cas, plus d'animaux sont disponibles. Mihok & Clausen (1996) ont également constaté que de nombreux stomoxes prenaient des repas de nectar. Par ailleurs la nutrition au pollen augmente la longévité des stomoxes (Jones et al. 1985).

Hogsette et al. (1987) ont montré que *S. calcitrans* peut parcourir 5 km ou plus à la recherche d'un repas de sang.

### **ii. Hôtes**

Les hôtes préférentiels de *S. calcitrans* sont les grands mammifères.

Leur spectre est assez étendu. Au Royaume Uni, l'hôte préférentiel semble être les bovins suivis par les chevaux, les petits ruminants n'étant pas considérés comme hôtes. En Egypte, l'hôte principal

semble être les ânes puis les chevaux, alors qu'au Tchad, l'hôte préférentiel est le dromadaire (Warnes & Finlayson 1987). Des attaques de stomoxes sur des hommes ont même été reportées en Floride (Hogsette et al. 1987). L'éléphant est supposé hôte en Asie. Par ailleurs, une étude au Kenya (Mihok & Clausen 1996) a montré que l'origine des repas sanguins des stomoxes était assez variée : une majorité de bovidés, rhinocéros, phacochères, primates, lions. Aucun repas sanguin provenant de reptile, d'oiseau ou de rongeur n'a été mis en évidence pour le moment.

Les attaques ne se font pas aléatoirement sur tous les animaux, il semble par exemple que certains bovins soient plus susceptibles de se faire attaquer par les stomoxes que d'autres. Les animaux de couleur sombre sont en effet plus appréciés. La vigueur de la réponse de l'hôte à l'attaque joue également un rôle dans le choix des victimes (intensité des coups de queue, de pattes, des balancements de tête). Par ailleurs, il semble qu'il existe une attraction olfactive. Ce critère a d'ailleurs été utilisé pour améliorer certaines techniques de piégeage. Ainsi Mihok et al. (1996) ont ajouté un attractif olfactif, l'octénol, à leurs pièges, ce qui les rendaient plus efficaces. Ainsi, le choix des victimes des stomoxes est fonction de la couleur, de l'épaisseur du pelage, de la taille, des mouvements et des odeurs (transpiration, CO<sub>2</sub>, odeurs particulières voire spécifiques).

Chez les bovins, les stomoxes se nourrissent préférentiellement sur la partie inférieure des membres et en particulier sur les membres antérieurs. En effet, à cet endroit, le pelage est plus fin, les vaisseaux sanguins plus proches de la surface de la peau, et l'animal a moins de possibilités de se défendre à cet endroit.

Ainsi, *S. calcitrans* est un insecte anthropisé, vivant principalement aux abords des élevages de ruminants. Il semblerait que ce soit également le cas de *S. indicus*, cependant trop peu de données sont disponibles pour cette espèce.

### c. Reproduction

Les femelles de *S. calcitrans* ne s'accouplent qu'une fois avec un seul mâle, environ 5 jours après leur émergence. Le mâle quant à lui peut s'accoupler plusieurs fois. L'accouplement peut avoir lieu en vol ou lorsque les femelles sont au repos. Le temps moyen de copulation est d'environ 5 minutes (Gilles 2005). L'accouplement est plus fréquent quand les deux sexes sont âgés de 4 à 5 jours.

Un repas sanguin est nécessaire à la maturation des organes reproducteurs et à la production de chaque nouvelle série d'œufs (Foil & Hogsette 1994), c'est pourquoi les femelles doivent se nourrir de sang plus fréquemment que les mâles (Barré et Bouillot 1981).

Selon Lysyk (1998), les femelles pondraient au cours de leur existence moins de 30 œufs à 15°C et plus de 700 œufs à 25°C.

Elles pondent 10-11 lots d'environ 35 œufs (Schoof 1964) en groupant ses œufs (Mramba 2006).

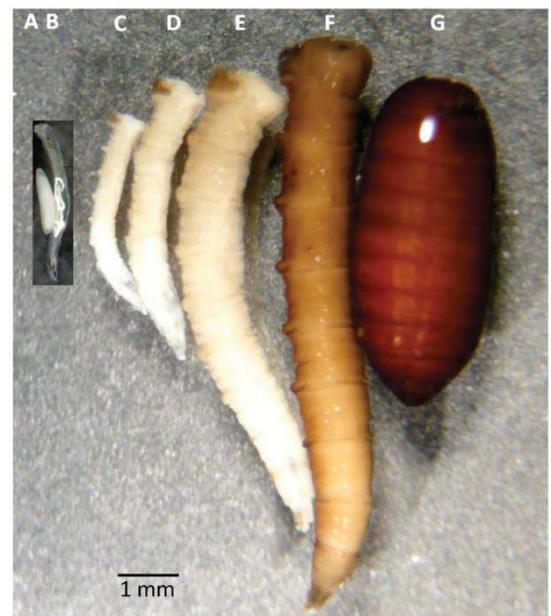


Figure 7 : Différents stades immatures de *S. calcitrans*. (A) œuf ; (B) larve stade 1 ; (C) et (D) larves stade 2 ; (E) et (F) larves stade 3 ; (G) pupa. (cliché L. Cauquil)

#### d. Développement larvaire

Une clef d'identification des stades immatures de *S. calcitrans* et *S. indicus* existe (Kano 1953).

Au cours du développement larvaire, le stomoxe immature passe par 5 différents stades (Figure 7).

Des suivis d'émergence ont montré que dans son milieu naturel, le développement larvaire de *S. calcitrans* se faisait dans des débris végétaux en décomposition tels que de la paille ou du foin mélangés à de fèces de ruminants (Hall et al. 1982 ; Meyer & Shultz 1990). Le fumier et l'ensilage sont d'excellents milieux de développement larvaire (Lysyk 1993 ; Hogsette & Ruff 1987). Les refus alimentaires tombés au sol sont également de bons gîtes larvaires (Skoda et al. 1996).

Ainsi Taylor & Berkebile (2011) ont étudié des refus de foin mélangés à des fèces et de l'urine de bovins dans des champs comme substrats d'émergence, et ils ont obtenu 1581 émergences/m<sup>2</sup> par an, ce substrat est donc excellent pour le développement larvaire des stomoxes.

Par ailleurs la distribution verticale des larves dans le milieu est surtout concentrée dans les 5 premiers cm de substrat (91% des larves), et en dessous de 10 cm, il n'y a plus de larve. Hogsette (1996) parle de 2,5 à 30 cm sous la surface. Les précipitations ne semblent pas avoir d'effet significatif sur les émergences. Par contre, certaines bactéries sont nécessaires pour permettre le développement larvaire (Lysyk et al. 1999).

Par ailleurs, Meyer & Petersen (1983) ont étudié les sites d'émergences de *S. calcitrans* dans trois types d'élevages différents. Il en ressort que dans les petits ateliers d'engraissement, les stomoxes émergent surtout des mangeoires le long d'une clôture, puis dans les rais de drainage du sol de la stabulation, et enfin dans l'ensilage de luzerne fraîchement coupée, les enclos vides, les nid-de-poule du sol, et l'aliment renversé. En ce qui concerne les gros ateliers d'engraissement, les sites d'émergence sont surtout l'aliment renversé, puis le nouvel ensilage de maïs stocké à l'air libre, et l'ensilage de luzerne fraîchement coupée, le vieil ensilage de maïs, la litière de paille, et le fumier sous les mangeoires. Enfin, dans les élevages laitiers, *S. calcitrans* émerge surtout de fumier stocké, et de la litière de paille. Les rais de drainage du sol sont également une source de mouches.

En ce qui concerne *S. n. niger*, les débris de canne à sucre laissés dans les champs sont de bons sites de développement larvaire (Kunz & Monty 1976).

Certains auteurs (Rasmussen & Campbell 1981b) n'ont trouvé aucune corrélation entre la population de immatures et des facteurs environnementaux tels que l'humidité, la température, la présence de matière organique, le pH du substrat. Ils ont cependant trouvé un effet significatif de la compétition, en l'occurrence avec la population de *Syrphidae*.

Pour *S. calcitrans*, la matière organique végétale et en décomposition, éventuellement mélangée à des déjections animales (fumier, herbe ou autres végétaux coupés en décomposition, feuilles d'arbres en décomposition, restes d'aliment du bétail en décomposition, balles de foin stockés dans les champs...), constitue le site de ponte de prédilection.

En milieu contrôlé, les œufs de *S. calcitrans* se développent en 2 jours, les larves en 10 jours, et les pupes en 8 jours (Suenaga 1965).

Différents milieux artificiels permettent le développement complet des larves :

- Pulpe de canne à sucre + farine de blé + viande de poisson + bicarbonate de sodium + fumier de bovin + eau (Berry et al. 1978a)
- Canne fourragère broyée + son de blé + eau (GDS la Réunion)
- Son de blé + sciure + eau (Bailey et al. 1975)
- Son de blé + canne à sucre broyée + eau (Bailey et al. 1975)
- Son de blé + viande de poisson + copeaux de bois + eau (Taylor & Berkebile 2008)

### e. Causes naturelles de mortalité

Les causes de mortalité des stomoxes sont nombreuses. La dessiccation, les conditions environnementales défavorables, les agents pathogènes, les anomalies physiologiques, la température, la prédation des œufs ou des larves en sont des exemples (Smith et al. 1985).

#### i. Facteurs biologiques

Les stomoxes ont des ennemis naturels ; des prédateurs tels que des Macrocheles (acariens), des Staphilinidae ou Hydrophilidae (coléoptères), des compétiteurs (coléoptères, diptères...) ou encore des parasites (de pupes tel que *Spalangia* spp. ou d'adultes) (Smith et al. 1989 ; Romero et al. 2010 ; Skovgård & Steenberg 2002).

#### ii. Facteurs physiques

Des expériences ont montré que trois facteurs physiques intervenaient dans la mortalité des adultes : la température de l'air (26,2°C semble être une température adéquate pour la survie de *S. calcitrans*), l'humidité (l'humidité relative optimale est de 50%), la température du milieu de croissance des stades immatures (l'optimale étant compris entre 21,1 et 26,7°C) (Berry & Kunz 1977). L'eau et le CO<sub>2</sub> sont également des facteurs physiques pouvant à fortes doses entraîner la mort des stomoxes ce qui peut être un moyen de lutte pour éliminer les larves dans le fumier en l'inondant (Gilbertson 1987).

## II. Stomoxes : pouvoirs pathogènes

Les stomoxes sont à l'origine de pertes économiques parfois considérables dans les élevages. Les pertes annuelles estimées aux Etats-Unis pour la filière bovine s'élèvent à 400 millions de dollars (Kunz 1987). Ces pertes résultent de l'action pathogène directe des stomoxes et de la transmission d'agents pathogènes.

Les insectes en général peuvent avoir différentes influences sur le bétail. Ils peuvent agir sur le comportement des animaux (provoquant des mouvements de confort, modifiant les rythmes d'activité, influençant le choix de l'habitat...), sur l'état sanitaire du bétail (effets directs et indirects), et sur les performances zootechniques (croissance pondérale, production laitière) (Raymond 1982).

### 1. Pouvoirs pathogènes directs, impacts des stomoxes

Le vol des stomoxes, bien que moins bruyant que celui des Tabanidés, entraîne un harcèlement sonore, qui peut rendre nerveux les animaux.

Leur piqûre douloureuse provoque également un stress qui se concrétise par des mouvements des muscles peauciers, des coups de queue et de pieds, des balancements de tête.

Les mouches entraînent également une spoliation sanguine, plus ou moins importante en fonction du nombre de stomoxes présents. Barré et Bouillot (1981) estimaient une perte allant de 0,5 à 1 litre de sang par bovin et par jour dans les élevages les plus atteints à la Réunion.

Tous ces désagréments entraînent une perte conséquente d'énergie, des lésions cutanées avec possibilité de surinfections, des réactions allergiques dans certains cas (allergie à la salive des mouches). Les efforts fournis par les animaux pour chasser les stomoxes réduisent le temps de prise d'aliments. Les animaux sont également affaiblis par la perte sanguine. Ainsi, les conséquences

directes observables lors d'infestation par les stomoxes se font au niveau de l'évolution du gain de poids, de la production de lait et de l'immunocompétence des animaux.

Cette chute de production peut se matérialiser par une perte de poids des animaux (Catangui et al. 1993 ; Campbell et al. 1993), ainsi qu'une chute de la production laitière. Par exemple, une diminution de 0,7% de production laitière par stomoxe et par vache ainsi qu'une diminution de 0,65% du taux butyreux ont été estimées. Ceci entraîne bien évidemment des répercussions économiques (Warnes & Finlayson 1987).

## **2. Pouvoir pathogène indirect : des vecteurs mécaniques**

### **a. Définition de la transmission mécanique**

« La transmission mécanique est définie comme le transfert d'agents pathogènes, à partir d'un hôte infecté ou d'un substrat contaminé vers un hôte sensible ; transfert pour lequel il n'y a pas d'association biologique entre le pathogène et le vecteur. » (Desquesnes et al. 2005).

On définit comme insecte vecteur mécanique tout insecte hématophage susceptible de piquer successivement plusieurs hôtes, à quelques minutes ou à quelques heures d'intervalle (Rohain & Perez 1985).

L'interruption du repas sanguin et donc le changement d'hôtes au cours d'un même repas est favorable à la transmission mécanique d'agents pathogènes, or il semblerait que les stomoxes soient capables de faire plusieurs petits repas sanguins, soit spontanément, soit suite à une interruption de leur repas par réponse de l'hôte (Riordan 1972).

La quantité de sang souillant les pièces buccales est d'environ 0,1 nL, ce qui correspond à 1/200<sup>ième</sup> de celle contenue dans les pièces buccales d'un Tabanidé (Foil et al. 1987).

### **b. Maladies transmises par les stomoxes**

#### **i. Transmission de virus**

Une transmission mécanique du virus de la Vallée du Rift a été mise en évidence chez *S. calcitrans* (Turell et al. 2010). Aucune réplication du virus dans le stomoxe n'est possible, il ne s'agit donc pas d'une transmission biologique.

Il semblerait par ailleurs que les stomoxes soient capables de transmettre les virus de la Peste Porcine Africaine, de l'Anémie Infectieuse Equine, du West Nile, de la leucose bovine (Weber et al. 1988).

#### **ii. Transmission de bactéries**

Il a été mis en évidence le rôle de vecteur mécanique de *S. calcitrans* dans la transmission de *Bacillus anthracis* (Turell & Knudson 1987). C'est ce qui a d'ailleurs lui valu de se faire nommer mouche charbonneuse, et surtout « calcitrans ».

De plus les stomoxes semblent vecteurs d'anaplasmose (Scoles et al. 2008), ainsi que de dermatophilose. Mramba et al. (2007) ont également montré que les stomoxes pouvaient naturellement être porteurs de *Enterobacter sakazakii*.

#### **iii. Transmission de parasites**

Les stomoxes semblent impliqués dans la transmission mécanique de la besnoitiose (Jacquiet et al. 2010). Ils semblent également capables de transmettre des helminthes comme les nématodes du genre *Habronema* à des équidés (Rodhain et Perez, 1985).

La communauté scientifique s'accorde sur le fait que les stomoxes puissent transmettre les trypanosomoses animales mécaniquement (Wells 1972 ; Ngeranwa & Kilalo 1994 ; Riordan 1972 ; Mihok et al. 1995 ; Sumba et al. 1998). Des trypanosomes vivants (*T. congolense*) ont été retrouvés dans le tube digestif de stomoxes jusqu'à 27h après le repas sanguin. Mais ils sont infectieux uniquement jusqu'à 2,5h après leur ingestion par la mouche (Riordan 1972). Par ailleurs, la présence de *T. congolense* mobiles a été mise en évidence dans des déjections de stomoxes, 19h après leur repas sanguin. Le potentiel infectieux de ces trypanosomes n'a cependant pas été étudié pour le moment (Riordan 1972).

### 3. Moyens de lutte contre les stomoxes

Il existe de nombreux moyens de lutte contre les stomoxes (Foil & Hogsette 1994 ; GDS la Réunion ; Bastien 2008 ; Gilbertson 1987 ; Raymond 1982).

Leur mise en place dépend de la pullulation des mouches. Il s'avère que des résistances aux insecticides font leur apparition. Il est donc primordial dans un pareil contexte de trouver des moyens de lutte permettant de contrôler la population de stomoxes sans engendrer de nouvelles résistances. Ainsi une lutte intégrée est mise en place depuis quelques années sur l'île de la Réunion.

#### i. Lutte chimique :

L'utilisation d'insecticides (adulticides ou larvicides) peut se faire sur les animaux, les bâtiments ou encore sur le fumier.

Famille d'insecticide	Adulticides sur les animaux	Adulticides sur les bâtiments	Larvicides sur les sites larvaires	NB
Organophosphorés	Sebacil®	∅	∅	Interdit pour les vaches laitières
Pyrethriinoïdes	Butox® Acadrex®	Solfac®	∅	
Inhibiteurs de croissance	∅	∅	Neporex®	

#### ii. Lutte mécanique :

L'utilisation de pièges Vavoua (Laveissière & Grebaut 1990) peut participer à la lutte contre les stomoxes. En comparaison avec d'autres pièges, ils sont plus pratiques, plus efficaces et moins onéreux pour la capture des stomoxes (Gilles et al. 2007 ; Holloway & Phelps 1991). Initialement conçu pour la capture des glossines, ils sont désormais utilisés en routine pour celle des stomoxes (Figure 8).

Il s'agit d'un piège mono-conique en moustiquaire avec dans sa partie inférieure trois pans constitués de tissus bleu métallique et noir. Pour la capture, l'extrémité du cône est tronquée afin de positionner la boîte de capture, un entonnoir en moustiquaire métallique sur lequel se place un récipient en moustiquaire.

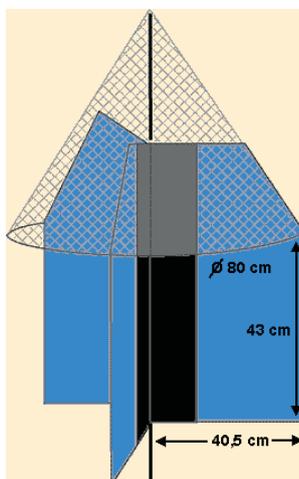


Figure 8 : Piège vavoua  
(<http://www.sleeping-sickness.ird.fr/planvavouabis.htm>)

Le principe d'un tel piège est l'attraction visuelle. Agee & Patterson (1983) ont étudié la sensibilité visuelle des stomoxes et leurs réponses comportementales aux pièges visuels. Il s'avère qu'il existe chez ces insectes un pic visuel de sensibilité de 360 à 490 nm. De plus, ils ont un plateau de sensibilité visuelle à 625 nm. Les matériaux tels que la fibre de verre claire, ainsi que les réflecteurs d'UV sont les plus efficaces pour capturer les stomoxes. Les pièges sont donc plus efficaces lorsqu'ils sont exposés directement à la lumière du soleil. Ainsi, le matériel utilisé dans les pièges Vavoua réfléchit bien les UV.

La meilleure localisation pour disposer ces pièges est une aire ouverte entre les animaux et des hautes herbes (dans un corridor à stomoxes).

Par ailleurs, les pièges Vavoua peuvent également être améliorés en ajoutant du CO<sub>2</sub> ou de l'octénol, ce qui augmente leur pouvoir attractif (Mihok et al. 1996 ; Holloway & Phelps 1991).

La mise en place de fil à colle est également un moyen de lutte efficace.

Les pièges à UV (beaucoup moins spécifiques pour les stomoxes) est une autre solution.

Afin de lutter mécaniquement contre les larves, une bâche en plastique peut être mise sur le fumier (ce qui augmente la température du milieu de développement, le fumier devient alors mortel pour les larves), ou bien on peut inonder ce fumier afin de tuer toutes les larves.

### iii. Lutte biologique :

Comme nous l'avons vu précédemment, les stomoxes connaissent de nombreux ennemis naturels. Le lâcher de parasitoïdes sur les sites de développement larvaire tel que le fumier, permet de lutter efficacement contre les stades préimaginaux. En effet, la femelle *Spalangia cameroni* pond directement dans les pupes de stomoxes (Figure 9). Le développement de ses larves tue les pupes de stomoxes. Cette lutte est très efficace mais elle requiert une source importante de *Spalangia cameroni*.



Figure 9 : *Spalangia* pondant dans une puppe de stomoxe (<http://www.saecoop.com/boli+d+i/mitaddiciembre07.htm>)

Un autre ennemi biologique des stomoxes pouvant être utilisé dans la lutte biologique est le champignon *Beauveria bassiana* (Watson et al. 1995).

Ces deux moyens de lutte biologique ne peuvent cependant pas être cumulés car *B. bassiana* est également pathogène pour *Spalangia cameroni*.

### iv. Lutte environnementale :

Afin de lutter efficacement, il est nécessaire de gérer et nettoyer les gîtes larvaires. Ainsi le contrôle des effluents ou autres supports de ponte est primordial : regrouper et retirer le fumier, éliminer les refus alimentaires des animaux, empêcher la formation de croûte dans la fosse à lisier (en l'agitant régulièrement), nettoyer régulièrement l'intérieur de la stabulation. De plus, les sites de repos des adultes (arbustes et hautes herbes proches des animaux) doivent être éliminés autant que faire se peut.

### III. Les Stomoxes en Thaïlande

Il y a pour l'instant assez peu de publications sur les espèces de Stomoxiynés en Thaïlande.

Muenworn et al. (2010) ont décrit six espèces de stomoxes en Thaïlande : *Stomoxys calcitrans*, *S. bengalensis*, *S. uruma*, *S. indicus*, *S. sitiens* et *S. pullus*. Cependant, seulement cinq ont été trouvées sur le terrain, *S. pullus* n'ayant pas encore été décrite en Thaïlande (com. personnel, Duvallet). Ces cinq espèces ont été trouvées dans quatre sites écologiques différents (petites exploitations laitières, élevages industriels laitiers, parc national, et zone de conservation de la faune sauvage) et elles sont majoritairement présentes dans les exploitations laitières. *S. indicus* a été décrit pour la première fois en Thaïlande en 2006 (Masmearathip et al. 2006). Il s'agit de l'espèce la plus commune dans ce pays après *S. calcitrans*.

En ce qui concerne les différentes populations de *S. calcitrans* dans 9 régions de Thaïlande, Tainchum et al. (2010) n'ont pas démontré d'hétérogénéité génétique, la différenciation génétique semble peu marquée au sein de ces populations.

Les stomoxes sont principalement présents durant la période de pluies (mai-octobre). En effet, 80% des stomoxes ont été capturés durant cette saison, contre 20% durant la période sèche (novembre-avril). Ces variations au cours du temps ne semblent pas s'expliquer par des variations trop importantes de températures ou d'humidité (qui restent bonnes même en saison sèche), mais plutôt par l'utilisation de produits insecticides ou antiparasitaires par les éleveurs, ou par une compétition des gîtes larvaires avec *Haematobia irritans* ou encore par la présence de prédateurs tels des parasitoïdes ou des champignons (Masmearathip et al. 2006).

### IV. Objectifs de l'étude

La mise en place d'un élevage de stomoxes permettra de déterminer les besoins de ces mouches en conditions artificielles (milieu de développement larvaire, nutrition sanguine, fréquence, quantité...). Aussi pourra-t-on comparer les besoins de *S. indicus* avec ceux de *S. calcitrans* et adapter les conditions d'élevage afin d'avoir une production de bonne qualité.

#### 1. Pourquoi un élevage ?

L'élevage sera le support d'études portant sur le rôle de vecteur mécanique des stomoxes. En effet, le CIRAD et l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse ont un projet commun visant à déterminer le rôle potentiel des stomoxes dans transmission mécanique du Surra (*Trypanosoma evansi*), de la besnoitiose (*Besnoitia besnoiti*) et de la FCO (Fièvre catarrhale ovine). Cet élevage permettra l'étude des mécanismes de transmissions de ces maladies, ainsi que des mécanismes de nutrition (piqûre vs succion, rôle du jabot, nutrition par du nectar...).

## **2. Etude des gîtes larvaires**

Il existe très peu de données concernant la biologie de *Stomoxys indicus* et encore moins au sujet de son écologie larvaire. L'étude de ces gîtes larvaires est une étape indispensable pour décrire la biologie de cette espèce.

Cette espèce étant assez répandue en Thaïlande, il semble important de bien la connaître afin de mettre en place des mesures de lutte adaptées.

## **PARTIE II : MISE EN PLACE D'UN ELEVAGE DE *S. CALCITRANS* ET DE *S. INDICUS***

### **I. Elaboration des protocoles**

La mise en place de l'élevage de stomoxes à Bangkok a très largement été inspirée de l'élevage de *S. calcitrans* du GDS (Groupement de Défense Sanitaire) de la Réunion.

A la Réunion, les hémoparasitoses sont l'une des principales causes de mortalité des bovins. Elles sont transmises par des vecteurs tels que les tiques, mais également les « mouches-bœuf », nom local des stomoxes. Les stomoxes tiennent en particulier une part importante dans la transmission de l'anaplasmose, de par leur forte densité. C'est pourquoi un programme de lutte intégrée contre les stomoxes a été mis en place depuis quelques années. L'élevage de *S. calcitrans* du GDS a pour but de produire en grande quantité des parasitoïdes, *Spalangia endius*, moyen de lutte biologique en cours d'évaluation sur l'île.

L'élevage de stomoxes du GDS est réalisé dans quatre pièces : une salle de travail permettant la préparation du milieu de développement larvaire, la récupération des pupes et des œufs, la préparation des repas sanguins... ; une salle d'élevage des stomoxes adultes thermo et hygro régulée (26-30°C et 60-70% HR), éclairée par lumière naturelle et artificielle (12/24h) ; une salle d'élevage des larves thermo et hygro régulée (26-30°C, 60-70% HR), éclairée artificiellement aux néons (12/24h) ; et une salle de contact permettant l'élevage des parasitoïdes, thermo et hygro régulée (28-30°C, 60-70% HR) éclairée artificiellement aux néons (12/24h). Par ailleurs, le GDS possède une parcelle de canne fourragère de 200 m<sup>2</sup>.

Au laboratoire d'entomologie de Kasetsart University (KU), les locaux réservés à l'élevage des stomoxes ne sont pas aussi grands. Les trois salles (de préparation, d'élevage des adultes, d'élevage des larves) sont regroupées en une seule, faute d'espace.

Le matériel utilisé au GDS a été adapté avec le matériel à disposition à Bangkok, mais les techniques de manipulations restent les mêmes (Annexe I).

Le démarrage ou le renouvellement annuel de l'élevage à la Réunion se fait à partir de collecte de larves dans leur milieu naturel (fumier de bovin la plus part du temps). La connaissance des milieux de développement larvaire de *S. calcitrans* facilite grandement la récolte d'immatures. Par ailleurs, la population de stomoxes est tellement dense qu'il n'y a aucune difficulté à trouver en quantité des larves ou des pupes dans les exploitations (Barré et Bouillot 1981).

En Thaïlande, aucune étude n'a encore été menée pour déterminer les milieux de développement larvaires de *S. calcitrans* (considérés similaires à ceux de la Réunion) et de *S. indicus*. Bien que l'étude se soit déroulée pendant la saison des pluies, le pic d'activité des stomoxes en Thaïlande (Masmeatathip et al. 2006), la densité de mouches était bien inférieure à celle de la Réunion, la collecte des stomoxes en grande quantité ne semblait pas aussi aisée. Ainsi il a fallu trouver une alternative pour récolter les mouches. La captures de mouches adultes grâce aux pièges Vavoua a semblé la plus appropriée.

## II. Matériels et Méthode

### 1. Protocoles capture

#### a. Matériel de piégeage

Les stomoxes adultes ont été capturés à l'aide de pièges Vavoua (Figure 10).



Figure 10 : Pièges Vavoua dans la ferme SDC

#### b. Identification

Une identification rapide basée sur les patrons abdominaux a été effectuée afin de déterminer l'espèce (basée sur la clef de détermination de Zumpt (1973)). Le sexage était réalisé à partir de l'index frontal et des genitalia (Figure 5).

#### c. Organisation des différentes sorties de collecte d'adultes

Le choix des différents lieux d'études s'est fait en fonction des autorisations délivrées par chaque site ainsi qu'en fonction de la distance par rapport au laboratoire d'entomologie (le mieux étant d'être le plus proche de KU pour diminuer la durée de transport des mouches vivantes).

Ainsi des accords déjà existants entre le laboratoire d'entomologie de KU et la Dairy Farming Promotion Organization of Thailand, Saraburi (qui est une ferme pédagogique) ont permis l'étude de ce site. De même, le campus de Kampangsan appartenant à KU, les autorisations ont été faciles à obtenir.

En ce qui concerne le camp d'éléphants de Kanchanaburi, les autorisations avaient été accordées pour une étude parallèle sur la trypanosomose.

De plus, la Dairy Farming Promotion Organization of Thailand est à seulement 2h30 de voiture du laboratoire et Kampangsan à 1h30 (le camp d'éléphants est quant à lui à plus de 4h de route).

N°	Localisation	Descriptif	Date	Nb pièges	Fréquence de collecte	Identification	Stockage	Transport
1	<b>Saraburi</b> : Dairy Farming Promotion Organization of Thailand, Muak Lek (14°31'N, 100°6'E) - SDC	-300 prim'holstein - atelier taries/génisses	-26-29 mai	2	- toutes les 2h de 8h à 18h	-glace carbonique (30 sec. dans glacière) + loupe frontale	- cage moustiquaire - boîte en jute humidifiée - trois jours	boîte en jute humidifiée
2	<b>Kanchanaburi</b> : Wangpo elephant camp, Saiyok (14°7'N, 99°9'E) - KEC	-11 éléphants	-7-10 juin	6	- toutes les 2h de 8h à 18h	-congélateur (45 sec.) + loupe frontale	- cage moustiquaire - boîte en jute humidifiée - trois jours	boîte en jute humidifiée
3	<b>Saraburi</b> (cf. 1) - SDC	Cf. 1	-16 juin	6	- 1 fois (après 3h de piégeage)	-insectes vigils + aspirateur buccal	- 10/15 mouches dans gobelets en plastique fermés par moustiquaire	glacière contenant des glaçons recouverte d'une serviette humide
4	<b>Kampangsan BC</b> : Beef Cattle of Kamphaeng Saen Campus, Nakhon Pathom (14°01'N, 99°58'E) - KBC	-50 taureaux (+ 10 chevaux + 30 vaches + 15 veaux)	21-23 juin	19	- toutes les 4h de 9h à 17h	-insectes vigils + aspirateur buccal	- 10/15 mouches dans gobelets en plastique fermés par moustiquaire	glacière contenant des glaçons recouverte d'une serviette humide
5	<b>Kampangsan DC</b> : Dairy research center, Kamphaeng Saen Campus, Nakhon Pathom (14°01'N, 99°58'E) - KDC	-environ 130 animaux dont 32 vaches en lactation et 31 veaux	27-28 juin	19	- toutes les 4h de 9h à 17h	-insectes vigils + aspirateur buccal	- cage moustiquaire	glacière contenant des glaçons recouverte d'une serviette humide
6	<b>Saraburi</b> (cf. 1) - SDC	Cf. 1	1 <sup>er</sup> -3 juillet	20	- toutes les 4h de 9h à 17h	-insectes vigils + aspirateur buccal	- cage moustiquaire	glacière contenant des glaçons recouverte d'une serviette humide
7	<b>Saraburi</b> (cf.1) – SDC	Cf. 1	17-19 juillet	20	- toutes les 4h de 9h à 17h	-insectes vigils + aspirateur buccal	- cage moustiquaire	glacière contenant des glaçons recouverte d'une serviette humide

Tableau 1 : Descriptif des différentes sorties

#### d. Analyse statistique

Afin de déterminer quel test statistique peut être utilisé pour comparer plusieurs moyennes (moyennes du nombre de stomoxes, du nombre de *S. calcitrans*, du nombre de *S. indicus*...), il a d'abord fallu vérifier les conditions d'applications des tests (Ancelle 2006).

Si les variables suivent une loi normale et ont même variance, un test de Fisher-Snedecor, ou ANOVA, pourrait être utilisé pour comparer les différentes moyennes.

Sinon, un test de Kruskal-Wallis sera utilisé, à condition que les effectifs de chaque échantillon soient supérieurs à 10.

Pour vérifier si les variables suivent une loi normale ou pas, un test de normalité a été effectué (test de Shapiro-Wilk). L'hypothèse nulle de ce test est que les données suivent une loi normale. Une p-value significative implique donc que les données ne sont pas normales.

Afin de comparer plusieurs fréquences (pourcentage de *S. calcitrans* et de *S. indicus*, pourcentage de mâles et femelles pour chaque espèce) des tests d'homogénéité ( $\chi^2$ ) ont été effectués. Ces tests ont pu être faits car tous les effectifs théoriques calculés étaient supérieurs ou égaux à 5, sauf dans un cas où un test exact de Fisher a donc été utilisé.

Le logiciel R a permis d'effectuer les différents tests statistiques.

Des premiers tests ont été effectués pour étudier les variations au cours des 4 sorties dans la Dairy Farming Promotion Organization of Thailand (SDC). Ces analyses permettent de déterminer si les populations des stomoxes sont comparables pour ces 4 sorties (existe-t-il un effet temps ?).

Une autre série de tests a permis d'étudier les variations entre les différentes fermes (SDC, KEC, KBC, KDC). Dans ce cas, les résultats de SDC ont été regroupés afin de comparer uniquement les variations en fonction du lieu.

## 2. Protocoles élevage

### a. Locaux 1



Figure 11 : Première salle d'élevage (cliché L. Cauquil)

L'élevage de *Stomoxys indicus* et de *S. calcitrans* s'effectue dans la même pièce (18m<sup>2</sup>). La luminosité suit le rythme nyctéméral grâce à une fenêtre et une porte vitrée orientées Sud (Figure 11).

Deux étagères permettent d'une part l'élevage des adultes, d'autre part l'élevage des larves.

Un broyeur électrique permet le broyage de la canne fourragère (*Pennisetum purpureum*). Un congélateur de 200 l permet la congélation et le stockage de la canne fourragère broyée.

## b. Locaux 2

Le 11 juillet, l'élevage a été déplacé dans une autre salle (12m<sup>2</sup>), mieux isolée de la chaleur, mais sans luminosité naturelle (Figure 12). L'éclairage a donc été uniquement artificiel grâce à des néons (12/24h).



Figure 12 : Deuxième salle d'élevage (cliché L. Cauquil)

Le même matériel a été disposé dans cette deuxième salle.

## c. Elevage des adultes

Les adultes sont nourris avec du sang de bovin citraté à 1%, chauffé à 40°C. Ce repas se fait deux fois par jour sur une éponge ou une serviette hygiénique posée sur la face supérieure de la cage. Le volume de sang estimé par cage (d'environ 500 pupes au démarrage) est de 38,4 ml.

Remarque : le citrate est préparé à partir de citrate de sodium d'abord dilué à 40%. Cette préparation est ensuite mélangée avec le sang frais directement à l'abattoir (250 ml de citrate à 40% pour 10 l de sang).

Avec un faible effectif de mouches adultes (<100 individus), les mouches étaient disposées dans de petites cages en moustiquaire (~20\*15\*5 cm).

Lorsque l'effectif des adultes dépasse les 100 individus, ils sont élevés dans des cages de 30.5\*30.5\*30.5 cm en acier inoxydable, avec 4 faces en moustiquaire métallique, une face fermée, et la dernière face avec une ouverture circulaire d'environ 15 cm de diamètre fermée par une chaussette en coton fixée par un cerceau en acier inoxydable (Figure 13).



Figure 13 : Cage d'élevage d'adultes (cliché L.Cauquil)

## d. Elevage des immatures

### - Matériel :

Les larves sont élevées dans des bacs en plastique de 39\*24\*8 cm recouverts par une moustiquaire en nylon maintenue par un élastique.

### - Nutrition :

Le milieu « nutritionnel » des larves (qui est en fait le milieu de développement larvaire) est constitué de canne fourragère (*Pennisetum purpureum*) broyée congelée (900 g), de son de riz (55 g) et de l'eau (à saturation). Ce milieu nutritionnel est mis en place le premier jour du dépôt des œufs dans les bacs, ainsi que le quatrième jour (après retournement du milieu déjà présent) pour enrichir le milieu.

## e. Récupération des œufs

Un tapis de ponte est positionné sous chaque cage d'adultes. Il s'agit d'un tissu en coton foncé (type tissus de piège Vavoua) de 26\*34 cm positionné sur un petit tas de canne broyée gorgée d'eau (environ 200 g) le tout posé sur un plateau en plastique de 30\*22\*2 cm. Ce tapis de ponte est mis sous chaque cage d'adultes, afin que les femelles, au travers des mailles de la face inférieure de la cage puissent y pondre.

Le tapis de ponte est récupéré quotidiennement et placé sur un plan oblique au dessus d'une cuvette. Les œufs sont entraînés dans cette cuvette grâce à un fin filet d'eau (pissette).

Lors de faible effectif d'œufs (<1000 œufs), les œufs sont récupérés et comptés individuellement et disposés directement dans les bacs de développement larvaire.

Lors de production massive d'œufs, après une première filtration, le volume d'œufs est mesuré par décantation (1ml = 12750 +/- 100 œufs (Barré et Bouillot 1981)) par une pipette « aménagée » de 5 ml.

Un volume de 0,5 ml d'œufs (≈ 6000 œufs) est ensuite déposé dans chaque bac en plastique de développement larvaire.

#### f. Récupération des pupes

La récupération des pupes s'effectue après la première émergence de mouche adulte (environ 11 jours après la ponte).

Lors de faible effectif de pupes (c'est-à-dire lors de faible effectif d'œufs initial), manuellement en triant le milieu de développement.



Figure 14 : Technique de récupération des pupes par flottaison (cliché L.Cauquil)

Lors de production massive, la récupération de pupes s'effectue par flottaison au moyen de trois bacs en plastique d'environ 50L chacun reliés entre eux par des tubes de PVC (de diamètre 4 cm) traversant un trou dans chaque bac. Ainsi, le premier bac est relié au second dans sa partie haute, le second est relié au troisième dans son tiers supérieur, et le troisième est troué dans son second tiers permettant l'écoulement de l'eau avec les pupes sur un tamis posé en contrebas. Le milieu est placé dans le premier bac, de l'eau s'écoule en continu dans ce bac, ce qui par flottaison va entraîner les pupes et autres débris vers le haut puis vers le second bac. Ainsi de suite, les pupes passeront dans le troisième bac puis dans le tamis (Figure 14). Les pupes sont alors triées parmi les débris végétaux potentiels, et séchées grâce à un ventilateur puis comptées avant d'être positionnées dans des coupelles dans les cages d'adultes (environ 1000 par cage).

### III. Résultats

#### 1. Résultats des captures

Les tableaux ci-dessous présentent les résultats de capture. Dans un premier temps, le nombre de stomoxes par espèces par sortie, par site, puis la répartition par sexes.

	Nb Pièges	Nb Jours de capture	Total	Stomoxes (%)	<i>S. calcitrans</i> (% des Stx)	<i>S. indicus</i> (% des Stx)	Moyenne Stx/j/piège	Moyenne <i>S.c</i> /j/piège	Moyenne <i>S.i</i> /j/piège
Sortie 1 SDC	2	3	1476	518 (35,1 ± 2,4)	275 (53,1 ± 4,3)	243 (46,9 ± 4,3)	86,3 ± 97,2	45,8 ± 54,6	40,5 ± 49,5

Sortie 2 KEC	6	3	3032	677 (22,3 ± 1,5)	371 (54,8 ± 3,7)	306 (45,2 ± 3,7)	37,6 ± 98,5	20,6 ± 50,7	17 ± 51,5
Sortie 3 SDC	6	1	184	43 (23,4 ± 6,1)	39 (90,7 ± 8,7)	4 (9,3 ± 8,7)	7,2 ± 12,5	6,5 ± 11,1	0,7 ± 1,6
Sortie 4 KBC	19	3	2570	199 (7,8 ± 1,0)	159 (78,5 ± 5,6)	40 (21,5 ± 5,6)	3,5 ± 10,0	2,8 ± 9,1	0,7 ± 2,8
Sortie 5 KDC	19	2	3702	381 (10,6 ± 1,0)	330 (86,7 ± 3,4)	51 (13,3 ± 3,4)	10,0 ± 4,8	8,7 ± 21,9	1,3 ± 4,8
Sortie 6 SDC	20	3	3744	631 (16,9 ± 1,2)	579 (91,8 ± 2,1)	52 (8,2 ± 2,1)	10,5 ± 19,7	9,5 ± 18,5	0,9 ± 3,0
Sortie 7 SDC	20	3	4163	1105 (26,5 ± 1,3)	810 (73,3 ± 3,0)	295 (26,7 ± 3,0)	18,4 ± 37,3	13,5 ± 29,3	4,9 ± 12,1

**Tableau 2: Résultats des captures d'adultes par sortie. Ce tableau présente le nombre de pièges par sortie ainsi que le nombre de jour de capture, le nombre total d'insectes capturés durant la sortie, le nombre de stomoxes capturés (avec leur pourcentage par rapport au total d'insectes capturés), le nombre de *S. calcitrans* et de *S. indicus* (avec leurs pourcentages par rapport au nombre de stomoxes capturés), la moyenne de stomoxes, de *S. calcitrans* et de *S. indicus* capturés par jour par piège.**

La moyenne générale des captures par piège par jour pour l'ensemble des sorties est de  $14,5 \pm 46,8$  stomoxes/j/piège,  $10,5 \pm 29,0$  *S. calcitrans*/j/piège, et  $4,0 \pm 21,8$  *S. indicus*/j/piège.

	Nb de pièges	Nb de jour de capture	Total	Stomoxes (%)	<i>S. calcitrans</i> (%)	<i>S. indicus</i> (%)	Moyenne Stx/j/piège	Moyenne <i>S.c</i> /j/piège	Moyenne <i>S.i</i> /j/piège
SDC	48	10	9567	2297 (24,0 ± 8,6)	1703 (74,1 ± 1,8)	594 (25,9 ± 1,8)	17,4 ± 45,9	12,9 ± 29,6	4,5 ± 20,4
KEC	6	3	3032	677 (22,3 ± 1,5)	371 (54,8 ± 3,7)	306 (45,2 ± 3,7)	37,6 ± 98,5	20,6 ± 50,7	17 ± 51,5
KBC	19	3	2570	199 (7,8 ± 1,0)	159 (78,5 ± 5,6)	40 (21,5 ± 5,6)	3,5 ± 10,0	2,8 ± 9,1	0,7 ± 2,8
KDC	19	2	3702	381 (10,6 ± 1,0)	330 (86,7 ± 3,4)	51 (13,3 ± 3,4)	10,0 ± 4,8	8,7 ± 21,9	1,3 ± 4,8

**Tableau 3 : Résultats des captures d'adultes par site**

	<i>S.c</i> Mâles	<i>S.c</i> Femelles	Sexe ratio <i>S.c</i> (M/F)	%M <i>S.c</i>	<i>S.i</i> Mâles	<i>S.i</i> Femelles	Sexe ratio <i>S.i</i> (M/F)	%M <i>S.i</i>
Sortie 1 SDC	184	91	2,02	66,9 ± 5,6	88	155	0,57	36,2 ± 6,0
Sortie 2 KEC	204	167	1,22	45,1 ± 5,1	138	168	0,82	45,1 ± 5,6

Sortie 3 SDC	26	13	2,00	66,7 ± 14,8	1	3	0,33	25,0 ± 42,4
Sortie 4 KBC	98	61	1,61	61,6 ± 7,6	11	29	0,38	27,5 ± 13,8
Sortie 5 KDC	212	118	1,80	64,2 ± 5,2	29	22	1,32	56,9 ± 13,6
Sortie 6 SDC	421	158	2,66	72,7 ± 3,6	20	32	0,63	38,5 ± 13,2
Sortie 7 SDC	645	165	3,90	79,6 ± 2,8	114	181	0,63	38,6 ± 5,6

**Tableau 4 : Sexe ratio des stomoxes capturés en fonction de l'espèce et pourcentage de mâles dans la population estimé, par sortie.**

La proportion moyenne de mâles dans la population de *S. indicus* de SDC est comprise entre 30,9 et 38,5% avec un risque d'erreur de se tromper de 5%.

## 2. Résultats des analyses statistiques

### a. Résultats des tests de normalité (Shapiro-Wilk)

Le nombre de Stomoxes, le nombre de *S. calcitrans*, et celui de *S. indicus* capturés au cours des quatre sorties à SDC ne suivent pas la loi normale (respectivement  $W = 0.6404$ ,  $p\text{-value} < 2.2e-16 < 0,05$ ,  $W = 0.7413$ ,  $p\text{-value} = 5.835e-14 < 0,05$ ,  $W = 0.448$ ,  $p\text{-value} < 2.2e-16 < 0,05$ ).

De la même manière les données des 3 autres fermes (KEC, KBC, KDC) ne suivent pas non plus la loi normale.

Les données n'étant pas normales, une ANOVA ne peut être appliquée pour comparer les moyennes, le test choisi est donc le test de Kruskal-Wallis.

### b. Résultats des tests de comparaison de moyennes (Kruskal-Wallis)

Les effectifs de chaque population à comparer étant supérieurs à 10, le test de Kruskal-Wallis peut être appliqué pour comparer les moyennes.

Le nombre moyen de stomoxes capturés, celui de *S. calcitrans*, et celui de *S. indicus* par jour par piège sont différents lors des 4 sorties à SDC (respectivement Kruskal-Wallis chi-squared = 22.9678,  $df = 3$ ,  $p\text{-value} = 4.101e-05 < 0,05$ , Kruskal-Wallis chi-squared = 15.7331,  $df = 3$ ,  $p\text{-value} = 0.001286 < 0,05$ , Kruskal-Wallis chi-squared = 47.6432,  $df = 3$ ,  $p\text{-value} = 2.536e-10 < 0,05$ ).

Le nombre moyen de stomoxes, celui de *S. calcitrans* et celui de *S. indicus* capturés par jour par piège sont différents pour les 4 fermes (respectivement Kruskal-Wallis chi-squared = 48.5018,  $df = 3$ ,  $p\text{-value} = 1.665e-10 < 0,05$ , Kruskal-Wallis chi-squared = 44.3887,  $df = 3$ ,  $p\text{-value} = 1.248e-09 < 0,05$ , Kruskal-Wallis chi-squared = 38.8553,  $df = 3$ ,  $p\text{-value} = 1.863e-08 < 0,05$ ).

Les moyennes sont donc toutes significativement différentes.

### c. Résultats des tests d'homogénéité (test du $\chi^2$ , ou test exact de Fisher), de comparaison de pourcentages

Les pourcentages de *S. calcitrans* et de *S. indicus*, les pourcentages de *S. calcitrans* mâles et femelles, les pourcentages de *S. indicus* mâles et femelles, diffèrent significativement en fonction des sites (respectivement X-squared = 151.4422,  $df = 3$ ,  $p\text{-value} < 2.2e-16$ , X-squared = 69.7684,  $df = 3$ ,  $p\text{-value} = 4.785e-15$ , X-squared = 7.3982,  $df = 3$ ,  $p\text{-value} = 0.06023$ ).

Les pourcentages de *S. calcitrans* et de *S. indicus* et les pourcentages de *S. calcitrans* mâles et femelles diffèrent significativement en fonction des sorties à SDC (respectivement X-squared = 228.4515, df = 3, p-value < 2.2e-16, X-squared = 21.8744, df = 3, p-value = 6.928e-05).

En ce qui concerne les pourcentages de *S. indicus* mâles et femelles des différentes sorties à SDC, le test du chi<sup>2</sup> n'est pas applicable (les effectifs théoriques ne sont pas supérieurs ou égaux à 5) ainsi un test exact de Fisher a été utilisé. Il montre que ces pourcentages ne diffèrent pas significativement en fonction des sorties à SDC (p-value = 0.9184).

### 3. Résultats de l'élevage

Les œufs obtenus au cours de l'élevage ont été pondus par les femelles capturées déjà gorgées avant la capture. Elles les ont pondus au laboratoire d'entomologie.

Date	Nb d'œufs	Nb de pupes	Durée du dvpt larvaire	Taux d'empupement	Taux d'émergence	Taux de survie œuf/adulte
22/06/2011	146	59	12	40,4	96,6	39,0
03/07/2011	450	327	11	72,7	37,6	27,3
04/07/2011	187	127	11	67,9	9,4	6,4
06/07/2011	41	5	10	12,2	0	0
18/07/2011	49	39	12	79,6	89,7	71,4
19/07/2011	252	103	10	40,9	97,1	39,7
20/07/2011	295	122	12	41,4	58,2	24,1

Tableau 5 : Résultats de production de *S. calcitrans*

Le taux moyen d'empupement a été de  $55,1 \pm 2,6\%$ , celui d'émergence de  $50,9 \pm 3,5\%$  et celui de survie de l'œuf à l'adulte de  $28,0 \pm 2,3\%$ .

Date	Nb d'œufs	Nb de pupes	Durée de dvpt larvaire	Taux d'empupement	Taux d'émergence	Taux de survie œuf/adulte
20/07/2011	276	0	--	0	0	0

Tableau 6: Résultats de production de *S. indicus*

### 4. Résultats de survie des adultes en captivité

Les adultes capturés sur le terrain n'ont jamais survécu plus de trois jours à la captivité.

Les adultes de *S. calcitrans* nés dans l'élevage n'ont pas survécu non plus aux conditions d'élevage (mort en moins de deux jours).

## IV. Discussion

### 1. Captures

Bien qu'il existe 5 espèces de stomoxes en Thaïlande, nos résultats de capture n'en présentent que deux. Ceci peut s'expliquer par le fait que *S. calcitrans* et *S. indicus* sont les deux espèces les plus distribuées en Thaïlande, avec *S. sitiens* (Masmeatathip et al. 2006). La méthode d'identification des espèces de stomoxes était basée uniquement sur des caractères morphologiques facilement visibles à l'œil nu (pour une identification rapide), ceci a pu engendrer quelques erreurs d'identifications, les autres espèces ont dû être mal identifiées. Cependant, étant donné qu'elles sont en moindre quantité que les deux espèces étudiées, nous pouvons considérer que les erreurs d'identification ne sont pas nombreuses (Muenworn et al. 2010).

La quantité des stomoxes capturés par piège et par jour est très variable (l'intervalle de confiance de la moyenne des stomoxes capturés par jour par piège est très grand : [0 ; 61,3]). Les pièges semblaient pourtant positionnés dans les mêmes conditions : au soleil, entre les animaux et de hautes herbes, ou entre les animaux et les sites potentiels de ponte. La différence d'efficacité des pièges repose peut-être sur le fait que les stomoxes empruntent des « couloirs » et qu'il suffit de décaler le piège de quelques mètres pour passer à côté de ce couloir et donc de réduire l'efficacité du piège.

Les tests de Kruskal-Wallis ont montré que la quantité moyenne de mouches capturées à Saraburi (SDC) n'était pas la même d'une sortie à l'autre bien que les pièges aient été posés aux mêmes endroits. Il semble donc que l'abondance des populations de *S. calcitrans* et *S. indicus* ou alors leur activité n'étaient pas constantes entre le 26 mai et le 19 juillet (55 jours d'intervalle). Cette différence pourrait s'expliquer par l'existence de vagues d'émergence de mouches. Au cours de la première sortie, plus de stomoxes ont été capturés (à la fois pour *S. calcitrans* et *S. indicus*) (Annexe II). Par ailleurs, la proportion de *S. calcitrans* et *S. indicus* varie (cf résultats test chi<sup>2</sup>) en fonction des différentes sorties. Il semble donc que les proportions des espèces varient au cours du temps (de 53,1 à 91,8 % de *S. calcitrans*). Cette variation peut s'expliquer par un décalage d'émergence entre les deux populations. Cependant, quelque soit la sortie, la population de *S. calcitrans* est toujours la principale espèce comme décrit dans la littérature (Masmeatathip et al. 2006 ; Muenworn et al. 2010).

Les tests de Kruskal-Wallis ont montré que la quantité moyenne de mouches capturées n'était pas la même d'une ferme à l'autre. Il semble donc qu'il y ait plus de stomoxes dans le camp d'éléphants et à Saraburi (Annexe II). Ceci peut peut-être s'expliquer par la présence de milieux de développement larvaire mieux adaptés dans ces deux fermes ou encore un climat ou des altitudes adaptés.

Par ailleurs les proportions de *S. calcitrans* et de *S. indicus* capturés sont toujours différentes en fonction des fermes de capture (cf résultats test chi<sup>2</sup>). La différence est toujours en faveur de *S. calcitrans* comme décrit dans la littérature, bien que Muenworn et al. (2010) rapportent des proportions bien différentes. Cette différence provient sûrement du fait que notre étude ne se soit pas déroulée sur une longue durée.

Concernant la répartition des sexes au sein des deux espèces, le test du chi<sup>2</sup> montre qu'au cours des 4 sorties à SDC, les proportions mâles/femelles de *S. calcitrans* ne sont pas les mêmes, et le test exact de Fisher montre que celles de *S. indicus* ne sont pas significativement différentes (le pourcentage de *S. indicus* mâles est compris entre 30,9 et 38,5%,  $\alpha=5\%$ ). La variation de proportion des sexes au sein de la population de *S. calcitrans* est toujours en faveur des mâles (66,7 à 79,6%). Cependant étant donnée la faible répétitivité de nos échantillonnages, nous ne pouvons pas conclure quant à la répartition des sexes dans les populations réelles. Ils sont cependant en accord avec les études précédentes (Masmeatathip et al. 2006) où plus de mâles *S. calcitrans* ont été capturés, et plus de femelles pour les autres espèces.

Les stomoxes capturés ont servi à démarrer l'élevage. Or, l'observation des sex-ratios des deux espèces pour chaque sortie nous indique que nous avons capturé 1,22 à 3,90 fois plus de *S. calcitrans* mâles que de femelles. Ceci n'est pas favorable à la mise en place d'un élevage. En effet, la femelle ne se reproduisant qu'une fois, un excès de mâles n'est pas utile pour améliorer la reproduction de l'espèce. Le mieux aurait été d'avoir un rapport inverse (le mâle pouvant se reproduire avec plusieurs femelles) ou au moins égal à 1. En ce qui concerne les sex-ratios de *S. indicus*, ils sont toujours en

faveur des femelles (0,33 à 0,82) sauf pour la ferme KDC où il est de 1,32. Cependant, les effectifs par sortie de *S. indicus* étaient trop faibles (de 4 à 295) pour parvenir à monter un élevage.

Finalement, le site de Saraburi peut être considéré comme le site le mieux adapté à la capture de stomoxes pour monter un élevage de par sa relative faible distance (2h30 de voiture) et ses assez bons résultats de captures de stomoxes.

## 2. Mort des mouches

L'un des principaux problèmes rencontrés lors de la mise en place de l'élevage a été une forte mortalité des stomoxes.

Cette mortalité a d'abord suivi le transport. En effet, au cours des deux premières sorties, les mouches arrivaient mortes au laboratoire.

La première hypothèse de cause de cette mortalité a été une méthode d'identification létale pour les stomoxes. En effet, au cours de la première sortie (à SDC), les mouches étaient placées dans une glacière en polystyrène contenant de la glace carbonique. Cette glace carbonique servait à anesthésier les mouches par le froid et par la diffusion de CO<sub>2</sub>. Les mouches étaient placées quelques secondes (pas plus de 30 sec.) dans la glacière. Une fois les mouches anesthésiées, elles étaient identifiées et sexées. Elles se réveillaient alors dans leur cage de stockage. Mais elles arrivaient mortes au laboratoire. Le CO<sub>2</sub> a peut-être eu des effets à retardement sur la survie des mouches.

Aussi, au cours de la sortie suivante (KEC) avons-nous eu recours à une anesthésie uniquement par le froid (en déposant les cages de capture 45 sec. environ dans un congélateur à -18°C, durée plus longue qu'avec la glace carbonique, car le froid seul est moins efficace pour endormir les mouches). Les stomoxes se réveillaient après cette anesthésie, mais la mortalité était tout de même conséquente à l'arrivée au laboratoire (>90%).

Une ultime solution visant à remédier aux effets potentiellement létaux à retardement du froid ou du CO<sub>2</sub> a été de ne plus anesthésier les mouches et de les identifier éveillées, méthode moins facile et plus longue que les deux précédentes. Pour ce faire, les mouches étaient individualisées dans un aspirateur buccal formé d'un tube en caoutchouc flexible, d'un morceau de moustiquaire et d'un tube en verre transparent coudé d'environ 1 cm de diamètre et 20 cm de long (Figure 15). La mouche était emprisonnée dans ce tube en verre, et l'identification se faisait à l'œil nu, avec la mouche plus ou moins libre de ses mouvements. Cette méthode entraîne sûrement plus d'erreurs d'identification ou de sexage, mais elle évite tout effet secondaire du froid ou du CO<sub>2</sub>. Toutefois, même avec cette méthode la mortalité journalière était de plus de 60%. La cause de cette mortalité n'a donc pas été entièrement contrôlée par ces adaptations.



Figure 15 : Méthode d'identification des stomoxes grâce à un aspirateur buccal (clichés L. Cauquil)

Il semblerait que les mouches nouvellement émergées n'aient pas les réserves suffisantes pour survivre un à trois jours sans repas (sanguin ou sucré). La mort de ces jeunes mouches n'explique cependant pas entièrement le problème de mortalité des adultes, car ces jeunes mouches ne représentent qu'une part minime du nombre de mouches capturées.

Une autre cause probable expliquant cette mortalité est sûrement le jeûne prolongé de trois jours pour les mouches capturées le premier jour, et probablement également pour celles capturées le second jour (ceci pour les deux premières sorties s'étant déroulées sur trois jours de déplacement). Il a donc été décidé pour remédier à ce problème de faire des sorties sur une journée et donc de rentrer tous les soirs pour amener les mouches à l'élevage et les nourrir le soir même d'un repas sanguin. Ceci impliquait que les sites de piégeage ne devaient pas être trop éloignés de Bangkok. Cependant, même en rentrant tous les soirs (pour les 5 dernières sorties), les mouches ne survivaient pas plus de quelques jours (trois jours après la dernière capture, toutes les mouches étaient mortes). Le problème n'était donc pas résolu.

Une hypothèse pouvant expliquer cette mortalité était de mauvaises conditions de transport. Les mouches ont d'abord été transportées dans les boîtes de prélèvement des *Vavoua* mises dans une caisse en jute imprégnée d'eau (méthode utilisée en Afrique pour transporter les glossines vivantes, et efficace dans ce cas-là). Cette caisse de transport a été stockée quelques temps dans les locaux du laboratoire de parasitologie, peut-être y a-t-il eu des produits insecticides qui l'auraient contaminée. Cette hypothèse est cependant peu vraisemblable.

Le contenant de transport a tout de même été modifié. Les mouches ont donc été mises par 10-15 dans des gobelets en plastique fermés par de une moustiquaire. Ces gobelets ont été positionnés dans une glacière en polystyrène avec de la glace dans le fond et une serviette humide sur le dessus. Même avec cette technique la mortalité restait importante. Les gobelets ne semblaient pas permettre une bonne circulation d'air.

Finalement, en mettant les mouches dans les cages de prélèvements des *Vavoua*, dans la glacière en polystyrène contenant de la glace et couverte par une serviette humide, les stomoxes arrivaient chaque soir en vie au laboratoire (moins de 35% de mortalité).

Le problème de la mortalité due au transport semblait donc maîtrisé.

Cependant les mouches arrivées vivantes au laboratoire mourraient très rapidement (en trois jours maximum toutes les mouches capturées étaient mortes). Il semblait donc qu'il y ait eu des problèmes liés aux conditions atmosphériques de la salle d'élevage ou à l'alimentation. En effet, les conditions requises pour permettre l'élevage de *S. calcitrans* sont une humidité relative d'au moins 60% et une température autour de 25-30°C (Berry & Kunz 1977 ; Bailey et al. 1975 ; Rasmussen & Campbell 1981). Au laboratoire d'entomologie de KU, dans la salle prévue à l'élevage, les températures montaient à 36°C sans contrôle, tandis que l'humidité relative était autour de 50%. Il faisait donc trop chaud et trop sec. Afin de diminuer la température, la salle a été climatisée à 30°C. Cependant, climatiser une pièce l'assèche, ce qui n'est pas du tout souhaité dans notre cas. Il a donc fallu mettre en place un humidificateur d'air. L'humidificateur n'était pas assez efficace pour maintenir une humidité relative entre 60 et 70%, la pièce climatisée étant trop grande pour sa capacité (l'HR restait autour de 40%). Il a donc été décidé de déménager de salle, la nouvelle pièce étant mieux isolée de la chaleur. Ainsi, dans la nouvelle salle d'élevage, plus petite, la température

restait constante à 30°C sans climatisation. L'air était donc bien moins asséché, et avec le brumisateuse, l'humidité relative restait entre 55 et 60% (pas encore suffisamment élevée mais proche des besoins des stomoxes).

Par ailleurs, un problème de prise de repas sanguins des adultes pouvait être la cause de la mortalité des stomoxes. Les mouches adultes arrivées vivantes jusqu'au laboratoire ont été nourries avec du sang citraté à 1% de bovin chauffé à 40°C (préalablement stocké au congélateur à -18°C) sur une éponge. A l'apport de cette éponge, les mouches n'allaient pas y manger ni de suite, ni dans les premières minutes.

Plusieurs hypothèses pourraient expliquer cette non-prise de repas :

- Un espace trop important
- Une éponge non adaptée
- L'altération du sang par la congélation
- Sang provenant d'animaux traités aux insecticides ou anthelminthiques systémiques

Les cages d'élevage des adultes sont faites pour accueillir 500 à 1000 mouches. Le nombre total de mouches mises dans ces cages n'a au cours des premiers essais jamais dépassé la trentaine, ce qui est très largement inférieur à l'effectif prévu. La densité de mouches était sans doute trop faible pour déclencher un mouvement des mouches vers l'éponge pour prendre un repas. En effet, dans la nature, les mouches se nourrissent sur les animaux car elles sont attirées par leur odeur et leur dégagement de CO<sub>2</sub> (Mihok et al. 1996). En conditions artificielles, aucun de ces facteurs attractifs n'est disponible pour engendrer un repas. Les mouches s'auto-stimulent peut-être en libérant des « phéromones de repas ». Il faudrait donc que quelques mouches aient commencé un repas pour que cela attire les autres vers l'éponge. Or la probabilité pour que les premières mouches commencent à se nourrir dans un volume trop grand est inférieure à celle attendue lorsque la densité de mouches est plus importante (en effet, si la densité de mouches augmente, la probabilité pour quelques mouches de rencontrer au hasard l'éponge augmente). Il a donc été décidé de mettre les mouches en faible effectif dans des cages plus petites afin d'augmenter la probabilité de contact avec l'éponge.

Au cours des sorties 5, 6 et 7, le nombre de stomoxes capturés a permis de les placer dans les grandes cages d'élevage. Les mouches n'étaient pas plus attirées par le sang.

La nature des éponges utilisées est peut-être également un facteur limitant dans leur rôle de source alimentaire. Leur capacité de rétention de sang, leur nature et leur composition empêcheraient directement le pompage du sang par les pièces buccales des stomoxes. L'utilisation d'éponge naturelle pourrait être testée pour déterminer s'il existe une différence ou non dans leur rôle de nutrition. Nous avons testé un nouveau support de nutrition : les serviettes hygiéniques, utilisées au Etats-Unis pour l'élevage de *S. calcitrans* (Taylor & Berkebile 2008). Les mouches ne semblent pas être beaucoup plus attirées par les serviettes hygiéniques que par les éponges, mais l'utilisation de serviettes permet d'avoir un élevage plus propre (le sang ne goutte plus des éponges).

Par ailleurs, le sang était au préalable conservé au congélateur, pour des raisons de commodités d'approvisionnement. La congélation pouvait peut-être altérer ses qualités et le rendre impropre à la consommation par les mouches. C'est pourquoi nous avons changé de méthode en nourrissant les

mouches avec du sang frais citraté (conservé au maximum une semaine au réfrigérateur). Cependant, Ashrafi (1964) utilisait du sang congelé sans que cela ne pose de problème pour son élevage de *S. calcitrans*. Toutefois, même en utilisant du sang frais, les mouches continuaient à mourir.

Une autre hypothèse serait que le sang proviendrait d'animaux traités avec des insecticides ou des anthelminthiques systémiques. Cette hypothèse n'est pas vraisemblable pour plusieurs raisons. La première est que le sang provient d'un abattoir réglementé, qui normalement vérifie les délais d'attente des animaux abattus. Par ailleurs, les insecticides systémiques sont des produits assez onéreux, les propriétaires de bovins ne vont pas « gaspiller » du produit en en mettant sur des animaux en partance pour l'abattoir. De plus l'utilisation même de pareils produits n'est pas faite en routine dans les élevages thaïlandais, toujours pour des raisons de coût trop important. Enfin, plusieurs «sangs » différents ont servi à nourrir les stomoxes, et la probabilité qu'à chaque fois nous ayons eu du sang contenant des insecticides ou anthelminthiques est vraiment faible.

Enfin, dans la nature, les stomoxes passent quasiment un tiers ou la moitié de leur temps à pomper du nectar, en plus des repas sanguins. Bien qu'à la Réunion les stomoxes ne soient jamais nourris avec un repas sucré, le fait de donner du miel dilué aux mouches juste après la capture sur le terrain aurait peut-être facilité leur survie.

### **3. Production de l'élevage**

Bien que tous les adultes soient morts rapidement (en maximum trois jours), des œufs ont pu être récupérés. Il s'agit des pontes des femelles capturées le même jour ou la veille.

En ce qui concerne *S. calcitrans*, la durée de développement larvaire dans les conditions d'élevage va de 10 à 12 jours, comme décrit dans la littérature (Bailey et al. 1975 ; Suenaga 1965; Gilles 2005).

Beaucoup d'adultes émergés n'ont pas pu être utilisés pour l'élevage car ils étaient parasités par des acariens.

Nos conditions d'élevage ont permis d'obtenir des taux moyens d'empupement de  $55,0 \pm 2,6\%$ , d'émergence de  $50,9 \pm 3,5\%$  et de survie de l'œuf à l'adulte de  $28,0 \pm 2,3\%$ . Pour une première production, ces taux ne sont pas si mauvais, et donc le milieu de développement larvaire semble être adapté à cette espèce. Les deux principaux problèmes de cette production sont la présence de parasites sur les mouches nouvellement émergées, et la mortalité très rapide (en deux jours) de toutes les nouvelles mouches. L'origine des acariens reste énigmatique étant donné le fait que la canne fourragère utilisée pour le milieu de développement a été congelée plus d'une semaine, et que le milieu a été recouvert d'une moustiquaire (normalement étanche aux acariens) dès sa mise en place. Le problème de mortalité des adultes a été vu plus haut.

Concernant *S. indicus*, aucun œuf ne s'est développé jusqu'au stade pupe. Soit les œufs n'ont pas éclos, soit les larves ne se sont pas développées. Dans ce dernier cas, cela signifierait que le milieu de développement larvaire utilisé ici (canne fourragère + son de riz + eau) ne soit pas du tout adapté à cette espèce. Cependant, nous n'avons eu qu'un seul résultat, il faudrait pouvoir répéter l'expérience (et donc avoir de nouveaux œufs) pour pouvoir affirmer si oui ou non ce milieu est adapté à *S. indicus*.

# Partie III : ETUDE DES SITES D'EMERGENCES DE *STOMOXYs INDICUS* EN THAÏLANDE

## I. Matériel et Méthode

### 1. Matériel de piégeage

Les pièges à émergence sont des pyramides en moustiquaire avec comme base un cadre en bois de 50\*50 cm (Figure 16). Cette pyramide se termine par un gobelet en plastique à fond troué de 5 cm de diamètre sur 7 cm de hauteur. Une armature métallique supporte l'ensemble de la construction. Les récipients de collecte sont des boîtes en plastique transparent cylindrique d'environ 500 mL, avec le fond fermé par une moustiquaire et sur le couvercle, un gobelet en plastique identique à celui de la pyramide le traverse. Ainsi les récipients de collecte peuvent s'emboîter sur les pièges. Ce système permet la pose et le retrait des récipients de collecte très rapidement.



Figure 16: Piège à émergence (cliché L. Cauquil)

Le nombre de pièges positionnés sur chaque substrat dépendait de la surface et de l'accessibilité de ces substrats, ainsi que de la présence ou non d'animaux à proximité.

### 2. Identification

Comme lors de la mise en place de l'élevage, une identification rapide basée sur les motifs abdominaux a été effectuée afin de déterminer l'espèce (basée sur la clef de détermination de Zumpt (1973). Le sexage était réalisé à partir de l'index frontal et des genitalia (Figure 5).

### 3. Organisation des différentes sorties d'étude

Les informations d'ordre général concernant les différentes sorties ont été données plus haut dans la partie II (Tableau 7). Les localisations des substrats sont répertoriées dans les plans des différentes fermes en annexes (Annexe III).

N° sortie	Substrats	Nb ET	Fréquence de collecte	Nb EC	Fréquence de collecte et durée du suivi	Méthode d'identification
Sortie 1	<b>S1L1</b> : débris végétaux dans pâturage	4	Toutes les 2 heures pendant 3 jours			Anesthésie par glace carbonique
	<b>S2L1</b> : vieux fumier dans pâturage	2				
	<b>S3L1</b> : fumier récent dans aire d'exercice	4				
	<b>S4L1</b> : vieux fumier bordure de forêt	2				
	<b>S5L1</b> : herbe coupée de deux jours dans un pré	4				
	<b>S6L1</b> : boues de lisier dans un pâturage	2				
Sortie 2	<b>S1L2</b> : bouses d'éléphants mélangées à des refus d'ananas	10	Toutes les 2 heures pendant 3 jours	10	Une fois par jour pendant 20 jours	Anesthésie par froid
	<b>S2L2</b> : tas d'herbe sèche proche de boue	1		1		

	<b>S3L2</b> : herbe verte à même le sol	1				
	<b>S4L2</b> : bouses d'éléphants mélangées à de la terre retournée	2		2		
Sortie 3	<b>S2L1</b>			10	Une fois par jour pendant 14 jours	sur insectes vigiles au moyen d'un aspirateur buccal
	<b>S3L1</b>			11		
Sortie 4	<b>S1L3</b> : boues de lisier orientées Nord	4	Une fois, le troisième jour		Une fois par jour pendant 23 jours	sur insectes vigiles au moyen d'un aspirateur buccal
	<b>S2L3</b> : boues de lisier orientées Sud	4				
	<b>S3L3</b> : croûtes de lisier	4				
	<b>S4L3</b> : tas de fumier de moins d'1 m <sup>2</sup>	1				
	<b>S5L3</b> : maïs broyé en sac se déversant par un trou		1			
Sortie 5	<b>S1L4</b> : croûtes de lisier de vaches	4	Une fois, le deuxième jour			sur insectes vigiles au moyen d'un aspirateur buccal
	<b>S2L4</b> : tas de fumier de vaches à forte composante de bouse	3				
	<b>S3L4</b> : tas de paille en décomposition	3				
	<b>S4L4</b> : boues de lisier de veaux	3				
	<b>S5L4</b> : boues de lisier de veaux	3				
Sortie 6	<b>S3L1</b>	5	Une fois, le troisième jour		Une fois par jour pendant 10j	sur insectes vigiles au moyen d'un aspirateur buccal
	<b>S7L1</b> : boues mélangées à du fumier sans présence directe de vaches	4				
	<b>S8L1</b> : tas de foin en décomposition	4				
	<b>S9L1</b> : paille abritée	3				
	<b>S10L1</b> : boue souillée par de la bouse sous une barrière de pré	2				
	<b>S.art1L1</b> : maïs broyé en sac (en début de fermentation)		5			
Sortie 7	<b>S3L1</b>	3	Une fois, le troisième jour	2	Une fois par jour pendant 26j	sur insectes vigiles au moyen d'un aspirateur buccal
	<b>S11L1</b> : fumier récent dans aire d'exercice			2		
	<b>S12L1</b> : fumier récent dans aire d'exercice			2		
	<b>S13L1</b> : fumier récent dans aire d'exercice			2		
	<b>S14L1</b> : fumier récent dans aire d'exercice			2		
	<b>S15L1</b> : fumier récent dans aire d'exercice			2		
	<b>S.art1L1</b> : ensilage de maïs laissé à l'air libre	4	Une fois, le troisième jour	4		

Tableau 7 : Descriptif des différents substrats étudiés et méthodes d'étude. (ET = Emergence Trap = Piège à émergence, EC = Emergence Cage = Cage à émergence).

## II. Résultats

### 1. Pièges à émergence

Le tableau suivant présente le nombre de stomoxes ayant émergé dans les pièges à émergence.

N° sortie	Code substrat	Période	Nb pièges	Tot S. c	Nb S. c /j/m <sup>2</sup>	Tot S. i	Nb S. i /j/m <sup>2</sup>
Sortie 1	S1L1	27-29 mai	4	3	<b>1</b>	11	<b>1.222</b>
	S2L1	27-29 mai	2	0	0	55	<b>36.667</b>
	S3L1	27-29 mai	4	4	<b>1.333</b>	46	<b>15.333</b>
	S4L1	27-29 mai	2	2	<b>0.333</b>	12	<b>8</b>
	S5L1	27-29 mai	4	1	<b>0.333</b>	0	0
	S6L1	27-29 mai	2	3	<b>0.5</b>	0	0
Sortie 2	S1L2	8-10 juin	10	2	<b>0.333</b>	2	<b>0.267</b>
	S2L2	8-10 juin	1	0	0	0	0
	S3L2	8-10 juin	1	0	0	0	0
	S4L2	8-10 juin	2	0	0	12	<b>8</b>
Sortie 4	S1L3	21-23 juin	4	0	0	0	0
	S2L3	21-23 juin	4	0	0	0	0
	S3L3	21-23 juin	4	4	<b>1.333</b>	0	0
	S4L3	21-23 juin	1	0	0	0	0
Sortie 5	S1L4	27-28 juin	4	7	<b>3.5</b>	3	<b>1.5</b>
	S2L4	27-28 juin	3	7	<b>4.667</b>	1	<b>0.667</b>
	S3L4	27-28 juin	3	0	0	4	<b>2.667</b>
	S4L4	27-28 juin	3	0	0	0	0
	S5L4	27-28 juin	3	6	<b>4</b>	0	0
Sortie 6	S3L1	1-3 juillet	5	0	0	10	<b>13.333</b>
	S7L1	1-3 juillet	4	0	0	3	<b>1</b>
	S8L1	1-3 juillet	4	1	<b>0.333</b>	5	<b>1.667</b>
	S9L1	1-3 juillet	3	0	0	1	<b>1.333</b>
	S10L1	1-3 juillet	2	0	0	0	0
Sortie 7	S.artL1	17-19 juillet	4	1	<b>0.333</b>	0	0
	S3L1	17-19 juillet	3	0	0	5	<b>2.222</b>

Tableau 8 : Résultats des émergences dans les pièges à émergence par substrats : nombre total de stomoxes par substrat et nombre de stomoxes par jour par m<sup>2</sup> de substrat.

### 2. Cages à émergence

Le tableau ci-dessous présente le nombre de stomoxes ayant émergé dans les cages à émergence.

	Nb S. <i>indicus</i>	Nb S. <i>calcitrans</i>	Durée du suivi	Première et dernière émergence de <i>S. indicus</i>	Première et dernière émergence de <i>S. calcitrans</i>
S2L1 (10 EC)	2	0	14 jours	2 <sup>ième</sup> et 3 <sup>ième</sup> jour	--
S3L1 (11 EC)	11	0	14 jours	1 <sup>ier</sup> et 10 <sup>ième</sup> jour	--
S1L2 (10 EC)	0	0	20 jours	--	--
S2L2 (1 EC)	0	0	20 jours	--	--

S4L2 (2 EC)	6	0	20 jours	5 <sup>ième</sup> et 10 <sup>ième</sup> jour	--
S.artL3 (2EC)	0	8	23 jours	--	13 <sup>ième</sup> jour
S.art1L1 (5EC)	0	32	10 jours	--	3 <sup>ième</sup> et 8 <sup>ième</sup> jour
S3L1 (2 EC)	0	6	26 jours	--	3 <sup>ième</sup> et 14 <sup>ième</sup> jour
S11L1 (2 EC)	1	5	26 jours	8 <sup>ième</sup> jour	6 <sup>ième</sup> et 12 <sup>ième</sup> jour
S12L1 (2 EC)	7	1	26 jours	14 <sup>ième</sup> et 25 <sup>ième</sup> jour	10 <sup>ième</sup> jour
S13L1 (2 EC)	0	6	26 jours	--	3 <sup>ième</sup> et 12 <sup>ième</sup> jour
S14L1 (2 EC)	2	5	26 jours	17 <sup>ième</sup> et 19 <sup>ième</sup> jour	1 <sup>ier</sup> et 5 <sup>ième</sup> jour
S15L1 (2 EC)	2	7	26 jours	9 <sup>ième</sup> et 14 <sup>ième</sup> jour	1 <sup>ier</sup> et 8 <sup>ième</sup> jour
S.art2L1 (4EC)	6	9	26 jours	8 <sup>ième</sup> et 13 <sup>ième</sup> jour	6 <sup>ième</sup> et 9 <sup>ième</sup> jour
<b>Total</b>	<b>37</b>	<b>79</b>			

Tableau 9 : Résultats des émergences dans les cages à émergence par substrat : nombre de *S. calcitrans* et de *S. indicus* par substrat, durée du suivi et date de la première et de la dernière émergence pour chaque espèce.

### III. Discussion

Seuls *S. calcitrans* et *S. indicus* ont été identifiés dans les pièges et cages à émergence. Ceci est à mettre en relation avec la méthode d'identification basée sur quelques caractères morphologiques, ainsi qu'avec la répartition des stomoxes en Thaïlande (*S. calcitrans* étant la principale espèce dans ce pays et *S. indicus*, ou *S. sitiens* en fonction des sites la seconde (Masmeatathip et al. 2006 ; Muenworn et al. 2010)).

Le faible échantillonnage et la non-répétition de l'étude ne nous permettent pas d'affirmer qu'un substrat n'est pas adapté au développement des larves de stomoxes. Seuls les résultats positifs peuvent être interprétés (en effet, avoir trouvé de nouveaux stomoxes dans un substrat nous permet d'affirmer que les pupes, sinon les larves de ces stomoxes étaient présentes dans le milieu).

#### 1. Pièges à émergence

Plus de *S. indicus* ont émergé dans les pièges à émergence que de *S. calcitrans* (170 *S. i* pour 41 *S.c*). Ce résultat est assez surprenant car les substrats étudiés étaient, selon la littérature (Meyer & Petersen 1983 ; Taylor & Berkebile 2011 ; Kunz & Monty 1976 ; Bailey et al. 1975 ; Hogsette et al. 1987 ; Lysyk 1993) les substrats de développement larvaire de *S. calcitrans*. Le résultat attendu était donc l'inverse, plus de *S. calcitrans* que de *S. indicus*. Par ailleurs, si l'on compare ces résultats avec ceux des pièges Vavoua de la partie II, plus de *S. calcitrans* adultes ont été piégés dans les Vavoua que de *S. indicus*. Ainsi, avec de tels résultats nous nous attendions à avoir plus de *S. calcitrans* émergents.

Etant donné le fait qu'il n'existe pour l'instant aucune donnée sur les sites de développement larvaire de *S. indicus*, ces résultats montreraient que les stades immatures de *S. indicus* se développent dans des milieux similaires à ceux de *S. calcitrans*, à savoir des végétaux en décomposition plus ou moins mélangés à des fèces de bovins ou d'éléphants.

## 2. Cages à émergence

Les résultats des cages à émergence ne contredisent pas ceux des pièges à émergence, bien qu'ils soient moins complets. En effet, le fumier frais de vaches semble être adapté au développement des stades larvaires des deux espèces, ainsi que l'ensilage de maïs (même ajouté artificiellement dans un environnement normalement sans ensilage). Par ailleurs, les deux espèces ont été retrouvées dans les mêmes substrats, ce qui signifie que leurs stades larvaires peuvent cohabiter.

En ce qui concerne la durée de développement larvaire ainsi que les stades présents lors du prélèvement des substrats, seules des hypothèses peuvent être émises. En effet, la première émergence de *S. indicus* a eu lieu le premier jour de suivi, ce qui laisse supposer que des pupes ont été capturées. Ainsi le fumier de vache permet l'empupement des larves. La dernière émergence de *S. indicus* a eu lieu le 25<sup>ième</sup> jour de suivi, il peut s'agir de mouches provenant d'œufs prélevés et ayant effectué tout leur développement larvaire dans ce substrat ou bien des stades plus avancés qui ont mis longtemps à atteindre le stade adulte. La seule conclusion de ce suivi est que le développement larvaire de *S. indicus* peut durer 25 jours. De la même manière, les stades immatures de *S. calcitrans* peuvent se développer en 14 jours, comme décrit dans la littérature. Des adultes de *S. calcitrans* ont émergé dès le premier jour de suivi ce qui signifie que des pupes ont été capturées dans les substrats, le fumier frais de vache permet donc son empupement.



Figure 17 : Pupes de mouches domestiques regroupées sur un sac d'ensilage de maïs - KBC (cliché L. Cauquil)

Le fait d'avoir eu peu d'émergences peut peut-être s'expliquer par un développement des stades immatures dans des microenvironnements. En effet, les substrats étudiés peuvent être les substrats de prédilection de développement larvaire des stomoxes, cependant si les larves ne se développent pas de façon homogène dans le milieu, la pose des pièges peut passer à côté des larves. De plus, dans l'élevage du GDS de la Réunion, la majorité des pupes récoltées dans les bacs en plastique se retrouve dans les coins et sur les bords des bacs. Il semblerait donc que les larves se regroupent, ou du moins choisissent les mêmes micro-conditions (être sur le bord) pour s'empuper. Ce regroupement de pupes a par ailleurs été observé avec des pupes de mouches domestiques sur de l'ensilage de maïs (Figure 17). Mramba (2006) a montré que les femelles stomoxes pondent préférentiellement aux endroits où des œufs ont déjà été fraîchement pondus, par contre les œufs de 24h ou plus ne sont pas du tout attractifs pour l'oviposition, voire même répulsifs. Il semblerait que ce soit la concentration bactérienne à la surface des vieux œufs qui soit répulsive, afin d'empêcher l'oviposition pour éviter une désynchronisation de la descendance. Par ailleurs, la présence de *Staphylococcus saprophyticus* stimule l'oviposition. Ainsi, en tenant compte de ces groupements de ponte, un groupement de larves et de pupes est à envisager. De plus, Mramba (2006) a également montré que les stades immatures de stomoxes survivent mieux lorsque les œufs sont regroupés, et les larves s'agrègent davantage lorsque le milieu de développement est compact. L'agrégation larvaire semble être un avantage contre le parasitisme et la prédation ainsi que pour garder un environnement humide et éviter la dessiccation. L'agrégation des larves est inversement proportionnelle à l'humidité du milieu. Par ailleurs, Romero et al. (2006) ont montré que *Citrobacter freundii* stimulait l'oviposition et que *Serratia fanticola* favorisait le développement larvaire. Le développement larvaire des stomoxes

dépend donc de la communauté microbienne du substrat et il semblerait que les femelles soient capables de détecter cette communauté pour l'oviposition.

De plus, sachant que l'étude s'est déroulée sur une courte période (trois jours maximum pour les pièges, une seule collecte initiale pour les cages), il se peut que de part la cyclicité de la reproduction des stomoxes, nous soyons passés entre deux périodes de forte émergence. Si l'étude s'était déroulée sur une plus longue période pour chaque substrat, peut-être aurions-nous eu plus d'émergence (par jour par m<sup>2</sup> de substrats) en fonction des périodes. Il serait d'ailleurs intéressant d'étudier cette cyclicité (si elle existe).

Cependant, en comparant nos résultats avec ceux de Taylor & Berkebile (2011), le nombre de mouches émergeant par jour par m<sup>2</sup> de substrat n'est pas aberrant. En effet, dans leur étude, le nombre total de *S. calcitrans* émergés par m<sup>2</sup> de substrat par an est de 1581, soit reporté par jour à 4,3 *S. c* émergés/j/m<sup>2</sup> de substrat. Ce résultat est tout à fait comparable aux nôtres. Cette comparaison n'est toute fois faisable qu'en supposant que les émergences soient réparties uniformément tout au long de l'année, ce qui n'est bien sûr pas le cas

## CONCLUSION

La mise en place d'un élevage de stomoxes est essentielle pour étudier les mécanismes de transmission d'agents pathogènes. Cependant, au vu de cette étude elle n'est pas toujours évidente. En effet, l'élevage de stomoxes n'a pas pu être mis en place de façon pérenne. Le travail sur le vivant est difficile à maîtriser compte tenu des nombreux paramètres à prendre en compte pour leur survie, qui plus est avec des espèces dont on ne connaît pas encore toutes les caractéristiques biologiques et écologiques. Bien qu'un grand nombre de stomoxes ait été capturé, tant pour *S. calcitrans* que pour *S. indicus*, les conditions requises pour les maintenir en vie et les faire se reproduire n'ont pas été trouvées. Il semble donc que les stomoxes soient très sensibles à la température, à l'humidité relative, ainsi qu'au moyen de nutrition mis à leur disposition. Bien que la méthode d'élevage utilisée à Bangkok ait été copiée sur le protocole d'élevage de *S. calcitrans* du GDS de la Réunion, elle n'est pas adaptée aux conditions climatiques ou aux espèces et peut-être souches de stomoxes thaïlandaises. Les différents essais de température, d'humidité relative et de nutrition (sanguine et sucrée) doivent être poursuivis afin d'identifier de manière précise les besoins de ces espèces en Thaïlande. Concernant l'étude des gîtes larvaires de *S. indicus*, il semble que cette espèce apprécie les mêmes types de substrats que *S. calcitrans* pour son développement larvaire, à savoir des végétaux en décomposition mélangés à des fèces de bovins en particulier. Il faut cependant poursuivre cette étude, et explorer de nouveaux substrats potentiels afin de parfaire la connaissance de cette espèce. L'étude se poursuit actuellement pour obtenir les réponses manquantes.



## BIBLIOGRAPHIE

- Agee, H.R. & Patterson, R.S., 1983. Spectral Sensitivity of Stable, Face, and Horn Flies and Behavioral Responses of Stable Flies to Visual Traps (Diptera: Muscidae). *Environmental Entomology*, 12, p.1823-1828.
- Ancelle, T., 2006. *Statistique - Epidémiologie 2e éd.*, Maloine.
- Ashrafi, S.H., 1964. The cultivation and nutritional requirements of *Stomoxys calcitrans*. *Bulletin of the World Health Organization*, 31(4), p.519-520.
- Bailey, D.L., Whitfield, T.L. & LaBrecque, G.C., 1975. Laboratory biology and techniques for mass producing the stable fly, *Stomoxys calcitrans* (L.) (Diptera: Muscidae). *Journal of Medical Entomology*, 12(2), p.189-193.
- Barré, N. & Bouillot, L., 1981. *Les Stomoxes, ou Mouches à boeuf, à la Réunion : Pouvoir pathogène, écologie, moyens de lutte*, I.E.M.V.T.
- Bastien, F., 2008. *Effet larvicide des huiles essentielles sur Stomoxys calcitrans à la Réunion*. Thèse d'exercice. Toulouse: Université Paul-Sabatier de Toulouse.
- Berry, I.L. & Campbell, J.B., 1985. Time and Weather Effects on Daily Feeding Patterns of Stable Flies (Diptera: Muscidae). *Environmental Entomology*, 14(3), p.336-342.
- Berry, I.L., Foerster, K.W. & Campbell, J.B., 1978. Overwintering Behavior of Stable Flies in Manure Mounds. *Environmental Entomology*, 7, p.67-72.
- Berry, I.L. & Kunz, S.E., 1977. Mortality of Adult Stable Flies. *Environmental Entomology*, 6, p.569-574.
- Campbell, J.B., Catangui, M.A., Thomas, G.D., Boxler, D.J. & Davis, R., 1993. Effects of stable flies (Diptera, Muscidae) and heat-stress on weight-gain and feed conversion of feeder cattle. *Journal of agricultural entomology*, 10(3), p.155-161.
- Catangui, M.A., Campbell, J.B., Thomas, G.D. & Boxler, D.J., 1993. Average daily gains of Brahman-crossbred and English x exotic feeder heifers exposed to low, medium, and high levels of stable flies (Diptera: Muscidae). *Journal of Economic Entomology*, 86(4), p.1144-1150.
- Couri, M.S., 2007. A key to the Afrotropical genera of Muscidae (Diptera). *Revista Brasileira de Zoologia*, 24(1), p.175-184.
- Desquesnes, M., Dia, M.L., Acapovi, G. & Yoni, W., 2005. Les vecteurs mécaniques des trypanosomoses animales.
- Foil, L.D., Adams, W.V., McManus, J.M. & Issel, C.J., 1987. Bloodmeal residues on mouthparts of *Tabanus fuscicostatus* (Diptera: Tabanidae) and the potential for mechanical transmission of pathogens. *Journal of Medical Entomology*, 24(6), p.613-616.

- Foil, L.D. & Hogsette, J.A., 1994. Biology and control of tabanids, stable flies and horn flies. *Revue Scientifique Et Technique (International Office of Epizootics)*, 13(4), p.1125-1158.
- Gilbertson, C.B., 1987. Mortality of stable fly and house fly in water and carbon dioxide. *Transactions of the ASABE*, 30(5), p.1442-1446.
- Gilles, J., 2005. *Dynamique et génétique des populations d'insectes vecteurs. Les stomoxes, Stomoxys calcitrans et Stomoxys niger niger dans les élevages bovins réunionnais*. Saint Denis: Université de la Réunion.
- Gilles, J., David, J.F., Duvallet, G., De La Rocque, S. & Tillard, E., 2007. Efficiency of traps for *Stomoxys calcitrans* and *Stomoxys niger niger* on Reunion Island. *Medical and Veterinary Entomology*, 21(1), p.65-69.
- Gilles, J, David, J.F. & Duvallet, G, 2005. Effects of temperature on the rate of increase of *Stomoxys calcitrans* and *Stomoxys niger niger* (Diptera: Muscidae) from La Réunion island. *Journal of Medical Entomology*, 42(6), p.959-965.
- Hall, R.D., Thomas, G.D. & Morgan, C.E., 1982. Stable Fly, *Stomoxys calcitrans* (L.), Breeding in Large Round Hay Bales: Initial Associations (Diptera: Muscidae). *Journal of the Kansas Entomological Society*, 55(3), p.617-620.
- Hogsette, J.A., 1996. Development of house flies (Diptera: Muscidae) in sand containing varying amounts of manure solids and moisture. *Journal of Economic Entomology*, 89(4), p.940-945.
- Hogsette, J.A. & Ruff, J.P., 1987. Control of stable flies and horn flies (Diptera: Muscidae) with permethrin tapes applied to tails of beef and dairy cattle. *Journal of Economic Entomology*, 80(2), p.417-420.
- Hogsette, J.A., Ruff, J.P. & Jones, C.J., 1987. Stable fly biology and control in Northwest Florida. *Journal of agricultural entomology*, 4(1), p.1-11.
- Holloway, M.T.P. & Phelps, R.J., 1991. The Responses of *Stomoxys* Spp. (Diptera: Muscidae) to Traps and Artificial Host Odours in the Field. *Bulletin of Entomological Research*, 81(01), p.51-56.
- Jacquiet, P., Liénard, E. & Franc, M., 2010. Bovine besnoitiosis: epidemiological and clinical aspects. *Veterinary Parasitology*, 174(1-2), p.30-36.
- Jones, C.J., Hogsette, J.A., Patterson, R.S. & Milne, D.E., 1985. Effects of Natural Saccharide and Pollen Extract Feeding on Stable Fly (Diptera: Muscidae) Longevity. *Environmental Entomology*, 14(3), p.223-227.
- Jones, C.J., Milne, D.E., Patterson, R.S., Schreiber, E.T. & Milio, J.A., 1992. Nectar Feeding by *Stomoxys calcitrans* (Diptera: Muscidae): Effects on Reproduction and Survival. *Environmental Entomology*, 21(1), p.141-147.
- Kano, R., 1953. Notes on the flies of medical importance in Japan part VII. Eggs and larvae of Stomoxydinae in Japan. *Japanese Journal of Experimental Medicine*, 23, p.187-193.

- Kunz, S.E., 1987. Integrated pest management of dipteran pests in the New World. *International Journal for Parasitology*, 17(2), p.659-664.
- Kunz, S.E. & Monty, J., 1976. Biology and Ecology of *Stomoxys Nigra* Macquart and *Stomoxys Calcitrans* (L.) (Diptera, Muscidae) in Mauritius. *Bulletin of Entomological Research*, 66(04), p.745-755.
- Laveissière, C. & Grebaut, P., 1990. Recherches sur les pièges à glossines (Diptera : Glossinidae). Mise au point d'un modèle économique : Le piège «Vavoua». *Tropical medicine and parasitology*, 41(2), p.185-192.
- Lysyk, T.J., 1998. Relationships between temperature and life-history parameters of *Stomoxys calcitrans* (Diptera: Muscidae). *Journal of Medical Entomology*, 35(2), p.107-119.
- Lysyk, T.J., Kalischuk-Tymensen, L., Selinger, L.B., Lancaster, R.C., Wever, L. & Cheng, K.J., 1999. Rearing stable fly larvae (Diptera: Muscidae) on an egg yolk medium. *Journal of Medical Entomology*, 36(3), p.382-388.
- Lysyk, T.J., 1993. Adult Resting and Larval Developmental Sites of Stable Flies and House Flies (Diptera: Muscidae) on Dairies in Alberta. *Journal of Economic Entomology*, 86(6), p.1746-1753.
- Masmeatathip, M., Ketavan, K. & Duvallet, G., 2006. Morphological Studies of *Stomoxys* spp. (Diptera: Muscidae) in Central Thailand. *Kasetsart J. (Nat. Sci.)*, 40, p.872-881.
- Masmeatathip, R., Gilles, J., Ketavan, C. & Duvallet, G., 2006. First survey of seasonal abundance and daily activity of *Stomoxys* spp. (Diptera: Muscidae) in Kamphaengsaen Campus, Nakornpathom province, Thailand. *Parasite (Paris, France)*, 13(3), p.245-250.
- Meyer, J.A. & Petersen, J.J., 1983. Characterization and seasonal distribution of breeding sites of stable flies and house flies (Diptera: Muscidae) on eastern Nebraska feedlots and dairies. *Journal of Economic Entomology*, 76(1), p.103-108.
- Meyer, J.A. & Shultz, T.A., 1990. Stable fly and house fly breeding sites on dairies. *California Agriculture*, 44(1).
- Mihok, S. & Clausen, P.H., 1996. Feeding habits of *Stomoxys* spp. stable flies in a Kenyan forest. *Medical and Veterinary Entomology*, 10(4), p.392-394.
- Mihok, S., Maramba, O., Munyoki, E. & Kagoiya J., 1995. Mechanical transmission of *Trypanosoma* spp. by African *Stomoxysiinae* (Diptera: Muscidae). *Tropical Medicine and Parasitology: Official Organ of Deutsche Tropenmedizinische Gesellschaft and of Deutsche Gesellschaft Für Technische Zusammenarbeit (GTZ)*, 46(2), p.103-105.
- Mihok, S., Munyoki, E. & Saleh, K., 1996. Phenology of *Stomoxysiinae* in a Kenyan forest. *Medical and Veterinary Entomology*, 10(4), p.305-316.

- Mramba, F., Broce, A.B. & Zurek, L., 2007. Vector competence of stable flies, *Stomoxys calcitrans* L. (Diptera: Muscidae), for *Enterobacter sakazakii*. *Journal of Vector Ecology*, 32(1), p.134-139.
- Mramba, F., 2006. *Ecological and public health aspects of stable flies (Diptera :muscidae): microbial interactions*. Kansas state University: Kansas state University.
- Muenworn, V., Duvallet, G., Thainchum, K., Tuntakom, S., Tanasilchayakul, S., Prabaripai, A., Akratanakul, P., Sukonthabhirom, S. & Chareonviriyaphapet, T., 2010. Geographic Distribution of Stomoxyine Flies (Diptera: Muscidae) and Diurnal Activity of *Stomoxys calcitrans* in Thailand. *Journal of Medical Entomology*, 47(5), p.791-797.
- Ngeranwa, J.J.N. & Kilalo, D.C., 1994. The ability of *Stomoxys calcitrans* and mechanical means to transmit *Trypanosoma (brucei) evansi* from goats to camels in Kenya. *Veterinary Research Communications*, 18(4), p.307-312.
- Rasmussen, R.L. & Campbell, J.B., 1981. Investigation of Environmental Factors and Their Relationship to Populations of the Stable Fly, *Stomoxys calcitrans* (L.). *Environmental Entomology*, 10, p.798-800.
- Raymond, H.L., 1982. Insectes nuisibles au bétail et climat. *Influence du climat sur l'animal au pâturage*. INRA SAD Guyane, Theix, p.169-183.
- Riordan, K., 1972. Feeding behavior of *Stomoxys* (Diptera Muscidae) in relation to the possible non-cyclical transmission of trypanosomes. *Entomology*, p.118-124.
- Rohain, F. & Perez, C., 1985. *Précis d'entomologie médicale et vétérinaire*, Maloine.
- Romero, A., Broce, A. & Zurek, L., 2006. Role of bacteria in the oviposition behaviour and larval development of stable flies. *Medical and Veterinary Entomology*, 20(1), p.115-121.
- Romero, A. , Hogsette, J.A. & Coronado, A., 2010. Distribution and abundance of natural parasitoid (Hymenoptera: Pteromalidae) populations of house flies and stable flies (Diptera: Muscidae) at the University of Florida Dairy Research Unit. *Neotropical Entomology*, 39(3), p.424-429.
- Schoof, H.F., 1964. Laboratory culture of *Musca*, *Fannia*, and *Stomoxys*. *Bulletin of the World Health Organization*, 31(4), p.539-544.
- Schowalter, T.D. & Klowden, M.J. 1979. Blood meal size of the stable fly, *Stomoxys calcitrans*, measured by the HICN method. *Mosquito News*, 39(1), p.110-112.
- Scoles, G.A., Miller, J.A. & Foil, L.D., 2008. Comparison of the efficiency of biological transmission of *Anaplasma marginale* (Rickettsiales: Anaplasmataceae) by *Dermacentor andersoni* Stiles (Acari: Ixodidae) with mechanical transmission by the horse fly, *Tabanus fuscicostatus* Hine (Diptera: Muscidae). *Journal of Medical Entomology*, 45(1), p.109-114.
- Skoda, S.R., Thomas, G.D. & Campbell, J.B., 1996. Comparison of core sampling and pupal traps for monitoring immature stable flies and house flies (Diptera: Muscidae) in beef feedlot pens. *Journal of Economic Entomology*, 89(2), p.428-434.

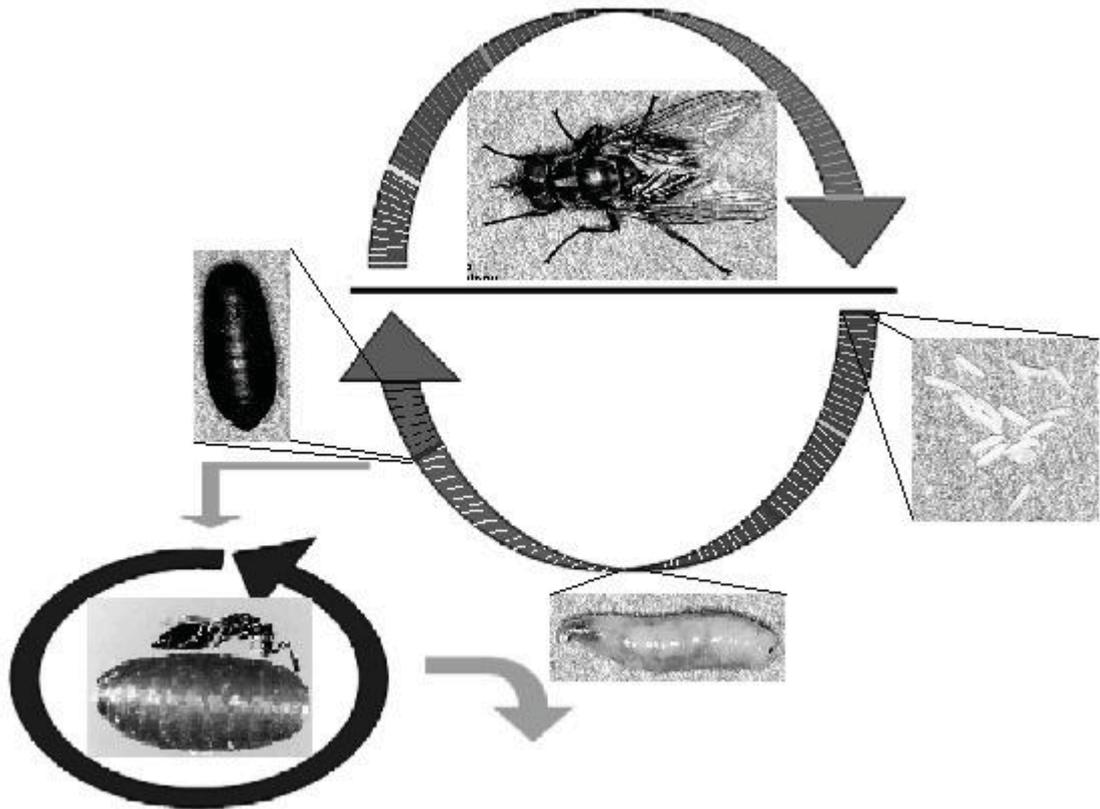
- Skovgård, H. & Steenberg, T., 2002. Activity of pupal parasitoids of the stable fly *Stomoxys calcitrans* and prevalence of entomopathogenic fungi in the stable fly and the house fly *Musca domestica* in Denmark. *BioControl*, 47(1), p.45-60.
- Smith, J.P., Hall, R.D. & Thomas, G.D., 1989. A Review of Natural Mortality and Enemies of the Stable Fly (Diptera: Muscidae) in Missouri. *The Florida Entomologist*, 72(2), p.351-360.
- Smith, J.P., Hall, R.D. & Thomas, G.D., 1985. Field Studies on Mortality of the Immature Stages of the Stable Fly (Diptera: Muscidae). *Environmental Entomology*, 14(6), p.881-890.
- Suenaga, O., 1965. A Rearing Method of Stable Fly and Quantity of Blood Taken up by a Fly.
- Sumba, A.L., Mihok, S & Oyieke, F.A., 1998. Mechanical transmission of *Trypanosoma evansi* and *T. congolense* by *Stomoxys niger* and *S. taeniatus* in a laboratory mouse model. *Medical and Veterinary Entomology*, 12(4), p.417-422.
- Tainchum, K., Sukonthabhirom, S., Duvallat, G., Akranakul, P., Muenworn, V. & Chareonviriyaphap, T., 2010. Population Structure of *Stomoxys calcitrans* (Diptera: Muscidae) From Nine Regions of Thailand. *Journal of Economic Entomology*, 103(3), p.1012-1018.
- Taylor, D.B. & Berkebile, D.R., 2011. Phenology of Stable Fly (Diptera: Muscidae) Larvae in Round Bale Hay Feeding Sites in Eastern Nebraska. *Environmental Entomology*, 40(2), p.184-193.
- Taylor, D.B. & Berkebile, D.R., 2008. Sugar Feeding in Adult Stable Flies. *Environmental Entomology*, 37(3), p.625-629.
- Tseng, J.M., Jones, C.J. & Hogsette, J.A., 1983. Nectar feeding and the stable fly, *Stomoxys calcitrans* (Diptera: Muscidae). *Journal of Florida Anti-mosquitoes Association*, 54, p.40-41.
- Tumrasvin, W. & Shinonaga, S., 1978. Studies on medically important flies in Thailand. V. On 32 species belonging to the subfamilies Muscinae and Stomoxyinae including the taxonomic keys (Diptera: Muscidae). *The Bulletin of Tokyo Medical and Dental University*, 25(4), p.201-227.
- Turell, M.J. & Knudson, G.B., 1987. Mechanical transmission of *Bacillus anthracis* by stable flies (*Stomoxys calcitrans*) and mosquitoes (*Aedes aegypti* and *Aedes taeniorhynchus*). *Infection and Immunity*, 55(8), p.1859-1861.
- Turell, M.J., Dohm, D.J., Geden, C.J., Hogsette, J.A. & Linthicum, K.J., 2010. Potential for stable flies and house flies (Diptera: Muscidae) to transmit Rift Valley fever virus. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 26(4), p.445-448.
- Warnes, M.L. & Finlayson, L.H., 1987. Effect of host behaviour on host preference in *Stomoxys calcitrans*. *Medical and Veterinary Entomology*, 1(1), p.53-57.
- Watson, D.W., Geden, C.J., Long, S.J. & Rutz, D.A., 1995. Efficacy of *Beauveria bassiana* for Controlling the House Fly and Stable Fly (Diptera: Muscidae). *Biological Control*, 5, p.405-411.

- Weber, A.F., Moon, R.D., Sorensen, D.K., Bates, D.W., Meiske, J.C., Brown, C.A., Rohland, N.L., Hooker, E.C. & Strand, W.O., 1988. Evaluation of the stable fly (*Stomoxys calcitrans*) as a vector of enzootic bovine leukosis. *American Journal of Veterinary Research*, 49(9), p.1543-1549.
- Wells, E.A., 1972. The importance of mechanical transmission in the epidemiology of nagana: a review. *Tropical Animal Health and Production*, 4(2), p.74-88.
- Zumpt, F., 1973. *The Stomoxyine biting flies of the world. Diptera: Muscidae. Taxonomy, biology, economic importance and control measures.*, Stuttgart, Gustav Fischer Verlag.

## ANNEXES



**ANNEXE I : PROTOCOLE D'ELEVAGE DE *STOMOXYS CALCITRANS* ET DE  
SON AUXILIAIRE *SPALANGIA ENDIUS* A L'INSECTARIUM DU 19<sup>EME</sup> KM  
(GRDSBR)**



Grimaud Yannick

**GRDSBR**

Février 2011

**Note :** Le protocole qui suit est relatif aux conditions artificielles de l'élevage massif de *Stomoxys calcitrans*. Il correspond au mode de fonctionnement appliqué actuellement, ici à l'île de La Réunion.

---

## Sommaire

<b>1. Equipements nécessaires</b> .....	<b>p2</b>
1.1. Les salles et annexe	
1.2. Equipements nécessaires à l'élevage de <i>S. calcitrans</i>	
1.3. Milieux nutritifs	
<b>2. Elevage artificiel de <i>Stomoxys calcitrans</i></b> .....	<b>p4</b>
2.1. L'élevage des adultes	
2.2. La récolte des œufs	
2.3. Développement larvaire et pupaison	
2.4. Récupération des pupes	
2.5. Mise en contact	
2.6. Traits de vie de <i>S. calcitrans</i> au sein du laboratoire	
<b>3. Gestion de l'élevage</b> .....	<b>p7</b>
3.1. Plan de gestion de l'élevage	
3.2. Rendement de l'élevage	
3.2.1. <i>Rendement du stade immature</i>	
3.2.2. <i>Rendement de fertilité</i>	
3.2.3. <i>Gain entre chaque génération</i>	
3.2.4. <i>Rendement de parasitisme</i>	
<b>Annexes</b> .....	<b>p9</b>

# Equipements nécessaires

## **1.1. Les salles et annexe**

Suite à la réinstallation de l'insectarium dans les locaux du 19<sup>ème</sup>, nous disposons à nouveaux de 4 salles propres à l'élevage (cf. annexe 1) qui sont:

- une salle de travail où est effectué tout les travaux relatifs à l'élevage (préparations de substrat, récupération des pupes, etc.).
- une salle d'élevage des stomoxes adultes, thermo et hygro régulée (26-30°C et 60-70% HR) d'environ 16m<sup>2</sup>, éclairée (lumière du jour + lumière artificielle 12/24 heures) et disposant d'étagère en formica pour les cages d'élevage des adultes.
- une salle d'élevage des larves, thermo et hygro régulée (26-30°C et 60-70% HR) d'environ 12m<sup>2</sup>, éclairée (lumière artificielle) et disposant d'étagère en formica pour les gamates
- une salle de contact, thermo et hygro régulée (28-30°C et 60-70% HR) d'environ 12m<sup>2</sup>, éclairée (lumière artificielle) et disposant de box de contact et d'une étuve de conservation de pupes parasitées.

En plus des salles, l'insectarium dispose d'une parcelle de canne fourragère de 100-200m<sup>2</sup> immédiatement disponible.

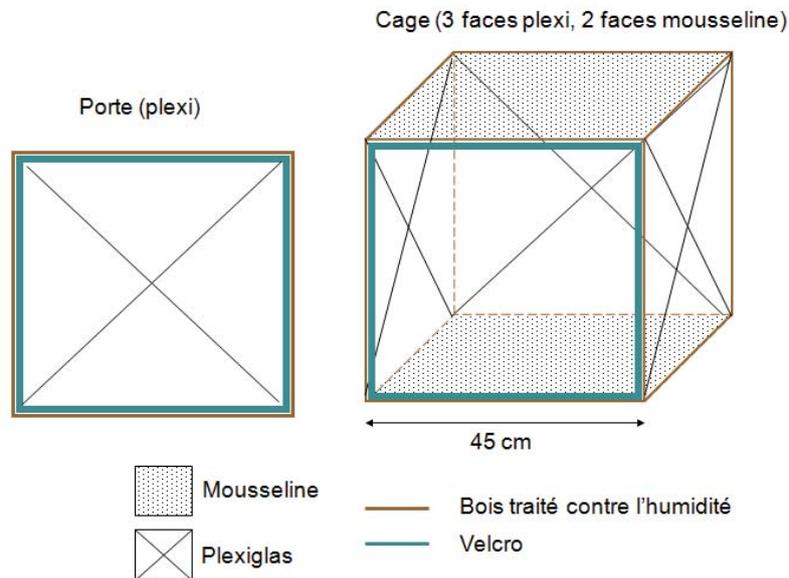
Le choix d'une température moyenne de 28°C, que nous appliquons actuellement, correspond à un compromis entre une survie maximale des stomoxes et une croissance rapide du stade œuf au stade adulte (GILLES & al. 2005 ; annexe 2). Concernant l'humidité relative, les larves préfèrent une HR de 75 à 83% à l'approche de la pupaison pour une température optimale comprise entre 15 à 25°C (GILLES 2005), mais les pupes tolèrent facilement des températures comprises entre 25 et 35°C.

## **1.2. Equipements nécessaires à l'élevage de *S. calcitrans***

Les équipements nécessaires à l'élevage de *S. calcitrans* sont :

- Des cages de 45x45x45 cm pour l'élevage des adultes avec au moins les faces supérieures et inférieures en moustiquaire nylon (Figure 1). Les autres faces peuvent être en plexiglas. La face avant doit présenter une ouverture suffisamment grande pour permettre l'introduction d'une coupelle d'environ 10 cm de diamètre (face avant détachable ou sous forme d'écouille), une manipulation et un nettoyage plus facile des cages à vide.

- Des plateaux (gamates) de 8x35x45 cm pour l'élevage des larves avec un nombre équivalents de toiles moustiquaires de 50x60 cm et de cordons élastiques pouvant faire le tour des gamates.



**Figure 1** : Schéma d'une cage d'élevage avec la face avant détachable par un système de velcro.

- Des plateaux de dimensions inférieures à une face d'une cage et d'une profondeur inférieure à 1 cm pour la récupération des œufs (cf. plateaux repas) ainsi qu'un nombre équivalent de tissus de mêmes dimensions, de couleur sombre et présentant un aspect soyeux (cf. tissu bleu composant les pièges vavoua)
- Des coupelles aérées pour la conservation des parasitoïdes sous formes de pupes parasitées.

### 1.3. Milieux nutritifs

Les différents milieux nutritifs se composent comme suit :

- **Le tapis de ponte** est constitué de canne fourragère broyée (*Pennisetum purpureum*) recouvert d'un tissu de couleur sombre. Le tout repose sur un plateau prévu à cet effet. Le milieu de ponte ainsi que le tissu qui le recouvre doivent être constamment humides. Le tapis de canne fourragère doit donc être gorgé d'eau au moment de l'installation sous les cages.

- **Le développement larvaire** s'effectue dans de la canne fourragère broyée (1000g) mélangé à du son de blé (125g) et saturée en eau. La saturation en eau doit être bien contrôlée sous peine de réduire considérablement les rendements associés. Un excès d'eau entraîne une stagnation au fond de la gamate et peut noyer les larves, la carence en eau favorise l'apparition de champignons se développant à la surface du tégument des larves. La quantité d'eau à mettre est fonction du pouvoir absorbant de la canne et du son.

- **L'alimentation des stomoxes adultes** s'effectue grâce à du sang bovin en provenance de l'abattoir (975 ml) complété avec une solution anticoagulante de citrate trisodique à 40% (25 ml). Le sang bovin citraté, une fois réparti dans des pots plastiques de 1 litre, peut être congelé pendant des mois ou conservé au réfrigérateur pendant 10 jours maximum.

La congélation de la canne fourragère broyée est une étape nécessaire dans le processus d'élevage. Ceci permet de détruire les organismes présents et pouvant nuire à l'élevage. Aussi, l'utilisation de cette même canne doit se faire à température ambiante pour ne pas freiner le développement des stades immatures des stomoxes.

## 2. Elevage artificiel de *Stomoxys calcitrans*

### 2.1. L'élevage des adultes

Dans chaque cage, les pupes récoltées sont disposées dans une coupelle sans couvercle (figure 2). La coupelle contient de 2000 à 4000 pupes (selon l'espace disponible) et les émergences se font dans les trois premiers jours. De l'eau sucrée à 10% peut être présentée dans les cages (coupelle fermée d'où dépasse une éponge). Selon PASTOU D. (comm. Pers.), l'apport de cette substance a pour but de diminuer la mortalité des stomoxes dans les cages, surtout lorsque survient une durée importante entre les repas. Une meilleure survie des stomoxes adultes fût en effet observée en présence d'une solution de saccharose à 20% (4,4 jours +/- 0,4) par rapport à de l'eau seule (1,7 jours +/- 0,1) (P <0,05) en l'absence de repas de sang (JONES & al. 1992). Toutefois, son utilisation fera d'abord l'objet d'un test en conditions contrôlées.

La nutrition au sang des adultes se fait grâce à une éponge imbibée (de 2x20x14 cm) deux fois par jour afin de correspondre à l'activité journalière bimodale observée en milieu tropical (CHARLWOOD & SAMA 1996 ; MIHOK & CLAUSEN 1996 ; GILLES 2005). Le sang est d'abord tiédi à 40-45°C avant l'imbibition. La première nutrition se fait vers 8-9h et la deuxième vers 14-15h. Les éponges sont laissées pendant une à deux heures selon leurs fréquentations par les mouches. La prise d'un repas de sang complet en milieu naturel dure en effet entre 2 et 30 minutes selon les espèces et la saison (SCHOFIELD & TORR 2002).

Les pontes, qui surviennent généralement à partir du 6<sup>ème</sup> jour, s'effectuent à travers les mailles de la face inférieure de la cage sous laquelle se trouve le tapis de ponte installé la veille.

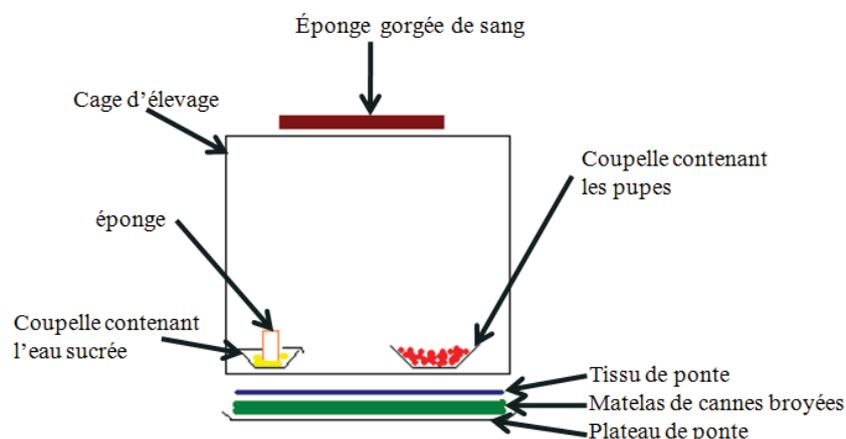


Figure 2 : Schéma d'une cage en fonctionnement

## **2.2. La récolte des œufs**

Le tissu de ponte est récupéré quotidiennement et déployée sur un plan oblique. Les œufs sont récupérés dans une cuvette placée en dessous à l'aide d'un filet d'eau. La suspension est ensuite filtrée sur de la moustiquaire à très fines mailles, préalablement humidifiée, afin d'éliminer les œufs des moucheron venus pondre accidentellement dans les cages. La quantité d'œufs récoltés est déterminée par la mesure du volume de ponte après décantation (1ml = 12750 +/- 100 œufs). Un volume de 0,8ml de ponte (environ 10000 œufs) est ensuite redistribué par gamate pour le développement larvaire.

Suite aux observations continues des techniciens du GRDSBR, on constate que les œufs sont déposés préférentiellement autour des coupelles. Cette donnée n'est pas à négliger pour de meilleures récoltes.

## **2.3. Développement larvaire et pupaison**

Les œufs récoltés sont disposés sur une poignée de canne fourragère légèrement étalée au fond d'une gamate. Le tout est recouvert du milieu nutritif relatif au développement larvaire sur une épaisseur d'environ 3 à 4 cm. Cet apport constitue la première nutrition. La gamate est ensuite recouverte d'une toile moustiquaire et maintenue par un cordon élastique pour empêcher toute contamination et la sortie de mouches issues d'une émergence précoce.

Une deuxième nutrition, nécessaire, est à effectuer 4 jours après la première pour parer à l'appauvrissement et à la déshydratation du milieu. Pour cela, on retourne le milieu contenant les larves et on recouvre à nouveau avec 2 à 3 cm de milieu nutritif.

L'éclosion des larves a lieu au bout de 24-48h après la mise en gamate. La pupaison survient 8 à 10 jours après la ponte et toutes les larves sont empupées au bout de 11 jours dans les conditions normaux de température.

## **2.4. Récupération des pupes**

La récupération des pupes s'effectue dès que la quasi-totalité des larves se sont empupées (au 11<sup>ème</sup> jour généralement) et/ou au maximum 3 jours après l'observation des premières pupes. Elle se fait par flottaison. L'intégralité d'une (ou plusieurs) gamates est transférée(s) dans un bac de grande contenance et recouvert d'au moins 10 cm d'eau. Le tout est remué énergiquement afin de libérer les pupes emprisonnées dans les débris végétaux. Les pupes qui flottent sont alors récupérées à l'aide d'un récipient ou par débordement. Le tout est passé à travers un premier tamis (mailles de 0,5 cm) pour éliminer d'éventuel débris végétaux, puis à travers un second tamis (mailles de 0,1 cm) ou les pupes sont récupérées.

Les pupes sont séchées à même le second tamis à l'aide d'un ventilateur. Elles sont ensuite récupérées et comptées (à l'aide d'une éprouvette graduée) avant d'être disposées dans de nouvelles cages.

## **2.5. Mise en contact**

Les gamates contenant les pupes devant être parasitées sont mises en contact dès l'observation des premières empupement, ou à défaut au 9<sup>ème</sup> jour. Ces gamates sont installées dans les boîtes de contact prévu à cet effet. Les parasitoïdes, issus de pupes parasitées conservées une semaine avant utilisation à température ambiante, sont passés à travers un tamis disposé au dessus d'un bol. Les parasitoïdes récupérés dans le bol sont ensuite dispersés au dessus des gamates. Ces gamates sont laissées durant une semaine dans les boîtes de contact, puis les pupes sont récupérées (cf. § 2.4) et laissées durant une semaine de plus dans une boîte à émergence. Cette dernière étape permet l'élimination de stomoxes issus de pupes non parasitées. Après ce tri, une partie des pupes parasitées sont conservées pour maintenir l'élevage. L'autre partie correspond au produit final de l'élevage et sera réservée pour les lâchers chez les éleveurs.

## **2.6. Traits de vie de *S. calcitrans* au sein du laboratoire (figure 3)**

### ***Stade adulte :***

Pour relancer l'élevage des adultes, les pupes non-parasitées sont mises en cage après récupération. L'émergence des adultes survient normalement 3 jours après la pupaison et n'excède pas cette durée. La durée de pré-oviposition est variable et inversement proportionnelle à la température. La plus courte est de 4,3 jours à 30°C et la plus longue de 11,7 jours à 20°C selon la littérature. La période de pré-ovoposition observée dans la salle est de l'ordre de 5 à 6 jours pour une gamme de température variant de 26 à 30°C. S'en suit une période de ponte intensive de 4 à 5 jours après quoi les pontes diminuent. Cette période dure de 7 à 12 jours selon les mesures d'août 2010. La fécondité des femelles de *S. calcitrans* dépend également de la température. Elles pondraient au cours de leur existence moins de 30 œufs à 15°C et plus de 700 œufs à 25°C. Le renouvellement des cages s'effectue à la fin de la période de ponte.

### ***Stade immature :***

Les œufs issus des pontes sont récupérés, filtrés et répartis de façon homogène dans des gamates contenant le milieu de développement larvaire. L'éclosion survient au bout de 24 à 48h après la ponte. 4 jours après la mise en gamate, un nouvel apport nutritif est fait et vient doubler ainsi le volume du milieu de développement larvaire. La pupaison s'observe au bout de 8 à 10 jours après l'éclosion et l'ensemble des pupes est récupéré au 11<sup>ème</sup> jour.

## Stade parasité :

Une partie des gamates est sortie du circuit d'élevage afin d'être mises en contact avec des parasitoïdes. Cette étape s'effectue dès l'observation des premières empupements ou au plus tard 9 jours après la mise en gamate. Une certaine quantité de parasitoïdes est disséminée sur chaque gamate avant d'être laissée dans des boîtes de contact durant 7 jours. Les pupes sont ensuite récupérées et laissées durant 7 jours dans des boîtes à émergence afin d'éliminer les éventuelles pupes viables non parasitées. Ces pupes triées sont ensuite conservées à 15°C, si besoin est, jusqu'à leur utilisation pour les lâchers. Les pupes destinées à perpétuer le cycle du stade parasité sont d'abord incubées une semaine à température ambiante (28°C) avant d'être utilisées. Cette période permet l'émergence des parasitoïdes nécessaires à la mise en contact.

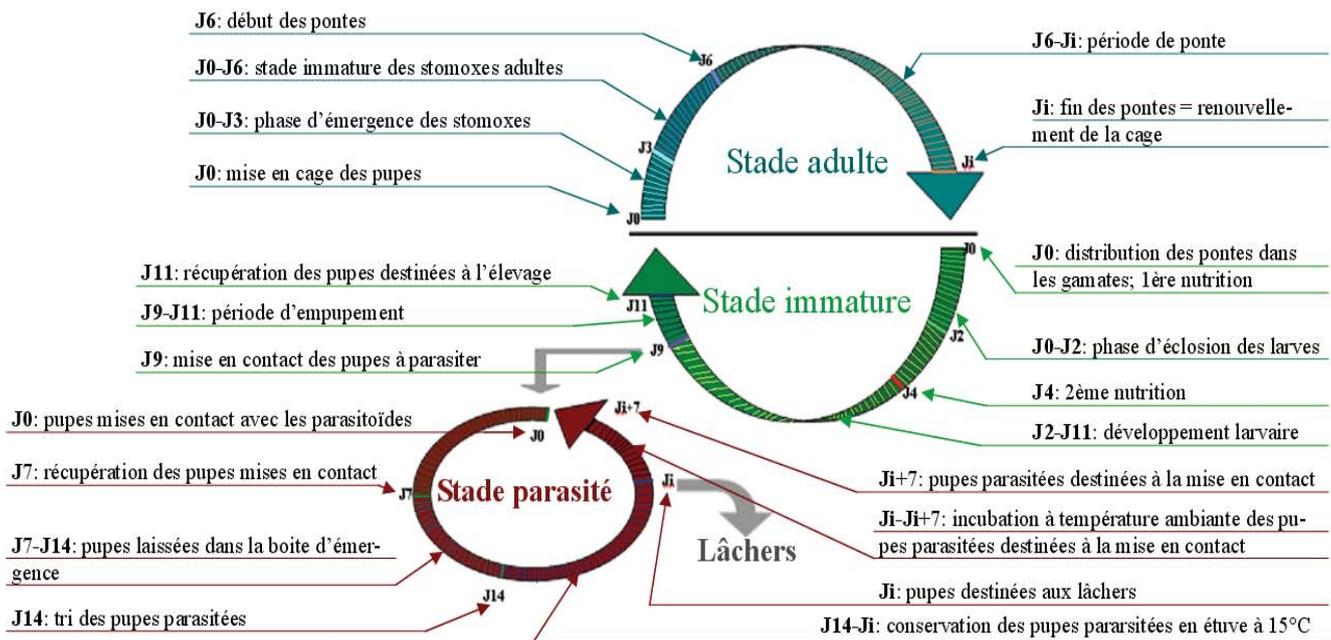


Figure 3: Cycle du trait de vie des stomoxes au sein de l'unité de production

## 3. Gestion de l'élevage

### 3.1. Plan de gestion de l'élevage

Selon le mode de fonctionnement actuel, l'élevage des adultes stomoxes dans les cages s'effectue par série. Dans sa configuration optimum en 2010, on comptait 4 séries de 3 cages espacées dans le temps de 3 à 4 jours. On obtenait alors 2 séries en pré ponte, 1 série en ponte intensive et la dernière en fin de ponte. Une série restait alors en place durant 12 à 16 jours maximum avant d'être renouvelé. Ce type de fonctionnement entraîne une production oscillatoire dans la quantité d'œufs récupérée (figure 4).

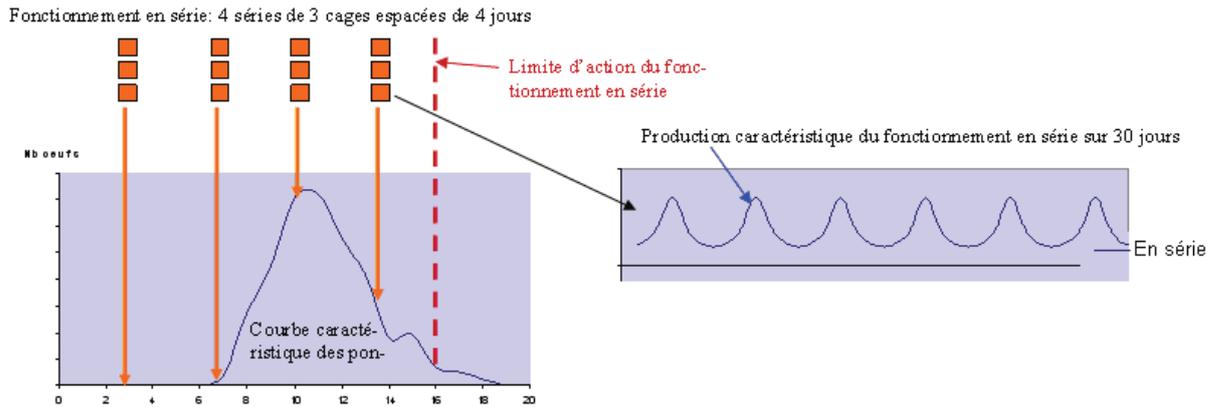


Figure 4 : type de production obtenu par le fonctionnement en série.

### 3.2. Rendement de l'élevage

#### 3.2.1. Rendement du stade immature

D'après les mesures de rendements effectués en août 2010 dans l'unité de production du 23<sup>ème</sup> km, il en ressort que pour des quantités d'œufs allant de 4000 à 13000 par gamate, les ratio pupes – œufs sont les mêmes. En clair, 20 à 34% ( $26,63 \pm 4,49\%$  en moyenne) des œufs récupérés donnent des pupes et 62 à 94% ( $83,93 \pm 9,71\%$  en moyenne) de ces pupes donnent des adultes. En faisant la relation directe, 15 à 30% ( $22,41 \pm 5,05\%$ ) des œufs permettent d'avoir des adultes.

#### 3.2.2. Rendement de fertilité

Une série de mesure sur la fertilité des stomoxes a aussi été réalisée durant juillet - août 2010. Les résultats obtenus pour une gamme de température de 23 à 29°C et un nombre de stomoxes adultes par cage allant de 700 à 3000, étaient de 37 à 123 œufs par femelles. Ces résultats sont relativement peu élevés compte tenu de ce qui est présentés dans la littérature. En situation d'élevage comme le notre, il semblerait que ce soit le nombre et la qualité des repas de sang qui jouent sur la fertilité des stomoxes.

#### 3.2.3. Gain entre chaque génération

En tenant compte des informations précédentes, on peut estimer le gain d'individus entre chaque génération (tableau 1). Les sex-ratios (mâles / femelles) utilisés ici sont de 1,091 et 0,735. En tenant compte des pires rendements observés durant les mesures d'août, on constate quand même que les populations de femelles stomoxes doublent entre chaque génération. Dans les meilleurs conditions, le nombre de femelles de la génération i+1 peut-être 22 fois supérieur au nombre de femelle de la génération i.

Tableau 1 : Gain d'individus entre chaque génération

Conditions	Nombre d'œufs pondus par une femelle de la génération i	Nombre de pupes issues de la ponte	Nombre de mouches obtenues	Nombre de femelles obtenues à la génération i+1
A minima	37	7,4	4,6	2,2
A maxima	123	41,8	39,3	22,7

#### 3.2.4. Rendement de parasitisme

Les données concernant les taux de parasitisme sont issues du suivi effectué pour le contrôle de la qualité de parasitisme dans l'élevage. Ces données recourent l'ensemble des résultats obtenus de l'année 2010. On constate ainsi que parmi les pupes mises en contact, moins de 5% donnent des mouches adultes, qu'une émergence de parasitoïdes est observée dans 43,5% ( $\pm 15,24$ ) des cas et que leur sex-ratio moyen constaté est très largement en faveur des femelles ( $0,658 \pm 0,173$ ). La dernière valeur importante est le nombre de pupes que peut parasiter un parasitoïde. Selon la littérature, une femelle de *Spalangia endius* parasite en moyenne une trentaine de pupes.

#### Bibliographie :

**CHARLWOOD J.D. & SAMA S., 1996.** The age structure, biting cycle and dispersal of *Stomoxys niger* Macquart (Diptera : Muscidae) from Ifakara, Tanzania. African Entomology

4(2): 274-277.

**GILLES J., DAVID J.F. & DUVALLET G., 2005.** Temperature effect on development and survival of two stable flies, *Stomoxys calcitrans* and *Stomoxys niger niger* (Diptera : Muscidae), in La Réunion island. J. Med. Entomol. 42(3): 260-265 (2005).

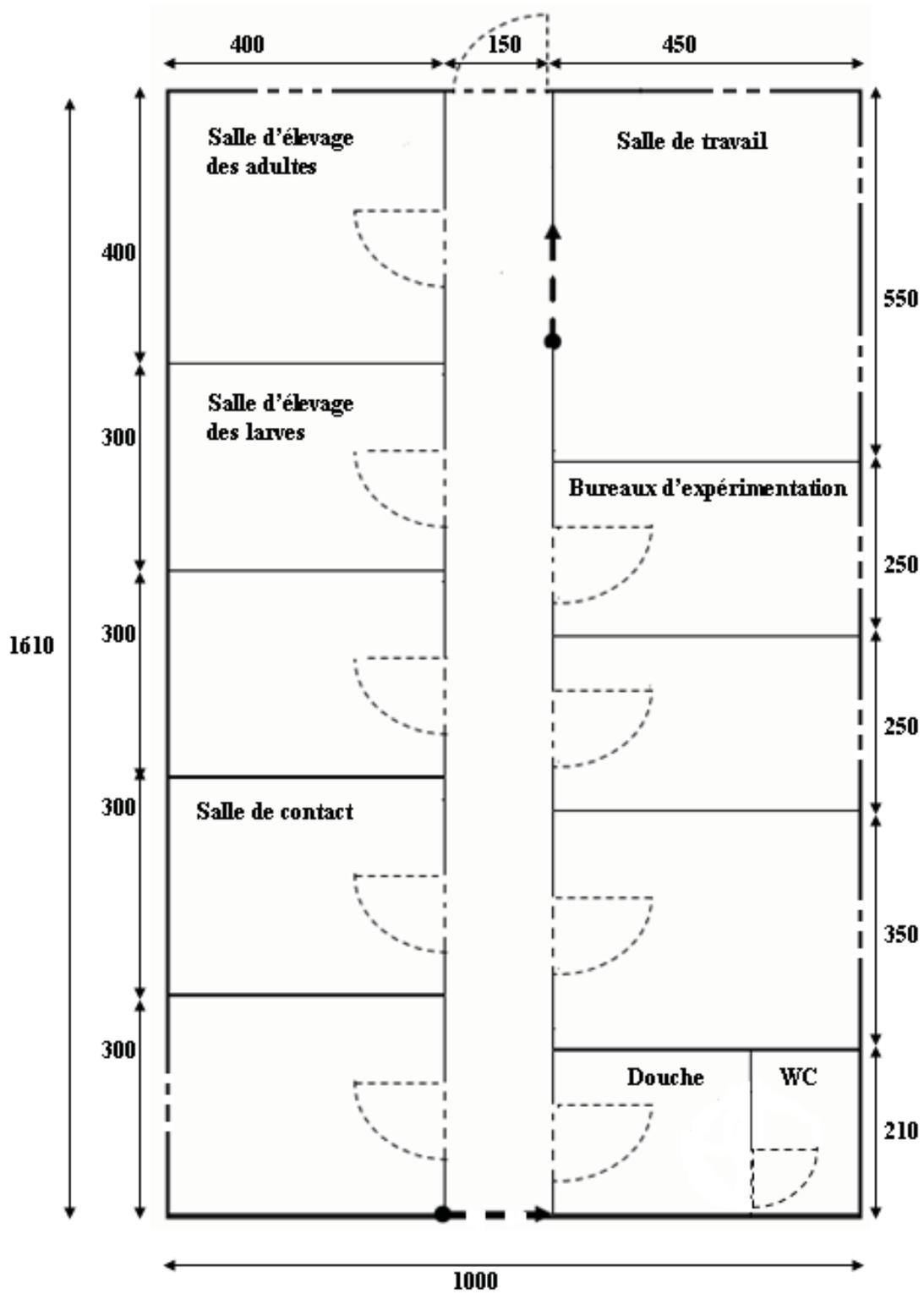
**GILLES J., 2005.** Dynamique et génétique des populations d'insectes vecteurs. Les stomoxes, *Stomoxys calcitrans* et *Stomoxys niger niger* dans les élevages bovins réunionnais. Thèse de doctorat en science, UFR Saint Denis, La Réunion. 135p

**JONES C.J., MILNE D.E., PATTERSON R.S., SCHREIBER E.T. & MILIO J.A., 1992.** Nectar feeding by *Stomoxys calcitrans* (Diptera : Muscidae) : Effect on reproduction and survival. Environ. Entomol. 21(1) : 141-147.

**MIHOK S. & CLAUSEN P.H., 1996.** Feeding habits of *Stomoxys* spp. Stable flies in a Kenyan forest. Medical and Veterinary Entomology 10: 392-394.

**SCHOFIELD S. & TORR S.J., 2002.** A comparison of the feeding behaviour of tsetse and stable flies. Medical and Veterinary Entomology 16: 177-185.

**Annexe 1** : Plan de l'unité de production du 19<sup>ème</sup> km



● ———> Porte coulissante

- - - - - Fenêtre

**Annexe 2 :** Relation entre la température, la survie et la croissance de *Stomoxys calcitrans* et *S. niger* (GILLES & al. 2005).

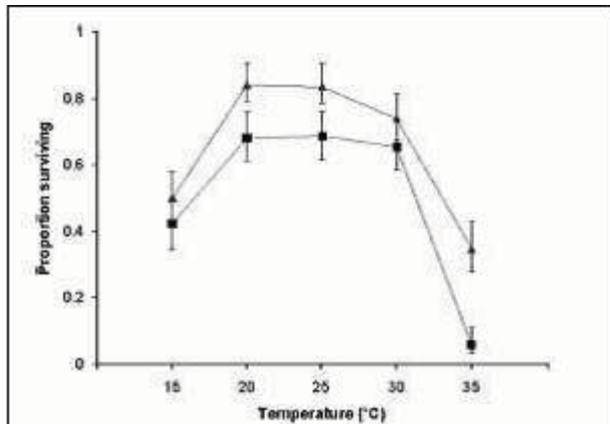


Fig. 1. Total survival of the immature stages in *S. calcitrans* (▲) and *S. niger* (■) reared at five constant temperatures. Proportions are given with 95% confidence intervals.

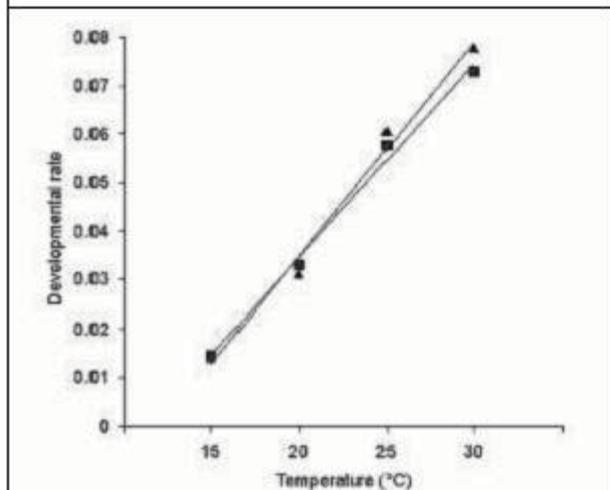


Fig. 3. Relationships between temperature and developmental rate (1/developmental time) in *S. calcitrans* (▲, Sc) and *S. niger* (■, Sn) based on the durations of total development at four constant temperatures.

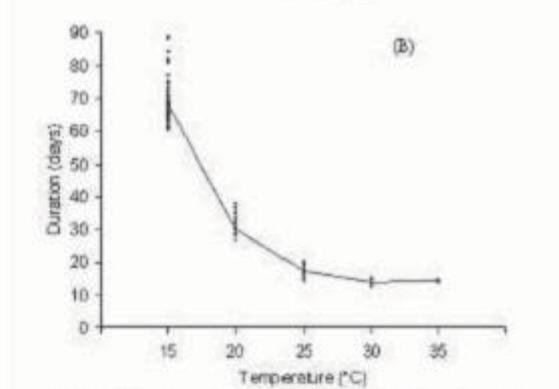
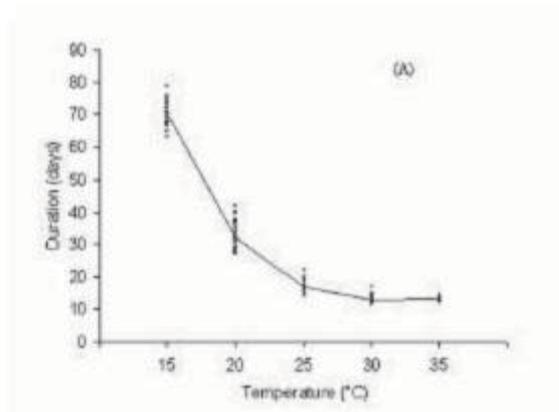


Fig. 2. Duration of development from the egg to the adult stage in *S. calcitrans* (A) and *S. niger* (B) reared at five constant temperatures.

## ANNEXE II : BOITES A MOUSTACHE DES DIFFERENTS RESULTATS DES PIEGEAGES D'ADULTE

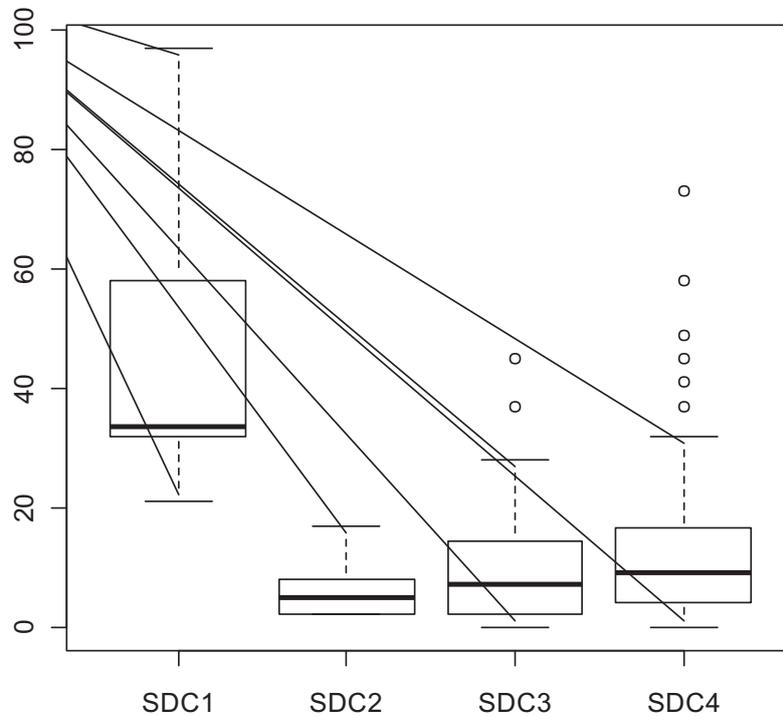


Figure 18: Boîtes à moustaches du nombre de *S. calcitrans* capturés par piège par jour à Saraburi au cours des 4 sorties.

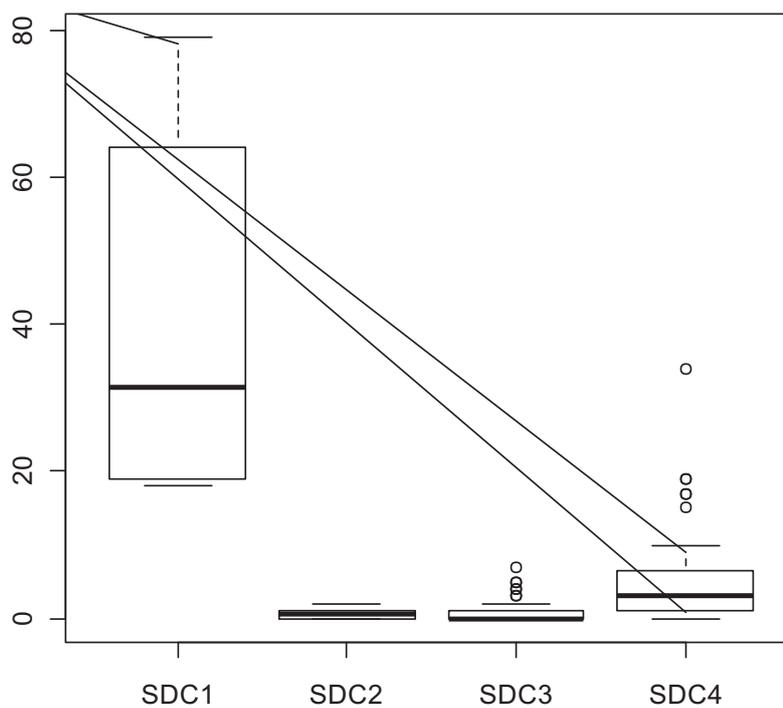


Figure 19 : Boîtes à moustaches du nombre de *S. indicus* par piège par jour à Saraburi au cours des 4 sorties.

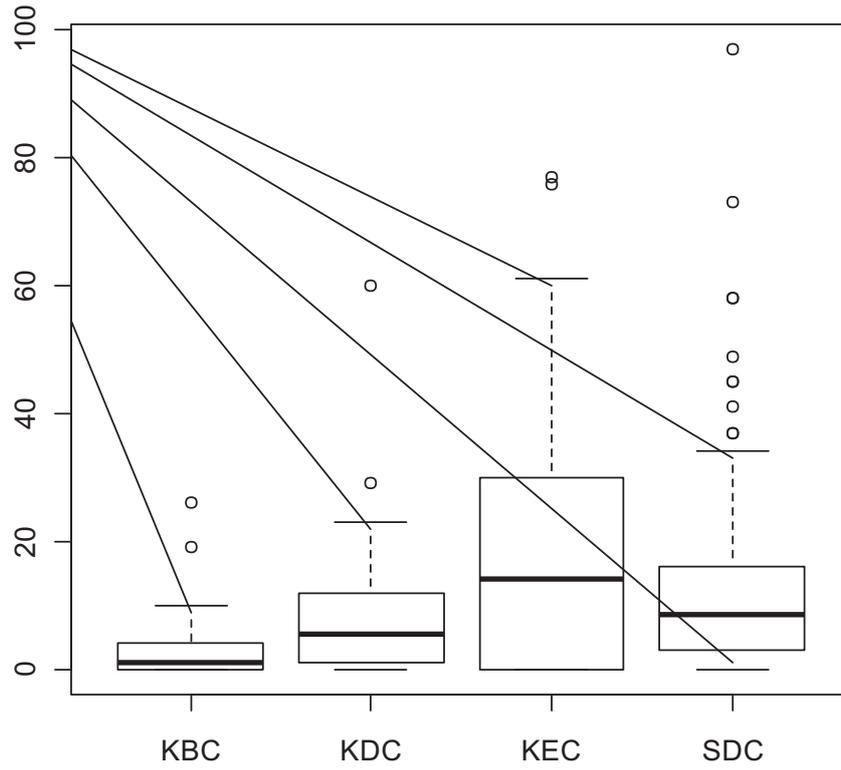


Figure 20 : Boîtes à moustaches du nombre de *S. calcitrans* capturés par piège par jour pour chaque site.

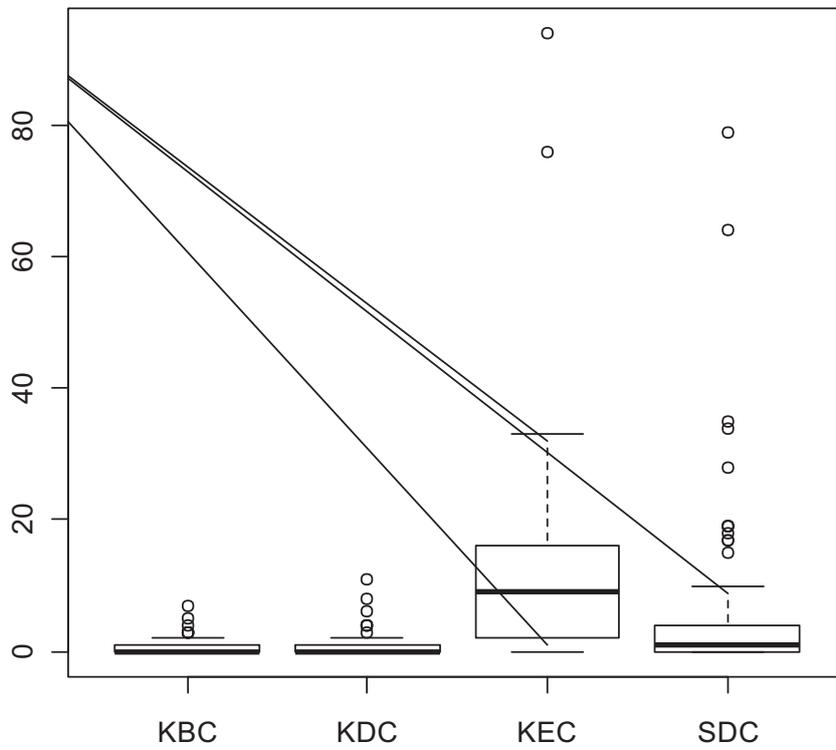


Figure 21 : Boîtes à moustaches du nombre de *S. indicus* capturés par piège par jour pour chaque site.

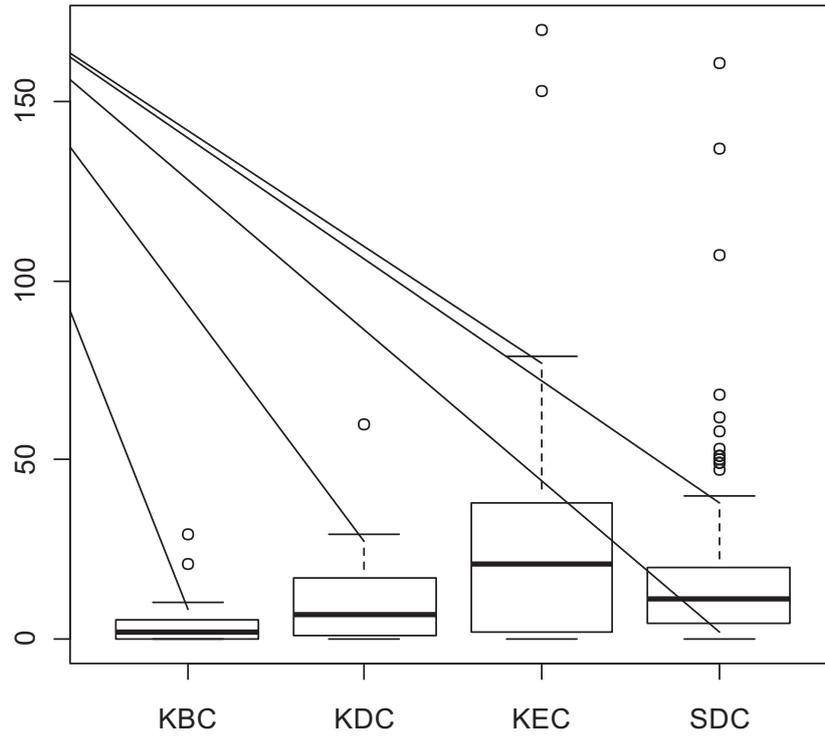


Figure 22 : Boîtes à moustaches du nombre de stomoxes capturés par piège par jour pour chaque site.

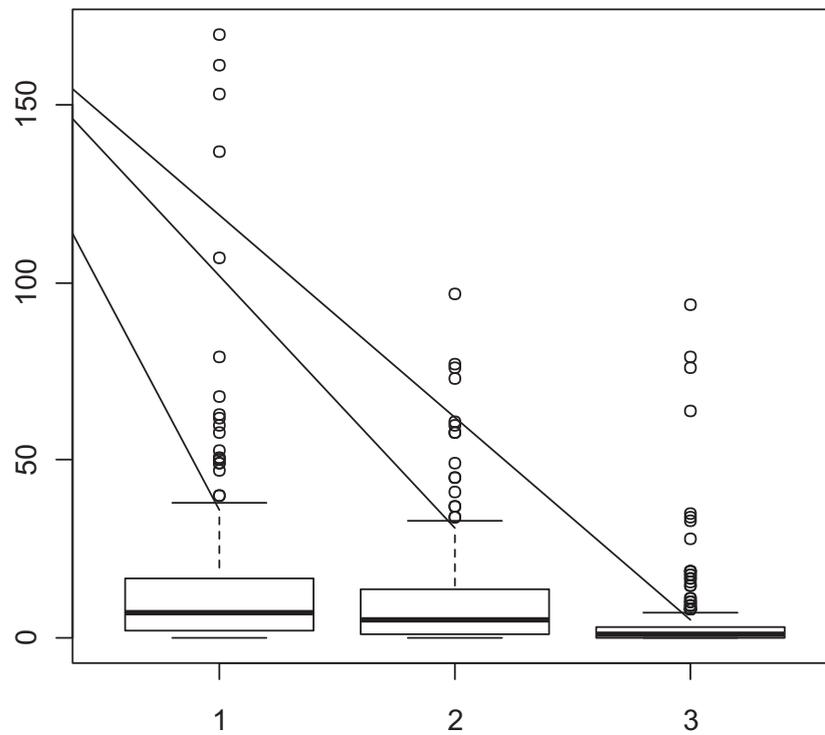
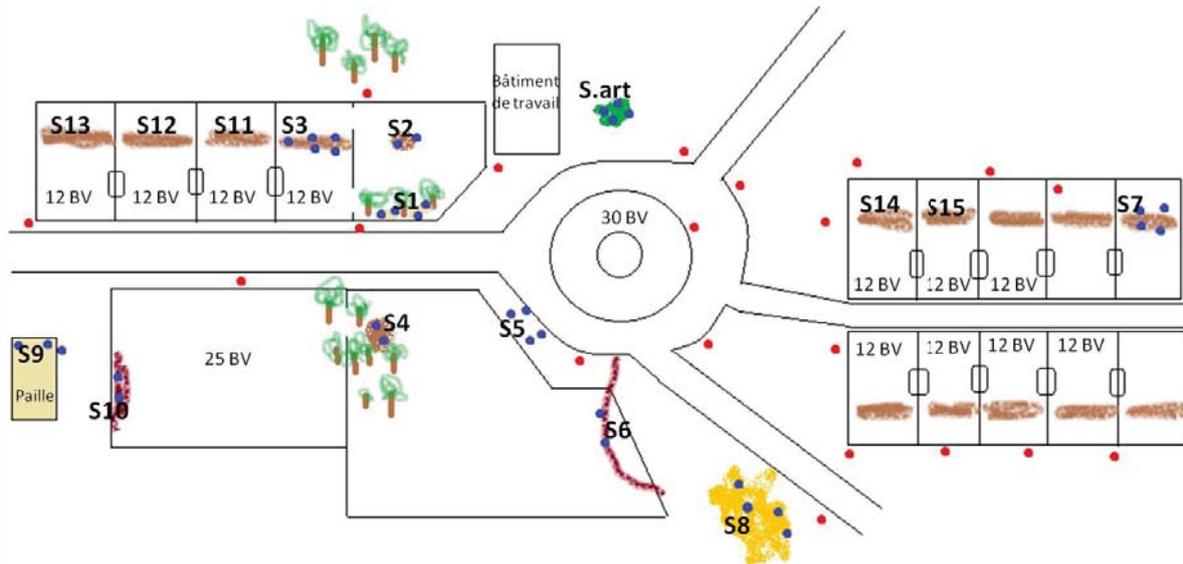


Figure 23 : Boîtes à moustaches du nombre de (1), stomoxes ; (2), *S. calcitrans* ; (3), *S. indicus* capturés par piège par jour pour l'ensemble des sorties.



## ANNEXE III : PLAN DES DIFFERENTS SITES

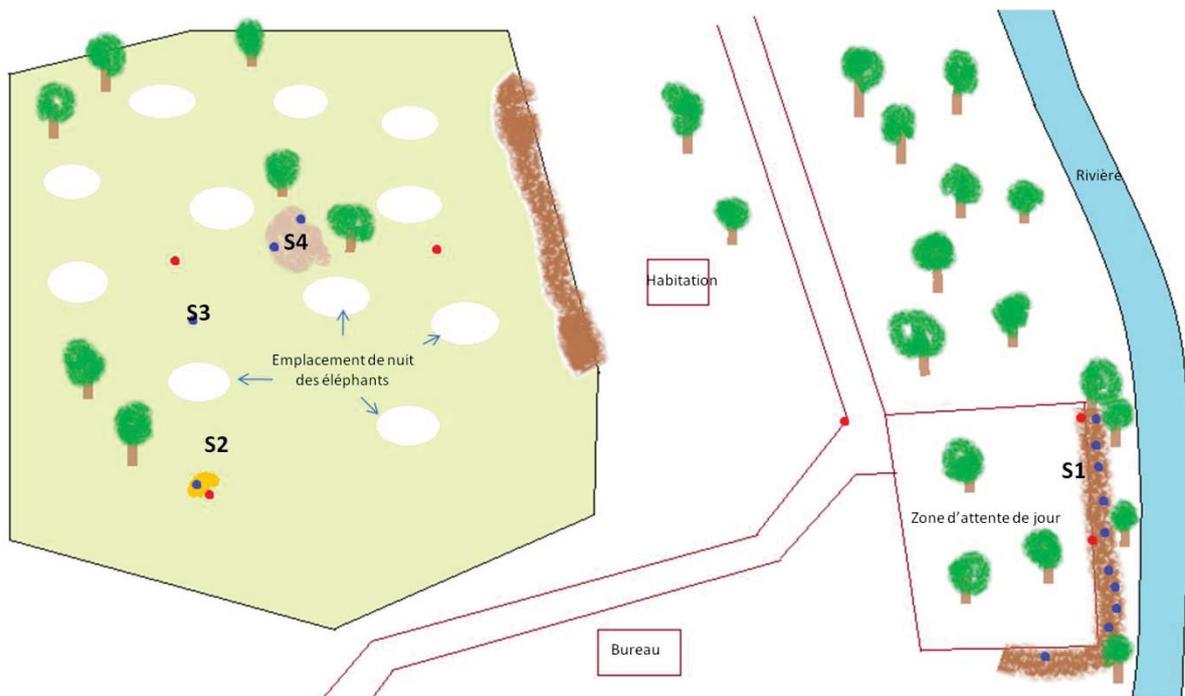
Figure 24 : Plan de la Dairy Farming Promotion Organization of Thailand, Muak Lek, Saraburi (14°31'N, 100°6'E) - SDC



### Légende :

- Piège Vavoua
- Piège à émergence
- S1** Débris végétaux dans pâturage
- S2** Vieux fumier dans pâturage
- S3** Fumier récent dans aire d'exercice
- S4** Vieux fumier en bordure de forêt
- S5** Herbe coupée de deux jours dans un pré
- S6** Boues de lisier dans un pâturage
- S7** Boues mélangées à du fumier sans présence directe de vaches
- S8** Tas de foin en décomposition
- S9** Paille abritée
- S10** Boue souillée par de la bouse sous une barrière de pré
- S11** Fumier récent dans aire d'exercice
- S12** Fumier récent dans aire d'exercice
- S13** Fumier récent dans aire d'exercice
- S14** Fumier récent dans aire d'exercice
- S15** Fumier récent dans aire d'exercice
- S.art** Ensilage de maïs laissé à l'air libre

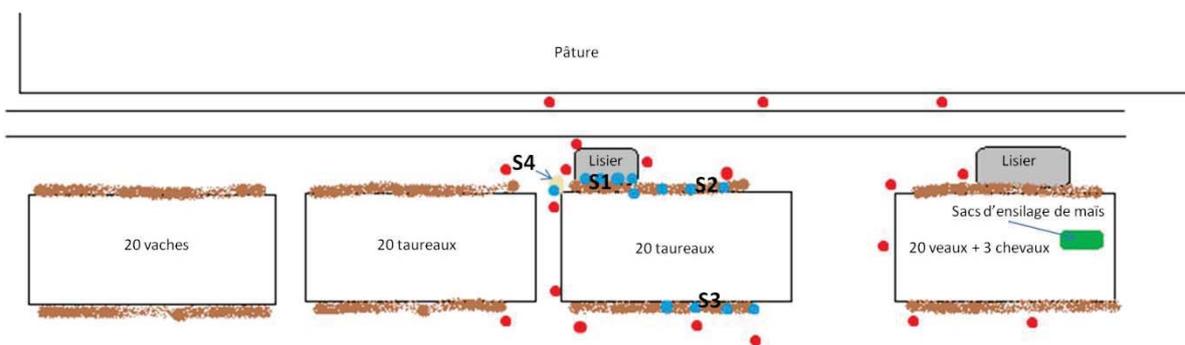
Figure 25 : Plan du Wangpo elephant camp, Saiyok, Kanchanaburi (14°7'N, 99°9'E) - KEC



Légende :

- Piège Vavoua
- Piège à émergence
- S1** Bouses d'éléphants mélangées à des refus d'ananas
- S2** Tas d'herbe sèche proche de boue
- S3** Herbe verte à même le sol
- S4** Bouses d'éléphants mélangées à de la terre retournée

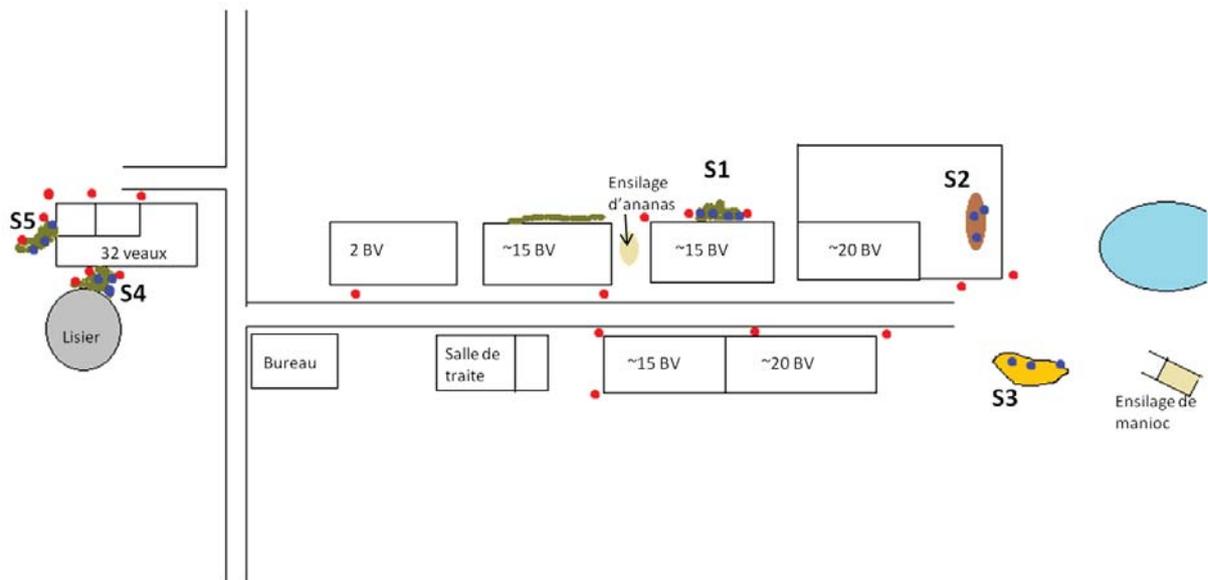
Figure 26 : Plan du Beef Cattle Kamphaeng Saen Campus, Nakhon Pathom (14°8'N, 99°58'E) - KBC



Légende :

- Piège Vavoua
- Piège à émergence
- S1** Boues de lisier orientées Nord
- S2** Boues de lisier orientées Sud
- S3** Croûtes de lisier
- S4** Tas de fumier de moins d'1 m<sup>2</sup>

Figure 27 : Plan du Dairy research center, Kamphaeng Saen Campus, Nakhon Pathom (14°8'N, 99°58'E) - KDC



Légende :

- Piège Vavoua
- Piège à émergence
- S1** Croûtes de lisier de vaches
- S2** Tas de fumier de vaches à forte composante de bouse
- S3** Tas de paille en décomposition
- S4** Boues de lisier de veaux
- S5** Boues de lisier de veaux



## Mise en place d'un élevage de *Stomoxys calcitrans* et de *Stomoxys indicus* et Etude des sites de développement larvaire de *Stomoxys indicus* en Thaïlande

### RESUME

Les stomoxes sont des mouches hématophages. Il en existe 18 espèces dont une seule est cosmopolite, *Stomoxys calcitrans*, les autres espèces vivant dans des régions plus tropicales. Elles sont des vecteurs mécaniques de nombreuses maladies, comme par exemple la trypanosomose animale. Cette étude s'intéresse en particulier à *S. calcitrans* et *S. indicus* en Thaïlande, avec un essai de mise en place d'un élevage de ces deux espèces au laboratoire d'entomologie de Kasetsart University, Bangkok, et l'étude de sites de développement larvaire de *S. indicus* dans quatre fermes de Thaïlande.

La mise en place d'un élevage de *S. calcitrans* et *S. indicus* a montré quelques difficultés. Bien que de nombreux adultes des deux espèces aient été capturés, leur survie aux conditions artificielles d'élevage n'a pas été maîtrisée. En effet, après modifications de la température, l'humidité relative, ou encore la source du repas sanguin, les mouches ont continué à mourir sans pour autant se reproduire.

L'étude des sites de développement larvaire de *S. indicus* a montré que les larves de cette espèce tout comme celles de *S. calcitrans*, se développent dans du fumier, et des végétaux en décomposition. Pour être complet dans la description de ces gîtes larvaires, d'autres études doivent être menées.

**Mots-clés** : *Stomoxys indicus*, *Stomoxys calcitrans*, élevage, sites développement larvaire, Thaïlande.

---

## Setting up of a breeding of *Stomoxys indicus* and *Stomoxys calcitrans* and Study of *Stomoxys indicus* larval development medium in Thailand

### ABSTRACT

Stable flies are hematophagous flies. There are 18 species, but only one is cosmopolitan, *Stomoxys calcitrans*, the other live in tropical areas. They are mechanical vectors for lots of diseases, as the trypanosomosis. This study focuses on *S. calcitrans* and *S. indicus*, with a setting up of a rearing of these two species at the entomology laboratory of Kasetsart University, Bangkok, and the study of the larval development sites of *S. indicus* in four Thai farms.

The setting up of a *S. calcitrans* and *S. indicus* rearing was not successful. Even if numerous flies were caught, their survival in artificial conditions was not controlled. Indeed, retrofitting the temperature, the relative humidity, the blood feeding mean was not enough to stop their dead.

The *S. indicus* larval development sites study showed that the larvae of this species as those of *S. calcitrans*, develop themselves in manure, and in decaying vegetation. In order to be complete in the larval sites description, other studies need to be proceeded.

**Keywords**: *Stomoxys indicus*, *Stomoxys calcitrans*, rearing, larval development sites, Thailand.