

MISE EN PLACE DE LA SURVEILLANCE ENTOMOLOGIQUE DU VIRUS WEST NILE EN GUADELOUPE, EN 2004

THESE
Pour obtenir le grade de
DOCTEUR VETERINAIRE

DIPLOME D'ETAT

*présentée et soutenue publiquement en 2006
devant l'Université Paul Sabatier de Toulouse*

par

Jennifer, Anne PRADEL
Née le 16 août 1979, à Maisons Laffitte

Directeur de thèse : M. Philippe JACQUIET

JURY

PRESIDENT :

M. Henri DABERNAT

Professeur à l'Université Paul Sabatier de TOULOUSE

ASSESEURS :

M. Philippe JACQUIET

Maître de conférence à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

M. Stéphane BERTAGNOLI

Maître de conférence à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

MEMBRES INVITES :

M. Thierry LEFRANCOIS

Chercheur au CIRAD-EMVT de Guadeloupe

M. Jean HARS

Vétérinaire inspecteur de la Santé publique vétérinaire à l'Office National de la Chasse et de la Faune Sauvage.

M. Laurent MONNEREAU

Maître de conférence à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

MINISTÈRE DE L'AGRICULTURE ET DE LA PÊCHE
ÉCOLE NATIONALE VÉTÉRINAIRE DE TOULOUSE



Directeur	: M.	P. DESNOYERS
Directeurs honoraires.....	: M.	R. FLORIO
	M.	J. FERNEY
	M.	G. VAN HAVERBEKE
Professeurs honoraires.....	: M.	A. BRIZARD
	M.	L. FALIU
	M.	C. LABIE
	M.	C. PAVAU
	M.	F. LESCURE
	M.	A. RICO
	M.	A. CAZIEUX
	Mme	V. BURGAT
	M.	D. GRIESS
	M.	J. CHANTAL
	M.	J.-F. GUELFY
	M.	M. ECKHOUTTE

PROFESSEURS CLASSE EXCEPTIONNELLE

- M. **CABANIE Paul**, *Histologie, Anatomie pathologique*
- M. **DARRE Roland**, *Productions animales*
- M. **DORCHIES Philippe**, *Parasitologie et Maladies Parasitaires*
- M. **TOUTAIN Pierre-Louis**, *Physiologie et Thérapeutique*

PROFESSEURS 1ère CLASSE

- M. **AUTEFAGE André**, *Pathologie chirurgicale*
- M. **BODIN ROZAT DE MANDRES NEGRE Guy**, *Pathologie générale, Microbiologie, Immunologie*
- M. **BRAUN Jean-Pierre**, *Physique et Chimie biologiques et médicales*
- M. **DELVERDIER Maxence**, *Histologie, Anatomie pathologique*
- M. **EUZEBY Jean**, *Pathologie générale, Microbiologie, Immunologie*
- M. **FRANC Michel**, *Parasitologie et Maladies Parasitaires*
- M. **MARTINEAU Guy-Pierre**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de basse-cour*
- M. **MILON Alain**, *Pathologie générale, Microbiologie, Immunologie*
- M. **PETIT Claude**, *Pharmacie et Toxicologie*
- M. **REGNIER Alain**, *Physiopathologie oculaire*
- M. **SAUTET Jean**, *Anatomie*
- M. **SCHELCHER François**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de basse-cour*

PROFESSEURS 2e CLASSE

- Mme **BENARD Geneviève**, *Hygiène et Industrie des Denrées Alimentaires d'Origine Animale*
- M. **BERTHELOT Xavier**, *Pathologie de la Reproduction*
- M. **CONCORDET Didier**, *Mathématiques, Statistiques, Modélisation*
- M. **CORPET Denis**, *Science de l'Aliment et Technologies dans les industries agro-alimentaires*
- M. **DUCOS Alain**, *Zootecnie*
- M. **DUCOS DE LAHITTE Jacques**, *Parasitologie et Maladies parasitaires*
- M. **ENJALBERT Francis**, *Alimentation*
- M. **GUERRE Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*
- Mme **KOLF-CLAUW Martine**, *Pharmacie -Toxicologie*
- M. **LEFEBVRE Hervé**, *Physiologie et Thérapeutique*
- M. **LIGNEREUX Yves**, *Anatomie*
- M. **PICAVET Dominique**, *Pathologie infectieuse*

PROFESSEUR ASSOCIE

- M. **HENROTEAUX Marc**, *Médecine des carnivores*

INGENIEUR DE RECHERCHES

- M. **TAMZALI Youssef**, *Responsable Clinique équine*

PROFESSEURS CERTIFIES DE L'ENSEIGNEMENT AGRICOLE

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

MAÎTRE DE CONFÉRENCES HORS CLASSE

M. **JOUGLAR Jean-Yves**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de basse-cour*

MAÎTRE DE CONFERENCES CLASSE NORMALE

M. **ASIMUS Erik**, *Pathologie chirurgicale*
M. **BAILLY Jean-Denis**, *Hygiène et Industrie des Denrées Alimentaires d'Origine Animale*
M. **BERGONIER Dominique**, *Pathologie de la Reproduction*
M. **BERTAGNOLI Stéphane**, *Pathologie infectieuse*
Mme **BOUCRAUT-BARALON Corine**, *Pathologie infectieuse*
Mlle **BOULLIER Séverine**, *Immunologie générale et médicale*
Mme **BOURGES-ABELLA Nathalie**, *Histologie, Anatomie pathologique*
M. **BOUSQUET-MELOU Alain**, *Physiologie et Thérapeutique*
Mme **BRET-BENNIS Lydie**, *Physique et Chimie biologiques et médicales*
M. **BRUGERE Hubert**, *Hygiène et Industrie des Denrées Alimentaires d'Origine Animale*
Mlle **CADIERGUES Marie-Christine**, *Dermatologie*
Mme **CAMUS-BOUCLAINVILLE Christelle**, *Biologie cellulaire et moléculaire*
Mme **COLLARD-MEYNAUD Patricia**, *Pathologie chirurgicale*
Mlle **DIQUELOU Armelle**, *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*
M. **DOSSIN Olivier**, *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*
M. **FOUCRAS Gilles**, *Pathologie du bétail*
Mme **GAYRARD-TROY Véronique**, *Physiologie de la Reproduction, Endocrinologie*
M. **GUERIN Jean-Luc**, *Productions animales*
Mme **HAGEN-PICARD Nicole**, *Pathologie de la Reproduction*
M. **JACQUIET Philippe**, *Parasitologie et Maladies Parasitaires*
M. **JAEG Jean-Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*
M. **LYAZRHI Faouzi**, *Statistiques biologiques et Mathématiques*
M. **MARENDA Marc**, *Pathologie de la reproduction*
M. **MATHON Didier**, *Pathologie chirurgicale*
Mme **MESSUD-PETIT Frédérique**, *Pathologie infectieuse*
M. **MEYER Gilles**, *Pathologie des ruminants*
M. **MONNEREAU Laurent**, *Anatomie, Embryologie*
Mme **PRIYMENKO Nathalie**, *Alimentation*
Mme **RAYMOND-LETRON Isabelle**, *Anatomie pathologique*
M. **SANS Pierre**, *Productions animales*
Mlle **TRUMEL Catherine**, *Pathologie médicale des Equidés et Carnivores*
M. **VERWAERDE Patrick**, *Anesthésie, Réanimation*

MAÎTRE DE CONFERENCES CONTRACTUELS

M. **CASSARD Hervé**, *Pathologie du bétail*
N. **DESMAZIERES Louis-Marie**, *Clinique équine*
M. **LEON Olivier**, *Elevage et santé en productions avicoles et porcines*

MAÎTRE DE CONFERENCES ASSOCIE

M. **REYNOLDS Brice**, *Pathologie médicale des Equidés et Carnivores*

ASSISTANTS D'ENSEIGNEMENT ET DE RECHERCHE CONTRACTUELS

M. **CORBIERE Fabien**, *Pathologie des ruminants*
Mlle **LACROUX Caroline**, *Anatomie pathologique des animaux de rente*
Mme **MEYNADIER-TROEGELER Annabelle**, *Alimentation*
M. **MOGICATO Giovanni**, *Anatomie, Imagerie médicale*
Mlle **PALIERNE Sophie**, *Chirurgie des animaux de compagnie*

DEDICACES

A Monsieur le professeur Henri DABERNAT,

Professeur des universités

Praticien hospitalier

Bactériologie - virologie

qui nous a fait le très grand honneur d'accepter la présidence du jury de notre thèse.

A Monsieur le Docteur Philippe JACQUIET,

Maître de conférences de l'Ecole Nationale vétérinaire de Toulouse

Parasitologie et maladies parasitaires

Que nous remercions sincèrement d'avoir accepté de diriger notre travail et à qui nous manifestons notre gratitude pour son écoute et les conseils qu'il nous a adressés.

A Monsieur le Docteur Stéphane BERTAGNOLI

Maître de conférence de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

Pathologie infectieuse

A qui nous adressons toute notre reconnaissance pour l'accueil bienveillant qu'il nous a toujours réservé et pour l'intérêt qu'il a porté à notre travail.

A Monsieur le Docteur Thierry LEFRANCOIS

Chercheur au Centre de Coopération Internationale pour la Recherche en Agronomie et le Développement, Département Elevage et Médecine Vétérinaire Tropicale de Guadeloupe
Que nous remercions pour la qualité de son encadrement et pour l'appui scientifique qu'il a apporté à notre travail, sincères remerciements.

A Monsieur le Docteur Jean HARS

Vétérinaire Inspecteur de la Santé publique Vétérinaire à l'Office National de la Chasse et de la Faune Sauvage

Que nous remercions d'avoir accepté de faire partie de ce jury de thèse et pour l'intérêt qu'il a manifesté à notre travail, hommages respectueux.

A Monsieur le Docteur Laurent MONNEREAU

Maître de conférence de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

Anatomie, embryologie

Que nous remercions d'avoir bien voulu faire partie de notre jury, pour la bienveillance qu'il a manifesté à notre égard.

A la mémoire de Mme le Docteur Frédérique MESSUD- PETIT

Maître de Conférence à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

Pathologie infectieuse

En remerciement de l'intérêt qu'elle a porté à la réalisation de notre thèse et de l'enthousiasme qu'elle a manifesté pour nos projets. Qu'elle trouve ici la marque de notre reconnaissance pour l'enseignement original qu'elle nous a donné.

Je remercie le Centre de Coopération Internationale pour la Recherche en Agronomie et le Développement, Département d'Élevage et de Médecine Vétérinaire Tropicale (CIRAD-EMVT) et la Direction de la Santé et du Développement Social (DSDS) pour m'avoir accueillie au sein de leurs structures pour mon stage de CEAV-PARC.

Je tiens à remercier en particulier Thierry Lefrançois (CIRAD-EMVT) de m'avoir encadrée et conseillée au cours de ce stage. Mes remerciements vont également à Dominique Martinez (CIRAD-EMVT) et Joël Gustave (responsable du service de démoustication de la DSDS).

Je remercie également Thierry Baldet (CIRAD-EMVT), Gilbert Legoff (IRD de Montpellier) et André Yebakima (DSDS de Martinique) pour m'avoir apporté leurs précieux conseils techniques et scientifiques et surtout pour m'avoir initiée au passionnant domaine de l'entomologie médicale !

Aux captureurs des équipes de contrôle de Grande Terre et de Basse Terre : Gabriel Anicet, Rosemond Geoffroy, Gaston Ali, Bernard Thicot, Jean Kissoun, José Pereranito, Cédric Ramdini, Claudine Aliane, Lydia Ebring, Myrienne Mabialah, Mrs. Cohési et Fabriano pour leur agréable compagnie pendant de mémorables soirées de capture !!

Je tiens à remercier également Rosalie Aprelon (CIRAD-EMVT) pour son aide remarquable à la contention des volailles les plus réticentes, pour m'avoir fait partager son expérience de terrain et pour avoir contribué avec les autres membres du personnel du CIRAD à rendre mon stage plus agréable.

Enfin, je remercie Sophie Molia (CIRAD-EMVT) pour l'accueil qu'elle m'a réservé et l'appui qu'elle m'a toujours manifesté !

A Maëlle,
A tout ce que tu m'as apporté, ton soutien sans faille et ton humour,
A la place particulière que tu occupes dans ma vie...

A Jan et Oma Jonker

A 'man et 'pa !!!! Que vous trouviez l'expression de ma tendre affection et du profond respect que j'ai pour vous... Merci de m'avoir toujours fait confiance, toujours apporté votre soutien et toujours encouragée quelles qu'étaient les circonstances!

A Madeleine ma super sister!! J'espère avoir d'autres occasions de suivre les feux de l'actualité en ta compagnie! Merci d'avoir toujours été là, de m'avoir soutenue aussi quand j'en avais besoin et surtout d'être si différente de moi, sinon, la vie aurait été insupportable !

A Marije, mon autre super sister ! Aux mémorables moments passés en Guadeloupe, mais surtout aux futurs autres, j'espère !

A Anouk... une personne d'exception. Je te remercie infiniment d'être venue frapper à ma porte, il y a un certain temps (déjà !) et de m'avoir prise comme j'étais. J'ai appris avec toi que l'amitié existait et qu'on pouvait accorder parfois sa confiance dans certaines personnes.

A ma famille de partout : Philippe, Lee et Charlotte: the Bests in the West!! Thank you so much for your incredible sense of humour, for the souvenirs I keep preciousy, as occasions are rare, and above all, thank your for the love you gave to us. A Peter en Irene, Quinsy, Jerell, Mieke en Josseke, Opa et Oma Pradel, Nicolas et Jean Pierre, loin des yeux, près du cœur!!

A mes amis très chers : Stéphane, Marion, Sandra et Cécile, pour tout ce que vous m'avez apporté. En espérant que l'avenir nous réservera d'agréables surprises et surtout encore de nombreuses occasions de partager de mémorables moments avec espérons-le surtout du bonheur et des aventures!

A Aurélie et Nathalie, mes amies d'enfance et d'adolescence avec qui je n'ai pas grandi... malgré le temps qui passe, vous êtes toujours venues aux nouvelles, je voulais vous témoigner mon estime pour ça, en espérant que nous continuerons à nous voir régulièrement !!

A mes copains de promo du CEAV... compagnons d'une année inoubliable !!! Amélie, Kristina, Barbara, Galou, Céline, Mélanie et Serge, je ne vous souhaite que bonheur et succès aux quatre coins de la planète, en espérant que les occasions de se croiser ne se feront pas trop rares.

Aux personnes qui, en apportant un peu de leur pays avec eux à Toulouse, ont ensoleillé un peu plus mon quotidien. J'ai particulièrement apprécié votre ouverture d'esprit, votre joie de vivre et surtout votre simplicité !! Mendy, Guillem, Francesca, Melissa et Alex, Inge, Edurne et Lassina.

A Jean-Yves Bonnet, vous êtes pour beaucoup dans le métier que j'ai choisi d'exercer... Même si le chemin vers lequel je me suis dirigée est bien différent de l'initial, je n'oublie pas ce que j'ai acquis auprès de vous et de Salmiech.

A Jean Hars. Vous avez fortement contribué à mon orientation professionnelle et ce que je pensais être une expérience ponctuelle alors que je partais à la découverte des différentes facettes de notre beau métier s'est poursuivi bien au-delà de mes espérances ! Mais je tenais à vous remercier particulièrement pour avoir reconnu et valorisé mon travail, pour m'avoir intégrée dans vos équipes et surtout, pour m'avoir fait le plus beau baptême de montagne!

A mes maîtres de stage officiels ou officieux !

Eric Maerten, Sylvain Uriot, Olivier et Magalie, Marie Brouard, Drs Rouquette et Simon, John Keffuss, Monique Gauthier, Emmanuel Albina, Catherine Cetre -Sossah et Woubit, à M. et Mme Tonuitti, Jean Hars et Philippe Augé.

Je vous remercie pour tout ce que vous m'avez appris et la patience que vous avez eue à mon égard. Même si mes objectifs n'ont fait que changer, tout ce que j'ai acquis grâce à vous me servira un jour, que ce soit dans le domaine de la faune sauvage, de l'ornithologie, de l'apiculture, de l'équine, de la parasitologie, de la médecine des animaux de zoo, de la biologie moléculaire... En tous cas, je n'oublierai pas les bons moments passés en vos compagnies !

A Mme Brégis, M. Courbet, M. Grès, M. Perlick et Mme Combal, mes profs de lycée, collègue ou de musique à qui je dois également beaucoup, pour la qualité de leurs enseignements et, avant tout, leurs qualités humaines.

A Raph et Thomas que je remercie sincèrement d'avoir apporté leurs œil avisé à ce manuscrit !

A mes fidèles compagnons...

Farruca, Comète et Gribouille, Jojo et Aiguillette et leurs petits, à Titine, Georgette, Napoléon, Théophile et tous leurs poussins, Petit-Prince, Calypso, Pitou, Soléa et Maestoso, A Rebecca, Philippine et Benjamin, mangés par Sybiline, mais à Sybiline quand même.

Mais aussi à tous leurs petits et leurs gros malheurs qui ont suscité ma vocation, en particulier, je remercie Pitou d'avoir écrasé ce poussin anonyme et à ma très jeune assistante, Mado, qui m'a aidé à faire de lui le Quasimodo des volailles!!

A toutes mes plantes et leurs boutures, certaines revenues de loin, qui ont (sur)vécu au gré de ma vie d'étudiante et même à la canicule. Vous avez fait de mes apparts' des havres de paix !!

A tous mes vélos volés, je pense à vous où que vous soyez !!

TABLE DES MATIERES

DEDICACES	
DEDICACES	5
TABLE DES MATIERES	10
TABLE DES ILLUSTRATIONS	12
LISTE DES ANNEXES	12
LISTE DES SIGLES UTILISES	13
INTRODUCTION.....	14
1 GENERALITES SUR LE VIRUS WN.....	16
1.1 Taxonomie	16
1.2 Lignées et souches.....	16
1.3 Propriétés physico-chimiques.....	16
1.4 Physiopathologie	16
2 EPIDEMIOLOGIE.....	17
2.1 Répartition spatiale et temporelle	17
2.1.1 Emergence en Europe	17
2.1.2 Emergence sur le continent nord-américain.....	19
2.1.3 Situation dans la zone néotropicale.....	19
2.2 Cycle du virus WN.....	20
2.2.1 Réservoirs	20
2.2.2 Hôtes	21
2.3 Vecteurs : biologie et compétence vectorielle.....	21
2.3.1 Espèces vectrices principales	22
2.3.2 Compétence et capacité vectorielle.....	22
2.3.3 Cycle gonotrophique et période d'incubation extrinsèque.....	22
2.3.4 Vol d'oviposition et recherche d'hôte.....	23
2.4 Facteurs d'émergence	24
2.5 Cas de transmission directe	24
3 SYMPTOMES.....	25
3.1 Chez l'homme	25
3.2 Chez les chevaux	26
3.3 Chez les oiseaux	26
4 LESIONS.....	26
5 DIAGNOSTIC	27
5.1 Epidémioclinique et différentiel	27
5.2 Expérimental.....	27
5.2.1 Techniques sérologiques.....	28
5.2.2 Techniques virologiques	28
6 TRAITEMENT, LUTTE ET PREVENTION.....	28
6.1 Traitements et vaccination.....	28
6.2 Prévention.....	29
7 REGLEMENTATION.....	29
1 CONTEXTE	31
1.1 Géoclimatique	31
1.1.1 Présentation de l'archipel Guadeloupéen	31
1.1.2 Présentation des zones humides	31
1.2 Sanitaire	33

1.2.1	Zone endémique d'arboviroses	33
1.2.2	Risque d'introduction du virus WN	33
1.3	Surveillance du WN en Guadeloupe	33
1.3.1	Organisation des volets humain et vétérinaire	33
1.3.2	Résultats des volets humain et vétérinaire	33
1.3.3	Place du volet entomologique	34
2	ORGANISATION.....	34
2.1	Objectifs	34
2.2	Partenaires.....	34
2.3	Matériels et méthodes	34
2.3.1	Période de surveillance	35
2.3.2	Sites de capture	35
2.3.3	Fréquence de capture	35
2.3.4	Espèces ciblées.....	35
2.3.5	Techniques de capture.....	36
2.3.6	Identification des sites et des captures	39
2.3.7	Fiches de renseignement	39
2.3.8	Collecte des moustiques.....	39
2.3.9	Transport et identification des moustiques.....	40
2.3.10	Analyse virologique	40
2.4	Sensibilisation des propriétaires	40
2.5	Circulation des informations	41
2.6	Evaluation du système de surveillance	41
2.7	Mesures de prévention et de contrôle	41
3	RESULTATS	41
3.1	Fonctionnement du réseau	42
3.1.1	Choix des sites	42
3.1.2	Déroulement des captures	43
3.1.3	Durée des captures	43
3.1.4	Tri et identification des moustiques	43
3.2	Résultat des captures.....	44
3.2.1	Espèces capturées.....	44
3.2.2	Quantité de moustiques capturés.....	44
3.2.3	Fonctionnement des pièges	44
3.2.4	Influence de la localisation des sites	45
3.2.5	Captures sur Marie-Galante	47
3.2.6	Analyses de laboratoire	47
4	DISCUSSION	47
4.1	Bilan de la mise en place.....	47
4.2	Organisation de la surveillance	48
4.2.1	Sites.....	48
4.2.2	Diagnose des espèces.....	48
4.2.3	Horaires de capture	49
4.2.4	Utilisation des pièges	49
4.3	Etude de la population capturée	51
4.3.1	Représentativité de l'échantillon.....	51
4.3.2	Densité vectorielle	51
4.4	Vecteur de WN en Guadeloupe.....	52
4.4.1	Détermination du vecteur	52
4.4.2	<i>Culex nigripalpus</i> vecteur potentiel ?.....	52
	CONCLUSION/ PERSPECTIVES.....	54
	BIBLIOGRAPHIE.....	55
	M51 02	ii
	Suivi du prélèvement	v

TABLE DES ILLUSTRATIONS

Figures

<i>Fig.1 : Principaux épisodes de WN dans le monde.....</i>	<i>17</i>
<i>Carte 1 : Distribution du WN en Europe</i>	<i>18</i>
<i>Carte 2 : Statut des pays d'Amérique du Nord, Centrale, d'Amérique du Sud et des Caraïbes (en 2004).....</i>	<i>18</i>
<i>Tabl.1: Evolution du nombre de cas humains aux Etats-Unis depuis 1999.....</i>	<i>19</i>
<i>Fig.2 : Cycle naturel du virus et de la transmission aux hôtes accidentels</i>	<i>20</i>
<i>Carte 3 : Trajets migratoires des oiseaux empruntant la voie Caraïbes d'après Rappole et al., 2000.....</i>	<i>21</i>
<i>Fig.3 : Cycle gonotrophique d'un moustique femelle</i>	<i>23</i>
<i>Fig.4 : Cycle d'incubation extrinsèque du virus chez le vecteur</i>	<i>23</i>
<i>Fig.5 : Profils virémiques comparés de 10 ordres d'oiseaux d'après Komar et al., 2003</i>	<i>25</i>
<i>Cartes 4 et 5 : Petites Antilles et archipel Guadeloupéen</i>	<i>32</i>
<i>Carte 6 : Répartition des différents types de végétation en Guadeloupe [CIRAD-EMVT, Guadeloupe]</i>	<i>32</i>
<i>Tabl.2 : Biologie des vecteurs potentiels de Guadeloupe</i>	<i>35</i>
<i>Photo 1 : Piège à femelles gravides : principe de fonctionnement</i>	<i>37</i>
<i>Photo 2 : Piège à CO2 : principe de fonctionnement</i>	<i>37</i>
<i>Fig.6 : Aspirateur à bouche : principe de fonctionnement</i>	<i>38</i>
<i>Photo 3 : Utilisation des aspirateurs à bouche lors des captures sur appât humain.....</i>	<i>38</i>
<i>Photo 4 : Récupération des moustiques capturés dans un piège à CO2.....</i>	<i>38</i>
<i>Photo 5 : Séance d'identification au laboratoire.....</i>	<i>38</i>
<i>Tabl.3 : Caractéristiques des principaux sites d'étude.....</i>	<i>42</i>
<i>Carte 7 : Localisation des sites de capture.....</i>	<i>42</i>
<i>Tabl.4 : Planning des captures</i>	<i>43</i>
<i>Graph.1 : Espèces capturées dans l'ensemble des sites étudiés de mai à juillet.</i>	<i>44</i>
<i>Graph.2 : Evolution du rendement d'un piège en fonction de son type et du mois de capture.....</i>	<i>45</i>
<i>Tabl.5 : Nombre de moustiques capturés par type de piège.</i>	<i>45</i>
<i>Graph.3 : Nombre et proportion des espèces capturées selon le type de capture</i>	<i>46</i>
<i>Graph.4 : Contribution de chaque type de piège dans la capture de chaque espèce.....</i>	<i>46</i>
<i>Tabl.6 : Comparaison du nombre de moustiques capturés dans les sites proches de la forêt marécageuse (< 1km), et plus éloignés.....</i>	<i>46</i>
<i>Graph.5 : Comparaison de la proportion de moustiques capturés dans la forêt marécageuse et en dehors, selon l'espèce</i>	<i>47</i>
<i>Tableau N°7 : Résultat des captures à Marie Galante</i>	<i>47</i>

LISTE DES ANNEXES

<i>Annexe 1 : Fiche des codes d'identification.....</i>	<i>i</i>
<i>Annexe 2 : Fiche commémorative de site entomologique.....</i>	<i>iii</i>
<i>Annexe 3 : Fiche de capture.....</i>	<i>iv</i>
<i>Annexe 4 : Exemple de schématisation d'un site, disposition des pièges.....</i>	<i>vi</i>
<i>Annexe 5 : Critère de diagnose des espèces cibles et des principaux genres de moustiques -fiche établie en Guadeloupe.....</i>	<i>vii</i>
<i>Annexe 6 : Liste des espèces de moustiques trouvées infectés</i>	<i>xii</i>
<i>Annexe 7 : Gîtes larvaires des Culicidés en Guadeloupe – Type de gîte et salinité de l'eau.....</i>	<i>xiii</i>
<i>Annexe 8 : Biologie et distribution générale des Culicidés de Guadeloupe.....</i>	<i>xiv</i>

LISTE DES SIGLES UTILISES

Ae. : *Aedes*

AFSSA : Agence Française de Sécurité Sanitaire des Aliments

APMSS : Arrêté Préfectoral de Mise Sous Surveillance

BT : Basse Terre

CIRAD-EMVT : Centre de Coopération Internationale pour la Recherche en Agronomie et le Développement, Département d'Élevage et de Médecine Vétérinaire Tropicale.

Cx. : *Culex*

CEAV-PARC : Certificat d'Études Approfondies Vétérinaire- Pathologie Animale en Régions Chaudes.

CIRE : Cellule Inter - Régionale d'Epidémiologie

CDC: Centre for Diseases Control d'Atlanta (USA)

CNR : Centre National de Référence

De. : *Deinocerites*

DDASS : Direction Départementale des Actions Sanitaires et Sociales

DSDS : Direction de la Santé et du Développement Social

DDSV : Direction Départementale des Services Vétérinaires

DGAL : Direction Générale de l'Alimentation

DGS : Direction Générale de la Santé

ECP : Effets Cytopathiques

EJ : Encéphalite Japonaise

EID-Med : Entente Interdépartementale de Démoustication

ESL : Encéphalite de Saint Louis

FNO : Fièvre du Nil Occidental

FDC : Fédération Des Chasseurs

GC : Guadeloupe Continentale

GT : Grande Terre

HGB : Héron Garde Bœufs

InVS : Institut de Veille Sanitaire

IgG : Immunoglobuline G

IgM : Immunoglobuline M

IP : Institut Pasteur

LAV : Lutte Anti-Vectorielle

LVD : Laboratoire Vétérinaire Départemental

LCR : Liquide-Céphalo-Rachidien

MEM : Meningo-Encéphalo-Myélite

MG : Marie Galante

MRC : Maladie Réputée Contagieuse

Oc. : *Ochlerotatus*

ONCFS : Office National de la Chasse et la Faune Sauvage

PCO : Piège à CO₂

PFG : Piège à Femelles Gravides

PNG : Parc Naturel de Guadeloupe

RT-PCR : Reverse Transcription- Polymerase Chain Reaction

nRT-PCR : RT-PCR nichée

TBE : Encéphalite à tique

UAG : Université Antilles-Guyane

WN: West Nile

INTRODUCTION

La fièvre du Nil Occidental ou West Nile (WN) est une maladie virale à réservoir aviaire transmise par des moustiques à de nombreuses espèces, en particulier aux équidés et à l'homme, chez qui elle provoque des troubles de gravité variable (absence de symptômes, syndrome grippal, encéphalites, méningo-encéphalites...). Ce virus est également potentiellement dangereux pour plusieurs espèces d'oiseaux et peut constituer une menace pour la biodiversité, mais aussi pour l'élevage dans certaines régions. Enfin, cette Maladie est Réputée Contagieuse (MRC) chez les équidés en France et est donc soumise à une réglementation particulière. Chez les oiseaux le WN est une maladie à déclaration obligatoire depuis l'arrêté du 18 février 2006.

L'agent étiologique a été isolé pour la première fois chez une femme dans un état fébrile en Ouganda dans le district de West Nile en 1937 [Smithburn, 1940]. Longtemps cantonné aux régions chaudes de l'ancien monde, on le retrouve sur tous les continents : Afrique, Moyen-Orient, Europe, Asie, Océanie et depuis quelques années, dans le nouveau monde où il poursuit son extension [Hubalek et al., 1999]. Il a été observé sur le continent américain pour la première fois en 1999 [Lanciotti et al., 1999]. Certains auteurs parlent de maladie émergente car le nombre et la fréquence des épisodes augmentent sensiblement depuis une vingtaine d'années. Transmise par des vecteurs, son apparition dépend des conditions climatiques ; elle est saisonnière sous les climats tempérés (été - automne) et peut survenir toute l'année sous les tropiques, avec un risque accru pendant la saison des pluies, favorable au développement des moustiques.

L'apparition du WN en occident est un évènement majeur puisqu'il s'agit de la troisième arbovirose d'importance médicale introduite sur le continent, après la fièvre jaune et la dengue [Saluzzo et al., 2004]. La diffusion du virus en Amérique du Nord [O'Leary et al., 2004 ; CDC] et l'infection de quelques pays de la région Caraïbes dès 2002 pose d'une part, la question de l'impact du WN sur la biodiversité et d'autre part, celle de l'installation durable du virus dans ces zones néotropicales. La région Caraïbes pourrait constituer un relais pour l'infection d'oiseaux migrateurs en route vers l'Amérique du Sud et y apporter le virus.

L'archipel guadeloupéen, qui semble être une terre d'élection pour le virus WN- puisqu'on y trouve des vecteurs potentiels, des hôtes sensibles et un climat *a priori* favorable - a été concerné par un épisode de circulation viral en 2002 et 2003. Une surveillance épidémiologique a été mise en place en Guadeloupe afin de détecter une circulation virale précoce dans les populations humaines, aviaires et équine de l'archipel [Quirin et al, 2004 ; Pallavicini, 2004] ; le volet entomologique restait à mettre en place.

L'objectif du stage que j'ai effectué dans le cadre du Certificat d'Etude Approfondies Vétérinaire – Pathologie Animale en Régions Chaudes (CEAV-PARC) était de mettre en place ce volet entomologique avec les acteurs locaux et c'est de ce travail que nous rendons compte dans la présente thèse. La première partie sera consacrée à une présentation de la maladie, son épidémiologie et ses vecteurs. Dans la seconde partie, nous exposerons les objectifs et la mise en place de ce volet après une présentation succincte de la Guadeloupe, ainsi que les résultats préliminaires et un bilan de son fonctionnement. Nous terminerons par une discussion des améliorations qui pourraient être apportées pour assurer la pérennité d'un tel système en Guadeloupe.

RAPPELS BIBLIOGRAPHIQUES

1 Généralités sur le virus WN

1.1 Taxonomie

Le virus WN appartient à la famille des *Flaviviridae* et au genre *Flavivirus* qui regroupe de nombreux virus classés en 8 complexes taxonomiques ; le virus WN appartient à celui de l'Encéphalite Japonaise (EJ) [Calisher et al., 1989; Heinz et al., 2000]. Les *flavivirus* ont des propriétés antigéniques proches, en particulier ceux du complexe de l'EJ, ce qui est à l'origine de réactions croisées fréquentes [Calisher et al., 1989] entraînant des difficultés de diagnostic. Enfin, c'est un arbovirus transmis de manière biologique par des arthropodes hématophages.

C'est un virus à ARN positif, simple brin et enveloppé de 45 à 50 nm de diamètre. Le génome des *Flavivirus* est petit (11 000 à 12 000 nucléotides) et comporte deux régions non codantes aux extrémités 3' et 5'. Il code pour 10 protéines dont 3 structurales (protéines C, M et E) et 7 non structurales « NS » [Peterson et al., 2001 ; Brinton, 2002]. L'enveloppe dérive de la membrane cellulaire de l'hôte et contient 2 glycoprotéines. Les protéines E associées aux protéines M permettent l'adhésion aux cellules, le tropisme tissulaire, la stimulation des cellules immunitaires et la réplication. La présence de virus dans l'organisme d'un vertébré induit une réponse immunitaire de type humoral principalement, après une courte période de virémie.

1.2 Lignées et souches

Deux lignées de virus ont été mises en évidence par des analyses génétiques comparant les structures du gène codant pour la protéine E [Lanciotti, 1999 ; Platonov, 2001] ou de l'extrémité 3' de la protéine NS 5 [Sherret et al., 2001]. La *lignée I* regroupe les souches isolées en Afrique du Nord, de l'Ouest, en Afrique Centrale, en Europe de l'Est et du Sud, en France, en Inde, au Moyen-Orient et aux USA, ainsi que les virus Kunjin isolés en Australie. La *lignée II* regroupe celles qui ont été isolées en Afrique de l'Est, du Nord, Centrale et à Madagascar [Jia, 1999].

L'appartenance du virus à une lignée conditionnerait sa pathogénicité. Les souches de la *lignée I* seraient responsables des infections humaines aux formes cliniques graves et des mortalités aviaires, tandis que les souches de la *lignée II* ne seraient pas associées aux formes nerveuses [Peterson et al., 2001].

1.3 Propriétés physico-chimiques

Le virus WN est sensible à la chaleur, aux solvants des lipides et à la plupart des détergents. Sa résistance dans le milieu extérieur est donc théoriquement très faible. Cela est important pour l'épidémiologie mais également pour le diagnostic et la réalisation des prélèvements. La survie du virus dans un cadavre est donc probablement de courte durée¹.

1.4 Physiopathologie

La plupart des souches de WN sont responsables d'affections bénignes ou inapparentes mais certaines sont neuropathogènes et correspondent à celles que l'on voit émerger depuis quelques années. En particulier, les souches WN_{NY99} et 1st⁹⁸², sont très proches phylogénétiquement [Lanciotti et al., 1999; Giladi et al., 2001] et particulièrement virulentes,

¹ Cependant, des alligators en Floride auraient été infectés en consommant de viande de cheval infectée [Miller et al., 2003].

² Souche isolée à New York en 1999 et en Israël en 1998.

caractérisées par une neuroinvasivité et une neurovirulence plus importantes [Steele et al., 2000]. La diffusion des virus à travers les capillaires cérébraux pendant la phase de virémie est la voie communément établie, mais les mécanismes d'invasion du Système Nerveux Central (SNC) ne sont pas clairs. Le virus pourrait entrer plus ou moins facilement dans le SNC selon son pouvoir neuroinvasif, infectant d'abord le cerveau, les neurones puis la moelle épinière [Xiao et al., 2001].

Chez l'arthropode hématophage, le virus effectue ses cycles de réplication sans provoquer de lésions cellulaires et ne semble pas altérer la durée de vie de l'insecte. Par ailleurs, le virus ne provoque des Effets Cytopathiques (ECP) chez les vertébrés [Mondet et al., 2000].

2 Epidémiologie

2.1 Répartition spatiale et temporelle

L'habitat naturel du virus, étroitement lié à celui de son vecteur principal, est très varié et fait du virus WN le *flavivirus* le plus ubiquiste. Les épidémies peuvent survenir dans des zones rurales ou urbanisées, dans des zones humides comme les deltas des fleuves [Platonov et al., 2001; Murgue et al., 2001], ou au contraire plus sèches : Sénégal [Traore-Lamizana et al., 2001], département du Var en France [Durand et al., 2005], Californie [Reisen et al., 2004], plateaux secs sud-africains [Jupp et al., 2001].

Depuis une quinzaine d'années, les épisodes nerveux de WN chez l'homme se multiplient (cf. fig.1). Les gravités des épisodes roumain, américain, russe et israélien sont sans précédent et les oiseaux sont de nouvelles victimes [Lanciotti et al., 1999].

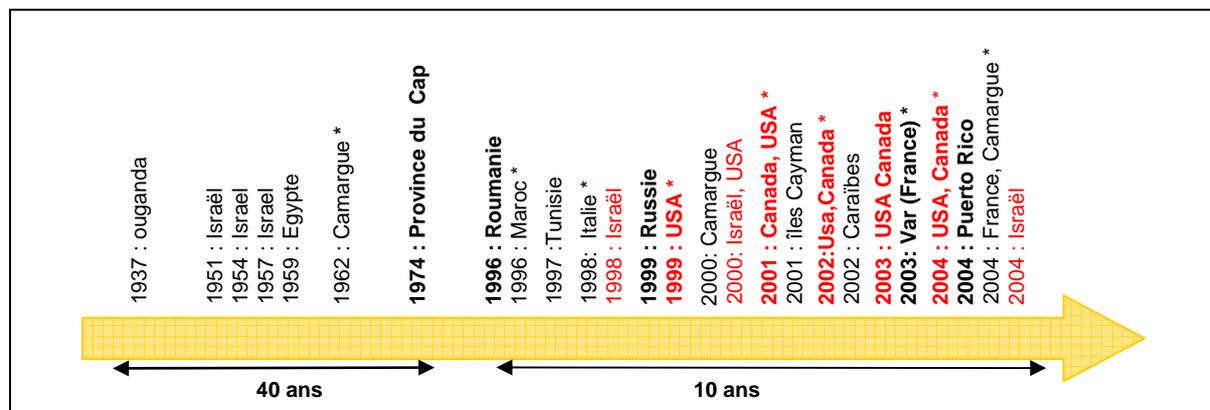
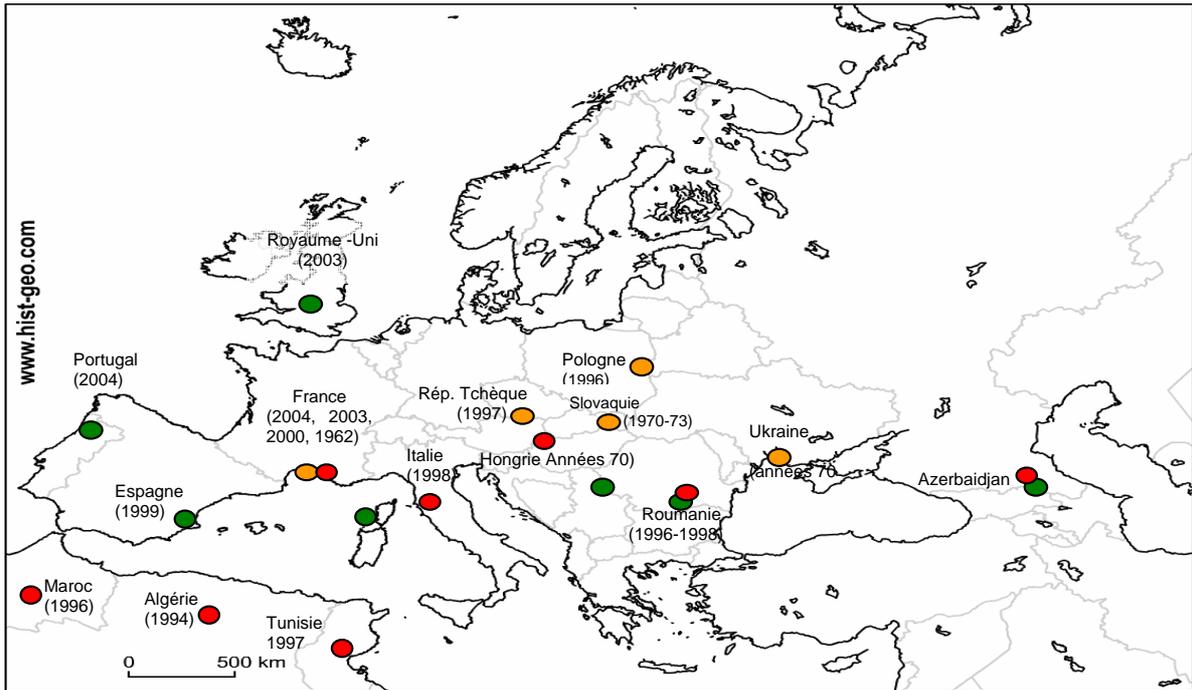


Fig. 1 : Principaux épisodes de WN dans le monde.

Légende : * : cas équin, en gras : cas humains, en rouge : mortalité aviaire. Autre : épidémies de fièvre ou mise en évidence sérologique.

2.1.1 Emergence en Europe

Les foyers ou les traces de circulation de WN en Europe depuis 1962 sont représentés sur la carte 1 (carte issue de Murgue et al., 2001, actualisée ici à 2004). La circulation de WN en Europe est sporadique dans plusieurs pays. En France, la maladie est apparue en Camargue en 2000 alors qu'elle n'avait pas été observée depuis 1965. La surveillance mise en place en 2001 a permis de déceler une circulation régulière du virus à bas bruit [Hars et al., 2002, 2003 et 2004] avec parfois l'apparition d'épizooties ou de cas humains sporadiques [Durand et al., 2005].



Carte 1 : Distribution du WN en Europe

Les points verts représentent les mises en évidence sérologiques ; les points orange : les cas équins et les points rouges : les cas humains.



Carte 2 : Statut des pays d'Amérique du Nord, Centrale, d'Amérique du Sud et des Caraïbes (en 2004)

En rouge : pays, états ou départements infectés. En gris : zones indemnes ou sans données de surveillance WN.

2.1.2 Emergence sur le continent nord-américain

Observé pour la première fois en 1999 dans l'Est des Etats-Unis, le WN s'est étendu à l'ensemble des Etats-Unis (cf. tabl.1) [CDC₃ ; O'Leary et al., 2004]. En 2004, deux états n'ont encore jamais connu de circulation virale : Hawaï et l'Alaska. Cela illustre la grande capacité d'adaptation du virus qui a trouvé localement vecteurs et hôtes amplificateurs pour l'entretien de son cycle.

Tabl.1: Evolution du nombre de cas humains aux Etats-Unis depuis 1999

ANNEE	NOMBRE D'ETAT ATTEINTS	NOMBRE DE CAS	NOMBRE DE MORTS	Ref
1999	4	62	7	CDC ₃
2000	16	21	2	CDC ₃
2001	27	66	9	O'Leary et al., 2002
2002	44	4156	284	CDC ₃
2003	46	9862	215	CDC ₃
2004	40	2282	77	CDC ₃

Il s'est également propagé au Canada dès août 2001, à partir de l'Ontario [Garmendia et al. 2000]. La surveillance mise en place dans les provinces du Canada a permis de détecter le virus jusqu'en Alberta en 2005.

2.1.3 Situation dans la zone néotropicale.

Comme le montre la carte 2, le WN s'est étendu au-delà des frontières américaines vers le sud. On le retrouve dès 2001 en Amérique Centrale, au Mexique, sur des oiseaux sédentaires [Ulloa et al., 2003; Farfan-Ale et al., 2004; Fernandez-Salas et al., 2003], les premières preuves d'infection équine sont apportées en 2002 dans les états de Coahuila et du Yucatan [Blitvich et al., 2003 ; Lorono-Pino et al., 2003], puis plus largement en 2003. Les premiers cas humains, peu nombreux et asymptomatiques, surviennent en octobre 2003 (Sonora et Chihuahua) [Promed 08-10-03 & Promed 05-09-04].

D'autres pays d'Amérique Centrale sont également concernés : au Salvador, des séropositifs équins et quelques cas cliniques sont mis en évidence en 2002 et 2003 [Promed 04-05-03 & Promed 09-09-02]. Au Belize, aucune circulation n'a été mise en évidence lors des enquêtes sérologiques effectuées sur des oiseaux sauvages en 2002 et 2003 mais la première preuve de circulation dans le pays est un cas équin survenant fin octobre 2003 [OIE].

Dans les Caraïbes, la circulation de WN a été mise en évidence à partir de 2002 : au printemps, sur des oiseaux résidents de Jamaïque [Dupuis et al., 2003] ; en novembre sur des oiseaux sédentaires de République Dominicaine [Komar et al., 2003] et entre juin et novembre en Guadeloupe sur des équidés et des volailles [Quirin et al. 2004]. Une enquête sérologique réalisée à Puerto Rico en 2002 sur des oiseaux sauvages avait détecté un oiseau migrateur positif [Dupuis et al., 2003]. A Puerto Rico, le virus circule sur des oiseaux sédentaires, puis des chevaux sentinelles en 2004 [Promed 09-06-04 & Promed 20-06-04]. Aucun cas humain n'a été confirmé dans la région, seule une suspicion a été faite en 2001 dans les îles Cayman.

La circulation du virus dans les zones néotropicales, où les conditions climatiques et la présence de vecteurs potentiels sont *a priori* favorables à une circulation régulière, représente une menace réelle pour l'Amérique du Sud, où le virus a déjà commencé à circuler, sur des chevaux en Colombie en 2004 [Mattar et al., 2005]. Avant cela, des enquêtes sérologiques

aviaires au Brésil n'avaient pas permis de détecter de circulation virale en 2004 [Promed 30-10-04 & Promed 31-10-04].

2.2 Cycle du virus WN

Le cycle est complexe car il fait intervenir de nombreux acteurs. L'amplification du virus (cycle enzootique) s'effectue entre oiseaux et moustiques ornithophiles, du genre *Culex* principalement. Un "cycle" accidentel (épizootique) peut se produire entre des moustiques passerelles, aux préférences trophiques opportunistes (ornithophile et mammophile) et des mammifères (cf. fig. 2).

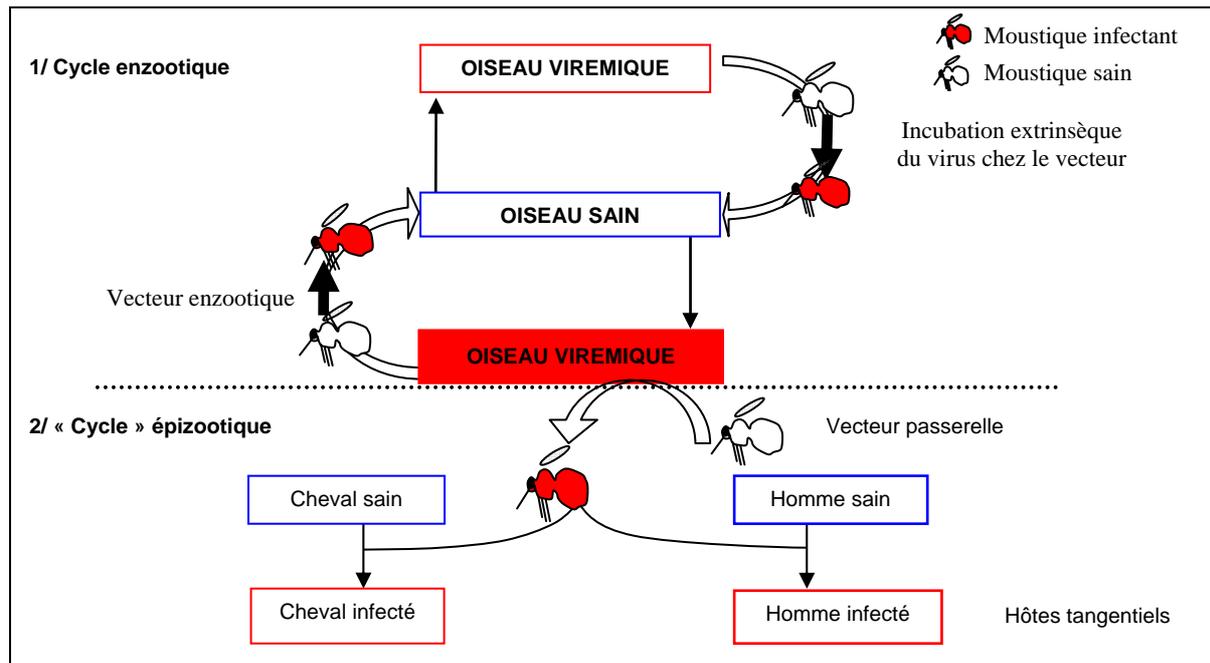
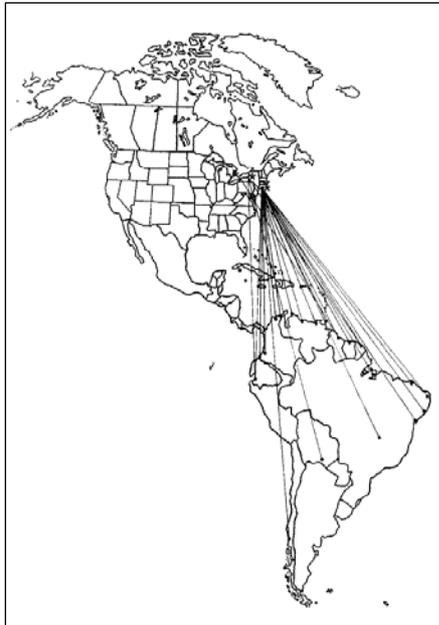


Fig.2 : Cycle naturel du virus et de la transmission aux hôtes accidentels

2.2.1 Réservoirs

Le virus est bien adapté aux oiseaux chez qui l'infection n'entraîne pas, le plus souvent, de trouble ou de mortalité. La virémie chez les oiseaux est plus longue et plus forte que chez les mammifères, mais son amplitude et sa durée varient avec l'espèce, quelques-unes seulement constituent des réservoirs [Komar et al., 2003 ; Mondet, 2000].

Les oiseaux migrateurs parcourent des centaines voire des milliers de kilomètres en quelques jours. Leur rôle dans l'introduction et la dissémination du virus est couramment admis par la communauté scientifique [Rappole et al., 2000 ; Marfin et al., 2001] et récemment confirmé par les travaux de modélisation de Peterson et al., 2003. Les oiseaux suivent des axes précis : sur le continent américain par exemple, trois axes sont connus : l'axe Atlantique, l'axe circumgolfe (ou la voie du Mississippi) et l'axe Caraïbes (cf. carte 3) où, à l'automne, les oiseaux qui viennent du Nord - Est des USA et du Canada, font escale dans la région Caraïbes pour y nicher ou rejoindre ensuite l'Amérique du Sud, avant de repartir au printemps suivant vers le nord.



Des espèces autochtones peuvent servir de relais pour l'amplification virale en l'absence des oiseaux migrateurs, mais l'identification des réservoirs est difficile. Plus de 150 espèces ont été trouvées infectées par le virus aux États-Unis depuis 1999 [Malkinson et al., 2002]. Un réservoir doit être capable de développer, après s'être infecté par un vecteur, une virémie suffisamment longue et forte pour permettre l'infection d'un autre vecteur. Les passériformes et les charadriiformes semblent être les plus compétents ; le geai bleu (*Cyanocitta cristata*), le quiscale bronzé (*Quiscalus quiscula*), le pinson (*Carpodacus mexicanus*), la corneille américaine (*Corvus brachyrhynchos*) et le moineau domestique (*Passer domesticus*) semblent être les principaux hôtes amplificateurs du virus aux USA [Komar et al., 2003].

Carte 3 : Trajets migratoires des oiseaux empruntant la voie Caraïbes d'après Rappole et al., 2000

Les mammifères sont généralement de mauvais réservoirs car leur virémie est faible et courte, à l'exception des lémuriniens qui pourraient jouer un rôle dans l'entretien d'un cycle à Madagascar, où des espèces de culicidés sont connues pour piquer à la fois l'homme et les lémuriniens [Rhodain et al., 1985].

Enfin, les moustiques peuvent aussi servir de réservoir car les femelles infectées peuvent transmettre le virus aux générations suivantes, par voie trans-ovarienne. Ainsi la survie à l'hiver de formes infectées (larves, œufs ou adultes) peut être à l'origine d'un redémarrage du cycle au printemps suivant (overwintering) [Baquar et al., 1993].

2.2.2 Hôtes

Les chevaux sont régulièrement touchés en France [Mouchet, 1970 ; Murgue et al., 2001, Durand et al., 2005], au Maroc [Abdelhaq, 1996], en Italie [Cantile et al., 2000] et aux États-Unis [Trock et al., 2001]. De nombreuses espèces peuvent être infectées et développer des signes cliniques comme les bovins [Blitvich et al., 2003], les ovins, les caprins, les chiens, les loups [Lichtensteiger et al., 2003], les chats, les lémuriniens [Beasley et al., 2002], les chauve-souris, les tortues (*Clemmys Caspica*) [Lasowski et al., 1969], les alligators [Miller et al., 2003], les crocodiles (*Crocodylus Niloticus*) [Steinman et al. 2003] et certains singes [Ratterre et al., 2003, Olberg et al., 2004].

Les crocodyliens, pourraient selon certains auteurs jouer un rôle d'amplificateur dans le cycle du virus WN [Klenk et al., 2004].

2.3 Vecteurs : biologie et compétence vectorielle.

La transmission du WN nécessite un vecteur, le plus souvent un moustique, mais les tiques pourraient avoir un rôle important dans certaines zones chaudes et sèches [Lawrie et al., 2004 ; Hubalek et al., 1999, Anderson et al., 2003].

2.3.1 Espèces vectrices principales

Seules quelques espèces de moustiques sont vectrices comme *Culex pipiens* Linnaeus dans les zones urbaines des zones tempérées, *Culex restuans* Theobald et *Culex salinarius* Coquillett aux USA, mais aussi *Culex nigripalpus* Theobald en Floride [Rutledge et al., 2003], *Culex quinquefasciatus* Say en Californie [Reisen et al., 2004], *Culex modestus* Ficalbi en zone rurale en France [Mouchet et al., 1970] et *Culex univittatus* Theobald au Moyen-Orient.

Aux Etats-Unis, 60 espèces de moustiques ont été trouvées infectées par le virus WN [CDC₁] (cf. annexe 6). Cela dépend en effet de leur compétence vectorielle et de nombreux autres facteurs comme nous allons le voir.

2.3.2 Compétence et capacité vectorielle

Une espèce est compétente si elle est capable, en laboratoire, de s'infecter à partir d'un individu virémique, de permettre la multiplication de l'agent pathogène et de le transmettre à un individu sain. La capacité vectorielle (C) est la capacité d'une espèce donnée à transmettre le virus dans un environnement donné. C'est aussi le taux de contacts quotidien potentiellement infectieux entre hôte et vecteur. Elle dépend de la durée de vie, de la densité agressive des vecteurs et de la durée de la période d'incubation extrinsèque (cf. formule suivante, initialement élaborée par Garrett Jones pour le paludisme reprise dans Reiter, 1988):

$$C = \frac{m \cdot a^2 \cdot p^n}{-\ln p}$$

C = Capacité vectorielle
m = nombre de vecteurs/hôte
a = nombre de repas sanguin pris par un vecteur / hôte / jour
ma = densité agressive
p = taux de survie quotidien des vecteurs
n = nombre de jours séparant l'infection du vecteur et sa capacité à transmettre le virus (ou période d'incubation extrinsèque)

Elle dépend de facteurs intrinsèques (génétiques) qui déterminent les préférences trophiques du moustique et les barrières physiologiques qui conditionnent la capacité du moustique à s'infecter oralement, à multiplier le virus dans l'intestin et à devenir infectant. La capacité vectorielle dépend aussi des facteurs extrinsèques qui influencent les contacts hôte – vecteur comme la densité et l'âge de la population vectorielle, les conditions environnementales (qui agissent sur l'agressivité et la longévité des vecteurs et sur la population d'hôtes) [Hardy et al., 1983]. De plus, des barrières dose- et température- dépendantes régularaient la sensibilité à l'infection orale et la capacité à transmettre le virus [Hardy et al., 1983]. Une espèce compétente en laboratoire peut donc être incapable de transmettre le virus dans la nature. De la même façon, une espèce faiblement compétente peut constituer le vecteur principal. L'intervention de nombreux facteurs rend l'identification des vecteurs longue et difficile.

2.3.3 Cycle gonotrophique et période d'incubation extrinsèque

L'étude des arboviroses doit tenir compte de la biologie de reproduction et de nutrition des vecteurs (ou cycle gonotrophique, cf. fig.3) car il est étroitement lié à la transmission du virus. Après l'accouplement, qui a lieu en général une seule fois après l'émergence de l'adulte, la femelle part à la recherche d'un hôte pour prendre un repas sanguin dont les protéines sont nécessaires à la maturation complète des œufs et à la ponte. Pendant la digestion, la femelle passe par plusieurs « stades gonotrophiques » définis selon le volume de l'abdomen occupé par les œufs et le sang: gorgée³, semi-gravide⁴ et gravide⁵. Après la ponte, la femelle part à la

³ Le sang occupe tout l'abdomen et n'a pas encore été digéré.

⁴ Les œufs occupent la moitié de l'abdomen, le sang a été digéré en partie.

⁵ Tout le sang a été digéré, les œufs occupent toute la place et la femelle est prête à pondre.

recherche d'un nouvel hôte pour effectuer un nouveau cycle, et ainsi de suite. L'incubation extrinsèque du virus s'effectue pendant la digestion si le premier repas était infectant (cf. fig.4). Si ce cycle est plus rapide que le cycle gonotrophique, la femelle peut transmettre le virus lors du repas suivant.

En fonction de l'espèce de moustique et des conditions de température, la période d'incubation extrinsèque et la durée du cycle gonotrophique sont variables. Plus la période d'incubation extrinsèque est courte, plus les chances de transmission du virus sont grandes.

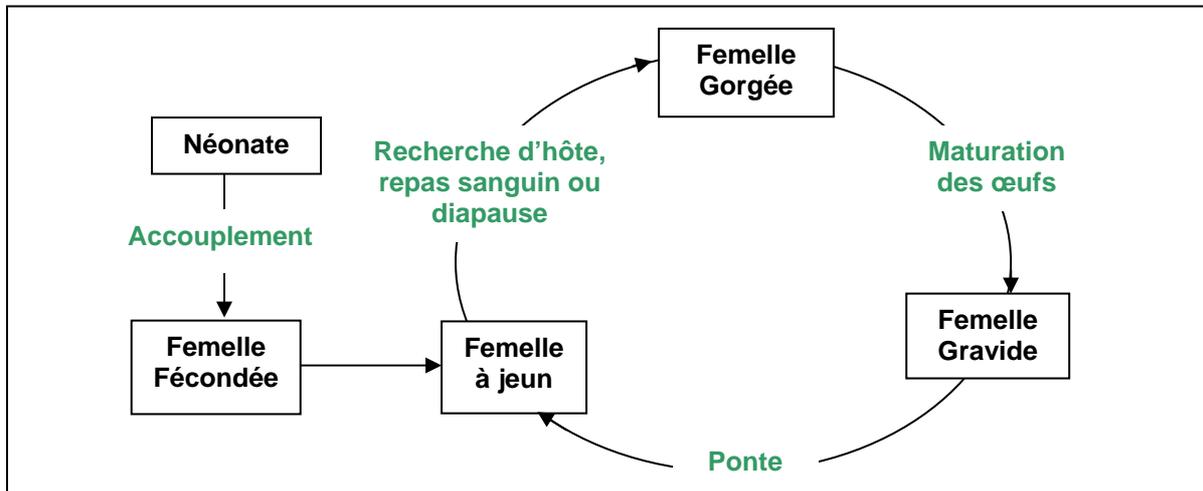


Fig.3 : Cycle gonotrophique d'un moustique femelle

La figure 4 représente les étapes de contamination, multiplication, dissémination et transmission du virus chez un vecteur compétent [Turell et al., 2002].

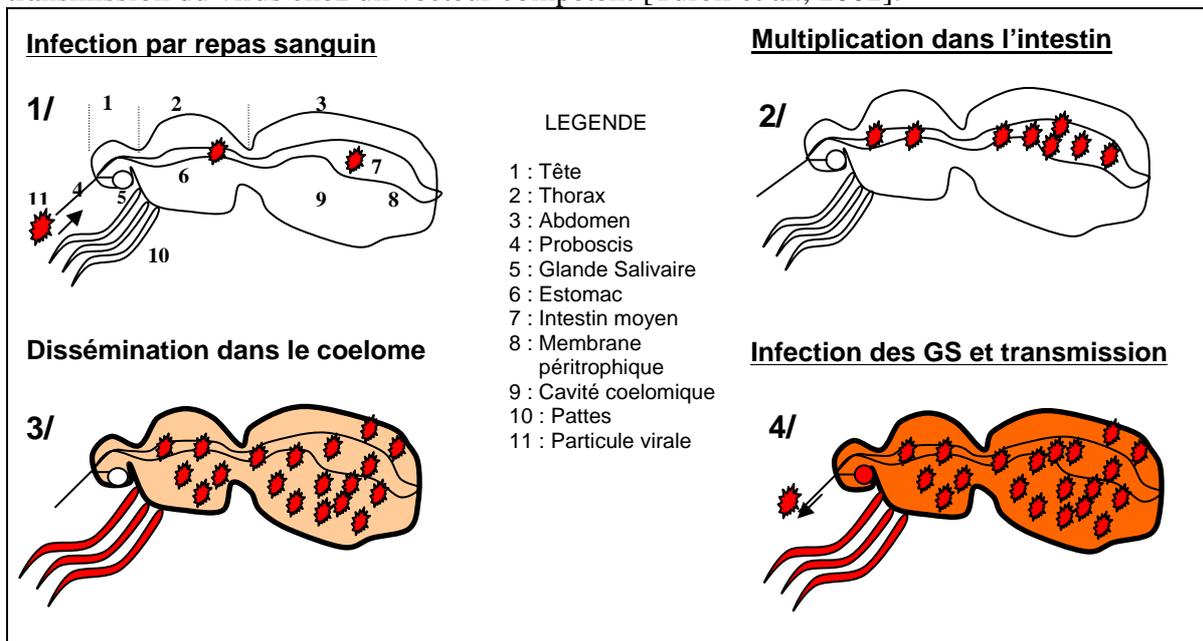


Fig.4 : Cycle d'incubation extrinsèque du virus chez le vecteur

2.3.4 Vol d'oviposition et recherche d'hôte

Le vol d'oviposition est effectué par les femelles à la recherche d'un site de ponte ; il dépend des facteurs environnementaux (précipitations, humidité relative, température et vitesse du vent entre autres) [Clements, 1999]. Les stratégies de ponte varient selon les espèces : certaines pondent sur des surfaces exondées, humides ou sèches et inondables : les œufs, résistants à la dessiccation attendent un épisode de submersion et des conditions favorables

pour éclore ; d'autres pondent directement à la surface de l'eau. Dans les deux cas, les femelles pondent quand le développement des œufs est complet. Certaines espèces pondent à la surface de sources d'eau temporaire ou attachent leurs œufs à certaines plantes. En l'absence de gîtes immédiatement disponibles, les femelles peuvent attendre les conditions favorables pour pondre [Bentley et al., 1989]. Ceci allonge la durée du cycle gonotrophique et a des conséquences importantes en terme de transmission des maladies.

Plusieurs critères physiques et chimiques permettent aux femelles de choisir le lieu de ponte (couleur, texture, température, réflectance, etc.) [Clements, 1963] qui utilisent donc la vue, l'olfaction et le toucher [Bentley et al., 1989]. Cela a des applications pour la capture de moustiques adultes notamment pour la conception de pièges permettant la capture préférentielle de certaines catégories ou espèces de moustiques.

2.4 Facteurs d'émergence

Les arboviroses se caractérisent par leur survenue irrégulière: on observe des périodes épidémiques, suivies de silences plus ou moins longs puis une nouvelle recrudescence, difficilement prévisible [Reiter, 1988]. Pour que la transmission ait lieu, il faut la réunion de plusieurs éléments : la présence de vecteurs, de réservoirs et d'hôtes amplificateurs au même moment et au même endroit ainsi que des conditions favorisant la transmission virale. Les facteurs météorologiques semblent être déterminantes : en particulier les précipitations, la température et l'humidité relative, étant donné l'influence qu'elles exercent sur la biologie des hôtes, des moustiques et du virus [Reiter, 1988 ; Clements, 1999 ; Takeda et al., 2003].

Dans les zones tempérées, les épidémies surviennent souvent les années avec un hiver clément (permettant un redémarrage précoce de la circulation), un été sec et chaud (permettant la concentration des populations animales et vectorielles près des mêmes points d'eau) et des pluies abondantes à l'automne (qui fournissent de nombreux gîtes larvaires qui sont à l'origine d'une explosion de la population de vecteurs). L'augmentation de la température agit sur les populations vectorielles (distribution, cycle gonotrophique, durée de vie, activité etc.) mais aussi sur la compétence vectorielle [Hardy et al., 1983, Cornel et al., 1993], la transmission verticale, la modulation⁶ vectorielle [Reeves et al., 1994] et l'efficacité de la transmission [Dohm et al., 2002 ; Shaman et al., 2005]. Il est probable également que les changements climatiques globaux permettent aux maladies autrefois cantonnées dans les zones tropicales de se déplacer vers le nord [Reeves et al., 1994 ; Epstein, 1999].

Enfin, la dispersion active ou passive des vecteurs permet au virus de se disséminer dans des zones parfois inattendues: en effet, certaines espèces vectrices de maladies sont plutôt sédentaires, comme *Ae. aegypti* Linnaeus [Muir et al., 1988] mais d'autres comme *Culex tarsalis* Coquillett, se dispersent beaucoup plus [Reisen et al., 2004]. Les tunnels alpins et les moyens de transport modernes (voitures, avions ou bateaux) constituent des véhicules qui permettent aux vecteurs de franchir les obstacles naturels.

2.5 Cas de transmission directe

Pendant la phase virémique, le sang est la principale source de virus (cf. fig.5) mais tous les tissus et sécrétions (fientes et salive) peuvent contenir du virus en quantité variable selon l'espèce, en particulier chez les corneilles et geais bleus [Komar et al., 2003]. On retrouve du virus en quantité non négligeable dans le cerveau, les reins, le cœur, le foie, la rate, les

⁶ La modulation est la limitation de la multiplication du virus dans l'organisme du vecteur par le vecteur. Ce phénomène est contrôlé génétiquement et s'exprime dans des conditions particulières (par exemple, au-delà d'une certaine température) [Reeves et al., 1994].

poumons, les intestins, les organes reproducteurs et la peau, même après la phase de virémie et la mort.

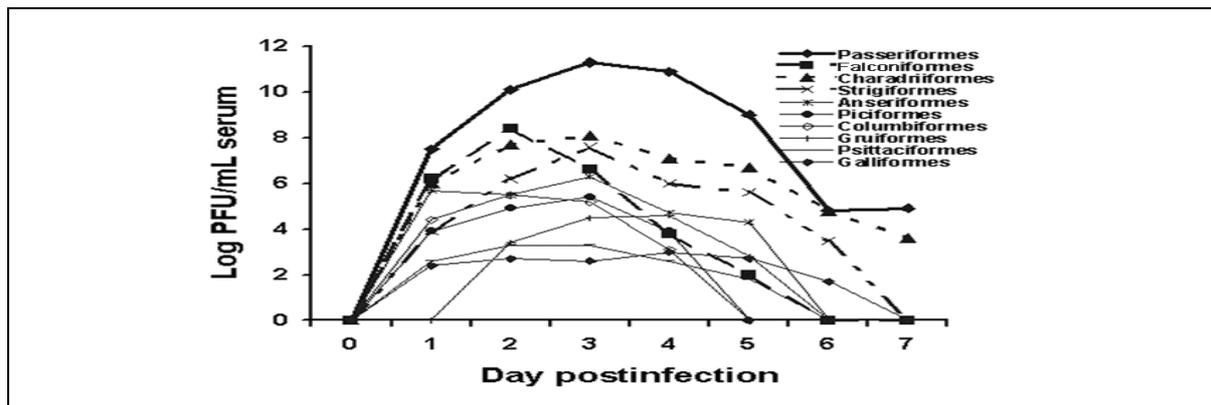


Fig.5 : Profils virémiques comparés de 10 ordres d'oiseaux d'après Komar et al., 2003

Bien que la transmission biologique soit la plus importante, d'autres modes de transmission ont été mis en évidence expérimentalement : par ingestion (contamination fécale-orale) et par contact direct [Komar et al., 2003]. Dans la nature, des rapaces auraient pu être contaminés par l'ingestion de proies infectées [Garmendia et al., 2000 ; Marra et al., 2003] et la contamination fécale-orale pourrait jouer un rôle important chez les oiseaux sociaux, surtout au moment de l'élevage des jeunes.

Chez l'homme, le virus peut être transmis par transfusion de sang, de composants sanguins [Pealer et al., 2003] ou par transplantation d'organes [Lefrère et al., 2003]. Des cas de contamination par voie lactée, colostrale et utérine ont également été reportés dans la littérature [Alpert et al., 2003].

3 Symptômes

Les espèces les plus fréquemment touchées sont les chevaux et les hommes, mais depuis 1998, les oiseaux peuvent également être affectés. Les signes ne sont pas spécifiques et les tableaux cliniques varient selon les individus ou le pouvoir pathogène du virus.

3.1 Chez l'homme

L'incubation dure cinq à 21 jours [Mondet, 2000]. Le plus souvent (dans 80 % des cas), l'infection est asymptomatique. Dans près de 20 % des cas, l'infection entraîne un syndrome grippal qui passe souvent inaperçu, avec une fièvre d'apparition brutale durant en moyenne 3 jours, accompagnée de courbatures, myalgies, céphalées ou frissons [Weiss et al., 2001]. La phase fébrile peut s'accompagner de troubles divers : gastro-intestinaux (vomissements, diarrhée), adénomégalie généralisée, éruptions cutanées maculo-papulaires auto-résolutives d'une semaine [Sejvar et al., 2003] et, plus rarement, d'hépatites sévères [Cernescu et al., 2000]. Des signes nerveux peuvent être associés à la fièvre tels que des paralysies flasques⁷, incontinence urinaire, dysphagie ou insuffisance respiratoire [Sejvar et al., 2003].

Dans moins de 1 % des cas (1 cas sur 150), des troubles neurologiques impliquant le SNC comme des encéphalites, méningites, encéphalomyélites ou méningoencéphalomyélites, peuvent conduire à la mort [Platonov et al., 2001]. En cas de guérison, des séquelles nerveuses peuvent persister avec une récupération incomplète de la mobilité des membres.

⁷ D'apparition brutale, se manifestant par une faiblesse musculaire généralement asymétrique dans les bras ou les jambes, sans douleur ni perte de sensibilité

La létalité peut être importante en fonction de la souche et de l'âge des patients. Les épisodes de WN en Amérique, Roumanie, Israël et Russie sont extraordinaires par le nombre de manifestations neurologiques et la mortalité chez les patients manifestant des signes neurologiques [Han et al., 1999 ; Weinberger et al., 2001 ; Platonov et al., 2001, Cernescu et al., 2000 ; Weiss et al., 2001].

3.2 Chez les chevaux

L'incubation est courte : trois à six jours en général, parfois 15. La morbidité est plus élevée chez les équidés, comme la létalité qui varie de 15 à 45 % (45 % au Maroc, 43 % en Italie, 28 % en France, 39 % aux USA en 1999).

Le tableau clinique est variable chez les chevaux. Souvent, cela commence par une légère hyperthermie (mais ce n'est pas un signe constant), suivi d'une forte hyperthermie et de troubles nerveux et locomoteurs (boiteries d'un ou plusieurs membres, hypermétrie des antérieurs ou des postérieurs, mono-, para- ou tétra-parésie évoluant en décubitus) [Snook et al., 2001]. D'autres troubles peuvent être observés : cécité, diminution des réflexes pupillaires, anisocorie, hyperesthésie, hypersensibilité au bruit [Snook et al., 2001; Malkinson et al., 2001], tremblements musculaires de la tête et de la région tricipitale, rigidité musculaire et contraction des lèvres et, plus rarement, hépatites sévères [Murgue et al., 2001].

L'évolution est souvent fatale en cas d'atteinte nerveuse, mais une récupération est possible avec une persistance parfois longue de séquelles nerveuses. Il est intéressant de noter la viabilité du produit d'une jument infectée au 5^{ème} mois de gestation et ayant exprimé une forme nerveuse [Snook et al., 2001].

3.3 Chez les oiseaux

Le plus souvent, les oiseaux ne sont pas sensibles, mais certaines espèces peuvent développer des troubles. Des infections expérimentales ont montré l'apparition des signes suivants : léthargie, plumage ébouriffé, posture anormale, ataxie, port de tête anormal, hémorragies externes buccales ou cloacales et une mort généralement rapide (en moins de 24 heures) [Komar et al., 2003]. De jeunes oies infectées par la souche NY99 ont montré des signes de dépression, d'amaigrissement, de torticolis ou d'opisthotonos [Swayne et al., 2001].

Les espèces les plus sensibles aux USA sont les corvidés, en particulier les corneilles américaines (*Corvus brachyrhynchos*) et les geais bleus (*Cyanocitta cristata*) [Steele et al., 2000 ; Panella et al., 2001 ; Yaremych et al., 2004]. Des oiseaux des zoos du Bronx et du Queens ont également été sévèrement touchés comme des cormorans (*Phalacrocorax bougainvillea*), des flamants du Chili (*Phoenicopterus chilensis*), des pygargues à tête blanche (*Haliaeetus leucocephalus*), des chouettes Harfangs des neiges (*Nyctea scandiaca*), des canards (*Anas specularis*) etc. [Steele et al., 2000]. En Israël, le virus a tué des oies d'élevage [Swayne et al., 2001] mais aussi des oiseaux sauvages, notamment des cigognes blanches (*ciconia ciconia*), des goélands à iris blanc (*larus leucophthalmus*) et des vautours oricou (*torgos tracheoliotus*) [Murgue et al., 2001]. Les volailles semblent être beaucoup moins sensibles et développent rarement des signes cliniques.

4 Lésions

La surveillance de la mortalité de l'avifaune aux USA a permis d'établir chez les oiseaux une liste de lésions évocatrices: émaciation, splénomégalie, hépatomégalie, lésions cardiaques et encéphalites. Elles ne sont pas pathognomoniques et la sensibilité de l'examen post-mortem est moyenne (68 %), mais sa spécificité globale est excellente (90,3 %) [Eidson et al., 2001]. La sensibilité et la valeur prédictive positive de cet examen dépendent de la période (pendant

le pic épidémique ou non) et de l'espèce: la sensibilité est très bonne chez les corneilles mais très faible chez les moineaux. Chez les chevaux, le cerveau ne présente pas de lésions macroscopiques.

Les lésions microscopiques varient selon le degré d'atteinte. Des images d'infiltration de lymphocytes et d'hétérophiles dans les capillaires du cerveau et des méninges sont assez évocatrices en cas d'affection du SNC [Miller et al., 2003]. Chez les chevaux, elles sont caractérisées par des infiltrations péri-vasculaires multifocales de neutrophiles au niveau du rhombencéphale de la moelle épinière ou de la microglie avec des hémorragies péri-vasculaires [Snook et al., 2001].

5 Diagnostic

A des fins de surveillance, de lutte et de prévention, le diagnostic doit être précoce. La clinique et l'épidémiologie permettent d'établir une suspicion que le diagnostic de laboratoire permettra ensuite de confirmer ou d'infirmer.

5.1 Epidémiologie-clinique et différentiel

En France, un cas humain suspect de WN est défini comme toute personne hospitalisée présentant des symptômes évocateurs (fièvre d'apparition brutale et manifestation neurologique du type méningite et encéphalite, ou fièvre d'apparition brutale et manifestation nerveuse aiguë atypique⁸) ayant séjourné dans des zones à risque pendant une période à risque.

Chez les chevaux, l'apparition de syndromes nerveux aigus avec ataxie, faiblesse musculaire et prostration doit inclure le WN dans le diagnostic différentiel. En Guadeloupe, un cas suspect est défini comme tout trouble nerveux chez un équidé, quelle que soit la période de l'année. Chez les oiseaux, des comportements anormaux, une mortalité anormale qu'on ne peut rattacher à une cause évidente et pendant une période à risque doit également amener à une suspicion de WN, en particulier lorsqu'il s'agit de corvidés (corneilles, geais etc.).

Le diagnostic différentiel chez l'homme doit inclure toutes les encéphalites virales et le syndrome de Guillain Barré. Chez les équidés, selon la région, il faut éliminer l'Encéphalite à tique (TBE), l'Encéphalite Equine de l'Est (EEE) et de l'Ouest (WEE), l'Encéphalite Vénézuélienne (EEV), l'Encéphalite Japonaise (EJ), la rage [Snook et al., 2001] ainsi que l'Encéphalite de St Louis (ESL) et l'Encéphalite de la Vallée de Murray (MVE). Chez les oiseaux, les troubles principalement nerveux doivent faire penser à la maladie de Newcastle, aux encéphalites équine précédemment citées et au virus Usutu.

5.2 Expérimental

Les tests de laboratoire comportent des tests sérologiques qui permettent de détecter des anticorps ou des antigènes, et des tests virologiques. Le virus WN est un agent classé "biosafety level 3" par le CDC d'Atlanta, les analyses virologiques s'effectuent donc dans des laboratoires de type P3. Les laboratoires habilités à réaliser le diagnostic sérologique en France sont le Centre National de Référence des arboviroses et des fièvres hémorragiques de l'Institut Pasteur de Lyon (CNR-IP Lyon) et le laboratoire de l'Institut de Médecine Tropicale du Service de Santé des Armées de Marseille (IMTSSA).

⁸ Syndrome de Guillain Barré, parésie sans étiologie identifiée.

5.2.1 Techniques sérologiques.

Les techniques sérologiques sont nombreuses : ELISA IgG, IgM (permettant de distinguer les deux types d'immunoglobulines [Tardei et al., 2000]; ELISA de capture d'IgM ou technique "MAC ELISA" [Roehrig et al., 2003]; kit de diagnostic rapide ELISA IgM, surtout utilisé pour les prélèvements de LCR.

Les relations antigéniques existant entre les flavivirus rendent le diagnostic sérologique difficile car les anticorps dirigés contre WN, TBE et ESL sont susceptibles d'être détectés par la méthode ELISA.

Des résultats positifs en ELISA doivent donc être confirmés soit par des méthodes virologiques, soit par des tests sérologiques de référence : inhibition de l'hémagglutination, moins utilisée que la séroneutralisation (SN). La SN consiste à faire passer le sérum à tester sur des cultures cellulaires infectées par le virus WN et des cellules infectées par le virus de l'ESL afin de discriminer les anticorps dirigés contre ces deux virus.

Une technique d'ELISA d'inhibition, mise au point récemment aux Etats-Unis, permet de détecter des anticorps quelle que soit leur nature (IgG ou M) et l'espèce [Blitvich et al., 2003]. Elle se révèle donc très utile pour les programmes de surveillance aviaire car elle permet de s'affranchir de l'utilisation d'anticorps spécifiques, c'est cette méthode qui est utilisée en Guadeloupe [Lefrançois et al, 2005].

5.2.2 Techniques virologiques

Elles sont également nombreuses.

Les plus utilisées sont les techniques d'amplification du matériel génétique, les RT-PCR (Reverse Transcriptase Polymerase Chain Reaction). La RT-PCR classique permet de détecter du virus dans des tissus d'oiseaux, des pools de moustiques ou des cultures cellulaires [Johnson et al., 2001], mais elle n'est pas suffisamment sensible avec les tissus nerveux équins. Chez le cheval, la culture cellulaire permet d'optimiser les chances de détection du virus avec d'autres techniques (RT-PCR par exemple) à partir de prélèvements du bulbe rachidien, du cervelet, du cortex et de moelle épinière lombaire [Murgue et al., 2001].

La RT-PCR nichée (nRT-PCR), mise au point pour les tissus nerveux de chevaux, est rapide (moins de 24 h) et très sensible [Johnson et al., 2001]. Elle ne peut pas se faire à partir de sérum ou de LCR de cheval en phase clinique car la virémie précède l'épisode clinique. Une autre technique de nRT-PCR a été mise au point pour les pools de moustiques [Shi et al., 2001].

Si une suspicion clinique s'accompagne de la présence d'IgM ou d'un titre élevé en anticorps dans le sérum, le cas suspect devient probable. Si le titre en IgM dans le sang ou le LCR augmente plus de quatre fois entre deux prélèvements à 15 jours d'intervalle, ou si les tests virologiques sont positifs, le cas est confirmé.

6 Traitement, lutte et prévention

6.1 Traitements et vaccination

Il n'existe pas de traitement spécifique, seul un traitement symptomatique peut soigner une forme grippale ou nerveuse par des antipyrétiques, des perfusions, une assistance respiratoire avec ventilation mécanique si nécessaire et l'administration d'antibiotiques à large diffusion pour prévenir les surinfections bactériennes [Sejvar et al., 2003]. Quelques molécules comme la Ribavirine®, antiviral large spectre dirigé contre plusieurs virus à ARN ou ADN peuvent être utilisées [Jordan et al., 2000].

Les recherches sur un vaccin humain sont en cours, mais des vaccins pour chevaux et oiseaux existent. Un vaccin mis au point en Israël utilise une souche vivante atténuée qui protège 75 % des animaux après une seule injection et 94 % des vaccinés après une deuxième injection 15 jours plus tard [Malkinson et al., 2001]. Un vaccin chevaux, mis au point et commercialisé par les laboratoires Fort Dodge (sous le nom de West Nile Innovator®) et breveté par le Centre for Veterinary Biologics (CVB⁹), Iowa, est disponible depuis 2001 aux Etats-Unis.

Etant donné l'absence de traitement, la prévention reste donc indispensable.

6.2 Prévention

Elle vise à réduire la pression d'infection en détruisant les populations vectorielles adultes, leurs larves et leurs gîtes larvaires. Dans les zones urbaines, le vecteur principal est *Culex pipiens*, il faut donc éliminer tout récipient pouvant contenir de l'eau, nettoyer les gouttières, créer des courants dans les piscines, les mares, drainer les zones de rétention d'eau et nettoyer les abreuvoirs au moins une fois par semaine. Des services de démoustication sensibilisent et informent les populations et détruisent les gîtes larvaires des espèces vectrices. En cas d'épidémie ou d'épizootie, l'application d'insecticide n'est efficace que si elle est ciblée sur les vecteurs et raisonnée, une cartographie des gîtes larvaires est dans ce cas nécessaire pour agir avant l'apparition des adultes. La lutte contre un vecteur rural aux gîtes variés, parfois difficiles d'accès, est beaucoup plus difficile et quelquefois inapplicables dans des zones réglementées comme certaines réserves naturelles.

La protection individuelle consiste à éviter de sortir au moment du pic d'activité des vecteurs, à porter des vêtements longs couvrant bras et jambes, éventuellement imprégnés d'insecticide spécial tissu (perméthrine ou deltaméthrine), à appliquer des répulsifs cutanés sur les zones non protégées et à installer des moustiquaires imprégnées.

Les conséquences d'une lutte chimique sur l'environnement et les populations non cibles ne sont pas négligeables ; une lutte irraisonnée peut également entraîner des intoxications et des résistances, qui si elles concernent l'espèce vectrice peuvent se révéler catastrophiques.

7 Règlementation

Le WN est une MRC chez les équidés en tant que méningo-encéphalo-myélites virales du cheval (MEM). Elle est soumise à déclaration obligatoire, suivie de l'application de mesures de police sanitaire. Ces mesures sont fixées par l'arrêté ministériel du 27 juillet 2004, abrogeant ceux du 14 et 15 février 1977 relatifs respectivement aux mesures applicables en cas de MEM virale des équidés et à l'indemnisation des propriétaires d'équidés abattus.

Des mesures de désinsectisation et une enquête épidémiologique sont immédiatement entreprises afin de déterminer l'origine de la maladie chez les équidés, de recueillir des données cliniques et épidémiologiques dans l'exploitation infectée et de recenser les exploitations à risque dans une même zone géographique.

Chez les oiseaux, WN est une maladie réglementée à déclaration obligatoire depuis l'arrêté du 18 février 2006.

Des enquêtes sérologiques et épidémiologiques peuvent être effectuées sur les populations humaines, vectorielles et aviaires afin de recenser les infections asymptomatiques, de suivre l'évolution de la circulation virale et de prédire sa propagation. Si des mesures de lutte sont mises en place, ces enquêtes permettent également d'évaluer leur efficacité.

⁹ Appartenant à l'United States Department of Agriculture's Animal and Plant Health Inspection Services (USDA- APHIS)

**MISE EN PLACE DE LA SURVEILLANCE
ENTOMOLOGIQUE EN GUADELOUPE**

1 Contexte

1.1 Géoclimatique

1.1.1 Présentation de l'archipel Guadeloupéen

La Guadeloupe, Département d'Outre Mer des Petites Antilles Françaises, est située dans l'arc des Caraïbes bordée à l'est par l'Océan Atlantique et à l'ouest, par la mer des Caraïbes. L'archipel Guadeloupéen est constitué de sept îles (deux principales et cinq dépendances) situées entre 61°15' et 61°30' de latitude et 15°55' et 16°15' de longitude (cf. carte 4).

La Guadeloupe Continentale (GC) est constituée par l'île de Grande-Terre (GT) et de Basse-Terre (BT), séparées par un étroit chenal et reliées par le pont de la Gabarre. Marie-Galante (MG), les Saintes et la Désirade sont des dépendances proches de la Guadeloupe (cf. carte 5) ; Saint Barthélemy et Saint Martin sont situées à 250 km au Nord Est (cf. carte 4). Plusieurs îlets font également partie de la Guadeloupe, parmi elles, les îles de Petite Terre, l'îlet Caret et l'îlet Fajou, situées dans le Grand Cul-de-sac Marin (cf. carte 6).

BT est une île volcanique parcourue au centre par une chaîne montagneuse culminant à 1467 m d'altitude. GT est une île calcaire presque plate, une partie est formée de mornes peu élevés (135 m d'altitude) aussi appelés les « Grands Fonds » (cf. carte 6).

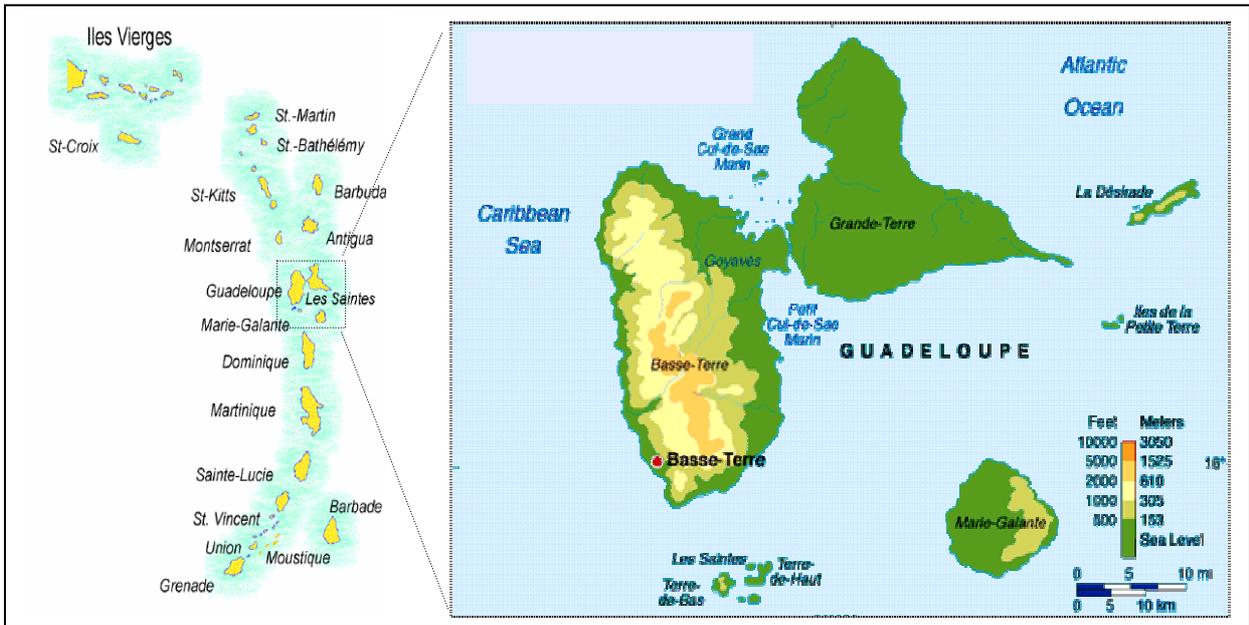
Le climat est tropical insulaire, les températures sont relativement élevées oscillant autour de 27°C et l'humidité souvent supérieure à 80 % mais les variations saisonnières sont importantes. L'hivernage (de mai à novembre) est une saison chaude et humide à tendance subéquatoriale où des ondes tropicales à caractère orageux et des tempêtes tropicales surviennent généralement en août – septembre, à la saison des cyclones, et les pluies sont particulièrement abondantes de septembre à novembre. La saison sèche, ou « carême », est centrée sur février; elle présente un caractère subtropical avec une pluviométrie et des températures plus faibles. La pluie est inégalement répartie sur l'île et détermine les différents étages de la végétation - xérophile, mésophile et hygrophile. L'activité agricole, l'urbanisation et les tempêtes destructrices ont participé à la dégradation des milieux originels, laissant place à des cultures, des savanes herbacées et des fourrés épineux. La Guadeloupe présente donc un milieu très diversifié où de nombreux biotopes coexistent sur un petit territoire (cf. carte 6).

1.1.2 Présentation des zones humides

Les mangroves – forêts immergées de palétuviers le long des côtes – peuvent être « de bord de mer », « arbustives » ou « hautes » en fonction de la salinité de l'eau. Elles sont surtout localisées dans le Grand et le Petit Cul-de-Sac marin, avec quelques formations plus isolées dans leur prolongement sur les côtes de GT, de BT et de St Louis de MG. Les zones d'arrière mangrove sont composées de la forêt marécageuse, constituée essentiellement de Mangle médaille (*Pterocarpus officinalis*), et de marais d'arrière-mangrove. La forêt marécageuse se développe en eau douce à faiblement saumâtre et se prolonge à l'intérieur des terres et le long des cours d'eau ; les marais d'arrière mangrove se développent sur des sols tourbeux en eau douce ou saumâtre.

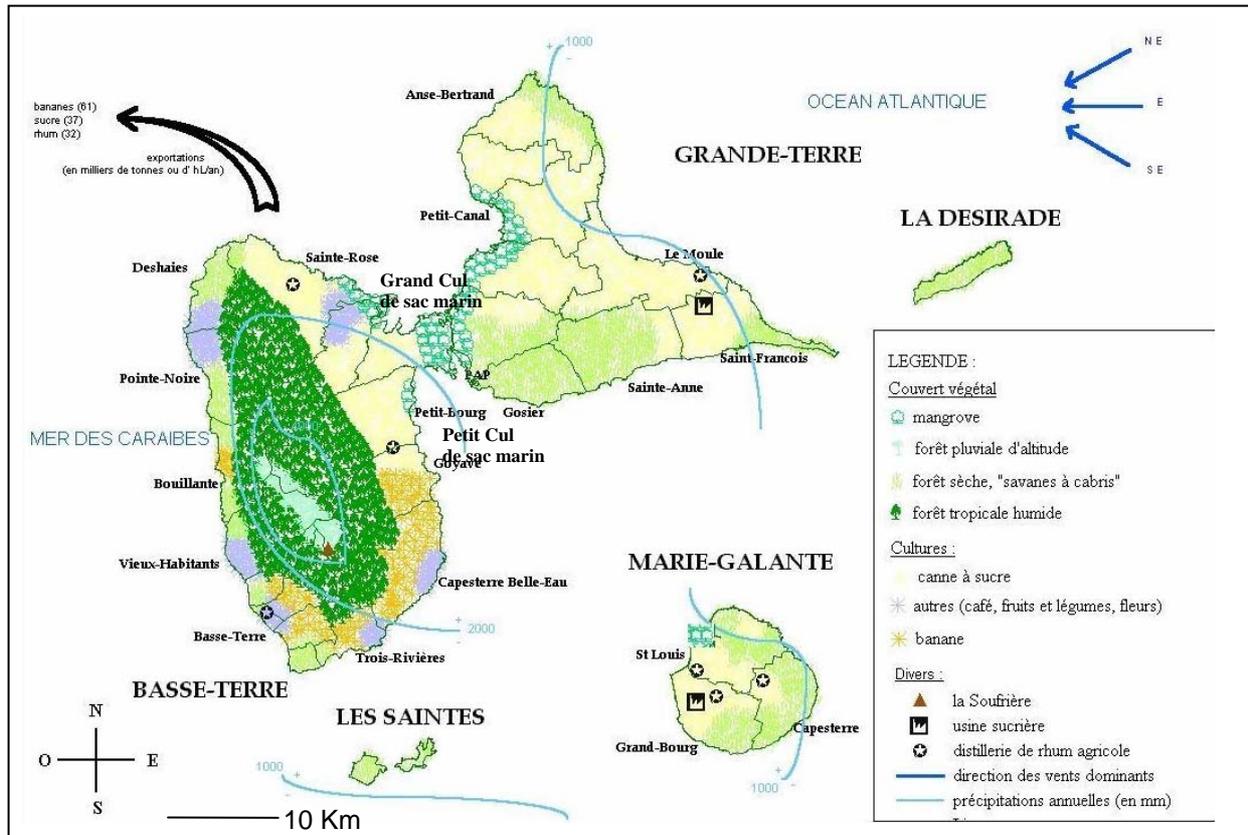
Il existe de nombreuses autres zones humides en Guadeloupe : des mares, très abondantes en GT et à MG, des rivières, très nombreuses en BT, des étangs de montagne, des salines, des falaises et des récifs.

Ces formations sont de hauts lieux de diversité biologique et ornithologique, hébergeant de nombreux limicoles, ardéidés, anatidés et passereaux migrateurs ou sédentaires [Ibéné, 2000].



Cartes 4 et 5 : Petites Antilles et archipel Guadeloupéen

(Sources : <http://www.la-guadeloupe.com/> et <http://www.maps.com/cgi-bin/search/hyperseek.cgi?search=CAT&Category=Caribbean:Guadeloupe>)



Carte 6 : Répartition des différents types de végétation en Guadeloupe [CIRAD-EMVT, Guadeloupe]

1.2 Sanitaire

1.2.1 Zone endémique d'arboviroses

La Guadeloupe est une zone endémique de Dengue, où le vecteur est présent avec des épidémies périodiques [Chaud et al., 2003] et depuis une dizaine d'année, la dengue hémorragique se manifeste épisodiquement.

1.2.2 Risque d'introduction du virus WN

Il existait un risque non négligeable de circulation du virus dans l'archipel étant donné l'extension du virus sur le continent nord américain, le passage d'oiseaux migrateurs dans l'arc antillais, l'existence de conditions favorables aux arboviroses et la présence de vecteurs potentiels et d'hôtes sensibles en Guadeloupe. Dès octobre 2001, un groupe de travail composé de professionnels de la santé publique et vétérinaire¹⁰ a donc été constitué dans le but d'améliorer la surveillance des arboviroses, et du WN en particulier, en Guadeloupe.

1.3 Surveillance du WN en Guadeloupe

Une surveillance épidémiologique s'est mise en place en 2002 chez l'homme, les équidés et les oiseaux domestiques et sauvages.

1.3.1 Organisation des volets humain et vétérinaire

La Direction des Services Vétérinaires (DSV) et le CIRAD-EMVT de Guadeloupe sont chargés de la surveillance animale tandis que la Cellule Inter-Régionale d'Epidémiologie Antilles-Guyane (CIRE), le Centre Hospitalier Universitaire (CHU) et la Direction de la Santé et du Développement Social (DSDS) de Guadeloupe sont chargés de la surveillance humaine.

Le volet humain repose sur une surveillance clinique ou « passive », basée sur la déclaration des suspicions cliniques par les médecins et les hôpitaux. La surveillance équine comporte un volet sérologique, basé sur des enquêtes transversales régulières, et un volet clinique où les vétérinaires doivent déclarer tout cas suspect, procéder à un examen clinique complet de l'animal malade et réaliser les prélèvements réglementaires¹¹. La surveillance en élevage avicole consiste en la réalisation d'enquêtes sérologiques transversales et d'une surveillance de la mortalité où les éleveurs doivent signaler toute mortalité d'origine inconnue au CIRAD-EMVT ou à la DSV. Des prélèvements de sang et de tissus sont alors réalisés. La surveillance de l'avifaune reste à mettre en place avec un certain nombre de partenaires¹², mais quelques prélèvements sanguins ont été réalisés en 2002 à l'occasion de captures de passereaux [Pallavicini, 2004].

1.3.2 Résultats des volets humain et vétérinaire

Cette surveillance a permis de mettre en évidence une circulation virale en 2002 chez les équidés et les volailles. Elle a probablement débuté un peu avant juin 2002, une importante vague de séroconversions équines a ensuite eu lieu entre juillet et novembre 2002, suivie

¹⁰ Le groupe de travail est constitué de représentants du service de démontication de la DSDES, du CHU de Guadeloupe, de la DSV et CIRAD-EMVT.

¹¹ Prises de sang sur tube sec, dans la mesure du possible, ou sur EDTA, le plus tôt possible après l'apparition des symptômes et 14 jours après. Si l'animal meurt, il faut prélever un échantillon de cerveau le plus tôt possible.

¹² Direction Régionale de l'Environnement (DIREN), Parc Naturel de Guadeloupe (PNG), ornithologues, Office National de la Chasse et de la Faune Sauvage (ONCFS) et chasseurs.

d'une diminution brutale en 2003 [Quirin et al, 2004 ; Lefrançois et al., 2005]. La répartition des séropositifs équins ne semblait pas aléatoire mais proche des zones de mangrove [Lefrançois et al., 2005]. En dehors d'une suspicion équine non confirmée, aucun cas clinique n'a été déclaré à la DSV ou aux services de santé humaine.

1.3.3 Place du volet entomologique

La surveillance entomologique n'était pas envisagée avant la mise en évidence de la circulation virale en Guadeloupe. En 2002, le CIRAD-EMVT en collaboration avec la DSDS de Guadeloupe et de Martinique et avec l'Entente Interdépartementale pour la Démoustication du littoral méditerranéen (EID-Méditerranée) a rédigé un protocole de surveillance entomologique. Des captures ont été réalisées par les agents de l'équipe de Lutte Anti-Vectorielle de la DSDS (LAV-DSDS) entre août et octobre 2003 dans des sites de forte circulation virale, mais n'ont pas été poursuivies.

2 Organisation

2.1 Objectifs

L'objectif principal du travail effectué d'avril à août 2004 était de mettre en place la surveillance entomologique avec les agents de la DSDS à partir du protocole établi en 2002, de rôder les équipes de terrain et les outils techniques en vue d'une pérennisation de la surveillance. L'objectif secondaire était de collecter des moustiques dans des zones à risque, dans le but de mieux connaître la population de moustiques et de rechercher la présence éventuelle du virus WN.

A terme, l'objectif de la surveillance entomologique est d'une part, d'identifier les espèces de moustique responsables de la transmission du virus aux oiseaux (vecteurs enzootiques), aux équidés (vecteurs épizootiques) et aux hommes (vecteurs épidémiques), d'évaluer la dynamique de population de ces espèces vectrices potentielles au cours de l'année et éventuellement, d'isoler le virus dans le but d'approfondir les connaissances de l'épidémiologie du WN en Guadeloupe.

2.2 Partenaires

La surveillance est effectuée par le service de démoustication de la DSDS - qui organise les captures et identifie les espèces de moustiques - et le CIRAD-EMVT, qui conserve les échantillons et effectue les analyses virales. Les mesures de prévention et de contrôle éventuels sont réalisées par la DSDS.

2.3 Matériels et méthodes

L'étude consiste à échantillonner les populations culicidiennes adultes par des captures régulières dans des sites « sentinelles » pendant la période à risque, en vue de l'identification des espèces, leur tri et leur conservation pour recherche virologique ultérieure. En cas de suspicion clinique ou de séroconversion, tous les moyens disponibles doivent être mis en oeuvre pour capturer les larves de moustiques et les adultes dans les zones concernées. Ces captures d'urgence doivent permettre d'identifier toutes les espèces culicidiennes présentes au moment de la circulation virale et d'augmenter les chances de détection du virus.

2.3.1 Période de surveillance

Les captures ont lieu de juin à décembre pour couvrir la période à risque de circulation virale. C'est en effet à la saison des pluies *a priori* favorable pour la pullulation des moustiques, que le virus a fortement circulé en 2002 et qu'une vague de circulation risque de survenir, d'autant plus que les premiers oiseaux migrateurs arrivent dès le mois d'août. Le mois de mai est donc consacré à la formation des équipes de terrain à la manipulation et à la pose des pièges, aux techniques de tri et à la conservation des échantillons.

2.3.2 Sites de capture

Les sites d'étude sont localisés en GC et MG si possible, et choisis en fonction de l'intensité de la circulation virale en 2002, de la proximité d'importantes populations aviaires et de la densité des populations de moustiques. Nous avons également inclus un site dans une zone où le virus n'a pas circulé mais répondant par ailleurs aux mêmes critères. En cas de suspicion ou de circulation virale avéré, tout autre site pourra être inclus dans la mesure du possible.

2.3.3 Fréquence de capture

Chaque site fait l'objet d'une nuit de capture toutes les 3 semaines. Les captures qui ne peuvent pas avoir lieu (à cause d'intempéries par exemple) sont reprogrammées le plus rapidement possible en fonction de la disponibilité des agents. Dans le cadre des captures d'urgence, elles doivent être effectuées pendant deux jours consécutifs au moins.

2.3.4 Espèces ciblées

L'étude cible particulièrement quatre espèces de moustiques parmi les 36 recensées en Guadeloupe [Schaffner, 2003] (cf. annexe 6 et 7): *Culex quinquefasciatus* (Say, 1823), *Culex nigripalpus* (Théobald, 1901), *Ae. aegypti* (Linnaeus, 1762) et *Ochlerotatus taeniorhynchus* (Wiedemann, 1821). Elles sont fréquentes en Guadeloupe, compétentes vis-à-vis de WN aux USA en laboratoire (Turell et al., 2001 ; Turell et al., 2005 ; Sardelis et al., 2001 ; Goddard et al., 2002), ont été trouvées infectées à plusieurs reprises dans la nature, ou sont des vecteurs avérés de WN dans d'autres régions (cf. tabl.2). Elles constituent donc de bons candidats en Guadeloupe.

Tabl.2 : Biologie des vecteurs potentiels de Guadeloupe

Espèce	Habitat	Préférence trophique	Infecté terrain ¹³	Vecteur avéré	Compétence vectorielle de laboratoire ¹⁴	Rôle vecteur potentiel
<i>Cx. quinquefasciatus</i>	Naturel et péri domestique	Ornithophile mammophile	Oui	Oui	Modérée	Enzootique épizootique/épidémique
<i>Cx. nigripalpus</i>	Naturel	Ornithophile mammophile	Oui	Oui	Modérée	Enzootique épizootique/épidémique
<i>Oc. taeniorhynchus</i>	Naturel mangrove littoral	Mammophile (ornithophile)	Oui	Non	Faible	Epizootique/épidémique
<i>Ae. aegypti</i>	Naturel et péri domestique	Mammophile (ornithophile)	Oui	Non	Modérée	Epizootique/épidémique

NB : Ce tableau ne préjuge ni du rôle de vecteur réel de ces espèces en Guadeloupe, ni de l'existence d'autres espèces culicidiennes pouvant jouer un rôle dans la transmission du WN en Guadeloupe.

¹³ Espèces trouvées positives aux USA entre 1999 et 2004.

¹⁴ Basée sur des infections expérimentales, la compétence vectorielle est classée en trois niveaux : « élevée », « modérée » et « faiblement » [CDC₃]

2.3.5 Techniques de capture

Pour capturer préférentiellement ces espèces cibles, nous utiliserons des pièges à femelles gravides (PFG), des pièges à CO₂ (PCO) et des appâts humains sur tous les sites. Les captures d'urgence prévoiront, en plus de ces pièges, la capture des moustiques au repos et la récolte de larves dans tous les gîtes larvaires potentiels.

2.3.5.1 Piège à femelles gravides

Ils sont souvent utilisés pour la surveillance des arboviroses aux USA [Guidelines CDC]. Les PFG capturent préférentiellement des femelles gravides du genre *Culex*. Les chances de détecter du virus sont donc plus grandes car les femelles gravides ont déjà effectué au moins un cycle gonotrophique.

Il est composé d'un bac contenant une solution attractive, un mélange de foin et d'eau ayant macéré environ 5 jours (cf. photo 1). On peut aussi faire macérer des granulés pour lapins au moins deux jours avant les captures avec de la levure de bière ou de la poudre de lactalbumine [Reiter, 1983]. L'odeur dégagée attire les femelles à la recherche d'un milieu de ponte ; ces dernières l'examinent par des séries d'atterrissage - décollage à la surface de l'eau et se trouvent aspirées dans le filet grâce aux hélices placées à l'intérieur de la colonne. Le moteur est alimenté par une batterie 6V rechargeable. Pour que l'aspiration soit efficace, la distance séparant la surface de l'eau de la colonne aspirante doit être de 5 cm.

Pour évaluer l'efficacité du piège, il convient d'observer la surface de la solution avant de la jeter. Si des paquets d'œufs ont été déposés, le piège n'a pas ou mal fonctionné.

2.3.5.2 Piège à CO₂

Ce piège attire les femelles de culicinés ou d'anophélinés à jeun. Il est constitué d'un réservoir contenant 1 à 1,5 kg de carboglace, il est percé de trous en bas permettant au CO₂ produit par sublimation de diffuser selon un gradient décroissant. Attirés par le CO₂, les moustiques sont aspirés dans le filet à l'approche du piège grâce à la colonne aspirante (cf. photo 2). Le piège se suspend à 1,50 m du sol environ à un arbre ou près d'un mur, dans un local, un poulailler, une écurie, près d'une habitation ou d'un gîte larvaire etc.

2.3.5.3 Appât humain

Les appâts humains exposent une partie de leur corps (bras et jambes) et attendent que les moustiques se posent pour les aspirer à l'aide des aspirateurs à bouche (cf. schéma, fig. 6 et photo 3). La force de l'aspiration doit être dosée car si elle est trop forte, les femelles gorgées peuvent s'abîmer ou exploser. Simple et peu coûteux, ce procédé demande dextérité, patience et attention, en particulier lorsque les moustiques sont peu nombreux. Pour optimiser les captures, il est recommandé de ne pas se laver, ne pas fumer ou appliquer d'anti-moustiques avant les captures et de se placer dans des zones ombragées et fraîches.

2.3.5.4 Gîtes de repos

Les aspirateurs à bouche sont également utilisés pour capturer les moustiques au repos. Les gîtes de repos des *Culex* sont généralement des endroits sombres, frais et calmes comme des débarras, une écurie ou autre. Ils se posent sur les murs et à la surface de tout objet en restant immobiles. Une grande attention et une certaine habitude sont donc nécessaires pour les repérer...

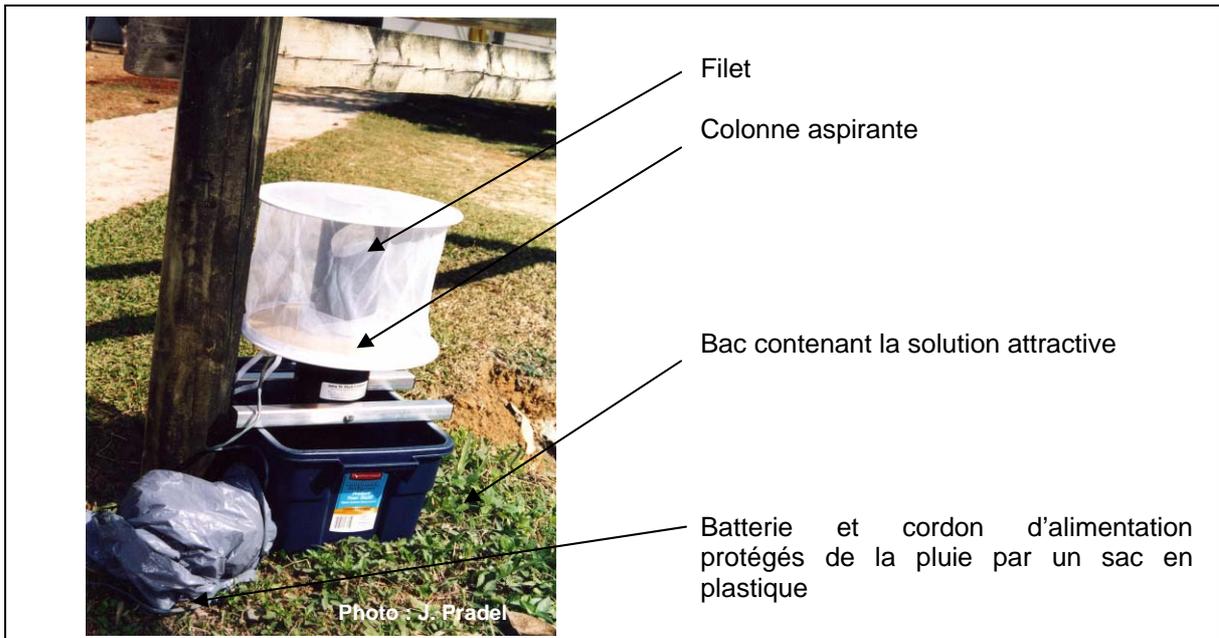


Photo 1 : Piège à femelles gravides : principe de fonctionnement

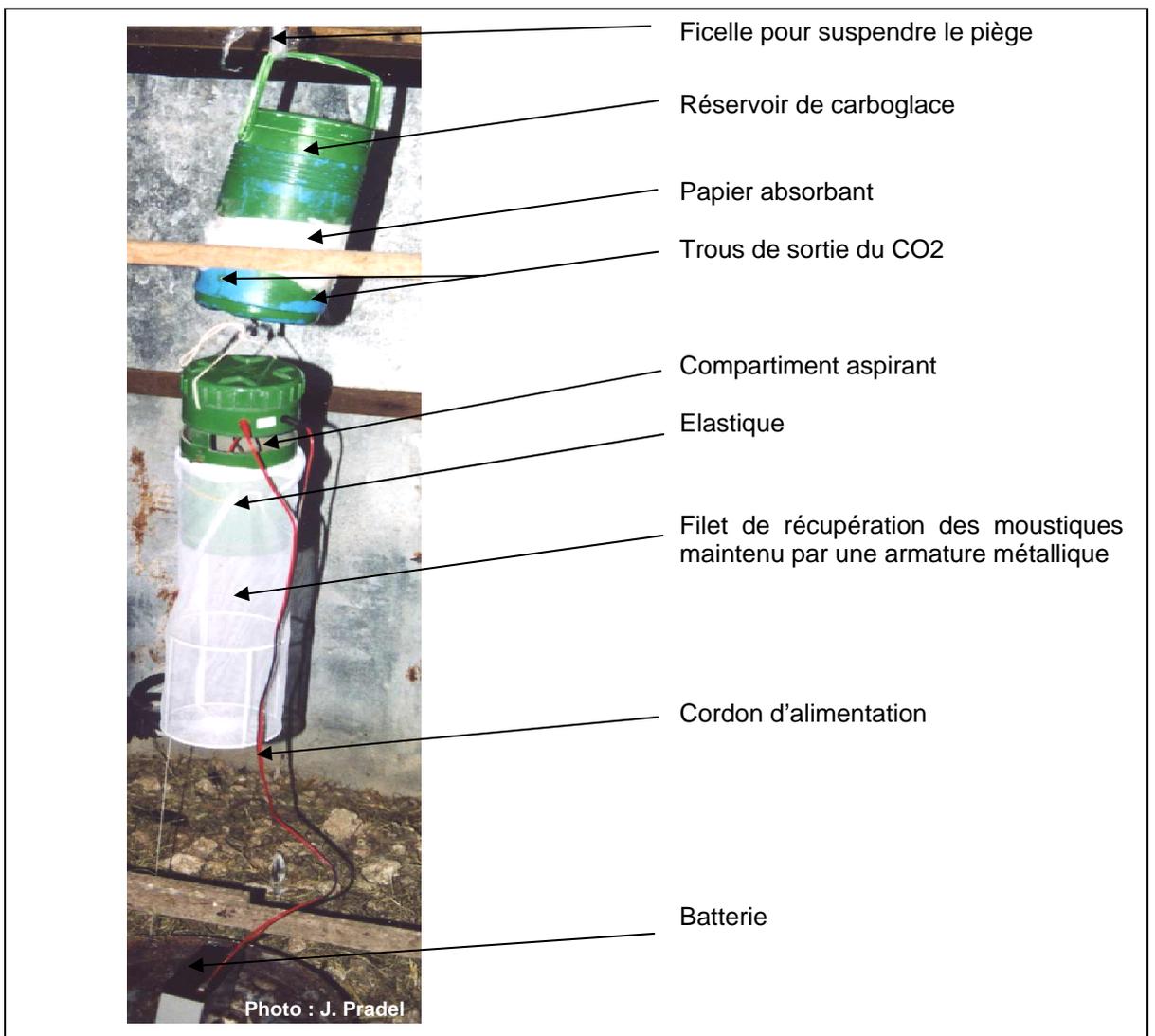


Photo 2 : Piège à CO2 : principe de fonctionnement

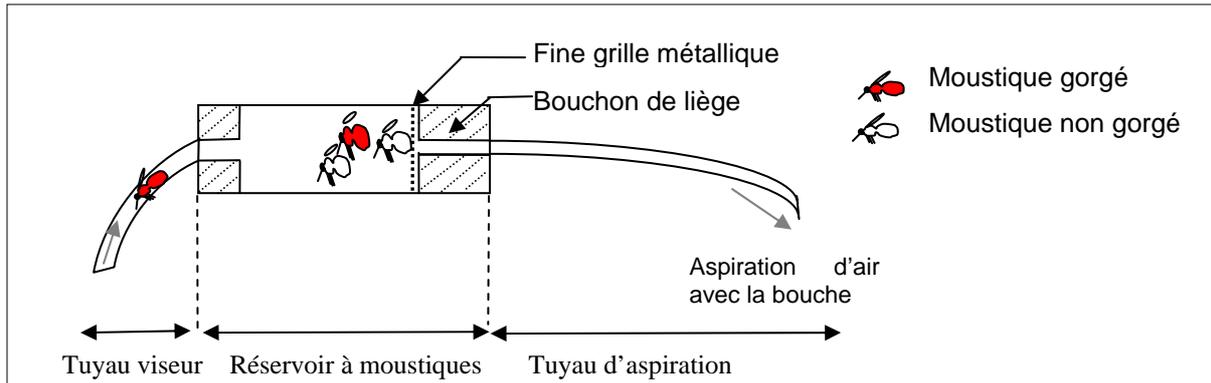


Fig.6 : Aspirateur à bouche : principe de fonctionnement



Photo : M. Pradel

Photo 3 : Utilisation des aspirateurs à bouche lors des captures sur appât humain



Photo 4 : Récupération des moustiques capturés dans un piège à CO2.

Photo 5 : Séance d'identification au laboratoire

2.3.5.5 Horaires de capture

Les horaires de capture doivent être déterminées en fonction du pic d'activité des espèces d'intérêt. *Ochlerotatus taeniorhynchus* est actif toute la journée, *Ae. aegypti*, à l'aube et au crépuscule (dès une heure avant le coucher du soleil) alors que les *Culex* sont nocturnes avec des pics d'activité deux à cinq heures après le coucher du soleil (entre 19 et 22h). Les pièges seront donc posés entre 16 et 17h et relevés le lendemain matin au plus tard à 09h (une exposition à la chaleur risque de tuer les moustiques et de réduire le titre viral). Les captures sur appât, débuteront vers 16h et se termineront vers 20h afin de couvrir le pic d'*Aedes* (16-17h) et de *Culex* (20-21h).

Une prospection du site est effectuée afin de décrire son environnement et de choisir les meilleurs emplacements des pièges et appâts. Les PFG et PCO doivent être posés dans des zones humides, ombragées, à l'abri de la pluie et du vent. Ils peuvent se placer à l'intérieur d'un bâtiment, près d'une source d'eau existante, de gîtes larvaires, dans un poulailler, une cours de stockage de matériel etc. [Guidelines CDC].

Avant de mettre les pièges en place, il convient de vérifier l'état des filets et leur contenu (absence de trous, de moustiques, d'insectes, d'araignées ou d'autres prédateurs) et le sens de branchement à la batterie (pour créer un courant aspirant et non repoussant). Mettre en place de petites affiches « merci de ne pas toucher » permet de s'assurer que les captures peuvent d'effectuer correctement...

2.3.6 Identification des sites et des captures

Chaque site et série de capture (qui est le résultat des captures sur un site, tous pièges confondus, un jour donné) est identifié par un « code site » et « code de capture » (cf. annexe 1) qui sont ensuite reportés sur les fiches de suivi et les échantillons de moustiques.

2.3.7 Fiches de renseignement

Les moustiques sont acheminés au laboratoire avec deux types de fiches : une commémorative du site et une de capture (cf. annexes 2 et 3).

La « fiche commémorative » est renseignée lors de la première visite sur le site avec les informations sur le propriétaire, les coordonnées GPS du site et une description de l'environnement en animaux, sources d'eau et gîtes larvaires potentiels. Pour cela, une prospection complète sera effectuée dans un rayon de 200 m. Des observations complémentaires peuvent être ajoutées à l'occasion de captures ultérieures pour rendre compte des évolutions de l'environnement et aider à interpréter les variations des résultats de capture.

La « fiche de capture » est remplie lors de chaque capture, il y en a une par type de piège. Sont entre autre précisées les heures de pose et de lever des pièges, leurs emplacements ainsi que tout paramètre pouvant influencer le résultat des captures (traitement anti-moustique, inondations récente, conditions météorologique le jour de la capture...). Le dos de la fiche est renseigné lors du tri et comporte les résultats des captures.

2.3.8 Collecte des moustiques

Lors de la collecte des moustiques, les filets sont relevés avant de débrancher la batterie pour maintenir une aspiration et éviter de perdre des moustiques. La manipulation des filets doit être délicate pour ne pas écraser ou abîmer les moustiques, ce qui gênerait leur identification. Le contenu des filets est aspiré à l'aide d'un aspirateur à bouche (cf. photo 4).

Si l'aspirateur est muni d'un réservoir, les moustiques restent dans l'aspirateur jusqu'au laboratoire. Sinon, les moustiques aspirés sont transvasés dans des petits pots.

Le type et le N° du piège sont reportés sur chaque contenant pour observer les variations entre type de piège et entre pièges du même type. On décide de conserver les emplacements qui permettent la capture du plus grand nombre de moustiques.

2.3.9 Transport et identification des moustiques

Les moustiques sont transportés jusqu'au laboratoire à l'abri de la chaleur, dans une glacière à 4°C avec la carboglace éventuellement restante. Les moustiques capturés la veille par les appâts sont conservés la nuit au réfrigérateur à 4°C en attendant l'identification.

Avant le tri, les moustiques sont tués par le froid au congélateur pendant au moins 20 min à -18°C. S'il reste de la carboglace, ils meurent quasi-instantanément et permet au tri de commencer plus rapidement.

L'identification s'effectue au laboratoire du service LAV de la DSDS dans la matinée de leur récupération ou le lendemain des captures sur appât humain. Les moustiques sont triés par site, par type de piège, par espèce et par sexe. Sept catégories ont été créées pour les classer. Dans les catégories « *Ae. aegypti* », « *Oc. taeniorhynchus* », « *Cx. nigripalpus* » et « *Cx. quinquefasciatus* » sont placés les moustiques identifiées comme tels avec certitude ; toutes les espèces d'anophèles sont classées dans la catégorie « anophèles spp » ; tous les autres sont placés dans la catégorie « autres ». Ceux qui sont trop abîmés pour être identifiés avec certitude entrent dans la catégorie « non identifiables ».

Un tri préalable des moustiques à l'œil nu permet d'accélérer le tri qui doit être rapide. La confirmation de l'espèce sera faite sous la loupe binoculaire (cf. photo 5). Les moustiques de même espèce et de même sexe seront regroupés par pools de 50 individus au plus dans des tubes épendorfs étiquetés avec le code capture, l'espèce, le sexe, éventuellement l'état physiologique (à jeun, gravide ou gorgé) ainsi que le nombre d'individus présents dans le tube. Ces tubes seront ensuite transportés dans une glacière à 4°C ou dans de la carboglace vers le laboratoire d'analyse au CIRAD-EMVT de Guadeloupe.

Le respect de la chaîne du froid est capital pour optimiser les chances de détection du virus. L'identification doit se faire sur plaque réfrigérée, avec une source lumineuse froide et les moustiques en attente d'identification sont également placés sur une plaque réfrigérée, constituée soit d'un bloc de liquide réfrigérant glacé entouré de papier absorbant (pour éviter la perte d'écailles due à la condensation de l'eau), soit d'une boîte métallique posée sur la carboglace et recouverte de papier absorbant. La température ambiante du laboratoire est contrôlée à 20°C.

2.3.10 Analyse virologique

Les échantillons seront conservés à -80°C jusqu'à l'analyse des pools par nRT-PCR selon la méthode de Shi [Shi et al., 2001]. Les analyses concerneront en priorité les pools de femelles appartenant aux espèces cibles. Les pools de mâles et ceux des autres espèces le seront en seconde intention.

2.4 Sensibilisation des propriétaires

Expliquer le principe de cette surveillance entomologique aux personnes résidant sur les sites de capture permet d'obtenir leur coopération et de s'assurer qu'elles veilleront à la sécurité

des pièges. Un bon contact est également important pour la pérennité de la surveillance ; les captures sont l'occasion pour les agents de la DSDS de rappeler les conseils à suivre pour limiter la prolifération des moustiques.

2.5 Circulation des informations

Les données sont échangées par fax entre le CIRAD-EMVT et la DSDS. Les informations relatives à la surveillance entomologique pourraient à terme être restituées et mises en ligne sur le site Internet du réseau de surveillance des maladies animales dans la région Caraïbes, « Caribvet.net ».

2.6 Evaluation du système de surveillance

L'évaluation du volet de surveillance entomologique du WN en Guadeloupe se fait conjointement par la DSDS et le CIRAD-EMVT. Elle aura pour objectif principal d'apprécier l'efficacité du système en terme de prévention, de contrôle et éventuellement d'apporter des améliorations au vu des connaissances acquises sur l'épidémiologie locale du WN. Le volet entomologique doit être en constante inter-relation avec les autres volets de surveillance. La circulation des informations au sein du programme global de surveillance doit être particulièrement efficace notamment pour réaliser, dans les plus brefs délais, une intervention ciblée s'il y a des cas suspects de WN. La supervision de ce programme doit se faire sous l'égide du comité scientifique et technique regroupant les différents spécialistes qui interviennent dans la surveillance active du WN et intégré au comité de pilotage.

2.7 Mesures de prévention et de contrôle

Les mesures de prévention et de contrôle seront appliquées au vu des résultats obtenus par les échantillonnages et par les connaissances épidémiologiques générales appréhendées à travers la surveillance vétérinaire. Elles s'appuieront sur des méthodes de protection collective (éducation sanitaire, aménagement de l'habitat et réduction des gîtes) ou individuelles (utilisation de répulsifs pour les espèces crépusculaires et nocturnes; des moustiquaires de lits imprégnées d'insecticide pour les espèces nocturnes) ; une lutte larvicide et adulticide essentiellement basée sur l'utilisation d'organophosphorés ou de pyréthrinoides en pulvérisation.

Les mesures doivent reposer sur les protocoles rigoureux, définis et évalués par la DSDS, ce qui est déjà le cas pour la lutte contre *Cx. quinquefasciatus*, nuisant, et *Ae. aegypti*, vecteur de la dengue.

3 Résultats

Dans cette partie, nous verrons comment s'est déroulée la mise en place de la surveillance entomologique. Nous analyserons également quelques résultats de capture, bien que ceux-ci soient difficilement interprétables et comparables étant donné l'existence de nombreux biais. En effet, de nombreux paramètres tels que le nombre et le choix des sites, le nombre de pièges, les méthodes de captures, etc. ont varié.

Aucune capture d'urgence n'a été effectuée car aucune suspicion clinique ou séroconversion n'a été détecté par le réseau de surveillance pendant la période du stage. Nous présenterons donc uniquement dans cette partie les résultats de la surveillance entomologique « sentinelle ».

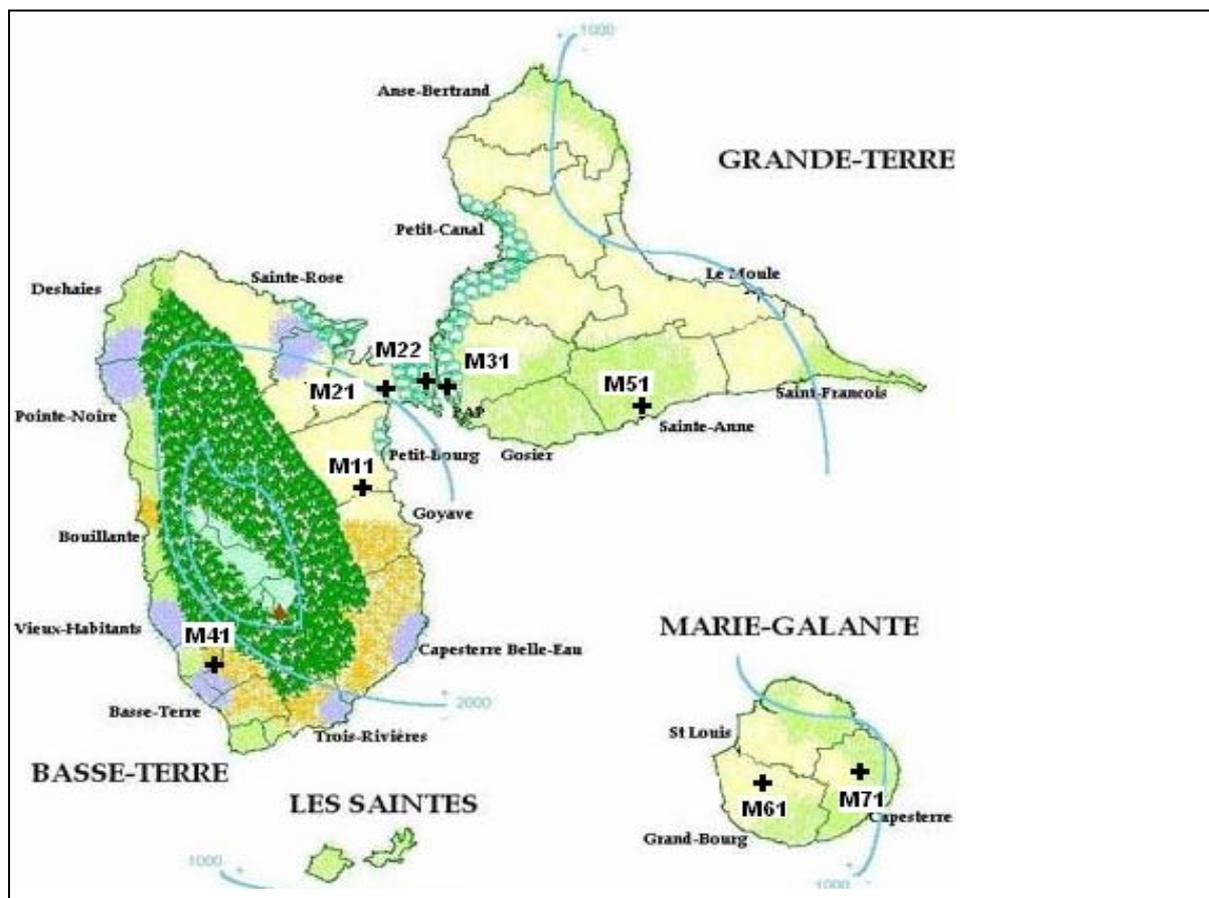
3.1 Fonctionnement du réseau

3.1.1 Choix des sites

Nous avons choisi six sites en GC (cf. carte 7), deux autres ont été ajoutés à MG tardivement, à l'occasion de l'enquête sérologique aviaire. Pour simplifier, nous qualifierons les sites de « positifs » s'ils se trouvent dans une zone où la circulation virale a été mise en évidence en 2002 et de « négatifs » dans le cas contraire. Ils sont présentés dans le tableau ci-dessous.

Tabl.3 : Caractéristiques des principaux sites d'étude

Statut site	Code site	Nom	Caractéristiques environnementales
POSITIF	M11	Juston (Petit-Bourg)	Zone rurale proche de champs de canne à sucre, entre le littoral (<3 km) et la forêt tropicale humide d'altitude.
	M21	Martingale (Baie-Mahault)	Centre équestre situé en bordure de forêt marécageuse, en zone rurale, à quelques kilomètres de la zone industrielle de Pointe à Pitre.
	M22	Gabarre (Baie-Mahault)	Zone de mangrove, bordée par la rivière salée sous le pont de la Gabarre, près d'un des plus gros dortoirs de Hérons Garde-Bœuf (HGB).
	M31	Route de Vieux Bourg (Abymes)	Zone urbaine, près de Pointe à Pitre, construite dans la mangrove. Nombreuses habitations insalubres en bordure d'un canal très pollué.
	M51	Fonds Dupré (Sainte Anne)	Zone rurale de savane à cabris (forêt sèche). Canton proche de Ste Anne (<3 km du bourg), entre le littoral et les Grands Fonds. Présence d'une mare bordée par d'importants dortoirs de HGB.
	M61	Vanniers (Grand-Bourg de MG)	Zone rurale située entre des cultures de canne à sucre et la forêt sèche.
	M71	Nesmond (Capesterre de MG)	Zone rurale localisée au cœur des champs de canne à sucre.
NEGATIF	M41	Sud de la BT regroupe 2 sites : Bouillante et Baillif	Premier site : plage en bordure d'une station d'épuration en dysfonctionnement et d'un hôtel. Second site : en zone rurale d'altitude (environ 300 m) en forêt sèche près des cultures de banane et de café.



Carte 7 : Localisation des sites de capture

3.1.2 Déroutement des captures

3.1.2.1 Matériel

La DSDS disposait d'une dizaine d'aspirateurs à bouche et de 3 PFG complets de type CDC. Un PCO a été prêté par l'EID - Méditerranée pour la durée du stage, quatre autres ont été commandés pendant l'étude. Sur chaque site, nous avons mis en place un PCO, trois PFG et quatre appâts humains (cf. annexe 4) après avoir testé plusieurs protocoles. En particulier, nous avons diminué le nombre de pièges sur chaque site pour réaliser des captures simultanées sur un plus grand nombre de sites mais cela s'est révélé peu concluant. Les captures des moustiques dans les gîtes de repos n'ont été effectuées que dans le centre équestre de Martingale, car nous pouvions pénétrer aisément dans les locaux, ce qui était plus délicat chez des particuliers.

3.1.2.2 Planning

Trois séries de capture ont été organisées début mai, début juin et fin juin à fin juillet (cf. tabl. 4). Les mauvaises conditions météorologiques ne nous ont pas permis d'organiser une quatrième série de capture ; de plus, en raison du départ en congés de la plupart des agents, aucune capture n'a eu lieu en août. Nous avons effectué deux captures par semaine de la façon suivante : lundi et mercredi, capture sur les sites X et Y ; mardi et jeudi : tri des moustiques respectivement des sites X et Y.

Tabl.4 : Planning des captures

Site	1 ^{ère} visite	2 ^{ème} visite	Délai 1-2 ^{ème} série	3 ^{ème} visite	Délai 2-3 ^{ème} capture
M11	25-05	21-06	27 js	12-07	29 js
M21	04 et 05-05	14-06	40 js	28-07*	44 js
M22	04-05	07-06	34 js	28-06	21 js
M31	04-05	09-06	36 js	30-06	21 js
M51	13-05	16-06	34 js	05-07	19 js
M41	01-06*	23-06	22 js	26-07*	33 js
M61	08-07	-	-	-	-
M71	08-07	-	-	-	-
Moyenne			32 js		27,5 js

* Date des captures décalées en raison de fortes pluies. Elles ont été reprogrammées ultérieurement.
js= jours

3.1.3 Durée des captures

Les pièges ont été posés à 18h30 en moyenne en mai, à 16h en juin, à 15h en juillet et récupérés comme prévu, avant 9h ; les captures ont donc duré 12,5 heures à 16 heures. Nous avons essayé de commencer les captures plus tôt afin de faire correspondre la fin des journées des agents (15h), ce qui explique ces variations. Les captures sur appât humain commençaient généralement à l'heure, elles ont duré 3h30 en moyenne en mai, comme en juin. Elles ont cessé en juillet étant donné le risque accru de circulation de dengue à partir de cette période.

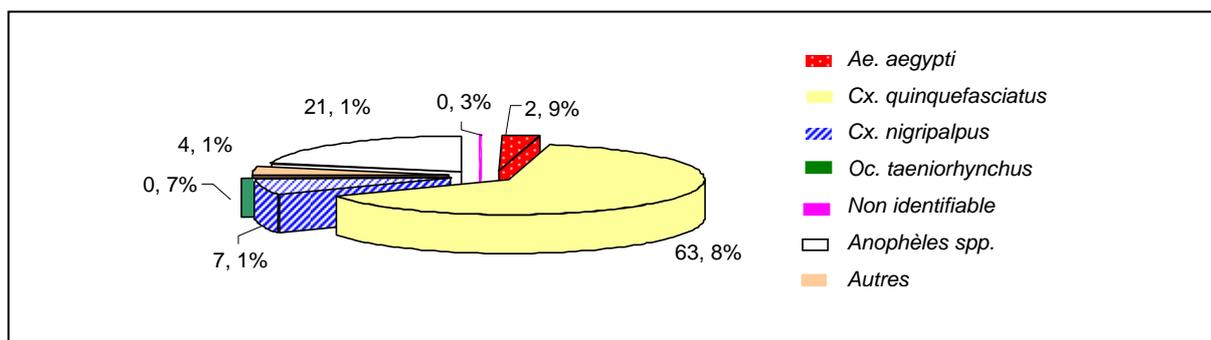
3.1.4 Tri et identification des moustiques

Les activités du service LAV-DSDS sont principalement centrées sur la lutte contre les nuisants et *Ae. aegypti*. Les compétences des agents en diagnose étaient donc hétérogènes et parcellaires. Ils ont donc été formés dans un premier temps à la reconnaissance des espèces ciblées par la surveillance et des principaux genres de moustiques, à l'aide de critères simples relevés dans des clefs de détermination existantes et synthétisés dans une clef présentée en annexe 5. En cas de doute, nous avons effectué quelques vérifications auprès d'A. Yébakima, entomologiste expert de l'OMS à la DSDS de Martinique.

3.2 Résultat des captures

3.2.1 Espèces capturées

Entre mai et juillet, nous avons capturé 4 282 moustiques de sept espèces différentes. Les plus nombreux étaient des *Cx. quinquefasciatus* (près de 64 % du total). Les autres étaient des *Cx. nigripalpus* (près de 7 %), des *Ae aegypti* (2.9 %), des *Oc. taeniorhynchus* (0.7 %) et des anophèles (0.3 %). Deux autres espèces, *Deinocerites magnus* (Théobald, 1901) et *Culex declarator* (Dyar et Knab, 1906) comptent pour 4.1 % du total capturé. De nombreux moustiques n'étaient pas identifiables, souvent à cause de la perte d'écaillés ou d'une partie du corps (cf. graphe 1). En plus des moustiques, les pièges pouvaient contenir d'autres insectes, parfois des mouches, des fourmis ou des araignées compromettant souvent la survie des moustiques.



Graph.1 : Espèces capturées dans l'ensemble des sites étudiés de mai à juillet.

Dans la plupart des sites et sur l'ensemble des captures, *Cx. quinquefasciatus* était l'espèce la plus fréquemment capturée (62,3 % à 86.6 % selon les sites) suivie par *Ae. aegypti* (jusqu'à 27.6 % selon les sites). *Ochlerotatus taeniorhynchus* semblait absent de la plupart des sites. *Culex nigripalpus* était majoritaire à Gabarre avec *De. magnus* (respectivement 33.7 % et 21.4 % des moustiques). Nous ne présentons pas les variations des effectifs observés avec le temps car les captures ne sont pas comparables entre elles.

3.2.2 Quantité de moustiques capturés

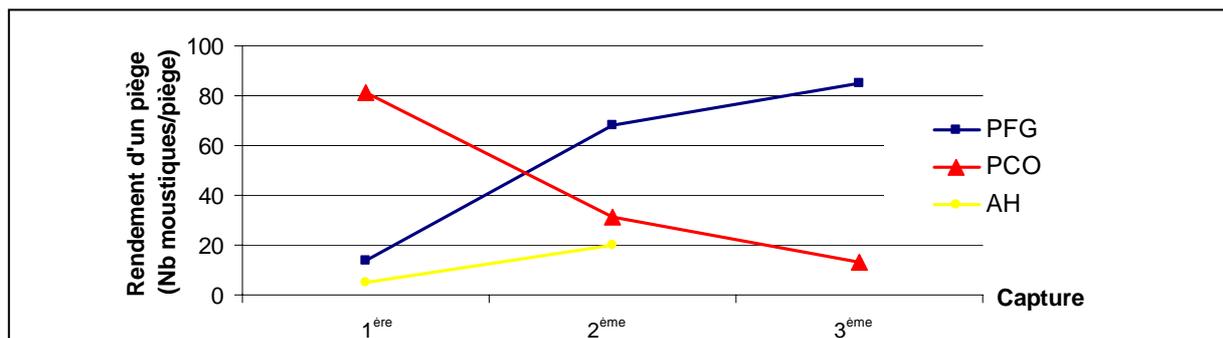
Le nombre de moustiques capturés par nuit variait, à nombre de piège égal, de 42 à 1062 en fonction des sites et de la période.

3.2.3 Fonctionnement des pièges

3.2.3.1 Rendement

D'après le graphe 2 et le tableau 5, représentant les rendements d'un piège en fonction de son type et du temps, les PFG sont de plus en plus productifs, contrairement au PCO dont le rendement chute fortement dès juin. Sur l'ensemble des captures, le PFG a le meilleur rendement moyen¹⁵ et les PFG ont permis de capturer 76,5 % des moustiques (cf. tabl. 5).

¹⁵ Nombre moyen de moustiques capturés sur l'ensemble des captures.



Graph.2 : Evolution du rendement d'un piège en fonction de son type et du mois de capture.

Tabl.5 : Nombre de moustiques capturés par type de piège.

Type de piège	1 ^{ère} capture		2 ^{ème} capture		3 ^{ème} capture		Sur toute l'étude		Rendement moyen / piège
	Par type	Par piège ¹⁶	Par type	Par piège	Par type	Par piège	Par type	Pourcentage	
PFG	150	14	1224	68	1790	85	3164	76,5	64
PCO	324	81	186	31	79	13	589	14,2	35
AH	61	5	320	20	-	-	381	9,2	4

En mai, le PCO avait très bien fonctionné, permettant seul de capturer 60.6 % des moustiques capturés en mai. Il était 6,5 fois plus productif qu'un PFG et presque 20 fois plus qu'un appât humain. En dehors d'un problème de batterie et d'une erreur de manipulation, le piège semblait fonctionner parfaitement toutes les autres fois.

3.2.3.2 Attractivité

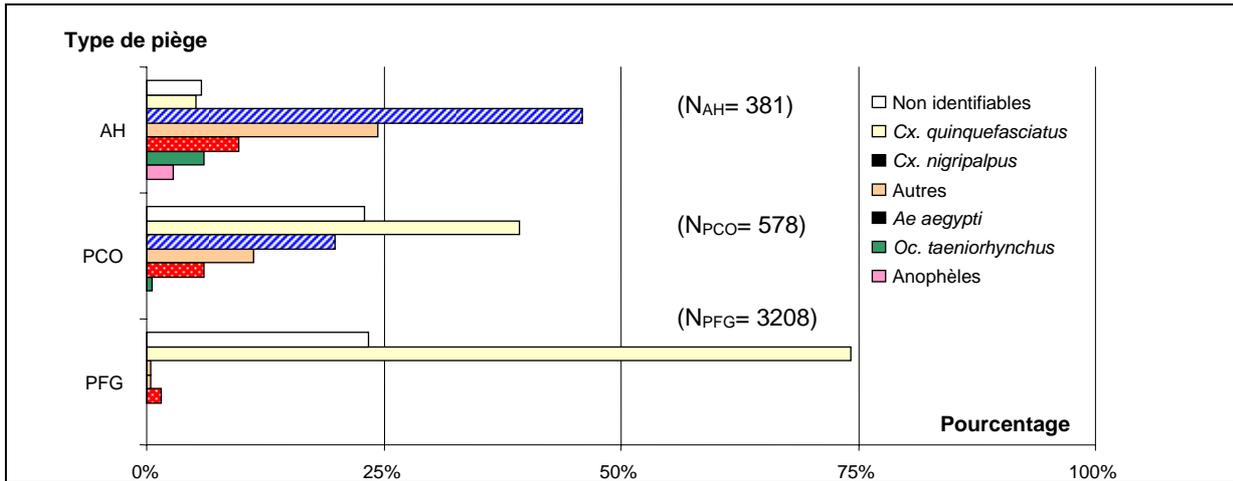
Comme le montre le graphe 3, chaque type de piège a permis d'attirer certaines espèces plus que d'autres. Le PCO et les appâts humains ont attiré en proportions comparables quatre espèces de moustiques ou plus, tandis que les PFG ont attiré presque exclusivement *Cx. quinquefasciatus* (74,2 % des moustiques attirés par ce type de piège) et semblent être beaucoup plus sélectifs que les PCO ou les appâts.

Le graphe 4 montre l'importance de chaque type de piège dans la capture des individus de chaque espèce. La grande majorité des *Cx. quinquefasciatus* a été capturée par les PFG, la plupart des *Cx. nigripalpus*, par les appâts humains et par le PCO, les *Ae. aegypti* ont été attirés autant par les trois types de pièges, tandis que les *Oc. taeniorhynchus* ont principalement été capturés sur appât.

3.2.4 Influence de la localisation des sites

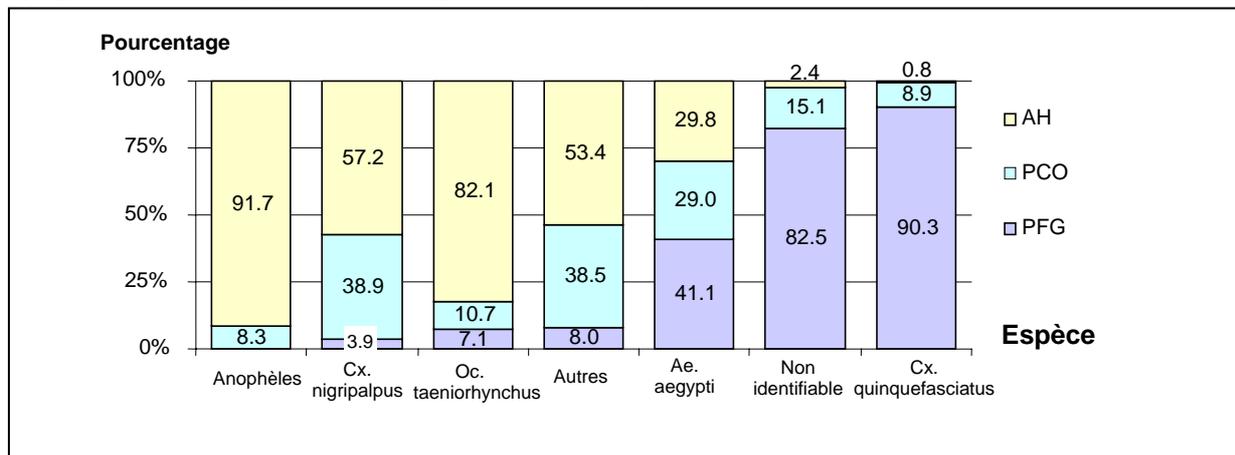
Nous avons capturé à peu près autant de moustiques à moins de 1 km de la forêt marécageuse que dans des sites plus éloignés (cf. tabl. 6). On peut noter que relativement peu de moustiques ont été capturés à Martingale (M21), pourtant victime régulièrement de nuisance. En réalité, des traitements ont été effectués quelques mois auparavant et le club a assaini les abords des écuries en même temps que nous mettions la surveillance entomologique en place, éliminant ainsi un important gîte larvaire.

¹⁶ Nous avons considéré que chaque piège capturerait autant de moustiques qu'un autre piège du même type, ce qui n'est pas tout à fait vrai car son emplacement influence le résultat de la capture.



Graph.3 : Nombre et proportion des espèces capturées selon le type de capture

Légende: N_{AH}, N_{PCO}, N_{PFG} = Nombre total de moustiques capturés respectivement par les appâts humains, les pièges à CO₂ et les pièges à femelles gravides, toutes espèces confondues.



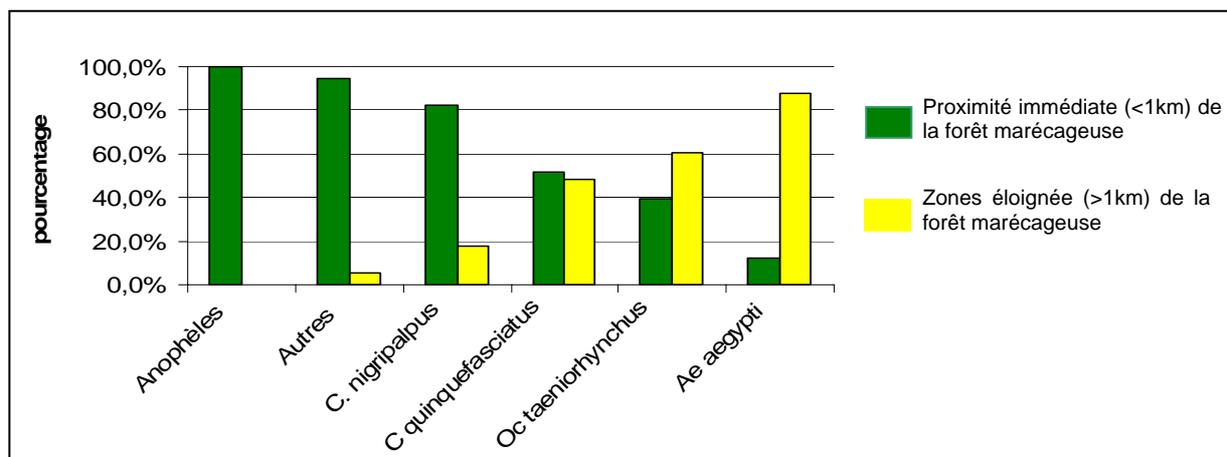
Graph.4 : Contribution de chaque type de piège dans la capture de chaque espèce

Tabl.6 : Comparaison du nombre de moustiques capturés dans les sites proches de la forêt marécageuse (< 1km), et plus éloignés.

Capture	Site	Hors forêt marécageuse		Site	Forêt marécageuse	
		Total moustiques par site			total moustiques par site	
1ère capture	M51	81		M21	134	
	M11	57		M22	3*	
	M41	359		M31	1*	
2 ^{ème} capture	M51	278		M21	106	
	M11	306		M22	463	
	M41	378		M31	208	
3 ^{ème} capture	M51	215		M21	42	
	M11	110		M22	266	
	M41	93		M31	1062	
Total	-	1877 (soit 45,1 %)		-	2285 (soit 54,9 %)	

Le graphe 5 (p. suivante) montre que les anophèles, les *Cx. nigripalpus* et les "autres espèces" (*De. magnus* principalement) ont été capturés en plus grand nombre ou exclusivement près de la forêt marécageuse. A l'inverse, les *Ae. aegypti* y étaient beaucoup moins nombreux que dans des zones plus éloignées, également plus urbanisées. Par contre, nous avons capturé

autant de *Cx. quinquefasciatus* dans chaque zone. Ces observations sont compatibles avec les habitats naturels de ces espèces (cf. annexe 5).



Graph.5 : Comparaison de la proportion de moustiques capturés dans la forêt marécageuse et en dehors, selon l'espèce

3.2.5 Captures sur Marie-Galante

Les deux sites de l'île ont fait l'objet d'une capture en juillet, la même journée, avec un nombre réduit de pièges sur chaque site, peu de moustiques ont été capturés (cf. tabl. 7). Les espèces capturées en grande majorité étaient des *Cx. quinquefasciatus* sur les deux sites et *Ae. aegypti* uniquement sur le site de Grand Bourg.

Tableau N°7 : Résultat des captures à Marie Galante

Site	Nombre et type de pièges	Nombre de moustiques capturés	Total
Grand Bourg (MG)	1 piège à CO2 et 1 à femelles gravides	81	125
Capesterre (MG)	2 pièges à femelles gravides.	44	

3.2.6 Analyses de laboratoire

Les pools de moustiques sont conservés à -80°C au CIRAD-EMVT, ils n'ont pas été analysés. En effet, la mise en place de cette surveillance entomologique ne s'est accompagnée d'aucune circulation virale apparente [Lefrançois et al., 2005]. Or, même lorsque le virus circule, les chances de détection du virus sont très faibles, il était donc inutile dans ce contexte d'effectuer des analyses étant donné leur coût. Les analyses pourront toujours être réalisées si les acteurs de la surveillance les considèrent nécessaires.

4 Discussion

4.1 Bilan de la mise en place

Globalement, le bilan est positif car la mise en place du volet a pu se faire sans interruption de mai à août car aucune mission prioritaire de la DSDS (circulation de dengue, inondations ou cyclone) n'a mobilisé les agents. Par ailleurs, les agents ont acquis des compétences en matière de piégeage et de diagnose. Ils ont été sensibilisés à une problématique de recherche, ce qui sort du cadre habituel de leurs missions. Aucun piège n'a été volé ou dégradé et le

contact avec les personnes chargées de leur sécurité a été bon. Cependant, plusieurs points doivent être améliorés à plusieurs niveaux.

4.2 Organisation de la surveillance

4.2.1 Sites

Le service LAV-DSDS est scindé en trois équipes: celle de GT intervient dans toute la GT et dans la partie nord de la BT jusqu'à Petit Bourg ; celle de BT intervient dans le reste de la BT et sur les îlets du Grand Cul de Sac Marin et celle de MG intervient sur MG. Le suivi de la plupart des sites était donc effectué par l'équipe de GT. Le suivi du seul site de BT nécessitait le déplacement d'un agent de l'équipe de BT la veille et le lendemain des captures pour prendre le matériel, la carboglace et ramener ensuite les moustiques et le matériel à la base de GT, ce qui surchargeait l'organisation de la surveillance. Le virus semble avoir circulé intensément à MG [Lefrançois et al., 2005] cependant cette île n'a pas été initialement incluse dans l'étude pour des raisons de coût principalement. L'enquête sérologique aviaire a été l'occasion de réaliser quelques captures de moustiques dans les élevages de poulets, mais l'unique capture n'a pas été concluante car le nombre de pièges était insuffisant pour effectuer les captures simultanément.

Afin de faciliter l'organisation de la surveillance et compte-tenu des moyens financiers limités, il a été décidé en concertation avec le CIRAD-EMVT et la DSDS de focaliser la surveillance sur des zones à risque de GC uniquement et de réduire le nombre de sites. Cependant, la grande motivation des agents de BT est à considérer et à saluer, des captures exceptionnelles pourraient être envisagées à l'îlet Fajou, zone *a priori* favorable à la circulation du virus et de forte concentration d'oiseaux.

Quatre sites ont donc été choisis: Martingale (site M21), la ferme Ti-Bou (qui n'a pas été suivi cette année mais l'a été dans le cadre de la surveillance aviaire), Gabarre (site M22) et Juston (M11). La mise en place de poulets sentinelles fin 2004 dans ces sites et l'existence d'un suivi sentinelle équin dans les centres équestres permettent de compléter et de resserrer le dispositif de surveillance. Les captures doivent reprendre dans ces sites en octobre 2004.

4.2.2 Diagnose des espèces

La formation en identification des espèces de moustiques pendant le stage a été brève et succincte mais a permis une concordance des résultats du tri entre les deux agents principalement impliqués dans ce travail. Pour des raisons de simplicité et de hiérarchisation des objectifs, nous n'avons pas identifié d'autres espèces car cela requiert des connaissances solides, actualisées et une pratique régulière. Néanmoins, une poursuite de la surveillance ne peut être envisagée sans formation approfondie d'une ou deux personnes dans ce domaine.

Dans cette optique, Francis Schaffner, entomologiste à l'EID-Méditerranée, a organisé une formation en Guadeloupe, du 13 au 17 décembre 2004, dont le thème était : « Les moustiques de Guadeloupe : systématique, biologie, écologie et identification ». Un bilan informel de la mise en place de la surveillance lui avait été transmis afin qu'il tienne compte des difficultés rencontrées. Sept agents ont participé à la formation à l'issue de laquelle des tests d'identification ont été effectués sur trois espèces parmi la dizaine étudiée. Ils ont été réussis à 76 %. La formation a répondu aux attentes de Joël Gustave car il y avait un réel besoin étant donné que les agents étaient plus axés sur la surveillance de routine des vecteurs de la Dengue. Les stagiaires ont totalement apprécié et étaient demandeurs pour un prolongement.

Des suites sont envisagées, en particulier l'organisation d'un séminaire complémentaire sur l'identification et l'écologie des larves, une collaboration entre l'EID-Méditerranée et la

DSDS de Guadeloupe afin d'améliorer la clé d'identification des moustiques ainsi qu'une formation plus complète d'un ou deux agents.

Il serait également intéressant de constituer une collection des moustiques de Guadeloupe, à laquelle les agents puissent se référer. En août, plusieurs individus de *Cx. nigripalpus*, *Cx. quinquefasciatus*, *Ae. aegypti*, *Oc. taeniorhynchus*, *De. magnus* et *An. albimanus* ont été capturés et conservés provisoirement dans des tubes épendorfs (remplis de silicagel et de coton recouvert de papier afin que le coton n'abîme pas les individus).

4.2.3 Horaires de capture

En raison de contraintes organisationnelles internes à la DSDS, certaines captures n'ont pas suivi le protocole initialement prévu. La pose des pièges pendant les horaires des agents (7h-15h) semblait faciliter le déroulement des captures. Pour connaître les effets d'une pose précoce, nous avons effectué un test en débutant une capture à 9h, puis nous avons observé le contenu des pièges à 12h, 16h et 18h et en avons récupéré le contenu le lendemain à 9h. Cette expérience a montré qu'aucun moustique n'avait été capturé avant 16h, par contre, des parasites (fourmis, araignées) avaient eu le temps de s'introduire ce qui avait compromis la survie et l'intégrité de la plupart des moustiques...

Une alternative consisterait à poser les pièges vers 15h, ce que nous avons fait pour les dernières captures, et installer quelques dispositifs simples pour éviter l'introduction de nuisants (isolement des pièges posés sur le sol par de l'eau, isolement des pièges suspendus par de la glue ou du miel).

4.2.4 Utilisation des pièges

L'utilisation des PFG et du PCO a permis de connaître les espèces qui étaient attirées par ces pièges ainsi que leur productivité en Guadeloupe. Cependant des captures continues sur une ou deux années sont nécessaires pour mieux connaître la dynamique de ces populations. Nous avons utilisé 3 PFG et 1 PCO, l'idéal serait de placer le même nombre de pièges de chaque type pour équilibrer les résultats. Nous allons discuter des résultats obtenus avec chaque type de piège afin de proposer des améliorations.

4.2.4.1 Captures sur appât humain

Ce procédé n'a pas permis la capture d'un grand nombre de moustiques. Cela peut être en partie dû au fait qu'en mai – juin les populations vectorielles étaient globalement faibles et peu agressives. Par ailleurs, même lorsque les moustiques sont très agressifs, le rendement peut être moyen si tous les moustiques deviennent agressifs simultanément, dépassant les capacités du captureur, c'est ainsi que « seulement » 144 moustiques ont été capturés sur un appât piqué plus de 340 fois en moins d'une heure.

Enfin, les séances peu productives sont particulièrement démotivantes et ressenties comme longues. Mais surtout, l'emploi de ce procédé pour la surveillance d'arboviroses est discutable en zone endémique de dengue car les agents courent le risque de contracter la maladie surveillée ou la dengue. Bien que les appâts attirent de nombreuses espèces de moustiques, d'autres procédés comme les PCO pourraient les remplacer. Leur maintien ne paraît donc pas justifié dans le cadre de la surveillance entomologique.

4.2.4.2 Pièges à femelles gravides

Ces pièges ont très bien fonctionné et ont permis la collecte d'un grand nombre de moustiques. Leur intérêt est que les femelles gravides ont pris au moins un repas sanguin ce qui augmente les chances de détection de virus. Ils ont attiré presque exclusivement des *Cx.*

quinquefasciatus et très peu de *Cx. nigripalpus* et d'*Ae. aegypti*; *Cx. quinquefasciatus* est en effet particulièrement attiré par les infusions de foin [Hazard et al., 1967] et la solution était parfois laissée à macérer plus longtemps que nécessaire (jusqu'à 21 jours), ce qui les attirait d'autant plus. Il est normal de n'avoir observé aucune femelle d'*Oc. taeniorhynchus* qui ne pond que sur de la terre humide...

Il serait intéressant d'essayer d'augmenter l'attractivité des pièges vis-à-vis d'une ou plusieurs espèces en particulier en modifiant la solution de mélange. Pour *Ae. aegypti*, on pourrait simplement réduire la durée de macération ou ne mettre que de l'eau douce et en observer l'effet (puisque cette espèce préfère les eaux propres et claires). Pour *Cx. nigripalpus*, l'utilisation de la solution de Ritchie (milieu de Reiter mélangé au tiers d'isopropanol) pourrait faciliter leur capture [Ritchie, 1984]. Il n'existe pas de PFG pour *Oc. taeniorhynchus* dans la bibliographie, cependant, on pourrait s'inspirer des travaux de Wallace qui a développé un piège d'oviposition avec des serviettes imbibées d'eau et recouvertes de feuilles ; placer au dessus de ce dispositif une colonne aspirante et un filet permettrait peut-être la capture des femelles. Cela demande du bricolage, des essais et du temps, ce qui n'est pas envisageable dans l'immédiat. Par contre, les deux premières pourraient être testées assez facilement et éventuellement adoptés si les résultats se révélaient concluants.

4.2.4.3 Piège à CO₂

Le premier problème que nous avons rencontré était l'obstruction des trous du piège par de la glace. En effet, l'humidité de l'air était telle que de l'eau qui se formait au contact du piège et ruisselait jusqu'aux trous du réservoir de carboglace, où elle gelait étant donné la température de la carboglace. Nous avons donc mis en place un dispositif absorbant autour du réservoir et surélevé la carboglace à l'aide d'une grille pour que la température soit moins froide au niveau des trous. Ces deux solutions se sont révélées assez efficace pour la suite des captures. La chute de rendement du PCO entre les premières et les dernières captures peut s'expliquer de deux manières. La première hypothèse est que la population vectorielle était vieillissante, comportant plus de femelles gravides que de femelles à jeun ou néonates (cela expliquerait également l'augmentation concomitante de productivité des PFG). L'autre possibilité est que les pièges aient interférés entre eux. Pour éviter ces problèmes, les spécialistes recommandent de les placer à plusieurs centaines de mètres les uns des autres [guidelines CDC], or nous les avons espacés de moins de 100 m le plus souvent. D'autres paramètres, comme le sens et la force du vent peuvent accentuer ces phénomènes. Pour optimiser les captures ultérieures, il faudrait donc en tenir compte et espacer les pièges de 150 à 200 m au moins.

L'attractivité du PCO a été moyenne pour *Cx. nigripalpus* et faible pour *Oc. taeniorhynchus*. Des substances attractives peuvent être ajoutées à la carboglace pour attirer plus spécialement une espèce. Par exemple l'octénol a des effets synergiques avec le CO₂ sur l'attraction d'*Oc. taeniorhynchus* mais donne des résultats plus mitigés pour *Cx. nigripalpus* [Takken et al., 1989 ; Kline et al., 1991]. L'acide lactique permet d'attirer significativement plus de *Cx. nigripalpus* [Kline et al., 1990] mais réduit sensiblement la capture d'*Ae. aegypti*, pour qui le meilleur piège reste l'appât humain d'après Canyon [Canyon et al., 1997]. On pourrait envisager de faire de tels ajouts pour cibler les espèces potentiellement vectrices, cependant, il faut en évaluer le coût, la faisabilité et l'efficacité.

4.2.4.4 Bilan

Pour la poursuite de la surveillance, les captures sur appâts humains ne sont pas justifiées, par contre le maintien des deux autres procédés en plaçant 2 pièges de chaque type permet de

capturer trois des quatre espèces cibles. Pour équilibrer les résultats de capture, on peut envisager d'apporter quelques modifications simples :

- Diminuer la durée de macération de la solution du PFG et observer l'efficacité des captures sur les espèces autres que *Cx. quinquefasciatus*,
- Tester l'ajout d'isopropanol et d'octénol aux PCO sur les captures de *Cx. nigripalpus* et *d'Oc. taeniorhynchus*.

Le rendement des pièges est très variable d'une capture à l'autre car il dépend de facteurs météorologiques, de l'abondance et de la structure d'âge des populations mais aussi de l'emplacement des pièges (zones ombragées et fraîches, riches en végétation, loin des autres pièges). Tous ces éléments doivent être pris en considération afin d'optimiser les captures.

4.3 Etude de la population capturée

Nous ne pouvons faire qu'une interprétation limitée des résultats des captures, néanmoins nous pouvons discuter de la représentativité de l'échantillon et des densités observées.

4.3.1 Représentativité de l'échantillon

Etant donné que nous recherchons le virus et le vecteur du WN, nous ne cherchons pas à avoir un échantillon représentatif de l'ensemble de la population vectorielle. Les pièges que nous avons choisis sont ceux qui sont le plus fréquemment utilisés pour la surveillance d'arboviroses et qui ont permis de capturer les espèces souhaitées en Guadeloupe ceci en proportions variables.

Pour interpréter les effectifs capturés, il faut tenir compte de la saison à laquelle les espèces sont normalement actives. De plus, l'abondance et l'activité des moustiques varient en fonction de nombreux paramètres météorologiques, en particulier de la température, des précipitations et de l'humidité relative [Reiter, 1988 ; Clements et al., 1999]. Mais l'activité des moustiques peut varier sur de courtes échelles de temps en fonction des conditions météorologiques, de même que les résultats des captures. Des captures mensuelles sont donc largement insuffisantes et donnent une image biaisée de la réalité, de même que l'utilisation en surnombre des PFG sélectifs et très productifs. On peut améliorer la représentativité de l'échantillon en équilibrant les pièges, en augmentant la fréquence des captures (1 ou 2 captures hebdomadaires) et en allongeant la durée des captures (2 nuits successives au lieu d'une).

4.3.2 Densité vectorielle

Si l'on peut dire que les espèces capturées en quantité importante sont sans doute abondantes dans le site, l'interprétation de la capture d'un faible nombre d'individus d'une espèce est plus délicate. Effectivement, il peut s'agir d'une espèce minoritaire, d'une espèce abondante mais faiblement attirée par les pièges ou bien accidentelle dans le site. Dans ce cas, l'étude des gîtes larvaires sur le site et autour permet de distinguer une espèce accidentelle d'une autre installée et d'avoir une idée de son importance. La densité apparente d'une espèce dans les pièges ne reflète donc pas nécessairement sa densité réelle d'autant plus qu'elle n'attire qu'une fraction de la population (gravide ou à jeun selon les pièges). De la même façon, il est difficile d'interpréter les variations d'effectifs entre des captures peu fréquentes car celles-ci peuvent refléter les variations de la population tout comme des mauvaises conditions de captures d'un jour à l'autre...

En ce qui nous concerne, *Cx. quinquefasciatus* et *Ae. aegypti*, qui sont des espèces très communes en Guadeloupe étaient présentes en nombre important sur l'ensemble des sites (bien que peu d'*Ae. aegypti* aient été capturés, nous en avons observé très souvent). *Culex nigripalpus* et *De. Magnus*, communes également, ne constituaient des populations importantes qu'en mai – juin et dans des zones proches de la mangrove principalement.

4.4 Vecteur de WN en Guadeloupe

4.4.1 Détermination du vecteur

La détermination du vecteur principal passe par la démonstration de plusieurs éléments:

- que l'espèce ait été retrouvée naturellement infecté à plusieurs reprises sur le terrain,
- qu'elle soit compétente en laboratoire,
- qu'elle ait des préférences trophiques compatibles avec son rôle dans le cycle et
- que sa population soit abondante pendant la période d'amplification (pour les vecteurs enzootiques), ou pendant celle de transmission aux hôtes tangentiels (pour les vecteurs épizootiques).

Nous n'avons donc pas d'éléments concrets pour suspecter une espèce particulière et, seuls les résultats d'une surveillance entomologique prolongée et pendant un nouvel épisode de circulation viral en Guadeloupe pourront apporter des informations complémentaires fondamentales pour la détermination du vecteur. De plus, bien que la compétence vectorielle pour les espèces cibles soit connue aux USA, elle devrait être testée sur les espèces guadeloupéennes car des populations différentes d'une espèce vectrice peuvent ne pas manifester la même capacité à transmettre un agent pathogène [McIntosh et al., 1976]. Enfin, l'existence de barrières températures - dépendantes sur la compétence vectorielle pourrait également expliquer des différences entre des populations américaines et subtropicales [Hardy et al., 1983].

Cependant, nous pouvons affiner les hypothèses sur le vecteur en nous appuyant sur la bibliographie et sur les résultats d'une étude épidémiologique analytique qui visait à déterminer les facteurs de risque de séropositivité WN chez les équidés de Guadeloupe, ainsi que les conditions météorologiques favorables à la circulation du virus.

4.4.2 *Culex nigripalpus* vecteur potentiel ?

Culex nigripalpus est le vecteur de WN en Floride. Dans les modèles de régression logistique expliquant le mieux le risque de séropositivité des équidés, la proximité de la forêt marécageuse (< 1.5 km), habitat de nombreux oiseaux et de *Cx. nigripalpus* pendant les périodes sèches, était un indicateur de risque important [Pradel, 2005].

En outre, une année favorable à la transmission du WN en Guadeloupe semblait caractérisée par un carême plus chaud et plus humide que la normale, suivi d'un hivernage chaud et contrasté du point de vue des précipitations (alternance régulière de périodes sèches et humides) [Pradel, 2005]. En Floride un premier semestre plus humide que la normale s'était accompagné de populations estivales de *Cx. nigripalpus* plus importantes [Zyzak et al., 2002]. La bibliographie mentionne que la rupture d'une période sèche par un ou plusieurs épisodes pluvieux importants (>50mm en moins de 72h) est déterminante pour l'abondance des populations de *Cx. nigripalpus* en Floride [Day, 1990]. Elle est également d'autant plus favorable aux populations vectorielles et à la transmission virale que ces épisodes sont fréquents et régulièrement espacés par de longues périodes sèches (les femelles gravides attendent la formation des gîtes larvaires adéquats, la durée du cycle gonotrophique augmente comme la proportion de femelles gravides dans la population) [Day et al., 1994].

La recherche de tels évènements pluvieux selon ces critères en Guadeloupe a montré que 2002 était la seule année favorable à *Cx. nigripalpus* entre 2000 et 2004 [Pradel, 2005]. Enfin, une particularité de cette espèce est sa grande sensibilité à la variation de l'humidité relative (HR). Pendant des périodes sèches, *Cx. nigripalpus* est ornithophile et vit dans les zones densément boisées, plus humides. A l'occasion de fortes précipitations et quand l'HR devient très élevée, les femelles gravides pondent, deviennent mammophiles et quittent la forêt pour les pâturages à la recherche d'hôtes [Edman et al., 1968].

L'ensemble de ces éléments, ainsi que l'étude des conditions météorologiques en Guadeloupe depuis 2001 permettent d'établir un scénario de transmission possible : le cycle d'amplification pourrait avoir débuté dans la mangrove ou dans la forêt marécageuse, entre les oiseaux et *Cx. nigripalpus*, et ce d'autant plus facilement que les températures étaient plus élevées que la normale pendant la période de nidification, où la population sensible est importante. Début juin, un épisode de sécheresse intense et l'augmentation des températures auraient accéléré le cycle d'amplification et réduit la période d'incubation extrinsèque, rapproché les vecteurs des populations aviaires, et accéléré le développement larvaire dans les gîtes formés pendant le carême. Les précipitations soudaines de mi-juin, mi-juillet, septembre et octobre auraient entraîné la ponte simultanée de nombreuses femelles gravides, suivie de vagues de transmission aux mammifères [Pradel, 2005].

Les critères utilisés en Floride ne sont peut-être pas comparables pour la Guadeloupe où la structure et la texture du sol ne sont pas les mêmes et les populations de *Cx. nigripalpus* différentes.

Il est important de noter que d'autres espèces de moustiques que *Cx. nigripalpus* peuvent jouer un rôle. La recherche du vecteur reste primordial pour adopter un programme de lutte adéquat et ciblé sur les gîtes larvaires des vecteurs, qui peuvent être très variés (cf. annexes 7 et 8).

Conclusion/ perspectives

Cette étude entomologique préliminaire a permis de mettre en place la surveillance entomologique avec les agents de la DSDS / service de démoustication. Afin que cette surveillance apporte des données intéressantes et exploitables par le réseau de surveillance, il faudrait améliorer certains aspects, notamment quand les moyens de la DSDS et la disponibilité des agents le permettront. En particulier, il faudrait disposer d'un plus grand nombre de pièges, augmenter la fréquence des captures (une par semaine ou tous les quinze jours) éventuellement avec 2 nuits de captures au lieu d'une. Une surveillance continue sur plusieurs mois à partir de mai jusqu'à la fin de la saison des pluies (décembre) et sur plusieurs saisons permettrait de connaître les fluctuations des populations et d'améliorer les connaissances sur la biologie des espèces d'intérêt.

Une enquête entomologique est coûteuse et lourde en terme de personnel, de temps et de matériel. Les agents de la DSDS ont des missions prioritaires, en particulier pendant la période cyclonique, ce qui se répercute sur la disponibilité des agents pour la surveillance WN. Un volet entomologique dans le cadre de la surveillance de ce virus peut constituer un pilier en terme d'alerte précoce mais uniquement si tous les moyens pour la bonne réalisation de cette enquête sont mis en œuvre. Les conditions actuelles et le budget quasi inexistant ne permettent pas d'envisager une surveillance entomologique ambitieuse avec un rôle d'alerte précoce en Guadeloupe.

Cependant son maintien est important pour connaître le vecteur et isoler la souche ; un suivi régulier d'un nombre réduit de sites (quatre sites situés dans une zone à risque) à court terme est envisageable. Une inter-relation entre les différents volets de la surveillance WN est nécessaire pour inclure éventuellement de nouveaux sites, en cas de circulation virale, pour avoir une valence entomologique dans un site « actif ».

Outre la détermination du vecteur, l'isolement de la souche, ou au moins son identification, à partir de pools de moustiques reste une priorité en Guadeloupe. En effet, son analyse génétique permettrait d'expliquer l'absence de cas cliniques chez les équidés infectés et de tester l'hypothèse de la circulation d'une souche atténuée comme cela a été envisagé au Texas et à Mexico [Davis et al., 2004]. Cette identification peut aussi être obtenue par l'enquête sentinelle sur oiseaux domestiques.

Bien que le virus n'ait plus circulé depuis 2002, il est toujours présent en Floride et dans d'autres régions orientales des USA et du Canada ; une introduction par des oiseaux migrateurs en provenance de ces zones est donc toujours possible dans les Caraïbes.

Après une circulation importante en Guadeloupe, un cycle local pourrait s'être établi. En effet quelques séroconversions ont été détectées depuis 2002 par les surveillances équine et aviaires [Lefrançois, comm. pers.]. La circulation se faisant donc peut-être à très bas bruit, il émergera peut-être à la faveur de conditions particulières, comme celles observées en 2002.

Cependant, bien que nous soyons dans une zone tropicale, le virus semble ne circuler qu'épisodiquement, tandis qu'elle se poursuit chaque année aux USA, qui pourraient constituer un réservoir important pour ces zones. Cette situation s'inversera peut-être lorsque le système sera en équilibre : l'établissement du virus dans les zones néotropicales pourrait faire de ces régions un réservoir de virus pour le reste du continent américain et, en particulier, pour l'Amérique du Sud...

Bibliographie

1. **ABDELHAQ, AT.** West Nile Virus Fever in horses in Morocco. *Bulletin de l'OIE* 1996. **11**: 867–869.
2. **ALPERT, S.G., FERGERSON, J. et NOEL, L.P.** Intrauterine West Nile Virus: ocular and systemic findings. *Am. J. Ophthalmol.* 2003, **136** (4):733-735.
3. **ANDERSON J.F., MAIN A.J., ANDREADIS T.G. et al.** Trans-stadial transfer of West Nile Virus by three species of Ixodid ticks (Acari: Ixodidae). *J. Med. Entomol.* 2003, **40** (4):528-533
4. **BAQUAR, S., HAYES, C., MURPHY, J. et al.** Vertical transmission of West Nile Virus by *Culex* and *Aedes* species mosquitoes. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 1993, **487** (6):757-762.
5. **BEASLEY, D.W.C., LI, L., SUDERMAN, M.T. et al.** Mouse Neuroinvasive Phenotype of West Nile Virus Strains Varies Depending upon Virus Genotype. *Virology*. 2002, **296** (1):17-23.
6. **BENTLEY and DAY J.F.** Chemical ecology and behavioural aspect of mosquito oviposition. *Ann. Rev. Entomol.* 1989, **34**:401-421.
7. **BLITVICH, B.J., BOWEN, R.A., MARLENEE, N.L. et al.** Epitope-Blocking Enzyme-Linked Immunosorbent Assays for Detection of West Nile Virus Antibodies in Domestic Mammals. *J. Clin. Microb.* 2003, **41** (6):2676-2679.
8. **BLITVICH, B.J., FERNANDERZ-SALAS, I., CONTRERAS-CORDERO, J.F. et al.** Serologic Evidence of West Nile Virus Infection in Horses, Coahuila State, Mexico. *Emerg. Infect. Dis.* [online] 2003, **9** (7):853-856.
9. **BRINTON, M.A.** The molecular biology of West Nile Virus: a new invader of the Western Hemisphere. *Annu Rev. Microbiol.* 2002, **56**:371-402.
10. **CANTILE, C., DI GUARDO, G., ELENI, C. et al.** Clinical and neuropathological features of West Nile virus equine encephalomyelitis in Italy. *Equine Vet. J.* 2000, **32**:31-5.
11. **CANYON, D.V. and HILL J.L.** Efficacy of carbon dioxide, 1-octen-3-ol, and lactic acid in modified Fay-Prince traps as compared to man-landing catch of *Aedes aegypti*. *J. Am. Mosq. Control Assoc.* 1997, **13**: 66-70.
12. **CALISHER, C.H., KARABATSOS, N., DALRYMPHE, J.M. et al.** Antigenic relationships between flaviviruses as determined by cross – neutralisation test with polyclonal antisera. *J. Gen. Virol.* 1989, **70**:37 – 43.
13. **CERNESCU, C., NEDELCU, N., TARDEI, G. et al.** Continued transmission of West Nile virus to humans in south-eastern Romania, 1997-1998. *J. Infect. Dis.* 2000, **181**:710-712.
14. **CHAUD, P., GONZALEZ, J.P. et HUBERT, B.** "Objectif pour un système national et/ou régional de surveillance de la dengue dans les domaines de l'alerte et du suivi des tendances" *cédérom* : 54-68 In YEBAKIMA, A., CORRIVEAU, R. et PHILIPPON, B. La dengue dans les départements français d'Amérique : comment optimiser la lutte contre cette maladie ? Paris, IRD Éditions, 2003, 208 p.
15. **CLEMENTS, A.N.** The modification of adult behaviour by geophysical and climatic factors. In *The biology of mosquitoes*. Vol. 2. Sensory reception and behaviour. London, CABI Publishing, 1999: 263-286.
16. **CLEMENTS, A.N.** The physiology of mosquitoes. 1963 New York: Mac Millan 393pp.
17. **CORNEL, A.J., JUPP, P.G. and BLACKBURN, N.K.** Environmental temperature effect on the vector competence of *Culex univittatus* (Diptera: Culicidae) for West Nile Virus. *J. Med. Entomol.* 1993, **30** (2):449-456.
18. **DAVIS, C.T., BEASLEY, D.W.C., GUZMAN, G. et al.** Emergence of attenuated West Nile variants in Texas, 2003. *Virology*. 2004, **330**: 342-350.
19. **DAY, J. et CURTIS, G.A.** When it rains, they soar- and that makes *Culex nigripalpus* a dangerous mosquito *Am. Entomologist*.1994, **Fall**: 162-167.
20. **DAY, J.** Rainfall-directed oviposition behavior of *Culex nigripalpus* (Diptera: Culicidae) and its influence on Saint Louis Encephalitis virus transmission in Indian River County, Florida *J. Med. Entomol.* 1990, **27** (1):43-50.
21. **DOHM, D., O'GUINN, M. et TURELL, M.** Effect of environmental temperature on the ability of *Culex pipiens* (Diptera: Culicidae) to transmit West Nile Virus. *J. Med. Entomol.* 2002, **39** (1):221-225.
22. **DURAND, B., CHEVALIER, V., POUILLON, R., et al.** West Nile Virus outbreak in horses, Southern France, 2000: Results of a serosurvey. *Emerg. Infect. Dis.* 2002, **8** (8):777-782.
23. **DURAND, B., DAUPHIN, G., LABIE, J., et al.** Résultat d'une enquête sérologique sur l'infection à virus West Nile chez les équidés dans le Var, en 2003 *Environnement Risque et Santé*. 2005, **4** (2):114-118.

24. DUPUIS, A.P., MARRA, P.P. et KRAMER, L.D. Serologic evidence of West Nile Virus transmission, Jamaica, West Indies. *Emerg. Infect. Dis.* [online] 2003, **9** (7):860 – 863.
25. EDMAN, J. et TAYLOR, D. *Culex nigripalpus*: seasonal shift in the bird mammal feeding ratio in a mosquito vector of human encephalitis. *Science*. 1968, **161** (836):67-68.
26. EIDSON, M., KRAMER, L., STONE, W. et al. Dead Bird Surveillance as an early warning system for West Nile virus. *Emerg. Infect. Dis.* [online] 2001, **7** (4):631 – 635.
27. EPSTEIN, P. West Nile virus and the climate. *J. Urban Health*. 2001, **78** (2):367-71.
28. FARFAN-ALE, J.A., BLITVICH, B.J., LORONO-PINO, M.A. et al. Longitudinal studies of West Nile virus infection in avians, Yucatan State, Mexico. *Vector Borne Zoonotic Dis.* 2004, **4** (1):3-14.
29. FERNANDEZ-SALAS, I., CONTRERAS-CORDERO, J.F., BLITVICH, B.J. et al. Serologic evidence of West Nile Virus infections in birds Tamaulipas State, Mexico. *Vector Borne Zoonotic Dis.* 2003, **3** (4):209-213.
30. GARMENDIA, A.E., VAN KRUINIGEN, H.J. et FRENCH, R.A. Recovery and identification of West Nile Virus from a hawk in winter. *J. Clin. Microbiol.* 2000, **38**(8):3110–3111.
31. GILADI, M., MERZKOR-COTTER, E., MARTIN, D.A. et al. West Nile encephalitis in Israel, 1999: The New York Connection. *Emerg. Infect. Dis.* [online] 2001, **7** (4):674-678.
32. GODDARD, L.B., ROTH, A.E., REISEN, W.K. et al. Vector competence of California mosquitoes for West Nile virus. *Emerg. Infect. Dis.* [online] 2002, **8**(8): 1385-1391.
33. HAN, L.L., POPOVICI, F., ALEXANDER, J.P. et al. Risk factors for West Nile Virus infection and meningoencephalitis, Romania, 1996. *J. Infect. Dis.* 1999; **179**:230–233.
34. HARDY, J.L., HOUK, E.J., KRAMER, L.D. et al., Intrinsic factors affecting vector competence of mosquitoes to arboviruses. *Ann. Rev. Entomol.* 1983, **28**:229-262.
35. HARS, J., PRADEL, J., AUGE, P. et al., Programme de surveillance de l'infection de l'avifaune par le Virus West Nile en 2003 en Petite et Grande Camargue. 2004, Rapport Final ONCFS/DGAL 23 p.
36. HARS, J., AUGE, P., CHAVERNAC, D. et al. Programme de surveillance de l'infection de l'avifaune par le virus West Nile en 2002 en Petite et Grande Camargue. 2003, Rapport final ONCFS/DGAL. 17p.
37. HARS, J., AUGE, P., BALANCA, G. et al.. (2002): Programme de surveillance de l'infection de l'avifaune par le virus West Nile en 2001 en Petite et Grande Camargue. 2002, Rapport final ONCFS/DGAL. 21p.
38. HAZARD, E.I., MAYER, M.S. et SAVAGE, K.E. Attraction and oviposition stimulations of gravid female mosquitoes by bacteria isolated from hay infusion. *Mosq. News*. 1967, **27**:133-136.
39. HEINZ, F.X., COLLET, M.S., PURCELL, R.H. et al. Flaviviridae in: VAN REGENMORTEL, M.H.V, FAUQUET, C.M., BISHOP, D.H.L. et al. editors. Virus taxonomy, classification and nomenclature of viruses. 7th report of the international committee for the taxonomy of Viruses. San Diego: academic Press, 2000: 859-78.
40. HUBALEK, Z. et HALOUZKA, J. West Nile fever, a re-emerging mosquito borne viral disease in Europe. *Emerg. Infect. Dis.* 1999, **5** (5):643–650.
41. IBENE, B. Conservation de la faune sauvage de l'archipel guadeloupéen : espèces sensibles et menacées, dangers, mesures de sauvegarde. Th.: Med. Vet.: Toulouse: 2000-TOU 3.
42. JIA, X-Y., BRIESE, T., JORDAN, I. et al. Genetic analysis of West Nile New York 1999. *The Lancet*. 1999, **354**:1971-1972.
43. JUPP, P.G. The ecology of the West Nile virus in South Africa and the occurrence of outbreaks in humans. *Ann. N. Y. Acad. Sci.* 2001, **951**: 143-152.
44. KLENK, K., SNOW, J., MORGAN, K. et al. Alligator as West Nile amplifiers, *Emerg. Infect. Dis.*[online] **10** (12): 2150-2155.
45. KLINE, D.L., WOOD, J.R. et CORNELL, J.A. Interactive effects of 1-octen-3-ol and carbon dioxide on mosquito (Diptera: Culicidae) surveillance and control. *J. Med. Entomol.* 1991; **28**(2):254-8.
46. KLINE, D.L., TAKKEN, W., WOOD, J.R. et al. Field studies on the potential of butanone, carbon dioxide, honey extract, 1-octen-3-ol, L-lactic acid and phenols as attractants for mosquitoes. *Med. Vet. Entomol.* 1990; **4**:383-91.
47. KOMAR, O., ROBBINS, M.B., KLENK, K. et al. West Nile Virus Transmission in resident birds, Dominican Republic. *Emerg. Infect. Dis.* [online] 2003, **9** (10):1299-1302.
48. KOMAR, N., LANGEVIN, S., HINTEN, S., et al. Experimental infection of North American birds with the New York 1999 strain of West Nile virus. *Emerg. Infect. Dis.*, March, 2003, **9** (3):311-322.

49. **LASOWSKI, N.Y., AVIVI, A., GOLDWASSER, R. et al.** Survey for antibodies to arboviruses in the serum of various animals in Israel during 1965–1966. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 1969; **18**:416–422.
50. **LANCIOTTI, R., ROEHRIG, J., DEUBEL, V. et al.** Origin of the West Nile Virus responsible for an outbreak of encephalitis in the North-eastern United States. *Science.* 1999, **286** (5448):2333-2337.
51. **LAWRIE, C.H., UZCATEGUI, N.Y., GOULD, E.A et al.** ixodid and argasid Tick Species and West Nile Virus *Emerg. Infect. Dis.* [online] 2004, **10** (4):268-74.
52. **LEFRANCOIS, T., BLITVICH, B.J., PRADEL, J. et al.** West Nile virus surveillance, Guadeloupe, 2003–2004. *Emerg. Infect. Dis.* [online]. 2005, **11**(7):1100-1103.
53. **LEFRERE, J-J., ALLAIN, J-P., PRATI, D. et al.,** On behalf of the blood and organ transmissible infectious agents (BOTIA) group West Nile virus and blood donors. *Lancet*, 2003, **361**:2083-2084.
54. **LICHTENSTEIGER, C.A., HEINZ-TAHENY, K., OSBORNE, T.S., et al.** West Nile virus encephalitis and myocarditis in wolf and dog. *Emerg. Infect. Dis.*[online], 2003, **9** (10):1303-1306.
55. **LORONO-PINO, M.A., BLITVICH, B.J., FARFAN-ALE, J.A. et al.** Serologic evidence for West Nile virus infection in horses, Yucatán State, México. *Emerg. Infect Dis.* 2003, **9**:857–859.
56. **MALKINSON, M., BANET, C., WEISMAN, Y. et al.** Introduction of West Nile virus in the Middle East by migrating white storks. *Emerg. Infect. Dis.* [online] 2002, **8** (4):392–397.
57. **MALKINSON, M., BANET, C., KHNICH, Y., et al.** Use of live and inactivated vaccines in the control of West Nile fever in domestic geese *Ann. N. Y. Acad. Sci.* 2001. **951**:255-261.
58. **MARFIN, A.A., PETERSON, L.R., EIDSON, M. et al.** Widespread West Nile Virus activity, Eastern United States, 2000. *Emerg. Infect. Dis.* [online] 2001, **7** (4):730–735.
59. **MARRA, P.P., GRIFFING, S.M. et MCLEAN, R.G.** West Nile virus and wildlife health. *Biosciences.* 2004, **54** (5):393-402.
60. **MATTAR, S., EDWARDS, E., LAGUADO, J. et al.** West Nile virus antibodies in Colombian horses [Letter]. *Emerg. Infect. Dis.* 2005, **11**(9):1497-1498.
61. **MCINTOSH, B.M., JUPP, P.G., DOS SANTOS, I. et al.** Ecology of West Nile and Sindbis viruses in South Africa with *Culex (Culex) univittatus* (Theobald) as vector. *S. Afr. J. Sci.* 1976; **72**:295.
62. **MILLER, D.L., MAUEL, M.J., BALDWIN, C. et al.** West Nile Virus in farmed alligators. *Emerg. Infect. Dis.* [online] 2003, **9** (7):794–799.
63. **MONDET, B.** (page consultée le 18 Août 2001). Le West Nile, un virus ré-émergent [en ligne]. Adresse URL : <http://www.museum.agropolis.fr/pages/savoirs/westnile/westnile2.htm>.
64. **MOUCHET, J., RAGEAU, J., LAUMOND et al.,** Epidémiologie du virus West Nile: étude d'un foyer en Camargue. V. Le vecteur: *Culex modestus Ficalbi* (Diptera : Culicidae). *Ann. Inst. Past.* 1970; **118**:839–55.
65. **MUIR, L.E., et KAY, B.H.** *Aedes aegypti* survival and dispersal estimated by mark-release-recapture in northern Australia. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 1998, **58** (3):277–282.
66. **MURGUE, B., MURRI, S., ZIENTARA, S. et al.** West Nile outbreak in horses in Southern France, 2000: The Return after 35 Years. *Emerg. Infect. Dis.* [online] 2001, **7** (4): 692-696.
67. **MURGUE B., ZELLER H. et DEUBEL V.** The ecology and epidemiology of West Nile virus in Africa, Europe and Asia. *Curr. Tropic. Microbiol. Immun.* 2002, **267**:195-221.
68. **ØLBERG, R.A., BARKER, I.K., CRAWSHAW, G.J. et al.** West Nile virus encephalitis in a Barbary Macaque (*Macaca sylvanus*). *Emerg. Infect. Dis.* [online] 2004, **10** (4):712-714.
69. **O'LEARY, D.R., NASCI, R.S., CAMPBELL, G.L. et al.** West Nile Virus activity—United States, 2001. *MMWR.* 2002, **51**:497–501.
70. **O'LEARY, D.R., MARFIN, A.A., MONTGOMERY, S.P. et al.** The epidemic of West Nile Virus in the United States, 2002. *Vector Borne Zoonotic Dis.* 2004, **4** (1):61-70.
71. **PANELLA, N.A., KERST, A.J., LANCIOTTI, R.S. et al.** Comparative West Nile Virus Detection in Organs of Naturally Infected American Crows (*Corvus brachyrhynchos*). *Emerg. Infect. Dis.* [online] 2001, **7** (4):754–755.
72. **PALLAVICINI, G.** La fièvre du Nil Occidental: mise en place d'un réseau d'épidémiologie en Guadeloupe. Th.: Med. Vet.: Lyon: 2004 – LYON 3.
73. **PEALER, L.N., MARFIN, A.A., PETERSON, L.R. et al.** Transmission of West Nile virus through blood transfusion in the United States in 2002. *N. Engl. J. Med.* 2003, **349**:1236–1245.

74. **PETERSON, L.R. et ROEHRIG, J.T.** West Nile virus: A Re-emerging global pathogen. *Emerg. Infect. Dis.* [online] 2001, **7** (4):611-614.
75. **PETERSON, A.T., VIEGLAIS, D.A. et ANDREASEN, J. K.** Migratory birds modelled as critical transport agents for West Nile virus in North America. *Vector Borne Zoonotic Dis.* 2003, **3** (1):27-37.
76. **PLATANOV, A.E., SHIPULIN, G.A., SHIPULINA, O.Y. et al.** Outbreak of West Nile virus infection, Volgograd Region, Russia, 1999. *Emerg. Infect. Dis.* [online] 2001, **7** (1):128-132.
77. **PRADEL, J.** Contributions à la surveillance du virus West Nile en Guadeloupe en 2004 : surveillance entomologique, surveillance aviaire, mise à jour du site Internet Caribvet. *Mémoire de CEAV-PARC*, 2004, TOULOUSE, 158p.
78. **PRADEL, J.** Epidémiologie analytique en vue de modélisation du risque West Nile chez les équidés en Guadeloupe. 2005, Mémoire de master 2R MRES, Grenoble 1. 40p.
79. **QUIRIN, R., SALAS, M., ZIENTARA, S. et al.** West Nile Virus, Guadeloupe. *Emerg. Infect. Dis.* [online]. 2004, **10** (4):706-708.
80. **RAPPOLE, J. H., DERRICKSON, S. R. et HUBALEK, Z.** Migratory birds and spread of West Nile virus in the western hemisphere. *Emerg. Infect. Dis.* [online]. 2000, **6** (4):319–328.
81. **RATTERREE, M.S., TRAVASSOS DA ROSA, A.P.A., BOHM, R.P. et al.** West Nile virus infection in nonhuman primate breeding colony, concurrent with human epidemic, southern Louisiana. *Emerg. Infect. Dis.* [online] 2003, **9**:1388–1394.
82. **REEVES, W.C., HARDY, J.L., REISEN, W.K. et al.** Potential effect of global warming on mosquito-borne arboviruses. *J. Med. Entomol.* 1994, **31**(3):323-332.
83. **REISEN, W., LOTRHOP, H., CHILES, R. et al.** West Nile Virus in California. *Emerg. Infect. Dis.* [online] 2004, **10** (8):1369-1378.
84. **REITER, P.** Weather, vector biology and arboviral recrudescence. In: Monath TP Ed. *The Arboviruses: Epidemiology and ecology*, 1988, **1**: Boca Raton, Florida: CRC Press, 1988. Available at <http://www.ciesin.org/docs/001-378/001-378.html>, (page consultée le 25 Mars 2004).
85. **REITER, P.** A portable, battery-powered trap for collecting gravid *Culex* mosquito. *Mosq. News.* 1983, **43** (4):496-498.
86. **RHODAIN, F. et PEREZ, C.** Précis d'entomologie médicale et vétérinaire. Paris: Maloine, 1985, 458p.
87. **RHODAIN, F., PETTER, J.J., ALBIGNAC, R. et al.,** Arboviruses and lemurs in Madagascar: experimental infection of *lemur fulvus* with Yellow Fever and West Nile Virus. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 1985:34–816.
88. **RITCHIE, S.A.** Hay infusion and isopropyl alcohol-baited CDC light trap; a simple effective trap for gravid *Culex* mosquitoes. *Mosq. News.* 1984, **44**:404-407.
89. **ROEHRIG, J.T., NASH, D., MALDIN, B. et al.** Persistence of virus-reactive serum immunoglobulin M antibody in confirmed West Nile virus encephalitis cases. *Emerg. Infect. Dis.* [online] 2003, **9** (3):376–379.
90. **RUTLEDGE, C., DAY, J., LORD, C. et al.** West Nile virus in *Culex nigripalpus* (Diptera: Culicidae) do not reflect transmission rates in Florida *J. Med. Entomol.* 2003, **40**:253-258.
91. **SALUZZO, JF., VIDAL, P., GONZALEZ, J.P.** *Les Virus Emergents*. IRD Edition, 2004, 188p.
92. **SARDELIS, M.R., TURELL, M.J., DOHM, D.J. et al.** Vector competence of selected North American *Culex* and *Coquillettidia* mosquitoes for West Nile virus. *Emerg. Infect. Dis.* [online] 2001, **7** (6):1018-1022.
93. **SEJVAR, J.J., LEIS, A.A., STOKIC, D.S. et al.** Acute flaccid paralysis and West Nile virus Infection. *Emerg. Infect. Dis.* [online] 2003, **9** (7):788–793.
94. **SCHAFFNER, F.,** *Les moustiques de Guadeloupe*. Rapport d'étude, PNG- AEDES. EID Montpellier, 73p.
95. **SHAMAN, J., DAY, J.F. and STIEGLITZ, M.** Drought-induced amplification and epidemic transmission of West Nile Virus in Southern Florida. *J. Med. Entomol.* 2005, **42** (2):134-141.
96. **SCHERRET, J. H., POIDINGER, M., MACKENZIE, J. S., et al.** The Relationships between West Nile and Kunjin viruses. *Emerg. Infect. Dis.* 2001, **7** (4):697-705.
97. **SHI, P-Y., KAUFFMAN, E.B., REN, P. et al.** High-throughput detection of West Nile virus RNA. *J. Clin. Microbiol.* 2001, **39** (4): 1264-1271.
98. **SMITHBURN, K.C., HUGHES, T.P., BURKE, A.W. et al.** A neurotropic virus isolated from the blood of a native of Uganda. *Am. J. Trop. Med.* 1940, **20**:471-92.
99. **SNOOK, C.S., HYMAN, S.S., FABIO DEL PIERO et al.** West Nile encephalomyelitis in 8 horses. *JAVMA* 2001, **218** (10):1576-1579

100. STEELE, K.E., LINN, M.J., SCHOEPP, R.J. et al. Pathology of fatal West Nile virus infections in native and exotic birds during the 1999 outbreak in New York City, New York. *Vet. Pathol.* 2000 (37):208-224.
101. STEINMAN, A., BANET-NOACH, C., TAL, S. et al. West Nile virus infection in Crocodiles. *Emerg. Infect. Dis.* [online] 2003, 9 (7):887-889.
102. SWAYNE, D.E., BECK, J.R., SMITH, C.S. et al. Fatal encephalitis and myocarditis in young domestic geese (*Anser anser domesticus*) caused by West Nile virus. *Emerg. Infect. Dis.* [online] 2001, 7 (4):751-753.
103. TAKKEN, W. and KLINE, D.L. Carbon dioxide and 1-octen-3-ol as mosquito attractants. *J. Am. Mosq. Control Assoc.* 1989, 5:311-316.
104. TAKEDA, T., WHITEHOUSE, C.A., BREWER, M., et al. Arbovirus surveillance in Rhode Island: assessing potential ecologic and climatic correlates. *J. Am. Mosq. Control Assoc.* 2003 Sep; 19(3):179-189.
105. TARDEI, G., RUTA, S., CHITU, V. et al. Evaluation of immunoglobulin M (IgM) and IgG enzyme immunoassays in serologic diagnosis of West Nile Virus infection. *J. Clin. Microbiol.* 2000, 38:2232-2239.
106. TRAORE-LAMIZANA, M., FONTENILLE, D., DIALLO, M. et al. Arbovirus surveillance from 1990 to 1995 in the Barkedji area (Ferlo) of Senegal; a possible natural focus of Rift Valley fever. *J. med. Entomol.* 2001 38(4):480-492.
107. TROCK, S.C., MEADE, B.J., GLASER, A.L. et al. West Nile virus outbreak among Horses in New York State, 1999 and 2000. *Emerg. Infect. Dis.* [online] 2001, 7 (4):
108. TURELL, M.J., O'GUINN, M.L., DOHM, D.J. et al. Vector competence of North American mosquitoes (Diptera: Culicidae) for West Nile virus. *J. Med. Entomol.* 2001; 38:130-134.
109. TURELL, M.J., O'GUINN, M.L., DOHM, D.J. et al. Vector competence of *Culex Tarsalis* from Orange County, California, for West Nile virus. *Vector Borne Zoonotic Dis.* 2002, 2 (3):193-196.
110. TURELL, M.J., DHOM, D., SARDELIS, M.R., et al. An update on the potential of North American mosquitoes (Diptera: Culicidae) to transmit West Nile virus, *J. Med. Entomol.* 2005, 42 (1):57-62.
111. ULLOA, A., LANGEVIN, S.A., MENDEZ-SANCHEZ, J. et al. Serologic survey of domestic animals for zoonotic arboviruses infections in the Lacandon forest region of Chiapas, Mexico. *Vector Borne Zoonotic Dis.* 2003, 3 (1):3-9.
112. WEINBERGER, M., PITLIK, S.D., GANDACU, D. et al. West Nile fever outbreak, Israel, 2000: epidemiologic aspects. *Emerg. Infect. Dis.* [online] 2001, 7 (4):686-691.
113. WEISS, D., CARR, D., KELLACHAN, J. et al. Clinical findings of West Nile virus infection in hospitalized patients, New York and New Jersey, 2000. *Emerg. Infect. Dis.* [online] 2001, 7 (4):654-658.
114. XIAO, S.-Y., GUZMAN, H., ZHANG, H. et al. West Nile virus infection in the Golden Hamster (*Mesocricetus auratus*): A model for West Nile encephalitis. *Emerg. Infect. Dis.* [online] 2001, 7 (4):714-721.
115. YAREMYCH, S.A., WARNER, R.E., MANKIN, P.C., et al. West Nile Virus and High Death Rate in American Crows. *Emerg. Infect. Dis.* [online] 2004, 10 (4):709-711.
116. ZYZAK, M., LOYLESS, T., COPE, S. et al. Seasonal abundance of *Culex nigripalpus* (Theobald) and *Culex salinarius* (Coquillett) in North Florida, USA. *J. Vector Ecol.* 2002, 27 (1):155-162.

Sources électroniques

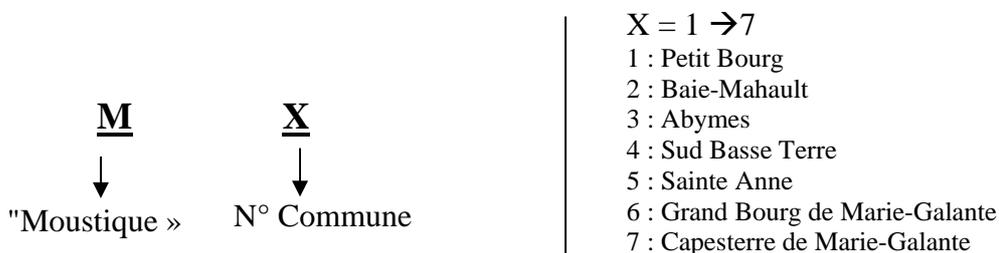
117. Guidelines, CDC: Guidelines for arbovirus surveillance program in the US. Appendix II: techniques and equipment for adult mosquito survey available from <http://www.cdc.gov>
118. CDC <http://www.cdc.gov/ncidod/dvbid/westnile>
119. CDC₁ <http://www.cdc.gov/ncidod/dvbid/westnile/MosquitoSpecies.html>
120. CDC₂ Public Health Dispatch: West Nile Virus infection in organ donor and transplant recipients in Georgia and Florida, 2002, URL: <http://www.cdc.gov/mmwr/preview/mmwrhtml/mm5135a5.htm>
121. CDC₃ <http://www.cdc.gov/ncidod/dvbid/westnile/surv&controlCaseCount99.htm>
122. OIE West Nile fever in Belize in October 2003, (page consultée le 10/11/04) [online] URL: http://www.oie.int/eng/info/hebdo/AIS_55HTM#sec5
123. Carte Guadeloupe <http://www.maps.com/cgi-bin/search/hyperseek.cgi?search=CAT&Category=Caribbean:GuadeloupeP>

- 124.Promed 05-09-04** West Nile Virus, Mexico Sonora. (Page consultée le 05/09/04), [online] URL: <http://www.promedmail.org>, archive Number: 20040905.2486
- 125.Promed**, West Nile Virus - Puerto Rico – Ceiba. (Page consultée le 09/06/04), [online] URL: <http://www.promedmail.org>, archive number 20040614.1599
- 126.Promed**, West Nile Virus, Equines - Puerto Rico. (Page consultée le 20/06/04), [online] URL: <http://www.promedmail.org>, archive number 20040620.1644
- 127.Promed**, West Nile Virus, Horses - El Salvador. (Page consultée le 04/05/03), [online] URL: <http://www.promedmail.org>, archive number 20030504.1116
- 128.Promed**, West Nile Virus, Human - Cayman Islands. (Page consultée le 15/10/04), [online] URL: <http://www.promedmail.org>, archive number 20011016.2538
- 129.Promed**, Avian influenza, Brazil (Page consultée le 31/10/04), [online] URL : <http://www.promedmail.org>, archive numbers : 20041030.2926 et 20041031.2936

ANNEXES

Annexe 1 : FICHE DE CODES D'IDENTIFICATION

- Identifiant site de piégeage: (« Id site »)



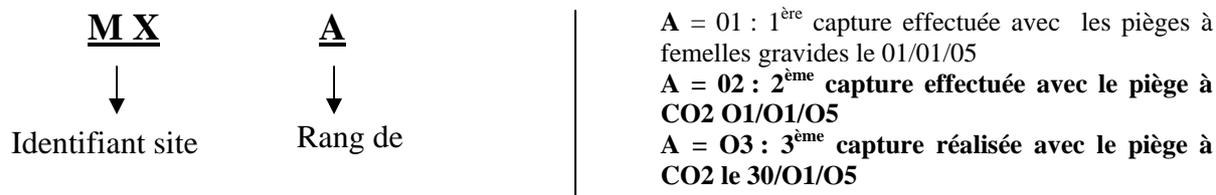
Etant donné que **sur une même commune, les sites de capture peuvent varier**, (selon densités de moustiques, disponibilité de propriétaires de sites...) l'identification du site en tient compte avec le chiffre qui suit le Numéro de la commune.

EX 1: « **M 21** » = Martingale à Baie-Mahault, **M 22**, Gabarre à Baie-Mahault.

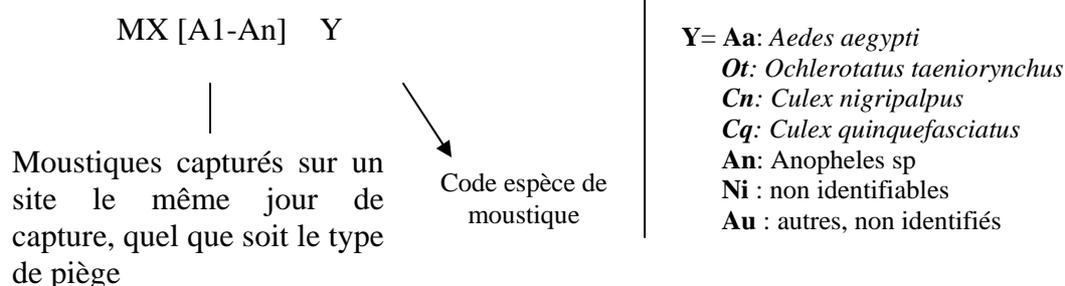
Ex 2: « **M 51** » = site de Sainte Anne à Fond Dupré. Si le site de Sainte Anne change, il sera nommé « **M 52** ». Il faudra tenir un listing des sites à jour pour éviter les doublons !

- Identifiant du lot de moustiques capturés avec un type de piège (« Id capture »)

Le rang de capture est le fait de poser un ou plusieurs pièges **du même type sur un site**. Poser un piège à CO2 et 3 pièges à femelles gravides sur un site constitue DEUX captures. (M21-1 et M21-2). Lors de la prochaine visite sur le site, il faudra tenir compte de ces deux premières captures pour éviter les doublons et commencer à Numéroter les captures à partir de M21-3.



- Identifiant pools mono spécifiques, (Id 'lot mono spécifique')



Exemple: «**M42 [01-03] Ot** » : Lot mono spécifique d'*Ochlerotatus taeniorynchus* capturés sur le site M42 lors des « premières captures avec tous les types de pièges.

Deux identifiants sont à noter sur la **fiche capture**

- '**Identifiant capture**', correspond aux moustiques non triés, mais séparés selon les pièges d'origine.

M51 **02**

Code site

Rang de capture

- '**id lots mono spécifiques**', correspond aux lots de moustiques triés par espèce.

M51 [01 – 02] **An**

Code groupe de capture

code espèce

Sur les **étiquettes** collées sur les tubes épendorfs, doivent être notées les informations suivantes : La capture considérée M51[1-3], l'espèce : *Ae. aegypti*, le sexe : femelles, males, le nombre de moustiques dans le tube.

Annexe 2 : FICHE COMMEMORATIVE DE SITE

Auteur de la fiche _____
 Date : ___ / ___ / 2004

Code SITE
 (Ex : M 21)

M

Site

Nom Propriétaire* :	Section, lieu dit* :
Code Postal :	Commune* :

Coordonnées GPS* : _____ Téléphone* : _____

Biotope du site*

- Mangrove ouverte
 Mangrove fermée
 Canne à sucre
 Bananeraie
 Marais / Saline
 Forêt tropicale
 Littoral
 Autre, préciser (Ex. zone urbaine, décharge...) _____

Animaux dans le site et à proximité.

0 = absence, **dénombrer** les individus en questionnant le propriétaire, sinon, compter les animaux présents.

Espèces	Quantité	Attachés, divagants, en écurie, pré ? préciser :
Equidés (chevaux, ânes)		
VOLAILLES		
BOVINS		
CAPRINS		
OVINS		
PORCINS		

Autre :

Sources d'eau dans le site et à proximité du site : dans un rayon de 200 m

Identifier et décrire toutes les sources d'eau ainsi que les gîtes larvaires.

Pour chaque source : préciser le mouvement (courante ou stagnante), la salinité (douce ou saumâtre) et la propreté de l'eau (claire, usée, boueux, vaseux...), le nombre et si elles sont temporaires ou permanentes

Sources d'eau : canal, rigoles, mares, gîtes artificiels (jarres, pneu), fosses, station d'épuration,

Commentaire sur ce qui peut influencer la quantité de moustiques piégés p ex : traitements insecticides (dates, produits...) _____

Annexe 3 : FICHE DE CAPTURE

A remplir sur le terrain

Auteur de la fiche : _____

Identifiant capture
(Ex : M 11-01)

M -

Site

Commune : _____

Lieu dit : _____

Capture:

Date de début de capture : ____ / ____ / 2004 Heure de début de capture : ---- h ----

Date de fin de capture : ____ / ____ / 2004 Heure de fin de capture ---- h ----

Durée de piégeage :

Type de piège utilisé pour cette capture et **nombre**:

Environnement du piège

Décrire l'emplacement et l'environnement direct du piège, dans un rayon de 50 m.

Si le piège est posé près d'une source d'eau, la décrire : mouvement (stagnante ou courante), salinité (douce ou saumâtre), propreté (claire, usée, boueuse, vaseuse...).

Si le piège a été placé près d'animaux : donner espèce et nombre d'animaux.

Noter aussi la présence d'oiseaux sauvages, bâtiments, hauteur du piège si suspendu etc...

Piège 1 (ou appât 1) _____

Piège 2 (ou appât 2) _____

Piège 3 (ou appât 3) _____

Motifs du piégeage

Prévu dans le protocole ? Exceptionnel ? pourquoi:

- signes cliniques : espèce, signes, date : -----

- mortalité : espèces, nb de morts et dates : -----

Nombre de moustiques vivants au moment de la récolte des pièges : ____

Commentaire particulier sur le résultat de capture : présence de mouches, de moustiques mâles...

Suivi du prélèvement

Identifiant capture:

Date d'arrivée au laboratoire de tri : ----- / ----- / 2004

M -

Suivi du prélèvement

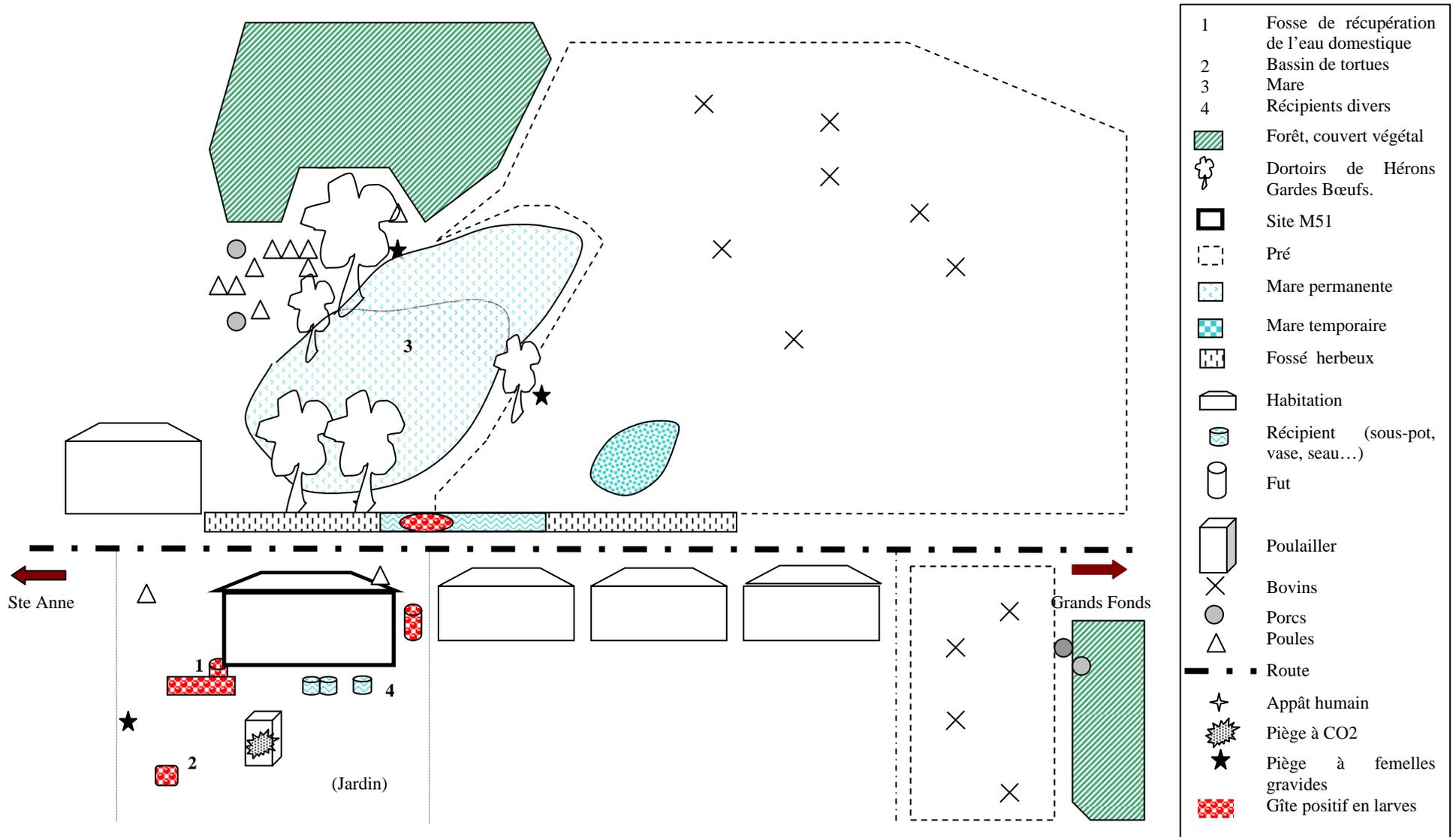
Mode de conservation avant tri : -20°C -80°C +4°C

Durée de conservation avant tri :

Résultat du tri

Espèces	TOTAL	Piège 1			Piège N° 2			Piège N°3		
		N total	N males	N femelles	N total	N males	N femelles	N total	N males	N femelles
Anopheles (toutes espèces)										
Ae. aegypti										
Cx. quinquefasciatus										
Cx. nigripalpus										
Oc. taeniorynchus										
Autres (autres que les 5 précédents)										
Non identifiable (abîmés)										
TOTAL										

Annexe 4 : EXEMPLE DE SCHEMATISATION D'UN SITE, DISPOSITION DES PIEGES



100 m (environ)

Annexe 5 : CRITERES DE DIAGNOSE DES ESPECES CIBLES ET DES PRINCIPAUX GENRES. FICHE ETABLIE EN GUADELOUPE

Rappels de systématique

Les moustiques appartiennent à la famille des *Culicidae*, elle-même composée de 3 sous-familles : Anophelinae, Culicinae et Toxorhynchitinae. Les moustiques aux quels nous nous intéressons appartiennent à la sous-famille des Culicinae.

Tableau récapitulant les tribus et genres de la sous-famille des *Culicinae*

Tribu	Genre
Aedini	9 genres dont : - <i>Aedes</i> - <i>Ochlerotatus</i> - <i>Psorophora</i>
Culicini	3 genres dont : - <i>Culex</i> - <i>Deinocerites</i>
Mansoniini	<i>Mansonia</i>
Sabethini	13 genres dont : - <i>Limatus</i> - <i>Isostomyia</i> - <i>Wyeomyia</i>
Uranotaenii	<i>Uranotaenia</i>

1) Identification de la sous-famille

- **Longueur des palpes :**

- ❖ palpes aussi longs que le proboscis → Anophelinae (regroupe moustiques du genre *Anopheles*)
- ❖ palpes courts : → Culicinae

- **Taches alaires :** présentes → Anophelinae

2) Identification du genre :

- **Soies post-spiraculaires :**

- ❖ Présentes : *Ochlerotatus, Aedes, Wyeomyia*
- ❖ Absentes : *Culex, Deinocerites, Mansonia*
 - Soies pré-spiraculaires :
 - Présentes : *Culex*
 - Absentes : *Deinocerites*

- **Forme de l'extrémité de l'abdomen**

- ❖ Coupe franche : *Culex, Deinocerites*
- ❖ Extrémité effilée : *Aedes, Ochlerotatus*

3) Identification de l'espèce :

- **dessin sur le thorax :**

Ecailles blanches formant une lyre sur le mesonotum et deux bandes blanches fines longitudinales sur les aires dorso-centrales d'un *Aedes* : → *Aedes aegypti*.

- **forme des bandes basales au niveau des tergites**

Bandes basales claires en forme de « demi-lune », en particulier

Présence ou non des soies post spiraculaires

Vue de profil du thorax de *Cx. nigripalpus*

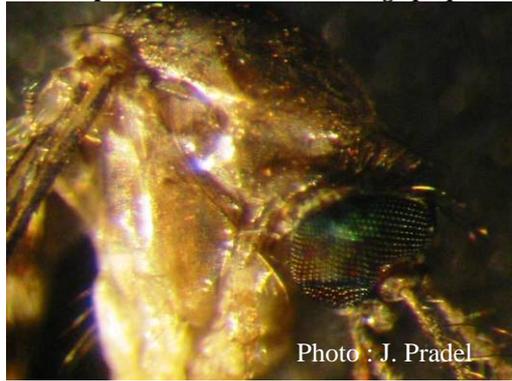
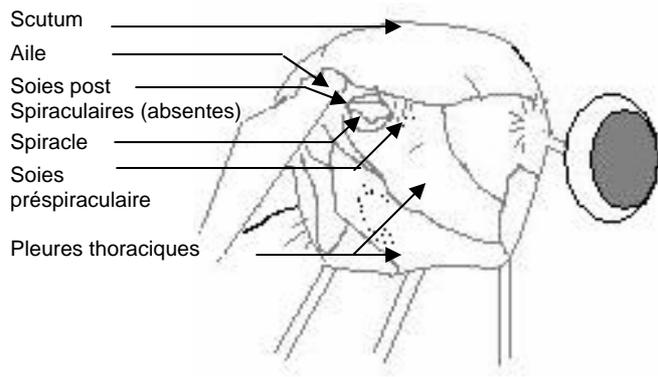
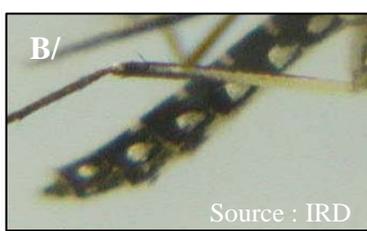
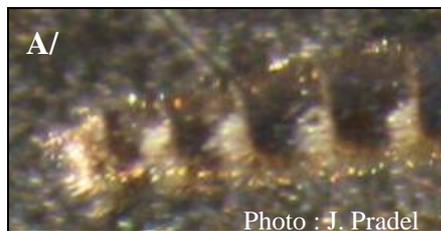


Schéma d'interprétation



Forme de l'extrémité de l'abdomen

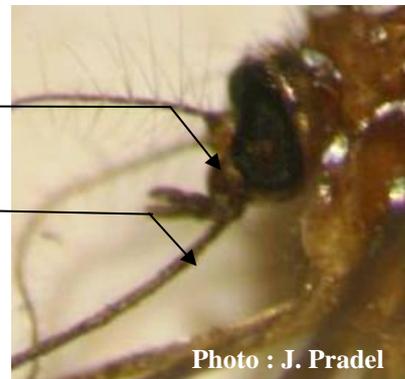


Extrémité de l'abdomen de *Culex* (A) *Aedes* (B), *Deinocerites* (C). L'extrémité de l'abdomen de *Deinocerites* est moins franche que celle des *Culex*, cela vient de la plus grande proéminence des genitalia des femelles.

Longueur des palpes



Tête d'Anophèle femelle (*An. albimanus*)



Tête de *Culex* (*Culex nigripalpus* ?)

Taches alaires

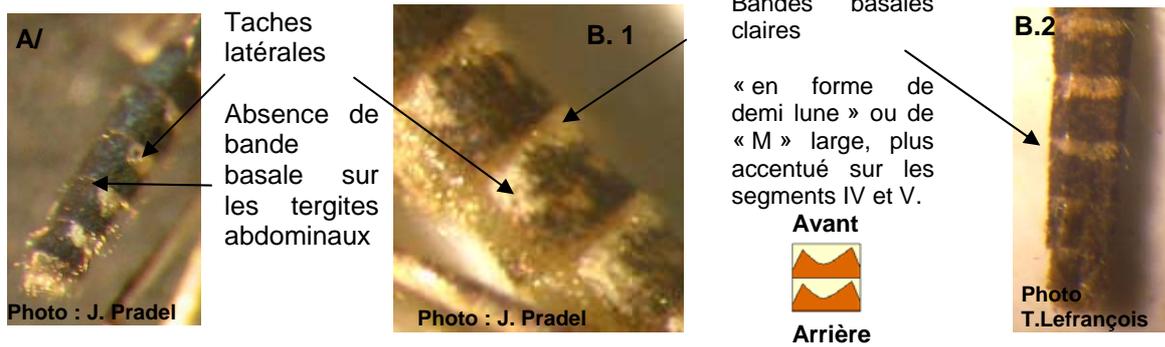


Ailes d'anophèle (*An. albimanus*)



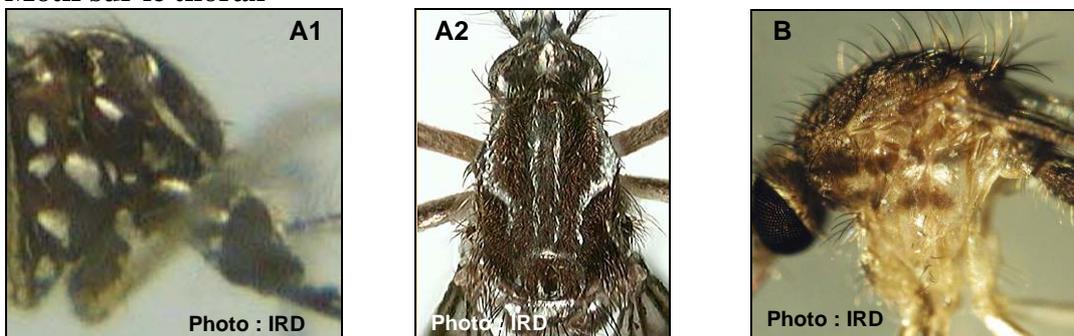
Aile de *Cx. nigripalpus*

Bandes basales sur les tergites abdominaux et taches latéro-basales



Photos d'abdomens de *Cx. nigripalpus* vue dorso-latérale (A), et de *Cx. quinquefasciatus* en vue latérale (B.1), et en vue dorsale (B.2)

Motif sur le thorax



Thorax d'*Ae. aegypti*, vue de profil (A1) et de face (A2) et thorax de *Cx. declarator* (B)

Présence d'anneaux blancs sur la trompe

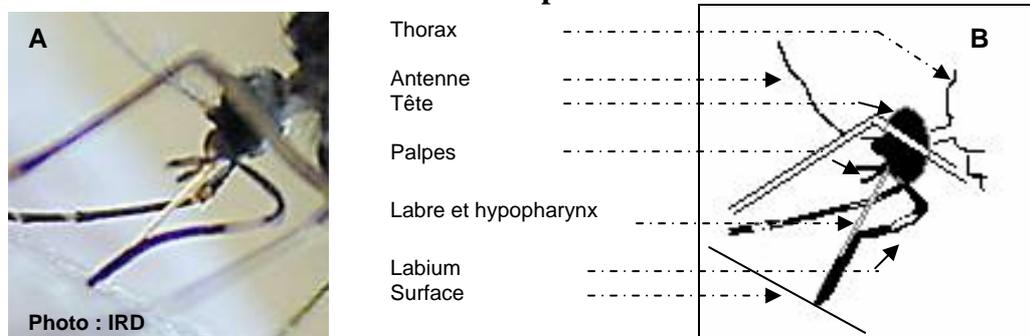
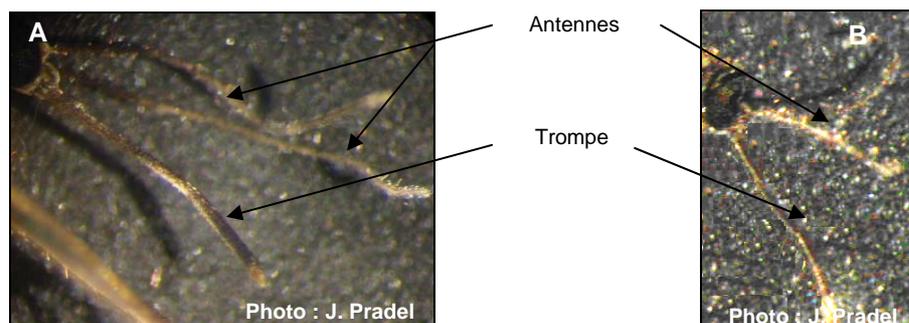


Photo d'*Oc. taeniorhynchus* en train de piquer (A) et schéma d'interprétation (B).

Longueur des antennes par rapport à la trompe



Photos de tête de *De. magnus* (A) et de Culicini (B)



Photo : J. Pradel

Culex quinquefasciatus femelle



Photo : J. Pradel

Culex nigripalpus

Culex : Extrémité de l'abdomen droit, présence de soies pré-spiraculaires et absence de soies post-spiraculaires.

Taille : moyenne

Proboscis et tarsi : entièrement sombres

Thorax : présence d'écailles blanches sur le côté du thorax

Tergites abdominaux : sombres avec des bandes basales claires étroites, élargies en leur milieu donnant une forme de demi-lune qui, avec les taches latérales, donnent une forme de « M » élargi.

Taille : moyenne, moustique foncé

Proboscis et tarsi : entièrement sombres

Thorax : généralement dépourvues d'écailles.

Tergites abdominaux sombres avec occasionnellement des bandes basales étroites ou des écailles blanches formant des taches irrégulières. Présence de taches latérales ayant une forme triangulaire.



Aedes aegypti (Photo : IRD)

Aedes : palpes courts, extrémité de l'abdomen effilée, présence des soies pré et post spiraculaires.

Taille : variable, en général petit, noir et blanc.

Mesonotum : présence de deux lignes médianes claires et une ligne latérale courbe de chaque côté en forme de lyre.

Pattes : sombres avec des anneaux blancs à la base de chaque tarsomère.

Abdomen : bandes basales blanches et présence de taches latérales argentées.

Proboscis : entièrement sombre.



Ochlerotatus taeniorhynchus (Photo : IRD)

Ochlerotatus : palpes courts, extrémité de l'abdomen effilée, présence de soies pré et post spiraculaires.

Taille : petite à moyenne.

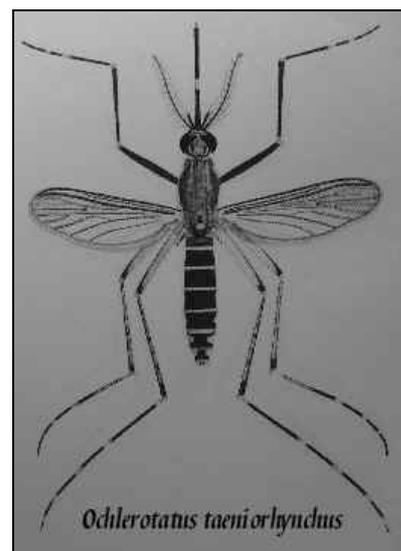
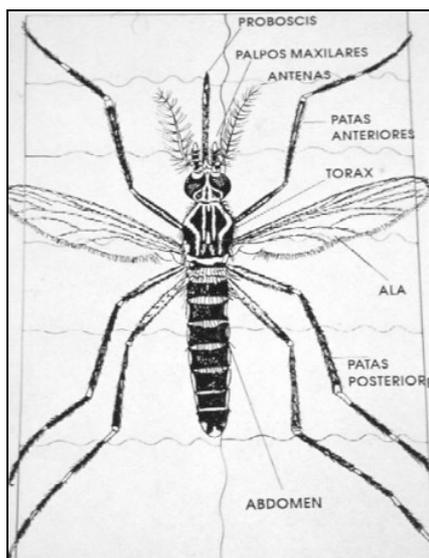
Proboscis : noir avec un large anneau blanc bien visible près du milieu.

Palpes maxillaires : courts, noirs avec des écailles blanches à l'extrémité.

Mésenotum : sans ornementation.

Abdomen : tergites abdominaux ornés d'étroites bandes basales blanches et de taches latérales claires.

Pattes : fémur et tibia sombres. Des écailles blanches forment d'étroites bandes blanches au niveau de chaque tarsomère, le dernier tarsomère n'est pas entièrement blanc.



Annexe 6 : LISTE DES ESPECES DE MOUSTIQUES TROUVEES INFECTES PAR LE VIRUS WN

Source (<http://www.cdc.gov/ncidod/dvbid/westnile/mosquitoSpecies.htm>)

Total list - all years (1999-2004) . Mosquito Species producing WNV positives		
1		Aedes aegypti
2		Aedes albopictus
3		Aedes atlanticus/tormentor
4		Aedes atropalpus
5		Aedes canadensis
6		Aedes cantator
7		Aedes cinereus
8		Aedes condolecens*
9		Aedes dorsalis
10		Aedes dupreei
11		Aedes fitchii
12		Aedes fulvus pallens
13	Aedes	Aedes grossbecki
14		Aedes infirmatus
15		Aedes japonicus
16		Aedes melanimon
17		Aedes nigromaculis
18		Aedes provocans
19		Aedes sollicitans
20		Aedes squamiger
21		Aedes sticticus
22		Aedes stimulans
23		Aedes taeniorhynchus
24		Aedes triseriatus
25		Aedes trivittatus
26		Aedes vexans
27	Anopheles	Anopheles atropos
28		Anopheles barberi
29		Anopheles crucians/bradleyi
30		Anopheles franciscanus
31		Anopheles freeborni
32		Anopheles hermsi
33		Anopheles punctipennis
34		Anopheles quadrimaculatus
35		Anopheles walkeri
36	Coquillettidia	Coquillettidia perturbans
37	Culex	Culex coronator
38		Culex erraticus
39		Culex erythrothorax
40		Culex nigripalpus
41		Culex pipiens
42		Culex quinquefasciatus
43		Culex restuans
44		Culex salinarius
45		Culex stigmatosoma
46		Culex tarsalis
47		Culex territans
48		Culex thriampus
49	Culiseta	Culiseta impatiens
50		Culiseta inornata
51		Culiseta melanura
52		Culiseta morsitans
53	Deinocerites	Deinocerites cancer
54	Mansonia	Mansonia titilans
55	Orthopodomyia	Orthopodomyia signifera
56	Psorophora	Psorophora ciliata
57		Psorophora columbiae
58		Psorophora ferox
59		Psorophora howardii
60	Uranotaenia	Uranotaenia sapphirina

Annexe 7 : GITES LARVAIRES DES CULICIDES EN GUADELOUPE –Type de gîtes et salinité de l'eau (issu de Schaffner, 2003, p58, avec son autorisation).

Espèces observées	Gîtes larvaires													Salinité de l'eau			
	Gîtes végétaux				Gîtes minéraux		Gîtes naturels							Gîtes artificiels	eau douce ([CH] < 0.5 g/l)	eau saumâtre (0.5 g/l < [CH] < 2 g/l)	eau salée (2 g/l < [CH])
	épiphyte ¹	bractée florale ²	creux d'arbre	tige de bambou	creux de rocher	terrier de crabe	ruisseau	bief de ruisseau sans courant	mangrove	étang, mare et marai permanents	mare et fossé temporaires, pré-inondable	canaux	micro-gîte ³				
1 <i>Anopheles (Nys.) albimanus</i>							•		●	●	•	•			●	•	
2 <i>Anopheles (Nys.) aquasalis</i>							•		•	●	●	•	•		●	●	•
3 <i>Anopheles (Nys.) argyritarsis</i>	•				•		•		●	●	•	•	•		●	•	
4 <i>Aedes (Ste.) aegypti</i>		•	•	•							•			●	●		
5 <i>Ochlerotatus (Och.) condolecens</i>											●			•	●		
6 <i>Ochlerotatus (Och.) serratus</i>			•						•		●			•	●		
7 <i>Ochlerotatus (Och.) taeniorhynchus</i>					•	•			●		●			•	●	•	
8 <i>Ochlerotatus (Och.) tortilis</i>						•					●				●	•	
9 <i>Ochlerotatus (How.) busckii</i>		●	•	•	•								•	•	●		
sp near <i>Psorophora (Gra.) cingulata</i>											•			•			
10 <i>Psorophora (Gra.) cingulata</i>											●				●	•	
11 <i>Psorophora (Gra.) confinis</i>					•	•		•					•		●	•	
12 <i>Psorophora (Gra.) insularia</i>											•			•	●		
13 <i>Psorophora (Jan.) ferox</i>											•			•	●		
14 <i>Culex (Cux.) bahamensis</i>					•						●		●	•	●	●	●
15 <i>Culex (Cux.) chidesterei</i>											●			•	●		
16 <i>Culex (Cux.) corniger</i>										•	•				●		
17 <i>Culex (Cux.) declarator</i>								•		•	●			•	●		
18 <i>Culex (Cux.) habilitator</i>						●										•	●
19 <i>Culex (Cux.) infictus</i>			•			●									•	•	●
20 <i>Culex (Cux.) nigripalpus</i>			•			●	•		•	•	●		•	•	●	●	•
21 <i>Culex (Cux.) quinquefasciatus</i>			•							•	•			•	●	•	
sp near <i>Culex (Cux.) secutor</i>													•		●		
22 <i>Culex (Cux.) secutor</i>			•	•						●	●		•	•	●		
23 <i>Culex (Mel.) atratus</i>										•	●			•	●	•	
24 <i>Culex (Mel.) elevator</i>								•		•	●				●		
25 <i>Culex (Mel.) idotus</i>									•	•	●				●	•	
26 <i>Culex (Mel.) madiniensis</i>					•						•			•	●		
27 <i>Culex (Mic.) bisulcatus</i>	●	•	•			?									●		
28 <i>Deinocerites magnus</i>						●							•		•	●	•
29 <i>Mansonia (Man.) titillans</i>										●					●		
30 <i>Isostomyia perturbans</i>	●	●		●											●		
31 <i>Limatus durhamii</i>														●	●		
32 <i>Wyeomyia grayii</i>	●														●		
33 <i>Wyeomyia (Wyeomyia) sp.</i>	●														●		
34 <i>Wyeomyia (Phontomyia) sp.</i>	?														●		
35 <i>Uranotaenia (Ura.) apicalis</i>										●	●				●		
36 <i>Toxorhynchites (Lyn.) guadeloupensis</i>	●														●		
Total nombre d'espèces :	6	4	8	4	6	7	4	3	7	13	24	3	17	10	35	15	7

¹ broméliacées et *Arum arborescens*

² *Heliconia* sp.

³ pas-de-bête, micro-dépression

• exceptionnel

● occasionnel

● fréquent

**Annexe 8 : BIOLOGIE ET DISTRIBUTION GENERALE DES CULICIDES DE
GUADELOUPE (issu de Schaffner, 2003, p59 avec son autorisation).**

Especies observées	Comportement hémato-phage			Cycle de développement		Chorologie							
	mammophile	ornithophile	herpétophile	période d'émergence		Grande Terre	Basse Terre			Marie Galante	Les Saintes	La Désirade	Petite Terre
				août-fev	mar-juil		hors Parc National HZ	in PN zone centr. ZC	in PN zone périph. ZP				
1 <i>Anopheles (Nys.) albimanus</i>	●			+	+	○	○		○	○			○
2 <i>Anopheles (Nys.) aquasalis</i>	●			++	+	○	○		○	○			
3 <i>Anopheles (Nys.) argyritarsis</i>	●			+	+	○	○	○	○				
4 <i>Aedes (Ste.) aegypti</i>	●			++	+	○	○			○	○	○	
5 <i>Ochlerotatus (Och.) condolenscens</i>	●			+		○	○	●					
6 <i>Ochlerotatus (Och.) serratus</i>	●			+	+		○	○					
7 <i>Ochlerotatus (Och.) taeniorhynchus</i>	●			++	+	○	○			○			
8 <i>Ochlerotatus (Och.) tortilis</i>	●			++	+	○	○			○			
9 <i>Ochlerotatus (How.) busckii</i>	●	●		++	+		○	○	○				
sp near <i>Psorophora (Gra.) cingulata</i>				++	+	○	○						
10 <i>Psorophora (Gra.) cingulata</i>	●					○							
11 <i>Psorophora (Gra.) confinnis</i>	●				+		○						
12 <i>Psorophora (Gra.) insularia</i>	?	?	?	+	+		○						
13 <i>Psorophora (Jan.) ferox</i>	●				+		○						
14 <i>Culex (Cux.) bahamensis</i>		?	?	++	+	○				○		○	○
15 <i>Culex (Cux.) chidesterei</i>		?	?	+	+	○							
16 <i>Culex (Cux.) corniger</i>		?	?		+	○							
17 <i>Culex (Cux.) declarator</i>	●			++	+	○	○	○		○			
18 <i>Culex (Cux.) habitator</i>	●					○							
19 <i>Culex (Cux.) inflicus</i>		?	?	++	+	○	○		○				
20 <i>Culex (Cux.) nigripalpus</i>	●	●		++	+	○	○		○	○			
21 <i>Culex (Cux.) quinquefasciatus</i>	●	●		++	+	○	○			○	○		
sp near <i>Culex (Cux.) secutor</i>					+			○					
22 <i>Culex (Cux.) secutor</i>		?	?										
23 <i>Culex (Mel.) atratus</i>		?	?	++	+	○	○		○	○			
24 <i>Culex (Mel.) elevator</i>		?	?	+		○	○	○	○				
25 <i>Culex (Mel.) idottus</i>		?	?	++	+	○	○		○			○	
26 <i>Culex (Mel.) madiniensis</i>		?	?	++	+		○	○					
27 <i>Culex (Mic.) bisulcatus</i>	●			++	+	○	○	○		○			
28 <i>Deinocerites magnus</i>	●	●		++	++	○	○		○	○		○	
29 <i>Mansonia (Man.) titillans</i>	●			++	+	○							
30 <i>Isostomyia perturbans</i>		?	?	+	++	○	○	○					
31 <i>Limatus durhamii</i>	●			++	+		○						
32 <i>Wyeomyia grayii</i>	●			++	+	○	○	○					
33 <i>Wyeomyia (Wyeomyia) sp.</i>	●			+	+			○					
34 <i>Wyeomyia (Phoniomyia) sp.</i>	●			+				○					
35 <i>Uranotaemia (Ura.) apicalis</i>		?	?	+		○							
36 <i>Toxorhynchites (Lyn.) guadeloupensis</i>				+	+		○	○					
Total nombre d'especies :	23	4				25	27	14	10	12	2	4	2

○ observation unique in litt
○ observations in litt
● observations perso

Toulouse 2006

NOM : PRADEL

PRENOM : JENNIFER

TITRE :

Mise en place de la surveillance entomologique du virus West Nile en Guadeloupe en 2004

RESUME :

Les surveillances humaine et vétérinaire du virus West Nile (WN) mises en place dès 2002 en Guadeloupe ont permis de détecter un épisode de circulation virale dans la population équine de l'archipel cette même année. Une surveillance entomologique du WN est nécessaire car elle permettrait de déterminer le(s) vecteur(s) enzootique(s) et épizootique(s) et d'améliorer les connaissances de son cycle épidémiologique afin d'envisager des méthodes de luttés adéquates. La thèse présente les modalités de sa mise en place avec les services de Lutte Anti-Vectorielle de la Direction de la Santé et du Développement Social (DSDS), entre avril et août 2004. Après la présentation des principaux résultats, nous discuterons d'une part du fonctionnement de la surveillance et des améliorations proposées; d'autre part, des vecteurs potentiels du WN en Guadeloupe.

MOTS-CLES : West Nile, Epidémiosurveillance, Guadeloupe, Moustiques, Vecteurs

ENGLISH TITLE:

Settlement of the West Nile entomologic surveillance in 2004 in Guadeloupe, French West Indies.

ABSTRACT:

Human and veterinarian surveillance of the West Nile virus (WN) settled in 2002 in Guadeloupe, allowed detecting the first evidence of its circulation among the equine archipelago population, during the same year. An entomologic surveillance is now necessary to determine the WN vector(s), enzootic and/or epizootic, which is necessary to deepen our knowledge concerning the WN cycle in Guadeloupe and to consider suitable fighting means. In this thesis, we present how we settled the entomologic surveillance along with the administration responsible for the mosquito fight (DSDS), from April to August. After a presentation of the main results, we argue about, on the one hand, global functioning of the surveillance and proposals for improvements, and on the other hand, the putative vectors in Guadeloupe.

KEYWORDS: West Nile Virus, Epidemiosurveillance, Guadeloupe, Mosquitoes, Vectors