



ANNEE 2008 THESE : 08 – TOU 3 – 4097

IMPLICATION DE LA FAUNE DOMESTIQUE ET SAUVAGE DANS L'ÉPIDÉMIE DE CHIKUNGUNYA DANS LES ÎLES DE L'OCEAN INDIEN

THESE

pour obtenir le grade de
DOCTEUR VÉTÉRINAIRE

DIPLOME D'ÉTAT

*présentée et soutenue publiquement en 2008
devant l'Université Paul-Sabatier de Toulouse*

par

Clément, Pierrick, Simon PUNELLE
Né le 25 février 1983 à LILLE

Directeur de thèse : M. le Professeur Christophe PASQUIER

JURY

PRESIDENT :

M. Christophe PASQUIER

Professeur à l'Université Paul-Sabatier de TOULOUSE

ASSESEUR :

M. Stéphane BERTAGNOLI
M. Hervé CASSARD

Maître de Conférences de l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE
Maître de Conférences de l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

MEMBRE(S) INVITES(S) :

Mlle. Lénaïg HALOS

Maître de Conférences de l'Ecole Nationale Vétérinaire d'ALFORT



A notre jury de thèse :

A Monsieur le Professeur Christophe PASQUIER,

Professeur des Universités

Praticien hospitalier

Virologie

Qui nous a fait l'honneur d'accepter la Présidence de notre Jury de Thèse.

Hommages respectueux.

A Monsieur le Docteur Stéphane BERTAGNOLI,

Maître de Conférences de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

Pathologie infectieuse

Qui nous a fait le plaisir d'accepter notre sujet de thèse.

Qu'il veuille trouver ici l'expression de notre respectueuse gratitude.

A Monsieur le Docteur Hervé CASSARD,

Maître de Conférences de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

Pathologie du bétail

Qu'il veuille trouver ici l'expression de notre sincère reconnaissance.

A Mademoiselle Lénaïg HALOS,

Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort

Parasitologie

Qui a largement inspiré ce sujet de thèse et qui nous a fait l'honneur de participer à notre Jury de Thèse.

Sincères remerciements.

Un grand merci :

A Gwenaël Vourc'h, Michel Brémont ainsi qu'à toute les personnes de l'INRA ayant contribué à l'élaboration du projet Chikani.

A Lénaïg d'avoir eu la bonne idée de faire paraître sa demande de thésard sur Toulouse.

A Thomas et Amélie pour les nombreux conseils, les corrections, les bons plans, ainsi que pour ces bons moments à « Punelliser » les musaraignes et à manger des globos. En espérant réellement qu'on puisse se recroiser un jour.

A ma colloc, St-Sim, pour ces bonnes années à squatter les canapés, à vider des bières, à jouer aux bucherons de nuit...

Aux amis de boom, de randos, de soirées, de voyages... Ils sont nombreux et se reconnaîtront.

A mon Grolo, pour son amitié infaillible malgré l'éloignement et parfois mes longues périodes sans nouvelles (on se refait pas). Pourvu que ça dure ! Et quand tu veux pour une petite plongée.

A Marie Anne. Pas de petit poème non plus (on se comprend), mais promis je saute dans un avion et j'arrive !

TABLE DES MATIERES



| | |
|---|-----------|
| ECOLE NATIONALE VETERINAIRE TOULOUSE..... | 1 |
| IMPLICATION DE LA FAUNE DOMESTIQUE ET SAUVAGE DANS L'EPIDEMIE DE CHIKUNGUNYA DANS LES ÎLES DE L'OCEAN INDIEN | 1 |
| THESE..... | 1 |
| Directeur de thèse : M. le Professeur Christophe PASQUIER | 1 |
| 1. _____ | 1 |
| Professeur à l'Université Paul-Sabatier de TOULOUSE | 1 |
| INTRODUCTION | 17 |
| PARTIE I : LE CHIKUNGUNYA, RAPPELS BIBLIOGRAPHIQUES | 19 |
| 2. VIROLOGIE..... | 21 |
| 2.1. Classification et position phylogénétique..... | 21 |
| 2.1.1. Classification..... | 21 |
| 2.1.2. Position phylogénétique..... | 22 |
| 2.2. Caractères généraux du CHIKV..... | 23 |
| 2.2.1. Morphologie..... | 23 |
| 2.2.2. Génome..... | 24 |
| 2.2.3. Protéines virales | 25 |
| 2.2.3.1. Traduction..... | 25 |
| 2.2.3.2. Protéines non structurales | 26 |
| 2.2.3.3. Protéines structurales..... | 26 |
| 3. LES VECTEURS ARTHROPODES..... | 27 |
| 3.1. Les différentes espèces vecteurs | 27 |
| 3.2. Vecteurs Africains..... | 27 |
| 3.3. Vecteurs Asiatiques..... | 28 |
| 4. LA MALADIE CHEZ L'HOMME | 28 |
| 4.1. Aspects cliniques | 28 |
| 4.1.1. Symptômes..... | 28 |
| 4.1.1.1. Forme classique..... | 28 |
| 4.1.1.2. Forme asymptomatique | 29 |
| 4.1.2. Diagnostic | 30 |
| 4.1.2.1. Diagnostic clinique..... | 30 |
| 4.1.2.2. Diagnostic différentiel | 30 |
| 4.1.2.3. De laboratoire | 30 |
| 4.1.3. Traitement..... | 31 |
| 4.1.4. Prévention | 31 |
| 4.1.4.1. Prévention individuelle..... | 31 |
| 4.1.4.2. Prévention collective | 32 |
| 4.2. Epidémiologie générale de l'infection..... | 33 |
| 4.2.1. Modèle africain..... | 33 |
| 4.2.2. Modèle asiatique..... | 34 |
| 4.3. Cadre légal français..... | 34 |
| 5. DONNEES BIBLIOGRAPHIQUES SUR LES INFECTIONS A VIRUS CHIKUNGUNYA CHEZ LES ANIMAUX..... | 35 |
| 5.1. Données expérimentales..... | 35 |

| | |
|--|-----------|
| 5.1.1. Rongeurs | 35 |
| 5.1.2. Primates non hominidés | 35 |
| 5.1.3. Oiseaux et volailles | 36 |
| 5.1.4. Chauves souris | 36 |
| 5.1.5. Carnivores domestiques | 36 |
| 5.1.6. Animaux de rente et de loisir | 36 |
| 5.2. Infections naturelles | 38 |
| 5.2.1. Afrique | 38 |
| 5.2.1.1. Rongeurs | 38 |
| 5.2.1.2. Primates non hominidés | 38 |
| 5.2.1.3. Oiseaux et volailles | 39 |
| 5.2.1.4. Chauves souris | 39 |
| 5.2.1.5. Animaux de rente et de loisirs | 39 |
| 5.2.1.6. Reptiles | 40 |
| 5.2.2. Asie | 40 |
| 5.3. Considérations sur les résultats sérologiques | 42 |
| PARTIE II : EPIDEMIOLOGIE DU CHIKUNGUNYA DANS LA ZONE OCEAN INDIEN | 45 |
| 1. DESCRIPTION DE L'EPIDEMIE | 47 |
| 1.1. Chronologie | 47 |
| 1.2. Profil épidémiologique et taux d'attaque | 48 |
| 2. CARACTERISTIQUES DE LA SOUCHE VIRALE DE L'OCEAN INDIEN | 49 |
| 2.1. Origine phylogénétique | 49 |
| 2.2. Mutation observée | 50 |
| 2.2.1. Nature | 50 |
| 2.2.2. Conséquences | 50 |
| 3. DES FORMES CLINIQUES PARTICULIERES | 51 |
| 3.1. Formes graves | 51 |
| 3.2. Transmission materno-fœtale | 51 |
| 3.3. Mortalité | 52 |
| 4. <i>Aedes albopictus</i> : LE VECTEUR REUNIONNAIS | 53 |
| 4.1. Classification et description | 53 |
| 4.2. Distribution géographique | 53 |
| 4.3. Cycle biologique | 54 |
| 4.3.1. Développement | 54 |
| 4.3.2. Nutrition et reproduction | 55 |
| 4.3.3. Longévité | 55 |
| 4.4. Comportement alimentaire et préférences trophiques | 56 |
| 4.5. Rôle vecteur d' <i>Aedes albopictus</i> | 57 |
| PARTIE III : LE PROJET CHIKANI : ETUDE DU RÔLE POTENTIEL DE LA FAUNE SAUVAGE ET DOMESTIQUE DANS L'EPIDEMIE DE CHIKUNGUNYA DANS LES ILES DE L'OCEAN INDIEN. 59 | |
| 1. CONTEXTE SCIENTIFIQUE | 61 |
| 1.1. Objectif | 61 |
| 1.2. Les différentes campagnes | 61 |
| 2. MATERIEL ET METHODE | 62 |
| 2.1. Stratégie d'échantillonnage | 62 |
| 2.1.1. Date de prélèvements | 62 |
| 2.1.2. Zones de prélèvements | 62 |
| 2.1.2.1. Campagne de 2006 | 62 |
| 2.1.2.1.1. La Réunion | 62 |
| 2.1.2.1.2. Mayotte | 64 |
| 2.1.2.1.3. Maurice | 64 |
| 2.1.2.2. Campagne de 2007 | 64 |
| 2.1.2.2.1. La Réunion | 64 |
| 2.1.2.2.2. Mayotte | 65 |
| 2.1.3. Espèces échantillonnées | 67 |
| 2.1.4. Prélèvements | 69 |
| 2.1.4.1. Nombre d'individus prélevés | 69 |
| 2.1.4.2. Types de prélèvements | 69 |

| | |
|--|----|
| 2.1.4.2.1. Prélèvements sanguins | 69 |
| 2.1.4.2.2. Autres prélèvements..... | 70 |
| 2.1.4.3. Protocoles de capture et de prélèvements | 70 |
| 2.1.4.3.1. Micromammifères..... | 71 |
| 2.1.4.3.2. Lémuriens..... | 72 |
| 2.1.4.3.3. Chauves-souris | 73 |
| 2.1.4.3.4. Reptiles | 74 |
| 2.1.4.3.5. Amphibiens | 74 |
| 2.1.4.3.6. Chiens errants..... | 75 |
| 2.1.4.4. Gestion des prélèvements : identification, conservation, transport et exportation des échantillons | 75 |
| 2.1.4.4.1. Identification | 75 |
| 2.1.4.4.2. Conservation et transport..... | 77 |
| 2.1.4.4.3. Exportation | 77 |
| 2.2. Analyses | 78 |
| 2.2.1. Techniques utilisées..... | 78 |
| 2.2.2. Extraction d'ARN et qRT-PCR..... | 78 |
| 2.2.3. Analyses sérologiques..... | 78 |
| 2.3. Financement, collaborations et intervenants..... | 79 |
| 2.3.1. Financement | 79 |
| 2.3.2. Collaborations scientifiques et autres projets de recherche locaux sur le Chikungunya | 80 |
| 2.3.3. Intervenants dans la collecte des échantillons | 81 |
| 3. RESULTATS | 81 |
| 3.1. Bilan des captures | 81 |
| 3.1.1. Campagne de 2006 | 81 |
| 3.1.2. Campagne de 2007 | 83 |
| 3.1.2.1. Equipe INRA | 83 |
| 3.1.2.1.1. La Réunion | 83 |
| 3.1.2.1.2. Mayotte | 84 |
| 3.1.2.2. Autres intervenants..... | 85 |
| 3.2. Bilan des analyses | 86 |
| 3.2.1. Recherche du génome viral..... | 86 |
| 3.2.2. Résultats des sérologies | 86 |
| 4. DISCUSSION | 88 |
| 4.1. Campagnes de prélèvements..... | 88 |
| 4.1.1. Dates de prélèvements | 88 |
| 4.1.2. Espèces échantillonnées..... | 88 |
| 4.1.3. Choix des individus prélevés..... | 89 |
| 4.2. Analyses | 89 |
| 4.2.1. Résultats des PCR..... | 89 |
| 4.2.2. Résultats des sérologies | 90 |
| 4.3. Rôle de la faune domestique et sauvage dans l'épidémiologie du virus Chikungunya dans les îles de l'Océan Indien..... | 90 |

| | |
|-------------------------|-----------|
| CONCLUSION | 93 |
|-------------------------|-----------|

| | |
|---------------------------|-----------|
| BIBLIOGRAPHIE..... | 95 |
|---------------------------|-----------|

| | |
|---------------------|------------|
| ANNEXES..... | 105 |
|---------------------|------------|

TABLE DES ANNEXES

| | |
|---|-----|
| ANNEXE 1 : Répartition mondiale des épidémies à virus Chikungunya..... | 107 |
| ANNEXE 2 : Arrêté préfectoral portant régulation administrative des populations de chiens errants..... | 108 |
| ANNEXE 3 : Descriptions de quelques espèces prélevées..... | 111 |
| ANNEXE 4 : Autorisation de capture et de prélèvement d'espèces protégées (Mayotte).... | 117 |

| | |
|---|-----|
| ANNEXE 5 : Autorisation de capture et de prélèvement d'espèces protégées (La Réunion)..... | 119 |
| ANNEXE 6 : Exemple de feuille accompagnant les prélèvements..... | 121 |
| ANNEXE 7 : Autorisations Cites permettant l'exportation de prélèvements d'espèces protégées..... | 122 |
| ANNEXE 8 : Les différents intervenants locaux impliqués dans la capture et la collecte des échantillons..... | 124 |
| ANNEXE 9 : Cahiers de terrain..... | 127 |

TABLE DES ILLUSTRATIONS

- Tableaux

| | |
|--|----|
| Tableau 1. Classification des <i>Alphavirus</i> | 21 |
|--|----|

| | |
|---|-----|
| Tableau 2. Pourcentages de similitudes dans les séquences en acides aminés des protéines structurales (en bas et à gauche du tableau) et non structurales (en haut et à droite du tableau) de différents <i>Alphavirus</i> | 22 |
| Tableau 3. Fréquence des principaux signes cliniques présentés par les individus déclarant avoir connu un épisode de Chikungunya à Mayotte..... | 29 |
| Tableau 4 : Récapitulatif des infections expérimentales d'animaux par le virus Chikungunya..... | 37 |
| Tableau 5 : Récapitulatif des infections naturelles d'animaux par le virus Chikungunya..... | 41 |
| Tableau 6. Nature des repas sanguins d' <i>Aedes albopictus</i> | 56 |
| Tableau 7. Liste des espèces animales prélevées dans le cadre du projet en 2006 et en 2007..... | 68 |
| Tableau 8. Nombre d'individus prélevés dans le cadre du projet d'urgence en 2006..... | 82 |
| Tableau 9. Nombre d'individus prélevés à La Réunion par l'équipe INRA au cours de la campagne 2007..... | 83 |
| Tableau 10. Nombre d'individus prélevés à Mayotte par l'équipe INRA au cours de la campagne 2007..... | 84 |
| Tableau 11. Bilan des prélèvements effectués par les différents intervenants (autre que INRA) lors de la campagne 2007 à La Réunion, à Mayotte et à Maurice..... | 85 |
| Tableau 12 : Nombre de sérums analysés en qRT-PCR au 30 octobre 2006..... | 87 |
| Tableau 13 : Pays dans lesquels des épidémies à virus Chikungunya ont été recensées... | 107 |

- Figures

| | |
|--|----|
| Figure 1. Arbre phylogénétique des différentes souches du virus Chikungunya, basé sur l'étude des séquences nucléotidiques partielles des protéines E1..... | 23 |
| Figure 2. Représentation du virus Ross River..... | 23 |
| Figure 3. Représentation schématique de l'ARN viral du virus Chikungunya..... | 24 |
| Figure 4. Représentation simplifiée des mécanismes de traduction des protéines des <i>Alphavirus</i> | 24 |
| Figure 5. Chronologie de l'infection par le virus Chikungunya et cinétique des anticorps.... | 31 |
| Figure 6. Chronologie de l'épidémie de Chikungunya dans l'océan indien..... | 48 |
| Figure 7 : Nombres de cas de Chikungunya par semaine à La Réunion lors de l'épidémie de 2005-2006..... | 49 |

| | |
|--|-----|
| Figure 8 : Nombre de décès constatés et attendus à La Réunion entre janvier 2005 et Avril 2006..... | 52 |
| Figure 9 . Distribution mondiale d' <i>Aedes albopictus</i> | 54 |
| Figure 10 . Cycle biologique d' <i>Aedes albopictus</i> | 55 |
| Figure 11 . Carte de La Réunion et des différentes zones de capture..... | 63 |
| Figure 12 . Carte de Mayotte et des différentes zones de capture..... | 66 |
| Figure 13 . Exemple de numérotation..... | 76 |
| Figure 14 : Distribution mondiale du virus Chikungunya..... | 107 |

- Photos

| | |
|---|-----|
| Photo 1 . <i>Aedes albopictus</i> | 53 |
| Photo 2 : Tisserin gendarme (<i>Ploceus cucullatus</i>)..... | 115 |
| Photo 3 : Moineau domestique (<i>Passer domesticus</i>)..... | 115 |
| Photo 4 : Foudi rouge (<i>Foudia madagascariensis</i>)..... | 115 |
| Photo 5 : Bulbul orphée (<i>Pycnonotus jocosus</i>)..... | 115 |
| Photo 6 : Tangué (<i>Tenrec ecaudatus</i>)..... | 115 |
| Photo 7 : Endormi (<i>Chamaeleo pardalis</i>)..... | 115 |
| Photo 8 : Lémur brun (<i>Eulemur fulvus</i>)..... | 116 |
| Photo 9 : Roussette (<i>Pteropus seychellensis</i>)..... | 116 |
| Photo 10 : Tadaride (<i>Tadarida pumila</i>)..... | 116 |

INTRODUCTION

Le virus Chikungunya est un *Alphavirus* de la famille des *Togaviridae*. Il a été identifié pour la première fois en 1952, en Tanzanie, lors d'une épidémie associant fièvre d'apparition brutale et douleurs articulaires invalidantes. C'est à ces symptômes spectaculaires que le virus doit son nom. « Chikungunya » signifiant « celui qui marche courbé » (Robinson, 1955). Depuis, le virus s'est largement propagé, principalement sur les continents Africain et Asiatique, ayant sévit dans 33 pays (annexe 1).

En 2005 et 2006, une épidémie de Chikungunya sans précédent a touché les îles de l'Océan Indien avant de s'étendre à l'Asie. Cette épidémie ayant sévit dans l'Océan Indien et notamment sur l'île de La Réunion a été exceptionnelle à plusieurs titres : l'apparition d'un virus émergent dans cette partie du globe, le nombre important de cas humains reportés, le nombre inhabituellement élevé de patients ayant souffert d'une forme grave de la maladie, le nombre élevé de mortalités liés directement ou indirectement à la maladie, l'observation des premiers cas de transmission materno-foetale du virus, et enfin, le vecteur arthropode qui, classiquement lors d'épidémie urbaine est *Aedes aegypti*, était *Aedes albopictus* à La Réunion.

Un autre fait notable à La Réunion était l'absence de primates non hominidés alors que ceux-ci sont habituellement reconnus comme réservoirs potentiels du virus, notamment en Afrique. Cependant, depuis les années 1950, peu de recherches ont été conduites sur l'existence d'autres espèces animales de la faune sauvage ou domestique pouvant constituer des réservoirs potentiels du virus Chikungunya. C'est dans ce contexte que l'Institut National de Recherche Agronomique a élaboré en 2006 un projet d'urgence, dont l'un des volets (CHIKANI) visait à approfondir les connaissances du rôle des espèces animales dans l'épidémiologie du virus Chikungunya. Pour ce faire, une vaste campagne de capture et de prélèvement de la faune sauvage et domestique de différentes îles de l'Océan Indien a été entreprise afin de répondre à plusieurs interrogations. Quelles sont les espèces animales sensibles à l'infection par le virus Chikungunya ? Existe-t-il des phénomènes de persistance virale chez certaines espèces animales ? Et enfin, y a-t-il adaptation du virus à son hôte ?

J'ai participé à ce projet en offrant un appui technique et vétérinaire lors des campagnes d'échantillonnages de la faune domestique et sauvage des îles de La Réunion et de Mayotte entre janvier et mai 2007.

PARTIE I : LE CHIKUNGUNYA, RAPPELS BIBLIOGRAPHIQUES

2. VIROLOGIE

2.1. Classification et position phylogénétique

2.1.1. Classification

Le Chikungunya est un arbovirus de la famille des *Togaviridae* et du genre *Alphavirus*.

Au sein du genre *Alphavirus*, il n'existe pas moins de 29 espèces virales (Powers *et al.*, 2007) pour la plupart responsables d'arboviroses, classées en 7 complexes sur la base de réactions antigéniques croisées (Calisher *et al.*, 1986 ; Greiser-Wilke *et al.*, 1989). Le virus Chikungunya appartient au complexe Semliki Forest.

Tableau 1. Classification des *Alphavirus*.

| Nom | Abréviation | Arbovirus | Complexe | |
|--------------------------------|-------------|-----------|------------|-----|
| Barmah Forest | BF | Oui | BF | |
| Eastern Equine Encephalitis | EEE | Oui | EEE | |
| Middelburg | MID | Oui | MID | |
| Ndumu | NDU | Oui | NDU | |
| Semliki Forest | SF | Oui | SF | |
| Bebaru | BEB | Oui | | |
| Chikungunya | CHIK | Oui | | |
| Getah | GET | Oui | | |
| Mayaro | MAY | Oui | | |
| O'Nyong Nyong | ONN | Oui | | |
| Ross River | RR | Oui | | |
| Una | UNA | Oui | | |
| Venezuelan Equine Encephalitis | VEE | Oui | | VEE |
| Tonate | TON | Oui | | |
| Mosso Das Pedras | MDP | Oui | | |
| Everglades | EVE | Oui | | |
| Mucambo | MUC | Oui | | |
| Pixuna | PIX | Oui | | |
| Cabassou | CAB | ? | | |
| Rio Negro | RNV | Oui | | |
| Western Equine Encephalitis | WEE | Oui | WEE | |
| Aura | AURA | Oui | | |
| Sindbis | SIN | Oui | | |
| Whataora | WHA | Oui | | |
| Fort Morgan | FM | Oui | | |
| Highland J | HJ | Oui | | |
| Trocar | TRO | ? | Non classé | |
| Salmon Pancreas Disease | SPD | ? | | |
| Southern Elephant Seal | SES | ? | | |

Le virus Chikungunya est particulièrement proche du virus O'Nyong Nyong. Ces deux virus, ayant probablement divergé il y a plusieurs siècles à partir d'un ancêtre commun (Powers *et al.*, 2000), présentent encore aujourd'hui 85% de similitudes au niveau des séquences en acides aminés des protéines structurales et non structurales (Khan *et al.*, 2002). Cette proximité entre les deux virus se retrouve aussi au niveau sérologique puisqu'il existe des réactions antigéniques croisées notamment lors de réaction d'inhibition de l'hémagglutination (Jupp & McIntosh, 1988).

Tableau 2. Pourcentages de similitudes dans les séquences en acides aminés des protéines structurales (en bas et à gauche du tableau) et non structurales (en haut et à droite du tableau) de différents *Alphavirus*. D'après Khan *et al.*, 2002.

| | CHIK | EEE | VEE | WEE | RR | SF | BF | ONN | SIN |
|------|-----------|-----|-----|-----|----|----|----|-----------|-----|
| CHIK | | 58 | 58 | 58 | 68 | 70 | 59 | 85 | 59 |
| EEE | 48 | | 67 | 79 | 58 | 59 | 57 | 58 | 56 |
| VEE | 45 | 46 | | 67 | 59 | 58 | 57 | 58 | 56 |
| WEE | 43 | 56 | 50 | | 58 | 59 | 56 | 58 | 56 |
| RR | 60 | 47 | 45 | 45 | | 72 | 62 | 67 | 57 |
| SF | 62 | 48 | 45 | 45 | 73 | | 60 | 68 | 59 |
| BF | 50 | 47 | 44 | 44 | 53 | 55 | | 63 | 56 |
| ONN | 85 | 47 | 46 | 43 | 59 | 60 | 51 | | 58 |
| SIN | 44 | 49 | 46 | 68 | 47 | 46 | 45 | 43 | |

Parmi les symptômes engendrés par ces *Alphavirus* se dégagent notamment deux entités pathologiques : les syndromes type "encéphalite" (Venezuelan Equine Encephalitis virus, Eastern Equine Encephalitis virus et Western Equine Encephalitis virus) et les syndromes type "arthrite/arthralgie" (Ross River virus, Barmah Forest virus, Mayaro virus, O'Nyong Nyong virus, Chikungunya virus et Sindbis virus) (Powers *et al.*, 2001).

2.1.2. Position phylogénétique

D'un point de vue phylogénétique, toutes les souches actuelles du virus Chikungunya, y compris les souches asiatiques, proviennent d'un ancêtre commun africain (Powers *et al.*, 2000).

Aujourd'hui, ces souches sont classées en trois phylogroupes distincts : le phylogroupe asiatique, le phylogroupe de l'Afrique de l'Ouest et le phylogroupe d'Afrique de l'Est, Centrale et du Sud (East, Central South-African). La souche à l'origine de l'épidémie

survenue dans l'Océan Indien et en Inde en 2005-2006 appartient à ce dernier groupe (Schuffenecker *et al.*, 2006).

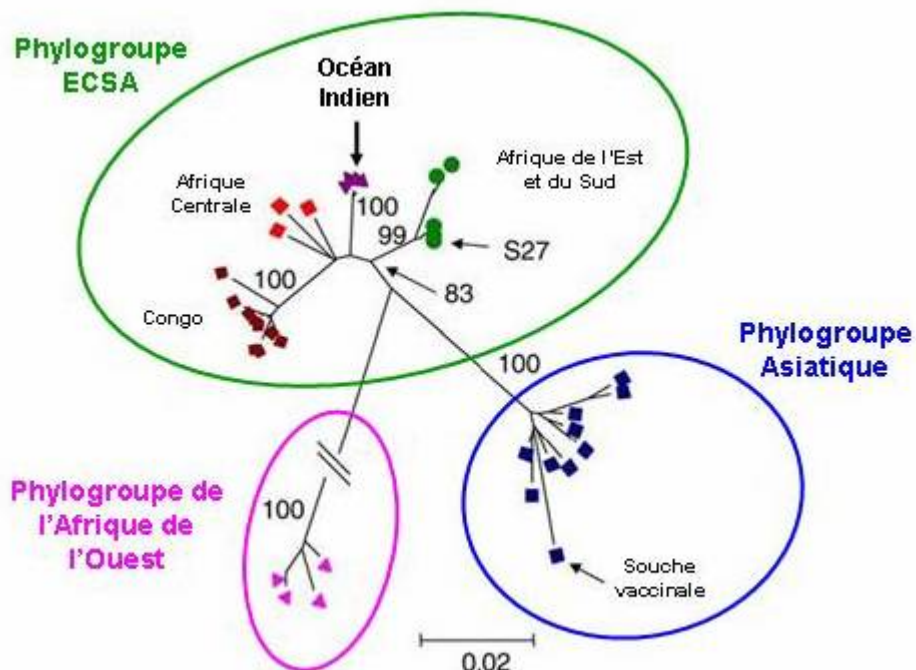
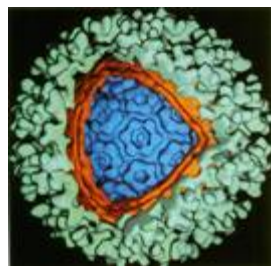


Figure 1. Arbre phylogénétique des différentes souches du virus Chikungunya, basé sur l'étude des séquences nucléotidiques partielles des protéines E1. La branche menant au phylogroupe de l'Afrique de l'ouest, d'une longueur d'environ 15% a été raccourcie par soucis de lisibilité. L'échelle, notée 0.02, correspond à une distance représentant 2 % de divergence dans la séquence nucléotidique. D'après Schuffenecker *et al.*, 2006.

2.2. Caractères généraux du CHIKV

2.2.1. Morphologie

Le virus Chikungunya est un virus enveloppé, sphérique, d'environ 70 nm de diamètre.



La nucléocapside est de symétrie icosaédrique (Simizu *et al.*, 1984).

L'enveloppe du virus présente 80 spicules. Chaque spicule étant constitué de l'interaction de trois hétérodimères de glycoprotéines d'enveloppe E1 et E2 (Strauss & Strauss, 1994).

Figure 2. Représentation du virus Ross River. La morphologie est similaire à celle du virus Chikungunya. D'après Strauss & Strauss, 1994.

2.2.2. Génome

Le génome est constitué d'un simple brin d'ARN positif, monocaténaire, d'environ 12 000 nucléotides (plus exactement de 11 805 nucléotides sans prendre en compte la coiffe, la séquence interne poly-A et la queue poly-A).

Sa composition en bases azotées est de 30% d'adénine, 25% de cytosine, 25% de guanine et de 20% de thymine (uracile).

Schématiquement, le brin d'ARN est constitué de:

- Deux régions terminales non transcrites (3'NTR et 5'NTR) dans lesquelles on retrouve des séquences nucléotidiques répétées et largement conservées au sein du genre *Alphavirus*. Ces séquences joueraient un rôle important dans la régulation de la synthèse de l'ARN viral.
- Deux cadres de lecture ouverte de 7 425 et 3 735 nucléotides, séparés par une séquence jonction de 68 nucléotides, codant respectivement pour deux polyprotéines de 2 474 et 1 244 acides aminés (Khan et *al.*, 2002).

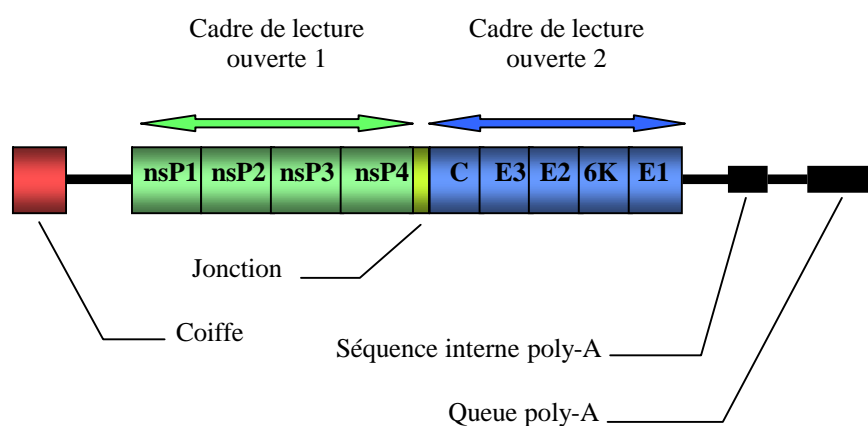


Figure 3. Représentation schématique de l'ARN viral du virus Chikungunya. D'après Khan et *al.*, 2002.

2.2.3. Protéines virales

2.2.3.1. Traduction

Le premier cadre de lecture ouverte, situé dans les deux premiers tiers du brin d'ARN côté 5', est traduit directement. Cette traduction aboutit à la formation d'une polyprotéine contenant l'ensemble des protéines non structurales (nsP1, nsP2, nsP3 et nsP4).

La traduction du second cadre de lecture se déroule quant à elle après une étape de réplication et de transcription. C'est l'ARNm 26S, produit de la transcription du dernier tiers du génome en région 3', qui est traduit en une polyprotéine contenant la totalité des protéines structurales (C, E3, E2, 6K et E1) (Strauss & Strauss, 1994).

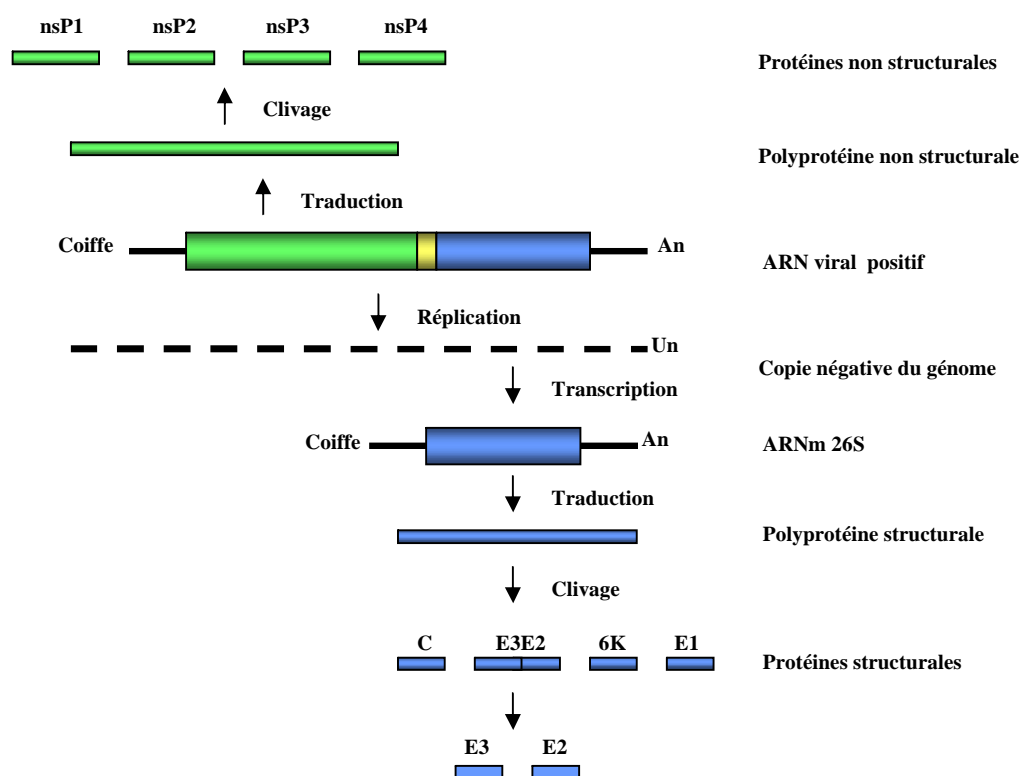


Figure 4. Représentation simplifiée des mécanismes de traduction des protéines des *Alphavirus*. D'après Strauss & Strauss, 1994.

2.2.3.2. Protéines non structurales

La protéine non structurale P1 (nsP1) intervient dans l'initiation de la synthèse de l'ARN négatif et dans la mise en place de la coiffe de l'ARNm 26S et de l'ARN viral de par son activité guanylyltransferase et méthyltransferase (Sawicki *et al.*, 2006).

nsP2 a une activité hélicase et protéase (elle permet notamment le clivage de la polyprotéine non structurale) et permet l'initiation de la transcription de l'ARNm 26S.

nsP4 est une polymérase. Parmi toutes les protéines, elle est celle dont la séquence est la mieux conservée au sein du genre *Alphavirus*.

Enfin, nsP3 est elle aussi impliquée dans les mécanismes de réplication de l'ARN viral (Strauss & Strauss, 1994).

2.2.3.3. Protéines structurales

La protéine C est la protéine de capsid. Elle présente une région N-terminale riche en acides aminés chargés positivement et une région C-terminale bien conservée chez les *Alphavirus*. Ces régions permettent, d'une part, des interactions non spécifiques avec les charges négatives de l'ARN viral et, d'autre part, des interactions latérales et spécifiques entre protéines C, aboutissant à la formation de la nucléocapside (Strauss & Strauss, 1994).

Les protéines E3E2, 6K et E1 sont insérées en cours de traduction dans le réticulum endoplasmique granuleux où elles s'ancrent dans la bicouche lipidique au niveau de séquences hydrophobes en région C-Terminale (Strauss & Strauss, 1994).

E3E2 est clivée et seule E2 reste ancrée dans la membrane des vésicules golgiennes. E3 est quant à elle libérée dans le cytoplasme de la cellule hôte. Ce clivage, qui intervient lors de la migration de la vésicule vers la membrane cytoplasmique, induit un changement de conformation de l'hétérodimère E1E2 qui est indispensable pour l'acquisition du caractère infectieux du virion (Strauss & Strauss, 1994).

Des phénomènes de glycosylation interviennent sur E1 et E2 et ces dernières s'associent pour former un hétérodimère de glycoprotéines à la base de la formation des spicules à la surface du virus. La protéine 6K a pour rôle d'assurer la stabilité de l'hétérodimère ainsi que de faciliter l'assemblage du virion (Strauss & Strauss, 1994; Strauss *et al.*, 2002).

Au sein de l'hétérodimère, E2 est la protéine qui permet l'attachement du virus à la surface de la cellule cible après reconnaissance d'un récepteur cellulaire de nature protéique.

Etant donné le large spectre d'hôtes que les *Alphavirus* peuvent infecter (vecteur/hôte définitif, vertébrés/non vertébrés, mammifères/non mammifères), il semble que chaque virus peut s'associer avec plusieurs types de récepteurs (Strauss & Strauss, 1994).

Enfin, la glycoprotéine E1 permet la fusion des membranes et l'entrée du virus dans la cellule (Strauss & Strauss, 1994).

Outre ces rôles, E1 et E2 sont les cibles de la réaction immunitaire de l'hôte vertébré infecté, à l'origine de la production d'anticorps neutralisants (Strauss & Strauss, 1994).

3. LES VECTEURS ARTHROPODES

3.1. Les différentes espèces vecteurs

De nombreux isolements du virus ont démontré que les principaux vecteurs du Chikungunya impliqués dans les cycles de transmission sont essentiellement des moustiques du genre *Aedes*. Plus spécifiquement, des espèces des sous genres *Diceromyia* et *Stegomyia*. Sur la base des fréquences d'isolement en Afrique tropicale, les principaux vecteurs sont par ordre d'importance *Aedes furcifer*, (*Diceromyia*), *Aedes taylori* (*Diceromyia*), *Aede africanus* (*Stegomyia*), *Aedes luteocephalus* (*Stegomyia*) et *Aedes aegypti* (*Stegomyia*) (Jupp & McIntosh, 1988; Diallo *et al.*, 1999).

Plus occasionnellement, le virus a été isolé de certaines espèces de *Culex* et d'*Anopheles*. Cependant, les données provenant d'études expérimentales sur la capacité vectorielle tendent à prouver que le rôle de ces espèces en tant que vecteur est faible, se limitant sans doute à une transmission mécanique sans multiplication virale chez le moustique (Diallo *et al.*, 1999).

Enfin, le virus a été isolé d'une tique prélevée sur un rongeur au Sénégal mais la transmission expérimentale du virus par l'espèce *Ornithodoros savignyi* a échoué laissant supposer que cette espèce ne joue pas un rôle prépondérant dans la transmission du virus Chikungunya au Sénégal (Jupp *et al.*, 1981).

3.2. Vecteurs Africains

En Afrique, la majorité des vecteurs sont des *Aedes* sylvatiques à tendance zoophile ou simio-anthropophile. Les représentants les plus fréquemment impliqués sont notamment

Aedes furcifer, *Aedes taylori* (tous deux du sous genre *Diceromyia*), *Aedes luteocephalus* et *Aedes africanus* (tous deux du sous genre *Stegomyia*).

Ces moustiques sont à l'origine du maintien d'une circulation virale au sein de certaines populations de singes et, occasionnellement, permettent la sortie du virus hors du milieu forestier (Diallo *et al.*, 1999).

Le seul *Aedes* non sylvatique africain est *Aedes aegypti* (sous genre *Stegomyia*). C'est un moustique anthropophile et largement inféodé aux milieux anthropiques. Il est généralement responsable de l'apparition d'épidémies sporadiques en milieu urbain, une fois le virus sorti du milieu forestier (Diallo *et al.*, 1999).

3.3. Vecteurs Asiatiques

Le nombre de vecteurs sur le continent asiatique est beaucoup plus limité. On en compte principalement deux : *Aedes aegypti* et *Aedes albopictus* (sous genre *Stegomyia*) (Gratz, 2004).

Comme en Afrique, *Aedes aegypti* est anthropophile et est présent essentiellement en milieu urbain. En Asie, il est le principal vecteur du virus, il est à l'origine de vastes épidémies (Yergolkar *et al.*, 2006; Mourya & Yadav, 2006).

Aedes albopictus semble être, en Asie, un vecteur beaucoup plus secondaire (Gratz, 2004).

4. LA MALADIE CHEZ L'HOMME

4.1. Aspects cliniques

4.1.1. Symptômes

4.1.1.1. Forme classique

Après une incubation de 4 à 7 jours en moyenne (extrêmes allant de 1 à 12 jours), une fièvre élevée apparaît brutalement accompagnée d'arthralgies pouvant être intenses et invalidantes, touchant essentiellement les articulations des poignets, chevilles et phalanges. Surviennent également très fréquemment des myalgies, des céphalées, une éruption

maculopapuleuse ou encore l'apparition d'aphtes. Des petites hémorragies bénignes, type gingivorragies sont aussi possibles, surtout chez l'enfant. Beaucoup plus rarement, des atteintes oculaires ont été décrites (uvéïte, kératite, névrite du nerf optique...) (Lalitha *et al.*, 2007).

Tableau 3. Fréquence des principaux signes cliniques présentés par les individus déclarant avoir connu un épisode de Chikungunya à Mayotte. D'après Cire de la Réunion et de Mayotte.

| Signes cliniques | Fréquence |
|---------------------|-----------|
| Arthralgies | 98,1% |
| Myalgies/Lombalgies | 93% |
| Fièvre | 86,1% |
| Céphalées | 83,8% |
| Eruption cutanée | 32% |

L'évolution de la maladie est le plus souvent favorable. La fièvre disparaissant généralement au bout de 3 à 4 jours et les douleurs articulaires en 1 à 3 semaines. Cependant, elle peut aussi évoluer de façon chronique, marquée par des arthralgies persistantes pendant plusieurs semaines voire plusieurs mois. Ainsi, 12% des individus atteints par le Chikungunya présentent toujours des douleurs articulaires trois années après avoir contracté la maladie.

4.1.1.2. *Forme asymptomatique*

Certains individus peuvent contracter une forme asymptomatique de l'infection. En effet, deux enquêtes de séroprévalence en population générale menées à La Réunion et à Mayotte ont permis de montrer que respectivement 6% et 25,4% des individus ayant déclaré ne pas avoir eu de signes cliniques de Chikungunya présentaient une sérologie positive. Cependant ces chiffres ne sauraient en aucun cas être le reflet exact des infections asymptomatiques même s'ils permettent de penser que le phénomène existe en faible proportion.

4.1.2. Diagnostic

4.1.2.1. Diagnostic clinique

Le diagnostic clinique, en période d'épidémie, se fonde sur l'apparition brutale d'une fièvre relativement élevée associée à des douleurs articulaires et éventuellement à des manifestations cutanées. En dehors du contexte d'épidémie, l'infection par le virus Chikungunya entre dans le diagnostic différentiel d'autres maladies et le recours au diagnostic de laboratoire devient indispensable.

4.1.2.2. Diagnostic différentiel

Pour le diagnostic différentiel des formes classiques il est nécessaire d'écarter les différents *Alphavirus* responsables d'arthralgie (Ross River virus, O'Nyong Nyong virus, Sindbis virus...). Cependant, ceux-ci ne sont à considérer qu'en fonction du contexte géographique et épidémiologique.

Le diagnostic différentiel doit absolument inclure l'infection par le virus de la Dengue dont les symptômes sont souvent similaires à ceux retrouvés lors d'infection par le virus Chikungunya. Les vecteurs communs, la répartition géographique de ces maladies et l'existence de co-infections par ces deux virus ne permettant pas toujours de les différencier sans avoir recours aux techniques de laboratoires.

Enfin, en présence de cas isolés, il ne faut pas oublier de mentionner d'autres maladies fébriles et algiques telles que le paludisme, la leptospirose, les rickettsioses, la fièvre typhoïde (Pialoux et *al.*, 2006)...

4.1.2.3. De laboratoire

Un diagnostic biologique est indispensable pour confirmer toute suspicion de Chikungunya. Le diagnostic peut être confirmé par sérologie (inhibition de l'hémagglutination, fixation du complément, immunofluorescence ou Elisa), RT-PCR ou plus rarement par isolement viral. Le choix de la technique est lié au temps écoulé depuis l'apparition des premiers symptômes.

En pratique, la RT-PCR peut être demandée jusqu'au quatrième jour des signes cliniques inclus. Au-delà, seule la sérologie est possible.

A noter que les IgM persistent pendant plusieurs semaines à trois mois et que les IgG procurent une immunité forte probablement pendant plusieurs années même si, à l'heure actuelle, aucune donnée précise n'est disponible sur ce sujet (Pialoux et *al.*, 2006).

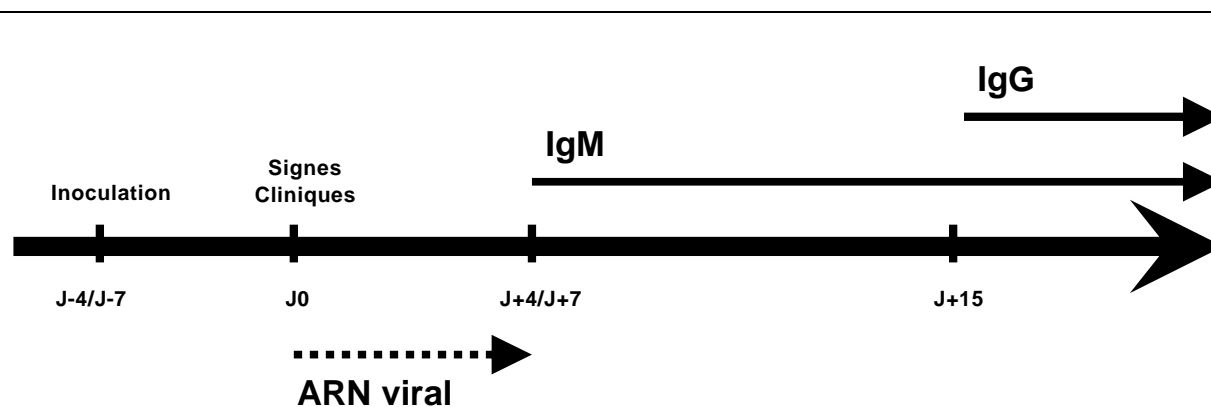


Figure 5. Chronologie de l'infection par le virus Chikungunya et cinétique des anticorps. D'après l'Institut de veille sanitaire.

4.1.3. Traitement

En l'absence d'un traitement antiviral spécifique et efficace, le traitement est avant tout symptomatique et consiste principalement en la prescription d'antalgiques et d'antipyrétiques. Les cas les plus graves, notamment ceux concernant les personnes âgées ou les enfants, nécessitent une hospitalisation afin d'assurer la surveillance et le maintien des fonctions vitales.

4.1.4. Prévention

4.1.4.1. Prévention individuelle

A l'heure actuelle, il n'existe pas de vaccin disponible contre le Chikungunya. Des essais cliniques de phases II menés par l'US Army Medical Research Institute of Infectious Diseases (USAMRIID) sur 58 volontaires avaient pourtant donné des résultats satisfaisants avec notamment 98,3% (57 sur 58) des volontaires séroconvertis à J28 même si 5 individus

ont souffert d'arthralgie passagère suite à la vaccination (Edelman *et al.*, 2000). Ces essais vaccinaux ont été abandonnés sans explication en 2003.

Suite à l'épidémie qui a atteint l'île de La Réunion, de nombreuses recherches sur la maladie ont été conduites. Notamment, des recherches sur la mise au point d'un vaccin ou sur l'utilisation de molécules antivirales.

Ainsi, en absence de vaccin, la prévention individuelle passe par l'utilisation de moyens de protection physiques contre les piqûres de moustiques tels que le port de vêtements longs et amples couvrant la totalité du corps ou encore l'utilisation de moustiquaires installées la nuit au dessus des lits, mais aussi sur les landaux ou les couffins des bébés en journée. Elles sont aussi indispensables pour protéger les individus virémiques d'autres piqûres du moustique et ainsi limiter la transmission homme-moustique.

L'utilisation de répulsifs (application cutanée ou sur les vêtements), est également recommandée.

4.1.4.2. Prévention collective

Un des éléments les plus importants dans la lutte contre le Chikungunya reste la lutte antivectorielle et notamment toutes les mesures mises en œuvre pour réduire le nombre de gîtes larvaires par suppression de tous les contenants potentiels d'eau stagnante dans et à proximité des maisons. En complément de la suppression physique des gîtes larvaires il est possible d'appliquer des larvicides chimiques de type organophosphorés et pyréthrinoïdes ou de larvicide biologique tel le *Bacillus thuringiensis israelensis*. De même, la lutte adulticide peut s'effectuer à l'aide d'organochloré, d'organophosphoré, de pyréthrinoïdes de synthèse ou encore de carbamates.

L'épandage terrestre autour des habitations peut se faire à l'aide d'atomiseurs individuels et les pulvérisations spatiales UBV (ultra bas volume) à l'aide de nébulisateurs à froids montés sur des véhicules circulant à faible allure.

A La Réunion, la lutte adulticide a d'abord utilisé le fénitrothion autour des domiciles touchés par le Chikungunya puis, à cause de sa toxicité potentielle, la deltaméthrine (pyréthrinoïde de synthèse) lui a été préférée. La lutte larvicide s'est faite par l'utilisation de deux composés, le téméphos dans un premier temps puis la lutte biologique à l'aide du *Bacillus thuringiensis israelensis*.

4.2. Épidémiologie générale de l'infection

Il existe peu d'information sur l'épidémiologie du virus Chikungunya même si globalement on distingue deux modèles différents

4.2.1. Modèle africain

Le virus Chikungunya circule largement en Afrique principalement en Afrique Australe et de l'Est, de l'Ouganda à l'Afrique du Sud et en Afrique Centrale. Le virus est plus rarement trouvé en Afrique de l'Ouest, en particulier au Sénégal. Ainsi, il est fréquemment isolé de vecteurs arthropodes essentiellement du genre *Aedes* mais aussi de façon plus sporadique chez certains *Culex* et *Anopheles*.

En milieu forestier, le virus se maintient sous forme enzootique au sein d'un cycle faisant intervenir des hôtes vertébrés (essentiellement les singes) et des vecteurs sauvages (*Aedes fuscifer*, *Aedes taylori*, *Aedes luteocephalus*) (Diallo *et al.*, 1999).

A la faveur de modifications climatiques (fortes pluies ou pluies prolongées), ces vecteurs sauvages sont susceptibles de se multiplier en abondance. On observe ainsi périodiquement une flambée épizootique de la maladie au sein de la population simienne accompagnée d'une amplification importante du virus. La persistance du virus Chikungunya, à la suite de l'immunisation de la population de singes, consécutive à l'augmentation de la transmission, suppose qu'il y ait soit un déplacement du cycle d'amplification soit existence d'un autre cycle faisant intervenir d'autres espèces de vertébrés (Diallo *et al.*, 1999).

De même, ces modifications de conditions climatiques permettent aux vecteurs de sortir hors de leur habitat forestier et de contaminer l'Homme. Ces transmissions restent souvent sporadiques mais le virus peut tout aussi bien s'installer dans la population humaine causant généralement de petites épidémies dont le vecteur est une espèce domestique, *Aedes aegypti* (Diallo *et al.*, 1999).

Contrairement à ce qui se passe en Asie, la circulation du virus Chikungunya en Afrique se réalise à bas bruit, généralement sous forme endémique et la maladie passe souvent inaperçue dans ces zones où sévissent encore la fièvre jaune et le paludisme. Cependant, de nombreuses enquêtes de séroprévalence montrent que la population est fréquemment en partie immunisée. Ainsi, deux enquêtes menées dans deux régions du Sénégal ont révélé des taux de

séroprévalence de 39,8% et 52,6% alors que ces régions n'avaient pas connus d'épidémie récente (Diallo *et al.*, 1999).

4.2.2. Modèle asiatique

En Asie, le virus Chikungunya sévit sous forme épidémique, avec de forts taux d'attaque. La maladie touche essentiellement une population urbaine et faiblement immune. Le déclin des épidémies étant corrélé avec l'acquisition d'une immunité par les populations. Dans une région donnée, les épidémies se succèdent à des intervalles plus ou moins longs, correspondant au renouvellement de la population sensible à l'infection.

Le nombre de vecteurs est vraisemblablement limité à deux, principalement *Aedes aegypti* et plus secondairement *Aedes albopictus*. A l'heure actuelle, il n'existe pas de réservoir animal avéré et aucune donnée n'est disponible définissant où et comment se maintient le virus en période interépidémique.

4.3. Cadre légal français

A la demande du ministre chargé de la santé, l'infection à virus Chikungunya a été ajoutée à la liste des maladies à déclaration obligatoire dans tous les départements métropolitains ainsi qu'en Guyane et aux Antilles (décret N° 2006-473 du 24 avril 2006).

La déclaration obligatoire concerne les cas confirmés de Chikungunya. C'est-à-dire toute personne présentant une fièvre supérieure à 38,5°C d'apparition brutale, accompagnée de douleurs articulaires invalidantes et pour qui il y a eu confirmation biologique (IgM positif, PCR positif ou isolement positif).

Dans les départements des Alpes-Maritimes, de la Haute-Corse ainsi qu'en Guyane et aux Antilles, en raison de l'implantation avérée d'*Aedes albopictus*, tous les cas suspects de Chikungunya doivent être signalés au médecin inspecteur de santé publique de la direction départementale des affaires sanitaires et sociales (DDASS). Un cas suspect est défini comme tout individu présentant une fièvre d'apparition brutale supérieure à 38,5°C accompagnée de douleurs articulaires invalidantes. Ce cas suspect doit être confirmé biologiquement et rapidement par la mise en œuvre d'une procédure accélérée de transmission du prélèvement

biologique par les laboratoires de ces départements au centre national de référence des arboviroses.

5. DONNEES BIBLIOGRAPHIQUES SUR LES INFECTIONS A VIRUS CHIKUNGUNYA CHEZ LES ANIMAUX

Mis à part pour les primates non hominidés, il existe que très peu de données disponibles dans la littérature traitant des infections de la faune domestique ou sauvage par le virus Chikungunya.

5.1. Données expérimentales

5.1.1. Rongeurs

Expérimentalement, le cobaye, le hamster et le lapin ne présentent pas de virémie après inoculation et survivent en produisant des anticorps (Karabatsos, 1985).

Plusieurs rongeurs africains du genre *Mastomys*, *Arvicanthis* et *Aethomys* développent une virémie faible durant deux jours post inoculation alors que ceux du genre *Mystromys* présentent eux une virémie importante pendant 5 jours. Tous développent des anticorps (McIntosh, 1961).

5.1.2. Primates non hominidés

Après inoculation intramusculaire du virus, le singe rhésus (*Macaca radiata*), le singe vervet (*Cercopithecus aethiops*) et le babouin (*Papio ursinus*) présentent une phase de virémie de 3 à 4 jours. Des anticorps sont détectés 1 mois après inoculation par inhibition de l'hémagglutination à des titres allant de 160 à 1280 (McIntosh *et al.*, 1963a; Paul & Singh, 1968).

5.1.3. Oiseaux et volailles

L'inoculation intraveineuse du canard à bec jaune (*Anas undulata*), du canard à bec rouge (*Anas erythrorhyncha*), du héron garde bœuf (*Bubulcus ibis*), de la nette à œil rouge (*Netta erythrophthalma*) et du foulque caronculé (*Fulica cristata*) échoue à produire une virémie chez ces espèces. La recherche d'anticorps par séroneutralisation à plus de 4 semaines post inoculation est négative (McIntosh *et al.*, 1963a).

La pintade adulte (Chakravarty & Sarkar, 1969), le moineau domestique ainsi que le pigeon (Bedekar & Pavri, 1969) sont réfractaires à l'infection par le virus Chikungunya.

L'inoculation intramusculaire de poussins de 2 jours ne conduit ni à la détection de virémie ni à la détection d'anticorps par inhibition de l'hémagglutination (McIntosh *et al.*, 1963a) alors qu'une virémie suivie de la production d'anticorps se rencontre après inoculation de poussin d'un jour (Karabatsos, 1985).

5.1.4. Chauves souris

Une des neufs espèces de chauve souris frugivore indienne, *Roussetus leschenaulti*, inoculée avec le virus, montre des traces de virémie et huit développement de faibles titres en anticorps hemagglutinants et/ou neutralisants (Bedekar & Pavri, 1969). De plus, deux chauves souris insectivores africaines, *Tadarida aegyptiaca* et *Pipistrellus nanus*, présentent une virémie pendant au moins 3 jours après inoculation (Jupp & McIntosh, 1988).

5.1.5. Carnivores domestiques

Le chat adulte est réfractaire à l'infection alors que l'inoculation des chatons conduit à une virémie (Chakravarty & Sarkar, 1969).

5.1.6. Animaux de rente et de loisir

Après inoculation intramusculaire de deux bovins, quatre moutons, deux chèvres et deux chevaux, aucun de ces individus n'a présenté de virémie ou n'est ressorti positif en

séroneutralisation. Cependant, tous, à l'exception d'un mouton, se sont révélés positifs à faible titre en inhibition de l'hémagglutination (McIntosh *et al.*, 1963a).

Tableau 4 : Récapitulatif des infections expérimentales d'animaux par le virus Chikungunya..
N=séroneutralisation ; HI=inhibition de l'hémagglutination ; ND= données non disponibles

| Espèces | Virémie | Anticorps | Techniques | Références |
|---|---------|-----------|------------|--------------------------------|
| Rongeurs | | | | |
| Cobaye | Non | Oui | ND | Karabatsos, 1985 |
| Hamster | Non | Oui | ND | Karabatsos, 1985 |
| Lapin | Non | Oui | ND | Karabatsos, 1985 |
| Rat à queue blanche - <i>Mystromys albicaudatus</i> | Oui | Oui | N | McIntosh, 1961 |
| Rat multimamelé - <i>Mastomys natalensis</i> | Oui | Oui | N | McIntosh, 1961 |
| Rat roussard du Nil - <i>Arvicanthis niloticus</i> | Oui | Oui | N | McIntosh, 1961 |
| Rat doré - <i>Aethomys chrysophilus</i> | Oui | Oui | N | McIntosh, 1961 |
| Primates non hominidés | | | | |
| Singe rhésus - <i>Macaca radiata</i> | Oui | Oui | HI | Paul & Singh, 1968 |
| Singe vervet - <i>Cercopithecus aethiops</i> | Oui | Oui | HI | McIntosh <i>et al.</i> , 1963a |
| Babouin - <i>Papio ursinus</i> | Oui | Oui | HI | McIntosh <i>et al.</i> , 1963a |
| Oiseaux et volailles | | | | |
| Canard à bec jaune - <i>Anas undulata</i> | Non | Non | N | McIntosh <i>et al.</i> , 1963a |
| Canard à bec rouge - <i>Anas erythrorhyncha</i> | Non | Non | N | McIntosh <i>et al.</i> , 1963a |
| Héron garde bœuf - <i>Bubulcus ibis</i> | Non | Non | N | McIntosh <i>et al.</i> , 1963a |
| Nette à œil rouge - <i>Netta erythrophthalma</i> | Non | Non | N | McIntosh <i>et al.</i> , 1963a |
| Foulque caronculé - <i>Fulica cristata</i> | Non | Non | N | McIntosh <i>et al.</i> , 1963a |
| Moineau domestique - <i>Passer domesticus</i> | Non | Non | ND | Bedekar & Pavri, 1969 |
| Pigeon | Non | Non | ND | Bedekar & Pavri, 1969 |
| Pintade adulte | Non | Non | ND | Chakravarty & Sarkar, 1969 |
| Poussin d'1 jour - <i>Gallus gallus</i> | Oui | Oui | ND | Karabatsos, 1985 |
| Poussin de deux jours - <i>Gallus gallus</i> | Non | Non | HI | McIntosh <i>et al.</i> , 1963a |
| Chauves souris | | | | |
| Roussette de leschenaulti - <i>Rousettus leschenaulti</i> | Oui | Oui | N | Bedekar & Pavri, 1969 |
| Molosse d'Egypte - <i>Tadarida aegyptiaca</i> | Oui | ND | ND | Jupp & McIntosh, 1988 |
| Pipistrelle naine - <i>Pipistrellus nanus</i> | Oui | ND | ND | Jupp & McIntosh, 1988 |
| Carnivores domestiques | | | | |
| Chat (adulte) - <i>Felis sylvestris</i> | Non | Non | ND | Chakravarty & Sarkar, 1969 |
| Chat (jeune) - <i>Felis sylvestris</i> | Oui | ND | ND | Chakravarty & Sarkar, 1969 |
| Animaux de rente et de loisir | | | | |
| Bovin - <i>Bos primigenius</i> | Non | Non/Oui | N/HI | McIntosh <i>et al.</i> , 1963a |
| Ovin - <i>Ovis orientalis</i> | Non | Non/Oui | N/HI | McIntosh <i>et al.</i> , 1963a |
| Caprin - <i>Capra aegagrus</i> | Non | Non/Oui | N/HI | McIntosh <i>et al.</i> , 1963a |
| Cheval - <i>Equus ferus</i> | Non | Non/Oui | N/HI | McIntosh <i>et al.</i> , 1963a |

5.2. Infections naturelles

5.2.1. Afrique

5.2.1.1. Rongeurs

Suite à une épidémie de Chikungunya ayant touché le Sénégal en 1966, le virus a été isolé du foie d'un rat palmiste (*Xerus erythropus*) (Brès *et al.*, 1969). Au cours de cette épidémie, sur les 453 rongeurs capturés et prélevés, 19 présentaient une sérologie positive en inhibition de l'hémagglutination (Cornet *et al.*, 1968).

5.2.1.2. Primates non hominidés

La première preuve indirecte de l'implication des primates sauvages a été l'isolement du virus chez *Aedes africanus*, moustique se nourrissant principalement sur les singes, en 1956 en Ouganda (Weinbren *et al.*, 1958).

Par la suite, et notamment au Sénégal, le virus a été isolé chez différents singes : le singe vervet en 1966 et en 1972 (*Cercopithecus aethiops*), le galago du Sénégal en 1967 (*Galago senegalensis*) (Brès *et al.*, 1969), le babouin de Guinée en 1975 (*Papio papio*) et le singe rouge en 1983 (*Erythrocebus patas*) (Diallo *et al.*, 1999).

Depuis, de nombreuses études et enquêtes sérologiques ont permis de mettre en évidence l'existence d'anticorps anti-Chikungunya chez de nombreuses espèces de primates (Kashula *et al.*, 1978; McIntosh, 1970; McIntosh *et al.*, 1963b).

Ainsi, lors d'une enquête sérologique menée sur 54 singes vervet sauvages d'Afrique du Sud, 26 étaient séropositifs en inhibition de l'hémagglutination à des dilutions de 1/10 (1), 1/20 (1), 1/40 (2), 1/80 (12), 1/160 (8), 1/320 (2) et 1/640 (2) (Kashula *et al.*, 1978).

On retrouve des séroprévalences à peu près équivalentes chez 5 espèces de singes prélevés au Sénégal en 1966 (Cornet *et al.*, 1968).

En 1962, en Afrique du sud, sur 11 singes vervet et 4 babouins chacma (*Papio ursinus*) capturés et prélevés, 13 individus étaient séropositifs (inhibition de l'hémagglutination) à des dilutions de 1/1280 (8), 1/640 (2), 1/320 (1), 1/160 (2). Sur les 13 sérums positifs, 12 l'ont été aussi en séroneutralisation (McIntosh *et al.*, 1963b).

5.2.1.3. Oiseaux et volailles

Le virus Chikungunya a été isolé d'une espèce d'oiseau, le moineau doré (*Auripasser luteus*), au Nigéria (Moore *et al.*, 1974).

La recherche d'anticorps anti Chikungunya par inhibition de l'hémagglutination menée sur 30 oiseaux capturés (espèces inconnues), en 1962, en Afrique du sud, a abouti à la détection de 17 individus séropositifs à des dilutions relativement faibles de 1/40 (10) et 1/80 (7) (McIntosh *et al.*, 1963b).

En 1966, au Sénégal, sur 869 individus prélevés, 16 oiseaux de 11 espèces différentes, ont été positifs en inhibition de l'hémagglutination (Cornet *et al.*, 1968).

5.2.1.4. Chauves souris

Une chauve souris du genre *Scotophilus*, prélevée au Sénégal en 1966, a permis d'effectuer un isolement du virus Chikungunya (Brès *et al.*, 1969).

Au cours de la même campagne de prélèvements, sur les 509 chauves souris prélevées, des anticorps anti Chikungunya ont pu être mis en évidence par inhibition de l'hémagglutination chez 8 individus appartenant à 5 espèces de chauves souris (Cornet *et al.*, 1968).

5.2.1.5. Animaux de rente et de loisirs

La recherche par technique Elisa d'anticorps anti Chikungunya sur le sérum de 538 bovins prélevés entre 1978 et 1988 en République de Guinée, a montré qu'une faible proportion d'individus, 1,1%, étaient séropositifs (Konstantinov, 1990). Des prévalences assez identiques ont été retrouvées en Afrique du sud, en 1964, avec 65 individus sur 213 positifs en inhibition de l'hémagglutination. Sur les 65 sérums positifs, seulement 4 l'étaient aussi en séroneutralisation (Dickinson *et al.*, 1965).

Dans cette même étude, alors que 20 ovins sur 243 étaient séropositifs en inhibition de l'hémagglutination, aucun ne l'était en séroneutralisation. Enfin, dans une autre enquête sérologique menée au Nigeria, les sérums de 3 ovins sur 50 et de 2 caprins sur 47 se sont révélés positifs en inhibition de l'hémagglutination (Adesina & Odeola, 1991).

Des anticorps anti Chikungunya ont aussi pu parfois être détectés dans le sérum des chevaux. Ainsi, au Nigeria, lors d'une enquête sérologique menée en 1987. Sur 62 échantillons prélevés, 5 ont été positifs en fixation du complément à des dilutions de 1/16 (3) et 1/32 (2) (Olaleye *et al.*, 1989).

5.2.1.6. Reptiles

Au cours de l'épidémie de Chikungunya de 1966 au Sénégal, sur 23 reptiles prélevés, les sérums de 5 individus de 3 espèces différentes étaient positifs en inhibition de l'hémagglutination (Cornet *et al.*, 1968).

5.2.2. Asie

En Asie, les preuves d'infections naturelles de la faune sauvage et domestique par le virus Chikungunya sont beaucoup plus rares et semblent indiquer que les animaux ne jouent pas un rôle primordial dans les cycles épidémiologiques.

Cependant, notons que des tests sérologiques menés sur des orang-outangs (*Pongo pygmaeus*) et des macaques (*Macaca mulatta*), introduits aux Etats-Unis et provenant d'Asie, ont montré des taux d'anticorps anti Chikungunya significatifs (Harrison *et al.*, 1967). De même la recherche d'IgG anti Chikungunya par méthode Elisa dans le sérum de 54 macaques crabiers (*Macaca fascicularis*) s'est révélée fructueuse sur 32 échantillons (Inoue *et al.*, 2003). A contrario la recherche d'anticorps par séroneutralisation chez près de 200 orang-outang de Bornéo à été un échec (Wolfe *et al.*, 2001).

A Bangkok, la présence d'anticorps à été mise en évidence sur des bovins, des chevaux, des cochons, des chiens, des lapins ou encore des chauves-souris (Halstead & Udomsakdi, 1966).

Enfin, à Java, sur 112 sérums de chevaux testés en inhibition de l'hémagglutination, 10 ont été trouvés positifs (Widjaja *et al.*, 1995).

Tableau 5 : Récapitulatif des infections naturelles d'animaux par le virus Chikungunya.
N=séronéneutralisation ; HI=inhibition de l'hémagglutination ; ND= données non disponibles

| Espèces | Virémie | Anticorps | Techniques | Références |
|---|---------|-----------|------------|--|
| Rongeurs | | | | |
| Rat palmiste - <i>Xerus erythropus</i> | Oui | Non | HI | Brès <i>et al.</i> , 1969 |
| Rat roussard du Nil - <i>Arvicanthis niloticus</i> | Non | Oui | HI | Cornet <i>et al.</i> , 1968 |
| Mastomys spp | Non | Oui | HI | Cornet <i>et al.</i> , 1968 |
| Tatera guinea | Non | Oui | HI | Cornet <i>et al.</i> , 1968 |
| Tatera valida | Non | Oui | HI | Cornet <i>et al.</i> , 1968 |
| Primates non hominidés | | | | |
| Singe vervet - <i>Cercopithecus aethiops</i> | Oui | Oui | HI/N | Brès <i>et al.</i> , 1969 Kashula <i>et al.</i> , 1978 Cornet <i>et al.</i> , 1968 McIntosh <i>et al.</i> , 1963b |
| Galago du Sénégal - <i>Galago senegalensis</i> | Oui | Oui | HI | Brès <i>et al.</i> , 1969 Cornet <i>et al.</i> , 1968 |
| Babouin de Guinée - <i>Papio papio</i> | Oui | Oui | HI | Diallo <i>et al.</i> , 1999 Cornet <i>et al.</i> , 1968 |
| Singe rouge - <i>Erythrocebus patas</i> | Oui | Oui | HI | Diallo <i>et al.</i> , 1999 Cornet <i>et al.</i> , 1968 |
| Colobe rouge - <i>Colobus badius</i> | ND | Oui | HI | Cornet <i>et al.</i> , 1968 |
| Babouin chacma - <i>Papio ursinus</i> | ND | Oui | HI/N | McIntosh <i>et al.</i> , 1963b McIntosh, 1970 |
| Macaque crabier - <i>Macaca fascicularis</i> | ND | Oui | Elisa | Inoue <i>et al.</i> , 2003 |
| Orang-Outang - <i>Pongo pygmaeus</i> | ND | Non | N | Wolf <i>et al.</i> , 2001 |
| Oiseaux et volailles | | | | |
| Moineau doré - <i>Auripasser luteus</i> | Oui | ND | ND | Moore <i>et al.</i> , 1974 |
| Oiseaux (Espèces inconnues) | ND | Oui | HI | McIntosh <i>et al.</i> , 1963b |
| Epervier shikra - <i>Accipiter badius sphenurus</i> | ND | Oui | HI | Cornet <i>et al.</i> , 1968 |
| Poule - <i>Gallus gallus</i> | ND | Oui | HI | Cornet <i>et al.</i> , 1968 |
| Perdrix des rochers - <i>Ptilopachus petrosus</i> | ND | Oui | HI | Cornet <i>et al.</i> , 1968 |
| Tourtelette d'abyssinie - <i>Turtur abyssinica delicatula</i> | ND | Oui | HI | Cornet <i>et al.</i> , 1968 |
| Petit-duc Scops - <i>Otus scops scops</i> | ND | Oui | HI | Cornet <i>et al.</i> , 1968 |
| Chouette effraie - <i>Tyto alba Eurystomus afer</i> | ND | Oui | HI | Cornet <i>et al.</i> , 1968 |
| Perroquet youyou - <i>Poicephalus senegalus senegalus</i> | ND | Oui | HI | Cornet <i>et al.</i> , 1968 |
| Choucador à oreillons bleus - <i>Lamprocolius chalybaeus</i> | ND | Oui | HI | Cornet <i>et al.</i> , 1968 |
| Bulbul des jardins - <i>Pycnonotus barbatus inornatus</i> | ND | Oui | HI | Cornet <i>et al.</i> , 1968 |
| Euplecte ignicolore - <i>Euplectes orix franciscana</i> | ND | Oui | HI | Cornet <i>et al.</i> , 1968 |

Tableau 5 (suite): Récapitulatif des infections naturelles d'animaux par le virus Chikungunya.

N=séronéutralisation ; HI=inhibition de l'hémagglutination ; FC=fixation du complément ; ND= données non disponibles

| Espèces | Virémie | Anticorps | Techniques | Références |
|---|---------|-----------|------------|--|
| Chauves souris | | | | |
| <i>Scotophilus sp</i> | Oui | ND | ND | Brès <i>et al.</i> , 1969 |
| Roussette paillée africaine – <i>Eidolon helvum</i> | ND | Oui | HI | Cornet <i>et al.</i> , 1968 |
| Roussette d'Égypte – <i>Rousettus egyptiacus</i> | ND | Oui | HI | Cornet <i>et al.</i> , 1968 |
| Epomophore de Gambie – <i>Epomophorus gambianus</i> | ND | Oui | HI | Cornet <i>et al.</i> , 1968 |
| <i>Micropteropus pusillus</i> | ND | Oui | HI | Cornet <i>et al.</i> , 1968 |
| Taphien perforé – <i>Taphozous perforatus</i> | ND | Oui | HI | Cornet <i>et al.</i> , 1968 |
| Nyctere de la thébaïde – <i>Nycteris thebaïca</i> | ND | Oui | HI | Cornet <i>et al.</i> , 1968 |
| Animaux de rente et de loisir | | | | |
| Bovin – <i>Bos primigenius</i> | ND | Oui | Elisa/HI/N | Konstantinov, 1990 Dickinson <i>et al.</i> , 1965 |
| Ovin – <i>Ovis orientalis</i> | ND | Oui/Non | HI/N | Dickinson <i>et al.</i> , 1965 Adesina & Odeola, 1991 |
| Caprin – <i>Capra aegagrus</i> | ND | Oui | HI | Adesina & Odeola, 1991 |
| Cheval – <i>Equus ferus</i> | ND | Oui | FC/HI | Olaleye <i>et al.</i> , 1989 Widjaja <i>et al.</i> , 1995 |
| Porcins – <i>Sus scrofa</i> | ND | Oui | ND | Halstead & Udumsakdi, 1966 |
| Reptiles | | | | |
| Agames – <i>Agama sp</i> | ND | Oui | HI | Cornet <i>et al.</i> , 1968 |
| Varan du Nil – <i>Varanus niloticus</i> | ND | Oui | HI | Cornet <i>et al.</i> , 1968 |
| Python de Seba – <i>Python sebae</i> | ND | Oui | HI | Cornet <i>et al.</i> , 1968 |

5.3. Considérations sur les résultats sérologiques

A la lecture de ces données, il semble que le virus Chikungunya affecte une large palette de vertébrés. Cependant, ces résultats, et notamment les résultats sérologiques, sont très certainement à nuancer. En effet, la plupart des publications dont sont tirés ces résultats proviennent d'études effectuées dans les années 1960-1970 et ne donnent généralement que peu de détails sur les méthodes utilisées (généralement l'inhibition de l'hémagglutination). Cette dernière est très certainement peu spécifique et à l'origine de la détection de nombreux faux positifs avec probablement de nombreuses réactions croisées avec d'autre *Alphavirus* du complexe Semliki Forest (Jupp & McIntosh, 1988).

***PARTIE II : EPIDEMIOLOGIE DU
CHIKUNGUNYA DANS LA ZONE OCEAN
INDIEN***

1. DESCRIPTION DE L'ÉPIDÉMIE

1.1. Chronologie

Au vu de la chronologie des épidémies ayant touché les pays jouxtant le canal du Mozambique, il est probable que le virus a été introduit dans l'Océan Indien à partir du Kenya via l'archipel des Comores.

En effet, après une épidémie de Chikungunya ayant touché le Kenya en 2004 (Chretien *et al.*, 2007), l'épidémie a atteint les Comores début 2005. Entre janvier et mai, 5202 cas ont ainsi été recensés sur l'île de la Grande Comore, l'épidémie atteignant son pic fin mars 2005. Une enquête de séroprévalence menée en 2007 montre que 215 000 individus, soit 63% de la population comorienne, auraient été infectés par le virus (Sergon *et al.*, 2007).

A La Réunion, une première vague épidémique a eu lieu en 2005 avec 7138 cas recensés entre le 28 mars 2005 et le 8 janvier 2006. Une seconde vague épidémique a touché l'île avec un pic important fin février-début mars 2006 avec notamment 13 000 cas comptabilisés en une semaine entre le 27 février et le 5 mars.

En janvier 2006, plus de 2 000 cas sont reportés aux Seychelles et en février de la même année, plus de 15 000 cas par semaine étaient reportés. A Mayotte, l'épidémie semble avoir débuté en janvier 2006 pour atteindre son pic au cours du mois de mars 2006 (Sissoko *et al.*, 2008) et 2883 cas suspects ont été recensés entre le 9 janvier et le 10 mars. L'épidémie a aussi touché l'île Maurice début 2006.

Par ailleurs, en Asie, après un intervalle sans épidémie de plusieurs années, différents pays ont vu réapparaître courant 2006 une circulation de virus Chikungunya sur le mode épidémique. La souche isolée lors de ces épidémies étant identique à celle retrouvée dans l'Océan Indien (Yergolkar *et al.*, 2006 ; Abubakar *et al.*, 2007). C'est en Inde que l'épidémie a été la plus spectaculaire, avec plus d'un million de cas recensés (Lahariya & Pradhan, 2006).

Ainsi, pour la première fois en 2006-2007, les continents africain et asiatique ont connu une diffusion du virus Chikungunya sous forme pandémique

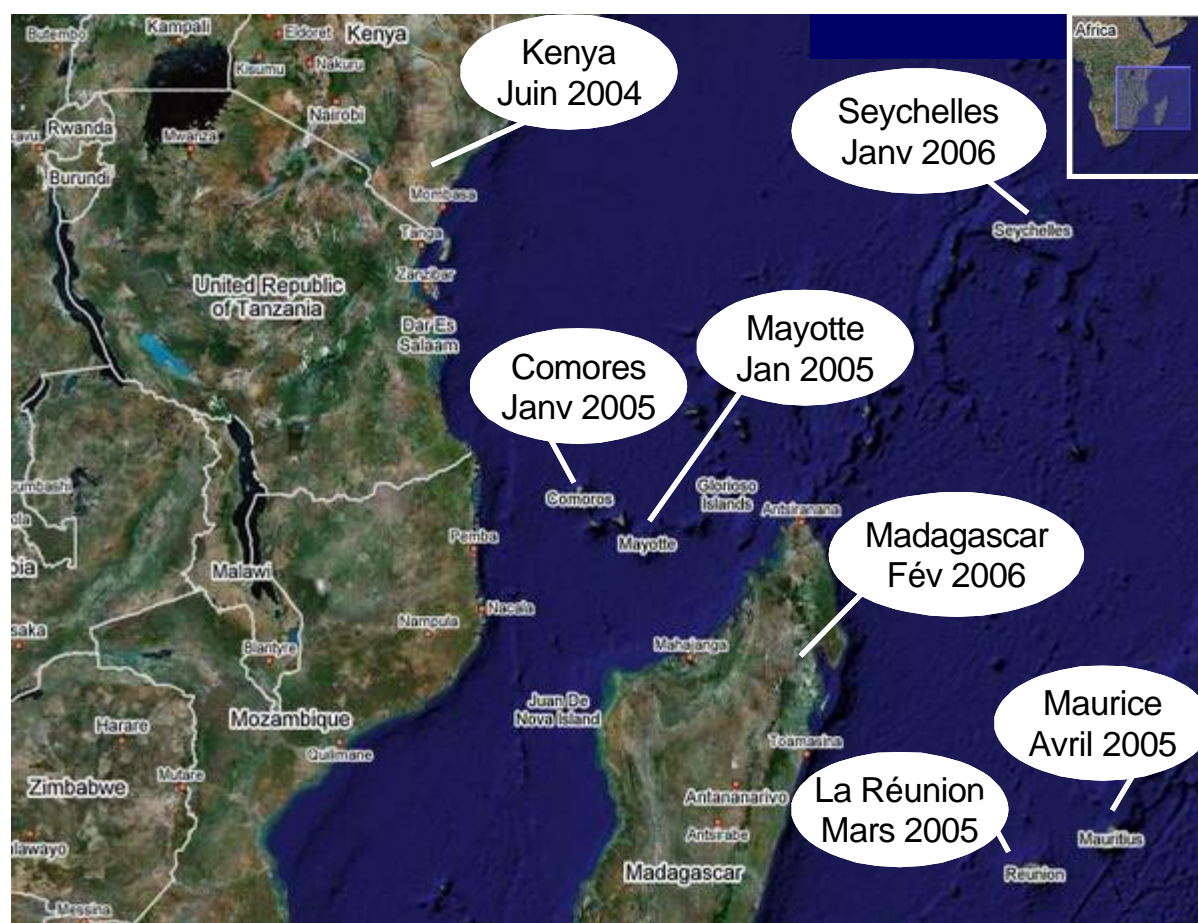


Figure 6. Chronologie de l'épidémie de Chikungunya dans l'océan indien.

1.2. Profil épidémiologique et taux d'attaque

L'introduction récente en 2005 du virus Chikungunya dans l'Océan Indien s'est traduite par une circulation sous forme épidémique de grande intensité en raison d'une réceptivité importante de la population liée à l'absence d'immunité préalable. Ainsi, à La Réunion, après un premier épisode entre mars et juin 2005, l'épidémie de Chikungunya a repris en octobre 2005 avant d'atteindre son pic au cours du mois de février 2006. En semaine 5 de l'année 2006, plus de 45 000 cas ont été estimés à partir des données fournies par le réseau de médecins sentinelles.

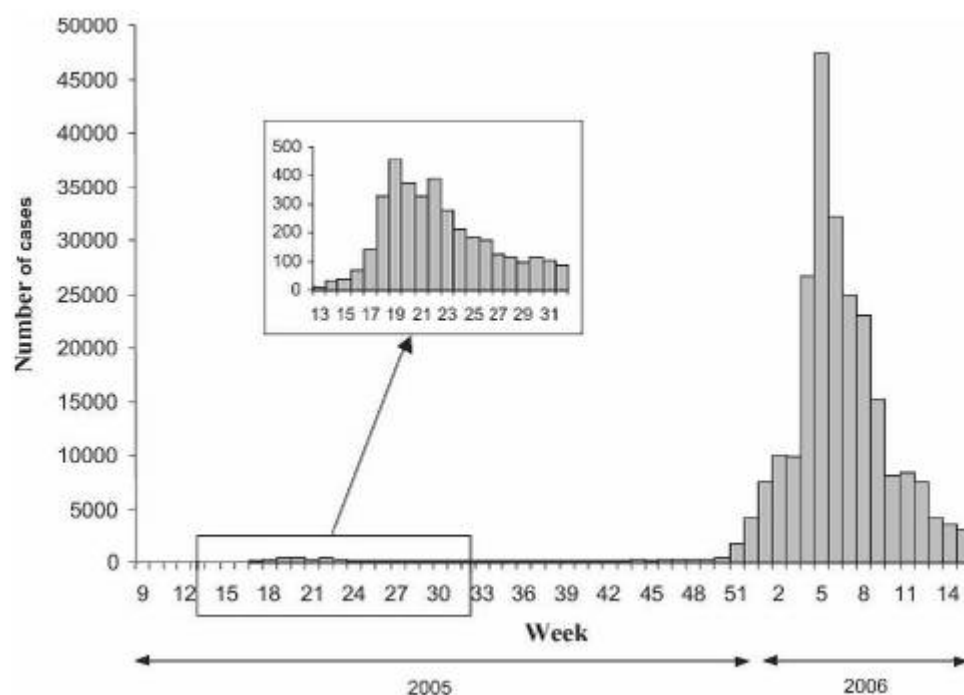


Figure 7 : Nombres de cas de Chikungunya par semaine à La Réunion lors de l'épidémie de 2005-2006 (estimations à partir des données du réseau de médecins sentinelles). D'après Renault *et al.*, 2007.

Fin 2006, une enquête de séroprévalence en population générale a été menée par le Centre d'Investigation Clinique et d'Epidémiologie Clinique de la Réunion sur un échantillon de 2442 individus. Cette enquête a montré un taux d'attaque de 38,2%, ce qui correspond à environ 300 000 personnes atteintes par le virus Chikungunya au cours de l'épidémie.

Une enquête similaire a été menée sur 1154 individus à Mayotte par la Cellule Interrégionale d'Epidémiologie La Réunion-Mayotte. Une séroprévalence similaire à celle observée à La Réunion (38,1%) a ainsi été démontrée. Ceci porte donc à près de 60 000 le nombre d'individus atteints par le Chikungunya à Mayotte.

2. CARACTERISTIQUES DE LA SOUCHE VIRALE DE L'OCEAN INDIEN

2.1. Origine phylogénétique

La souche virale responsable de l'épidémie dans l'Océan Indien appartient au phylogroupe ECSA.

2.2. Mutation observée

2.2.1. Nature

Des analyses génétiques portant sur les séquences codant pour la glycoprotéine E1 ont été réalisées à partir de 127 isollements viraux provenant de patients de La Réunion, des Seychelles, de l'île Maurice, de Madagascar ou encore de Mayotte.

Ces analyses ont permis de mettre en évidence une mutation du virus au cours de l'épidémie. En effet, alors que toutes les souches réunionnaises isolées en début d'épidémie présentaient un acide aminé alanine en position 226, les souches isolées à partir de septembre-octobre 2005 présentaient un résidu valine à cette même position. Cette mutation semble être apparue peu de temps avant l'explosion de l'épidémie à La Réunion (Schuffenecker *et al.*, 2006).

2.2.2. Conséquences

Le rôle de la glycoprotéine E1 est particulièrement important puisqu'il est impliqué dans le phénomène de fusion avec les vésicules endosomiales et donc de l'entrée du virus dans la cellule hôte.

La présence de cholestérol au sein des membranes cytoplasmiques est indispensable à la fusion du virus avec la cellule hôte. Cependant, de nombreuses espèces de moustiques sont incapables de synthétiser ce lipide. Celui-ci est alors fourni par l'alimentation (sang de l'hôte) et se trouve donc généralement en quantité moindre dans les bicouches lipidiques ce qui est un frein à l'infection de ces cellules par le virus.

Des études menées sur le virus Semliki Forest ont montré qu'une mutation du résidu 226 procurait au virus la capacité de fusionner avec la membrane de l'endosome de la cellule hôte même en absence de cholestérol au sein de ces membranes (Vashishtha *et al.*, 1998).

Une étude plus récente menée sur le virus Chikungunya et sur des cellules d'*Aedes albopictus* a abouti à une conclusion semblable (Tsetsarkin *et al.*, 2007).

Ainsi cette mutation en position 226 de la glycoprotéine E1 semble conférer au virus un caractère infectieux plus prononcé vis-à-vis d'*Aedes albopictus* et une meilleure dissémination au sein de l'insecte vecteur. L'optimisation de ces deux capacités permet

d'augmenter la probabilité de contamination du vecteur et donc, indirectement, d'augmenter la probabilité de transmission à un hôte vertébré (Tsetsarkin *et al.*, 2007; Vazeille *et al.*, 2007). Il est donc admis que cette mutation a conféré un avantage adaptatif au virus vis-à-vis de son vecteur *Aedes albopictus*, expliquant ainsi l'importante augmentation du taux d'attaque suite à l'apparition de la mutation (Lamballerie *et al.*, 2008).

3. DES FORMES CLINIQUES PARTICULIERES

3.1. Formes graves

Dans la littérature, il est très peu évoqué de complications liées au virus Chikungunya. Pourtant, lors de l'épidémie réunionnaise, un certain nombre de formes graves et atypiques de Chikungunya ont été enregistrées au cours de l'épidémie. Parmi ces complications, citons notamment plusieurs cas d'encéphalites, de syndrome de Guillain Barré (maladie auto-immune, inflammatoire du système nerveux périphérique), d'hépatites (parfois consécutif à l'association Chikungunya et alcoolisme ou surdosage en paracétamol et dextroxyphène) ou encore de décompensations d'une maladie chronique sous jacente (notamment chez les personnes âgées ou encore les diabétiques, très présents à La Réunion).

3.2. Transmission materno-fœtale

Par ailleurs, pour la première fois, à La Réunion, une quarantaine de cas de transmission verticale materno-fœtale du virus Chikungunya avec confirmation biologique ont été décrits (recherche d'IgM et RT-PCR). Cette transmission est à l'origine de plusieurs cas d'avortements ou d'infections néonatales, ces dernières pouvant se manifester par des méningo-encéphalites et des atteintes cutanées bulleuses sévères (Lenglet *et al.*, 2006).

Schématiquement, lorsque la mère est infectée à distance de l'accouchement (avant 24 semaines de grossesse), les probabilités de transmission materno-fœtale sont faibles mais les risques pour le fœtus sont élevés. A contrario, lorsque l'accouchement se déroule alors que la mère est en période de virémie, il y a infection néonatale dans près de 50% des cas (Lenglet *et al.*, 2006).

Les risques d'embryopathie, de foetopathie et les éventuelles séquelles à long terme étant totalement inconnus, il est prévu de suivre médicalement ces enfants dans les premières années de développement.

3.3. Mortalité

De janvier à décembre 2006, 254 certificats de décès mentionnant le Chikungunya ont été recensés, les trois quarts concernaient des personnes âgées de plus de 70 ans. De janvier à avril 2006, le nombre de décès observés à La Réunion a été supérieur aux prévisions statistiques basées sur la mortalité observée en 2005 de 7,1%, 34,4%, 25,2% et 8,3% respectivement pour chacun des mois. La mortalité est normalement relativement stable d'une année sur l'autre au sein d'une population définie et seul un phénomène important peut parvenir à la modifier. Même si il est difficile d'être catégorique quant à l'origine de la surmortalité, la concordance troublante entre le pic de l'épidémie et l'augmentation de la mortalité au cours des quatre premiers mois de l'année 2006 semble montrer que le Chikungunya serait responsable d'au moins une partie de ces décès (Josseran *et al.*, 2006).

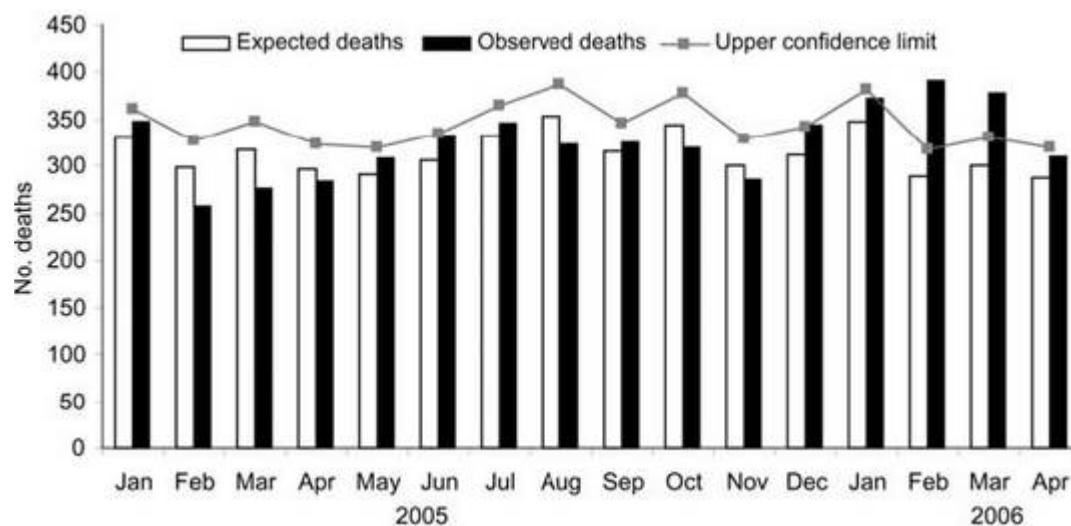


Figure 8 : Nombre de décès constatés et attendus à La Réunion entre janvier 2005 et Avril 2006. D'après Josseran *et al.*, 2006.

4. *Aedes albopictus* : LE VECTEUR REUNIONNAIS

4.1. Classification et description

Aedes albopictus est un moustique appartenant à l'ordre des Diptères, sous ordre Nématocère, de la famille des Culicidés, du genre *Aedes* et du sous genre *Stegomyia* (Estrada-Franco & Craig, 1995).

Il est aussi nommé moustique tigre du fait de ses pattes rayées et de son corps ponctué de tâches blanches (Pialoux *et al.*, 2006).



Photo 1. *Aedes albopictus*.

4.2. Distribution géographique

Originaire des forêts tropicales de l'Asie du sud-est, cette espèce a vu considérablement augmenter son aire de répartition géographique ces dernières décennies. A tel point qu'aujourd'hui *Aedes albopictus* est présent sur la totalité des continents à l'exception de l'Antarctique et de l'Australie (Estrada-Franco & Craig, 1995). L'intensification des transports et des échanges mondiaux lui ont en effet permis de s'exporter dans de nombreuses régions du globe. Un des mécanismes les plus marquant est le transport des œufs du moustique contenus dans des pneus usagés et en provenance d'Asie. Cette extension se fait souvent au détriment d'autres espèces de moustiques et notamment d'*Aedes aegypti* avec qui il entre en compétition.

Autrefois espèce sylvatique, il a su progressivement s'adapter aux milieux anthropiques. C'est ainsi que de nos jours on la retrouve aussi bien en milieu rural qu'en milieu peri-urbain ou urbain (Estrada-Franco & Craig, 1995). Il est aujourd'hui fortement présent dans l'Océan Indien et sur les îles du Pacifique (Gratz, 2004).

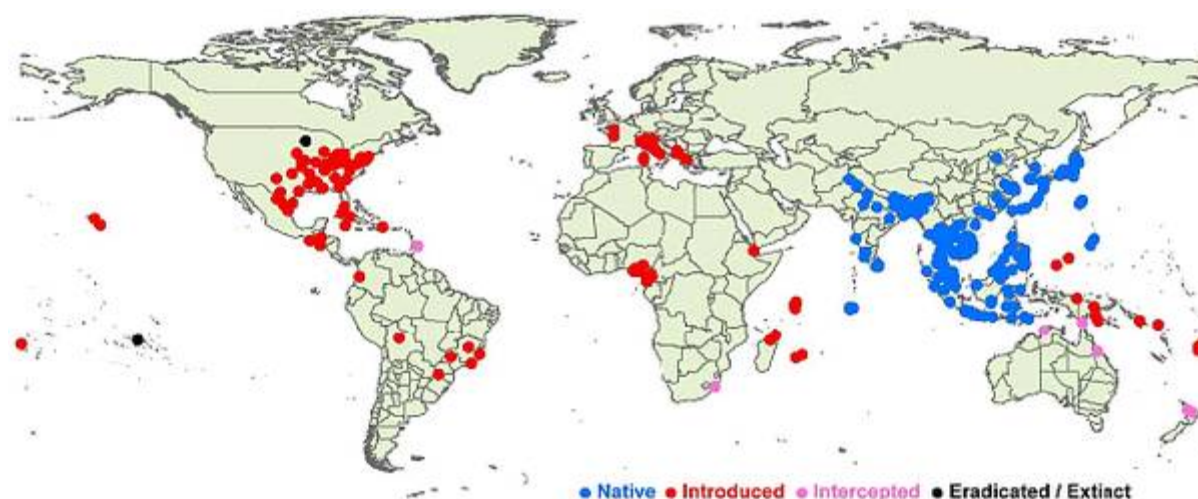


Figure 9. Distribution mondiale d'*Aedes albopictus*. (<http://www.landcareresearch.co.nz>)

4.3. Cycle biologique

4.3.1. Développement

Le cycle biologique est caractérisé par deux phases de durées inégales : une phase larvaire aquatique et une phase adulte, aérienne.

Les femelles pondent dans de petites collections d'eau douce peu agitées et peu chargées en matières organiques. Les gîtes larvaires peuvent être soit naturels (trous d'arbres, souches de bambous, creux de rochers...) soit anthropiques (vases, canettes, boîtes de conserve, pneus...) (Delatte *et al.*, 2008). Les œufs sont fécondés au moment de la ponte par le sperme stocké dans les spermathèques de la femelle (Estrada-Franco & Craig, 1995).

Le développement embryonnaire dure en moyenne entre 2 et 4 jours dans de bonnes conditions de température et d'humidité. Une fois terminé, l'œuf est capable de supporter plusieurs semaines de sécheresse. Les œufs de certaines souches d'*Aedes albopictus* vivant en milieu tempéré peuvent passer l'hiver grâce à un phénomène de diapause déclenché par la baisse des températures et de la photopériode (Estrada-Franco & Craig, 1995).

L'éclosion est déclenchée par la mise en eau du gîte larvaire généralement à la suite de précipitations. La larve est alors libérée en milieu aquatique. Au cours de cette phase, la larve se nourrit essentiellement d'éléments planctoniques (bactéries, protozoaires...) et respire l'air atmosphérique par le biais d'un siphon respiratoire en position abdominale. Le développement larvaire passe par quatre stades et se finit par la mue imaginale d'où émerge l'adulte aérien. On considère que la durée moyenne entre l'éclosion de l'œuf et l'émergence de l'adulte est de 8

à 10 jours. Cependant, ces données varient fortement suivant les conditions dans lesquelles s'est déroulé le développement larvaire (température, abondance de nourriture, sexe de l'animal...) (Estrada-Franco & Craig, 1995).

4.3.2. Nutrition et reproduction

En moyenne, la femelle prend son premier repas sanguin deux jours après l'émergence. Celui-ci est indispensable pour la maturation des ovaires et conditionne le nombre d'œufs pondus par la suite par la femelle (environ 70 œufs par ponte soit 283 à 344 œufs par femelle au cours d'une vie). Cependant certaines femelles peuvent pondre sans premier repas sanguin : c'est le phénomène d'autogenèse. On estime que dans la nature 5% des femelles *A. albopictus* ont recours à ce phénomène (Estrada-Franco & Craig, 1995).

4.3.3. Longévité

En ce qui concerne la longévité du moustique, les données de la littérature varient là encore fortement avec les conditions expérimentales et peuvent aller de 30 à plus de 120 jours. La longévité moyenne en condition naturelle est certainement plus basse que celle obtenue expérimentalement (Estrada-Franco & Craig, 1995).

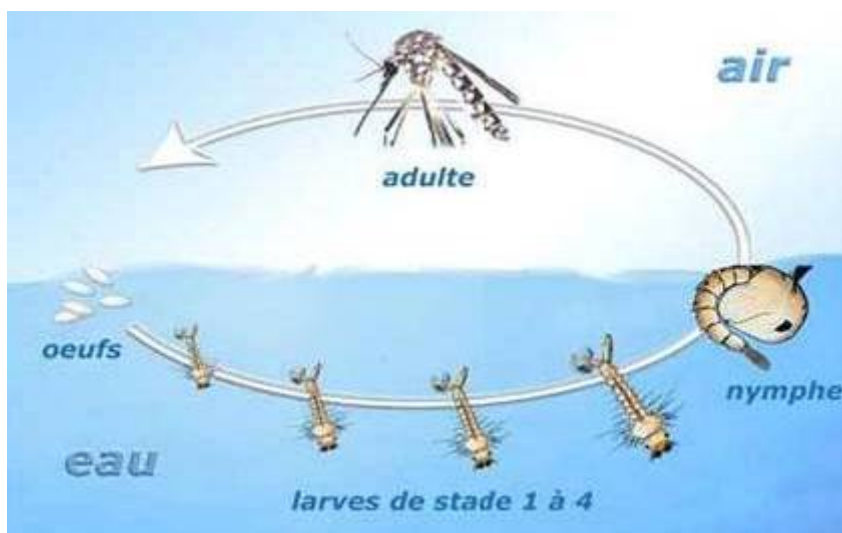


Figure 10. Cycle biologique d'*Aedes albopictus*. (<http://www.ac-reunion.fr>)

4.4. Comportement alimentaire et préférences trophiques

Aedes albopictus est un moustique exophile (mais il peut aussi se retrouver à l'intérieur des habitations (Richards *et al.*, 2006)) plutôt diurne, qui présente deux pics d'activité en début de matinée et en fin d'après-midi (Estrada-Franco & Craig, 1995).

Largement opportuniste, il se nourrit sur une vaste gamme d'espèces d'oiseaux, de reptiles mais surtout de mammifères, notamment l'Homme (Richards *et al.*, 2006). Cependant, le choix de l'hôte semble être influencé par l'abondance de ces hôtes respectifs.

Ce comportement a été retrouvé pour diverses souches d'*Aedes albopictus* provenant de plusieurs régions du globe (Ponlawat & Harrington, 2005; Niebylski *et al.*, 1994). Il a notamment été démontré par une étude menée dans une banlieue pavillonnaire en Caroline du Nord (Richards *et al.*, 2006). Dans cette étude, une analyse par PCR du sang contenu dans les moustiques capturés permettait, grâce à des amorces spécifiques, d'identifier la ou les espèces piquées. Les résultats de cette étude sont donnés dans le tableau 6.

Agressif, il peut très bien se nourrir sur plusieurs hôtes s'il a été dérangé pendant son repas. Cette dernière caractéristique fait de lui un acteur important dans la transmission de pathogènes d'un individu à l'autre voire même d'une espèce à l'autre (Richards *et al.*, 2006).

Tableau 6. Nature des repas sanguins d'*Aedes albopictus*. Données obtenues dans une banlieue pavillonnaire de Caroline du Nord (Etats-Unis). D'après Richards *et al.*, 2006 .

| Plus d'1 type d'hôte | Mammifères | Oiseaux | Grenouilles | Tortues |
|----------------------|------------|---------|-------------|---------|
| 6% | 83% | 7% | 2% | 2% |

| Mammifères | | | | | |
|------------|--------|-------|-------|----------|--------|
| Humains | Chiens | Chats | Lapin | Ecureuil | Autres |
| 24% | 14% | 21% | 10% | 11% | 20% |

Suite à l'épidémie de Chikungunya survenue à La Réunion, le projet ENTOMOCHIK conduit par l'Institut pour la Recherche et le Développement a étudié le comportement alimentaire et les préférences trophiques de la souche réunionnaise d'*Aedes albopictus*. Les données de cette étude (en cours de publication) semblent démontrer le caractère opportuniste de la souche réunionnaise (Delatte, comm. Personnelle). L'ensemble des résultats de cette étude devraient pouvoir préciser le rôle épidémiologique de ce moustique dans l'épidémie de 2006.

4.5. Rôle vecteur d'*Aedes albopictus*

Il a été montré expérimentalement qu'*Aedes albopictus* est sensible à l'infection par au moins 26 arbovirus et qu'il est capable d'en transmettre 24. De plus, certaines souches originaires d'Asie et d'Hawaï sont connues pour leur capacité à transmettre pas moins de 15 arbovirus à leur descendance par voie transovarienne : les quatre serotypes de Dengue, les virus Banzi, Bussuquara, Ilheus, Kokobera, Kunjin, de l'encéphalite Japonaise, de l'encéphalite de Saint-Louis, Uganda S, Keystone, La Crosse et San Angelo. Pour ce dernier il a même été démontré la transmission sur 38 générations consécutives (Estrada-Franco & Craig, 1995).

Ces caractéristiques, combinées à sa formidable capacité d'extension et d'adaptation, font d'*Aedes albopictus* un des principaux candidats à la sortie de pathogènes hors des zones tropicales ou de leurs répartitions naturelles. Un exemple récent est l'apparition d'un foyer de Chikungunya en Europe, plus précisément en Italie, où près de 150 personnes ont contracté la maladie. Le virus a pu être isolé de plusieurs *Aedes albopictus* (Bonilauri *et al.*, 2008).

***PARTIE III : LE PROJET CHIKANI :
ETUDE DU RÔLE POTENTIEL DE LA
FAUNE SAUVAGE ET DOMESTIQUE
DANS L'EPIDEMIE DE CHIKUNGUNYA
DANS LES ILES DE L'OCEAN INDIEN***

1. CONTEXTE SCIENTIFIQUE

1.1. Objectif

L'objectif principal du projet était d'évaluer le rôle potentiel des animaux dans la dynamique de transmission du virus Chikungunya dans les îles de l'Océan Indien.

En effet, l'originalité du projet CHIKANI repose sur les questions concernant les interactions potentielles entre le virus Chikungunya et les animaux. Cet aspect n'a jamais été étudié de manière approfondie par le passé et c'est pourquoi les données obtenues lors de cette étude contribueront certainement à une meilleure connaissance de la dynamique de transmission de ce virus émergent dans l'Océan Indien.

Pour cela, l'étude se centre sur quatre points essentiels:

- L'identification des espèces animales infectées (RT-PCR) ou ayant été infectées par le virus (sérologie).
- La détermination de l'existence d'une persistance du virus chez certaines espèces par la répétition des prélèvements notamment en période inter-épidémique (seconde campagne de prélèvements du projet CHIKANI prévue initialement aux environs d'août-septembre 2007).
- En cas d'isolement de souches chez les animaux, le projet prévoyait de séquencer le génome et de le comparer avec les souches d'origines humaines, afin d'étudier l'adaptation éventuelle du virus à son hôte animal.
- Enfin, la construction d'un modèle épidémiologique expliquant la dynamique de transmission du virus.

1.2. Les différentes campagnes

Le projet s'est articulé autour de deux campagnes de prélèvements successives. La première a été mise en place en urgence, en 2006, peu de temps après l'épidémie ayant sévit sur l'île de La Réunion. La seconde a été conduite en début d'année 2007 en période attendue de reprise de l'épidémie. J'ai participé à cette seconde campagne.

2. MATERIEL ET METHODE

2.1. Stratégie d'échantillonnage

2.1.1. Date de prélèvements

Les prélèvements de la campagne 2007 se sont déroulés du 15 janvier au 15 mars pour ceux menés sur l'île de La Réunion et du 29 mars au 13 mai à Mayotte.

2.1.2. Zones de prélèvements

2.1.2.1. Campagne de 2006

2.1.2.1.1. La Réunion

La Réunion (Département d'Outre Mer) est une île de l'océan indien de 2512 km² située à environ 700 km à l'est de Madagascar et à un peu plus de 200 km au sud-ouest de l'île Maurice. Au relief très escarpé, elle culmine à 3071 m d'altitude. Le massif montagneux abrite trois vastes cirques, enclavés, creusés par l'érosion (Cilaos, Mafate et Salazie).

Le climat est de type tropical, tempéré par l'influence océanique, les températures variant entre 20°C (août) et 30°C (janvier). L'île subit de forte précipitation à la saison chaude, particulièrement sur le nord et l'est de l'île.

La population, de près de 800 000 habitants, se répartit essentiellement sur le pourtour littoral de l'île.

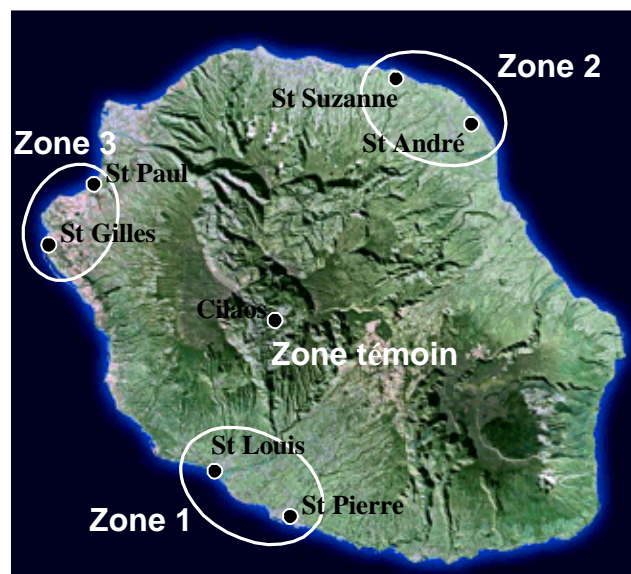


Figure 11. Carte de La Réunion et des différentes zones de capture.

Pour la campagne de prélèvements 2006, il avait été défini 3 zones de prélèvements correspondant à un échantillonnage non ciblé, c'est-à-dire sur des animaux « tout venant », ne présentant aucun signe clinique de maladie assimilable aux symptômes du Chikungunya chez l'Homme (protocole "3 zones") :

- Deux zones correspondant à des zones fortement touchées par l'épidémie de Chikungunya :
 - Zone 1 = Zone située au sud-ouest de l'île, entre Saint-Pierre et Saint-Louis
 - Zone 2 = Zone située à l'est de l'île, entre Saint-Benoît et Saint-André
- Une zone "témoin", le cirque de Cilaos, faiblement touchée de part sa situation géographique (zone enclavée, plus difficile d'accès et aux échanges de population moindre).

Parallèlement, un échantillonnage ciblé sur les animaux ayant le plus de chance d'avoir été en contact avec le virus a été réalisé. On distingue deux cas de figure :

- Les prélèvements "suspicion vétérinaire" correspondant aux prélèvements réalisés par les vétérinaires sur les animaux de leur clientèle présentant des symptômes pouvant s'apparenter à ceux observés chez l'Homme atteint par le virus Chikungunya (fièvre, arthralgie, myalgie).

- Les prélèvements "foyer" sont, quand à eux, ceux réalisés sur les animaux de familles récemment infectées par le virus. Ces prélèvements ont été effectués par un agent docteur vétérinaire de l'INRA chez les personnes consentantes, à l'occasion du passage des agents de la DRASS pour le protocole de démostication autour des foyers.

2.1.2.1.2. Mayotte

En 2006, à Mayotte, seuls des prélèvements sur les lémurien ont été effectués. Ceux-ci ont été conduits sur un îlot situé sur la côte est de l'île principale dans le cadre de la thèse vétérinaire du docteur Marie Sigaud.

2.1.2.1.3. Maurice

Sur l'île Maurice, seuls des prélèvements sur macaques ont été effectués. Ceux-ci ont été conduits au sein de deux fermes d'élevage de l'île : Novéprim et Bioculture.

2.1.2.2. Campagne de 2007

2.1.2.2.1. La Réunion

Pour la campagne 2007, il y a eu une modification des zones d'échantillonnage par rapport à la campagne 2006. Il s'agissait en effet de conduire des prélèvements sur 3 zones bien distinctes sur les plans géographique, démographique et climatologique afin d'élaborer le meilleur scénario concernant la transmission du virus Chikungunya à La Réunion (phase de modélisation du projet). Ainsi, la zone de Cilaos a été supprimée (le taux d'attaque y était quasiment nul) pour être remplacée par une autre zone fortement touchée par l'épidémie (zone 3), située dans le nord-ouest de l'île, entre Saint-Gilles et Saint-Paul.

Cependant, pour certaines espèces de la faune sauvage ayant soit une répartition géographique limitée (caméléons) soit étant difficile à capturer (tangles, chauves-souris), des prélèvements hors zone (zone 9) ont été conduits.

En ce qui concerne les prélèvements ciblés, seuls ceux correspondant aux suspicions vétérinaires ont été effectués lors de la campagne 2007. En effet, faute de cas cliniques confirmés par PCR liés à la non reprise de l'épidémie, les prélèvements "foyer" n'ont pu être réalisés.

Enfin, afin de valider les techniques d'analyses sérologiques, les sérums d'animaux non exposés au virus ont été analysés. Ainsi, le LVD de La Réunion a autorisé l'INRA à accéder à sa sérothèque où sont conservés pendant 3 ans les sérums prélevés dans le cadre de la prophylaxie bovine. Les sérums d'animaux prélevés en 2004 et 2005 ont été analysés permettant ainsi un suivi chronologique de l'apparition éventuelle d'anticorps anti-Chikungunya chez les bovins de quelques cheptels réunionnais. De plus, le sérum d'animaux nés après l'épidémie ont eux aussi été analysés (bovins, caprins). Enfin, le commandant Marie Freulon, vétérinaire des services de santé des armées, a effectué le prélèvement sanguins de chiens militaires de tout âge, ayant séjournés sur l'île, notamment après novembre 2006 (période de non circulation virale).

2.1.2.2.2. Mayotte

Mayotte est une collectivité départementale d'outre mer d'une superficie de 374 km² située dans le canal de Mozambique au nord-ouest de Madagascar. Elle est composée de deux îles principales : Grande terre (363 km²) et Petite terre (11 km²).

Le climat est de type tropical. La saison chaude (de novembre à avril) connaît de forte précipitation avec une température de 30°C en moyenne. La saison sèche (de mai à octobre) connaît une température plus douce d'environ 23°C.

La population s'élève à près de 190 000 habitants avec une densité de 500 habitants au km².



Figure 12. Carte de Mayotte et des différentes zones de capture.

Pour les captures de rats et des chiens, 4 zones de piégeage ont été définies (les codes des zones utilisés pour l'identification des échantillons sont précisés entre parenthèses) :

- Zone sud (zone 11) : région de la presqu'île sud, de Bouéni à Moutsamoudou
- Zone centre est (zone 12) : de Bandrélé à Mamoudzou
- Zone centre ouest (zone 13) : de Poroani à Tsingoni
- Zone nord (zone 14) : région de M'tsangamouji à Mtsamboro + région de Bandraboua

Pour les autres espèces à prélever (lémuriens et roussettes), les sites de capture sont adaptés en fonction du terrain et de la possibilité de réaliser de façon pratique captures et prélèvements. Pour les chiens errants, les prélèvements ont été conduits dans la zone précisée par l'Arrêté préfectoral n° 005/CAB/2007 portant régulation administrative des populations de chiens errants (annexe 2).

2.1.3. Espèces échantillonnées

Etant donné la faible quantité d'informations dans la littérature sur le virus Chikungunya et les animaux, il a été décidé de procéder à un échantillonnage sur un large spectre de vertébrés domestiques et sauvages. Ainsi, sur l'ensemble des trois îles (La Réunion, Mayotte et Maurice), en 2006 et 2007, 34 espèces ont été prélevées au total.

En résumé, 2 espèces de carnivores domestiques (chat et chien), 9 espèces d'animaux de rente (bovin, âne, caprin, cheval, ovin, porc, poule, oie et canard), 7 espèces d'oiseaux sauvages (moineau domestique, bulbul orphée, foudi rouge, tourterelle, martin triste, oiseau-la-verge et tisserin gendarme), 8 espèces de mammifères sauvages (rat noir, rat surmulot, musaraigne, souris, tanguette et trois espèces de chauve-souris), 2 espèces de reptiles (caméléon et gecko), 1 espèce d'amphibien (crapaud) et 5 espèces de primates (macaque crabier, cercopithèque de campbell, babouin hamadryas, macaque cochon et lémur brun) ont été prélevés.

Tableau 7. Liste des espèces animales prélevées dans le cadre du projet en 2006 et 2007.

| Espèces animales | REUNION | | MAYOTTE | | MAURICE | |
|--|----------|------|----------|------|----------|------|
| | campagne | | campagne | | Campagne | |
| | 2006 | 2007 | 2006 | 2007 | 2006 | 2007 |
| Carnivores domestiques | | | | | | |
| Chats - <i>Felis sylvestris</i> | X | X | | | | |
| Chiens - <i>Canis lupus</i> | X | X | | X | | |
| Animaux de rente | | | | | | |
| Anes - <i>Asinus asinus</i> | x | X | | | | |
| Bovins - <i>Bos primigenius</i> | X | X | | | | |
| Caprins - <i>Capra aegagrus</i> | X | X | | | | |
| Equins - <i>Equus ferus</i> | X | X | | | | |
| Ovins - <i>Ovis orientalis</i> | X | X | | | | |
| Porcins - <i>Sus scrofa</i> | X | X | | | | |
| Poules - <i>Gallus gallus</i> | X | X | | | | |
| Oie - <i>Anser anser</i> | x | x | | | | |
| Canards - <i>Anas sp</i> | X | X | | | | |
| Avifaune sauvage | | | | | | |
| Bulbul orphée* - <i>Pycnonotus jocosus</i> | X | X | | | | |
| Foudi Rouge* - <i>Foudia madagascariensis</i> | X | X | | | | |
| Moineau* - <i>Passer domesticus</i> | X | X | | | | |
| Tourterelle pays - <i>Geopelia striata</i> | | X | | | | |
| Martin triste - <i>Acridotheres tristis</i> | | X | | | | |
| Oiseau-la-vierge - <i>Terpsiphone bourbonnensis</i> | | X | | | | |
| Tisserin gendarme* - <i>Ploceus cucullatus</i> | X | X | | | | |
| Mammifères sauvages | | | | | | |
| Chauve souris* - <i>Mormopterus acetabulosus</i> | X | X | | | | |
| Chauve souris* - <i>Pteropus seychellensis</i> | | | | X | | |
| Chauve souris* - <i>Tadarida (Chaerephon) pumila</i> | | | | X | | |
| Musaraigne - <i>Suncus murinus</i> | X | X | | | | |
| Rat noir - <i>Rattus rattus</i> | X | X | | X | | |
| Rat surmulot - <i>Rattus norvegicus</i> | X | X | | | | |
| Souris - <i>Mus musculus</i> | X | X | | | | |
| Tangue* - <i>Tenrec ecaudatus</i> | | X | | | | |
| Primates | | | | | | |
| Lémur brun* - <i>Eulemur fulvus</i> | | | X | X | | |
| Macaque crabier - <i>Macaca Fascicularis</i> | | | | | X | |
| Cercopithèque de Campbell - <i>Cercopithecus campbelli</i> | | x | | | | |
| Babouins hamadryas - <i>Papio hamadryas</i> | | X | | | | |
| Macaque cochon - <i>Macaca nemestrina</i> | | X | | | | |
| Reptiles | | | | | | |
| Caméléon* - <i>Chamaeleo pardalis</i> | X | X | | | | |
| Gecko sp - <i>Hemidactylus sp</i> | X | X | | | | |
| Amphibiens | | | | | | |
| Crapaud - <i>Bufo gutturalis</i> | | X | | | | |

* Espèces décrites et photos disponibles en annexe 3.

2.1.4. Prélèvements

2.1.4.1. Nombre d'individus prélevés

Pour toutes les espèces dont les prélèvements s'effectuent dans les zones prédéfinies, l'objectif fixé est de 40 échantillons par espèce et par zone à la Réunion (30 à Mayotte). Ainsi, au final, les prélèvements de 120 animaux par espèce permettent de détecter les populations dont 1% des individus sont porteurs ou ont été en contact avec le virus.

2.1.4.2. Types de prélèvements

2.1.4.2.1. Prélèvements sanguins

- Buvard

Pour chaque individu, une goutte de sang (diamètre minimum de 8mm) est collectée sur du papier buvard (Whatmann 3), de manière à ce que la goutte traverse complètement le buvard, pour des analyses sérologiques. Chaque buvard est identifié et séché indépendamment à température ambiante pendant 1 à 2 heures puis est conservé au réfrigérateur dans un sachet plastique contenant un dessiccateur.

Cette technique de prélèvements sanguins est particulièrement intéressante pour plusieurs raisons. Notamment, elle permet, pour les espèces de petites tailles, de réaliser un prélèvement sans porter atteinte à l'intégrité de l'individu. Ensuite, cette technique, facile à réaliser, permet une conservation aisée du prélèvement sans recours nécessaire à l'utilisation de congélateur -80°C. Cependant, elle nécessite la mise au point de techniques d'analyses sérologiques adaptées.

- Sérum

Les prises de sang n'excèdent jamais 1% du poids du corps lorsqu'elles sont réalisées sur des animaux relâchés vivants après le prélèvement. Le sang est prélevé à l'aide d'une seringue montée d'une aiguille (diamètre et longueur adaptés à l'espèce prélevée). Pour les petits animaux (micromammifères, caméléons, oiseaux sauvages), l'aiguille est héparinée au préalable afin d'éviter la coagulation du sang. Une fois prélevé, le sang est centrifugé. Le

sérum est ensuite pipeté et aliquoté (entre 2 et 4 aliquots par individus). Les sérums sont conservés à une température de -80°C.

- Sang total

Pour les oiseaux sauvages, du fait de la très faible quantité de sang prélevé, seul le sang total est conservé (pas de centrifugation).

2.1.4.2.2. Autres prélèvements

- Organes

Des prélèvements d'organes sont réalisés sur les rongeurs et musaraignes. Le foie, la rate, les reins, les yeux et une patte sont prélevés, découpés et conservés soit à -80°C dans un tube sec soit dans de l'éthanol ou du formol à température ambiante.

Le foie, la rate, les reins (organes de filtration) et les yeux (dans lesquels le virus a pu être retrouvé chez l'homme) serviront à la recherche de virus par PCR. Quant aux pattes, elles serviront à des analyses dans le cadre d'une étude sur la génétique des populations des rats de La Réunion menée par le Dr Michel Pascal.

- Ectoparasites

Les ectoparasites relevés sur les animaux (puces, poux, tiques) sont également conservés dans des tubes secs à -80°C pour une identification ultérieure et un test de détection du virus Chikungunya (RT-PCR).

2.1.4.3. Protocoles de capture et de prélèvements

Ne sont décrits ici que les protocoles de capture des espèces pour lesquelles j'ai personnellement participé aux prélèvements.

2.1.4.3.1. Micromammifères

Les rats (*Rattus rattus* et *Rattus norvegicus*), souris (*Mus musculus*) et musaraignes (*Suncus murinus*) sont capturés à l'aide de pièges en métal disposés dans des zones périurbaines propices à leur développement (écotone dans des zones avec présence de nourriture : aires de pique-nique, bordure de décharge, zone d'élevage et de stockage d'alimentation...). L'ensemble des trois espèces est capturé à La Réunion et seuls les rats noirs sont capturés à Mayotte.

Deux types de pièges sont utilisés. Pièges INRA© pour souris et musaraignes et ratières Manufrance® pour rats.

Pour chaque point de piégeage, un couple "ratière/souricière" est disposé et les couples de pièges sont espacés de 10 m environ.

Tous les pièges sont appâtés avec un mélange "beurre de cacahuète/flocons d'avoine/huile de boîte de sardines".

Les pièges sont disposés le soir avant la tombée de la nuit et relevés le matin jusqu'à ce que le nombre de prélèvements prévus par zone soit réalisé.

Dans la matinée qui suit le ramassage des pièges, les animaux capturés sont anesthésiés au pentobarbital (Doléthal®) à la dose de 500 mg/kg par voie intra-péritonéale afin de réaliser une prise de sang intracardiaque. Un prélèvement sur buvard est également effectué. Les animaux sont ensuite euthanasiés avant de procéder aux dissections et aux prélèvements d'organes (reins, rate, foie, yeux) qui correspondent aux principaux organes dans lesquels le virus a été retrouvé chez l'Homme. Une patte postérieure est également sectionnée et conservée dans l'éthanol afin de réaliser des analyses de génétique.

Avant les dissections, des mesures biométriques sont réalisées (poids, longueur tête-queue, longueur de la queue, longueur du pied, dimension testiculaire...).

Les organes prélevés sont répartis dans 3 tubes : un tube sec conservé à -80°C, un tube contenant du formol à 10% et un tube contenant de l'éthanol à 90% tout deux conservés à température ambiante.

Le sang prélevé est centrifugé pendant 10 minutes et le sérum récolté est aliquoté dans 2 à 3 tubes (selon la quantité de sérum disponible) identifiés puis conservés à -80°C.

Au final, pour chaque individu, on a :

- 2 à 3 tubes de sérum

- 1 buvard
- 4 tubes secs d'organes (œil, foie, rate, rein)
- 4 tubes d'organes dans l'éthanol (œil, foie, rate, rein)
- 1 tube contenant une patte postérieure dans l'éthanol
- 3 tubes d'organes dans le formol (foie, rate, rein)

2.1.4.3.2. Lémuriens

Le lémur brun de Mayotte étant protégé, la capture et le prélèvement de cette espèce nécessite une autorisation délivrée par la DAF de Mayotte (annexe 4).

Les lémurs bruns de Mayotte (*Eulemur fulvus*) sont capturés par téléséduction avec utilisation de l'association tilétamine/zolazepam (Zolétil®) à la posologie de 8 à 10mg/kg. Le fléchage est effectué par un agent de l'Office Nationale de la Chasse et de la Faune Sauvage à l'aide d'un fusil à seringue hypodermique Dan Inject®. Les animaux, fléchés généralement dans les arbres, sont réceptionnés par deux personnes à l'aide d'un filet ou d'un hamac.

Chaque animal capturé est identifié par un marquage visuel (rasage de la queue) afin de ne pas être à nouveau capturé. Sur chaque individu un examen clinique est réalisé afin de surveiller les fonctions vitales (température rectale, fréquences cardiaque et respiratoire). Le sexe, le poids (peson Pesola) et l'âge sont déterminés. Une prise de sang à la veine jugulaire (3 à 3,5 mL) et un prélèvement sur buvard sont effectués. Avant prélèvement sanguin, la zone de ponction est rasée et correctement désinfectée à l'alcool. De même, afin de protéger la cornée pendant la durée de l'anesthésie, une noisette de gel oculaire (Ocrygel®) est disposée sur les yeux de l'animal. Après manipulations, les lémuriens sont mis dans des caisses de réveil individuelles en bois ajourées et ne sont relâchés sur le site de capture qu'après réveil total de l'animal.

Le prélèvement sanguin est centrifugé et le sérum est aliquoté dans 4 tubes étiquetés avant stockage à -80°C.

2.1.4.3.3. Chauves-souris

Encore une fois, les chauves souris de La Réunion et de Mayotte étant des espèces protégées, leur capture et leur prélèvement sont soumis à une autorisation délivrée par la direction régionale de l'environnement (DIREN) à La Réunion ou par la direction de l'agriculture et de la forêt (DAF) à Mayotte (annexes 4 et 5).

A La Réunion, les chauves souris petits molosses (*Mormopterus acetabulosus*) sont capturés au filet japonais Bonardi 110 D (nylon, maille de 16 et 19 mm, 5 poches) de 12m de long à la sortie de leur gîte. Après démaillage à la main les chauves souris sont placées en pochons avant qu'un prélèvement sanguin sur buvard soit réalisé au niveau de la veine alaire. Le sexe de l'animal est noté avant son relâcher.

Ces chauves-souris ont été capturées sur un site unique dans une ravine de la côte ouest de La Réunion. Ce site a été choisi du fait de l'abondance de chauves-souris dans ce lieu (plusieurs milliers d'individus dans la colonie). La capture s'est déroulée en début de soirée lorsque les animaux sortaient de leur gîte (grotte à flanc de ravine) pour se nourrir.

A Mayotte, les roussettes (*Pteropus seychellensis*) sont capturées à l'aide de deux types de filets. Des filets Bonardi 110 D (nylon, maille de 16 et 19 mm, 5 poches) de 12m de long et des filets Ecotone 110 D (nylon, maille de 45 mm, 4 poches) de 12m de long ont été utilisés. Il semble que les filets les plus adéquats soient les filets à fines mailles (16 ou 19 mm). Les filets sont montés sur des cannes à pêche au niveau des zones d'alimentation (arbres fruitiers) afin d'atteindre une hauteur de 6-7m et mis en place en fin d'après-midi, période de pic d'activité de la roussette. Le principal site de capture utilisé à Mayotte consistait en un champs de goyaviers. 3 filets étaient disposés autour d'un arbre afin de capturer les individus s'y dirigeant pour se nourrir.

Une fois capturée, la chauve souris est immédiatement démaillée puis placée dans un panier en vacoa tressé conçu à cet effet. L'animal est nourri et régulièrement hydraté (pulvérisation d'eau) en attendant d'être prélevé et relâché. Ensuite, une prise de sang à la veine alaire ou à la veine humérale et un buvard sont réalisés. Cependant, nous avons constaté que les prises de sang à la veine humérale permettaient un prélèvement plus aisé et de meilleure qualité tout en étant inoffensif pour l'animal. Des mesures biométriques (longueur totale, longueur de l'avant bras, longueur du pouce, poids et sexe) ainsi qu'une estimation de l'âge sont relevées et l'animal est marqué par rasage des poils de la nuque avant son relâcher

sur le site de capture (maximum 3 à 4 heures après la capture). Le sang est centrifugé puis le sérum est aliquoté en 3 tubes étiquetés et conservés à -80°C.

Nous avons constaté que quelle que soit la maille utilisée, le taux de capture était semblable. Cependant l'avantage des filets à fines mailles tient dans la facilité de démaillage pour les manipulateurs, les individus capturés ayant moins tendance à s'emmêler.

Le protocole de capture et de prélèvement des tadarides (*Tadarida pumila*) de Mayotte est le même que celui des petits molosses de La Réunion. Le site unique de capture consistait en un cabanon où se trouvait, sous la toiture, une colonie assez importante d'individus. 2 filets étaient disposés dans l'axe de sortie des chauves-souris. Encore une fois, la capture s'est effectuée à la tombée du soir lorsque les individus sortent pour se nourrir.

2.1.4.3.4. Reptiles

Les geckos (*Hemidactylus sp et Gehyra sp*) sont capturés de nuit sur les murs éclairés des habitations ou des bâtiments publics. Un prélèvement sanguin sur buvard est réalisé après décapitation de l'animal au scalpel.

Les caméléons (*Chamaeleo pardalis*) sont capturés à la main dans les arbres des zones qui leur sont propice. Une prise de sang et un prélèvement sur buvard sont réalisés au niveau de la veine caudale. Le sexe est identifié et les animaux sont relâchés sur leur lieu de capture.

Le sang est centrifugé et le sérum aliquoté en deux tubes étiquetés puis conservés à -80°C.

Le caméléon étant une espèce protégée à La Réunion, sa capture et les prélèvements sanguins sont soumis à autorisation délivrée par la DIREN (annexe 5).

2.1.4.3.5. Amphibiens

Les crapauds (*Bufo gutturalis*) sont capturés à la main. Une prise de sang intracardiaque et une prise de sang sur buvard sont réalisées. Les animaux sont relâchés vivant après manipulation. Le sang prélevé est centrifugé et le sérum récolté est aliquoté en trois tubes étiquetés et conservés à -80°C.

Cette espèce a été rajoutée par rapport à la campagne de prélèvements de 2006 afin d'explorer une nouvelle classe animale.

2.1.4.3.6. Chiens errants

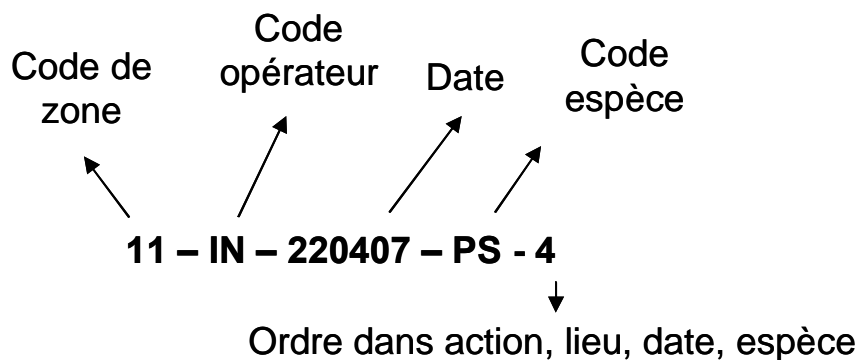
Du fait du nombre relativement important de chiens errants à Mayotte et en raison des dégâts causés par ceux-ci (attaque du bétail, destruction des sites de ponte des tortues marines...), il est décidé de façon sporadique, par arrêté préfectoral, de réaliser des campagnes d'abattage. Ces campagnes sont menées conjointement par un lieutenant de louveterie mandaté par la DSV secondé par la brigade nature de l'Office National de la Chasse et de la Faune Sauvage. Ces campagnes sont menées la nuit, entre 20h et 5h du matin environ. Les prélèvements sanguins pour la campagne CHIKANI ont été réalisés au cours d'une de ces campagnes.

Une prise de sang intracardiaque et une prise de sang sur buvard sont réalisées après la mort de l'animal. Le sang est centrifugé et le sérum obtenu est aliquoté en trois tubes étiquetés et conservés à -80°C.

2.1.4.4. Gestion des prélèvements : identification, conservation, transport et exportation des échantillons

2.1.4.4.1. Identification

Une méthode de numérotation a été établie afin d'obtenir un numéro de prélèvement unique pour les échantillons de l'ensemble du projet. Ce numéro devait être indiqué d'une part sur la fiche de renseignements et d'autre part sur les tubes de prélèvements et sur les buvards.



- **Code de zone :**
 - 1 = zone Saint-Pierre/Saint-Louis
 - 2 = zone Saint-Benoit/Saint-André
 - 3 = zone Saint-Gilles/Saint-Paul
 - 4 = suspicion vétérinaire
 - 9 = hors zone La Réunion
 - 11 = zone sud de Mayotte
 - 12 = zone centre-est Mayotte
 - 13 = zone centre-ouest Mayotte
 - 14 = zone nord Mayotte
 - 19 = hors zone Mayotte
- **Code opérateur :** Les différents intervenants dans le projet se sont vu attribués un code par l'INRA. Par exemple : IN = équipe INRA, VE = vétérinaire, etc...
- **Date :** Elle est exprimée en chiffre jjmmaa. Par exemple, le 22 mai 2007 sera indiqué 220507.
- **Code espèce :** Il correspond aux initiales du nom latin de l'espèce. Ainsi, *Rattus norvegicus* sera noté RN.
- **Numéro d'ordre de l'échantillon :** Il est exprimé dans la zone, l'intervenant, la date et l'espèce.

Figure 13. Exemple de numérotation. Ici le code est celui de la quatrième roussette prélevée le 22 avril 2007 par l'équipe INRA dans la zone sud de Mayotte.

Enfin, tout prélèvement est accompagné d'une feuille de renseignement (annexe 6) précisant notamment :

- La date du prélèvement et le nom de la personne ou organisme ayant fait le prélèvement.
- Le lieu : code de la zone, coordonnées GPS, description sommaire du site.
- Le contexte : piégeage chez des particuliers (avec précision du nombre de personne vivant à cet endroit et du nombre de personnes ayant eu le Chikungunya et le type de diagnostic) ou en zone naturelle, en précisant le type de milieu et la distance des habitations les plus proches).
- Les données sur les animaux prélevés : âge estimé, sexe, poids pour certaines espèces, race éventuelle. Pour certains animaux (rats, souris, musaraigne, roussettes), étaient notées aussi des données de biométrie.

Ces fiches accompagnaient les prélèvements et ont été expédiées au centre INRA de Theix (Unité d'Epidémiologie Animale) où elles étaient saisies dans une base de données Access dédiée au projet CHIKANI.

2.1.4.4.2. Conservation et transport

Tous les échantillons ont été conditionnés dans des tubes eppendorfs de 1,5 et 2 mL. Ces tubes, étiquetés et identifiés, ont été classés dans des boîtes pour cryogénie 8*8 trous.

Afin de garantir une sécurité maximale concernant la conservation du virus Chikungunya et des anticorps anti-Chikungunya, les sérums de tous les animaux prélevés ainsi que les organes de rongeurs conservés en tubes secs ont été stockés à -80°C au CIRAD 3P.

Pour des raisons pratiques d'organisation de la collecte des échantillons, certains échantillons ont été stockés quelques semaines à -80°C au Laboratoire Vétérinaire Départemental de Saint-Denis (Réunion) ou LVAD de Mamoudzou (Mayotte) avant d'être acheminés à Saint-Pierre (transport dans la carboglace pour assurer un maintien de la chaîne du froid).

Le transport des échantillons du site de prélèvement sur le terrain jusqu'au congélateur -80°C a été fait sous couvert du froid (transport en glacière avec pains de glace).

Pour le transport des échantillons conservés à -20 °C par les vétérinaires, nous avons utilisé le camion frigorifique du LVD. Enfin, pour le transport des échantillons congelés à -80°C nous avons utilisé de la carboglace.

Les prélèvements d'organes conservés dans des solvants (éthanol ou formol) ont été stockés à température ambiante.

Une fois secs, les buvards ont été mis au réfrigérateur (+4 °C), dans un sachet plastique contenant un dessiccateur.

2.1.4.4.3. Exportation

L'acheminement des échantillons au laboratoire d'analyse de l'INRA de Jouy en Josas a été conduit en juillet 2007. Les échantillons nécessitant une conservation à -80°C ont été pris en charge par un transporteur spécialisé. Ils ont été acheminés directement du CIRAD 3P

de Saint-Pierre au laboratoire de l'INRA de Jouy en Josas. Le maintien du froid a été assuré par l'utilisation de carboglace. Les échantillons d'organes (conservés à température ambiante) seront exportés par le même transporteur.

Tous ces prélèvements ont été transportés dans les conditions prévues par l'arrêté ministériel du 5 avril 2002 sur le transport d'échantillons infectieux.

Par ailleurs, pour le transport des prélèvements des espèces protégées (lémuriens et chauves-souris de Mayotte), une autorisation Cites a été nécessaire (annexe 7).

2.2. Analyses

2.2.1. Techniques utilisées

Deux types d'analyses biologiques ont été réalisés à ce jour : des analyses de biologie moléculaire pour rechercher l'ARN viral (qRT-PCR) et des analyses sérologiques par séroneutralisation et technique ELISA.

2.2.2. Extraction d'ARN et qRT-PCR

Les extractions ont été réalisées sur 100µL de sérum à l'aide du kit d'extraction Nucleospin II ARN. 10µL d'ARN d'entérovirus ont été ajoutés pour servir de témoin lors de chaque extraction.

La qRT-PCR a été réalisée en TaqMan® en utilisant le couple d'amorces et la sonde utilisés en routine par le laboratoire du Groupe Hospitalier Sud Réunion pour le diagnostic de l'infection chez l'homme. Une qRT-PCR "entérovirus" a servi de contrôle de la qualité d'extraction. Certaines analyses ont été faites sur mélanges de 10 échantillons d'animaux, prélevés sur la même zone et de la même espèce, afin de réduire les coûts.

2.2.3. Analyses sérologiques

Dans un premier temps, la technique utilisée a été celle de la séroneutralisation PRNT ("Plaque Reduction Neutralization"). Pour cette technique, les tests de neutralisation sont réalisés sur le produit de plusieurs dilutions successives de sérum (première dilution au 1:4).

Le sérum est initialement chauffé à 56°C pendant 30 minutes afin d'inactiver la cascade du complément. Du matériel viral est ajouté aux dilutions successives de sérum. Le mélange virus/sérum est incubé à 4°C pendant toute une nuit ou à 37°C pendant 1 heure. Ensuite, il est utilisé pour l'infection de cellules sur des plaques 96 puits. Chaque sérum est testé en duplicata sur deux plaques différentes. Les plaques sont incubées à 37°C pendant 48 heures avant d'être fixées au méthanol à 40% et colorées au crystal violet à 0,25%. Les plaques sont ensuite comptées et le taux de destruction cellulaire évalué.

Un contrôle positif et un contrôle négatif sont inclus sur chaque plaque. Tous les tests sont réalisés en aveugle et les plaques sont lues par deux personnes différentes.

Dans un second temps, la première technique ayant amené à de nombreux faux positifs, il a été décidé de réaliser les sérologies par technique ELISA indirecte sur le produit de plusieurs dilutions successives (première dilution au 1:50).

Le virus est « coaté » sur plaques 96 puits, avant d'y ajouter les sérums à tester. Après une incubation de 2 heures à 37°C, les plaques sont lavées 5 fois puis des anticorps secondaires anti-espèces testées sont rajoutés. Après incubation et lavages, le mélange est révélé au tétraméthylbenzidine (TMB) dilué au demi dans de l'eau. La lecture des densités optiques à 450 et 620 nm est réalisée par spectrophotométrie.

Ces tests ont été réalisés par l'unité INRA de Virologie et Immunologie Moléculaires de Jouy en Josas dans un laboratoire P3.

2.3. Financement, collaborations et intervenants

2.3.1. Financement

La campagne de 2006 a été initiée avec des fonds de l'INRA dans le cadre d'un financement national des instituts de recherche pour la lutte contre le Chikungunya dans un contexte de crise.

En 2007, pour le projet CHIKANI, l'INRA et ses partenaires ont reçu un financement pour une durée de 3 ans par l'Agence Nationale pour la Recherche (ANR).

2.3.2. Collaborations scientifiques et autres projets de recherche locaux sur le Chikungunya

Diverses collaborations étaient initialement envisagées pour ce projet. Les principaux partenaires scientifiques étaient les suivants :

- L'unité d'épidémiologie animale de l'INRA à Saint-Genès-Champanelle (Dr Gwenaél Vourc'h, Dr Myriam Garrido, Dr Amélie Desvars, Dr Lénaïg Halos)
- L'unité de virologie et d'immunologie moléculaire de l'INRA à Jouy-en-Josas (Dr Michel Brémont étant le coordinateur du projet ANR)
- Station SCRIBE du centre de l'INRA de Rennes (Dr Michel Pascal)
- L'unité d'épidémiologie de l'Agence Française de Sécurité Sanitaire des Aliments (AFSSA) de Maisons-Alfort (Dr François Moutou)
- Le CIRAD Réunion (appui logistique)
- Le laboratoire d'étude et de recherche sur la rage et la pathologie des animaux sauvages de l'AFSSA Nancy (Dr Florence Cliquet et Dr Franck Boue)
- L'unité de virologie de l'AFSSA de Maisons-Alfort (Dr Stephan Zientara)
- L'UC Davis (USA) (Dr Bruno Chomel, Dr Aaron C Brault)
- Le Center for Disease Control and Prevention (USA) (Dr Ann Powers)
- L'UMR 16 de l'Institut de Recherche pour le Développement (Dr Didier Fontenille, Dr Hélène Delatte)

Le projet CHIKANI n'a pas été le seul autour de la problématique « Chikungunya ». De nombreux autres projets de recherche scientifiques ont vu le jour, motivés par l'épidémie qui touchait l'Océan Indien. Citons notamment :

- Le projet ENTOMOCHIK mené par l'Institut de Recherche pour le Développement et visant à étudier la biologie du vecteur *Aedes albopictus* à La Réunion.
- Le projet CURACHIK, testant l'intérêt de la nivaquine dans le traitement du Chikungunya. Ce projet a été abandonné en cours de réalisation étant donné les résultats peu probants des tests sur les macaques.

2.3.3. Intervenants dans la collecte des échantillons

Outre l'équipe INRA, composée de trois vétérinaires (dont moi-même), qui s'occupait de la capture et des prélèvements de la faune sauvage, différents intervenants locaux ont participé activement aux campagnes d'échantillonnage (GRDSBR, ONCFS, SEOR, Parc zoologique du Chaudron, fermes d'élevage Novéprim et Bioculture...). Leurs rôles respectifs sont détaillés en annexe 8.

3. RESULTATS

3.1. Bilan des captures

3.1.1. Campagne de 2006

En 2006, plus de 1500 prélèvements ont été effectués sur un total de 23 espèces d'animaux domestiques et sauvages.

Tableau 8. Nombre d'individus prélevés dans le cadre du projet d'urgence en 2006 (Susp.= suspicion).

| Espèces animales | La Réunion | | | | | | Mayotte | Maurice | Tot. |
|---|-----------------------|-----------|---------------------------|------------|------------|------------|-----------|-----------|-------------|
| | Echantillonnage ciblé | | Echantillonnage non ciblé | | | | | | |
| | Susp. | Foyer | St Louis | St André | Cilaos | Hors zone | | | |
| Carnivores domestiques | | | | | | | | | |
| Chats - <i>Felis sylvestris</i> | 1 | 1 | 17 | 14 | 6 | | | | 39 |
| Chiens - <i>Canis lupus</i> | 15 | 10 | 20 | 33 | 3 | | | | 81 |
| Animaux de rente | | | | | | | | | |
| Bovins - <i>Bos primigenius</i> | | | 40 | 39 | 43 | | | | 122 |
| Anes - <i>Asinus asinus</i> | | | | 1 | 4 | | | | 5 |
| Caprins - <i>Capra aegragus</i> | | | 35 | 40 | 19 | 21 | | | 115 |
| Chevaux - <i>Equus ferus</i> | | | 37 | 24 | 17 | 19 | | | 97 |
| Ovins - <i>Ovis orientalis</i> | | | 2 | 17 | 7 | 23 | | | 49 |
| Porcins - <i>Sus scrofa</i> | | | 41 | 40 | 40 | | | | 121 |
| Poules - <i>Gallus gallus</i> | | 2 | 40 | 29 | 36 | 14 | | | 121 |
| Canard - <i>Anas sp</i> | | 2 | | | | | | | 2 |
| Avifaune sauvage | | | | | | | | | |
| Bulbul orphée - <i>Pycnonotus jocosus</i> | | | 6 | | 4 | | | | 10 |
| Foudi rouge - <i>Foudia madagascariensis</i> | | | 32 | 47 | 2 | | | | 81 |
| Moineau - <i>Passer domesticus</i> | | | 22 | 19 | 40 | | | | 81 |
| Tisserin gendarme - <i>Ploceus cucullatus</i> | | | 35 | 10 | | | | | 45 |
| Mammifères sauvages | | | | | | | | | |
| Chauve-souris - <i>Mormopterus acetabulosus</i> | | | | | | 40 | | | 40 |
| Musaraigne - <i>Suncus murinus</i> | | | 40 | 39 | 43 | | | | 122 |
| Rat noir - <i>Rattus rattus</i> | | | 30 | 39 | 13 | 2 | | | 84 |
| Rat surmulot - <i>Rattus norvegicus</i> | | | 3 | 3 | 15 | 1 | | | 22 |
| Souris - <i>Mus musculus</i> | | | 20 | 9 | 17 | | | | 46 |
| Reptiles | | | | | | | | | |
| Caméléon - <i>Chamaeleo pardalis</i> | | | 7 | | | 10 | | | 17 |
| Gecko - <i>Hemidactylus sp</i> | | | 33 | 35 | | | | | 68 |
| Primates | | | | | | | | | |
| Lémur brun - <i>Eulemur fulvus</i> | | | | | | | 61 | | 61 |
| Macaque crabier - <i>Macaca fascicularis</i> | | | | | | | | 76 | 76 |
| Total | 16 | 15 | 460 | 438 | 309 | 130 | 61 | 76 | 1505 |

3.1.2. Campagne de 2007

Au cours de la campagne de prélèvement 2007, 34 espèces de la faune domestique et sauvage ont été capturées. Au total, plus de 2 100 individus ont été prélevés (près de 900 par l'équipe INRA à La Réunion et à Mayotte et plus de 1 200 par les différents intervenants) auxquels s'ajoutent les prélèvements effectués sur les animaux naïfs afin de valider les techniques de sérologies.

3.1.2.1. Equipe INRA

L'ensemble des cahiers de terrains de l'équipe INRA (détails de l'organisation des journées de captures, nombres de pièges posées, nombres d'animaux capturés...) est fourni dans l'annexe 9.

3.1.2.1.1. La Réunion

Les prélèvements effectués par l'équipe INRA à La Réunion pour la campagne 2007 se sont déroulés du 15 janvier au 15 mars. Au total, 557 individus ont été prélevés sur 8 espèces de la faune sauvage.

Tableau 9. Nombre d'individus prélevés à La Réunion par l'équipe INRA au cours de la campagne 2007.

| Espèces animales | Echantillonnage non ciblé | | | Hors zone | Total |
|---|---------------------------|----------|---------|-----------|-------|
| | St Louis | St André | St Paul | | |
| Mammifères sauvages | | | | | |
| Chauve-souris - <i>Mormopterus acetabulosus</i> | | | | 42 | 42 |
| Musaraigne - <i>Suncus murinus</i> | 41 | 34 | 36 | | 111 |
| Rat noir - <i>Rattus rattus</i> | 32 | 32 | 45 | | 109 |
| Rat surmulot - <i>Rattus norvegicus</i> | 3 | 5 | 14 | | 22 |
| Souris - <i>Mus musculus</i> | 3 | 1 | 16 | | 20 |
| Reptiles | | | | | |
| Caméléon - <i>Chamaeleo pardalis</i> | 1 | 0 | 13 | 17 | 31 |
| Gecko - <i>Hemidactylus sp</i> | 33 | 40 | 31 | | 104 |
| Amphibien | | | | | |
| Crapaud - <i>Bufo gutturalis</i> | 38 | 40 | 40 | | 118 |
| Total | 151 | 152 | 195 | 59 | 557 |

3.1.2.1.2. Mayotte

Les prélèvements effectués par l'équipe INRA à Mayotte pour la campagne 2007 se sont déroulés du 29 mars au 13 mai. 317 individus ont été échantillonnés sur 5 espèces de la faune sauvage.

Tableau 10. Nombre d'individus prélevés à Mayotte par l'équipe INRA au cours de la campagne 2007.

| Espèces animales | Echantillonnage non ciblé | | | | Hors zone | Total |
|---|---------------------------|-----------|------------|-----------|-----------|------------|
| | Nord | Est | Ouest | Sud | | |
| Mammifères sauvages | | | | | | |
| Chauve-souris - <i>Pteropus seychellensis</i> | 0 | 0 | 45 | 4 | | 49 |
| Chauve-souris - <i>Tadarida (Chaerephon) pumila</i> | 0 | 0 | 50 | 0 | | 50 |
| Rat noir - <i>Rattus norvegicus</i> | 40 | 40 | 40 | 40 | | 160 |
| Lémur brun - <i>Eulemur fulvus</i> | 7 | 0 | 37 | 6 | | 50 |
| Chiens errants - <i>Canis lupus</i> | 5 | 3 | 0 | 0 | | 8 |
| Total | 52 | 43 | 172 | 50 | | 317 |

3.1.2.2. Autres intervenants

Tableau 11. Bilan des prélèvements effectués par les différents intervenants (autre que INRA) lors de la campagne 2007 à La Réunion, à Mayotte et à Maurice.

| Espèces animales | La Réunion | | | | | Mayotte | Maurice | Tot. |
|--|-----------------------|---------------------------|------------|------------|-----------|-----------|---------|-------------|
| | Echantillonnage ciblé | Echantillonnage non ciblé | | | | | | |
| | | Suspicion | St Louis | St André | St Paul | | | |
| Carnivores domestiques | | | | | | | | |
| Chats - <i>Felis sylvestris</i> | 6 | 16 | 26 | 19 | | | | 67 |
| Chiens - <i>Canis lupus</i> | 4 | 22 | 26 | 24 | | 29 | | 105 |
| Animaux de rente | | | | | | | | |
| Bovins - <i>Bos primigenius</i> | | 40 | 40 | 40 | | | | 120 |
| Caprins - <i>Capra aegragus</i> | | 40 | 40 | 40 | | | | 162 |
| Equins - <i>Equus ferus</i> | | 38 | 40 | 39 | | | | 117 |
| Ovins - <i>Ovis orientalis</i> | | 34 | | 7 | | | | 41 |
| Porcins - <i>Sus scrofa</i> | | 41 | 42 | 26 | | | | 109 |
| Poules - <i>Gallus gallus</i> | | 19 | 39 | 47 | | | | 105 |
| Anes - <i>Asinus asinus</i> | | 2 | | | | | | 2 |
| Oie - <i>Anser anser</i> | | 3 | | | | | | 3 |
| Canard - <i>Anas sp</i> | | 3 | 36 | 27 | 15 | | | 81 |
| Avifaune sauvage | | | | | | | | |
| Bulbul orphée - <i>Pycnonotus jocosus</i> | | 13 | 28 | 8 | 12 | | | 61 |
| Foudi rouge - <i>Foudia madagascariensis</i> | | 57 | 36 | 27 | 7 | | | 127 |
| Tourterelle pays - <i>Geopelia striata</i> | | | 1 | | | | | 1 |
| Martin triste - <i>Acridotheres tristis</i> | | | 2 | | | | | 2 |
| Oiseau-la-vierge - <i>Terpsiphone bourbonnensis</i> | | 1 | | | | | | 1 |
| Moineau - <i>Passer domesticus</i> | | 23 | 38 | 33 | 1 | | | 95 |
| Tisserin gendarme - <i>Ploceus cucullatus</i> | | 34 | 6 | 42 | | | | 82 |
| Mammifères sauvages | | | | | | | | |
| Tangue - <i>Tenrec ecaudatus</i> | | 2 | | | 43 | | | 45 |
| Primates | | | | | | | | |
| Cercopithèque de Campbell - <i>Cercopithecus campbelli</i> | | | | | 1 | | | 1 |
| Babouins hamadryas - <i>Papio hamadryas</i> | | | | | 2 | | | 2 |
| Macaque cochon - <i>Macaca nemestrina</i> | | | | | 1 | | | 1 |
| Macaque crabier - <i>Macaca fascicularis</i> | | | | | 1 | | | 1 |
| Total | 10 | 386 | 400 | 331 | 83 | 29 | | 1239 |

3.2. Bilan des analyses

Les résultats des analyses présentés ci-après ne concernent uniquement que les analyses des échantillons de la campagne de 2006. A ce jour, les échantillons de 2007 n'ont toujours pas été analysés.

3.2.1. Recherche du génome viral

807 échantillons de la campagne 2006 ont été analysés, dont tous les prélèvements foyers et toutes les suspicions (sauf une prélevée en novembre 2006). Aucun individu n'a été trouvé positif.

Les prélèvements de 2007 n'ont pas été analysés en PCR.

3.2.2. Résultats des sérologies

A ce jour, 1053 sérologies ELISA ont été réalisées sur les individus prélevés en 2006, principalement sur les espèces domestiques (bovins, caprins, chats, chiens, équins, ovins, porcins et volailles) et sur quelques espèces sauvages (lémurs bruns, macaques crabiers, musaraignes, rats noirs, surmulots et souris).

Uniquement six individus se sont révélés positifs (soit 0,56% des individus testés) : 3 rats noirs, un lémurien et un macaque.

Tableau 12 : Nombre de sérums analysés en qRT-PCR (sur nombre d'individus avec échantillons de sérum ou sang total disponibles pour qRT-PCR) au 30 octobre 2006. Tous les échantillons analysés sont négatifs (ND = pas d'échantillon disponible pour analyses en qRT-CPR dans cette espèce).

| | Nombre d'individus analysés / nombre d'individus avec échantillons disponibles |
|--|--|
| Carnivores domestiques | |
| Chats - <i>Felis sylvestris</i> | 37 / 39 |
| Chiens - <i>Canis lupus</i> | 69 / 80 |
| Animaux de rente | |
| Chevaux - <i>Equus ferus</i> | 76 / 97 |
| Anes - <i>Asinus asinus</i> | 5 / 5 |
| Bovins - <i>Bos primigenius</i> | 115 / 116 |
| Caprins - <i>Capra aegagrus</i> | 95 / 115 |
| Ovins - <i>Ovis orientalis</i> | 33 / 49 |
| Porcins - <i>Sus scrofa</i> | 48 / 121 |
| Poules - <i>Gallus gallus</i> | 37 / 120 |
| Canards - <i>Anas sp</i> | 2 / 2 |
| Avifaune sauvage | |
| Bulbuls orphée - <i>Pycnonotus jocosus</i> | 0 / 7 |
| Foudis rouges - <i>Foudia madagascariensis</i> | 0 / 17 |
| Moineaux - <i>Passer domesticus</i> | 0 / 42 |
| Tisserins gendarmes - <i>Ploceus cucullatus</i> | 0 / 31 |
| Mammifères sauvages | |
| Chauves-souris - <i>Mormopterus acetabulosus</i> | ND |
| Musaraignes - <i>Suncus murinus</i> | 108 / 115 |
| Rats noirs - <i>Rattus rattus</i> | 74 / 81 |
| Rats surmulots - <i>Rattus norvegicus</i> | 6 / 22 |
| Souris - <i>Mus musculus</i> | 33 / 41 |
| Reptiles | |
| Caméléons - <i>Chamaeleo pardalis</i> | 17 / 17 |
| Geckos - <i>Hemidactylus sp</i> | ND |
| Primates | |
| Lémurs bruns - <i>Eulemur fulvus</i> | 52 / 57 |
| Macaques crabiers – <i>Macaca fascicularis</i> | ND |
| Total | 807 / 1173 |

4. DISCUSSION

Au cours de cette étude réalisée sur deux années, le contact de la faune domestique et sauvage avec le virus Chikungunya dans les îles de l'Océan Indien a été évalué par différentes techniques. Les résultats obtenus à ce jour montrent une quasi absence de signes d'infection. Aucun animal virémique n'a été détecté sur les prélèvements effectués lors de la circulation du virus en 2006 et très peu de réactions sérologiques positives ont été mises en évidence.

4.1. Campagnes de prélèvements

4.1.1. Dates de prélèvements

L'un des paramètres pouvant expliquer l'absence d'animaux virémique réside dans les dates de campagne de prélèvement. En effet, malgré un temps de réponse relativement bref entre l'épidémie et le montage du projet d'urgence, les campagnes de prélèvements de 2006 et 2007 se sont déroulées hors période épidémique diminuant ainsi fortement la probabilité de détecter des individus virémiques.

4.1.2. Espèces échantillonnées

Au vu de la littérature, et même s'il est légitime d'analyser avec précaution les résultats des différentes enquêtes sérologiques effectuées par le passé (réactions croisées, manque de spécificité probable des tests...), il était extrêmement important de prélever une large palette d'animaux afin de déterminer l'existence ou non d'un cycle faisant intervenir différentes espèces animales dans l'épidémiologie du virus Chikungunya. Pour ce faire, lors du projet Chikani, 34 espèces ont été capturées et prélevées.

Ainsi, même s'il reste envisageable que le virus ait établi un cycle animal-moustique chez une ou plusieurs espèces non prélevées, il semble que la probabilité soit tout de même relativement faible.

4.1.3. Choix des individus prélevés

Mis à part pour les espèces sauvages (exceptées les chauves souris), il existe un biais dans l'échantillonnage de la plupart des espèces de rente ou domestique.

Par exemple, pour l'espèce canine, les prélèvements ont été effectués uniquement lors de consultation vétérinaire. Il n'existe donc aucune donnée concernant la population de chiens errants pourtant importante à La Réunion même si, par définition, le chien domestique est plus proche de l'homme et donc plus susceptible de jouer un rôle dans les mécanismes de transmission.

Pour les animaux de rente, seuls les animaux des exploitations déclarées et/ou adhérentes au GRDSBR ont été prélevés.

De même, la capture des chauves souris (*Mormopterus acetabulosus*) s'est déroulée sur un site unique où l'importance de la colonie permettait une capture plus aisée.

Ainsi, on le voit, la capture et/ou le prélèvement d'animaux à grande échelle nécessite bien souvent de se plier à des considérations pratiques incontournables pouvant aboutir à des biais d'échantillonnage pouvant gêner l'interprétation épidémiologique. Cependant l'influence de ces biais sur les résultats des analyses virologiques et sérologiques reste difficile à déterminer et, au vu du nombre d'espèces et du nombre d'individus échantillonnés, il semble que cette influence soit relativement faible.

4.2. Analyses

4.2.1. Résultats des PCR

En 2006, la campagne de prélèvement n'a pu se dérouler en période de forte épidémie et ce malgré une mise en place relativement rapide du projet. De plus, les quelques modèles expérimentaux d'infections à virus Chikungunya montrent que la durée de virémie est courte, de l'ordre de 4 à 5 jours. A posteriori, il n'est donc pas surprenant qu'aucun individu testé ne se soit révélé positif en PCR.

Ainsi, en l'absence d'un réservoir animal avéré, seule une campagne de prélèvement en période épidémique aurait pu permettre de mettre en évidence l'intervention d'une ou plusieurs espèces animales dans les cycles d'amplification et de transmission virale.

Cependant, même s'il est probable qu'aucune espèce prélevée et analysée en PCR ne puisse prétendre servir de réservoir au virus en période interépidémique, il est à noter que les chauves souris de La Réunion n'ont pas encore été testées en PCR (technique non adaptée aux prélèvements sur buvards). Les chauves-souris font partie des seules espèces chez qui le virus a pu être isolé lors d'épidémie de Chikungunya au Sénégal. L'analyse future de ces prélèvements est donc susceptible de modifier l'interprétation des résultats.

4.2.2. Résultats des sérologies

Dans un premier temps, la technique de sérologie employée avaient été la séroneutralisation sur plaque. Cette technique avait abouti à la détection d'un nombre très important d'animaux séropositifs. Cependant, il s'est avéré que la technique utilisée alors était peu spécifique. La raison de ces nombreux faux positifs n'est aujourd'hui pas encore élucidée (existence d'une réaction antigénique croisée avec d'autre *Alphavirus*, présence d'inhibiteur dans les sérums gênant la technique...).

La technique ELISA finalement utilisée est aujourd'hui en cours de validation. Les résultats sont donc à interpréter avec précaution.

4.3. Rôle de la faune domestique et sauvage dans l'épidémiologie du virus Chikungunya dans les îles de l'Océan Indien

L'épidémie de Chikungunya ayant touché l'Océan Indien en 2006 a été une occasion de relancer la recherche sur ce virus pourtant connu de longue date et surtout a fourni la possibilité de tenter d'approfondir les connaissances sur son épidémiologie. En effet, si en Afrique, un cycle impliquant les populations de singes est aujourd'hui assez clairement établi, il n'en est pas de même en Asie où l'on ne sait toujours pas où se réfugie le virus en période inter-épidémique.

L'épidémie Réunionnaise ressemblait fortement d'un point de vue épidémiologique à celles rencontrées en Asie (forme épidémique de la transmission virale, absence de réservoir primate, fort taux d'attaque...) et permettait donc d'évaluer l'implication des espèces animales dans les cycles de transmission du virus.

Malgré une campagne de prélèvements menée sur une large palette d'espèces et sur un nombre important d'individus, aucun animal virémique et peu d'animaux séropositifs ont pu être détectés. Il semblerait donc que les animaux n'aient pas un impact prépondérant dans l'épidémiologie des épidémies à virus Chikungunya, du moins à La Réunion. Cette absence de réservoir dans la faune domestique et sauvage ou plus simplement l'absence même de cycle animal, et ce malgré le comportement alimentaire très ubiquiste du vecteur, explique la non reprise de l'épidémie durant l'été austral 2007.

Cependant, est-il pour autant possible d'extrapoler ces résultats aux épidémies touchant le continent Asiatique ? Ne peut-on pas imaginer aussi que le virus se déplace sur ce continent, de populations non immunes en populations non immunes ou que le virus persiste chez le vecteur par transmission trans-ovarienne, même à très faible échelle ? Plus simplement, ne peut-on pas imaginer qu'en Asie aussi les singes soient impliqués dans le maintien du virus en période inter-épidémique ? Les différentes études menées jusque là ne permettent pas réellement de trancher.

CONCLUSION

Le projet Chikani avait pour but de déterminer le rôle de la faune domestique et sauvage dans le cycle de transmission du virus Chikungunya dans une zone géographique caractérisée notamment par l'absence de réservoir primate.

Les résultats obtenus jusqu'à présent semblent exclure que ces animaux aient un impact important dans ce cycle même s'ils ne permettent toujours pas de déterminer les mécanismes exacts de maintien du virus en période inter-épidémique.

Cependant, même si ce projet ne permet de répondre à cette problématique, il n'en reste pas moins qu'il a permis de constituer une banque de sérums et d'organes exceptionnelle de part sa variété, son importance et de part son intérêt scientifique indéniable. Il est certain que dans l'avenir, tous ces échantillons pourront être utilisés dans l'étude d'autres agents pathogènes d'importance majeure ou émergents dans l'Océan Indien.

L'ampleur de ce projet, notamment tout ce qui concerne la collecte des échantillons, souligne la nécessité d'une collaboration efficace entre les organismes de recherche et les acteurs de terrains, professionnels ou bénévoles. En particulier, il est important de rappeler l'importance du rôle du vétérinaire dans la surveillance et l'étude de ces maladies émergentes, souvent zoonotiques, et dont l'aire de répartition géographique a tendance à s'accroître ces dernières années.

BIBLIOGRAPHIE

Abubakar S, Sam I.C, Wong P.F, Matrahim N, Hooi P.S and Roslan N (2007)
Reemergence of endemic chikungunya, Malaysia.
Emerg Infect Dis. 13(1):147-149.

Adesina O.A and Odelola H.A (1991)
Ecological distribution of Chikungunya haemagglutination inhibition antibodies in human and domestic animals in Nigeria.
Trop Geogr Med. 43:271-275.

Barré N, Barau A and Jouanin C (2005)
Le grand livre des oiseaux de la Réunion.
Ed Orphie. Sainte-Clotilde (Réunion). 208 p.

Bedekar S.D and Pavri K.M (1969)
Studies with chikungunya virus. I. Susceptibility of birds and small mammals.
Indian J Med Res. 57 (7):1181-1192.

Bonilauri P, Bellini R, Calzolari M, Angelini R, Venturi L, Fallacara F, Cordioli P, Angelini P, Venturelli C, Merialdi G and Dottori M (2008)
Cikungunya virus in Aedes albopictus, Italy.
Emerg Infect Dis. Available from://www.cdc.gov/EID/content/14/5/852.htm

Brès P, Camicas J.L, Cornet M, Robin Y and Taufflied R (1969)
Considerations sur l'épidémiologie des arbovirus au Sénégal.
Bull Soc Pathol Exot. 62 (2) :253-259.

Calisher C.H, El-Kafrawi A.O, Al-Deen Mahmud M. I, Travassos Da Rosa A. P, Bartz C. R, Brummer-Korvenkontio M, Haksosusodo S and Suharyono W (1986)
Complex-specific immunoglobulin M antibody patterns in humans infected with alphaviruses.
J Clin Microbiol. 23 (1):155-159.

Chakravarty S.K and Sarkar J.K (1969)
Susceptibility of newborn and adult laboratory animals to Chikungunya virus.
Indian J Med Res. 57 (7):1157-1164.

Chretien J.P, Anyamba A, Bedno S.A, Breiman R.F, Sang R, Sergon K, Powers A.M, Onyango C.O, Small J, Tucker C.J and Linthicum K (2007)
Drought-associated chikungunya emergence along coastal east africa.
Am J Trop Med Hyg. 76 (3):405-407.

Cornet M, Robin Y, Taufflieb R and Camicas J (1968)
Données préliminaires sur l'enquête sérologique Chikungunya au Sénégal.
8° Conférence technique de l'O.C.C.G.E. Bamako. Avril 1968.

Delatte H, Dehecq J.S, Thiria J, Domerg C, Paupy C and Fontenille D (2008)
Geographic distribution and developmental sites of Aedes albopictus (Diptera: Culicidae) during a Chikungunya epidemic event.
Vector-Borne and Zoonotic Disease. 8 (1):25-34.

Diallo M, Thonnon J, Traore-Lamizana M and Fontenille D (1999)

Vectors of Chikungunya virus in Senegal: current data and transmission cycles.
Am J Trop Med Hyg. 60 (2):281-286.

Dickinson D.B, McGillivray G.M, McIntosh B.M and Winter P.A.D (1965)

Antibodies against certain arboviruses in sera from human beings and domestic animals from south-western and north-western regions of the cape province of South Africa.
S Afr Med Sci. 30:11-18.

Edelman R, Tacket C.O, Wasserman S.S, Bodison S.A, Perry J.G and Mangiafico J.A (2000)

Phase II safety and immunogenicity study of live Chikungunya virus vaccine TSI-GSD-218.
Am J Trop Med Hyg. 62 (6):681-5.

Estrada-Franco J.G and Craig G.B (1995)

Biology, disease relationships, and control of Aedes albopictus.
Technical paper n°42 of the Pan American Health Organization. 49p.

Gratz N.G (2004)

Critical review of the vector status of Aedes albopictus.
Med Vet Entomol 18:215-227.

Greiser-Wilke I, Moennig V, Kaaden O and Figueiredo L.T.M (1989)

Most alphaviruses share a conserved epitopic region on their nucleocapsid protein.
J Gen Virol. 70:743-748.

Halstead S.B and Udomsakdi S (1966)

Vertebrate hosts of Chikungunya virus.
Bull WHO. 35(1):89-101.

Harrison V.R, Marshall J.M and Guilloud N.B (1967)

The presence of antibody to Chikungunya and other serologically related arboviruses in the sera of subhuman primate imports to the United States.
J Immunol. 98 (5):979-981.

Inoue S, Morita K, Matias R.R, Tuplano J.V, Resuello R.R.G, Candelario J.R, Cruz D.J.M, Mapua C.A, Hasebe F, Igarashi A and Natividad F.F (2003)

Distribution of three arbovirus antibodies among monkeys (Macaca fascicularis) in the Philippines.
J Med Primatol. 32:89-94.

Josseran L, Paquet C, Zehgnoun A, Caillere N, Le Tertre A, Solet J.L and Ledrans M (2006)

Chikungunya disease outbreak, Reunion island.
Emerg Infect Dis. 12(12).

Jupp P.G and McIntosh B.M (1988)

The arboviruses: epidemiology and ecology. Vol II.
Monath T.P, ed. Boca Raton: CRC Press, Inc. 272p.

Jupp P.G, McIntosh B.M and Dos Santos I (1981)

Laboratory vector studies on six mosquitoes and one tick species with Chikungunya virus.
Trans Roy Soc Trop Med Hyg. 75(1):15-19.

Karabatsos N (1985)

International catalogue of arboviruses.
Third edition. Am Soc Trop Med Hyg. San Antonio. 327p.

Kaschula V.R, Van Dellen A.F and De Vos V (1978)

Some infectious diseases of wild vervet monkeys (Cercopithecus aethiops pygerythrus) in South africa.
J South Afr Vet Assoc. 49(3):223-227.

Khan A.H, Morita K, Parquet M.del.C, Hasebe F, Mathenge E.G. and Igarashi A (2002)

Complete nucleotide sequence of chikungunya virus and evidence for an internal polyadenylation site.
J Gen Virol. 83:3075-3084.

Konstantinov O.K (1990)

Les tiques de la famille Ixodidae comme reservoir d'arbovirus en République de Guinée. II. Les arbovirus.
Revue Elev Med Vet Pays Trop. 43(1) :15-22.

Lahariya C and Pradhan S.K (2006)

Emergence of chikungunya virus in Indian subcontinent after 32 years : a review.
J Vector Borne Dis. 43(4):151-160.

Lalitha P, Rathinam S, Banushree K, Maheshkumar S, Vijayakumar R and Sathe P (2007)

Ocular involvement associated with an epidemic outbreak of Chikungunya virus infection.
Am J Ophtalmol. 144:552-556.

Lamballerie X, Leroy E, Charelle R.N, Tsetsarkin K.A, Higgs S and Gould E.A (2008)

Chikungunya virus adapts to tiger mosquito via evolutionary convergence: a sign of things to come?
Virology Journal. 5:33.

Lenglet Y, Barau G, Robillard P.Y, Randrianaivo H, Michault A, Bouveret A, Gérardin P, Boumahni B, Touret Y, Kauffmann E, Schuffenecker I, Gabrielle M and Fourmaintraux A (2006)

Infection à Chikungunya chez la femme enceinte et risqué de transmission materno-foetale.
J Gynecol Obststet Biol Reprod. 35:578-583.

McIntosh B.M (1961)

Susceptibility of some African wild rodents to infection with various arthropod-borne viruses.
Trans R Soc Trop Med Hyg. 55 (1):63-68.

McIntosh B.M (1970)

Antibody against Chikungunya virus in wild primates in Southerne Africa.
S Afr J Med Sci. 35:65-74.

McIntosh B.M, Paterson H.E, Donaldson J.M and De Sousa J (1963a)

Chikungunya virus : viral susceptibility and transmission studies with some vertebrates and mosquitoes.

S Afr J Med. 28:45-52.

McIntosh B.M, Paterson H.E, McGillivray G. and De Sousa J (1963b)

Further studies on the Chikungunya outbreak in southern Rhodesia in 1962. I. Mosquitoes, wild primates and birds in relation to the epidemic.

Ann Trop Med Parasitol. 58:45-51.

Moore D.L, Reddy S, Akinkugbe F.M, Lee V.H, David-West T.H, Causey E.R and Carey D.E (1974)

An epidemic of Chikungunya fever at Ibadan, Nigeria, 1969.

Ann Trop Med Parasitol. 68 (1):59-68.

Mourya D.T and Yadav P (2006)

Vector biology of Dengue and Chikungunya Virus.

Indian J Med Res. 124:475-480.

Mittermeier R.A, Konstant W.R, Hawkins F, Louis E.E, Langrand O, Ratsimbazafy J.H, Rasoloarison R, Ganzhorn J.U, Rajaobelina S, Tattersall I, Meyer D.M and Nash S.D (2006)

Lemurs of Madagascar. Second edition.

Ed Conservation International. 520 p.

Niebylski M.L, Savage H.M, Nasci R.S and Craig J.B.Jr (1994)

Blood hosts of Aedes albopictus in the United States.

J Am Mosq Control Assoc. 10 (3): 447-450.

Olaleye O.D, Oladosu L.A, Omilabu S.A, Baba S.S and Fagbami A.H (1989)

Complement fixing antibodies against arboviruses in horses at Lagos, Nigeria.

Revue Elev Med Vet Pays Trop. 42(3) :321-325.

Paul S.D and Singh K.R.P (1968)

Experimental infection of Macaca radiata with Chikungunya virus and transmission of virus by mosquitoes.

Indian J Med Res. 56 (6):802-811.

Pialoux G, Gauzere B.A and Strobel M (2006)

Chikungunya virus infection: review through an epidemic.

Med Mal Infect. 36 (5):253-63.

Ponlawat A and Harrington L.C (2005)

Blood feeding patterns of Aedes aegypti and Aedes albopictus in Thailand.

J Med Entomol. 42 (5):844-849.

Powers A.M, Brault A.C, Tesh R. B and Weaver S.C (2000)

Re-emergence of Chikungunya and O'nyong-nyong viruses: evidence for distinct geographical lineages and distant evolutionary relationships.

J Gen Virol. 81:471-479.

Powers A.M, Brault A.C, Shirako Y, Strauss E.G, Kang W, Strauss J.H and Weaver S.C (2001)

Evolutionary relationships and systematics of the alphaviruses.
J Virol. 75 (21):10118-10131.

Powers A.M and Logue C.H (2007)

Changing patterns of Chikungunya virus: re-emergence of a zoonotic arbovirus.
J Gen Virol. 88:2363-2377.

Probst J.M (2002)

Animaux de La Réunion.
Ed Azalée. La Réunion. 168 p.

Renault P, Solet J.L, Sissoko D, Balleydier E, Larrieu S, Filleul L, Lasalle C, Thiria J, Rachou E, de Valk H, Ilef D, Ledrans M, Quatresous I, Quenel P and Pierre V (2007)

A major epidemic of Chikungunya virus infection on Reunion Island, 2005-2006.
Am J Trop Med Hyg. 77 (4):727-731.

Richards S.L, Ponnusamy L, Unnasch T.R, Hassan H.K and Apperson C.S (2006)

Host-feeding patterns of Aedes albopictus (Diptera: Culicidae) in relation to availability of human and domestic animals in suburban landscapes of central North Carolina.
J Med Entomol. 43 (3):543-51.

Robinson M. C (1955)

An epidemic of virus disease in Southern Province, Tanganyika Territory, in 1952-53. I. Clinical features.
Trans R Soc Trop Med Hyg. 49 (1):28-32.

Sawicki D.L, Perri S, Polo J.M and Sawicki S.G (2006)

Role for nsP2 proteins in the cessation of alphavirus minus-strand synthesis by host cells.
J Virol. 80 (1):360-371.

Schuffenecker I, Itean I, Michault A, Murri S, Frangeul L, Vaney M.C, Lavenir R, Pardigon N, Reynes J.M, Pettinelli F, Biscornet L, Diancourt L, Michel S, Duquerroy S, Guigon G, Frenkiel M.P, Brehin A.C, Cubito N, Despres P, Kunst F, Rey F.A, Zeller H and Brisse S (2006)

Genome microevolution of chikungunya viruses causing the Indian Ocean outbreak.
PLoS Med. 3 (7):e263.

Sergon K, Yahaya A.A, Brown J, Bedja S.A, Mlindasse M, Agata N, Allaranger Y, Ball M.D, Powers A.M, Ofula V, Onyango C, Konongoi L.S, Sang R, Njenga M.K and Breiman R.F (2007)

Seroprevalence of chikungunya virus infection on grande comore island, union of the Comoros, 2005.
Am J Trop Med Hyg. 76(6):1189–1193.

Simizu B, Yamamoto K, Hashimoto K.and Ogata T (1984)

Structural proteins of Chikungunya virus.
J Virol. 51 (1):254-8.

Sissoko D, Malvy D, Giry C, Delmas G, Paquet C, Gabrie P, Pettinelli F, Sanquer M.A and Pierre V (2008)

Outbreak of chikungunya fever in Mayotte, Comoros archipelago, 2005-2006.
Trans R Soc Trop Med Hyg. Doi :10.1016/j.trstmh.2008.02.018

Site de l'Office National de la Chasse et de la Faune Sauvage (2008)

Dernière consultation le 01/09/2008.

http://www.oncfs.gouv.fr/_OUTREMER/fauneprotegeemayotte.htm

Strauss J.H and Strauss E.G (1994)

The alphaviruses: gene expression, replication, and evolution.
Microbiol Rev. 58 (3):491-562.

Strauss E.G, Lenches E.M and Strauss J.H (2002)

Molecular genetic evidence that the hydrophobic anchors of glycoproteins E2 and E1 interact during assembly of alphaviruses.
J Virol. 76 (20):10188-10194.

Tsetsarkin K.A, Vanlandingham D.L, McGee C.E and Higgs S (2007)

A single mutation in chikungunya virus affects vector specificity and epidemic potential.
PLoS Pathog 3(12): e201. doi:10.1371/journal.ppat.0030201.

Vashishtha M, Phalen T, Marquardt M.T, Ryu J.S, Ng A.C and Kielian M (1998)

A single point mutation controls the cholesterol dependence of semliki forest entry and exit.
J Cell Biol. 140:91-99.

Vazeille M, Moutailler S, Coudrier D, Rousseaux C, Khun H, Huerre M, Thiria J, Dehecq J.S, Fontenille D, Schuffenecker I, Despres P and Failloux A.B (2007)

Two Chikungunya isolates from the outbreak of La Reunion (Indian Ocean) exhibits different patterns of infection in the mosquito, Aedes albopictus.
PLoS ONE 2(11): e1168. doi:10.1371/journal.pone.0001168.

Weinbren M.P, Haddow A.J and William M.C (1958)

The occurrence of Chikungunya virus in Uganda. I. Isolation from mosquitoes.
Trans R Soc Trop Med Hyg. 52 (3):253-257.

Widjadja S, Soekotjo W, Hartati S, Jennings J.B and Corwin A.L (1995)

Prevalence of hemagglutination-inhibition and neutralizing antibodies to arboviruses in horses of Java.
Southeast Asian J Trop Med Public Health. 26(1):109-113.

Wolfe N.D, Kilbourn A.M, Karesh W.B, Rahman H.A, Bosi E.J, Cropp B.C, Andau M, Spielman A and Gubler D.J (2001)

Sylvatic transmission of arboviruses among Bornean orangoutans.
Am j Trop Med Hyg. 64 (5,6):310-316.

Yergolkar P.N, Tandale B.V, Arankalle V.A, Sathe P.S, Sudeep A.B, Gandhe S.S, Gokhle M.D, Jacob G.P, Hundekar S.L and Mishra A.C (2006)

Chikungunya outbreaks caused by African genotype, India.
Emerg Infect Dis. 12 (10):1580-3.

ANNEXES

ANNEXE 1 : REPARTITION MONDIALE DES EPIDEMIES A VIRUS CHIKUNGUNYA

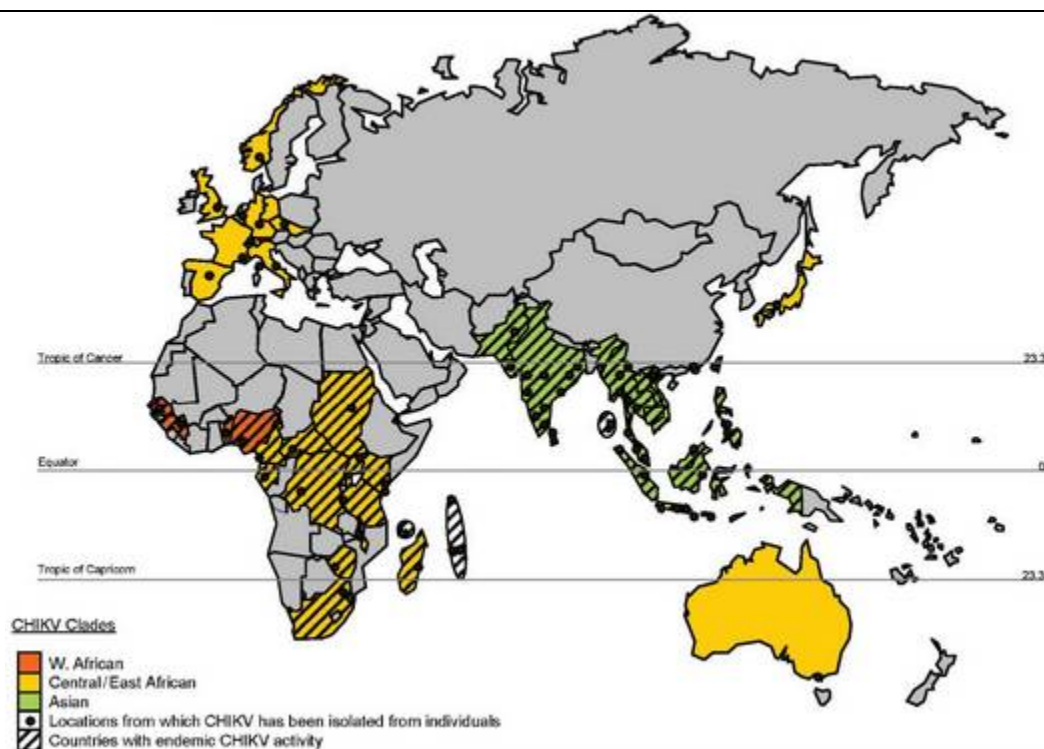


Figure 14 : Distribution mondiale du virus Chikungunya. L'inde est représentée en vert car les épidémies successives survenues jusqu'en 1973 étaient causées par une souche appartenant au phylogroupe asiatique. Cependant, l'épidémie de 2005-2007 a elle été provoquée par une souche du virus appartenant au phylogroupe Est, Central et Sud Africain (ECSA). Le Japon, l'Australie et la plupart des pays Européens sont représentés en jaune car les souches isolées des différents cas importés appartenaient au phylogroupe ECSA. Enfin, les astérisques localisent des lieux où le virus Chikungunya a été isolé. D'après Powers, 2007.

Tableau 13 : Pays dans lesquels des épidémies à virus Chikungunya ont été recensées (hors cas importés).
Source : http://www.cdc.gov/ncidod/dvbid/Chikungunya/CH_GlobalMap.html

| | | |
|----------------------------------|------------|----------------|
| Benin | Indonésie | Philippines |
| Burundi | Italie | Sénégal |
| Cambodge | Kenya | Seychelles |
| Cameroun | Laos | Afrique du Sud |
| République Centre Africaine | Madagascar | Soudan |
| Comores | Malawi | Taiwan |
| République Démocratique du Congo | Malaisie | Tanzanie |
| Timor oriental | Maurice | Thaïlande |
| France (La Réunion, Mayotte) | Myanmar | Ouganda |
| Guinée | Nigeria | Vietnam |
| Inde | Pakistan | Zimbabwe |

ANNEXE 2 : ARRETE PREFECTORAL PORTANT REGULATION ADMINISTRATIVE DES POPULATIONS DE CHIENS ERRANTS



PRÉFECTURE DE MAYOTTE

**ARRÊTÉ n° 005/CAB/2007
portant régulation administrative des populations de
chiens errants**

**LE PREFET DE MAYOTTE
CHEVALIER DE LA LÉGION D'HONNEUR**

- VU** la loi n° 2001-616 du 11 juillet 2001 relative à Mayotte ;
- VU** le décret n° 99-1021 du 1^{er} décembre 1999 relatif à la délégation des pouvoirs propres du Représentant du Gouvernement à Mayotte ;
- VU** le décret du 1^{er} février 2007 du Président de la République, nommant Monsieur Vincent BOUVIER, Préfet de Mayotte
- VU** le décret du 2 février 2005 du Président de la République, nommant Monsieur Guy MASCRES, Sous-préfet, Secrétaire Général de la préfecture de Mayotte ;
- VU** le décret du 24 octobre 2005 du président de la République nommant Monsieur Dominique DUFOUR, Sous-préfet chargé de mission auprès de Préfet de Mayotte ;
- VU** l'arrêté n° 01/SG/MMCC/2007 du 27 février 2007 portant délégation de signature à Monsieur Guy MASCRES
- VU** l'arrêté n° 02/SG/MMCC/2007 du 27 février 2007 portant délégation de signature à Monsieur Dominique DUFOUR;
- VU** l'article R 263-1 du code de l'environnement relatif aux dispositions applicables à Mayotte au titre du livre II intitulé « Protection de la nature » ;
- VU** l'article L 2215-1 du Code Général des Collectivités Territoriales ;
- VU** l'arrêté n° 007/DAF/SV/2006 du 27 février 2006 portant nomination d'un lieutenant de louveterie à Mayotte ;
- VU** l'arrêté n° 22/DRLP/BECAR/2005 du 23 mai 2005 modifié portant dérogation et autorisation à l'importation, la détention et le port d'armes et de munitions à Mayotte dans le cadre du déploiement des missions d'un lieutenant de louveterie et d'un agent de l'Office National de la Chasse et de la Faune Sauvage ;

Considérant que la présence de meutes de chiens errants sur les sites de ponte de tortues marines, sur les communes d'ACOUA, de BANDRABOUA et de BOUENI, constitue une menace pour les spécimens d'espèces protégées ;

Considérant la présence d'une meute de chiens errants attaquant le bétail signalée par le Maire de la commune de M'TZAMBORO et des éleveurs de TSINGONI (Combani).

Considérant la présence d'une meute de chiens errants signalée par le service sécurité de la décharge de Hamaha, sise sur le commune de Mamoudzou ;

Considérant la mobilité de ces meutes de chiens ;

Considérant le risque d'introduction de rage canine à Mayotte en provenance d'autres pays de la sous région de l'Océan Indien où la maladie sévit à l'état enzootique, d'une part, et le rôle de vecteur potentiel des chiens errants de l'infection rabique, d'autre part ;

Considérant le danger imminent que constitue ces meutes pour la sécurité, la salubrité et la tranquillité publiques ;

Considérant le fait que la plupart des chiens errants à l'origine des attaques et des nuisances ont un comportement totalement sauvage rendant leur capture impossible et considérant le danger que représenterait pour les agents , mais aussi pour les animaux eux mêmes, les tentatives de captures si elle étaient conduites;

Considérant qu'il convient de remédier dans l'urgence par tout moyen approprié à cet état de fait ;

SUR proposition de Monsieur le Secrétaire Général

A R R E T E

Article 1er :

Une opération administrative de destruction des chiens errants, nécessitant le recours à des armes à feu, est ordonnée le vendredi 6 avril, de 18 heures à 6 heures, sur les communes de , Acoua , Bandraboua, Bouéni, M'Tzamboro, Tsingoni (Combani) et la décharge de Hamaha, sise sur le commune de Mamoudzou

Article 2 :

Le Lieutenant de Louveterie et les agents de l'Office National de la Chasse et de la Faune Sauvage sont requis pour réaliser cette opération sous la coordination opérationnelle du directeur des services vétérinaires.

La Gendarmerie et la Police Municipale pourront être requises par les intervenants pour leur prêter aide et assistance.

Article 3 :

Lors de la réalisation de l'opération administrative visée à l'article 1^{er}, le véhicule immatriculé 976D1310A est utilisé par les agents mentionnés à l'article 2,

Article 4 :

Un compte-rendu de mission sera dressé à l'issue de l'opération par le Lieutenant de Louveterie et le Chef de service départemental de l'ONCFS et remis au Directeur des Services Vétérinaires.

Article 5 :

Le Secrétaire Général, le Lieutenant-colonel commandant la gendarmerie de Mayotte, le Commissaire Principal Directeur de la sécurité publique de Mayotte, le Chef du Service des Douanes, le Directeur de l'Agriculture et de la Forêt, le Directeur des services vétérinaires, le Lieutenant de Louveterie et le Chef de service de l'Office National de la Chasse et de la Faune Sauvage sont chargés, chacun en ce qui les concerne de l'exécution du présent arrêté qui sera publié au Recueil des Actes Administratifs.

DIFFUSION :

| | | |
|---|---|----------------------|
| DDCL | 1 | Fait à Mamoudzou, |
| Directeur de l'Agriculture et de la Forêt | 1 | |
| Directeur des Services Vétérinaires | 1 | Le Préfet de Mayotte |
| Lieutenant de Louveterie | 1 | |
| ONCFS | 1 | |
| Procureur de la République (TPI) | 1 | |
| Gendarmerie de Mayotte | 1 | |
| Commissaire de Police | | 1 |
| Bureau du Courrier (RAA) | 1 | |
| Mairie des communes concernées | | 1 |

ANNEXE 3 : ILLUSTRATIONS DE QUELQUES ESPECES PRELEVEES

MOINEAU DOMESTIQUE *Passer domesticus*

D'une longueur d'environ 14 cm, le mâle est de couleur brun, gris et blanc avec les joues et la gorge noire. La femelle est, elle, de couleur brun-beige avec le ventre plus clair.

Le moineau est un oiseau qui recherche le voisinage de l'homme. Se nourrissant des miettes laissées après les repas, de la ration des volailles ou des semis dans les jardins, on le retrouve jamais loin des habitations. Il est abondant partout sur l'île. Les moineaux peuvent se réunir le soir en grands rassemblements mêlés avec des belliers et cardinaux.

Niche toute l'année mais surtout de septembre à avril. 3 ou 4 œufs par couvée. Le nid est fait de tiges végétales, plumes, crins... Il est établi dans l'anfractuosité d'une maison ou forme une boule irrégulière dans un arbre ou un buisson épais (Barré *et al.*, 2005).

FOUDI DE MADAGASCAR ou CARDINAL *Foudia madagascariensis*

D'une longueur d'environ 13 cm, le mâle, en période de reproduction (septembre à mai), est de couleur rouge écarlate avec un bandeau noir et les ailes et la queue bruns. La femelle et les mâles hors période de reproduction sont bruns verdâtres à ventre plus clair.

C'est un des oiseaux les plus fréquents que l'on retrouve presque partout sur l'île jusqu'à 2000 m. Le cardinal vit en solitaire ou en couple ou encore en petites bandes lâches après la reproduction et la mue. Il fréquente les jardins, les plantations de basses et moyennes altitudes, les savanes sèches et les prairies où il se nourrit de graines et d'insectes. Le mâle se tient volontiers sur une éminence d'où il domine son territoire.

Niche d'octobre à mai. Le mâle construit plusieurs ébauches faites en herbes fines et la femelle choisit le nid définitif. 2 à 4 œufs par couvée (Barré *et al.*, 2005).

TISSERIN GENDARME ou OISEAU BELLIER *Ploceus cucullatus spilonotus*

D'une longueur d'environ 17 cm, le mâle est jaune vif à dessus verdâtre avec la face et la gorge noires. La femelle est jaune dessous et verdâtre dessus.

Le Tisserin est un oiseau grégaire et nettement anthropophile. C'est un familier des villages et des cultures essentiellement sur le littoral et dans les zones de savanes. Il monte peu en altitude. On peut le retrouver en bandes, visitant les poulaillers ou venant à la porte des

maisons venus glaner quelques restes. Granivore, il peut aussi se nourrir de fruit et nourrit ses petits avec des insectes.

Niche de juin à février. Construit son nid pratiquement toute l'année. Celui-ci est accroché à l'extrémité d'une branche haute et est formé d'une chambre et d'un couloir d'entrée cylindrique à ouverture inférieure. Les nids sont établis en petites colonies de 20 à 60. 2 à 3 œufs par couvée (Barré *et al.*, 2005).

BULBUL ORPHEE *Pycnonotus jocosus*

D'une longueur de 20 cm environ, les deux sexes sont semblables. Bariolé noir, blanc, brun et rouge, le Bulbul Orphée présente une huppe noire.

Originaire de l'Inde et de l'Asie du sud-est, ce bulbul a gagné la Réunion en 1972. Il est aujourd'hui présent dans toute l'île jusqu'à une altitude de 900 m. Sa prolifération est inquiétante du fait des dégâts qu'il peut causer aux vergers mais surtout du pillage éventuel de nids d'oiseaux d'espèces locales et d'une concurrence possible avec les endémiques.

Oiseau grégaire, en petite troupe, familier et méfiant. Il arpente jardins, parcs, bordures côtières, savanes boisées ainsi que les clairières forestières de moyenne altitude. Il se nourrit d'insectes mais aussi de fruits, de graines et de couvées d'autres oiseaux.

Le nid est constitué d'une coupe grossière de tiges végétales, feuilles, racines et de fragments de papiers à la fourche d'une branche d'un arbre bas. 2 à 5 œufs par couvée (Barré *et al.*, 2005).

PETIT MOLOSSE *Mormopterus acetabulosus*

Petite chauve-souris de la famille des Molossidés de d'environ 7 cm de longueur. Présente un pelage brun foncé, de petites oreilles noires avec un tragus fin et pointu. La longueur de l'avant-bras mesure de 36 à 38,5 mm. La queue dépasse la membrane de 1,5 cm.

Emet de petits cris audibles, rapides, se terminant en trille lors du vol de chasse. Se nourrit d'insectes volants.

C'est une espèce indigène, protégée et commune à la Réunion. On la retrouve dans la plupart des ravines et s'abrite dans des grottes, des fissures de rochers, sous le toit des habitations et dans les fissures des ponts (Probst, 2002).

TADARIDE *Tadarida Pumila*

Petite chauve-souris de la famille des Molossidés, très proche de *Mormopterus acetabulosus*. Mesure environ 9 cm de longueur ; Possède un pelage brun foncé, de grandes oreilles et une longue queue.

Cette espèce insectivore est nocturne et possède des facultés radar. A Mayotte, on la retrouve dans des milieux divers. Elle utilise également les constructions humaines pour établir ses dortoirs. Elle est aussi présente sur d'autres îles de l'archipel (notamment la grande Comores), à Aldabra et en Afrique. Espèce indigène de Mayotte, elle est protégée par arrêté ministériel (ONCFS, 2008).

ROUSSETTE *Pteropus seychellensis*

Grande chauve-souris de la famille des Pteropidés, d'une envergure comprise entre 1 m et 1,20 m la roussette adulte pèse entre 300 et 500 grammes en moyenne. L'espèce *Pteropus seychellensis* se rencontre aux Seychelles, aux Comores, à Mayotte et sur les îles d'Aldabra et Mafia. La sous-espèce *P. s. comorensis* est indigène à Mayotte.

Cette grande chauve-souris possède un pelage généralement brun foncé sur l'ensemble du corps avec un collier roux. Les grandes chauves-souris, également appelé « chiens-volants », n'ont pas la faculté radar et contrairement aux microchiroptères, elles doivent s'orienter à la vue. Elles se déplacent dès l'après-midi, jusqu'au crépuscule, mais également lors des nuits éclairées par la lune. La roussette est frugivore, elle se nourrit de fruits, de fleurs, de pollen et de nectar. Elles se rassemblent d'une part en dortoir, d'autre part dans les sites de nourrissage (suspendues aux branches des arbres).

Cette espèce est relativement commune à Mayotte. Cette espèce est protégée par arrêté ministériel et classé dans l'annexe II de la CITES (ONCFS, 2008).

CAMELEON (ENDORMI) *Chamaeleo pardalis*

Lézard de la famille des Chamaeleonidae mesurant de 25 à 50 cm et présentant une queue préhensile. La couleur du mâle est très variable (allant du vert au noir) et souvent en relation avec le biotope. Le mâle est le plus souvent vert foncé avec des petites taches rouges, jaunes ou bleu le long de la tête et de l'arrête dorsale. La femelle est de couleur plus discrète et généralement ocre orangée.

Gonfle le corps et souffle bruyamment lorsqu'il se sent menacé. De même, la coloration de son corps s'intensifie et s'assombrit.

Se nourrit essentiellement d'insectes qu'il capture en projetant sa langue collante et rétractile. Chasse à l'affût, camouflé dans la végétation.

L'espèce est originaire de Madagascar et a été introduite à La Réunion vers 1830. C'est aujourd'hui une espèce protégée. Peut se retrouver dans les jardins et les ravines boisées de basse altitude (Probst, 2002).

LEMUR BRUN DE MAYOTTE *Eulemur fulvus*

Lémurien de taille moyenne, mesurant de 43 à 50 cm de long avec une queue de 41 à 51 cm. Il pèse en moyenne de 2 à 3 kg.

Mâles et femelles présentent une coloration similaire avec un pelage majoritairement brun à brun-gris, légèrement plus clair en région ventrale. Les Lémurs bruns de Mayotte présentent une tâche de coloration plus claire au dessus des yeux.

Diurne, se déplace en groupe pouvant aller jusqu'à une vingtaine d'individus. Se nourrit de fruits, de feuilles et de fleurs (Mittermeier *et al.*, 2006).

TANGUE *Tenrec ecaudatus*

Petit mammifère ressemblant au hérisson que l'on rencontre en Europe, le Tangué mesure entre 30 et 40 centimètre pour un poids compris en moyenne entre 1 et 2 kg. On le retrouve essentiellement à Madagascar, d'où il est originaire, mais aussi aux Comores, à Mayotte et à La Réunion.

Omnivore, le Tangué se nourrit essentiellement d'insectes mais aussi de végétaux et d'autres invertébrés. Actif principalement la nuit, il fouille dans les feuilles et les couches supérieures du sol à la recherche de sa nourriture.

Estive généralement pendant l'hiver austral.

La période d'accouplement est principalement centrée sur les mois d'octobre et de novembre et la plupart des naissances ont lieu en décembre-janvier. La portée peut compter jusqu'à 32 petits en captivité (<http://info.bio.sunysb.edu/rano.biodiv/Mammals/Tenrec-ecaudatus/index.fr.html>).



Photo 2 : Tisserin gendarme (*Ploceus cucullatus*)



Photo 3 : Moineau domestique (*Passer domesticus*)



Photo 4 : Foudi rouge (*Foudia madagascariensis*)



Photo 5 : Bulbul orphée (*Pycnonotus jocosus*)



Photo 6 : Tangué (*Tenrec ecaudatus*)



Photo 7 : Endormi (*Chamaeleo pardalis*)



Photo 8 : Lémur brun (*Eulemur fulvus*)




Photo 9 : Roussette (*Pteropus seychellensis*)



Photo 10 : Tadaride (*Tadarida pumila*)

ANNEXE 4 : AUTORISATION DE CAPTURE ET DE PRELEVEMENT D'ESPECES PROTEGEES (MAYOTTE)

PREFECTURE DE MAYOTTE


Liberté - Égalité - Fraternité
RÉPUBLIQUE FRANÇAISE

RÉPUBLIQUE FRANÇAISE
Liberté Égalité Fraternité

DIRECTION DE L'AGRICULTURE
ET DE LA FORÊT

ARRETE n° 027/DAF/2007

portant autorisation de capture, de manipulation,
de prélèvement et d'exportation de tout ou partie
de spécimens d'espèces animales protégées
à des fins scientifiques sur le territoire
de la Collectivité Départementale de Mayotte

LE PREFET DE MAYOTTE
CHEVALIER DE LA LEGION D'HONNEUR

VU la loi n° 2001-616 du 11 juillet 2001 relative à Mayotte ;

VU le décret n° 99-1021 du 13 avril 1999 relatif à la délégation des pouvoirs propres au Représentant du Gouvernement à Mayotte ;

VU le décret du 1^{er} février 2007 du Président de la République, nommant Monsieur Vincent BOUVIER, Préfet de Mayotte ;

VU l'arrêté du 1^{er} octobre 2004 de Monsieur le Ministre de l'Agriculture, de l'Alimentation, de la Pêche et des Affaires Rurales et de Monsieur le Ministre de l'Ecologie et du Développement Durable portant nomination de Monsieur Wilfrid FOUSSE, ingénieur en chef du génie rural, des eaux et des forêts, en qualité de directeur du Service d'Etat de l'Agriculture à Mayotte ;

VU l'arrêté n° 25 SG/MMC/2007 du 27 février 2007 portant délégation de signature à Monsieur Wilfrid FOUSSE ;

VU l'arrêté du 29 avril 1994 portant création du service d'état de l'agriculture, de la forêt et de la pêche ;

VU le Code de l'Environnement applicable à Mayotte, notamment l'article L.411-2 ;

VU le décret n° 2003-768 du 1^{er} août 2003 relatif à la partie Réglementaire du livre II du Code Rural qui devient le Livre II (partie Réglementaire) du Code de l'Environnement ;

VU l'arrêté du 22 décembre 1999 fixant les conditions de demande et d'instruction des autorisations exceptionnelles (d'opérations) portant sur des spécimens d'espèces protégées ;

VU l'arrêté n° 347/DAF du 7 août 2000 fixant la liste des espèces animales terrestres (et tortues marines) protégées et les mesures de protection de ces espèces animales représentées dans la Collectivité Départementale de Mayotte complétant les listes nationales ;

Considérant le projet « CHIKANI » présenté le 15 février 2007 par Mademoiselle Amélie DESVARS, Responsable du projet à La Réunion, pour le compte de l'INRA, Unité d'Epidémiologie Animale, CIRAD 3P, 7 chemin Irat - Ligne Paradis 97410 St Pierre, La Réunion ;

SUR PROPOSITION DU DIRECTEUR DE L'AGRICULTURE ET DE LA FORET

ARRETE

- Article 1er** Les membres de la mission scientifique « CHIKANI » à Mayotte :
- Amélie DESVARIS, chef de mission,
 - Thomas DUVAL,
 - et Clément PUNELLE,
- accompagnés de :
- Franck CHARLIER, Technicien de l'Environnement et représentant de l'ONCFS à Mayotte,
 - et Anthony GROLLEAU, Agent Technique de l'Environnement à l'ONCFS de Mayotte,
- sont autorisés, du 15 mars au 30 mai 2007 sur l'ensemble du territoire de Mayotte, à effectuer des captures, des manipulations et des prélèvements sanguins sur un maximum de 100 spécimens de chacune des espèces animales protégées suivantes :
- lémuriens bruns de Mayotte, appartenant à l'espèce *Eulemur fulvus mayottensis*,
 - tadarides, appartenant à l'espèce *Chaerephon pumila*,
 - et roussettes, appartenant à l'espèce *Pteropus seychellensis mayottensis*.
- Cette autorisation concerne également les agents de la Direction de l'Agriculture et de la Forêt les accompagnant.
- Article 2** Au début et à la fin de la mission, le chef de la mission en informera le chef du service environnement et forêt de la direction de l'agriculture et de la forêt. A l'issue de ses travaux, le chef de la mission s'engage à remettre à Monsieur le directeur de l'agriculture et de la forêt un rapport comportant notamment la liste des spécimens échantillonnés, leurs caractéristiques physiques et biométriques ainsi que les dates, lieux et modalités de capture. La présente autorisation devra être présentée à toute réquisition des agents chargés de la police de l'environnement, accompagnée des pièces d'identité des membres de la mission en cours.
- Article 3** La présente dérogation ne dispense pas les bénéficiaires des autorisations requises au titre de l'application de la Convention sur le commerce international des espèces de faune et de flore sauvages menacées d'extinction.
- Article 4** Le Secrétaire Général, le commandant de la compagnie de gendarmerie, le directeur de l'agriculture et de la forêt, le chef du service des douanes, le chef du service de la police, le représentant de l'ONCFS sont chargés, chacun en ce qui les concerne, de l'exécution du présent arrêté qui sera publié au recueil des actes administratifs.

POUR INFORMATION

SGA1
DAF1
Aff. Mar.1
Gendarmerie1
Douanes1
ONCFS.....1
Préfecture : RAA.....1
Archives.....2
Chrono2
Intéressés5

A Mamoudzou, le 6 avril 2007

Le Préfet de Mayotte,
Pour le Préfet et par délégation
Le Directeur de l'agriculture et de la forêt



ANNEXE 5 : AUTORISATION DE CAPTURE ET DE PRELEVEMENT D'ESPECES PROTEGEES (LA REUNION)



N° 11631*01

DEMANDE D'AUTORISATION DE CAPTURE OU D'ENLEVEMENT A DES FINS SCIENTIFIQUES DE SPECIMENS D'ESPECES ANIMALES PROTEGEES

Titre I du livre IV du code de l'environnement
Arrêté du 22 décembre 1999 fixant les conditions de demande et d'instruction
des autorisations exceptionnelles d'activités portant sur des spécimens d'espèces protégées

| A. IDENTIFICATION DU DEMANDEUR | |
|--|--|
| Nom et Prénom : | DESVARS Amélie..... |
| ou Dénomination (pour les personnes morales) : | |
| Nom et Prénom du mandataire (le cas échéant) : | |
| Adresse : | CIRAD 3P, 7 chemin Irat - Ligne Paradis..... |
| | Commune ...St Pierre..... |
| | Code postal ...97410..... |
| Nature des activités : | Vétérinaire..... |
| | |
| | |
| Qualification : | Docteur vétérinaire..... |
| | |
| | |

| B. IDENTIFICATION DES SPECIMENS | | |
|--|----------|--|
| Nom scientifique Nom commun | Quantité | Description (1) |
| B1 Mormopterus acetabulosus Chauve-souris petit molosse | 120 | Pas de signes particuliers, les deux sexes |
| B2 Chamaeleo pardalis Caméléon panthère, endormi | 40 | Pas de signes particuliers, les deux sexes |
| B3 | | |
| B4 | | |
| B5 | | |

(1) sexe, signes particuliers

| C. FINALITE DE LA CAPTURE OU DE L'ENLEVEMENT * | | | |
|---|--------------------------|-----------------------|--------------------------|
| Inventaire | <input type="checkbox"/> | Etude parasitologique | X |
| Suivi de population | <input type="checkbox"/> | Etude génétique | <input type="checkbox"/> |
| Etude écoéthologique | <input type="checkbox"/> | Etude biométrique | <input type="checkbox"/> |
| Sauvetage | <input type="checkbox"/> | Autres | <input type="checkbox"/> |
| Préciser le programme scientifique dans lequel s'inscrit la demande, l'objectif, les méthodes, les résultats attendus, la portée locale, régionale ou nationale : | | | |
|Voir feuille ci-jointe..... | | | |
| | | | |
| | | | |
| Suite sur papier libre | | | |

| | | | |
|--|-------------------------------------|-------------------------|---|
| D. MODALITES DE CAPTURE OU D'ENLEVEMENT * | | | |
| Capture définitive | <input type="checkbox"/> | | |
| Capture temporaire | <input checked="" type="checkbox"/> | | |
| | | avec relâcher sur place | <input checked="" type="checkbox"/> |
| | | avec relâcher différé | <input type="checkbox"/> |
| D1. TECHNIQUES DE CAPTURE OU D'ENLEVEMENT UTILISEES | | | |
| Capture manuelle | <input checked="" type="checkbox"/> | Pièges | <input type="checkbox"/> Préciser : |
| Capture au filet | <input checked="" type="checkbox"/> | | |
| Capture avec époussette | <input type="checkbox"/> | Autres | <input type="checkbox"/> Préciser : |
| | | | |
| Utilisation de sources lumineuses | <input type="checkbox"/> | | Préciser : |
| | | | |
| Utilisation d'émissions sonores | <input type="checkbox"/> | | Préciser : |
| | | | |
| D2. TECHNIQUES DE MARQUAGE UTILISEES | | | |
| Marquage léger | <input type="checkbox"/> | | Description et justification : |
| | | | |
| Bague | <input type="checkbox"/> | | Description et justification : |
| | | | |
| Autres | <input type="checkbox"/> | | Description et justification : |
| | | | |
| D3. QUALIFICATION DES PERSONNES | | | |
| Formation initiale en biologie animale | <input checked="" type="checkbox"/> | | Préciser :Docteur vétérinaire..... |
| | | | |
| Formation continue en biologie animale | <input type="checkbox"/> | | Préciser : |
| | | | |

| | |
|--|--|
| E. PERIODE OU DATE DE CAPTURE OU D'ENLEVEMENT | |
| Préciser la période : ...de janvier 2007 à mai 2007..... | |
| la date : | |

| | |
|---|--|
| F. LIEUX DE CAPTURE OU D'ENLEVEMENT | |
| Régions administratives : la Réunion..... | |
| Départements :974..... | |
| Cantons : | |
| Arrondissements : | |
| Communes : ..Trois-Bassins, St-Louis, St-Pierre, St-Paul..... | |

| | |
|---|--|
| G. MODALITES DE COMPTE RENDU | |
| Bilan d'opérations antérieures (s'il y a lieu) :voir feuille jointe..... | |
| | |
|analyses en cours..... | |
| | |
| | |
| | |
| Modalités de compte rendu des opérations à réaliser : ...Un rapport décrivant les captures et les résultats des ... | |
| | |
|analyses sera transmis à la DIREN..... | |
| | |
| | |

* cocher les cases correspondantes

| | |
|--|---|
| La loi n° 78-17 du 6 janvier 1978 relative à l'informatique, aux fichiers et aux libertés s'applique aux données nominatives portées dans ce formulaire. Elle garantit un droit d'accès et de rectification pour ces données auprès des services préfectoraux. | Fait à ..Saint-Pierre..... le 20 décembre 2006..... Signature du demandeur A. Desvars |
|--|---|

ANNEXE 6 : EXEMPLE DE FEUILLE ACCOMPAGNANT LES PRELEVEMENTS



N° de fiche (à remplir par l'INRA): _____

Prélèvements *Tadarida pumila* Mayotte 2007

1. Date du prélèvement : ____ / ____ / 2007

2. Zone : Sud (11) Centre est (12) Centre Ouest (13) Nord (14) Autre : _____

3. Coordonnées GPS (en hddd.ddddd WSG84 ou sinon précisez l'unité):

lat: _____ long: _____ Alt: _____ m

4. Type de site : Chez un particulier (passer question 5.) Site naturel (passer question 6.)

5. Si chez un particulier

5.1. Nombre de personnes vivant à cet endroit : _____

5.2. Parmi ces personnes, certaines ont-elles eu le Chikungunya ? Oui – Non (si non → tableau)

5.3. Si oui, nombre de personnes touchées : _____

5.4. Type de diagnostic (nb*) : autodiagnostic (____) ; clinique par un médecin (____) ; sérologique + (____)

* Le total des nb dans (____) = nb dans 6.3; si plusieurs types de diagnostic pour une même personne, mentionner uniquement le plus « médical », ie Sero > clinique par méd > autodiagnostic

5.5. Date des 1ers symptômes de la personne la plus récemment malade : ____ / ____ / 200__

6. Si site naturel, description: _____



7. Détails sur les animaux échantillonnés:

| N° de prélèvement | Espèce | Sx | Classe d'âge | Buvar | Sérum | Sang total | Héparine (O/N) | Ectoparasites (type, nb) |
|-------------------|--------|----|--------------|-------|-------|------------|----------------|--------------------------|
| -IN- 07- - | | | | | | | | |
| -IN- 07- - | | | | | | | | |
| -IN- 07- - | | | | | | | | |
| -IN- 07- - | | | | | | | | |
| -IN- 07- - | | | | | | | | |
| -IN- 07- - | | | | | | | | |
| -IN- 07- - | | | | | | | | |
| -IN- 07- - | | | | | | | | |
| -IN- 07- - | | | | | | | | |
| -IN- 07- - | | | | | | | | |

9. Remarques – chaîne du froid: _____

ANNEXE 7 : AUTORISATIONS CITES PERMETTANT L'EXPORTATION DE PRELEVEMENTS D'ESPECES PROTEGEES

| COMMUNAUTÉ EUROPÉENNE | | N°10592*02 | | | |
|--|---|---|---|---------------------------------|----------------|
| Original | 1 1. Exportateur/réexportateur ONCFS - BRIGADE NATURE DE MAYOTTE BP 67 97670 COCONI - MAYOTTE FRANCE | PERMIS CERTIFICAT <input type="checkbox"/> IMPORTATION <input checked="" type="checkbox"/> EXPORTATION <input type="checkbox"/> RÉEXPORTATION | N° FR0797800003-E 2. Dernier jour de validité 16/10/2007 | | |
| | 3. Importateur INRA Mademoiselle DESVARS Amélie CIRAD 3 P 7 Chemin de l'ira Ligne Paradis 97410 SAINT-PIERRE RÉUNION (ÎLE DE LA) | Convention sur le commerce international des espèces de flore et de faune sauvages menacées d'extinction | | | |
| | 4. Pays (ré)exportateur FRANCE | 5. Pays importateur RÉUNION (ÎLE DE LA) | | | |
| | 5. Emplacement autorisé des spécimens vivants des espèces inscrites à l'annexé A, prélevés dans leur milieu naturel | 7. Autorité de délivrance Préfecture de MAYOTTE 97600 MAMOUDZOU | | | |
| | 1 | | | | |
| 8. Description des spécimens (marques, sexe/date de naissance des animaux vivants) serums + sang total sur buvard SPE | | 9. Masse nette (kg) ----- | 10. Quantité 50 | | |
| | | 11. Annexe CITES I | 12. Annexe CE A | 13. Origine W | 14. Objet S |
| | | 15. Pays d'origine MAYOTTE | | | |
| | | 16. Numéro du permis 4/55-E-70177 | | 17. Date de délivrance ----- | |
| | | 18. Pays de dernière réexportation ----- | | | |
| | | 19. Numéro du certificat ----- | | 20. Date de délivrance ----- | |
| 21. Nom scientifique de l'espèce <p style="text-align: center;"><i>Eulemur fulvus</i></p> | | | | | |
| 22. Nom commun de l'espèce <p style="text-align: center;">Lemur brun</p> | | | | | |
| 23. Conditions spéciales <p style="text-align: center;">Ce permis/certificat n'est valable que si les animaux vivants sont transportés conformément aux lignes directrices de la CITES en matière de transport et de préparation à l'envoi d'animaux sauvages vivants ou, en cas de transport aérien, conformément à la réglementation sur les animaux vivants publiée par l'Association du transport aérien international (IATA)</p> | | | | | |
| 24. La documentation de (ré)exportation délivrée par le pays de (ré)exportation <input type="checkbox"/> a été présentée à l'autorité de délivrance <input type="checkbox"/> doit être présentée au bureau de douane frontalier d'introduction <div style="border: 1px solid black; width: 100px; height: 40px; margin: 0 auto;"></div> | | | 25. <input type="checkbox"/> L'importation <input checked="" type="checkbox"/> L'exportation <input type="checkbox"/> La réexportation des marchandises décrites ci-dessus est autorisée. Signature et cachet officiel | | |
| 26. Numéro du connaissement/de la lettre de transport aérien : | | | Nom du fonctionnaire chargé de la CITES W. FOUSSIER | | |
| 27. Réserve à la douane | | | Lieu et date de délivrance : MAMOUDZOU, le 16/04/2007 | | |
| Document douanier Type : Numéro : Date : | | | Signature et cachet officiel : | | |
| Quantité/masse nette (kg) réellement importée ou réexportée | Nombre d'animaux morts à l'arrivée | | | | |

| COMMUNAUTÉ EUROPÉENNE | | N°10592*02 | | |
|---|---|---|---|--|
| Original | 1. Exportateur/réexportateur ONVCS - BRIGADE NATURE DE MAYOTTE BP 67 97670 COCONI - MAYOTTE FRANCE | PERMIS/CERTIFICAT <input type="checkbox"/> IMPORTATION <input checked="" type="checkbox"/> EXPORTATION <input type="checkbox"/> RÉEXPORTATION | N° FR079760004-E 2. Dernier jour de validité 16/10/2007 | |
| | 3. Importateur INRA Mademoiselle DESVARS Amélie GRAD 3 P 7 chemin de l'ira Ligne paradis 97410 ST PIERRE RÉUNION (ÎLE DE LA) |  Convention sur le commerce international des espèces de flore et de faune sauvages menacées d'extinction | 4. Pays (ré)exportateur FRANCE | |
| | 6. Emplacement autorisé des spécimens vivants des espèces inscrites à l'annexe A, prélevés dans leur milieu naturel | 7. Autorité de délivrance Préfecture de MAYOTTE 97600 MAMOUDZOU | 5. Pays importateur RÉUNION (ÎLE DE LA) | |
| 8. Description des spécimens (marques, sexe/date de naissance des animaux vivants) Sérum+ sang total sur buvard SPE | 9. Masse nette (kg) ----- | 10. Quantité 80 | | |
| | 11. Annexe CITES II | 12. Annexe CE B | 13. Origine W | |
| | 14. Objet S | 15. Pays d'origine MAYOTTE | | |
| | 16. Numéro du permis 4055-E-170175 | 17. Date de délivrance ----- | | |
| | 18. Pays de dernière réexportation ----- | | | |
| | 19. Numéro du certificat ----- | 20. Date de délivrance ----- | | |
| 21. Nom scientifique de l'espèce Pteropus seychellensis | | | | |
| 22. Nom commun de l'espèce - | | | | |
| 23. Conditions spéciales Ce permis/certificat n'est valable que si les animaux vivants sont transportés conformément aux lignes directrices de la CITES en matière de transport et de préparation à l'envoi d'animaux sauvages vivants ou, en cas de transport aérien, conformément à la réglementation sur les animaux vivants publiée par l'Association du transport aérien international (IATA) | | | | |
| 24. La documentation de (ré)exportation délivrée par le pays de (ré)exportation <input type="checkbox"/> a été présentée à l'autorité de délivrance <input type="checkbox"/> doit être présentée au bureau de douane frontalier d'introduction | | 25. <input type="checkbox"/> L'importation <input checked="" type="checkbox"/> L'exportation <input type="checkbox"/> La réexportation des marchandises décrites ci-dessus est autorisée. Signature et cachet officiel:  Nom du fonctionnaire : W. F. Lieu et date de délivrance : MAMOUDZOU, le 16/04/2007 | | |
| 26. Numéro du connaissement/de la lettre de transport aérien : | | 27. Réservé à la douane Signature et cachet officiel : | | |
| Quantité/masse nette (kg) réellement importée ou réexportée | Nombre d'animaux morts à l'arrivée | Document douanier Type : Numéro : Date : | | |

41 75 4/L

ANNEXE 8 : LES DIFFERENTS INTERVENANTS LOCAUX IMPLIQUES DANS LA CAPTURE ET LA COLLECTE DES ECHANTILLONS

Vétérinaires libéraux

Les vétérinaires libéraux de La Réunion ayant acceptés de collaborer au projet se chargent de la collecte des échantillons sur les carnivores domestiques (chiens et chats).

Suivant la localité dans laquelle se trouvent les cliniques, les participants sont soumis à deux protocoles différents:

- Le protocole "3 zones" a été mis en place dans 11 cabinets vétérinaires de l'île : 4 dans le sud (zone 1), 3 sur la côte est (zone 2) et 4 dans l'ouest (zone 3).

Pour ce protocole, les vétérinaires sont rémunérés 0,5 AMO par prélèvement. Un prélèvement complet consiste en une fiche de commémoratifs complétée auprès du propriétaire de l'animal, un prélèvement sanguin sur buvard, un prélèvement sanguin sur tube sec qui doit être centrifugé et le sérum doit ensuite être aliquoté dans 4 tubes eppendorfs différents et stocké à -20°C. Le Laboratoire Vétérinaire Départemental (LVD) se charge, sur appel téléphonique par les vétérinaires, de récupérer les prélèvements.

Pour ce protocole, il a été demandé aux vétérinaires de prélever des animaux de plus d'un an uniquement.

- Le protocole "suspicion" consiste à prélever des animaux présentant des symptômes pouvant rappeler ceux du Chikungunya humain. Des animaux de tout âge peuvent être inclus dans ce protocole.

Ce protocole a été mis en place dans les 11 cliniques vétérinaires participant au protocole "3 zones" ainsi que dans 7 autres cliniques de l'île.

La Société d'Etudes Ornithologiques de La Réunion (SEOR)

La SEOR se charge des prélèvements sur oiseaux (Bulbul orphée, Foudi Rouge, Moineau, Tisserin gendarme). Une prise de sang à la veine jugulaire et un buvard sont réalisés. Groupement Régional de Défense Sanitaire du Bétail de la Réunion (GRDSBR)

Le GRDSBR a pour mission de collecter des échantillons sanguins (prise de sang et buvard) sur divers animaux de rente (ânes, bovins, équins, porcins, caprins, ovins, poules et canards).

Office National de la Chasse et de la Faune Sauvage (ONCFS)

L'ONCFS de La Réunion a en charge les prélèvements sur tangués (*Tenrec ecaudatus*). Les prélèvements (prise de sang et buvard) sont effectués par le docteur vétérinaire Marie Sigaud secondée par le personnel de la brigade nature. Les prises de sang ont été effectuées en collaboration avec des chasseurs lors de deux sessions de chasse juste après abattage de l'animal.

Par ailleurs, il a été convenu avec l'ONCFS qu'une recherche d'anticorps anti-leptospirose serait réalisée sur les prélèvements, en complément des analyses effectuées pour le Chikungunya, afin d'évaluer l'impact éventuel de cette espèce dans le maintien et la transmission de la leptospirose. Maladie qui demeure un réel problème de santé publique à La Réunion.

Fermes d'élevages Novéprim et Bioculture

Ces deux entreprises de l'île Maurice sont toutes deux spécialisées dans l'élevage de macaque crabier vendus ensuite comme animaux de laboratoire. Les prises de sang sur les macaques sont réalisées par le personnel de ces fermes.

Parc zoologique du Chaudron

En 2007, le parc zoologique hébergeait 23 primates : dix macaques crabiers (*Macaca fascicularis*), un cercopithèque de Campbell (*Cercopithecus campbelli*), un macaque cochon (*Macaca nemestrina*), trois chimpanzés (*Pan troglodytes*), 2 babouins hamadryas (*Papio hamadryas*), trois maki catta (*Lemur catta*), un lémur mongoz (*Eulemur mongoz*) et deux varis blancs (*Varecia variegata variegata*). Les problèmes rencontrés depuis 2006 (changement de direction, restructuration, absence de vétérinaire spécialisé attiré...) n'ont pas permis la réalisation de prélèvements sanguins en 2006. En 2007, dans le cadre des relations d'échange et de collaboration entre les zoos de Doué la Fontaine et de la Réunion, le

vétérinaire du zoo de Doué la Fontaine est venu anesthésier et réaliser les prélèvements sanguins sur les primates hébergés à Saint-Denis.

INRA

L'équipe INRA est constituée de trois vétérinaires: le docteur Amélie Desvars, le docteur Thomas Duval et moi même.

L'équipe a pour mission de réaliser les prélèvements sur différents amphibiens, reptiles et mammifères sauvages de La Réunion et de Mayotte.

ANNEXE 9 : CAHIERS DE TERRAIN

Pour l'ensemble des cahiers :

AD : Amélie Desvars ; CP : Clément Punelle ; TD : Thomas Duval

BG : *Bufo gutturalis* ; RN : *Rattus norvegicus* ; MA : *Maormopterus acetabulosus* ; RR : *Rattus rattus* ; SM : *Suncus murinus* ; MM : *Mus musculus* ; CHP : *Chamaeleo pardalis* ; GESP : *Gecko sp.* ; TE : *Tenrec ecaudatus* ; PS : *Pteropus seychellensis* ; EF : *Eulemur fulvus*

Apm : après-midi ; R souric. : nombre de souricières relevées ; P souric : nombre de souricières Inra posés ; R rat. : nombre de ratières relevées ; P rat : nombre de ratières posées

1) "pourcentage de réussite" = rapport nb autopsiés / nb pièges relevés

| Date | Lieux (matin) | Opérateur | Espèces | Lieux (après-midi) | Opérateur | Espèces |
|----------|---------------|--------------|------------|----------------------------|----------------|------------|
| 02.04.07 | | | | ONCFS Coconi | TD,CP,AD | 1 PS |
| 04.04.07 | | | | ONCFS Coconi | TD CP AD | 0 PS |
| 05.04.07 | | | | ONCFS Coconi | TD CP AD | 3 PS |
| 06.04.07 | | | | ONCFS Coconi | TD CP AD | 5 PS |
| 08.04.07 | | | | ONCFS Coconi / Abattage CN | TD CP AD / BNM | 8 PS, 8 CN |
| 09.04.07 | | | | ONCFS Coconi | TD CP AD | 9 PS |
| 10.04.07 | | | | ONCFS Coconi | CP BNM | |
| 17.04.07 | Saziley | TD CP AD BNM | 4 PS, 2 EF | Saziley | TD CP AD BNM | 3 EF |
| 18.04.07 | Saziley | TD CP AD BNM | 0 PS, 1 EF | | | |
| 19.04.07 | | | | Coconi | TD CP AD | 50 TP |
| 20.04.07 | | | | Coconi | TD CP AD BNM | 2 EF |
| 21.04.07 | | | | Coconi | TD CP AD | 7 PS |
| 22.04.07 | ONCFS Coconi | CP BNM | 3 EF | | | |
| 24.04.07 | Coconi | TD CP AD BNM | 6 EF | Coconi | TD CP AD BNM | 4 EF |
| 25.04.07 | Jimawéni | TD CP AD BNM | 8 EF | | | |
| 26.04.07 | | | | Coconi | TD CP BNM | 5 PS |
| 30.04.07 | | | | Coconi | TD CP AD | 0 PS |
| 03.05.07 | Mtsangamoudji | AD CP BNM | 2 EF | | | |
| 04.05.07 | Dzoumogné | AD CP BNM | 5 EF | | | |
| 06.05.07 | Coconi | AD CP BNM | 7 EF | Coconi | CP AD BNM | 1 PS, 3 EF |
| 07.05.07 | | | | Coconi | CP AD | 1 PS |
| 08.05.07 | | | | Coconi | CP AD BNM | 3 EF, 1 PS |

| Date | Opérateur | Relevé (matin) | R. souric | R. rat | MM | SM | RR | RN | Pose (soir) | P. souric | P. rat | Notes | % souric (1) | % rat (1) |
|-------------------|-----------|--|------------|------------|----------|-----------|-----------|----------|--|-----------|----------|------------------------------------|----------------|--------------|
| 15.01.07 | TD CP | <i>Préparation matériel</i> | | | | | | | Piton Montvert | 67 | 63 | | | |
| 16.01.07 | TD CP | Piton Montvert | 67 | 63 | 0 | 9 | 5 | 0 | <i>Autopsie</i> | | | | 13,4% | 7,9% |
| 17.01.07 | TD CP | <i>Matin=repos</i> | | | | | | | Piégeage chez Fabien Jan Piton Montvert nord | 8 56 | 8 56 | | | |
| 18.01.07 | TD CP | Relevé chez Fabien Jan Piton Montvert Nord | 8 56 | 8 56 | 0 1 | 0 3 | 2 0 | 0 0 | Ilet Alcide | 69 | 62 | 1 RR échappé / 4 BG capturés | 0% 7,1% | 25% 0% |
| 19.01.07 | TD CP | Ilet Alcide | 69 | 62 | 0 | 8 | 15 | 2 | <i>Autopsie</i> | | | 2 TE capturés / 3 SM mortes | 11,6% | 27,4% |
| 22.01.07 | AD TD CP | <i>Tri matériel reçu</i> | | | | | | | Etang du Gol Terre Sainte (particuliers) | 49 21 | 49 21 | | | |
| 23.01.07 | AD TD CP | Etang du Gol Terre Sainte | 49 21 | 49 21 | 0 0 | 15 6 | 3 0 | 1 0 | Etang du Gol | 63 | 63 | 1 SM morte | 30,6% 28,6% | 8,2% 0% |
| 24.01.07 | TD CP | Etang du Gol | 63 | 63 | 2 | 0 | 7 | 0 | <i>Apm=repos</i> | | | 26 SM relâchées / 1 MM échappée | 3,2% | 11,1% |
| 25.01.07 | AD TD CP | <i>Matin BG</i> | | | | | | | <i>Apm 1 CHP sur site des Aloses</i> | | | | | |
| 26.01.07 | TD CP | <i>Matin BG</i> | | | | | | | <i>Apm organisation/bilan zone 1</i> | | | | | |
| 14.02.07 | TD CP AD | | | | | | | | <i>Soirée : GESP St Louis (2)</i> | | | | | |
| Tot Zone 1 | | | 333 | 322 | 3 | 41 | 32 | 3 | | | | | 13,2% | 10,9% |
| 29.01.07 | AD TD CP | <i>Caméléons St Paul : 13 CHP</i> | | | | | | | | | | | | |
| 30.01.07 | AD TD CP | <i>Demenagement labo</i> | | | | | | | Temple tamoul St Suzanne | 70 | 70 | | | |
| 31.01.07 | AD TD CP | Temple tamoul St Suzanne | 70 | 69 | 0 | 8 | 3 | 1 | Carrière St André | 66 | 68 | Forte pluie / 1 ratière volée | 11,4% | 5,8% |
| 01.02.07 | AD TD CP | Carrière St André | 64 | 66 | 0 | 3 | 5 | 1 | Rivière du Mât Chemin Renaissance | 54 12 | 54 15 | 2 ratières et 2 souricières volées | 4,7% | 9,1% |
| 02.02.07 | TD CP | Rivière du Mât Chemin Renaissance | 54 12 | 54 15 | 1 0 | 6 1 | 3 3 | 1 0 | Temple tamoul St Suzanne | 69 | 66 | | 13% 8,3% | 7,4% 20% |
| 03.02.07 | AD TD CP | Temple tamoul St Suzanne | 69 | 66 | 0 | 12 | 5 | 2 | Temple tamoul St Suzanne | 45 | 48 | 1 RR échappé | 17,4% | 10,6% |

| Date | Opérateur | Relevé (matin) | R. souric | R. rat | MM | SM | RR | RN | Pose (soir) | P. souric | P. rat | Notes | % souric (1) | % rat (1) |
|--------------------|-------------|----------------------------|-------------|-------------|-----------|------------|------------|-----------|--|-----------|--------|-------------------------------|--------------|--------------|
| 04.02.07 | AD TD CP | Temple tamoul St Suzanne | 45 | 58 | 0 | 2 | 7 | 0 | Soirée : capture GESP (18) | | | 1 SM échappée | 4,4% | 14,6% |
| 05.02.07 | AD TD CP | Matin BG=40 | | | | | | | Temple tamoul St Suzanne | 50 | 50 | | | |
| 06.02.07 | AD TD CP | Temple tamoul St Suzanne | 50 | 50 | 0 | 2 | 6 | 0 | Retour St Pierre Transfert échantillons au - 80°C | | | 2 SM mortes | 4% | 12% |
| Tot Zone 2 | | | 364 | 368 | 1 | 34 | 32 | 5 | | | | | 9,6% | 10,1% |
| 09.02.07 | AD TD CP | | | | | | | | Soir : MA (42) | | | | | |
| 14.02.07 | AD TD CP | Formation SEOR | | | | | | | | | | | | |
| 15.02.07 | AD TD CP | Déménagement labo | | | | | | | Gîte St Gilles les hauts | 69 | 66 | | | |
| 16.02.07 | TD CP | Gîte St Gilles les hauts | 69 | 66 | 1 | 4 | 3 | 0 | Prox étang, champs de maïs | 62 | 63 | 4 SM mortes | 7,2% | 4,5% |
| 17.02.07 | AD TD CP | Prox étang, champs de maïs | 62 | 63 | 2 | 9 | 8 | 2 | Prox étang, champs de maïs | 65 | 65 | 1 SM chapée | 17,7% | 15,9% |
| 18.02.07 | AD TD CP | Prox étang, champs de maïs | 65 | 61 | 3 | 9 | 14 | 4 | Prox étang, champs de maïs | 65 | 65 | 1 SM morte, 4 ratières volées | 18,5% | 29,5% |
| 19.02.07 | TD CP | Prox étang, champs de maïs | 65 | 65 | 8 | 8 | 10 | 6 | Prox étang, champs de maïs | 60 | 57 | | 24,6% | 24,6% |
| 20.02.07 | TD CP | Prox étang, champs de maïs | 60 | 57 | 2 | 6 | 10 | 2 | | | | | 13,3% | 21,1% |
| 21.02.072 | AD TD CP | Matin : BG (40) | | | | | | | Soirée : GESP (31) | | | | | |
| 22.02.07 | | Retour St Pierre | | | | | | | Transfert échantillons au - 80°C | | | | | |
| Tot Zone 3 | | | 321 | 312 | 16 | 36 | 45 | 14 | | | | | 16,2% | 18,9% |
| Tot Réunion | | | 1018 | 1002 | 20 | 111 | 109 | 22 | | | | | 12,9% | 13,1% |

| Date | Opérateur | Relevé (matin) | R. rat | RR | Pose (soir) | P. rat | Notes | % rat (1) |
|------------------------|-------------|---|----------------|-----------------------|---|----------------|--|-----------------------|
| 01.04.07 | AD CP | | | | ONCFS Coconi | 42 | | |
| 02.04.07 | AD CP | ONCFS Coconi | 42 | 15 | DSV Kawébi | 42 | Dératisation récente (non signalée) | 35,7% |
| 03.04.07 | AD CP TD | DSV Kawéni | 42 | 1 | Tahiti plage ONCFS Coconi | 54 20 | | 2,4% |
| 04.04.07 | AD CP TD | Tahiti plage ONCFS Coconi | 54 20 | 23 9 | | | Seuls 18 RR de Tajiti autopsiés (quota fini) | 42,6% 45% |
| 11.04.07 | | | | | Bambo-est | 70 | | |
| 12.04.07 | AD TD CP | Bambo-est | 70 | 30 | | | | 42,9% |
| 13.04.07 | | Matin=repos | | | Bandraboua | 72 | | |
| 14.04.07 | AD CP TD | Bandraboua | 72 | 17 | | | | 23,6% |
| 17.04.07 | | | | | Saziley | | | |
| 18.04.07 | TD AD | Saziley | 72 | 34 | Rentrée Coconi | | | 47,2% |
| 19.04.07 | AD CP TD | Autopsies rats Saziley | | | | | | |
| 23.04.07 | | | | | Misangamouji | 72 | | |
| 24.04.07 | AD CP TD | Misangamouji | 72 | 37 | | | 2 3 RR autopsiés sur les 37 capturés | 51,4% |
| 25.04.07 | | | | | Bambo-est Saziley Dapani (particuliers) | 34 12 17 | | |
| 26.04.07 | AD CP TD | Bambo-est Saziley Dapani (particuliers) | 34 12 17 | 21 6 8 | | | | 61,8% 50% 47,1% |
| Tot Mayotte | | | 507 | 201 | | | | 39,6% |

Toulouse, 2008

NOM : PUNELLE

Prénom : Clément

TITRE : Implication de la faune domestique et sauvage dans l'épidémie de Chikungunya dans les îles de l'Océan Indien.

RESUME :

Le virus Chikungunya est un *Alphavirus* responsable chez l'homme d'un syndrome fébrile associé à des arthralgies. Cette maladie, dont les vecteurs sont des moustiques du genre *Aedes*, touche principalement l'Afrique et l'Asie du sud-est.

Bien qu'isolé en 1953, l'épidémiologie de ce virus reste peu connue, notamment l'implication des espèces animales dans son cycle de multiplication et de maintien en période inter-épidémique.

En 2005-2006 une épidémie de Chikungunya a sévi dans l'Océan Indien, relançant la recherche sur ce virus émergent dans cette partie du monde. Dans ce contexte, l'INRA lance en 2006 une campagne de prélèvement de la faune domestique et sauvage des îles de La Réunion, Mayotte et Maurice en vue d'en déterminer le rôle dans l'épidémiologie du virus.

Les résultats préliminaires des analyses menées sur les échantillons collectés, semblent indiquer que la faune de ces îles n'aurait qu'un impact très limité dans l'épidémiologie du virus, du moins dans cette région.

MOTS-CLES : Chikungunya, Arbovirose, Animaux, Epidémiologie

ENGLISH TITLE : Role of the domestic and wild fauna in the epidemiology of Chikungunya virus in the Indian Ocean islands.

ABSTRACT :

The Chikungunya virus is a member of the genus *Alphavirus* and is responsible for fever and arthralgia in men. The disease is transmitted by *Aedes* mosquitoes and hits principally countries from Africa and south-east Asia.

First isolated in 1953, the epidemiology of this virus is still uncertain, especially issues concerning the role of animal species in the epidemic cycle and its persistence during inter-epidemic periods.

In 2005-2006, the Indian Ocean islands were confronted to a severe epidemic of Chikungunya, leading to massive researches on this emerging virus in this part of the world. That is why, in 2006, the INRA starts the sampling of domestic and wild animals of La Réunion island, Mayotte and Mauricius islands in order to determine their role in the virus epidemiology.

The first results of the experiments carried out on these samples show that the fauna of these islands would have little impact in the virus epidemiology in this area.

KEYWORDS : Chikungunya, Arbovirosis, Animals, Epidemiology