

Table des matières

I - Introduction à la Fièvre de la Vallée du Rift et importance de la composante vectorielle	1
I - 1. Présentation de la Fièvre de la Vallée du Rift	1
I - 1.1. Définition	1
I - 1.2. Importance de la Fièvre de la Vallée du Rift	1
I - 1.2.1 Importance économique	1
I - 1.2.2. Importance sanitaire	2
I - 1.3. Historique et répartition géographique de la FVR	2
I - 1.3.1. Dans le monde	2
I - 1.3.2. Dans les îles de l'Océan Indien	4
I - 1. 4. Agent pathogène.....	5
I - 1.4.1. Le virus.....	5
I - 1.4.2. Structure du virus	5
I - 1.4.3 Cycle viral	6
I - 1.4.4. Propriétés physico-chimiques virales.....	6
I - 1.4.5 Infection virale dans les cellules hôtes.....	7
I - 2. Épidémiologie de la Fièvre de la Vallée du Rift	7
I - 2.1. Différents types de transmission.....	7
I - 2.1.1. Transmission directe	7
I - 2.1.2. Transmission vectorielle	7
I - 2.1.3. Transmission transovarienne	7
I - 2.2. Cycle de la maladie.....	8
I - 2.2.1 Cycle endémique	8
I - 2.2.2 Cycle épizootique/épidémique	9
I - 2.3. Vertébrés impliqués dans l'épidémiologie de la FVR	10
I - 2.3.1. Les espèces	10
I - 2.3.2. Susceptibilité	10
I - 2.4. Incubation et signes cliniques	11
I - 2.4.1. Chez les animaux	11
I - 2.4.2. Chez l'homme	12
I - 2.5. Moustiques vecteurs impliqués dans l'épidémiologie de la FVR.....	12

I - 2.5.1. Les espèces impliquées dans le monde	12
I - 2.5.2. Compétence vectorielle	13
□ La barrière d'infection intestinale	13
□ La barrière d'échappement intestinale	13
□ Les glandes salivaires	14
□ Un cas particulier	14
I - 2.5.3. Capacité vectorielle	14
□ Facteurs climatiques.....	17
□ Facteurs écologiques.....	17
□ Disponibilité d'hôtes des moustiques	19
□ Dispersion et distance de vol des moustiques.....	19
I - 3. Cadrage de l'étude	20
I - 3.1. Contexte	20
I - 3.2. Problématique	22
I - 3.3. Objectif de l'étude.....	23
II - Matériels et méthodes.....	25
II - 1. Site d'étude : commune d'Ambongamarina (district d'Anjozorobe).....	25
II - 1. 1. Choix du site d'étude.....	25
II - 1.2. Situation géographique	25
II - 1.2.1. Biotope forestier.....	25
II - 1.2.2. Biotope lisière	27
II - 1.2.3. Biotope de Savane.....	27
II - 1.3. Climat de la commune d'Ambongamarina.....	29
II - 1.4. Activité principale des habitants.....	29
II - 1.4.1. Agriculture	29
II - 1.4.2. Élevage.....	29
II - 1.4.2. Feux de brousse et exploitation de la forêt	30
II - 2 <i>Biodiversité, répartition spatiale des espèces de moustiques de la commune d'Ambongamarina et vecteurs potentiels du virus de la FVR.....</i>	31
II - 2.1. Principe	31
II - 2.2. Période de capture	32
II - 2.3. Capture des stades préimaginaux	32
II - 2.4. Captures d'imagos nocturnes.....	34
II - 2.4.1 Pièges lumineux	34

II - 2.4.2. Double moustiquaires-pièges.....	35
II - 2.5. Capture d'imagos diurnes.....	35
II - 2.5.1. Filet	35
II - 2.5.2. Aspirateur Backpack CDC.....	35
II - 2.5.3. Puits de Muirhead Thomson (PMT)	36
II - 2.5.4. BG sentinel (Biogent Sentinel Trap).....	36
II - 2.6. Traitement des moustiques	36
II - 2.7. Analyse statistique de la biodiversité	37
<i>II - 3. Capacité vectorielle des moustiques vecteurs potentiels d'Ambongamarina</i>	38
II - 3.1. Principe.....	38
II - 3.3. Étude du taux de parturité.....	38
II - 3.4. Étude du comportement trophique	39
II - 3.4.1. Hôtes disponibles	39
II - 3.4.2. Méthode indirecte	39
II - 3.4.3. Méthode directe	40
II - 3.4.4. Étude du comportement de repos.....	40
II - 3.4.5. Analyse statistique des données.....	40
<i>II - 4. Liste actualisée des espèces de moustiques malgaches</i>	40
II - 4.1. Historique	40
II - 4.2. Objectifs.....	42
II - 4.3. Méthodologie.....	43
III - Résultats globaux	45
III - 1. Biodiversité et distribution dans les différents biotopes	45
III - 1.1. Typologie des habitats des stades préimaginaux.....	45
III - 1.1.1. Forêt d'Anorana.....	45
III - 1.1.2. Les deux villages	45
III - 1.2. Capture d'adultes.....	51
III - 1.2.1. Biodiversité.....	51
III – 1.2.2. Abondance spécifique	52
III - 2. Estimation de la capacité vectorielle.....	54
III - 2.1. Dynamique des populations des vecteurs.....	54
III – 2.1.1. Dans la forêt d'Anorana.....	54
III - 2.1.2. Dans le village d'Anorana	56

III - 2.1.3. Dans le village d'Antanifotsy	56
III - 2.2. Taux de parturité	58
III - 2.3. Comportement trophique.....	58
III - 2.3.1. Attriance trophique	58
III - 2.3.2. Origine de repas de sang.....	58
III - 2.3.3. Observation complémentaire	59
III - 2.3.4. Agressivité des vecteurs potentiels.....	60
III - 2.4. Comportement de repos	60
III - 3. Liste actualis�e� des espèces de moustiques malgaches	62
III - 3.1. Position systématique.....	62
� Sous-genre <i>Aedeomyia</i> Theobald, 1901	63
� Sous-genre <i>Lepiothauma</i> Enderlein, 1923	63
� Sous-genre <i>Aedimorphus</i> Theobald, 1903	65
� Sous-genre <i>Diceromyia</i> Theobald, 1911.....	68
� Sous-genre <i>Neomelaniconion</i> Newstead, 1907.....	69
� Sous-genre <i>Skusea</i> Theobald, 1903	71
� Sous-genre <i>Zavortinkius</i> Reinert, 1999.....	72
� Sous-genre <i>Mucidus</i> Theobald, 1901.....	74
� Sous-genre <i>Coetzeemyia</i> Huang, Mathis et Wilkerson, 2010.....	74
� Sous-genre <i>Ochlerotatus</i> Lynch Arrib�lzag�a, 1891.....	75
� Sous-genre <i>Stegomyia</i> Theobald, 1901.....	75
� Sous-genre <i>Fredwardsius</i> Reinert, 2000.....	76
III – 3.2.3. Genre <i>Anopheles</i> Meigen, 1818	77
� Sous-genre <i>Anopheles</i> Meigen, 1818.....	77
� Sous-genre <i>Cellia</i> Theobald, 1902.....	78
III - 3.2.4. Genre <i>Coquillettidia</i> Dyar, 1905	87
III - 3.2.5. Genre <i>Culex</i> Linnaeus, 1758	88
� Sous-genre <i>Oculeomyia</i> Theobald, 1907	88
� Sous-genre <i>Culex</i> Linnaeus, 1758.....	90
� Sous-genre <i>Kitzimilleria</i> Danilov, 1989	99
� Sous-genre <i>Culiciomyia</i> Theobald, 1907	99
� Sous-genre <i>Eumelanomyia</i> Theobald, 1909	101
� Sous-genre <i>Maillotia</i> Theobald, 1907.....	103

III - 3.2.6. Genre <i>Eretmapodites</i> Theobald, 1901	104
III - 3.2.7. Genre <i>Ficalbia</i> Theobald, 1903	105
III - 3.2.8. Genre <i>Hodgesia</i> Theobald, 1903	106
III - 3.2.9. Genre <i>Lutzia</i> Theobald, 1903	106
□ Sous-genre <i>Metalutzia</i> Tanaka, 2003	106
III - 3.2.10. Genre <i>Mansonia</i> Blanchard, 1901	107
□ Sous-genre <i>Mansonoides</i> Theobald, 1907	107
III - 3.2.11. Genre <i>Mimomyia</i> Theobald, 1903	108
□ Sous-genre <i>Etorleptomyia</i> Theobald, 1904	109
□ Sous-genre <i>Ingramia</i> Edwards, 1912	110
□ Sous-genre <i>Mimomyia</i> Theobald, 1903	114
III - 3.2.12. Genre <i>Orthopodomyia</i> Theobald, 1904	115
III - 3.2.13. Genre <i>Toxorhynchites</i> Theobald, 1901	117
III - 3.2.14. Genre <i>Uranotaenia</i> Lynch Arribàlzag, 1891	119
□ Sous-genre <i>Pseudoficalbia</i> Theobald, 1912	119
□ Sous-genre <i>Uranotaenia</i> Lynch Arribàlzag, 1891	130
IV - Discussion générale	140
IV-1. Al'échelle de la commune d'Ambongamarina	140
IV - 1.1. Biodiversité et distribution par biotopes	140
IV - 1.1.1 Biodiversité et abondance	140
IV - 1.1.2. Disponibilité des gîtes larvaires	141
IV - 1.1.3. Disponibilité d'hôtes	141
IV - 1.1.4. Humidité et température	142
IV - 1.1.5. Espèces vectrices potentielles dans la commune d'Ambongamarina	142
IV - 1.1.6. Vecteurs du virus de la FVR et de Plasmodium.....	143
IV - 1.2. Estimation de la capacité vectorielle	144
IV - 1.2.1. Abondance	144
IV - 1.2.3. Préférences trophiques et agressivité	145
IV - 1.2.4. Comportement de repos.....	146
IV - 1.3. Rôle des moustiques malgaches dans la maintenance du virus	146
IV - 1.4. Discussion sur les méthodologies	147
IV - 1.4.1. Le calendrier et les méthodes de capture.....	147
IV - 1.4.2. Estimation de la biodiversité	148

IV - 1.4.3. Estimation de la dynamique	148
IV - 1.4.5. Estimation de la longévité	149
IV - 1.4.5. Estimation de la préférence trophique.....	149
IV - 1.4.6. Estimation de l'exophilie et de l'endophilie.....	150
IV- 2. A l'échelle de Madagascar.....	150
IV - 2.1. Liste actualisée des espèces de moustiques de Madagascar	150
IV - 2.2. Domaines à risques	151
IV - 2.2.1. Vecteurs et facteurs bioécologiques	151
IV - 2.2.2. Vecteurs et activités humaines	152
IV - 2.3. Périodes à risques.....	154
IV- 2.3.1. Modèle d'Afrique de l'Est.....	154
IV - 2.3.2. Modèle d'Afrique de l'Ouest	154
IV - 2.3.3. Points communs entre Afrique de l'Ouest, de l'est et Madagascar.....	155
IV - 2.3.4. Particularité de la FVR à Madagascar	155
IV - 2.3.5. Scénario proposé	156
V- Perspectives	159
V - 1. De l'échelle de la commune d'Ambongamarina à l'échelle de la grande île	159
V - 1.1. A l'échelle de la commune d'Ambongamarina.....	159
V - 1.2. A l'échelle de la grande île	160
V - 2. Contrôle de la population vectorielle	161
VI- Conclusion générale	163
Références bibliographiques	164
Annexe 1 : Montage des larves et des génitalia mâles.....	211
Annexe 2 : Identification de <i>Cx. pipiens</i> de la forêt de la commune d'Ambongamarina.....	213
Annexe 3 : Identification de <i>Cx. univittatus</i> de la commune d'Ambongamarina.....	217
Annexe 4 : Liste des publications, des communications orales et des posters	218

Liste des figures

Figure 1 : Structure du virus de la Fièvre de la Vallée du Rift (Pépin <i>et al.</i> 2010).	6
Figure 2 : Cycle épidémiologique de fièvre de la Vallée du Rift (Chevalier <i>et al.</i> 2010).	9
Figure 3 : Carte présentant la répartition des zones forestières de Madagascar, les périodes et les localités où la circulation du virus a été signalée : dans le Périnet où le virus a été isolé chez les moustiques en 1979, sur la côte Est et les Hautes Terres centrales où des épizooties ont été enregistrées respectivement en 1990 et 1991, et dans plusieurs régions de Madagascar où les épidémies-épizooties ont été enregistrées en 2008 (jaune), en 2009 (orange) et 2008-09 (rouge), et les trois sites d'étude de la commune d'Ambongamarina.	26
Figure 4 : (A) La forêt d'Anorana, le paysage de la lisière de la forêt, les habitations du village d'Anorana (vue du Sud) et (B) du village d'Antanifotsy (vue de l'Ouest).....	28
Figure 5 : Variation mensuelle de la pluviométrie prélevée dans la commune d'Ambongamarina.	30
Figure 6 : Zébus laissés pâturer au bord de la forêt humide d'Anorana et pratique du feu de brousse dans la lisière de la forêt.	31
Figure 7 : Mise en élevage des stades préimaginaux dans une cage d'élevage (A) et dans les boîtes d'émergence (B).	34
Figure 8 : Matériels de captures : BG sentinel et batteries rechargeables (a), pièges lumineux CDC (b), doubles moustiquaires (appâtées) (c), backpack (d), filet de capture (e).	37
Figure 9 : Les différents types de gîtes observés en forêt.	46
Figure 10 : I et IIa) dispositif permettant d'obtenir <i>Anopheles lacani</i> adulte (IIb) dans la forêt d'Anorana.	50
Figure 11 : Les différents types de gîtes observés dans les deux villages, a : bas-fonds inondés, b et d : marécage, c : rizière et canaux d'irrigation, e : pneus et f : pondoir-pièges.	51
Figure 12 : Dendrogramme de similarité (Indice de Jaccard) entre la forêt, village d'Anorana et village d'Antanifotsy de la commune d'Ambongamarina.	52
Figure 13 : Variation mensuelle de la densité de la population vectorielle dans la commune d'Ambongamarina dans la forêt d'Anorana (F), le village d'Anorana (L) et dans le village d'Antanifotsy (VA).	57
Figure 14 : Variation mensuelle du taux de parturité de <i>Culex pipiens</i> en forêt (F), d' <i>Anopheles squamosus</i> dans la lisière de la forêt (L) et dans le village d'Antanifotsy (VA).	57
Figure 15 : Attirance trophique des espèces vectrices potentielles de la FVR vis-à-vis des hôtes disponibles dans le village d'Anorana.	59
Figure 16 : Activité nocturne des vecteurs potentiels. Capture des moustiques piégés entre 18h à 22h (A), 22h à 02h (B) et 02h à 06h (C).	61
Figure 17 : Carte montrant les différents domaines biogéographiques de Madagascar. N : domaine du Nord ; O : domaine de l'Ouest ; S : domaine du Sud ; E : domaine de l'Est ; C : domaine du Centre et Sb : Sambirano (Fontenille <i>et al.</i> 1989).	64

Figure 18 : Evolution du nombre d'espèces des genres de moustiques mentionnés à Madagascar	136
Figure 19 : Carte présentant la répartition des localités où les épizooties ont été enregistrées respectivement en 2008 (jaune), en 2009 (orange) et 2008-09 (rouge) (A) et la répartition de la CAID (en bleu) à Madagascar (B).....	153
Figure 20 : Relation entre la pluviométrie (Source : http://iridl.ldeo.columbia.edu/) et les périodes de la circulation du virus de la FVR à Madagascar et au Kenya.....	156
Figure 21 : Scénario proposant un modèle de la circulation du virus de la FVR pendant les périodes inter-épizootiques et épidémies-épizootiques.	157

Liste des tableaux

Tableau 1 : Espèces de Culicidés trouvées infectées naturellement par le virus de la FVR dans le monde (source Afssa 2008).	15
Tableau 2 : Caractérisations géographiques de différentes stations de capture dans la forêt Anorana.....	27
Tableau 3 : Nombre de jours de capture effectués dans les trois types de biotopes.	33
Tableau 4 : Période d'utilisation des différents types de méthodes de captures dans les trois sites d'études.....	33
Tableau 5 : Hôtes vertébrés disponibles dans les deux biotopes.	39
Tableau 6 : Typologie des gîtes larvaires dans les trois biotopes de la commune d'Ambongamarina.	47
Tableau 7 : Résultat du diagnostic moléculaire d' <i>Anopheles gambiae</i> et <i>An. arabiensis</i> dans la commune d'Ambongamarina.....	53
Tableau 8 : Proportions résiduelles des cinq espèces les plus abondantes présentes dans chaque site d'étude.....	54
Tableau 9 : Biodiversité et abondance spécifiques des moustiques capturés à l'état adulte de 2008 à 2010.....	55
Tableau 10 : Nombre de repas de sang testés et nature des vertébrés identifiés par la technique immunologique ELISA.	59
Tableau 11 : effectif cumulé des moustiques capturés dans la faune résiduelle dans les deux villages.	62
Tableau 12 : Récapitulatif des genres auxquelles appartiennent les espèces de moustiques endémiques de Madagascar.	135
Tableau 13 : Classification des arbovirus potentiellement transmis par les espèces de moustiques de Madagascar (http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/).	137
Tableau 14 : Récapitulatif des espèces de moustiques malgaches trouvées infectées naturellement par le virus de la FVR dans la littérature.	138

Liste des équations

Équation 1 : Formule de la Capacité vectorielle (Garrett-Jones 1964a, 1964b).....	14
Équation 2 : p : taux quotidien de survie d'une population (Davidson 1954).....	16
Équation 3 : Formule de l'Indice de Jaccard	37

Liste des abréviations

- ADN : Acide désoxyribonucléique
- ARN : Acide ribonucléique
- CAID : Campagne d'Aspersion Intra-Domiciliaire
- CDC : Center for Disease Control
- CIRAD : Centre International de Recherche Agronomique pour le Développement
- CRVOI : Centre de Recherche et de veille sur les maladies émergentes dans l'Océan Indien
- DMP : Doubles moustiquaires pièges
- ELISA : Enzyme-Linked Immunosorbent Assay
- ENSO : El Niño – Southern Oscillation
- FOFOFA-DRZV : Foibe Fikarohana ampiharina amin'ny Fampandrosoana ny eny Ambanivohitra – Département de Recherches Zootechniques et Vétérinaires.
- FVR : Fièvre de la Vallée du Rift
- HTC : Hautes Terres centrales
- IPM : Institut Pasteur de Madagascar
- IRD : Institut de Recherche pour le Développement
- IRSM : Institut de Recherche Scientifique de Madagascar
- MSP : Ministère de la Santé Publique
- ONACSA : Office National de contrôle sanitaire Comoriens ONACSA
- PCR : Polymarase chaine Reaction
- PL : Pièges lumineux
- SIG : Système d'Information Géographique
- WHO : World Health Organisation
- WRBU : Walter Reed Biosystematic Unit (Systematic Catalog of Culicidae)

Introduction générale

I - Introduction à la Fièvre de la Vallée du Rift et importance de la composante vectorielle

I - 1. Présentation de la Fièvre de la Vallée du Rift

I - 1.1. Définition

La Fièvre de la Vallée du Rift (FVR) est une maladie infectieuse virale, contagieuse, qui affecte de nombreuses espèces d'animaux domestiques et sauvages. Elle provoque de nombreux avortements chez les femelles gestantes et une forte mortalité chez les jeunes. Elle est à la fois transmise par la piqûre d'insecte diptère infecté et par le contact direct avec les organes ; les excréptions et l'aérosol infectés. La FVR s'agit à la fois d'une zoonose et d'une arbovirose.

L'homme s'infecte occasionnellement et la maladie se manifeste généralement par un syndrome grippal caractérisé par une forte fièvre. Pour un certain nombre de cas, la maladie évolue vers une encéphalite ou une fièvre hémorragique mortelle. La lésion anatomo-pathologique classique se manifeste par la nécrose hépatique et l'altération de la fonction hépatique (Raveloson *et al.* 2009), c'est pourquoi la FVR est aussi appelée « hépatite enzootique ». La FVR entraîne des conséquences graves en santé animale et en santé publique, de ce fait elle est classée parmi les maladies à déclaration obligatoire dans la liste A de l'OIE.

I - 1.2. Importance de la Fièvre de la Vallée du Rift

L'émergence, la réémergence et l'extension de la FVR dépendent fortement des pratiques d'élevage, des coutumes, du mode d'abattage, du manque de connaissances et de sensibilisation sur la transmission de la maladie, de l'intensification des échanges commerciaux entre régions et/ou pays africains, du changement climatique et écologique et de la faiblesse des systèmes sanitaires.

I - 1.2.1 Importance économique

La FVR entraîne des pertes économiques substantielles, notamment dans le secteur de l'élevage, en raison du taux de mortalité élevé, de la réduction sévère des produits laitiers et du taux d'avortement important observés chez les ruminants domestiques. Au Kenya, la mortalité chez les ruminants domestiques peut atteindre 95 à 100% chez les nouveau-nés contre 20 à 100% chez les adultes (Daubney *et al.* 1931). L'épidémie égyptienne de 1977

était la première à atteindre un grand nombre d'animaux domestiques avec un taux d'infection allant de 52% chez les moutons et 57% chez les zébus (Meegan 1979). Le taux de mortalité causé par la FVR peut passer de 70% à 100% et de 10% à 70% respectivement chez les agneaux ou les chevreaux, et chez les moutons ou les veaux (Lefèvre 1997). À Madagascar, la maladie a causé un taux d'avortement de 16% avec un taux d'infection de 80% chez les bovins (Morvan 1991a). En Tanzanie, la mortalité entraînait une perte économique estimée à environ 4 millions de dollars chez le zébu et environ 2 millions de dollars chez les moutons et les chèvres (Sindato *et al.* 2011).

I - 1.2.2. Importance sanitaire

Malgré l'infestation accidentelle de l'homme par le virus de la FVR, la maladie constitue une préoccupation majeure en santé Publique (Lefèvre 1997). À Madagascar, la maladie est connue comme contagieuse suite à l'observation d'une contamination virale de quatre techniciens de laboratoire qui présentaient des signes pseudo-grippaux en 1981 (Clerc *et al.* 1981). L'enregistrement d'un premier cas de décès humain en 1992 montrait la gravité de la maladie (Morvan 1992a). La récente épidémie de 2008 a entraîné 418 cas avec 17 morts (WHO 2008). L'épidémie la plus meurrière a été observée en Égypte durant laquelle 2000 cas cliniques et 600 décès ont été rapportés (Lefèvre 1997). En Arabie Saoudite, 87 décès pour 516 cas sévères ont été enregistrés en 2000 (CDC 2000). La récente épidémie de 2006-2007, dans les pays d'Afrique de l'Est a causé 209 décès (Afssa 2008).

I - 1.3. Historique et répartition géographique de la FVR

I - 1.3.1. Dans le monde

Afrique de l'Est

La maladie a été décrite pour la première fois en 1931 dans la vallée du Rift, après plusieurs infections observées chez les moutons dans une ferme située au bord du Lac Naivasha, au Kenya (Daubney *et al.* 1931). Quatre périodes d'épidémies-épizooties de la FVR ont été ensuite observées au Kenya entre 1951 et 1979 (Davies 1985b). Le virus a été isolé à partir des moustiques capturés durant les périodes inter-épizootiques entre 1982-1984 (Linthicum *et al.* 1985). Une grande épidémie a encore été rapportée au Kenya entre 1997-1998 avec 27500 cas humains (Woods *et al.* 2002). Entre 2006-2007, la maladie circulait dans quelques pays d'Afrique de l'Est : Kenya (684 cas et 155 décès), Somalie (114 cas et 51 décès) et Tanzanie (2 décès) (WHO 2007b). La récente épidémie de l'Afrique de l'Est a été enregistrée au Kenya avec 330 cas entre décembre 2006 et janvier 2007 (CDC 2007).

Afrique de l'Ouest

En Afrique de l'Ouest, la première circulation du virus a été connue entre 1982-1984 chez les hommes (2 cas) et chez les animaux domestiques (2/25 cas) au Sud de la Mauritanie (Saluzzo *et al.* 1985). Par la suite, la maladie circulait chez le bétail dans plusieurs pays d'Afrique de l'Ouest : Cameroun, Côte d'Ivoire, Togo, Sénégal, Burkina Faso, Niger et Mauritanie entre 1985-1992 (Akakpo *et al.* 1989 ; Zeller *et al.* 1995a). Entre 1998 et 1999, la maladie frappait l'Afrique de l'Ouest avec 90 cas humains dont un fatal et 343 animaux domestiques infectés (Nabeth *et al.* 2001) et le virus a été isolé à partir de plusieurs lots de moustiques (Diallo *et al.* 2005). En 2010, une épidémie de la FVR a été enregistrée au Nord de la Mauritanie (El-Mamy *et al.* 2011).

Afrique centrale

En 1974, une souche du virus de la FVR a été isolée chez les moustiques (*Ma. africana*) sous le nom de virus Zinga dans la République Centrafricaine (Digoutte *et al.* 1974). Cette souche a été validée sous le nom de virus de la FVR en 1983 (Meegan *et al.* 1983). La maladie a frappé ensuite le Cameroun en 1989 (Zeller *et al.* 1995b).

Péninsule Arabe

La première circulation de la FVR dans la péninsule Arabe a été enregistrée en 2000, durant laquelle 516 cas humains (87 décès), des décès d'animaux et des avortements ont été enregistrés dans la limite entre Arabie Saoudite et Yémen (CDC 2000). Le Yémen a été touché en 2000 avec 1087 cas présumés dont 121 décès (WHO 2000). En 2004, la FVR touchait plus de mille têtes de ruminants domestiques dans plusieurs districts de l'Arabie Saoudite (Elfadil *et al.* 2006).

Afrique du Nord

L'épidémie de l'Afrique du Nord a été décrite pour la première fois en Égypte, en 1977, avec 575 cas humains enregistrés entre 1977-1978 (WHO 1979 ; Meegan 1979). Le Soudan a été touché en 1976 (Saleh *et al.* 1981). Le virus circulait dans le cheptel soudanais entre 1979-1983 (Eisa 1984). La FVR frappait l'Égypte en 1993 avec 600 à 1500 infections observées (Arthur *et al.* 1993). En 1997, le virus de la FVR a été isolé chez le bétail dont 84,2% des moutons et 74,2% des zébus sont porteurs d'anticorps anti-virus de la FVR (Abd

El-Rahim *et al.* 1999). En 2007, des cas humains ont été reportés dans plusieurs localités du Soudan (Seufi et Galal 2010).

Afrique du Sud

La FVR a été enregistrée pour la première fois en Afrique du Sud en 1950-1951 (Swanepoel 1994). Elle y entraîna 100 000 morts avec 500 000 avortements chez les ovins (*in* Afssa 2008). En 1975, une période d'épidémie-épizootie est réapparue en Afrique du Sud (McIntosh *et al.* 1980). En 1969, une épidémiologie de la FVR a été enregistrée chez le bétail à Mozambique (Valadao 1969). Entre 1980 à 1989, des études sérologiques ont montré une circulation du virus de la FVR chez les humains au Botswana, Zambie, Zimbabwe et Namibie (Cléments *et al.* 2007). En 2004 une circulation du virus de la FVR a été signalée chez un cas humain en Namibie. En 2010 (Paweska *et al.* 2004), une récente épidémie de la FVR a été enregistrée dans plusieurs provinces d'Afrique du Sud avec 172 cas humains dont 15 décès (NICD 2010).

I - 1.3.2. Dans les îles de l'Océan Indien

Mayotte

Entre 2007-2008, Mayotte a été touchée pour la première fois par la FVR avec 10 cas humains positifs (Sissoko *et al.* 2009).

Madagascar

La première circulation du virus de la FVR à Madagascar a été démontrée en 1979 suite à l'isolement du virus à partir de lots de moustiques capturés dans la forêt primaire humide de Périnet (130 km à l'Est de Antananarivo) ; sans qu'il y ait eu une déclaration de la circulation de la maladie chez le bétail et chez l'homme (Clerc *et al.* 1979).

Entre 1982 et 1989, les enquêtes sérologiques réalisées dans différentes régions de l'île et portant sur 824 sérums humains et sur 882 sérums d'animaux ont montré le maintien à bas bruit du virus de la FVR (Fontenille 1989). Deux foyers épizootiques ont été ensuite observés chez les bovins respectivement en 1990 et en 1991 dans la Côte Est et sur les Hautes Terres centrales (Morvan *et al.* 1991b, 1992b), et le virus n'a été isolé d'aucune espèce de moustique malgache.

Entre 1996-1998, des investigations sérologiques ont aussi montré une faible circulation du virus dans le cheptel sans qu'aucune espèce de moustique n'ait été trouvée naturellement infectée (Zeller et Roux 1998). Dix années plus tard, en 2006, l'Organisation

Mondiale de la Santé des animaux (OIE) a confirmé la circulation sans signe clinique de la FVR dans la Grande île (Corso *et al.* 2008). En 2008, l’Institut Pasteur de Madagascar a confirmé l’infection au virus de la FVR chez 59 cas humains, le Ministère de la Santé Publique (MSP) a enregistré 17 décès pour 418 cas (WHO 2008). Entre 2008-2009, la maladie a été enregistrée chez l’homme et les bovins dans plusieurs districts de Madagascar (Andriamandimby *et al.* 2010). Le virus a été détecté chez trois espèces de moustiques capturées pendant les périodes épidémiques-épizootiques de 2008-2009 (Ratovonjato *et al.* 2010). Des études rétrospectives ont montré la circulation virale chez le bétail dans presque la totalité des districts malgaches (Jeanmaire *et al.* 2011).

I – 1. 4. Agent pathogène

I - 1.4.1. Le virus

Le virus responsable de cette maladie appartient au genre *Phlebovirus* et à la famille de *Bunyaviridae*. Cette famille englobe quatre autres genres : *Orthobunyavirus*, *Hantavirus*, *Nairovirus* et *Tospovirus* (Flick et Bouloy 2005) et elle est caractérisée par sa particule virale constituée d’une enveloppe sphérique, entre 80-120 nm de diamètre (Pépin *et al.* 2010). Cette enveloppe présente des glycoprotéines de surface (Gc et Gn) qui se présentent comme des épines de 5 à 8 nm de long (Pépin *et al.* 2010). Sa nucléocapside renferme une seule chaîne d’acide nucléique d’ARN constituée de trois segments à polarité négative et une enzyme de transcriptase.

I - 1.4.2. Structure du virus

Le génome viral est constitué d’une chaîne d’acide nucléique d’ARN munie d’un large segment (L), d’un segment moyen (M) et d’un court segment (S) (Figure 1) (Pépin *et al.* 2010). Le segment L est transcrit en ARN viral qui dépend de l’ARN polymérase, M est traduit en glycoprotéine GN et GC et en une protéine de structure (NSm). S est traduit en protéines de nucléocapside (N) et de structure (NSs) (Pépin *et al.* 2010). La protéine NSs bloque la production des interférons en inhibant l’expression du gène IFN- β dans le noyau de la cellule hôte (Bellicocq *et al.* 2004).

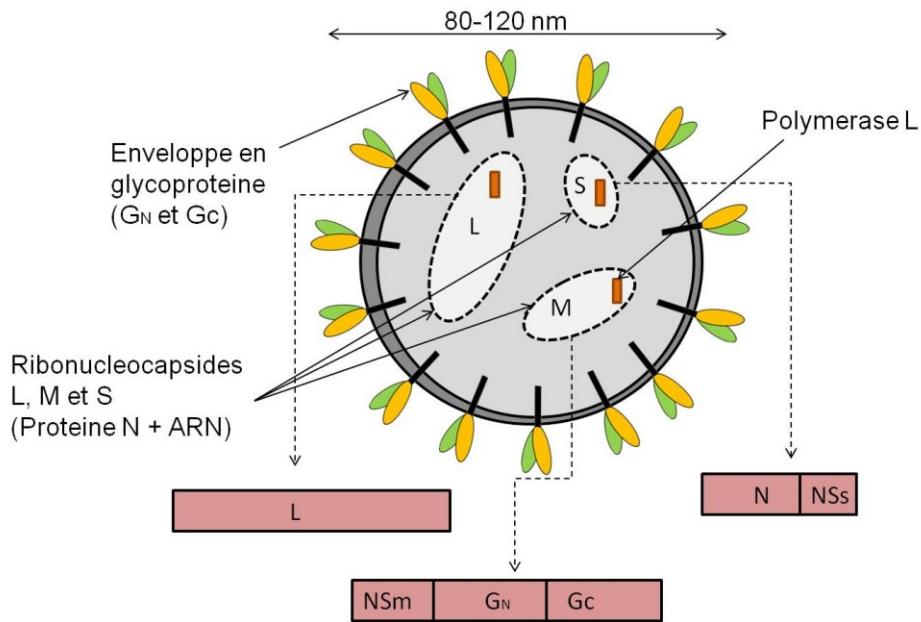


Figure 1 : Structure du virus de la Fièvre de la Vallée du Rift (Pépin *et al.* 2010).

I - 1.4.3 Cycle viral

La fixation du virus à la cellule hôte nécessite les glycoprotéines virales et des récepteurs spécifiques, non encore identifiés, sur la membrane de la cellule hôte (Pépin *et al.* 2010). La pénétration du virus dans la cellule hôte s'effectue par endocytose (Pépin *et al.* 2010). La réplication du virus s'effectue dans le cytoplasme et le virus obtient son enveloppe par bourgeonnement au niveau des membranes de l'appareil de Golgi dont le site semble être déterminé par les glycoprotéines GN et GC (Gerrard et Nichol 2002a). Le transfert des virus matures vers le milieu extracellulaire est assuré par des mécanismes de transport impliquant les vésicules cellulaires et les microtubules (Gerrard *et al.* 2002b).

I - 1.4.4. Propriétés physico-chimiques virales

Ce virus est sensible aux conditions extérieures, à l'action des solvants et des désinfectants (eau de javel, alcool...). Sa stabilité est très élevée dans l'aérosol à 23°C de température et à 50 à 85% d'humidité (Miller 1963). Il résiste à des températures en dessous de 60°C et il est rapidement inactif au pH en dessous de 6,8 (Mims 1956).

I - 1.4.5 Infection virale dans les cellules hôtes

L'infection au virus de la FVR présente un effet létal plus ou moins rapide et important chez les cellules des vertébrés selon la dose infectante. Ce phénomène se manifeste sur les cellules des ruminants (Eisa & Obeid 1977) et des singes (Peters *et al.* 1988). En revanche, le virus est produit de façon continue sans qu'il y ait un effet cytolytique dans les cellules de moustiques (Peters *et al.* 1981).

I - 2. Épidémiologie de la Fièvre de la Vallée du Rift

I - 2.1. Différents types de transmission

I - 2.1.1. Transmission directe

La transmission du virus de la FVR s'effectue directement par aérosols et par contact direct avec les excréptions ; les viandes et les abortons infectés (Lefèvre 1997). Ce type de transmission est illustré par des infections des bouchers qui manipulent directement des viandes et des carcasses de ruminants malades au cours de l'abattage (Zeller *et al.* 1998). La transmission directe par le lait a aussi été soupçonnée (Woods *et al.* 2002).

I - 2.1.2. Transmission vectorielle

Ce type de transmission est assuré par plusieurs espèces de moustiques, comme le montrent les travaux de Turell *et al.* (2008). La transmission biologique fait intervenir une période d'incubation extrinsèque où le pathogène se multiplie et se développe dans le corps du moustique. D'autres arthropodes hématophages (les phlébotomes, les *Culicoides* et les tiques) ont pu être considérés vecteurs potentiels du virus de la FVR (Fontenille *et al.* 1998 ; Hoogstral *et al.* 1979).

I - 2.1.3. Transmission transovarienne

Il s'agit d'une transmission du virus d'une femelle infectée vers ses œufs. Ce type de transmission a été observé chez les *Aedes* du sous-genre *Neomelaniconion* (*Aedes lineatopenis*) (Linthicum *et al.* 1985) et elle est probable chez les *Aedes* du sous-genre *Aedimorphus* (*Aedes vexans*) (Mondet *et al.* 2005a). Récemment, *Ae. aegypti*, *An. coustani*, *An. arabiensis* et les espèces du complexe *Cx. pipiens* ont été décrits comme capables de transmettre le virus de la FVR à leur progéniture (Seufi et Galal 2010) mais cette observation fait débat. Une transmission trans-stadiale a aussi été observée chez *An. stephensi* : le virus expérimentalement transmis par injection intra-thoracique à des larves de cette espèce a été détecté chez les adultes après émergence (Turell et Romoser 1994).

I - 2.2. Cycle de la maladie

La FVR présente un cycle domestique où ces différents types de transmission peuvent être observés. Le cycle selvatique est encore mal connu mais pourrait faire intervenir des transmissions vectorielles et/ou transovarienne avec l'implication des micromammifères ou des ruminants sauvages comme réservoirs (Diop *et al.* 2000 ; Evans *et al.* 2008). Cette maladie peut présenter d'autres formes de cycle (le cycle endémique et le cycle épizootique-épidémique) qui dépendent de caractères climatiques et écologiques de différentes régions (Martin *et al.* 2008).

I - 2.2.1 Cycle endémique

Le cycle endémique a été considéré possible dans une zone où il n'y a pas d'animaux sauvages pouvant jouer le rôle de réservoir permanent du virus (Favier *et al.* 2006). En Afrique de l'Est, le cycle endémique implique une transmission verticale du virus de la FVR chez les *Aedes* du sous-genre *Neomelaniconion* et *Aedimorphus* (Linthicum *et al.* 1985). Ces moustiques laissent des œufs sur la boue sèche entourant une mare temporaire (Fontenille *et al.* 1998). Une fois embryonnés, les œufs infectés de ces *Aedes* peuvent survivre durant la sécheresse pendant une longue période inter-épizootique jusqu'à l'inondation des mares (Linthicum *et al.* 1985). Les « dambos » sont identifiés comme habitat typique de cette endémicité (Linthicum *et al.* 1985). Une émergence annuelle des individus infectés peut maintenir le foyer enzootique comme décrit au Zimbabwe (Swanepoel 1981). En Afrique centrale, le cycle endémique implique le rôle des forêts humides dont les mécanismes ne sont pas encore connus (FAO 2006). Selon Favier *et al.* (2006), un cycle endémique est possible si la pluviométrie présente une forte composante périodique autour de deux ans. En Afrique de l'Ouest, la FVR semble être endémique dans le nord du Sénégal et le sud de la Mauritanie avec des fluctuations selon la pluviométrie (Fontenille *et al.* 1998 ; Thiongane *et al.* 2004). Les nouvelles souches virales du cycle endémique seraient issues d'une circulation virale à partir d'une forêt humide (Sall *et al.* 1999). Dans les zones sahéliennes, l'implication des projets d'aménagement hydraulique et la circulation à bas bruit du virus de la FVR chez les animaux domestiques (en particulier les petits ruminants), dans le maintien de l'infection en l'absence d'animaux sauvages, ont déjà été soulevées (Lefevre 1997).

Il a été considéré qu'en Égypte, la FVR n'était pas endémique avant 1977 (Favier *et al.* 2006) suite à une apparente disparition de la maladie en 1984 (Allam *et al.* 1986) puis sa réapparition en 1993 (Arthur *et al.* 1993) et en 1997 (Abd El-Rahim *et al.* 1999).

I - 2.2.2 Cycle épidémiologique/épidémique

Le cycle épidémiologique est associé à une forte pluie en Afrique de l'Est (Davies *et al.* 1985). Une forte pluie prolongée entraîne une inondation des « dambos » qui constituent les gîtes favorables d'*Aedes (Neomelaniconion)* et *Ae. (Aedimorphus)* qui sont respectivement des vecteurs inter-épidémiologiques de l'Afrique de l'Est (Davies *et al.* 1985) et de l'Afrique de l'Ouest (Zeller *et al.* 1997). Si les œufs de ces espèces d'*Aedes* sont contaminés, les adultes issus des œufs le seront aussi et une amplification virale s'observe chez les hôtes vertébrés une fois qu'ils sont piqués. Par conséquent d'autres espèces de moustiques du genre *Anopheles*, *Culex* et *Aedes* peuvent être infectées après un repas de sang sur un vertébré virémique et peuvent transmettre le virus de la FVR sur plusieurs hôtes selon leur biologie et leur longévité (Zeller *et al.* 1997). L'exemple de la réapparition de la FVR due à la pluviométrie est l'épidémie kényane du décembre 1997 qui a été enregistrée après une forte pluie prolongée (Sall *et al.* 1998). Les espèces vectrices majeures présentes dans cette zone sont constituées d'*Aedes* du sous-genre *Neomelaniconion* (*Ae. circumluteolus*, *Ae. mcintoshi*, *Ae. cummunsii*, *Ae. lineatopenis*), les vecteurs secondaires sont constitués de *Cx. zombaensis*, *Cx. rubinotus*, *Cx. vansomereni*, *Cx. antennatus*, *An. christyi* et *An. pharoensis* (Linthicum *et al.* 1985).

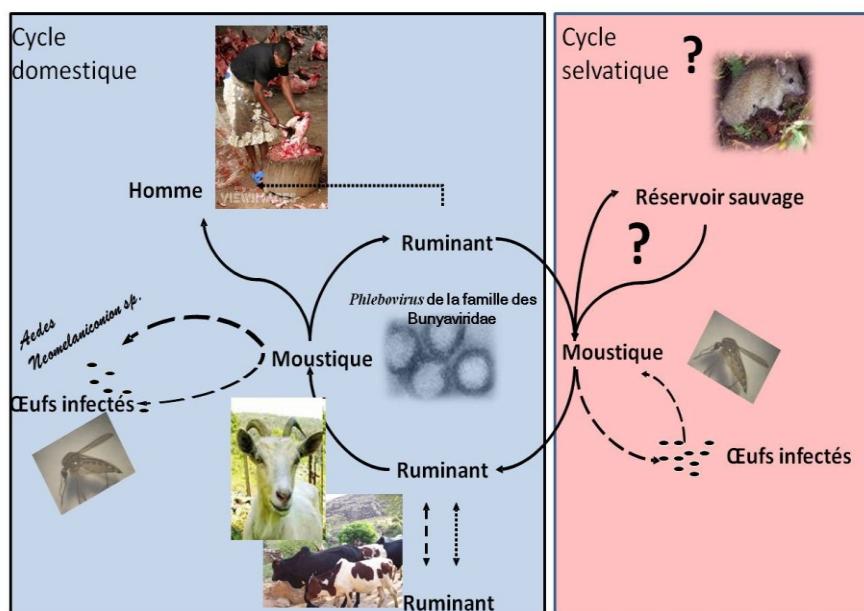


Figure 2 : Cycle épidémiologique de fièvre de la Vallée du Rift (Chevalier *et al.* 2010).

Ce cycle épizootique est associé à des modifications de l'écologie comme les irrigations et la construction des barrages qui sont favorables pour la création de plusieurs gîtes temporaires des moustiques vecteurs en Égypte (épidémie de 1977) et en Mauritanie (épidémie de 1982 et 1985) (Georges et Georges-Courbot 2000 ; Lefèvre 1997). L'un des exemples de la pullulation des vecteurs, qui sont dus à la modification de l'écologie (présence en grand nombre des zones irriguées, gîtes favorables de *Cx. pipiens*), est celui de l'Égypte (Hoogstraal *et al.* 1979).

I - 2.3. Vertébrés impliqués dans l'épidémiologie de la FVR

I - 2.3.1. Les espèces

La FVR atteint un large spectre d'hôtes vertébrés avec des variations de la gravité selon l'âge (Lefevre 1997). À Madagascar, la maladie a été décelée chez les ruminants domestiques : les ovins, les caprins et les bovins, dans les conditions naturelles (Andriamandimby *et al.* 2010 ; Jeanmaire *et al.* 2011). L'homme a été trouvé naturellement infecté pendant les récentes épidémies de 2008-2009 (Andriamandimby *et al.* 2010 ; Raveloson *et al.* 2009). Des analyses sérologiques montrent aussi la circulation du virus de la FVR chez les chameaux au Soudan (Eisa 1984). Une infection naturelle a été mise en évidence chez les camélidés et chez les équidés pendant l'épidémie égyptienne (Imam *et al.* 1979). Les dromadaires ont été trouvés infectés naturellement durant la récente épidémie mauritanienne de 2010 (El-Mamy *et al.* 2011). Des anticorps contre le virus de la FVR ont été détectés chez les hippopotames (*Hippopotamus amphibius*) (Weinbren et Hewitt 1958, dans Easterday 1965). Des ruminants sauvages comme les buffles, les girafes, les antilopes peuvent être infectées par le virus au Kenya (Bird *et al.* 2008 ; Davies 1975). En Égypte, les rongeurs sauvages ont été trouvés positifs au virus de la FVR pendant la période épidéiotique de 1978 (Imam *et al.* 1979). Les chauves-souris ont été trouvés infectés naturellement par le virus de la FVR dans la République de Guinée (Boiro *et al.* 1987). À Madagascar, les primates non humains comme *Eulemur rufus* et *Lepilemur edwardsi* ont été récemment trouvés naturellement infectés (Raharimalala 2011).

I - 2.3.2. Susceptibilité

Les états immunitaires des hôtes vertébrés et les manifestations cliniques dépendent de l'âge et de l'espèce (Chevalier *et al.* 2010 ; Lefèvre 1997) et permettent ainsi de repérer les hôtes amplificateurs viraux qui sont plus ou moins sensibles à l'infection. Il s'agit surtout

des ruminants domestiques (bovins, ovins et caprins) qui sont ainsi importants en matière d'épidémiologie de la FVR. Il est indispensable de considérer l'importance des hôtes réservoirs en termes épidémiologiques.

Des observations expérimentales ont montré que les ovins et les bovins exotiques sont plus sensibles que les bétails indigènes d'Afrique (Davies 1981), mais les races autochtones africaines peuvent être très touchées par la maladie (Eisa *et al.* 1977 ; Ksiazek 1989). Les chèvres apparaissaient être plus résistants que les bovins et les moutons. Le nombre de chèvres séropositifs au virus de la FVR est faible par rapport aux bovins et moutons (Eisa 1984 ; Jeanmaire *et al.* 2010). L'analyse sérologique des ruminants sauvages montre la présence d'infections virales sans qu'il y ait des signes cliniques notables durant les épizooties (FAO 2003). Les chevaux peuvent développer une virémie transitoire sans présenter des signes cliniques (Erasmus et Coetzer 1981). Les oiseaux, les reptiles et les amphibiens sont réfractaires à l'infection virale (Lefèvre 1997). Le virus peut survivre chez les lapins sans que ces derniers développent des signes cliniques (Findlay 1932).

I - 2.4. Incubation et signes cliniques

I - 2.4.1. Chez les animaux

Il existe plusieurs formes cliniques chez les ruminants domestiques. Chez les nouveaux-nés, la forme suraiguë se manifeste par une courte période d'incubation de 12 à 72 heures (Lefèvre 1997), suivie d'un état de coma et de la mort de l'animal. Le taux de mortalité se situe entre 95% à 100% (Shimshony et Barzilai 1983). La forme aiguë se caractérise par une fièvre, une inappétence et des vomissements. La mortalité varie de 20% à 30% chez les moutons et de 10% chez les bovins (Lefèvre 1997). La phase aigüe se caractérise par une rapide réaction fébrile et la mort survient dans 24 à 48 heures (Shimshony et Barzilai 1983). Les symptômes de la FVR chez les chèvres adultes sont les icteries, les avortements, l'anorexie, la dyspnée, l'hématurie, la diarrhée, l'agalactie, l'écoulement nasal mucopurulent (Swanepoel et Coetzer 1994). La forme subaiguë atteint les moutons adultes. Elle est associée à une réaction fébrile de 40 à 41°C, pendant 24 à 96 heures, accompagnée d'une faiblesse et de l'anorexie pendant cinq jours. Elle se traduit par une augmentation du taux d'avortement qui constitue ainsi un signe d'appel (Lefèvre 1997).

Chez les chameaux, ils développent une virémie de courte durée, les signes cliniques sont rares, les avortements peuvent être observés pendant les périodes épizootiques (Afssa 2008).

I - 2.4.2. Chez l'homme

La période d'incubation du virus de la FVR chez l'homme peut aller de 3 jours à 6 jours (CDC 2000 ; Lefèvre 1997). La maladie est caractérisée par une fièvre qui persiste pendant plusieurs jours et elle est souvent biphasique : les maux de tête avec des douleurs rétro-orbitales et photophobie accompagnées d'une faiblesse et de douleurs musculaires et articulaires (Swanepoel et Coetzer 1994). Les formes graves sont associées soit à un syndrome *dengue-like*, soit à un syndrome hémorragique (l'épistaxis, l'hémoptysie, le méléna, l'hématémèse, la gingivorragie, l'ecchymose ou la méningo-encéphalite). La mortalité est surtout associée à des formes sévères comme le syndrome hémorragique et un syndrome neurologique (Rakotoarivelo *et al.* 2011). La mortalité peut aller jusqu'à 14% (Balkhy et Memish 2003). Des séquelles neurologiques accompagnées d'un état neurovégétatif peuvent être observées chez les patients guéris (Rakotoarivelo *et al.* 2011).

I - 2.5. Moustiques vecteurs impliqués dans l'épidémiologie de la FVR

Depuis la première description de la FVR, les moustiques ont déjà été considérés comme importants dans la transmission du virus de la FVR (Daubney *et al.* 1931). Leur implication a été soutenue suite à des isolements viraux à partir des populations naturelles des moustiques dont le premier a été réalisé en 1948 par Smithburn et son équipe (Smithburn *et al.* 1948).

I - 2.5.1. Les espèces impliquées dans le monde

Jusqu'à ce jour, sept genres de moustiques (*Aedes*, *Culex*, *Mansonia*, *Anopheles*, *Coquillettidia*, *Ochlerotatus* et *Eretmapodites*) incluant plus de 62 espèces ont été impliqués dans la transmission du virus de la FVR (Afssa 2008 ; Fontenille 1989 ; Hoogstraal *et al.* 1979 ; Sang *et al.* 2010 ; Smithburn *et al.* 1948 ; Vaughan et Turell 1996). Les genres *Aedes*, *Anopheles* et *Culex* présentent un nombre important d'espèces trouvées naturellement infectées.

La détection du virus de la FVR chez une espèce de moustique capturée sur le terrain ne prouve pas qu'elle joue un rôle dans la transmission du virus durant les épidémies (Afssa, 2008). Effectivement, les infections naturelles, la compétence vectorielle et la capacité vectorielle des différentes espèces de moustiques sont les facteurs qui déterminent si une espèce doit être considérée comme vecteur principal (Rodhain 1991).

I - 2.5.2. Compétence vectorielle

La compétence vectorielle se traduit par l'habileté du vecteur à s'infecter après un repas de sang infectant, à assurer le développement du pathogène et enfin à le transmettre au vertébré par une piqûre. Elle mesure la coadaptation entre le pathogène et le vecteur et dépend des facteurs génétiques. Elle est déterminée par le taux d'infection disséminée à la suite d'une infection expérimentale et par le taux d'individus capables de transmettre le virus à la suite de la dissémination virale.

La variabilité de ces taux est directement affectée par la présence des barrières d'infections naturelles (barrière d'infection intestinale, barrière d'échappement intestinale et glandes salivaires) qui agissent ainsi sur la compétence vectorielle des moustiques (Rodhain 1991). La compétence vectorielle peut se mesurer au laboratoire en conditions expérimentales contrôlées (Turell *et al.* 2008).

❖ La barrière d'infection intestinale

Cette barrière empêche le virus d'infecter l'intestin du moustique. La présence de cette barrière a été mise en évidence chez *Culex quinquefasciatus* qui présente un taux faible (<27%) d'individus infectés. Ce taux peut aller de 50% chez *Aedes mcintoshi*, à 91% chez *Cx. pipiens* et à 100% chez *Ae. caleatus* (Turell *et al.* 2008).

❖ La barrière d'échappement intestinale

Cette barrière ne permet pas au virus de la FVR de passer à travers les parois du tube digestif pour gagner l'hémocoele et pour se disséminer dans le corps du moustique. La présence de cette barrière a été mise en évidence chez *Culex pipiens*, *Cx. quinquefasciatus* et *Cx. antennatus* qui présentent des taux faibles d'individus (<39%) présentant une dissémination virale après être infectés oralement. Ce taux peut aller de 50% chez *Ae. aegypti* à 82% chez *Ae. palpalis* (Turell *et al.* 2008). Pour les arbovirus, cette phase intestinale dure 24 heures à 48 heures et elle dépend du titre minimal du virus dans la lumière de l'intestin moyen (pour qu'il ait infection cellulaire), de l'existence d'une autolimitation de l'infection des cellules (certaines cellules sont infectées) et d'un flux directionnel (le virus entrant dans la cellule épithéliale à un pôle sera excrété dans l'hémocoele au pôle opposé de la même cellule) (Rodhain 1991).

❖ Les glandes salivaires

Cette barrière salivaire bloque le passage du virus, du moustique vers son hôte vertébré, pendant le repas de sang. La présence de cette barrière a été mise en évidence chez *Anopheles pharoensis*, qui est incapable de transmettre le virus de la FVR par piqûre (Turell *et al.* 1996), et chez *Aedes (Neomelaniconion)* et *Aedes (Stegomyia)* qui présentent un taux faible d'individus (21%) capables de transmettre le virus par piqûre (Turell *et al.* 2008). Cette barrière salivaire dépend d'un titre minimal du virus dans l'hémolymphé, d'autolimitation de l'infection des cellules salivaires et d'un flux directionnel (Rodhain 1991).

❖ Un cas particulier

La coïnfection « *Plasmodium* sp.-virus de la FVR » faciliterait la transmission du virus suite à la perturbation des barrières des glandes salivaires (Vaughan et Turell 1996). Cette coïnfection entraîne une augmentation de la capacité des vecteurs à transmettre les arboviroses (Paulson *et al.* 1992).

Le blocage du passage viral, par la membrane des glandes salivaires, a été mis en évidence chez les adultes d'*Anopheles stephensi* (Turell *et al.* 1994). Ce blocage est absent dans les tissus destinés pour la formation de ces glandes chez les stades préimaginaux de la même espèce (Turell *et al.* 1994).

I - 2.5.3. Capacité vectorielle

La capacité vectorielle (CV) est l'ensemble formé par la durée du cycle extrinsèque et l'action que tous les facteurs extrinsèques exercent sur elle (Rodhain 1991). La capacité vectorielle est un indicateur de risque de transmission de la maladie : c'est le nombre moyen de piqûres que les vecteurs, ayant piqué un individu infectant, infligent à la population d'hôtes pendant le reste de leur vie, une fois achevé le cycle d'incubation extrinsèque (Garrett-Jones 1964a, 1964b). Le calcul de la CV se base sur le cycle de transmission hôtes/vecteurs :

$$CV = (ma.a.p^n)/-lnp$$

Équation 1 : Formule de la Capacité vectorielle (Garrett-Jones 1964a, 1964b).

Tableau 1 : Espèces de Culicidés trouvées infectées naturellement par le virus de la FVR dans le monde (source Afssa 2008).

Genre	sous-genre	espèce	lieu	date	référence
<i>Aedes</i>	<i>Stegomyia</i>	<i>africanus</i>	Ouganda	1956	Weinbren <i>et al.</i> 1957
<i>Aedes</i>	<i>Aedimorphus</i>	<i>tarsalis</i>	Ouganda	1948	Smithburn <i>et al.</i> 1948
<i>Aedes</i>	<i>Aedimorphus</i>	<i>vexans</i>	Sénégal	1993	Fontenille <i>et al.</i> 1995-98
<i>Aedes</i>	<i>Aedimorphus</i>	<i>vexans</i>	Arabie Saoudite	2000	Jupp <i>et al.</i> 2002
<i>Aedes</i>	<i>Neomelaniconion</i>	<i>circumluteolus</i>	Ouganda	1955	Weinbren <i>et al.</i> 1957
<i>Aedes</i>	<i>Neomelaniconion</i>	<i>circumluteolus</i>	Afrique du Sud	1955	McIntosh, 1972
<i>Aedes</i>	<i>Neomelaniconion</i>	<i>lineatopennis</i>	Zimbabwe	1969	McIntosh, 1972
<i>Aedes</i>	<i>Neomelaniconion</i>	<i>lineatopennis</i>	Afrique du Sud	1974	McIntosh <i>et al.</i> 1978
<i>Aedes</i>	<i>Neomelaniconion</i>	<i>mcintoshii</i>	Afrique du Sud	1978	McIntosh <i>et al.</i> 1978
<i>Aedes</i>	<i>Neomelaniconion</i>	<i>palpalis</i>	RCA	1969	Digoute <i>et al.</i> 1974
<i>Aedes</i>	<i>Ochlerotatus</i>	<i>caballus</i>	Afrique du Sud	1953	Gear <i>et al.</i> 1955
<i>Aedes</i>	<i>Stegomyia</i>	<i>africanus</i>	Ouganda	1956	Weinbren <i>et al.</i> 1957
<i>Aedes</i>	<i>Stegomyia</i>	<i>dendrophilus</i>	Ouganda	1948	Smithburn <i>et al.</i> 1948
<i>Aedes</i>	<i>Stegomyia</i>	<i>aegypti</i>	Soudan	2007	Seufi <i>et al.</i> 2010
<i>Aedes</i>	<i>Aedimorphus</i>	<i>cumminsii</i>	Sénégal	1983	Saluzzo <i>et al.</i> 1984
<i>Aedes</i>	<i>Aedimorphus</i>	<i>dalzielii</i>	Sénégal	1983	Meegan <i>et al.</i> 1983
<i>Aedes</i>	<i>Aedimorphus</i>	<i>dentatus</i>	Zimbabwe	1969	McIntosh, 1972
<i>Aedes</i>	<i>Ochlerotatus</i>	<i>juppi</i>	Afrique du Sud	1974	McIntosh <i>et al.</i> 1978
<i>Aedes</i>	<i>Aedimorphus</i>	<i>ochraceus</i>	Sénégal	1993	Fontenille <i>et al.</i> 1995-98
<i>Anopheles</i>	<i>Anopheles</i>	<i>coustani</i>	Zimbabwe	1969	McIntosh, 1972
<i>Anopheles</i>	<i>Anopheles</i>	<i>coustani+fuscicolor</i>	Madagascar	1979	Clerc <i>et al.</i> 1979
<i>Anopheles</i>	<i>Anopheles</i>	<i>coustani</i>	Madagascar	2008	Ratovonjato <i>et al.</i> 2007
<i>Anopheles</i>	<i>Cellia</i>	<i>squamosus</i>	Madagascar	2008	Ratovonjato <i>et al.</i> 2008
<i>Anopheles</i>	<i>Cellia</i>	<i>pharoensis</i>	Kenya	1985	Linthicum <i>et al.</i> 1985
<i>Anopheles</i>	<i>Cellia</i>	<i>arabiensis</i>	Soudan	2007	Seufi <i>et al.</i> 2010
<i>Anopheles</i>	<i>Myzomyia</i>	<i>cinereus</i>	Afrique du Sud	1974	McIntosh <i>et al.</i> 1978
<i>Anopheles</i>	<i>Cellia</i>	<i>pauliani+squamosus</i>	Madagascar	1979	Clerc <i>et al.</i> 1979
<i>CuLex</i>	<i>Culex</i>	<i>antennatus</i>	Madagascar	1979	Clerc <i>et al.</i> 1979
<i>CuLex</i>	<i>Culex</i>	<i>pipiens</i>	Egypte	1977	Hoogstraal <i>et al.</i> 1979
<i>CuLex</i>	<i>Culex</i>	<i>pipiens</i>	Mauritanie	1987	Linthicum <i>et al.</i> 1990
<i>CuLex</i>	<i>Culex</i>	<i>univittatus</i>	Kenya	2006	Sang <i>et al.</i> 2006
<i>CuLex</i>	<i>Culex</i>	<i>pipiens</i>	Kenya	1991	Logan <i>et al.</i> 1991
<i>CuLex</i>	<i>Culex</i>	<i>quinquefasciatus</i>	Kenya	2006	Sang <i>et al.</i> 2006
<i>CuLex</i>	<i>Culex</i>	<i>bitaeniorhynchus</i>	Kenya	2006	Sang <i>et al.</i> 2006
<i>CuLex</i>	<i>Culex</i>	<i>tritaeniorhynchus</i>	Arabie Saoudite	2000	Jupp <i>et al.</i> 2002
<i>CuLex</i>	<i>Culex</i>	<i>pembensis</i>	Kenya	2006	Sang <i>et al.</i> 2006
<i>CuLex</i>	<i>Culex</i>	<i>zombaensis</i>	Afrique du Sud	1981	McIntosh <i>et al.</i> 1983
<i>CuLex</i>	<i>Culex</i>	<i>zombaensis</i>	Kenya	1989	Logan <i>et al.</i> 1991
<i>CuLex</i>	<i>Culex</i>	<i>simpsoni+vansomereni+univittatus</i>	Madagascar	1979	Clerc <i>et al.</i> 1979
<i>CuLex</i>	<i>Culex</i>	<i>antennatus+simpsoni+vansomereni</i>	Madagascar	1979	Clerc <i>et al.</i> 1979
<i>CuLex</i>	<i>Culex</i>	<i>simpsoni+vansomereni+annulioris</i>	Madagascar	1979	Clerc <i>et al.</i> 1979
<i>CuLex</i>	<i>Culex</i>	<i>neavei</i>	Afrique du Sud	1981	McIntosh <i>et al.</i> 1983
<i>CuLex</i>	<i>Oculeomyia</i>	<i>poicilipes</i>	Mauritanie	1998-1999	Diallo <i>et al.</i> 2005
<i>CuLex</i>	<i>Oculeomyia</i>	<i>poicilipes</i>	Sénégal	1998	Diallo <i>et al.</i> 2000
<i>CuLex</i>	<i>Culex</i>	<i>theileri</i>	Afrique du Sud	1953	Gear <i>et al.</i> 1955
<i>CuLex</i>	<i>Culex</i>	<i>theileri</i>	Afrique du Sud	1970	McIntosh, 1972
<i>CuLex</i>	<i>Culex</i>	<i>theileri</i>	Afrique du Sud	1975	McIntosh <i>et al.</i> 1978
<i>CuLex</i>	<i>Culex</i>	<i>theileri</i>	Zimbabwe	1969	McIntosh, 1972
<i>CuLex</i>	<i>Culex</i>	<i>antennatus</i>	Madagascar	2008	Ratovonjato <i>et al.</i> 2008
<i>Culicoïdes</i>		sp.	Nigeria	1975	Fagbami <i>et al.</i> 1975 ; Lee, 1979
<i>Culicoïdes</i>		sp.	Kenya	1980	Davies et Highton, 1980
<i>Eretmapodites</i>		sp.	Ouganda	1948	Smithburn <i>et al.</i> 1948
<i>Eretmapodites</i>		<i>quiquevittatus</i>	Afrique du Sud	1971	McIntosh, 1972
<i>Mansonia</i>	<i>Mansonoides</i>	<i>africana</i>	Ouganda	1959	Williams <i>et al.</i> 1960
<i>Mansonia</i>	<i>Mansonoides</i>	<i>africana</i>	Kenya	1989	Logan <i>et al.</i> 1991
<i>Mansonia</i>	<i>Mansonoides</i>	<i>uniformis</i>	Ouganda	1960	Woodall, 1964
<i>Mansonia</i>	<i>Mansonoides</i>	<i>uniformis</i>	Madagascar	1979	Clerc <i>et al.</i> 1979
<i>Mansonia</i> + <i>Coquillettidia</i>		<i>uniformis+grandifidieri</i>	Madagascar	1979	Clerc <i>et al.</i> 1979
<i>Coquillettidia</i>		<i>fusopennata</i>	Ouganda	1960	Williams <i>et al.</i> 1960

CV : capacité vectorielle,

ma : taux d'agressivité (nb de piqûres/24h), la densité dépendant de la température, de la pluie et du vent,

a : nombre de repas pris sur hôte/24h par un vecteur, dépendant de la présence des hommes ou du bétail,

$$p = \sqrt[L]{\text{taux de parturité}} = \left(\frac{\text{Nombre (Nb) de moustiques pares}}{\text{Nb de pares} + \text{Nb de nullipares}} \right)^{1/L}$$

$p = \sqrt[L]{\text{taux de parturité}}$ ou $p = \text{Nombre (Nb) de moustiques pares}/(\text{Nb de pares} + \text{Nb de nullipares})$

Équation 2 : p : taux quotidien de survie d'une population (Davidson 1954).

P : dépendant de la température et de l'hygrométrie,

L : durée du cycle gonotrophique

n : durée du cycle extrinsèque du pathogène, dépendant de la température. Elle permet de déterminer l'importance relative d'un vecteur pour une maladie à transmission vectorielle. Elle est obtenue à partir de l'étude de la compétence vectorielle.

Des paramètres liés à la biologie des moustiques vecteurs qui interagissent avec leurs hôtes respectifs dans l'espace et dans le temps sont à considérer. Les paramètres les plus importants sont : l'abondance, la longévité estimée par une fonction croissante de l'espérance de survie d'une population $p : 1/\ln(p)$ (Macdonald 1952) (p étant le taux de parturité d'une population), la préférence trophique, le comportement alimentaire, la dispersion et la distance de vol.

La capacité vectorielle est par conséquent sous la dépendance de plusieurs facteurs abiotiques tels que les facteurs climatiques, les facteurs écologiques et la disponibilité des gîtes et des hôtes.

❖ Facteurs climatiques

La température

La durée d'incubation extrinsèque à l'issus de laquelle un vecteur infecté devient infectant varie particulièrement selon la température (Rodhain 1991). Chez *Culex pipiens*, le taux de détection du virus dépend de la température d'incubation extrinsèque (Brubacker et Turell 1998).

La pluviométrie

Elle détermine la présence, la taille et la persistance des gîtes de pontes et larvaires (Ndione *et al.* 2009). En Afrique de l'Est, une forte pluie prolongée entraîne l'apparition de plusieurs gîtes potentiels sur des zones périodiquement inondables et l'augmentation de la densité de la population vectorielle d'où le risque de transmission du virus de la FVR est élevé (Davies *et al.* 1985). Au Kenya, la forte pluviométrie entraîne la mise en eau des dambos qui constituent une source d'abreuvement du bétail et des gîtes potentiels *Aedes* sp. vecteurs majeurs du virus de la FVR (Davies *et al.* 1985).

❖ Facteurs écologiques

L'abondance vectorielle résulte de la particularité biologique des moustiques vecteurs et des facteurs environnementaux. En matière d'épidémiologie de la FVR, l'occurrence et l'expansion de la maladie sont différentes selon l'origine des gîtes larvaires et selon les zones climatiques : aride, semi-aride et humide.

Zones arides : système des mares temporaires d'Afrique de l'Ouest (Sénégal)

C'est une zone sylvo-pastorale semi-désertique du nord-est du Sénégal, avec une superficie de 60 000 km². Le climat est du type tropical aride avec une pluviométrie allant de 100 à 500 mm entre juin-juillet et septembre-octobre (Mondet *et al.* 2005a). Dans cette zone se forme un réseau d'eau de surface jusqu'au mois de décembre et une importante source d'abreuvement des troupeaux de la région (Fontenille *et al.* 1998). Ces mares temporaires constituent aussi des gîtes larvaires potentiels des espèces de *Culex*, *Aedes* et *Anopheles* (Mondet *et al.* 2005a, 2005b). *Aedes vexans (arabiensis)* et *Cx. poicilipes* constituent les espèces les plus nombreuses dans cette région (Fontenille *et al.* 1998b, Mondet *et al.* 2005b). La dynamique d'*Ae. vexans* lié au régime pluviométrique a été bien observée dans la région du Ferlo (Mondet *et al.* 2005a, 2005b).

Le virus y a été isolé chez la population naturelle de ces deux espèces (Diallo *et al.* 2000 ; Fontenille *et al.* 1995). Ainsi ces deux espèces constituent les vecteurs candidats du virus de la FVR au nord du Sénégal (Chevalier *et al.* 2004a).

Zone aride : oueds (plaines alluviales) et mares temporaires de la péninsule Arabe (Arabie Saoudite)

La région de Jizan se trouve au Sud-ouest de l'Arabie Saoudite et est composée de moins de 30 districts qui s'étalent sur 3 zones distinctes : la zone montagneuse (Chaîne montagneuse de Sarawat (de 2000 à 2500 m d'altitude, 300 mm/année de pluviométrie), les basses collines (de 400 à 600 m d'altitude, 300 mm/année de pluviométrie) longeant la chaîne montagneuse et s'étend du nord au Sud, le long de la mer Rouge, et les plaines côtières de Tihama (au-dessous de 400 m avec des pluies rares chaque année) (Jupp *et al.* 2002). La plaine côtière de Tihama est recouverte d'oueds inondés par les rivières qui s'écoulent entre les montagnes. La gestion de l'eau des rivières dans les oueds et la formation des barrages favorisent ainsi la création de mares plus ou moins grandes indispensables pour le développement des espèces vectrices.

La circulation du virus de la FVR y a été confirmée entre 2000 et 2001 en Asir, Jizan et Al-Qunfuda (Madani *et al.* 2003). Les espèces vectrices de la Région sont très importantes près des zones plus irriguées (Jupp *et al.* 2002). Les espèces les plus abondantes de la région de Jizan sont constituées d'*Aedes vexans (arabiensis)* et de *Cx. tritaeniorhynchus*. En plus de ces deux espèces, *Ae. cabalus* a été trouvé positif mais rare dans la région de Jizan. Le rôle de *Cx. pipiens* dans la transmission du virus de la FVR dans cette région est aussi suspecté (Jupp *et al.* 2002).

Zones semi-arides : cas des dambos (Wetlands) d'Afrique de l'Est

Les dambos sont des formations édaphiques situées dans les plaines d'Afrique de l'Est et du Sud. Ce sont des dépressions peu profondes, comme les marais, près des cours d'eau et forment un système de drainage naturel. Pendant la saison pluvieuse, les dambos constituent une source d'eau pour la mise en place des cultures toute l'année. Ils assurent aussi la croissance des touffes épaisses d'herbes qui offrent une importante source de pâture pour les troupeaux (Abila 2002 ; Mohamed 2002).

Les eaux stagnantes dispersées le long des dambos favorisent la création des gîtes larvaires pour les espèces vectrices (Davies *et al.* 1985). Pendant la saison pluvieuse, les adultes issus de l'éclosion des œufs déposés dans les dambos, peuvent transmettre le virus

aux animaux domestiques (Anyamba *et al.* 2001). Au Kenya, plusieurs espèces de moustiques ont été trouvées naturellement infectées par le virus de la FVR (Linthicum *et al.* 1985 ; Sang *et al.* 2010).

Zones humides : effet des barrages du fleuve Sénégal et ses affluents

Sur le fleuve Sénégal, qui est issu de plusieurs cours d'eau, trois barrages hydro-agricoles ont été construits : barrages de Foum-Gléïta, de Diama et de Manantali. Ces barrages ont été construits dans le but de disposer d'eau douce pour l'irrigation de la vallée du fleuve pendant toute l'année (Bloch *et al.* 1986). Le barrage de Diama est un barrage anti-sel empêchant l'entrée de la mer à l'intérieur des terres qui rendent improches les cultures (Bloch *et al.* 1986). La mise en service des barrages de Diama et de Manantali a permis la croissance des surfaces irriguées, entraînant ainsi un développement de la riziculture (Fontenille *et al.* 1995). L'accélération du processus d'aménagement des milliers d'hectares et la régulation du niveau et du débit du fleuve entraînent l'augmentation de la prévalence et l'apparition des maladies vectorielles, dont la FVR, par la création de plusieurs gîtes larvaires (Handschaumacher *et al.* 1992).

❖ Disponibilité d'hôtes des moustiques

L'existence des hôtes conditionne la présence des moustiques vecteurs. La connaissance de cette relation hôte-vecteur fournit ainsi une indication non seulement sur le potentiel zooprophylactique des animaux domestiques et d'autres hôtes vertébrés (Hess et Hayes 1970), mais surtout sur le risque d'implication de différentes espèces de vertébrés dans la transmission. Chez les moustiques, il existe en effet de nombreux degrés de comportement trophique allant de la zoophilie stricte, la zoo-anthropophilie à l'anthropophilie stricte. Les exemples sont la préférence d'*Aedes vexans* et *Culex poicilipes* pour les bovins et de *Cx. neavei* pour le poulet (Ba *et al.* 2006). *Culex salinarius* et *Cx. pipiens* s'alimentent de préférence sur les oiseaux (Molaei *et al.* 2006). *Anopheles gambiae* ss. préfère se gorger sur les hommes (Chauvet 1969b). Chez les moustiques, le terme zoophile qualifie les espèces de moustiques qui se gorgent de préférence sur les animaux (vertébrés) tandis que l'anthropophile désigne celle qui préfèrent se gorger sur l'homme.

❖ Dispersion et distance de vol des moustiques

La dispersion des adultes hématophages à partir de leur gîte d'origine est imposée par la nécessité de trouver un hôte et elle est conditionnée par la vitesse du vent. La

distribution des hôtes vertébrés influe la dispersion des moustiques (*Culex erythrothorax*), les femelles peuvent aller de 0,5 à 2 km par nuit à la recherche d'hôte (Walton *et al.* 1999). L'âge des femelles influe aussi sur la dispersion des moustiques. Chez certaines espèces (*Aedes vexans*), les femelles âgées de moins d'une semaine après émergence effectuent une courte distance (1 à 5 km) tandis qu'elles peuvent parcourir plus de 5 km en une nuit au-delà d'une semaine après émergence (Briegel *et al.* 2001). Pour le vol passif, les moustiques peuvent être dispersés par le vent à une distance de 400 km avec une vitesse de 23-30 km/h à plus de 15°C de température atmosphérique (Sellers 1989).

I - 3. Cadrage de l'étude

I - 3.1. Contexte

Le secteur de l'élevage à Madagascar occupe un grand rôle dans l'économie malgache. Depuis 1999, ce secteur, que ce soit de basse-cour ou de gros bétail, intéresse plus de la moitié des ménages ruraux malgaches. Bien qu'il constitue l'activité principale pour la grande majorité des paysans, tout en étant étroitement associé à l'agriculture, plus d'un quart de source de revenus de la population rurale est fourni par l'élevage. Les maladies non virales (cowdriose, fasciolose, helminthes, paramphistomatose, Charbon symptomatique et bactéridie) font fréquemment l'objet de mesures de protection sanitaire au niveau national tandis que la Fièvre de la Vallée du Rift (FVR) préoccupe depuis peu le Ministère de la Santé Publique malgache suite à l'apparition de plusieurs foyers de cette maladie dans plusieurs régions de Madagascar entre 2006 et 2009. En plus des pertes économiques directes, cette maladie entraîne une forte contrainte aux échanges d'animaux et de leurs produits.

Les isolements viraux effectués chez les moustiques de la forêt d'Andasibe en 1979, les études sérologiques combinées à des études entomologiques entre 1980 et 1989 et les épizooties de 1990-1991 dans les côtes Est et sur les Hautes Terres Centrales (HTC) démontrent une circulation virale par le passé à Madagascar. Si lors des épidémies de la FVR, le cycle domestique est généralement connu, la réémergence de la FVR après une période inter-épizootique plus ou moins longue suppose soit l'introduction du virus à travers des échanges des bétails malades ou porteurs sains entre les pays africains et Madagascar (Caroll *et al.* 2011), soit la présence d'un éventuel cycle selvatique faisant intervenir des réservoirs sauvages (Fontenille 1989) ou soit la réapparition de la maladie à partir d'un

supposé cycle endémique malgache situé au Sud-Ouest de Madagascar (Jeanmaire *et al.* 2011).

L'apparition et la persistance du virus de la FVR dans les pays africains, notamment en Afrique de l'Est où la maladie a été décrite pour la première fois en 1930 (Daubney *et al.* 1931), soulèvent la question sur les méthodologies disponibles pour surveiller efficacement cette maladie et évaluer le risque de transmission.

La relation entre les épizooties de la FVR et les conditions climatiques et environnementales a été documentée en Afrique de l'Ouest et de l'Est, mais pas sur les îles de l'Océan Indien. De plus, l'étude de cette arbovirose s'inscrit dans la problématique des maladies émergentes et les questionnements de l'activité humaine sur l'extension géographique de la maladie et l'impact du facteur climatique sur la biologie des moustiques vecteurs.

Le développement des connaissances sur les vecteurs principaux connus ou suspectés du virus de la FVR à Madagascar est ainsi nécessaire pour évaluer les risques entomologiques de transmission de la maladie.

C'est dans ce domaine que ma formation comprenant une thèse de doctorat s'inscrit dans le cadre du projet RIFT-OI intitulé « Rift Valley Fever in Indian Ocean Islands », sous le financement du CRVOI. Il s'agit d'un projet de recherche multidisciplinaire coordonné par le CIRAD (V. Chevalier). Le principal partenaire à Madagascar est l'IPM (A. Talarmin ; C. Rogier), les volets entomologique et virologique ont été confiés respectivement à l'Unité d'Entomologie Médicale (N. Elissa ; S. Boyer) et Virologie (J.-M. Reynes ; J.-M. Heraud). La recherche des réservoirs sauvages potentiels du virus de la FVR a été effectuée par l'Association Vahatra (V. Soarimalala). L'étude de la circulation du virus de la FVR dans le cheptel malgache a été réalisée par un Département de Recherche Zootechnique et Vétérinaire, FOFIFA-DRZV (H. Rasamobelina). Un institut français, l'IRD (D. Fontenille) ainsi qu'un Office National de contrôle sanitaire Comorien ONACSA (K. S. Badria) y ont été aussi inclus.

Ce projet a pour objectif principal d'évaluer le risque d'introduction et d'émergence de la FVR dans les îles de l'Océan Indien afin de proposer des mesures de surveillance adaptées.

Ses objectifs spécifiques sont :

- Évaluation de l'intensité de la circulation virale et les périodes de circulation dans une zone pilote de Madagascar.

- Identification des réservoirs sauvages potentiels du virus de la FVR à Madagascar.
- Quantification du risque d'introduction du virus de la FVR en provenance de l'Afrique, et sa dissémination entre les îles de l'Océan Indien.
- Établissement des recommandations pour la prévention et la lutte contre la maladie dans l'Océan Indien.

I - 3.2. Problématique

Les isolements viraux effectués à Madagascar en 1979 et en 2008-2009 (Clerc & Coulanges 1979 ; Ratovonjato *et al.* 2010) et les foyers identifiés au Kenya en 2006-2007 (Sang *et al.* 2010), font intervenir les mêmes espèces de moustiques vecteurs potentiels que celles étudiées dans cette thèse. Par contre, ces isolements révèlent un cycle épidémiologique quelque peu différent. Les épidémies-épizooties de 2008-2009 confirment la nécessité de développer des outils adaptés à la surveillance et à la gestion des maladies vectorielles émergentes dans de nouveaux écosystèmes.

Dans une zone infectée (district d'Anjozorobe) où aucun suivi entomologique n'a été réalisé, une étude visant à recueillir des données entomologiques et à mieux comprendre la dynamique et la bioécologie des espèces de moustiques vecteurs potentiels a été réalisée après l'épidémie-épizootie de 2008 pour alimenter un modèle de transmission vectorielle du virus de la FVR entre le cycle domestique et l'éventuel cycle selvatique.

Le choix du site d'étude est un déterminant qui contribue à établir la capacité d'un réseau de surveillance de la circulation virale. Ainsi afin d'apprécier l'éventuelle implication des espèces de moustiques dans la transmission du virus de la FVR et de simuler le risque entomologique de sa transmission, la commune d'Ambongamarina (district d'Anjozorobe) a été retenue comme site pilote pour l'étude des composantes de la capacité vectorielle des moustiques vecteurs potentiels du virus de la FVR.

Au cours de la récente épidémie-épizootie de la FVR, trois volets distincts ont permis de rechercher la trace d'un contact entre le virus de la FVR, les vecteurs et les hôtes vertébrés. (1) Chez l'homme, des études ont permis d'observer des infections humaines dans quelques districts malgaches (Andriamandimby *et al.* 2010 ; Rakotoarivelo *et al.* 2011). (2) Chez les ruminants domestiques, des études de cohortes ont montré une séroprévalence des anticorps anti-virus de la FVR élevée (Jeanmaire *et al.* 2011). (3) Chez les moustiques, les investigations entomologiques ont permis de détecter et d'isoler le virus de la FVR chez trois espèces : *An. squamosus*, *An. coustani* et *Cx. antennatus* (Ratovonjato *et al.* 2010).

La détermination du risque d'introduction, du maintien, de la réémergence et de la transmission du virus de la FVR à Madagascar peut être approchée à différents degrés. L'échange de bétail entre les pays d'Afrique, les îles de l'Océan Indien (y compris Madagascar) et le mouvement de bétail à l'intérieur même de la Grande île en sont des composantes importantes (Carroll *et al.* 2011 ; Jeanmaire *et al.* 2011). Malgré les données accumulées dans la littérature, la réémergence de la FVR à partir d'un cycle selvatique reste une hypothèse.

I - 3.3. Objectif de l'étude

Par conséquent, notre étude a été réalisée dans le but de fournir une bonne connaissance sur la distribution et la biologie des moustiques à l'échelle locale. Notre objectif principal est d'estimer la capacité vectorielle des vecteurs potentiels du virus de la FVR et d'enquêter sur le rôle éventuel de ces moustiques dans la diffusion du virus entre un éventuel cycle selvatique et le cycle domestique ou l'inverse. Cette étude à l'échelle locale nous servira ensuite à estimer le risque entomologique de la diffusion du virus de la FVR à l'échelle de Madagascar.

Ainsi, nous avons axé notre étude sur la description de la biodiversité de la faune culicidienne, l'identification des vecteurs potentiels du virus de la FVR qui sont présents dans la commune d'Ambongamarina, district d'Anjozorobe. Ensuite nous avons focalisé notre étude sur les paramètres les plus importants de leur capacité vectorielle (l'abondance relative, la longévité, le comportement trophique). Ces paramètres ont un effet sur la transmission et l'épidémiologie des maladies à transmission vectorielle (Rodhain 1991).

Après avoir fait un point général sur la FVR, son épidémiologie à Madagascar ainsi que le concept de capacité vectorielle et les objectifs de cette thèse, les matériels et méthodes utilisés ont été développés pour les besoins en matière de surveillance entomologique. Les résultats obtenus sont sur l'étude de la biodiversité culicidienne, l'étude de la biologie de ces vecteurs potentiels (la dynamique, la longévité, le comportement trophique, le comportement de repos et l'agressivité) et la liste actualisée des espèces de moustiques malgaches. La discussion générale est basée les espèces vectrices potentielles présentes dans la commune d'Ambongamarina, sur les candidats vecteurs, sur une possibilité de la maintenance du virus de la FVR, sur la liste des moustiques malgaches et sur les méthodologies utilisées. Enfin, la conclusion générale se focalise sur la détermination des zones et des périodes à risques ainsi que sur les perspectives.

Matériels et Méthodes

II - Matériels et méthodes

II - 1. Site d'étude : commune d'Ambongamarina (district d'Anjozorobe)

II - 1. 1. Choix du site d'étude

La commune d'Ambongamarina a été retenue sur plusieurs critères:

i) Dans cette commune, plusieurs «*fokontany*» (les plus petites unités administratives) ont été touchées par la FVR en 2008 (Chevalier 2011). ii) Cette commune se trouve à la limite entre deux régions voisines (la région d'Analamanga et d'Alaotra-Mangoro) touchées par la FVR entre 2008 et 2009 (Andriamandimby *et al.* 2010 ; Chevalier *et al.* 2011). iii) Elle présente trois types de biotopes : la forêt humide d'Anorana, la lisière de la forêt (village d'Anorana) et le biotope de savane (village d'Antanifotsy). Ces biotopes sont pertinents pour étudier le circuit de vécion du virus de la FVR entre un éventuel cycle selvatique et un cycle domestique. iv) La forêt humide d'Anorana se trouve à 81 km de la forêt de Périnet où le premier isolement du virus de la FVR a été réalisé chez les moustiques capturés en 1979 (Clerc & Coulanges 1979) (Figure 3).

II - 1.2. Situation géographique

Le district d'Anjozorobe se situe au Nord Est de la province d'Antananarivo, dans la région Analamanga. Sa superficie est de 3 714 km² pour une population de 202 771 habitants. La commune d'Ambongamarina est parmi les 12 communes rurales de ce district. Cette commune est délimitée au Nord par la commune de Betatao, à l'Ouest par la commune d'Ambohimangarina et d'Ambohimirady, au Sud par la commune d'Anjozorobe et à l'Est par la région d'Alaotra-Mangoro. Elle est constituée de 13 *fokontany* parmi lesquelles figure le *fokontany* d'Antanifotsy. Les trois biotopes d'étude se trouvent dans ce dernier *fokontany*.

II - 1.2.1. Biotope forestier

Le biotope forestier se situe entre la latitude 18° 18'44" Sud et la longitude 048° 00' 98" Est (campement). Il se trouve à une altitude supérieure à 1150 m d'altitude, avec un sommet culminant à 1345 m. Ce premier biotope est localisé dans la forêt d'Anorana qui appartient au couloir forestier d'Anjozorobe-Angavo. Dans ce biotope, l'étude a été menée dans trois stations de capture différentes qui forment un transect et qui sont composées chacune de deux lignes de captures : vallée et crête pour la station 1 ; versant et vallée pour la station 2 et vallée et crête pour la station 3. Ces lignes correspondent aux lignes de

captures des petits mammifères sauvages (Muridae, Nesomyidae, Soricidae et Tenrecidae) effectués par l'Association Vahatra.

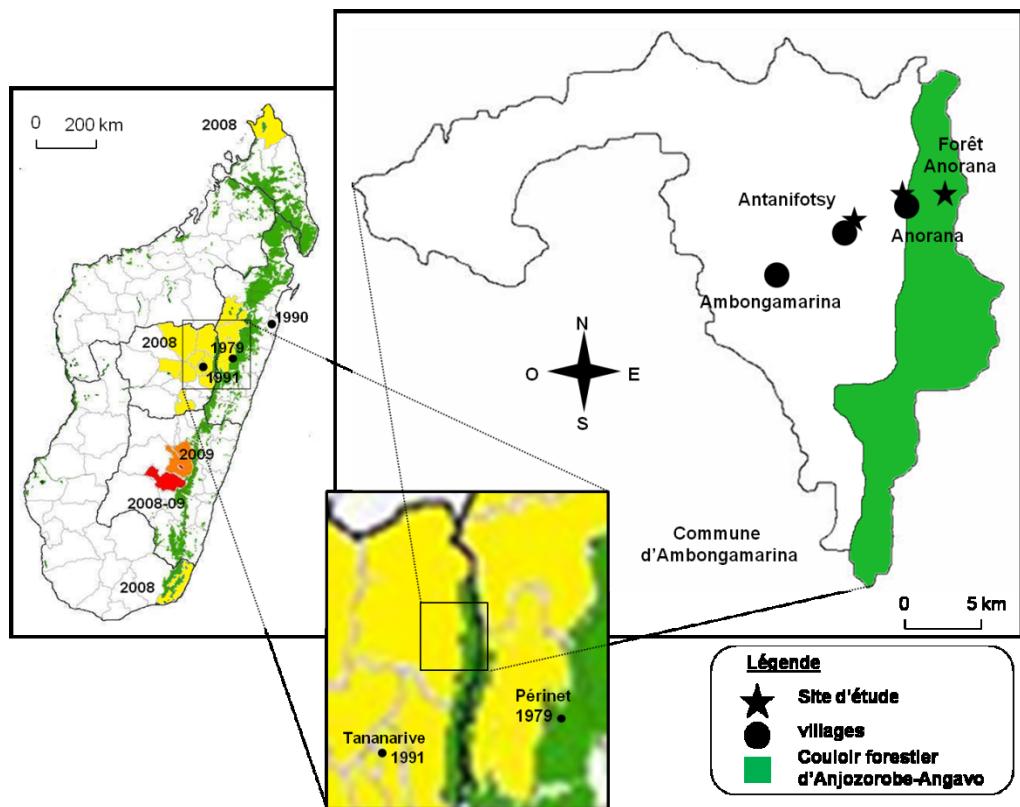


Figure 3 : Carte présentant la répartition des zones forestières de Madagascar, les périodes et les localités où la circulation du virus a été signalée : dans le Périnet où le virus a été isolé chez les moustiques en 1979, sur la côte Est et les Hautes Terres centrales où des épizooties ont été enregistrées respectivement en 1990 et 1991, et dans plusieurs régions de Madagascar où les épidémies-épizooties ont été enregistrées en 2008 (jaune), en 2009 (orange) et 2008-09 (rouge), et les trois sites d'étude de la commune d'Ambongamarina.

Il est à noter que la limite entre la région d'Antananarivo et celle de Toamasina passe par la crête de la station 1. Les aires protégées et non protégées se trouvent respectivement à l'Ouest et à l'Est de cette limite. Les stations 1 et 3 sont localisées dans l'aire protégée et font face à la rizière et au village d'Anorana. Ces deux stations se trouvent respectivement à 400 m et à 750 m de la lisière de la forêt. La station 2 se trouve du côté Est de la limite, à environ 950 m à l'Est de la lisière de la forêt, dans l'aire non protégée (tableau 2). Plusieurs espèces d'animaux sauvages (herpétofaune, oiseaux, micromammifères, lémuriens) peuvent y être rencontrées (Goodman *et al.* 2007).

Tableau 2 : Caractérisations géographiques de différentes stations de capture dans la forêt Anorana.

Station	Lignes	Altitude	Dist.	Acc. Hom.	Aire	Province
1	crête	~1334 m	~750 m	facile	protégée	Antananarivo
	vallée	~1254 m	~700 m	facile	protégée	Antananarivo
2	versant	~1255 m	~950 m	difficile	non protégée	Antananarivo
	vallée	~1154 m	~900 m	difficile	non protégée	Antananarivo
3	crête	~1345 m	~500 m	facile	protégée	Antananarivo
	vallée	~1293 m	~400 m	facile	protégée	Antananarivo

Dist. : distance entre la lisière de la forêt et la station d'étude (vers l'Est) ; **Acc. Hom.** : accessibilité à l'homme.

II - 1.2.2. Biotope lisière

Ce biotope se trouve dans le village d'Anorana à la position 18°18'20,8" Sud et 048°00'22,7" Est. Le village est formé de deux hameaux (Ouest et Est) qui sont séparés par des rizières de bas-fonds. Les deux hameaux se trouvent, à environ 1285 m d'altitude, dans la lisière de la forêt d'Anorana. Le village est délimité au Nord, à l'Est et au Sud par la grande forêt primaire, à l'Ouest par des reliques forestières, des marécages et des rizières. Environ quarante maisons en torchis forment le village. La majorité des habitations est constituée d'une seule pièce qui sert à la fois de chambre à coucher, de cuisine, de salle à manger et de grenier. Moins de cinq maisons, dont une école primaire, sont construites en brique de terre crue. Les habitants utilisent le bois de la forêt pour la cuisson, le chauffage et la construction. La famille est composée, en général, de deux parents et de 2 à 8 enfants. La végétation est constituée de la forêt primaire humide, de cultures vivrières et d'*Erica* sp. associés à des *Vetiveria* sp. repartie sur une petite surface très localisée.

II - 1.2.3. Biotope de Savane

Ce biotope se situe à 4,7 km au Sud-ouest de la forêt d'Anorana, dans le village d'Antanifotsy. Le village se trouve à 1295 m d'altitude, sur une colline située à la position 18°19'01.0" Sud et 047°58'23.5" Est. La majorité des habitations est en brique et comprend au plus un étage. Quelques-unes sont en torchis. Les clôtures sont souvent construites avec des tablettes de terres prélevées et empilées les unes sur les autres. Le paysage est formé d'étroites rizières de bas-fonds à l'Est et au Sud du village.



A



B

Figure 4 : (A) La forêt d'Anorana, le paysage de la lisère de la forêt, les habitations du village d'Anorana (vue du Sud) et (B) du village d'Antanifotsy (vue de l'Ouest).

Les pentes de la colline sont couvertes de cultures vivrières (manioc, maïs, haricot), de haies de sisal et de bananeraies. La majorité de la végétation herbacée est constituée d'*Erica* spp. et de *Vetiveria* sp. La végétation arbustive est constituée de *Pinus* sp. et d'*Eucalyptus* sp., regroupés sur une petite superficie et répartis autour du village.

II - 1.3. Climat de la commune d'Ambongamarina

En forêt, la température et l'humidité relative nocturnes (soir/matin) varient respectivement de 20°C/14°C et de 97%/99%. Les crachins et les averses sont fréquents en saison des pluies. En saison sèche, la température et l'humidité relative nocturnes varient respectivement de 15°C/9°C et de 82%/99% avec des crachins assez fréquents.

Dans le village d'Anorana, la température et l'humidité relative nocturnes (soir/matin) oscillent respectivement entre 22°C/18°C et 94%/99%. Les crachins, les averses et la brise sont fréquents pendant l'été. En hiver, la température et l'humidité relatives nocturnes oscillent respectivement entre 15°C/13,7°C et 87%/97%. Des faibles coups de vent froid, souvent nocturnes, sont fréquents.

Dans le village d'Antanifotsy, la température et l'humidité relative nocturnes oscillent respectivement de 23,3°C à 19,5°C et de 73% à 99%, en saison pluvieuse. Les crachins sont fréquents aussi bien le jour que la nuit. Des coups de vent brefs et violents sont fréquents. La pluie est généralement accompagnée de plusieurs coups de vent prolongés très violents. En hiver, la température et l'humidité relatives oscillent respectivement entre 14,4°C et 11°C et 78% à 97%. Les crachins sont assez fréquents suivis de plusieurs faibles coups de vent froids.

II - 1.4. Activité principale des habitants

II - 1.4.1. Agriculture

L'activité principale est l'agriculture qui est basée sur la culture permanente du riz. Les cultivateurs effectuent deux moissons de riz par an. La culture irriguée couvre 100% des rizières et procure une récolte au mois de mars (*vary vakiambiaty*) et une récolte entre le mois de décembre et le mois de janvier (*vary aloha*). La production de maïs, de patate douce et de manioc est peu développée et se pratique chaque année. Elle est souvent associée à d'autres cultures (comme de haricots).

II - 1.4.2. Élevage

L'élevage est une activité complémentaire des habitants. L'élevage de zébus, des moutons et des chèvres constitue une forme d'épargne et d'investissement. Dans les deux villages, les habitants pratiquent le parage des troupeaux près de leurs habitations la nuit. Dans le village d'Antanifotsy, les parcs à zébus se retrouvent le long du village tandis que ces parcs se retrouvent seulement dans le hameau Ouest dans le village d'Anorana. Dans ce dernier village, certains habitants pratiquent le gardiennage le jour.

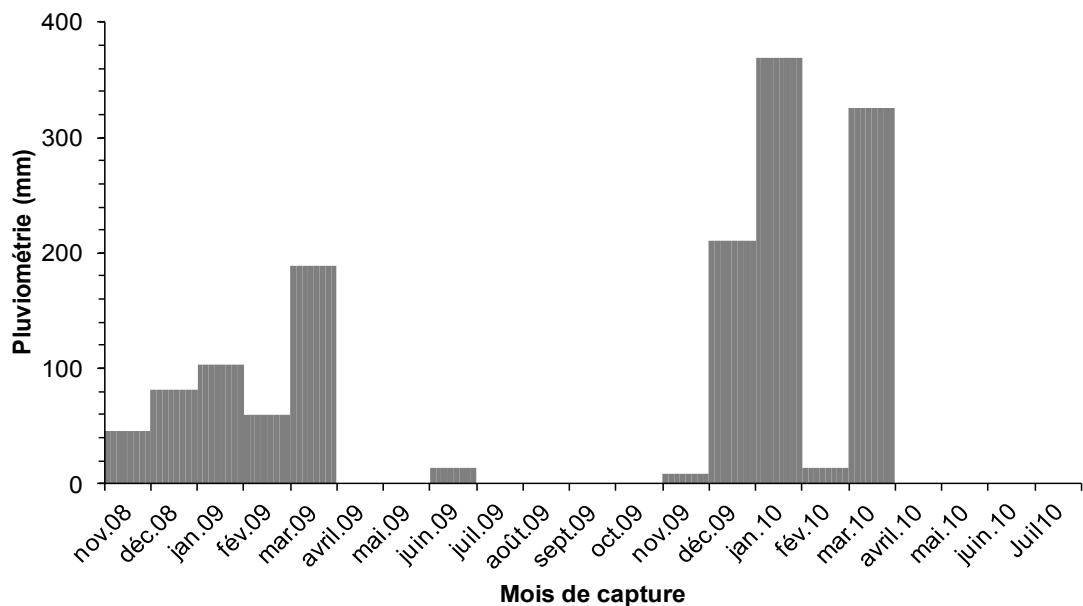


Figure 5 : Variation mensuelle de la pluviométrie prélevée dans la commune d'Ambongamarina.

Dans les deux villages, les ruminants domestiques sont laissés à pâturer souvent dans les rizières, les champs et les pentes non cultivées le jour. Dans le village d'Anorana, les zébus pâturent souvent au bord de la forêt humide le jour (Figure 6). Dans le même village, les habitants n'élevent pas les moutons et les chèvres.

L'aviculture se pratique traditionnellement et elle n'est pas considérée comme un véritable travail. Les poulets se nourrissent dans la brousse et des restes de nourriture que les habitants leur donnent. À cause des rats, les volailles sont souvent laissées en divagation pendant la nuit.

Nous n'avons trouvé que quatre cochons, seulement dans le village d'Antanifotsy. Selon les sources locales, les tabous obligent les habitants à éviter la consommation des cochons.

Chaque famille possède au moins un chien.

II - 1.4.2. Feux de brousse et exploitation de la forêt

Les feux de brousse permettent l'extension de terrains cultivables et de disposer de nouvelles pousses d'herbes destinées à nourrir les ruminants domestiques. Si les feux de brousse sont pratiqués généralement vers la fin de la saison sèche (août-octobre), de nombreux terrains embrasés par le feu ont été observés en novembre 2009. L'exploitation

des bois de la forêt constituait une ressource rapide de revenus. Cette exploitation s'est arrêtée avant 2008.

Le charbon forme l'une des principales sources de revenus des agriculteurs. Les matières premières sont les nouvelles pousses de troncs de *Pinus* sp. et *Eucalyptus* sp. Les nouvelles pousses sont récoltées chaque année sur une même souche d'arbre sans qu'un reboisement soit nécessaire.



Figure 6 : Zébus laissés pâturer au bord de la forêt humide d'Anorana et pratique du feu de brousse dans la lisière de la forêt.

II - 2 Biodiversité, répartition spatiale des espèces de moustiques de la commune d'Ambongamarina et vecteurs potentiels du virus de la FVR

II - 2.1. Principe

Cette partie s'agit de décrire la faune culicidienne susceptible d'être impliquée dans la transmission du virus de la FVR dans le district d'Anjozorobe.

Les questions importantes sont les suivantes :

(1)-Quelles sont les différentes espèces présentes dans la commune d'Ambongamarina ?

(2)-Quelles sont leurs distributions spatio-temporelles respectives ?

(3)-Quelles sont les espèces de moustiques déjà identifiées comme vecteurs potentiels du virus de la FVR dans la littérature ?

(4)-Les espèces de moustiques capables de maintenir le virus durant les périodes inter-épizootiques sont-elles présentes ?

Il était donc nécessaire de capturer les moustiques et de lister les espèces vectrices potentielles significativement abondantes qui sont susceptibles d'intervenir dans la transmission durant la récente épidémie-épizootie.

II - 2.2. Période de capture

L'étude a été menée de novembre 2008 à juillet 2010, avec une fréquence mensuelle de novembre à mars pour la saison pluvieuse et juin ou juillet pour la saison sèche. Les captures ont débuté en novembre 2008, en janvier 2009 et février 2009, respectivement pour la forêt d'Anorana, le village d'Antanifotsy et la lisière de la forêt (village d'Anorana). Les captures se sont déroulées sur 8 à 9 jours dans le biotope forestier, sur 2 à 3 jours dans le biotope lisière et sur 3 jours dans le biotope ouvert (Tableau 3).

Différents types de méthodes de capture ont été utilisées : capture des stades préimaginaux (larves et nymphes) et de stades imaginaux (mâles et femelles). Pour les captures d'imagos, deux catégories de captures sont à distinguer : capture d'imagos nocturnes et capture d'imagos diurnes. Ces méthodes de capture ont été utilisées selon le calendrier montré dans le tableau 6.

II - 2.3. Capture des stades préimaginaux

Les stades préimaginaux ont été prélevés à l'aide de plusieurs méthodes :

-par siphonages dans les cavités naturelles ou artificielles (troncs d'arbres, pneus et bambous) à l'aide d'un tuyau en plastique souple. Une fois aspirée, l'eau du gîte remplie de larves et de nymphes, est transvasée dans une assiette blanche si le gîte est petit ou dans un récipient en plastique si le gîte est volumineux.

-par utilisation d'un filet à larve (dipping) selon la méthode de Robert *et al.* (2002) dans les petits gîtes ouverts (flaques d'eau, marécage) à l'aide d'une assiette blanche.

-par utilisation d'un filet de capture dans les grands gîtes (rizières, étangs, trous de prélèvement de terre) selon la méthode de Robert *et al.* (2002). Les larves capturées sont transférées dans une assiette blanche préalablement remplie d'eau.

-par utilisation de pondoirs-pièges : l'eau du pondonoir-piège rempli de larves est transvasée dans une assiette blanche ou un récipient en plastique suffisamment volumineux.

Tableau 3 : Nombre de jours de capture effectués dans les trois types de biotopes.

Saison	Mois	Nombre de jours de captures					
		Forêt d'Anorana			Village	Village	Total
		Station 1	Station 2	Station 3	d'Anorana	d'Antanifotsy	
Saison des pluies	nov-08	3	3	3	NA	NA	9
	déc-08	3	3	3	NA	NA	9
	janv-09	3	3	3	NA	3	12
	fèvr-09	2	3	2	2	3	12
	mars-09	2	3	2	2	3	12
Saison sèche	juin-09	2	3	2	2	3	12
Saison des pluies	nov-09	2	2	2	3	3	12
	déc-10	2	2	2	3	3	12
	janv-10	2	2	2	3	3	12
	fèvr-10	2	2	2	3	3	12
	mars-10	2	2	2	3	3	12
Saison sèche	juil-10	2	2	2	3	3	12

NA : non analysé.

Tableau 4 : Période d'utilisation des différents types de méthodes de captures dans les trois sites d'études.

Mois	Typ/lar	Pl CDC	DM				Filet	Backpack	PMT	BG
			Z	M	V	H				
nov-08	X ^f	X ^f					X ^f			
déc-08	X ^f	X ^f					X ^f			
janv-09	X ^{fa}	X ^{fa}					X ^f			
fèvr-09	X ^{fla}	X ^{fla}	X ^{la}	X ^a			X ^f			
mars-09	X ^{fla}	X ^{fla}	X ^{la}	X ^a			X ^f			
juin-09	X ^{fla}	X ^{fla}	X ^{la}	X ^a				X ^{fla}		X ^{fla}
nov-09	X ^{fla}	X ^{fla}	X ^{la}	X ^{la}	X ^{la}	X ^{la}	X ^{fla}	X ^{la}	X ^{fla}	
déc-09	X ^{fla}	X ^{fla}	X ^{la}	X ^{la}	X ^{la}	X ^{la}	X ^{fla}	X ^{la}	X ^{fla}	
janv-10	X ^{fla}	X ^{fla}	X ^{la}	X ^{la}	X ^{la}	X ^{la}	X ^{fla}	X ^{la}		
fèvr-10	X ^{fla}	X ^{fla}	X ^{la}	X ^{la}	X ^{la}	X ^{la}	X ^{fla}	X ^{la}		
mars-10	X ^{fla}	X ^{fla}	X ^{la}	X ^{la}	X ^{la}	X ^{la}	X ^{fla}	X ^{la}		
juil-10	X ^{fla}	X ^{fla}	X ^{la}	X ^{la}	X ^{la}	X ^{la}	X ^{fla}	X ^{la}		

X : utilisation de la méthode dans les trois sites d'étude (**fla**), seulement dans la lisière de la forêt et village d'Antanifotsy (**la**), seulement dans la forêt et village d'Antanifotsy (**fa**) et seulement dans la forêt (**f**), **Typ/lar** : typologie des gîtes larvaires, **Pl CDC** : pièmes lumineux, **DM** : doubles moustiquaires-pièges à appât (**Z** : zébu, **M** : mouton ; **V** : volailles, **H** : homme), **PMT** : puits de Muirhead Thomson, **BG** : BioGent sentinel.



Figure 7 : Mise en élevage des stades préimaginaux dans une cage d'élevage (A) et dans les boîtes d'émergence (B).

Une fois dans l'assiette blanche, les stades préimaginaux ont été prélevés à l'aide d'une pipette à poire et ont été directement conservés dans l'éthanol à 70%, ou mis dans une cage d'élevage (ou boîtes d'émergence) jusqu'au stade adulte. Les stades préimaginaux conservés ont été montés entre les lames et lamelles. Les adultes émergés ont été montés sur la minutie et conservés dans les boîtes de collection en attente d'identification.

II - 2.4. Captures d'imagoes nocturnes

II - 2.4.1 Pièges lumineux

Dix à douze pièges lumineux du type CDC ont été utilisés. Ces pièges ont été alimentés avec des quatre piles de 1,5 volt chacune et/ou une batterie rechargeable de 6 volts. Chaque piége est muni d'une lumière blanche qui attire les insectes. Un ventilateur localisé sous la lumière aspire les insectes de petite taille vers la nasse à moustique. Deux clapets mobiles entre le ventilateur et la nasse à moustique se ferment automatiquement lorsque l'appareil s'éteint. Ces pièges ont été placés vers 17h30. La récupération des nasses à moustiques s'effectue vers 05h30 du matin.

Dans la forêt d'Anorana, 5 à 6 pièges lumineux ont été répartis sur chaque ligne de capture. Deux pièges lumineux successifs ont été espacés de 16 m dans chacune des lignes.

Dans les deux villages, les pièges lumineux ont été placés près des parcs à zébus, dans les poulaillers, dans le jardin et les buissons, près des habitations humaines, sur les

marécages. Dans le village d'Antanifotsy, des pièges lumineux ont été aussi placés à l'extérieur et à l'intérieur d'une bergerie.

II - 2.4.2. Double moustiquaires-pièges

Cette méthode a seulement été utilisée dans les deux villages depuis février 2009. Il s'agit de capturer les moustiques à l'aide d'un système double moustiquaire-piège appâté. Quatre types d'appâts ont été utilisés : homme, volailles, mouton et zébu.

Chaque système est constitué de deux moustiquaires non imprégnées d'insecticide. La moustiquaire interne est tendue et fixée sur quatre piquets de 1,5 m. Son bord inférieur touche le sol pour protéger l'appât de piqûres de moustiques. La moustiquaire externe est tendue fixée sur quatre piquets de 2 m. Son bord inférieur se trouve à 40 cm au-dessus du sol pour permettre l'entrée des moustiques attirés.

Les moustiques piégés ont été récupérés à l'aide d'un aspirateur à bouche ou électrique et de l'aspirateur dorsal (backpack) entre 22h et 22h30, 02h et 02h30 et à 06h30 du matin.

II - 2.5. Capture d'imagos diurnes

II - 2.5.1. Filet

Nous avons utilisé un filet à papillons pour faire des captures diurnes. Il s'agit de secouer les branches d'arbres et les buissons pour faire sortir les insectes aux repos puis les capturer au filet. Cette méthode a été utilisée avant juin 2009.

II - 2.5.2. Aspirateur Backpack CDC

Cette méthode a été utilisée depuis juin 2009. Il s'agit d'un aspirateur à dos muni d'un ventilateur dorsal alimenté par une batterie rechargeable de 12 volts, d'un long tube souple et d'un tube rigide sur lequel est fixée une boîte à moustiques détachable.

Grâce à cet appareil, plusieurs gîtes de repos naturels ou artificiels ont été inspectés (les buissons, les trous naturels, les trous d'arbres, les habitations, les fosses perdues, à l'intérieur et à l'extérieur des maisons, les étables et bergeries, les toilettes et les puits de Muirhead Thomson). Cet appareil permet aussi de capturer rapidement les moustiques piégés dans les doubles moustiquaires-pièges.

II - 2.5.3. Puits de Muirhead Thomson (PMT)

Il s'agit d'un trou qui se comporte comme un gîte de repos artificiel pour les moustiques (Muirhead Thomson 1958). Ce trou est rectangulaire et possède 150 à 180 cm de profondeur, 120 à 150 cm de long et 90 à 120 cm de large. Ses quatre faces verticales sont munies de nombreuses cavités.

Cinq PMT ont été creusés à l'extérieur des villages. Cette méthode de capture a été utilisée entre novembre 2009 et juillet 2010 dans les deux villages. Les moustiques trouvés au repos ont été aspirés à l'aide de l'aspirateur dorsal backpack.

II - 2.5.4. BG sentinel (Biogent Sentinel Trap)

Il s'agit d'un appareil originellement conçu pour capturer les *Aedes*. L'appareil est pliable et il est muni d'une couverture blanche. Il est cylindrique pour une dimension de 36 cm de diamètre à la base sur 40 cm de hauteur.

Le BG-sentinel est combiné avec des appâts « BG-Leurre » contenant de l'Octenol. Ces appâts sont déjà combinés avec des substances non toxiques et ils sont aussi présents sur la peau humaine comme les ammoniacs, les acides lactiques et les acides gras.

Le ventilateur, situé au fond du BG et alimenté par une batterie de 12 volts, crée un courant d'air ascendant qui achemine l'odeur du BG-Leurre à travers les mailles du couvercle. Les insectes attirés sont aspirés dans le piège, à travers un tuyau noir, par un fort courant d'air descendant créé par le même ventilateur. Les insectes attirés sont retenus dans une pochette noire à mailles fines. Cette méthode a été utilisée nuit et jour dans tous les sites d'étude.

II - 2.6. Traitement des moustiques

Les moustiques vivants ont été anesthésiés dans une boîte remplie de vapeur de chloroforme. L'identification morphologique des adultes a été effectuée sous loupe binoculaire à l'aide de la clé dichotomique de détermination de Fontenille (1989 non publié) et de Brunhes et Hervy (1995).

Les moustiques ont été comptés et mis en lots monospécifiques dans les cryotubes de 1,5 ml selon l'espèce, le sexe, l'état de gorgement des femelles, les lieux et les dates de captures. Les lots ont été conservés sur le terrain dans l'azote liquide et à -80°C à l'IPM pour la détection virale.

Pour confirmer la présence d'une espèce appartenant à un groupe d'espèces, 10 spécimens du groupe Pipiens et 20 spécimens du groupe Neavei ont été apportés dans le

laboratoire de l'IRD Montpellier pour analyser la morphologie du génitalia mâle selon respectivement la taxonomie de Harbach (1988) et Jupp (1971). Des analyses moléculaires ont été effectuées sur des gènes mitochondriaux (Annexe 2 & 3). La détermination des espèces d'*Anopheles squamosus* ou d'*An. cydippis* (Annexe 1) a été réalisée à l'état larvaire en utilisant la clé de Grjebine (1966). Le diagnostic des espèces du complexe *An. gambiae* a été réalisée sur la tête, les ailes et ou les pattes de moustiques selon la méthode de Scott *et al.* (1993).



Figure 8 : Matériels de captures : BG sentinel et batteries rechargeables (a), pièges lumineux CDC (b), doubles moustiquaires (appâtées) (c), backpack (d), filet de capture (e).

II - 2.7. Analyse statistique de la biodiversité

Basé sur la présence ou l'absence des espèces de moustiques dans chaque biotope, l'indice de Jaccard a été calculé dans un programme SYSTAT (version 6.0.1, 1996, SPSS, Inc.). La similarité de la biodiversité culicidienne entre les trois biotopes a été calculée et un dendrogramme de similarité entre les différents biotopes considérés a été établi.

$$\text{Indice Jaccard} = \frac{C}{(N_1+N_2)-C}$$

Équation 3 : Formule de l'Indice de Jaccard.

N_1 = nombre d'espèces présentes dans le biotope 1, N_2 = nombre d'espèces présentes dans le biotope 2 et C = nombre d'espèces communes aux deux biotopes.

II - 3. Capacité vectorielle des moustiques vecteurs potentiels d'Ambongamarina

II - 3.1. Principe

Dans cette partie, les questions pour considérer le rôle des espèces candidates dans la transmission du virus de la FVR sont les suivantes :

-à quelle période de l'année sont-elles abondantes, relativement à la récente épidémie-épizootie ?

-la durée de vie de ces vecteurs potentiels est-elle compatible avec le cycle extrinsèque du virus de la FVR ?

-sur quel vertébré parmi les hôtes disponibles, en particulier déjà impliqués dans la circulation du virus de la FVR, se gorgent ces vecteurs ?

-à quel moment les vecteurs potentiels sont-ils actifs ?

-quels sont leurs gîtes de repos ?

L'objectif est donc l'évaluation du degré d'interaction entre vecteurs potentiels cibles et les hôtes vertébrés disponibles de la commune d'Ambongamarina. Pour ce faire, les paramètres entomologiques à analyser sont : la dynamique des populations, la longévité, le comportement trophique, l'agressivité et le comportement de repos des espèces vectrices potentiels.

II - 3.2. Étude de la dynamique des populations

L'étude de la dynamique des populations vectorielles a été réalisée sur les cinq vecteurs retenus candidats. Elle a été menée en analysant les résultats obtenus à l'aide de pièges lumineux CDC.

II - 3.3. Étude du taux de parturité

L'analyse du taux de parturité a été effectuée entre novembre 2009 et juillet 2010 chez les plus abondantes espèces présentes dans chaque biotope : *Cx. pipiens* pour la forêt d'Anorana et *An. squamosus* pour les deux villages. Des dissections au niveau des ovaires des femelles non gorgées capturées à l'aide de pièges lumineux, ont été réalisées sous loupe binoculaire, sur lame et dans de l'eau distillée. Ensuite, la préparation a été mise à l'air libre

pour sécher les ovaires. La détermination des femelles nullipares et pares a été réalisée selon la méthode de Detinova (1961) sous microscope photonique à moyen grossissement. Les femelles nullipares présentent des trachéoles ovariennes en pelote tandis que chez les femelles pares les trachéoles sont distendues.

II - 3.4. Étude du comportement trophique

Pour mener cette étude, deux méthodes ont été utilisées : une méthode indirecte et une méthode directe.

II - 3.4.1. Hôtes disponibles

Des inventaires d'hôtes disponibles ont été effectués dans les deux villages. Pour cela nous avons établi une liste de noms des chefs de familles dans chaque village. Ensuite nous avons établi un questionnaire sur le nombre de personne de chaque foyer, les espèces d'animaux domestiques que chaque famille possède. La présence des rats a été seulement étudiée par simple observation. Ainsi dans les deux villages, les rats sont apparus très abondants.

Tableau 5: Hôtes vertébrés disponibles dans les deux biotopes.

	Maisons	Habitants	Volailles	Mout/ chèv	Zébus	Chiens	Porcs
Village d'Anorana	39	204	526	0	25	17	0
village d'Antanifotsy	120	553	687	18	289	84	4

Mout/chèv : moutons/chèvres.

II - 3.4.2. Méthode indirecte

Cette étude a été menée entre novembre 2009 et juillet 2010. Il s'agit d'une étude de l'attrait des hôtes domestiques sur les moustiques à l'aide de quatre systèmes de doubles moustiquaires pièges (DMP) appâtés. La réalisation de cette méthode est inspirée par celle de Ba *et al.* (2006). Elle a été modifiée en plaçant les DMP autour d'un parc à zébus contenant sept à neuf zébus. Une DMP vide (non appâtée) servait de témoin et les quatre autres étaient appâtées d'un homme, d'une brebis, d'un zébu et cinq oies pour pondérer l'effet du poids et la production de CO₂. Pour cette étude, une brebis de l'unité virologie de l'Institut Pasteur de Madagascar a été amenée dans les deux villages. Une rotation d'appât a été effectuée pour éviter les biais relatifs au positionnement. Les moustiques devraient être

attirés par leurs hôtes préférentiels avant d'attaquer les zébus dans le parc. Dans le village d'Anorana, cette étude a été menée dans le hameau ouest du village.

II - 3.4.3. Méthode directe

Cette méthode consiste à analyser l'origine des repas de sang des femelles gorgées collectés lors des captures diurnes pendant les deux années d'études. Ces femelles gorgées ont été trouvées au repos et capturées vers 7 heures du matin, par aspiration à l'aide d'un aspirateur à bouche et aspirateur backpack, dans les puits de Muirhead Thomson creusés aux environs des deux villages, dans les fosses, à l'intérieur des habitations humaines, dans les poulaillers, dans les toilettes et les ruines. Au laboratoire, l'origine des repas de sang a été déterminée par une technique immunologique ELISA (Enzyme-Linked ImmunoSorbent Assay) selon le protocole de Beier *et al.* (1988). Une gamme d'anticorps correspondant aux hôtes disponibles dans les deux villages (homme, bovins, porcs, moutons, chèvres, poules, chiens et rats) ont été testés.

II - 3.4.4. Étude du comportement de repos

L'étude de l'exophilie et de l'endophilie a été réalisée en analysant les résultats obtenus par capture diurne dans les différents types de gîtes de repos (faunes résiduelles à l'intérieur et à l'extérieur des habitations humaines).

II - 3.4.5. Analyse statistique des données

Le test Khi carré de Pearson (χ^2) a été utilisé pour comparer les variables catégorielles. $p \leq 0.05$ était le seuil choisi pour déterminer la significativité du test. L'analyse statistique a été réalisée en utilisant le logiciel R version 2.10.1 (R Foundation for Statistical Computing, 2009, Vienna, Austria. ISBN 3-900051-07-0, URL <http://www.r-project.org>.).

II - 4. Liste actualisée des espèces de moustiques malgaches

II - 4.1. Historique

Les travaux sur les moustiques de Madagascar remontent vers la moitié du 19^{ème} siècle avec le signalement d'*Aedes aegypti* (Linnaeus 1762) (Bigot 1859). Les travaux de Laveran ont permis ensuite de décrire *Anopheles coustani* de Madagascar (Laveran 1900) et d'établir les premiers renseignements sur les Culicidae malgaches (Laveran 1903 ; 1904).

En 1920, différentes espèces présentes dans les îles de l’Océan Indien ont été listées (Edwards 1920b) parmi lesquelles huit espèces pour le genre *Anopheles*, quatre pour *Aedes*, onze pour *Culex* et une pour chacun des genres : *Uranotaenia*, *Coquillettidia*, *Mansonia*, *Eretmapodites* et *Orthopodomyia*.

La mise en place de l’Institut de Recherche Scientifique de Madagascar (IRSM) en 1946 a permis l’extension du nombre d’entomologistes médicaux et l’augmentation rapide du nombre d’espèces décrites. En moins de trois années, Van Someren a publié la description de cinq nouvelles espèces : *Anopheles fuscicolor*, *An. notleyi*, *Aedes madagascarensis*, *Ae. phillipi* et *Orthopodomyia vernoni* (Van Someren 1947, 1949).

Les études se sont focalisées sur le genre *Anopheles* vu l’intérêt des espèces appartenant à ce genre Culicidae dans la transmission du paludisme humain. Les travaux de Grjebine (1966) illustrent une monographie complète sur les 28 espèces ou sous-espèces d’*Anopheles*, parmi lesquelles 11 espèces endémiques malgaches appartiennent à la série *Neomyzomyia*. Suite à des inventaires systématiques, les *Anopheles* malgaches ont été subdivisés en deux sous-genres : le sous-genre *Anopheles* représenté par trois espèces dont une endémique malgache et le sous-genre *Cellia* représenté par 23 espèces dont 11 endémiques (Brunhes *et al.* 1998 ; Grjebine 1966). Certaines espèces d’*Anopheles* malgaches ont fait l’objet de révision systématique. Brunhes *et al.* (1998) ont mis en *nomen dubium* *An. (Anopheles) fuscicolor soalalaensis* Grjebine et Lacan, 1953, *An. (Cellia) arnoulti* Grjebine, 1966 et *An. (Cellia) courdurieri* Grjebine, 1966 suite à une perte de l’holotype, un manque de stades à décrire, une extrême proximité morphologique avec d’autres espèces et l’absence de signalement depuis leurs premières descriptions respectives.

Entre 1959-1982, l’étude sur les vecteurs potentiels de la filariose a permis à Brunhes et d’autres auteurs d’inventorier différentes espèces de Culicidae malgaches et de décrire des espèces endémiques comme *Aedes sylvaticus*, *Ae. brygooi*, *Culex chauveti*, *Cx. brenguesi*, *Cx. pandani*, *Cx. comorensi*, *Cx. carleti* et *Uranotaenia anopheloides* dans la Grande Ile (Brunhes 1969, 1977, 1982 ; Brunhes et Rambelo 1968 ; Brunhes et Ravaonjanahary 1971, 1973 ; Brunhes et Razafindrasolo 1975).

Ravaonjanahary en 1978, réalise un inventaire entomologique et une étude de la biogéographie des espèces d’Aedinae malgaches, et signale, huit sous-genres d’*Aedes* regroupant 23 espèces. Le sous-genre *Ochlerotatus* est représenté par une espèce, le sous-genre *Neomelaniconion* par deux espèces, le sous-genre *Mucidus* par deux espèces, le sous-genre *Diceromyia* par deux espèces, le sous-genre *Stegomyia* par trois espèces, le sous-genre *Skusea* par trois espèces, le sous-genre *Finlaya* par quatre espèces et le sous-genre

Aedimorphus par six espèces. Rodhain et Boutonnier décrivent *Ae. coulangesi* en 1982 et *Ae. ambreensis* en 1983 et actualisent la liste des *Aedes* du sous-genre *Diceromyia* (Rodhain et Boutonnier 1983a, 1983b).

Fontenille en 1989 publie une monographie sur les circuits de vécion des arbovirus à Madagascar et une liste de la faune culicidienne malgache constituée à l'époque de 13 genres et 177 espèces. Trois espèces d'*Aedes* (*Aedimorphus*) : *Ae. albodorsalis*, *Ae. masoalensis* et *Ae. mathioti* ont été décrites par Fontenille et Brunhes en 1985. Le Goff *et al.* initie une révision du sous-genre *Neomelaniconion*, l'absence d'*Ae. palpalis* et la présence de cinq nouvelles espèces (*Ae. albiradius*, *Ae. belleci*, *Ae. fontenillei*, *Ae. nigropteron* et *Ae. sylvaticum*) endémiques de Madagascar, sont confirmées (Le Goff *et al.* 2007). Reinert (2000) propose de diviser le genre *Aedes* en deux genres : *Aedes* et *Ochlerotatus*. Ces deux genres ont à nouveau été remaniés et tous les sous-genres ont été élevés au rang de genre, parmi lesquelles figurent les genres : *Aedes*, *Diceromyia*, *Neomelaniconion*, *Stegomyia*, *Ochlerotatus*, *Finlaya*, *Levua* et *Mucidus* (Reinert *et al.* 2004).

Le genre *Hodgesia* représenté par une espèce découverte à Taolagnaro et non encore décrite jusqu'à présent était mentionné en 1989 (Fontenille 1989). En 1995 Brunhes et Hervy proposent une liste d'espèces du genre *Orthopodomyia* dont 8 sont endémiques malgaches parmi lesquelles six espèces sont récemment décrites (Brunhes et Hervy 1995).

En 2003, la liste des espèces de moustiques malgaches a été réactualisée par Duchemin *et al.* (2003). Quatorze genres représentés par 178 espèces ont été listée.

En 2004, Da Cunha Ramos et Brunhes ont signalé 70 espèces d'*Uranotaenia* subdivisées en sous-genres *Pseudoficalbia* et *Uranotaenia* dans la sous-région malgache. Quarante sept espèces font l'objet d'une description récente à Madagascar et 63 sont considérées comme endémiques malgaches (da Cunha Ramos et Brunhes 2004). En 2011 Brunhes, Boussès et da Cunha Ramos décrivent *Aedeomyia madagascarica* (Brunhes *et al.* 2011).

II - 4.2. Objectifs

Dans le cadre de ce travail sur les vecteurs potentiels du virus de la fièvre de la vallée du Rift à Madagascar, la liste des espèces de moustiques signalées sur la Grande île est réactualisée. Les objectifs sont (i) extrapoler les résultats entomologiques obtenus dans la commune d'Ambongamarina à l'échelle de Madagascar, (ii) fournir des informations sur la répartition géographique et la biologie des espèces de moustiques malgaches et (iii) estimer le risque entomologique de la diffusion du virus de la FVR pendant les périodes inter-

épizootiques et épidémiques dans tous les domaines biogéographiques malgaches. En effet depuis la dernière liste publiée en 2003 (Duchemin *et al.* 2003) de nombreuses espèces ont été décrites ou signalées, d'autres ont été retirées des inventaires, faisant passer le nombre d'espèces signalées de 178 à 229.

II - 4.3. Méthodologie

Les noms d'espèces et de genres sont les noms actuels cités dans les trois sites internet consultés suivants: <http://www.arim.ird/>; <http://mosquito-taxonomic-inventory.info/> et <http://www.mosquitocatalog.org/>. L'implication de certaines espèces afro-malgaches, connues de la région afro-tropicale, dans la transmission de différents arbovirus, a été réalisée en consultant un site internet nommé : <http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>. La liste réactualisée a été établie à la lumière des publications récentes en excluant les synonymies et les changements de nom d'espèces et en éliminant les espèces qui sont citées par erreur dans les sites internet précédents.

En attendant que les débats en cours sur la classification de la tribu des Aedini aboutissent à des conclusions plus consensuelles, nous avons maintenu l'ancienne nomenclature suivant les recommandations de Weaver (2005).

Seules les espèces signalées dans les publications sont listées et chaque espèce est citée comme suit : genre (sous-genre) espèce, descripteur(s), année de la première description, auteur(s), année de la première mention à Madagascar et endémicité éventuelle. Les gîtes potentiels possibles sont mentionnés pour chaque espèce s'ils sont déjà décrits à Madagascar, ainsi que leur distribution par grandes zones biogéographiques malgaches (Figure 17), et le rôle de vecteur potentiel démontré ou possible dans le monde. Les abréviations utilisées pour les noms d'espèces sont celles de Reinert (Reinert 2001).

Résultats globaux

III - Résultats globaux

III - 1. Biodiversité et distribution dans les différents biotopes

III - 1.1. Typologie des habitats des stades préimaginaux

III - 1.1.1. Forêt d'Anorana

Les larves d'*Orthopodomyia milloti* et *Or. fontenillei* ont été exclusivement retrouvées en abondance dans les trous d'arbre profonds. L'eau du gîte était opaque, noire et remplie de matière organique en décomposition (Figure 9b). Les larves d'*Aedes philippi* ont été exclusivement trouvées dans les trous d'arbres à eau claire, moins profonds. Les larves d'*Uranotaenia* colonisent un large spectre de gîtes (trous d'arbres, pondoir-pièges, interstices rocheux, gîtes sur les rochers, bambous) (Figure 9). *Lutzia tigripes* était la seule espèce colonisant une grande flaue d'eau remplie de débris végétaux et d'algues aquatiques.

Les larves d'*Anopheles lacani* ont été uniquement trouvées en abondance dans les ruisseaux à courant lent. Les larves de cette espèce collent leur extrémité abdominale sur la paroi des débris végétaux. En dehors de la forêt, élever les stades préimaginaux d'*An. lacani* était très difficile pour obtenir des adultes. Nous avons cependant obtenu une émergence en mettant un piège spécial au-dessus des gîtes de développement larvaire (Figure 10).

III - 1.1.2. Les deux villages

Dans les deux villages, les larves d'*Anopheles squamosus* et *An. coustani* ont été trouvées en abondance dans les trous de prélèvement de terre et dans les bas-fonds inondables. Ces types de gîtes se retrouvent dans les deux villages. Ils présentent des formes irrégulières et des dimensions très diverses. L'eau de ces gîtes est souvent claire et exposée au rayonnement solaire. Ils sont couverts de végétaux aquatiques et semi-aquatiques dressés et contiennent plusieurs débris de végétaux en décomposition. La température se trouve entre 20°C à 22°C. Ces deux espèces d'*Anopheles* ont été trouvées associées à *Uranotaenia* sp., *Cx. decens*, *Cx. argenteopunctatus*, *Cx. univittatus*, *Cx. antennatus* et *Lt. tigripes*. Cette dernière était la seule espèce colonisant les pneus usés du village d'Anorana (>1000 larves/gîte) (Figure 11d). Les larves d'*An. coustani* colonisent un large spectre de gîtes (marécages, rizières, ruisseaux, bas-fonds inondables, trous de prélèvement de terre) dans les deux villages.

Les larves d'*Uranotaenia* ont été exclusivement trouvées dans les pondoirs-pièges et dans les pneus usés. *Aedes interruptus* et *Cx. pipiens* ont été trouvés dans les pneus usés dans

le village d'Antanifotsy (Figure 11e). Les rares spécimens collectés dans les rizières étaient *An. coustani* et *An. squamosus*. Les marécages se trouvent entre la forêt et les rizières du village d'Anorana et aux environs du village d'Antanifotsy.

Dans le village d'Anorana, les ruisseaux issus de la forêt débouchent dans ces marécages et maintiennent le niveau d'eau pendant l'année. Ces gîtes sont remplis de végétaux aquatiques et semi-aquatiques (Figure 11b), et leur température varie de 16 à 17°C. Dans le village d'Antanifotsy, ces marécages sont à côté des rizières (Figure 11d) et s'assèchent en saison sèche. Nous y avons trouvé des larves d'*An. squamosus*, *An. coustani*, *Lutzia tigripes*, *Cx. decens*, *Cx. argenteopunctatus* et *Uranotaenia* sp.

Nous avons observé aussi la présence de prédateurs dans certains gîtes. Dans la forêt d'Anorana, les ruisseaux contiennent des crustacés d'eau douce, alors que des larves d'odonates, des poissons et des têtards sont trouvées dans les rizières et les gîtes ouverts (trous de prélèvement de terre, bas-fonds inondables) dans les deux villages.



Figure 9 : Les différents types de gîtes observés en forêt.

dépression sur les rochers (a), b : trous d'arbre à *Orthopodomyia*, c : bambou, d : flaqué d'eau à *Lt. tigripes*, e : ruisseaux à *An. lacani*, g : flaqué d'eau à *Culex* sp. et h : pondoir-pièges à *Uranotaenia* sp.

Tableau 6 : Typologie des gîtes larvaires dans les trois biotopes de la commune d'Ambongamarina.

* présence de larve dans le gîte.

**présence en abondance de larve dans le gîte.

Gîtes	T° moyenne	Profondeur	Diam/larg	Qualité	Fe(OH)3	Transparence	Etat	Mat/org	Espèces	Quantité	Prédateur
Forêt d'Anorana											
trous de rocher	15°C	<5cm	~15cm	claire	non	transparente	calme	feuille	<i>Uranotaenia sp</i>	**	non
trous d'arbre	15°C	<10cm	~10cm	teintée	non	transparente	calme	feuille et tige	<i>Ae. philippi</i>	*	non
									<i>Uranotaenia sp</i>	*	
trous d'arbre	15°C <t°<16°C	<20cm	~10cm	noire	non	opaque	calme	feuille, tige, champignon	<i>Or. milloti</i>	**	non
									<i>Or. fontenillei</i>	**	
									<i>Uranotaenia sp</i>	*	
bambous coupés	16°C	<10cm	~3cm	teintée	non	opaque	calme	-	<i>Uranotaenia sp</i>	**	non
Flaque d'eau	16°C	<10cm		noire	non	opaque	agité	feuille, tige	<i>Culex sp</i>	**	
Flaque d'eau	15°C <t°<16°C	>20cm	~50cm	claire	non	transparente	agité	feuille, tige, algue aquatique	<i>Lt. tigripes</i>	**	crustacés
ruisseaux	16°C <t°<17°C	<15cm	~1m	teintée	non	opaque	agité	feuille	<i>An. lacani</i>	*	crustacés
interstices rocheuse	16°C <t°<17°C	<10cm	~5cm	teintée	non	opaque	calme	-	<i>Uranotaenia sp</i>		
pondoir-piège	16° <t°<18°C	<10cm	10cm	claire	non	transparente	calme	feuille	<i>Uranotaenia sp</i>	**	

Tableau 6 : Typologie des gîtes larvaires dans les trois biotopes de la commune d'Ambongamarina (Suite).

Gîtes	T° moyenne	Profondeur	Diam/larg	Qualité	Fe(OH)3	Transparence	Etat	Mat/org	Espèces	Quantité	Prédateur
Village d'Anorana											
mârécage	16°C< t° <17°C	10<p<30cm	-	noire	non	opaque	calme	feuille, tige, algue	<i>An. squamosus</i> <i>An. coustani</i> <i>Lt. tigripes</i> <i>Uranotaenia sp</i>	*	têtards
rizière	17°C< t° <19°C	<30cm	-	teinté	oui	opaque	calme	feuille, tige	<i>An. coustani</i>	**	
trou de prélèvement de terre	20°C< t° <22°C	10cm<p<30cm	3m	claire	non	transparente	calme	feuille, tige	<i>An. squamosus</i> <i>Lt. tigripes</i> <i>Cx. decens</i>	** ** *	têtards, poissons, larves d'odonates
pondoir-piège	20°C< t° <22°C	<10cm	10cm	claire	non	transparente	calme	-	<i>Uranotaenia sp</i>	*	
ruisseaux	18°C	50 cm	~1m	claire	non	transparente	trouble	-	<i>An. coustani</i>	*	poissons
empreinte	20°C	10cm<t°<15cm	~30cm	teintée	non	opaque	calme	-	<i>An. squamosus</i>	*	non
flaque	-	<5cm	~30cm	claire	non	transparente	calme	-	<i>An. coustani</i>	*	non
pneu	-	<	~30cm	claire	non	transparente	calme	-	<i>Lt. tigripes</i>	*	<i>Lz. tigripes</i>

Tableau 6 : Typologie des gîtes larvaires dans les trois biotopes de la commune d'Ambongamarina (Suite).

Gîtes	T° moyenne	Profondeur	Diam/larg	Qualité	Fe(OH)3	Transparence	Etat	Mat/org	Espèces	Quantité	Prédateur
Village d'Antanifotsy											
marécage	16°C< t° <17°C	10< p <30cm	-	teintée	non	opaque	calme	feuille, tige, algue	<i>An. squamosus</i>	**	têtards, , larves d'odonates
rizières	17°C< t° <19°C	<30cm	-	teintée	oui	opaque	calme	-	<i>An. squamosus</i>	*	
									<i>An. coustani</i>	**	
pondon-piège	20°C< t° <22°C	<10cm	10cm	claire	non	transparente	calme	-	<i>Uranotaenia sp</i>	**	non
ruisseaux	18°C	50 cm	~1m	claire	non	transparente	trouble	-	<i>An. coustani</i>	*	poissons
pneu	-	<	~30cm	claire	non	transparente	calme	-	<i>Cx. pipiens</i>	*	non
									<i>Ae. interruptus</i>	*	
									<i>Uranotaenia sp</i>	*	
trou de prélèvement de terre	20°C< t° <22°C	10cm< p <30cm	3m	claire	non	transparente	calme	feuille, tige	<i>An. squamosus</i>	**	têtards, poissons, larves d'odonates
bas fond inondable	20°C< t° <22°C	<40cm	5m	claire	non	transparente	calme	-	<i>An.squamosus</i>	**	
									<i>Cx. decens</i>	**	
									<i>Cx. univittatus</i>	**	têtards, poissons,
									<i>Cx. antennatus</i>	**	larves d'odonates
									<i>Lt. tigripes</i>	**	
									<i>An. coustani</i>	**	

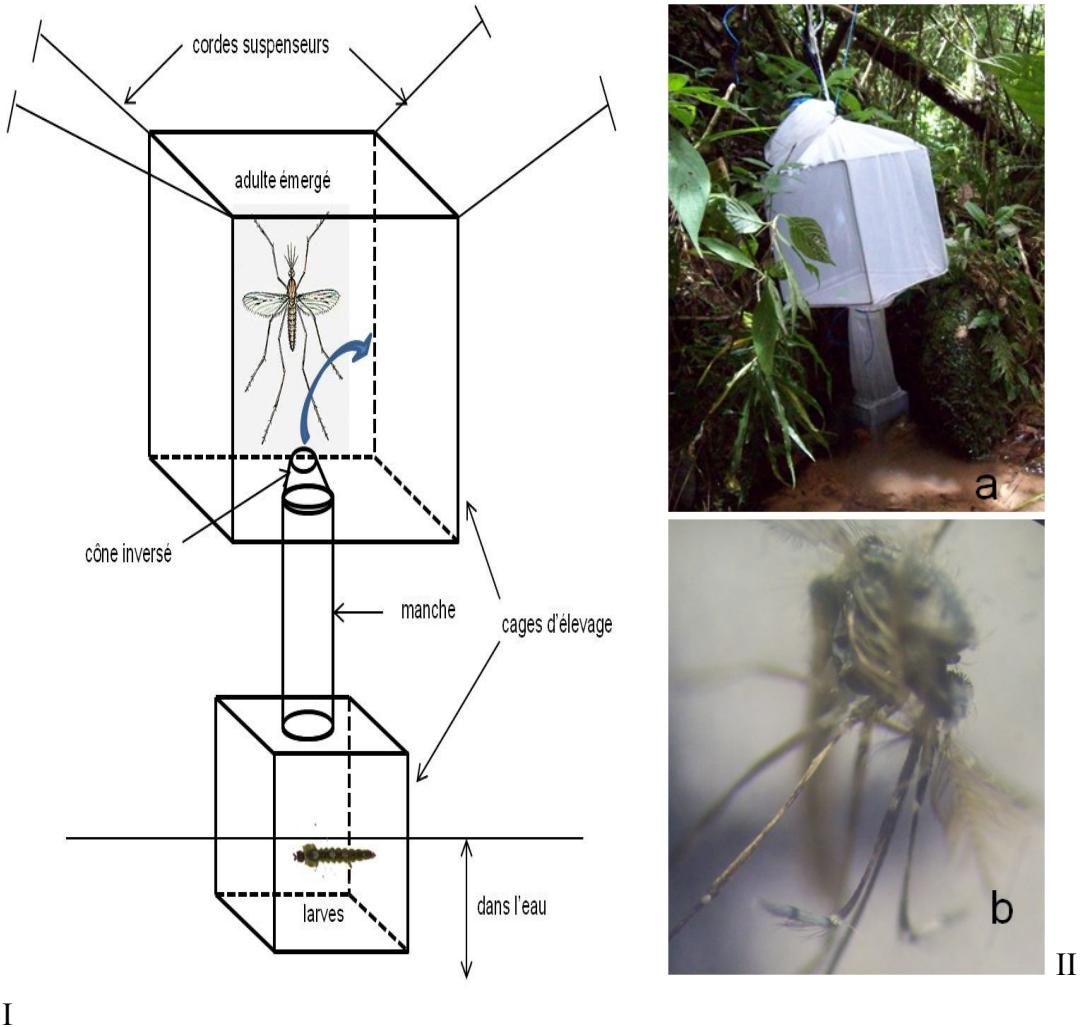


Figure 10 : I et IIa) dispositif permettant d'obtenir *Anopheles lacani* adulte (IIb) dans la forêt d'Anorana.

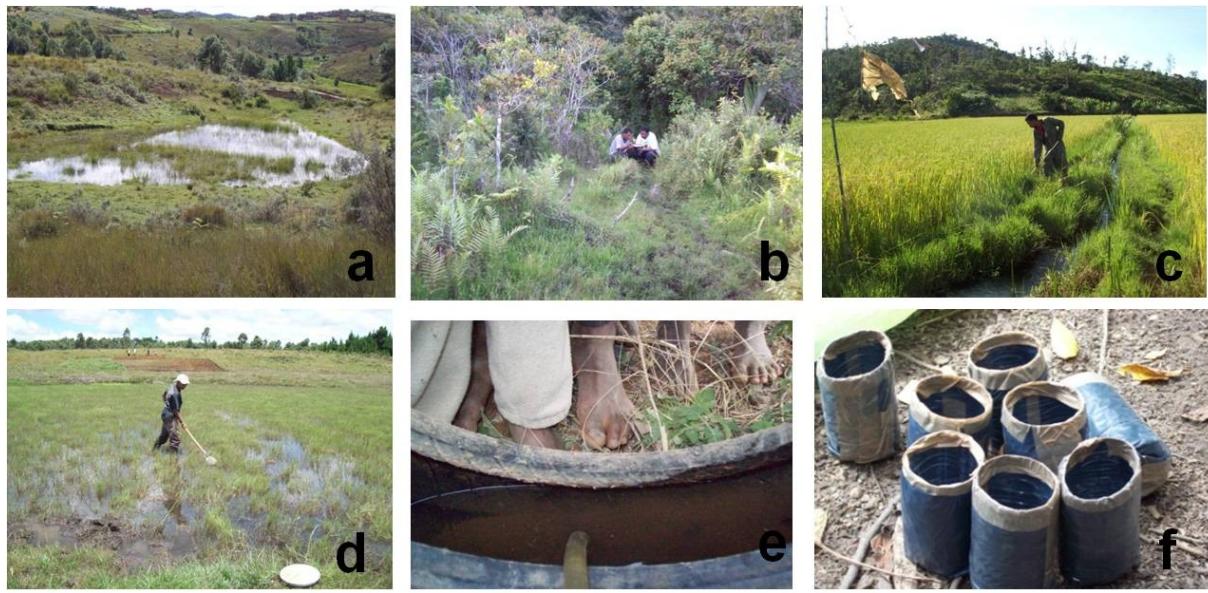


Figure 11 : Les différents types de gîtes observés dans les deux villages, **a** : bas-fonds inondés, **b** et **d** : marécage, **c** : rizière et canaux d’irrigation, **e** : pneus et **f** : pondoir-pièges.

III - 1. 2. Capture d’adultes

III - 1.2.1. Biodiversité

La forêt humide d’Anorana paraît être le site le plus riche en espèces par rapport aux autres biotopes. Au total 56 605 individus ont été capturés à l’état imaginal dans les trois biotopes (Tableau 9). Parmi les 229 espèces malgaches connues, 37 espèces de moustiques ont été capturées dans notre zone d’étude et représentent neuf genres, *Aedes interruptus* et *Ae. philippi* incluses. Quinze espèces sont endémiques à Madagascar. Trente-et une espèces appartenant à sept genres sont présentes dans la forêt humide, 20 espèces avec sept genres dans la lisière de la forêt et 21 espèces avec sept genres dans le village d’Antanifotsy.

La biodiversité est plus proche entre les deux villages ($J = 0,667$). Elle est éloignée entre les deux villages et la forêt ($0,361 < J < 0,441$). Par rapport aux espèces communes, *An. squamosus*, *An. fuscicolor* et *Ae. tiptoni* sont présents uniquement dans les deux villages, alors que *Ae. circumluteolus*, *Cx. annulioris* et *Ur. alboabdominalis* constituent les espèces communes entre la forêt et le village d’Anorana. Seule *An. rufipes* est commune entre la forêt et le village d’Antanifotsy.

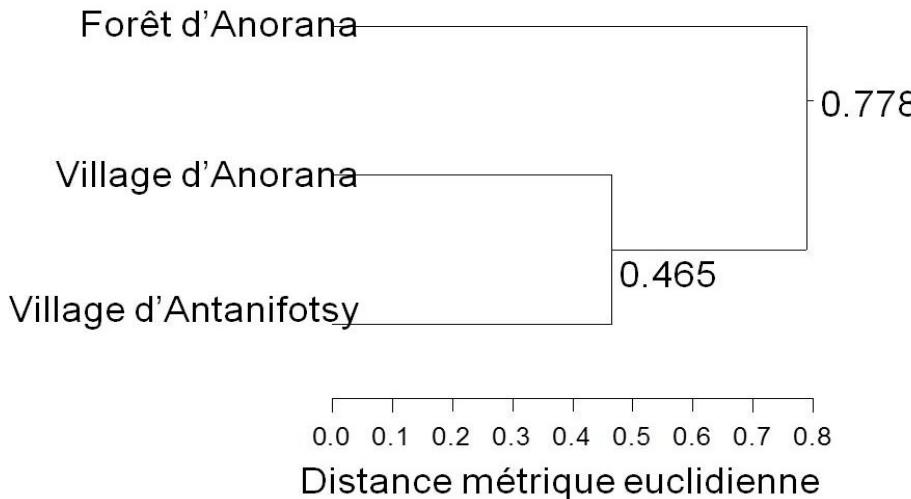


Figure 12 : Dendrogramme de similarité (Indice de Jaccard) entre la forêt, village d'Anorana et village d'Antanifotsy de la commune d'Ambongamarina.

III – 1.2.2. Abondance spécifique

Neuf espèces d'*Anopheles* ont été inventoriées et représentent 64,8% des captures. *An. squamosus* (50,9%) est le plus abondant mais il n'a pas été capturé dans la forêt d'Anorana. Chez 153 larves d'*Anopheles* capturées en mars 2011, l'analyse de la soie clypéale externe a permis de confirmer la présence d'*An. squamosus* et l'absence d'*An. cydippis* dans cette commune. *Anopheles coustani* représente 13,7% des captures et il a été capturé dans les différents biotopes avec des proportions élevées dans les deux villages. *Anopheles gambiae* s.l. (0,7%) et *An. mascarensis* (0,5%) ont été capturés à l'état adulte dans les trois sites d'études majoritairement dans les deux villages. Sur les 376 spécimens du complexe *An. gambiae* capturés, 235 ont pu être analysés par diagnostic moléculaire pour identification de l'espèce. Les résultats montrent que ce complexe est constitué d'*An. gambiae* et *An. arabiensis* (Tableau 7). *Anopheles gambiae* est très abondant dans la lisière. *Anopheles lacani*, dont cinq adultes capturés à l'aide de pièges lumineux, a été trouvé seulement dans la forêt humide d'Anorana. *Anopheles fuscicolor* a été capturé seulement dans les deux villages. Un spécimen d'*An. maculipalpis* et un spécimen *An. rufipes* ont été capturés dans le village d'Anorana et un seul spécimen de cette dernière espèce a été trouvé dans la forêt humide.

Les Culicinae représentent 32,6 % de l'ensemble des captures dont 11 espèces ont été recensées dans la forêt contre huit dans chacun des villages. *Culex pipiens* (11,9 %) est l'espèce la plus abondante dans la forêt primaire d'Anorana. La dissection de l'appareil génital d'un seul mâle et l'identification moléculaire, effectuée au niveau des gènes mitochondriaux, sur ce mâle et sept femelles ont permis de confirmer la présence de cette

espèce (Annexe 2). *Culex antennatus* (5,9%) et de *Cx. univittatus* (6,4%) étaient les plus abondants dans les deux villages. L'analyse morphométrique du lobe subapical du coxite et l'identification moléculaire au niveau des gènes mitochondriaux ont permis de confirmer la présence de *Cx. univittatus* (Annexe 3). Dans le groupe Neavei, *Cx. univittatus* présente un long appendice foliacé du lobe subapical de la coxite par rapport à celui de *Cx. neavei* chez lequel ce lobe est court et large.

Tableau 7 : Résultat du diagnostic moléculaire d'*Anopheles gambiae* et *An. arabiensis* dans la commune d'Ambongamarina.

	Forêt d'Anorana		Village d'Anorana		Village d'Antanifotsy	
	nov 08-juin 09	nov 09- juil 10	fév 09-juin 09	nov 09- juil 10	jan 09-juin 09	nov 09- juil 10
<i>An. gambiae</i> ss	1	0	7	20	1	2
<i>An. arabiensis</i>	0	0	2	65	15	113
PCR negative	2	0	6	1	0	0

Les autres *Culex* sont constitués de *Cx. giganteus* (3,4%), de *Cx. argenteopunctatus* (1,2%) de *Cx. decens* (2,8%) et de *Lt. tigripes* (0,01%). *Cx. annulioris* (0,1%) est présent à la fois dans la forêt d'Anorana et dans la lisière. Les espèces forestières sont *Cx. bitaeniorhynchus*, *Cx. tritaeniorhynchus* et *Cx. quinquefasciatus*. *Cx. poicilipes* a été capturé seulement dans le village d'Antanifotsy.

Les Aedinae représentent 0,01% des adultes capturés. *Aedes madagascarensis* et *Ae. argenteopunctatus* sont seulement capturés dans la forêt, *Ae. circumluteolus* est une espèce commune entre la forêt et la lisière. *Ae. tiptoni* a été capturé seulement dans le village d'Antanifotsy. *Ae. interruptus* et *Ae. philippi* ont été aussi prélevés à l'état larvaire respectivement dans un pneu et dans un trou d'arbre dans le village d'Antanifotsy et la forêt d'Anorana.

Le reste des récoltes a été constitué d'*Uranotaenia* qui représentent 1,6 % de la totalité des capturés. La majorité a été obtenue dans la forêt primaire avec *Ur. neireti* l'espèce la plus abondante suivie d'*Ur. alboabdominalis* et *Ur. anopheloides*. Le genre *Coquillettidia* représente 0,69 % dont *Cq. grandidieri* est le plus abondant en forêt où seulement huit adultes de *Cq. rochei* ont été capturés. Une femelle d'*Aedeomyia* sp. a été capturée seulement dans la forêt humide. Le genre *Orthopodomyia* est rare et est représenté par *Or. milloti* et *Or.*

fontenillei. Enfin *Mansonia uniformis* a été capturé à une très faible proportion dans les trois sites d'études.

Tableau 8 : Proportions résiduelles des cinq espèces les plus abondantes présentes dans chaque site d'étude.

Genre	Espèces	Forêt d'Anorana		Village d'Anorana		Village d'Antanifotsy	
		No.	Res.pr.	No.	Res.pr.	No.	Res.pr.
<i>Anopheles</i>	<i>coustoni</i>	12	0%	4816	27,30%	2840	9,90%
<i>Anopheles</i>	<i>squamosus</i>	0	0%	7035	39,90%	21585	75,20%
<i>Culex</i>	<i>antennatus</i>	21	0%	1907	10,80%	1433	4,90%
<i>Culex</i>	<i>univittatus</i>	4	0%	2163	13,30%	1418	4,90%
<i>Culex</i>	<i>pipiens</i>	5708	55,40%	326	1,80%	639	2,20%
		5745	55,70%	16247	92,20%	27915	97,30%

Res. pr. : proportion résiduelle, c'est le rapport en pourcentage entre le nombre d'adulte d'une espèce présente dans un biotope sur la totalité des moustiques capturés dans le même biotope.

III - 2. Estimation de la capacité vectorielle

À cause de leur abondance : *Anopheles squamosus*, *An. coustoni*, *Culex antennatus*, *Cx. univittatus* et *Cx. pipiens* ont été retenus pour l'étude de la capacité vectorielle. Les trois premières espèces ont déjà été trouvées naturellement infectées par le virus de la FVR à Madagascar et les deux autres en Afrique (Fontenille 1989 ; Hoogstraal *et al.* 1979).

III - 2.1. Dynamique des populations des vecteurs

Le nombre de moustiques capturés est très dépendant des saisons dans les trois types de biotopes. Les captures réalisées à l'aide de pièges lumineux ont été plus abondantes en saison des pluies qu'en saison sèche.

III – 2.1.1. Dans la forêt d'Anorana

Les résultats des deux années d'études montrent que la densité des populations des moustiques dépend fortement de celle de *Cx. pipiens*, l'espèce majoritaire. Cette espèce présente une densité très élevée au début de la saison des pluies, au mois de novembre. Ses effectifs diminuent au cours de la saison des pluies jusqu'à la saison sèche. Cette densité présente les mêmes fluctuations pendant les deux années d'études (Figure 13).

Tableau 9 : Biodiversité et abondance spécifiques des moustiques capturés à l'état adulte de 2008 à 2010.

Genres	espèces	Forêt d'Anorana			Village d'Anorana					Village d'Antanifotsy					Total		
					Double moustiquaire					Double moustiquaire							
		PL	Filet	Bp	PL	Zébu	Mouton	Voaille	Homme	Bp	PL	Zébu	Mouton	Voaille	Homme		
<i>Aedes</i>	<i>argenteopunctatus</i>	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	
<i>Aedes</i>	<i>circumluteolus</i>	2	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	
<i>Aedes</i>	<i>madagascarensis</i>	2	18	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	20	
<i>Aedes</i>	<i>tiptoni</i>	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	2	
<i>Aedes</i>	sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1	
<i>Aedeomyia</i>	sp.	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	
<i>Anopheles</i>	<i>coustani f.μ</i>	8	4	0	1423	3145	115	97	12	24	1526	1181	117	5	2	7668	
<i>Anopheles</i>	<i>fuscicolor *</i>	0	0	0	33	50	3	5	3	3	3	0	0	0	0	100	
<i>Anopheles</i>	<i>gambiae s.l</i>	5	0	0	75	17	2	1	0	30	126	3	0	1	0	376	
<i>Anopheles</i>	<i>lacanni</i>	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5	
<i>Anopheles</i>	<i>maculipalpis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	
<i>Anopheles</i>	<i>mascarensis</i>	5	0	0	42	34	1	2	1	7	110	30	2	1	0	255	
<i>Anopheles</i>	<i>rufipes</i>	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	2	
<i>Anopheles</i>	<i>squamosus f.μ</i>	0	0	0	5306	1577	93	46	9	4	19562	1609	383	7	1	28620	
<i>Anopheles</i>	sp.	2	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	4	
<i>Coquillettidia</i>	<i>granddidieri *</i>	259	0	0	63	29	1	0	1		11	3	3	0	0	374	
<i>Coquillettidia</i>	<i>rochei</i>	8	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	8	
<i>Culex</i>	<i>annulioris *</i>	58	0	1	9	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	70	
<i>Culex</i>	<i>antennatus f.μ</i>	21	0	0	1464	316	34	36	11	46	1123	15	15	4	2	3361	
<i>Culex</i>	<i>argenteopunctatus</i>	603	0	1	34	6	3	3	0	2	8	0	0	1	0	661	
<i>Culex</i>	<i>bitaeniorhynchus f</i>	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	
<i>Culex</i>	<i>decens</i>	1362	0	7	97	17	13	5	1	6	25	3	2	0	1	1544	
<i>Culex</i>	<i>giganteus</i>	898	0	1	270	388	41	16	21	1	217	32	15	1	1	1906	
<i>Culex</i>	<i>pipiens f</i>	5698	0	10	201	54	8	35	1	27	372	42	14	49	10	152	6673
<i>Culex</i>	<i>poicilipes f</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	
<i>Culex</i>	<i>quinquefasciatus f</i>	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	
<i>Culex</i>	<i>tritaeniorhynchus f</i>	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5	
<i>Culex</i>	<i>univittatus f</i>	4	0	0	1128	742	83	115	50	45	1139	172	72	7	3	3585	
<i>Culex</i>	sp.	95	0	13	5	1	0	0	0	0	5	0	0	0	0	119	
<i>Lutzia</i>	<i>tigripes</i>	7	0	0	1	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	10	
<i>Mansonia</i>	<i>uniformis f.μ</i>	1	0	0	0	1	0	0	0	0	2	0	0	0	0	4	
<i>Orthopodomyia</i>	<i>fontenillei</i>	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	
<i>Orthopodomyia</i>	<i>milloti</i>	36	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	36	
<i>Uranotaenia</i>	<i>alboabdominalis</i>	93	0	19	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	113	
<i>Uranotaenia</i>	<i>anopheloides</i>	26	0	12	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	38	
<i>Uranotaenia</i>	<i>balfouri</i>	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	
<i>Uranotaenia</i>	<i>neireti</i>	106	0	282	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	388	
<i>Uranotaenia</i>	sp.	601	0	21	17	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	640	
Total		9922	22	367	10172	6378	397	362	110	196	24235	3091	623	76	22	56605	

PL : piège lumineux, **Bp** : backpack.

f : espèces trouvées infectées naturellement par le virus de la FVR dans la littérature.

μ : espèces trouvées naturellement infectées par le virus de la FVR à Madagascar.

* : espèces trouvées naturellement infectées par le virus de la FVR dans les lots constitués de mélange d'espèces (Clerc 1979).

III - 2.1.2. Dans le village d'Anorana

Les Anophelinae sont plus abondants pendant la saison des pluies par rapport aux Culicinae. La densité des Culicidae dépend de celle d'*Anopheles squamosus*. Cette espèce est rare en début de la saison pluvieuse ensuite devient progressivement abondante jusqu'à présenter un pic d'abondance en janvier. La densité d'*An. coustani* a tendance à augmenter pendant la saison des pluies avec des pics d'abondance au mois de décembre (Figure 13).

Les *Culex* sont nombreux au début de la saison pluvieuse avec un pic d'abondance en décembre. Ils sont rares vers la fin de la saison des pluies et pendant la saison sèche à l'exception de *Culex univittatus* qui persiste et est plus abondant par rapport aux autres Culicidae. *Culex antennatus* est abondant du début vers le milieu de la saison des pluies. *Cx. pipiens* est rare tout au long de l'année.

III - 2.1.3. Dans le village d'Antanifotsy

Presque le même phénomène s'observe dans le village d'Antanifotsy. Les Anophelinae sont rares au début de la saison pluvieuse. *Anopheles squamosus* est l'espèce dominante, 14 à 16 fois plus capturée que dans le village d'Anorana. En plus du pic d'abondance observé en janvier 2009 et 2010, cette espèce présente un deuxième pic d'abondance très élevé au mois de mars 2010. *Anopheles coustani* présente le même profil d'abondance par rapport à *An. squamosus*. Elle présente deux pics d'abondance respectivement aux mois de janvier et mars 2010 avec une densité moindre par rapport à celle d'*An. squamosus*.

Pour les Culicinae, *Cx. univittatus* semble être abondant pendant toute la saison des pluies et elle persiste en saison sèche. *Culex antennatus* est toujours plus abondant du début vers la moitié de la saison pluvieuse. Cette espèce est rare vers la fin de la saison des pluies et pendant la saison sèche. *Culex pipiens* est très rare pendant toute l'année (Figure 13).

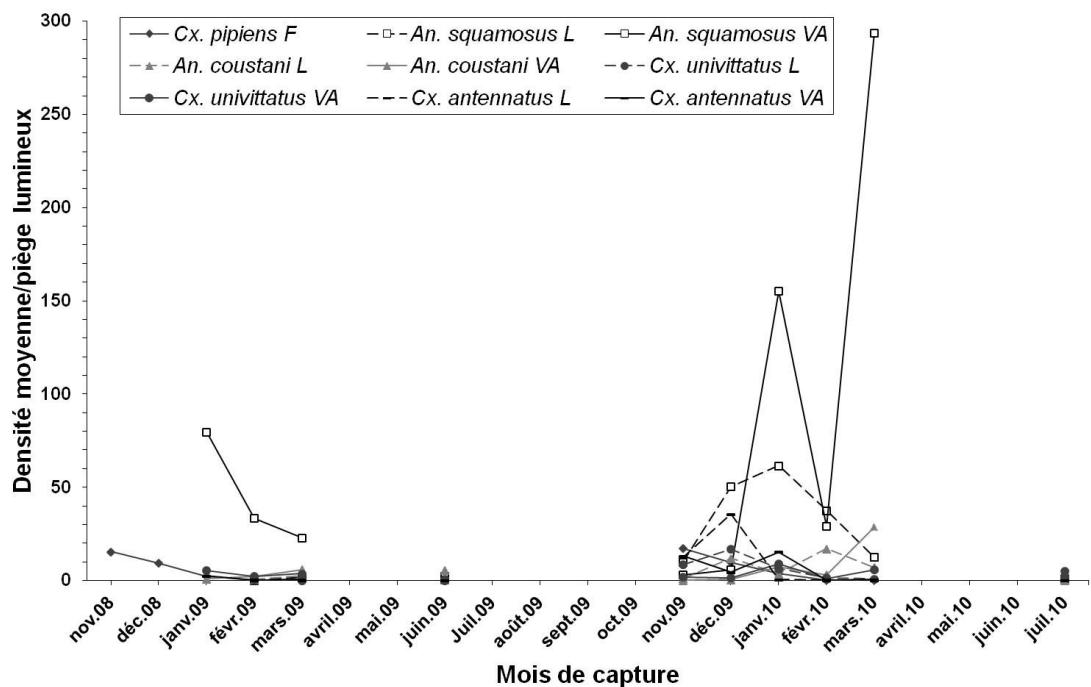


Figure 13 : Variation mensuelle de la densité de la population vectorielle dans la commune d'Ambongamarina dans la forêt d'Anorana (F), le village d'Anorana (L) et dans le village d'Antanifotsy (VA).

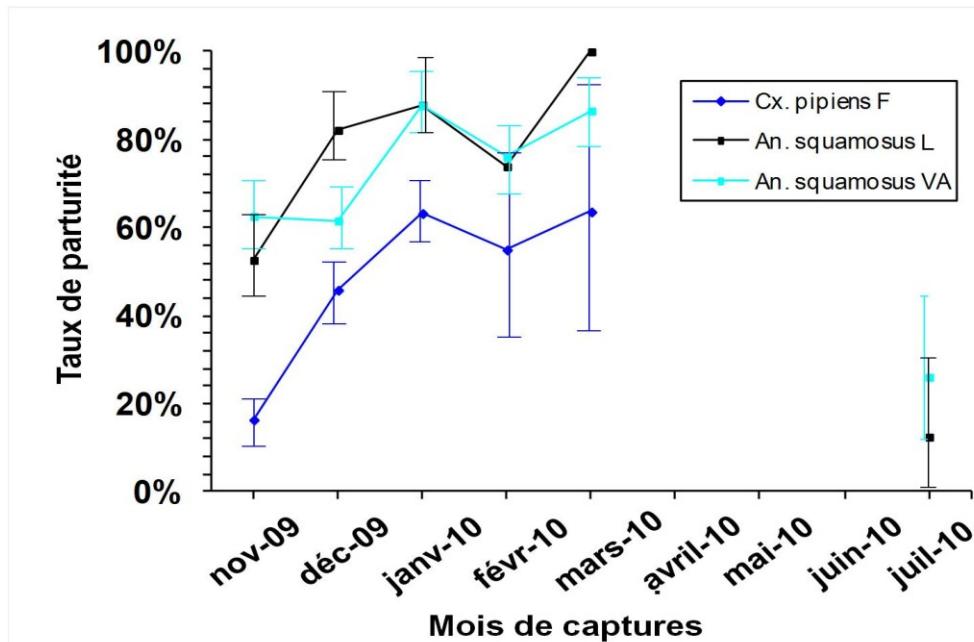


Figure 14 : Variation mensuelle du taux de parturité de *Culex pipiens* en forêt (F), d'*Anopheles squamosus* dans la lisière de la forêt (L) et dans le village d'Antanifotsy (VA).

III - 2.2. Taux de parturité

Au total, 902 femelles de *Culex pipiens* de la forêt, 464 femelles d'*Anopheles squamosus* de la lisière et 574 femelles d'*An. squamosus* du village d'Antanifotsy ont été disséquées entre novembre 2009 et juillet 2010 (Figure 14). Durant la saison des pluies, le taux de parturité le plus élevé est observé chez *An. squamosus* (52% à 100%) alors qu'il est de 12,50 % à 26,09 % en saison sèche. Le taux de parturité de *Culex pipiens* varie de 16,40% au début de la saison des pluies, à 63,28% en janvier et à 63,64% en mars 2010. En juillet 2010 deux femelles non gorgées de cette espèce sont pares. Les taux de parturité des trois espèces suivent les mêmes profils de variation avec les taux les plus élevés en fin de saison des pluies ($X^2 = 16,36$; ddl = 8 ; p < 0,05).

III - 2.3. Comportement trophique

III - 2.3.1. Attirance trophique

Les doubles moustiquaires appâtées ont attiré 2384 et 264 moustiques, respectivement, dans la lisière de la forêt et dans le village d'Antanifotsy. La majorité (90% à Anorana et 95% à Antanifotsy) appartenait à deux espèces d'*Anopheles* et trois espèces de *Culex*. Dans le village d'Anorana, les bovins étaient l'appât le plus attractif pendant toute l'année (Figure 15) pour toutes les espèces ($X^2 = 273,4$; ddl = 15 ; p < 0,001), suivi par les moutons et les volailles. L'homme était le moins attractif pour toutes les espèces. Aucun moustique n'a été capturé dans les pièges de contrôle. Le même profil de comportement est observé dans le village d'Antanifotsy avec une tendance similaire pour les taux élevés d'attirance sur les ruminants.

III - 2.3.2. Origine de repas de sang

Nous avons analysé 163 repas sanguins de femelles provenant des deux villages. Parmi ces repas de sang, 37 n'ont pas pu être identifiés dus aux mauvais traitements des moustiques et la majorité correspondait à un repas de sang pris sur zébu (N = 120, incluant une femelle de *Culex pipiens*). Le reste est constitué de trois repas de sang pris sur les volailles (un pour *Cx. univittatus*, un pour *Cx. antennatus* et un pour *Cx. giganteus*), deux repas de sang pris sur les chiens (un pour *An. coustani* et un pour *Cx. univittatus*) et enfin un repas de sang mixte pris sur les zébus et les moutons (une femelle de *Cx. antennatus*).

Dans la forêt d'Anorana, faute d'anticorps spécifiques aux vertébrés sauvages ou d'outils pour l'identification moléculaire de l'origine du repas de sang des moustiques

selvatiques, nous n'avons pas obtenu des résultats sur l'origine du repas de sang d'environ 60 femelles gorgées d'*Uranotaenia* sp. et six femelles gorgées de *Cx. pipiens*.

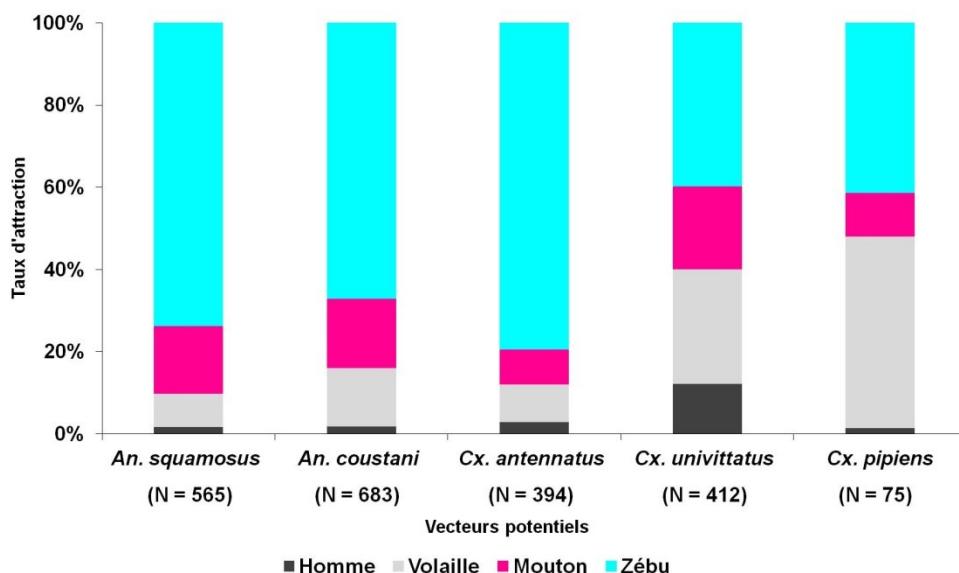


Figure 15 : Attirance trophique des espèces vectrices potentielles de la FVR vis-à-vis des hôtes disponibles dans le village d'Anorana.

Tableau 10 : Nombre de repas de sang testés et nature des vertébrés identifiés par la technique immunologique ELISA.

Genres	Espèces	Testés	Neg	Anticorps testés			
				Zébu	Zébu/mouton	Volailles	Chien
<i>Anopheles</i>	<i>gambiae</i>	49	14	35	0	0	0
<i>Anopheles</i>	<i>fusicolor</i>	1	0	1	0	0	0
<i>Anopheles</i>	<i>squamosus</i>	6	1	5	0	0	0
<i>Anopheles</i>	<i>coustani</i>	16	5	10	0	0	1
<i>Anopheles</i>	<i>mascarensis</i>	12	4	8	0	0	0
<i>Culex</i>	<i>univittatus</i>	10	5	3	0	1	1
<i>Culex</i>	<i>pipiens</i>	2	1	1	0	0	0
<i>Culex</i>	<i>antennatus</i>	66	7	57	1	1	0
<i>Culex</i>	<i>giganteus</i>	1	0	0	0	1	0
Total		163	37	120	1	3	2

Neg : repas non identifiés.

III - 2.3.3. Observation complémentaire

Dans la forêt d'Anorana, nous étions souvent piqués par *Anopheles coustani* vers le crépuscule pendant la mise en marche des pièges lumineux et par *Aedes madagascarensis* le jour.

Dans le hameau Est du village d'Anorana où il n'y a pas de ruminants domestiques, des femelles d'*An. squamosus* et *An. coustani* nous ont piqué vers 18 h dans la maison pendant la mise en marche des pièges lumineux, pendant la séance de dissection ou au cours du repas. Dans le hameau ouest où nous avons effectué l'étude du comportement trophique, aucun moustique ne pique à l'intérieur des maisons.

Dans le village d'Antanifotsy, nous étions piqués la nuit par des *An. squamosus* dans les tentes.

III - 2.3.4. Agressivité des vecteurs potentiels

La Figure 18 montre les variations mensuelles de l'abondance des moustiques capturés par tranche de 4 heures dans le village d'Anorana. Pendant toute l'année, les moustiques sont plus abondants entre 22 h et 02 h, ensuite entre 02 h et 06 h et ils sont moins abondants entre 18h et 22h ($14 < X^2 < 50$, $2 < ddl < 10$, $p < 0,05$). Malgré la faible proportion des récoltes aux doubles moustiquaires pièges DMP, le même profil d'activité nocturne est observable dans le village d'Antanifotsy

III - 2.4. Comportement de repos

Culex antennatus et *Cx. pipiens* étaient les plus abondants et représentaient respectivement 38,64% et 21,61% des captures diurnes. *Culex univittatus* était le plus abondant dans les poulaillers et dans les PMT par rapport aux autres espèces et par rapport à d'autres types de gîtes de repos.

Les moustiques ont une tendance exophile marquée dans la commune d'Ambongamarina où 100% d'exophilie a été observée. Aucun moustique n'a été capturé dans les habitations humaines. La récolte était plus abondante dans les puits de Muirhead Thomson (PMT) (52,5%), suivie des fosses (39,2%) et des poulaillers (5,3%), pour la plupart des espèces.

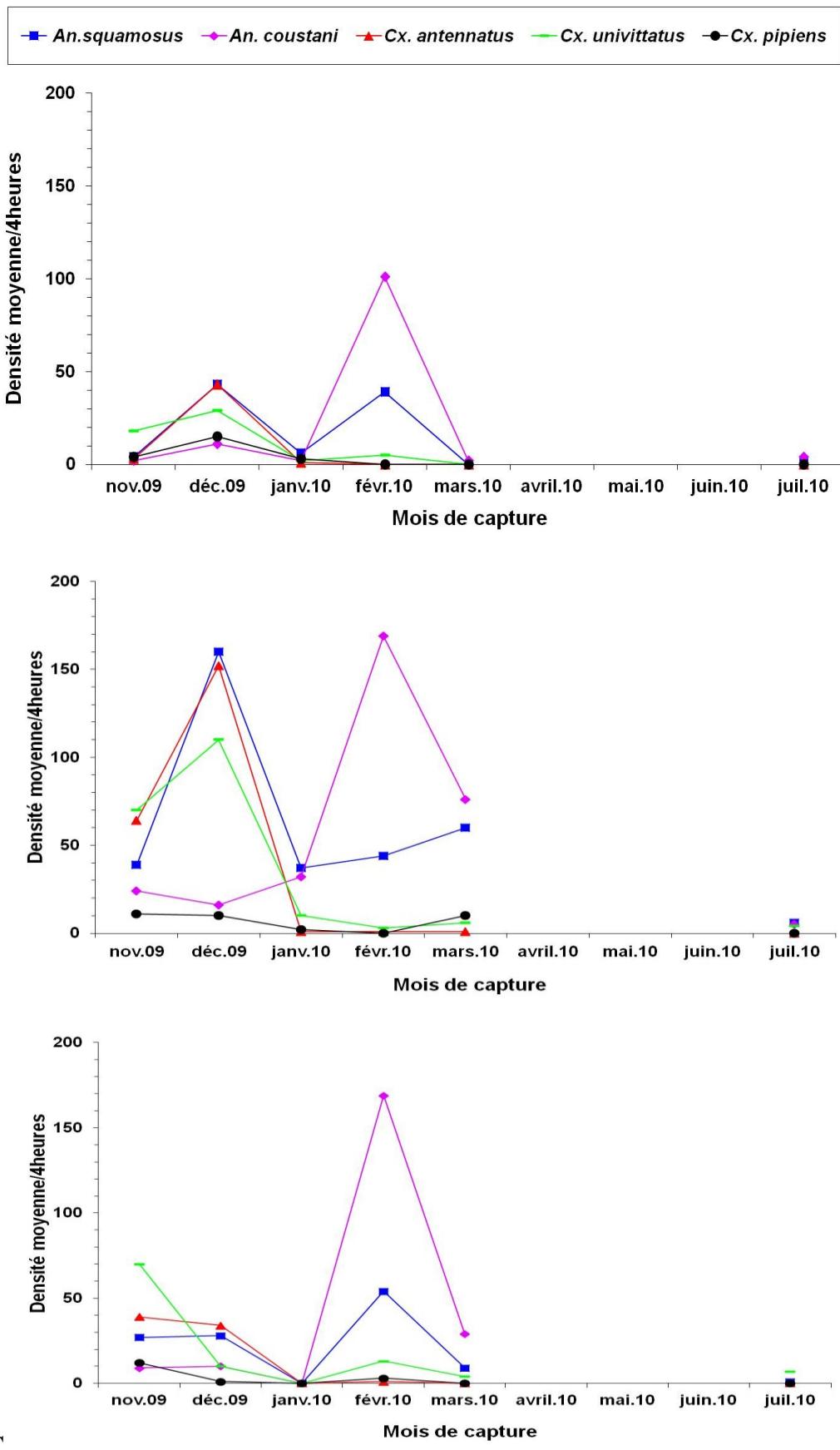


Figure 16 : Activité nocturne des vecteurs potentiels. Capture des moustiques piégés entre 18h à 22h (A), 22h à 02h (B) et 02h à 06h (C).

Tableau 11 : effectif cumulé des moustiques capturés dans la faune résiduelle dans les deux villages.

Genres	Espèces	Fosse	Talu	PMT	Buis	Ruin	Poul	WC	Ecole	Sal/vid	Total
<i>Anopheles</i>	<i>squamosus</i>	13	0	14	0	0	0	0	0	0	27
<i>Anopheles</i>	<i>coustoni</i>	11	2	18	0	0	2	0	0	0	33
<i>Culex</i>	<i>antennatus</i>	209	0	101	0	0	7	2	1	0	320
<i>Culex</i>	<i>univittatus</i>	9	0	27	0	4	29	1	0	0	70
<i>Culex</i>	<i>pipiens</i>	59	2	112	0	2	3	1	0	0	179
<i>Anopheles</i>	<i>fuscolor</i>	0	1	0	0	0	2	0	0	0	3
<i>Anopheles</i>	<i>mascarensis</i>	1	0	24	0	1	0	1	0	0	27
<i>Anopheles</i>	<i>gambiae</i>	15	3	124	1	0	1	1	0	1	146
<i>Anopheles</i>	sp.	0	0	1	0	0	0	0	0	0	1
<i>Culex</i>	<i>giganteus</i>	2	0	3	0	0	0	0	0	0	5
<i>Culex</i>	<i>decens</i>	4	0	7	0	0	0	0	0	0	11
<i>Culex</i>	<i>argenteopunctatus</i>	2	0	0	0	0	0	0	0	0	2
<i>Coquillettidia</i>	<i>grandidieri</i>	0	0	4	0	0	0	0	0	0	4
Total		325	8	435	1	7	44	6	1	1	828

PMT : puits de Muirhead Thomson, **buis** : buisson, **poul** : poulailler, **WC** : toilette, **sal/vid** : salle de vidéo, **ruin** : maison en ruine

III - 3. Liste actualisée des espèces de moustiques malgaches

III - 3.1. Position systématique

Règne : ANIMALIA

Embranchement : ARTHROPODA

Sous-embranchement : HEXAPODA

Classe : INSECTA

Sous-classe : PTERYGOTA

Infra-classe : NEOPTERA

Superordre : ENDOPTERYGOTA

Ordre : DIPTERA

Sous-ordre : NEMATOCERA

Infra-ordre : CULICOMORPHA

Famille : CULICIDAE

III - 3.1.1. Genre *Aedeomyia* Theobald, 1901

Ce genre est réparti en deux sous-genres : *Aedeomyia* et *Lepiothauma*. Il est représenté par sept espèces dont trois sont présentes à Madagascar avec deux espèces endémiques malgaches. Les larves des espèces appartenant à ce genre sont presque tout le temps associées à des gîtes permanents avec beaucoup de végétation aquatique. Peu de choses sont connues sur la biologie des adultes.

❖ Sous-genre *Aedeomyia* Theobald, 1901

Ce sous-genre est représenté par six espèces dans le monde dont deux espèces sont endémiques de Madagascar.

Ad. (Ady.) madagascarica Brunhes, Boussès et da Cunha Ramos, 2011

Brunhes, Boussès et da Cunha Ramos, 2011, endémique

Cette espèce est connue à l'état adulte (mâle et femelle). Sa biologie reste inconnue. Cette espèce n'est connue que de la station forestière d'Ivoloina, dans le domaine de l'Est (Brunhes *et al.* 2011).

Ad. (Ady.) pauliani Grjebine et Lacan, 1953

Grjebine et Lacan, 1953, endémique

Cette espèce est connue par la description des larves. Ses larves ont été récoltées sur les bords d'un lac. Cette espèce n'est connue que de la station d'Ambila-Lemaitso, sur le canal des Pangalanes, dans le domaine de l'Est (Grjebine et Lacan 1953).

❖ Sous-genre *Lepiothauma* Enderlein, 1923

Ce sous-genre est monotypique

Ad. (Lpi.) furfurea (Enderlein, 1923)

Doucet, 1950.

Cette espèce a été décrite à l'état adulte et préimaginal. À Madagascar, cette espèce se développe dans les marais fangeux, les rizières, les étangs (Doucet 1951b), les lacs de cratère (Grjebine 1966) et les bassins de pisciculture (Brunhes *et al.* 2011). Cette espèce a une large répartition sur le continent africain et à Madagascar. À Madagascar, *Ad. furfurea* a été collecté pour la première fois par Paulian à Antsohihy, domaine de l'Ouest (Doucet 1950). Cette espèce se retrouve aussi dans le domaine du Centre et de l'Est (Brunhes *et al.* 2011). Cette espèce a été trouvée naturellement infectée par le virus West-Nile (Fontenille 1989).

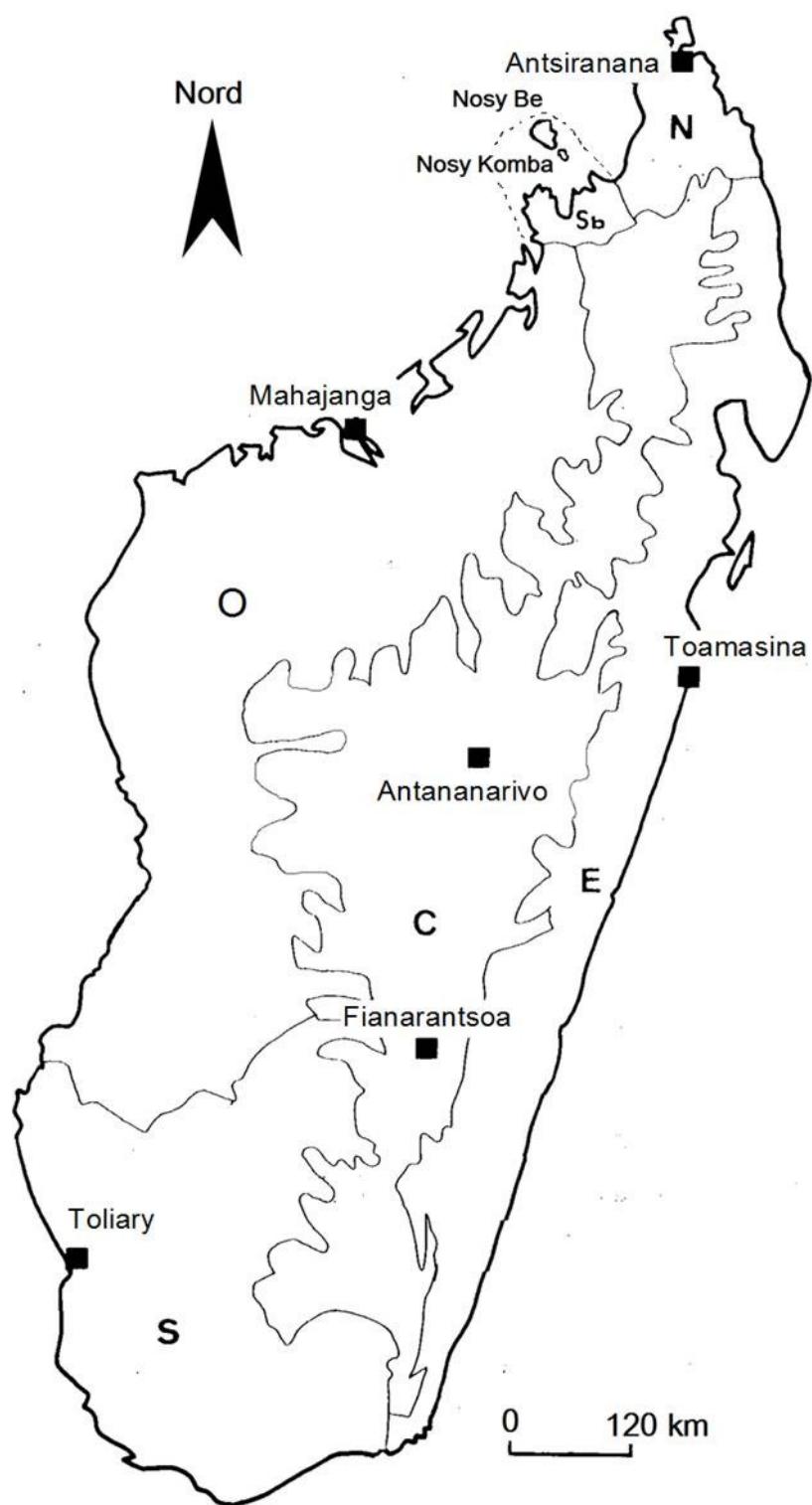


Figure 17 : Carte montrant les différents domaines biogéographiques de Madagascar. **N** : domaine du Nord ; **O** : domaine de l'Ouest ; **S** : domaine du Sud ; **E** : domaine de l'Est ; **C** : domaine du Centre et **Sb** : Sambirano (Fontenille *et al.* 1989).

III - 3.1.2. Genre *Aedes* Meigen, 1818

Le genre *Aedes* constitue le plus important genre de la sous-famille Culicinae. Dans le monde, ce genre est réparti dans environ 46 sous-genres. À Madagascar, 10 sous-genres sont présents et sont représentés par 34 espèces malgaches avec 20 espèces endémiques.

❖ Sous-genre *Aedimorphus* Theobald, 1903

Ce sous-genre contient neuf espèces dont trois sont endémiques de Madagascar. En Afrique, la transmission verticale du virus de la FVR a été décrite pour ce sous-genre (Linthicum *et al.* 1985)

Ae. (Adm.) albocephalus (Theobald, 1903)

Grjebine et Lacan, 1953.

Cette espèce est connue à l'état adulte (mâle et femelle) et préimaginaire. À Madagascar, ses gîtes larvaires sont constitués de bas-fonds herbeux, de bord des lacs, de cours d'eau, de trous de crabes (Grjebine et Lacan 1953), de marécages herbeux, de mangroves et d'eaux résiduelles de pluie sur sol salé communiquant avec un trou de crabe (Ravaonjanahary 1978). Cette espèce se retrouve dans le Sambirano (Nosy Be, Nosy Komba) (Fontenille *et al.* 1988), et dans tous les domaines bioclimatiques malgaches à l'exception du domaine du Centre (Fontenille 1989). *Aedes albocephalus* est très anthropophile dans la région de Morondava et c'est le vecteur potentiel du virus West-Nile (Fontenille 1989).

Ae. (Adm.) albodorsalis Fontenille et Brunhes, 1984

Fontenille et Brunhes, 1984, endémique

Cette espèce est endémique malgache connue seulement par la description de la femelle. Cette espèce se retrouve seulement dans le domaine biogéographique de l'Est (Fontenille 1989). Elle est anthropophile, diurne et semble étroitement liée au milieu forestier nord-oriental (Fontenille et Brunhes, 1984).

Ae. (Adm.) argenteopunctatus (Theobald, 1901)

Doucet, 1951.

Cette espèce constitue la seule espèce malgache appartenant au groupe argenteopunctatus (Edwards 1941). Elle connue aux stades adultes et préimaginaux. À Madagascar, ses gîtes larvaires sont constitués de flaques d'eau près de la mer (Doucet

1951b). À Madagascar, *Ae. argenteopunctatus* est présent dans le domaine de l'Est et du Centre (Ravaonjanahary 1978 ; Fontenille 1989). Cette espèce est agressive pour l'homme la journée à Manambo, dans la région du Sud-Est (Fontenille 1989) et constitue le vecteur potentiel du virus de Dakar Bat (Fontenille 1989). En Afrique, *Ae. argenteopunctatus* est très zoophile particulièrement pour le veau, le mouton et la chèvre (Hamon *et al.* 1964). Les femelles peuvent piquer l'homme (Hamon *et al.* 1964). C'est un vecteur potentiel du virus Shokwe, du virus Middelburg (Cornet *et al.* 1979), du virus Chikungunya (Diallo *et al.* 1999), du virus Dengue 2 (Traore-Lamizana *et al.* 1994a), du virus de la forêt de Semliki (McIntosh *et al.* 1961), du virus Nkolbisson (Salaün *et al.* 1969), du virus Wesselsbron, du virus Bunyamwera, du virus Pongola, du virus Gomoka, du virus Ngari (<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>) et de la filaire (espèce indéterminée) (Brengues *et al.* 1968).

Ae. (Adm.) durbanensis (Theobald, 1903)

Ravaonjanahary, 1978

Tous les stades de développement de cette espèce sont connus à l'exception de la nymphe. À Madagascar, ses gîtes larvaires sont constitués de mares, de bas-fonds herbeux et de fossés avec des végétations (Ravaonjanahary 1978). Cette espèce se retrouve dans le domaine du Sud et de l'Ouest (Fontenille 1989). Elle n'a pas d'importance médicale et vétérinaire à Madagascar. Néanmoins, cette espèce a été trouvée naturellement infectée par le virus de la FVR au Kenya (Mulligan 1937).

Ae. (Adm.) fowleri (Charmoy, 1908)

Doucet, 1950.

Les œufs et la nymphe de cette espèce sont à décrire. À Madagascar, cette espèce se développe dans les rizières, les mares, les trous de rochers, les crevasses rocheuses et les trous de forage (Grjebine et Lacan 1953). Elle se retrouve dans le domaine de Sambirano (Nosy Be, Nosy Komba) (Fontenille *et al.* 1988) et dans tous les domaines biogéographiques malgaches (Fontenille 1989). *Ae. fowleri* n'est pas impliqué dans la transmission des maladies. En Afrique, *Ae. fowleri* est très zoophile et se gorge sur le bétail et les oiseaux (Hamon *et al.* 1964). Cette espèce est vectrice potentielle du virus Bagaza (Diallo *et al.* 2005), du virus Zika, du virus Kedougou, du virus Simbu, du virus Pongola, du virus de la FVR (<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>) et de *Setaria* sp. (Brengues *et al.* 1968).

Ae. (Adm.) dalzieli (Theobald, 1910)

Ravaonjanahary, 1978

Cette espèce constitue la seule espèce malgache appartenant au groupe Abnormalis (Edwards 1941). Ses œufs et sa nymphe restent à décrire. À Madagascar, ses gîtes larvaires sont constitués de flaques d'eau de pluie (Ravaonjanahary 1978). Elle se retrouve dans le domaine du Sud et de l'Ouest (Ravaonjanahary 1978). Elle n'est pas impliquée dans la transmission des maladies à Madagascar. En Afrique, *Ae. dalzieli* est très zoophile et se gorge sur le bétail, les oiseaux et les chauves-souris (Hamon *et al.* 1964). Cette espèce a déjà été trouvée naturellement infectée par le virus de la FVR (Meegan *et al.* 1983), le virus de la dengue 2 (Traore-Lamizana *et al.* 1994), le virus Chikungunya, le virus Babanki, le virus Middelburg, le virus Ndumu, le virus Bagaza, le virus Wesselsbron, le virus West Nile, le virus Bouboui, le virus Kedougou, le virus Bunyamwera, le virus Shokwe, le virus Ngari, le virus Simbu, le virus Pongola (<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>) et une filaire (espèce non déterminée) (Brengues *et al.* 1968).

Ae. (Adm.) domesticus (Theobald, 1901)

Doucet, 1951b.

Cette espèce constitue la seule espèce malgache appartenant au groupe Domesticus (Edwards 1941). Elle est connue au niveau de tous les stades de développement. Au stade larvaire, cette espèce présente une ressemblance étroite avec *Ae. leptolabis* Edwards, espèce absente de Madagascar (Van Someren 1956). À Madagascar, *Ae. domesticus* se développe dans les flaques d'eau près de la mer (Doucet 1951b). Sa présence, signalée dans le domaine de l'Est par Doucet (1951b), n'a jamais été confirmée par la suite. Elle a été impliquée dans la transmission du virus Bunyamwera au Cameroun (<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>).

Ae. (Adm.) masoalensis Fontenille et Brunhes, 1984

Fontenille et Brunhes, 1984, endémique

Cette espèce est connue par la description de la femelle, elle se retrouve seulement dans le domaine de l'Est (Fontenille 1989). Elle est anthropophile pendant la journée (Fontenille et Brunhes 1984). Elle a été trouvée naturellement infectée par le virus Mengo parmi les spécimens capturés à Toamasina (Fontenille 1989).

Ae. (Adm.) mathioti Fontenille et Brunhes, 1984

Fontenille et Brunhes, 1984, endémique

Cette espèce endémique malgache est connue par la description de la femelle. Elle se retrouve dans le domaine de l'Est (Fontenille 1989). Elle est rare et est localisée au massif nord-oriental. Elle est anthropophile et diurne (Fontenille et Brunhes 1984) mais ne semble pas avoir une importance médicale et vétérinaire.

❖ **Sous-genre *Diceromyia* Theobald, 1911**

À Madagascar, ce sous-genre est représenté par cinq espèces qui sont toutes endémiques.

Ae. (Dic.) coulangesi Rodhain et Boutonnier, 1982

Rodhain et Boutonnier, 1982, endémique

Cette espèce est connue par la description de la femelle, elle a été signalée de la région de Marovoay (forêt sèche d'Ampijoroa) dans le domaine de l'Ouest (Rodhain et Boutonnier 1983b), mais son aire de répartition semble beaucoup plus vaste. Sa présence a été signalée dans la montagne d'Ambre (domaine du Nord) mais aussi dans la région d'Amboasary (domaine du Sud) (Fontenille 1989b). Cette espèce n'a pas d'importance médicale et vétérinaire, bien qu'elle soit anthropophile le jour (Fontenille 1989).

Ae. (Dic.) grassei Doucet, 1951a

Doucet, 1951a, endémique

Cette espèce est connue seulement au stade adulte (mâle et femelle). Le mâle présente une ressemblance étroite avec *Ae. sylvaticus* (Brunhes 1982). L'habitat des imagos semble être localisé dans la forêt primaire de moyenne montagne du Centre-Est (région de Moramanga et de Périmet) du domaine de l'Est (Ravaonjanahary 1978). Cette espèce n'est pas impliquée dans la transmission des maladies à Madagascar.

Ae. (Dic.) madagascarensis Van Someren, 1949

Van Someren, 1949, endémique

Cette espèce est connue par la description des stades adultes (mâle et femelle). Contrairement à ce pensait Ravaonjanahary (1978), l'aire de répartition de cette espèce est assez vaste. Elle est présente à Nosy Be, à Nosy Komba et dans tous les domaines biogéographiques malgaches, sauf dans le domaine du Sud (Fontenille 1989). Cette espèce

est anthropophile et son activité est diurne, elle a été trouvée naturellement infectée par le virus West-Nile parmi les spécimens capturés à Anjyro (Fontenille *et al.* 1989).

Ae. (Dic.) sylvaticus Brunhes, 1982.

Brunhes, 1982, endémique

Le mâle de cette espèce présente une ressemblance étroite à *Ae. grassei* (Brunhes 1982). Sa présence est seulement signalée dans le domaine de l'Est et cette espèce est localisée dans la forêt de la presqu'île de Masoala (Brunhes 1982). Elle n'a pas d'importance médicale et vétérinaire.

Ae. (Dic.) tiptoni (Grjebine et Lacan, 1953)

Grjebine et Lacan 1953, endémique

Cette espèce est connue à tous les stades de développement. Ses gîtes larvaires sont constitués de trous d'arbres remplis de matières organiques végétales : les trous de manguier, les trous de kapokier, les trous de cocotier, les trous de palmier (*Medemia nobilis*) (Ravaonjanahary 1978). Elle se retrouve dans le domaine de Sambirano (Nosy Be, Nosy Komba) (Fontenille *et al.* 1988) et dans tous les domaines biogéographiques de Madagascar (Fontenille 1989). La présence de cette espèce est plus fréquente dans les régions basses et chaudes de l'Ouest et du Sud que dans la côte orientale à pluviométrie élevée (Ravaonjanahary 1978). *Aedes tiptoni* est volontier anthropophile pendant la journée, elle est exophile et exophage (Ravaonjanahary 1978). Cette espèce n'a pas d'importance médicale et vétérinaire.

❖ **Sous-genre *Neomelaniconion* Newstead, 1907**

Ce sous-genre comprend 28 espèces dont une est représentée par 2 sous-espèces. À Madagascar, parmi les 6 espèces présentes, 5 sont endémiques. La transmission verticale du virus de la FVR a été décrite pour ce sous-genre (Linthicum *et al.* 1985)

Ae. (Neo.) albiradius (Le Goff, Boussès et Brunhes, 2007)

Le Goff, Boussès et Brunhes, 2007, endémique

Cette espèce est connue par la description de la femelle. Elle est surtout connue de la région forestière située à l'Ouest de Madagascar. Elle peut se retrouver dans le domaine de l'Ouest (station forestière d'Ampijoroha), du Centre (relique forestière proche d'Anjyro) et

du Sud (forêt dégradée proche de Mahabo) (Le Goff *et al.* 2007). Cette espèce n'est pas impliquée dans la transmission des maladies.

Ae. (Neo.) belleci (Le Goff, Boussès et Brunhes, 2007)

Le Goff, Boussès et Brunhes, 2007, endémique

Cette espèce est connue à l'état adulte (mâle et femelle) et préimaginal. Ses larves se développent dans une mare temporaire dont l'eau du gîte est légèrement brunâtre et remplie de feuilles mortes. Cette mare est située sous couvert forestier (Le Goff *et al.* 2007). Cette espèce est connue du domaine de l'Est, dans la forêt de moyenne altitude (1000 m) proche de Ranomafana (Le Goff *et al.* 2007). La biologie des adultes est inconnue puisque les adultes ont été obtenus d'élevage des larves. *Ae. belleci* n'a pas d'importance médicale et vétérinaire.

Ae. (Neo.) circumluteolus (Theobald, 1908)

Hamon 1959 (dans Ravaonjanahary 1978)

Seule la nymphe n'est pas encore décrite. *Ae. circumluteolus* se développe dans les mares temporaires et les flaques (Brunhes et Rambelo, 1968). Sa présence à Madagascar a été décrite dans le domaine du Sud par Hamon en 1959 (dans Ravaonjanahary, 1978). En outre, cette espèce se retrouve dans les régions côtières, à Nosy Be (Fontenille *et al.* 1988), dans le domaine de l'Ouest et de l'Est. Elle est également présente sur les Hautes Terres centrales, mais n'a jamais été capturée dans le domaine bioclimatique semi-aride du Sud et du Sud-ouest de Madagascar (Fontenille 1989). Cette espèce est agressive pour l'homme, tout particulièrement pendant la journée et sous couvert forestier (Le Goff *et al.* 2007). À Madagascar, *Ae. circumluteolus* a déjà été trouvé naturellement infecté par le virus West-Nile, à Ampijoroa, et cette espèce a été suspectée de participer à la transmission ou à la dissémination de ce virus à Madagascar (Fontenille *et al.* 1989). Le virus Wesselsbron a été à l'origine d'une infection humaine par contamination de laboratoire à Madagascar (Brés *et al.* 1965). En Afrique, *Aedes circumluteolus* attaque parfois l'homme, cette espèce préfère de loin le gros bétail (Hamon *et al.* 1964). Cette espèce est impliquée dans la transmission du virus West Nile (Hubálek et Halouzka 1999), du virus Simbu (Cordellier et Geoffroy 1976), du virus Spondweni (McIntosh *et al.* 1961) et du virus Pongola (<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>). Cette espèce a déjà été trouvée naturellement (Kokernot *et al.* 1957) et expérimentalement (Turell *et al.* 2008) infectée par le virus de la FVR.

Ae. (Neo.) fontenillei (Le Goff, Boussès et Brunhes, 2007)

Le Goff, Boussès et Brunhes, 2007, endémique

Cette espèce est connue à l'état adulte (mâle et femelle). L'écologie larvaire reste peu connue mais il a été décrit que les larves de cette espèce peuvent se développer dans des petites dépressions situées en forêt (Le Goff *et al.* 2007). Les adultes ont été collectés en sous-bois, sur homme ou au filet à main. Cette espèce n'est connue que de la station forestière de Périnet dans le domaine de l'Est (Le Goff *et al.* 2007). Cette espèce n'a pas d'importance médicale et vétérinaire.

Ae. (Neo.) nigropterum (Le Goff, Boussès et Brunhes, 2007)

Le Goff, Boussès et Brunhes, 2007, endémique

Cette espèce est connue à l'état adulte (mâle et femelle). Elle n'est connue que de la station forestière de Périnet, dans le domaine de l'Est (Le Goff *et al.* 2007). Les adultes ont été capturés en sous-bois, sur homme ou au filet à main. Cette espèce n'a pas d'importance médicale et vétérinaire.

Ae. (Neo.) sylvaticum (Le Goff, Boussès et Brunhes, 2007)

Le Goff, Boussès et Brunhes, 2007, endémique

Cette espèce est connue à l'état adulte (mâle et femelle). Elle peut se retrouver dans le domaine du Nord et de l'Est (Le Goff *et al.* 2007). C'est une espèce qui a été identifiée en plaine côtière et en moyenne montagne jusqu'à 900 m d'altitude, sur toute la bordure orientale de Madagascar : Sambava jusqu'à la plaine d'Ifaho, dans la région de Manakara et aussi sur l'île de Sainte-Marie. Cette espèce capturée en sous-bois, au filet à main, n'a pas d'importance médicale et vétérinaire.

❖ **Sous-genre *Skusea* Theobald, 1903**

Les espèces appartenant à ce sous-genre ne sont connues que de la région occidentale de l'Océan Indien. Ce sous-genre comprend quatre espèces dont trois sont présentes à Madagascar avec une espèce endémique malgache.

Ae. (Sku.) cartroni Ventrillon, 1906,

Ventrillon, 1906, endémique

Cette espèce a été autrefois mise en synonymie avec *Ae. pembaensis* (Edwards 1941) qui n'a jamais existée à Madagascar. Sa présence a été validée suite à la comparaison du génitalia mâle des deux espèces (Brunhes 1977b). Les eaux saumâtres sont leurs gîtes probables (Ravaonjanahary 1978) notamment les gîtes de mangrove (Fontenille 1989). Elle est présente dans le domaine de l'Ouest, de Mahajanga à Toliary (Brunhes 1977b). Cette espèce a été capturée en très grand nombre dans la région de Beroboka, au sud de Morondava (Fontenille 1989). Fontenille observait que sa présence dans les captures sur homme, le jour et la nuit, était plus importante au fur et à mesure qu'on se rapproche des gîtes d'eau saumâtre. Elle a déjà été trouvée naturellement infectée par le virus Mengo (Fontenille 1989).

Ae. (Sku.) lambrechti Van Someren, 1971

Ravaonjanahary et Brunhes, 1977

Pour cette espèce, les adultes (mâle et femelle), la larve et la nymphe ont été décrits. Ses gîtes larvaires sont constitués d'eaux résiduelles de pluie sur sol salé, communiquant avec des trous de crabes (Ravaonjanahary 1978). Cette espèce se retrouve à Nosy Be, à Nosy Komba (Fontenille *et al.* 1988), dans le Sambirano (Fontenille 1989) et dans le domaine du Nord jusqu'à Antalaha (Ravaonjanahary 1978). Cette espèce n'a jamais été impliquée dans la transmission des maladies.

Ae. (Sku.) moucheti Ravaonjanahary et Brunhes, 1977

Ravaonjanahary et Brunhes 1977, endémique

Cette espèce est connue par la description du mâle. Ses gîtes larvaires sont constitués de trous de crabe remplis d'eau saumâtre (Ravaonjanahary et Brunhes 1977). Elle est présente avec certitude de Nosy Be (Ravaonjanahary et Brunhes 1977). Cette espèce n'a jamais été impliquée dans la transmission des maladies.

❖ **Sous-genre *Zavortinkius* Reinert, 1999**

Ce sous-genre comprend 11 espèces dont quatre sont présentes à Madagascar. Trois espèces sont endémiques malgaches. Avant la création du genre *Zavortinkius*, ces espèces malgaches appartenaient au sous-genre *Finlaya*.

Ae. (Zav.) brygooi Brunhes, 1971

Brunhes, 1971, endémique

Seuls les œufs de cette espèce restent à décrire. Ses gîtes larvaires sont constitués de trous d'arbre riches en matières organiques végétales (Ravaonjanahary 1978). Sa présence est essentiellement localisée dans les régions chaudes présentant une lagune en saison sèche. *Ae. brygooi* est présent à Nosy Komba (Fontenille *et al.* 1988) et dans tous les domaines biogéographiques malgaches à l'exception du domaine de l'Est (Fontenille 1989 ; Ravaonjanahary 1978). Cette espèce n'a jamais été impliquée dans la transmission des maladies. .

Ae. (Zav.) interruptus Reinert, 1999.

Reinert, 1999, endémique

Les œufs et les stades préimaginaux de cette espèce sont encore inconnus. Il a été décrit que ses larves peuvent se développer dans les trous d'arbres (Brunhes, *Comm. pers.* dans Reinert 1999) et dans les pneus remplis d'eau de pluie. Cette espèce est présente dans le domaine de l'Est (Reinert 1999) et du Centre (Tantely *et al.* 2013). *Aedes interruptus* n'est pas impliqué dans la transmission des maladies.

Ae. (Zav.) monetus Edwards, 1935

Edwards, 1935

Cette espèce est décrite à Madagascar et elle est présente dans les archipels des Comores, à Mayotte et à Mohéli (Brunhes 1977a). Ses gîtes larvaires sont constitués de trous d'arbre remplis de matières organiques végétales (Ravaonjanahary 1978). Cette espèce est présente à Nosy Be, à Nosy Komba (Fontenille *et al.* 1988) et dans tous les domaines biogéographiques malgaches, à l'exception du domaine du Centre (Fontenille 1989 ; Ravaonjanahary 1978). *Aedes monetus* n'est pas impliquée dans la transmission des maladies.

Ae. (Zav.) phillipi Van Someren, 1949

Van Someren 1949, endémique

Les œufs de cette espèce restent à décrire. Ses gîtes larvaires sont constitués de troncs sectionnés de *Ravenala* (Brunhes 1971), de trous d'arbre et plus rarement des aisselles de feuilles de *Pandanus* (Ravaonjanahary 1978), des pondoirs artificiels en bambou et des aisselles de feuilles d'agave (Fontenille 1989). Son aire de répartition est essentiellement représentée par la côte orientale chaude et humide de Madagascar. Toutefois, elle est présente à Nosy Komba (Fontenille *et al.* 1988), dans le domaine du

Centre (Tantely *et al.* 2013), de l'Ouest, de l'Est, du Nord, du Sud et dans le Sambirano (Fontenille 1989). Cette espèce n'a jamais été impliquée dans la transmission des maladies.

❖ **Sous-genre *Mucidus* Theobald, 1901**

Ce sous-genre comprend 14 espèces dont une espèce est représentée par deux sous-espèces. Les larves de ce sous-genre présentent la particularité d'être prédatrices des espèces culicidiennes associées. Deux espèces sont présentes à Madagascar.

Ae. (Muc.) scatophagoides (Theobald, 1901)

Brunhes 1968 (dans Ravaonjanahary 1978).

Tous ses stades de développement sont connus à l'exception des œufs. Cette espèce a été signalée pour la première fois à Madagascar par Brunhes, en 1968 (dans Ravaonjanahary 1978). Les gîtes larvaires sont constitués de mares temporaires très chaudes exposées au soleil (Ravaonjanahary 1978). Elle est présente dans le domaine du Sud, notamment dans la région d'Antanimena, une région très sèche d'Androy (Ravaonjanahary 1978). Elle n'a pas d'importance médicale et vétérinaire.

Ae. (Muc.) mucidus (Karsch, 1887)

Grjebine 1955 (dans Ravaonjanahary 1978).

Les œufs de cette espèce restent à décrire. À Madagascar, la première mention de cette espèce a été faite par Grjebine en 1955 à Périnet (dans Ravaonjanahary 1978). La biologie des stades préimaginaux est encore inconnue. Cette espèce n'a pas d'importance médicale et vétérinaire.

❖ **Sous-genre *Coetzeemyia* Huang, Mathis et Wilkerson, 2010**

Ce sous-genre nouvellement créé par Huang *et al.* (2010) est monotype.

Ae. (Coe.) fryeri (Theobald, 1912)

Edwards, 1920b

Cette espèce a changé plusieurs fois de genre. À Madagascar, sa présence a été soupçonnée en 1920 par Edwards (Edwards 1920b). Elle est morphologiquement proche d'*Ae. (Och.) dufouri* Hamon, qui est absente de Madagascar. Ses œufs et sa nymphe ne sont pas encore décrits. Les gîtes larvaires de cette espèce sont faits de trous de rocher (Le Goff *et al.* 2012) et il a été décrit que sa biologie est liée à la présence de la Mangrove

(Ravaonjanahary 1978). *Aedes fryeri* se retrouve dans le domaine de l’Ouest et du Sud (Fontenille 1989). Cette espèce n’a pas d’importance médicale et vétérinaire à Madagascar, sachant qu’elle a été capturée en abondance sur homme dans la région de Morondava (Fontenille 1989). Néanmoins elle a été trouvée naturellement infectée par le virus Spondweni dans un lot mixte d’espèces au Mozambique (McIntosh *et al.* 1962).

❖ Sous-genre *Ochlerotatus* Lynch Arribálzaga, 1891

Ae. (Och.) ambreensis Rodhain et Boutonnier, 1983,

Rodhain et Boutonnier, 1983, endémique

Cette espèce est connue par la description de la femelle. Cette espèce est strictement inféodée à la montagne d’Ambre, dans le domaine du Nord (Rodhain et Boutonnier 1983a ; Fontenille 1989). *Aedes ambreensis* est autant diurne que nocturne en capture sur homme et cette espèce semble aussi se gorger sur les lémuriens (*Eulemur fulvus*) (Fontenille 1989). *Aedes ambreensis* a été trouvé naturellement infecté par le virus MMP 158 dans les lots de spécimens capturés à la montagne d’Ambre (Fontenille 1989).

❖ Sous-genre *Stegomyia* Theobald, 1901

Ce sous-genre comprend 127 espèces. La région éthiopienne regroupe 59 espèces et sous-espèces endémiques (Huang 2004) incluant *Ae. albopictus*. Les deux espèces présentes à Madagascar sont des espèces invasives que l’on rencontre sur tous les continents.

Ae. (Stg.) aegypti (Linnaeus, 1762)

Bigot, 1859

Cette espèce est connue à tous les stades de développement. À Madagascar, elle se développe dans les trous d’arbre (Grjebine et Lacan 1953), les gîtes péridomestiques et naturels, les pneus usagés, les boîtes de conserves vides, les fûts ouverts, les carcasses de voitures, les récipients de faible capacité et les trous d’arbre remplis de matières organiques végétales (Ravaonjanahary 1978). Elle est présente dans le domaine de Sambirano (Nosy Be, Nosy Komba) (Fontenille *et al.* 1988) et dans tous les domaines biogéographiques malgaches avec une densité importante dans les domaines de l’Ouest et du sud (Fontenille, 1989 ; Raharimalala *et al.* 2012). Elle est vectrice du virus Babanki, du virus MMP 158 et du virus West Nile (Fontenille, 1989). Dans le monde, cette espèce constitue un vecteur potentiel d’au moins 16 virus (<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>). Elle

constitue le vecteur potentiel du virus Zika (Marchette *et al.* 1969), du virus Chikungunya (Thavara *et al.* 2009), et du virus amaril (Soper 1967 ; Hamon *et al.* 1971). La transmission verticale du virus amaril (Fontenille *et al.* 1997), du virus de la FVR (Seufi et Galal 2010) et du virus West-Nile (Baqar *et al.* 1993) est déjà décrite pour cette espèce. Elle peut aussi développer le virus de O’nyong-nyong (Vanlandingham *et al.* 2005).

Ae. (Stg.) albopictus (Skuse, 1894)

Ventrillon, 1905

Cette espèce est connue à tous les stades de développement. À Madagascar, elle se développe dans les gîtes artificiels comme les récipients abandonnés, les pneus usagés, les creux de cafiers, les bambous coupés, les fûts, les bidons et les aisselles de feuille de *Pandanus* (Ravaonjanahary 1978). Elle est présente dans tous les domaines biogéographiques malgaches avec une densité importante dans le domaine de Sambirano (Fontenille 1989). Une étude récente (Raharimalala *et al.* 2012) démontre qu’*Ae. albopictus* est en train d’étendre sa distribution géographique à Madagascar, au détriment de celle d’*Ae. aegypti*. Cette espèce constitue le vecteur potentiel du virus de Babanki (Fontenille 1989). Dans le monde, C'est le vecteur potentiel de plusieurs virus : Banna (Liu *et al.* 2010), Chikungunya, Dengue (Delatte *et al.* 2008), la Crosse (Gerhardt *et al.* 2001), Sindbis (Dohm *et al.* 1995), Potosi (Armstrong *et al.* 2005), vallée de Cache (Mitchell *et al.* 1998). En Amérique du Nord, cette espèce constitue le vecteur potentiel du virus West-Nile (Aubé-Maurice *et al.* 2005).

❖ **Sous-genre *Fredwardsius* Reinert, 2000**

Ce sous-genre ne comprend qu'une seule espèce.

Ae. (Fre.) vittatus (Bigot, 1861)

Doucet, 1951b

Cette espèce, dont les œufs restent à décrire, était autrefois classée dans le sous-genre *Stegomyia*. À Madagascar, ses larves se développent dans les cuvettes de torrent sur rocher, les rizières (Doucet 1951b) et les creux de rocher (Grjebine et Lacan 1953). Elle se retrouve dans le Sambirano, à Nosy Be, à Nosy Komba (Fontenille *et al.* 1988), dans le domaine de l’Ouest, du Centre (Fontenille 1989), de l’Est (Doucet 1951b) et du Sud (Ravaonjanahary 1978). À Madagascar, cette espèce n'a jamais été impliquée dans la transmission des maladies. Néanmoins, en Afrique, *Ae. vittatus* est plutôt zoophile (Hamon *et al.* 1964) et il constitue un vecteur potentiel du virus Chikungunya (Diallo *et al.* 1999), du virus de la

Dengue 2 (Traore-Lamizana *et al.* 1994a), du virus Zika, du virus Amaril, du virus Wesselsbron, du virus Saboya, du virus Ngari, du virus Simbu, du virus Pongola, du virus Gomoka, du virus Ngary (<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>) et du virus Sindbis (Cornet *et al.* 1979).

III – 3.2.3. Genre *Anopheles* Meigen, 1818

Le genre *Anopheles* comprend sept sous-genres dont deux : *Anopheles* et *Cellia* sont présents à Madagascar. Le sous-genre *Anopheles* est représenté par plus de 182 espèces dans le monde. Parmi ces espèces, trois sont présentes à Madagascar dont une espèce est endémique. Ces trois espèces appartiennent à la seule série *Myzorhynchus*. Le sous-genre *Cellia* est représenté par 217 espèces dans le monde avec 23 espèces présentes à Madagascar dont 10 espèces sont endémiques de Madagascar et une onzième espèce (*An. mascarensis*) est présente à Madagascar et dans l'archipel des Comores. Les espèces malgaches du sous-genre *Cellia* sont réparties dans plusieurs séries, groupes et complexe d'espèces.

❖ Sous-genre *Anopheles* Meigen, 1818

Série *Myzorhynchus* (Edwards, 1932)

Groupe Coustani (Reid et Knight, 1961)

An. (Ano.) coustani Laveran, 1900

Laveran, 1900

Cette espèce appartient au groupe Coustani. Elle est connue à tous les stades de développement. À Madagascar, elle se développe dans les empreintes des sabots des zébus (Doucet 1949b), les mares, les marécages (Grjebine et Lacan 1953), les rivières, les ruisseaux, les canaux, les rizières (Doucet 1951b), les lacs, les trous de rocher, les trous d'arrosage (Le Goff *et al.* 2002) et les flaques d'eau saumâtre (Grjebine 1966). Cette espèce est présente à Nosy Be, à Nosy Komba (Fontenille *et al.* 1988) et dans tous les domaines biogéographiques malgaches (Fontenille 1989). Elle est vectrice potentielle de *Wuchereria bancrofti* (Brunhes 1969), de *Setaria* sp. (Brunhes 1972), du virus de la FVR (Ratovonjato *et al.* 2010), du virus de Périnet et du virus Babanki (Fontenille 1989). En Afrique, la transmission verticale du virus de la FVR a été observée chez cette espèce (Seufi et Galal 2010). Cette espèce peut être porteuse de plusieurs virus : Chikungunya (Cornet *et al.* 1979), West Nile (Hubálek et Halouzka 1999), Zika, Ngari, Pongola, Somone

(<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>) et d'oocystes ou de sporozoïtes de *Plasmodium* responsables du paludisme humain (WHO 1951).

An. (Ano.) fuscicolor Van Someren, 1947

Van Someren, 1947, endémique

Cette espèce est connue au niveau des stades adultes et préimaginaux. Ses gîtes larvaires sont constitués d'étangs, de ruisseaux, de rizières, de canaux d'irrigation, de marécages, de mares, de lacs, de marais, de rivières, de nappes d'eau et de lagunes (Grjebine 1966). Elle est présente dans tous les domaines biogéographiques malgaches (Grjebine 1966), (Fontenille 1989). Elle est vectrice potentielle du virus Babanki, du virus de la FVR et du virus de Périnet (Fontenille 1989). *Wuchereria bancrofti* peut atteindre le stade III chez cette espèce (Brunhes 1972).

An. (Ano.) tenebrosus Dönitz, 1902

Grjebine, 1956.

Cette espèce appartient au groupe Coustani. Elle est connue à tous les stades de développement. À Madagascar, elle se développe dans les rizières, les mares, les marécages, les étangs et les ruisseaux. Elle est présente à Nosy Be, dans le domaine du Nord, du centre et de l'Ouest (Grjebine 1966). Cette espèce n'a pas d'importance médicale et vétérinaire à Madagascar. En Afrique, elle est impliquée dans la transmission du Paludisme humain (Adugna *et al.* 1998).

❖ Sous-genre *Cellia* Theobald, 1902

Série Pyretophorus (Edwards, 1932)

Complexe Gambiae

Ce complexe appartient à la série Pyretophorus et est constitué de sept espèces jumelles dont trois sont présentes à Madagascar : *An. gambiae*, *An. arabiensis* et *An. merus*. Ces trois espèces malgaches sont connues à tous les stades de développement. Deux de ces espèces sont dulçaquicoles et se développent généralement dans les rizières. À Madagascar, des espèces de ce complexe sont présentes à Nosy Be et dans tous les domaines biogéographiques (Chauvet 1969b). Une seule espèce se développe dans les eaux saumâtres et se retrouve dans le domaine du Sud et de l'Ouest de Madagascar (Léong Pock Tsy *et al.* 2003). Les espèces de ce complexe sont des vecteurs des *Plasmodium* du Paludisme (Fontenille *et al.* 1990 ; Léong Pock Tsy *et al.* 2003). Elles sont aussi impliquées dans la

transmission du *Wuchereria bancrofti* (Brunhes 1969). En Afrique, elles peuvent être naturellement infectées par le virus Mengo (Fontenille 1989), le virus Ngari (Gordon *et al.* 1992), le virus Tataguine, le virus Ilesha (Cordellier et Geoffroy 1976), le virus O’nyong nyong (Vanlandingham *et al.* 2005) et le virus Bwamba (Cornet *et al.* 1979).

An. (Cel.) arabiensis Patton, 1905

Chauvet, 1968

À Madagascar, cette espèce présente des caryotypes, semblables à ceux d’Afrique de l’Est, qui se manifestent par un degré de zoophilie élevé et une anthropophilie relativement faible (Ralisoa 1996). En Afrique, cette espèce est un vecteur potentiel du virus de la FVR au Soudan, la transmission verticale de ce virus a été décrite pour cette espèce (Seufi et Galal 2010), mais cette observation est controversée puisque cette espèce a été trouvée naturellement infectée par le virus de la FVR durant les épizooties soudanaises de 2007 (Seufi et Galal 2010) et que les larves peuvent être infectées par le virus de la FVR par voix orale (Turell et Romoser 1994).

An. (Cel.) gambiae Giles, 1902

Chauvet, 1968

Cette espèce présente cinq formes chromosomiques partiellement panmictique (Coluzzi *et al.* 1985, 2002) et deux formes moléculaires d’ADN ribosomal (Mocti ou M et Bamako/Savanna ou S). À Madagascar, *An. gambiae* présente des formes chromosomiques, semblables à celles de l’Afrique de l’Est. Cette forme se manifeste par un taux d’anthropophilie élevé (Ralisoa 1996). Cette espèce est de forme moléculaire S et uniquement l’haplotype gIA a été observé à Madagascar, la forme M n’a jamais été observée à Madagascar (Léong Pock Tsy *et al.* 2003 ; Le Goff *et al.* 2006 ; Tantely *et al.* 2012).

An. (Cel.) merus Dönitz, 1902

Chauvet, 1968

Cette espèce se développe dans les eaux saumâtres dans la région de Mahajanga (à Mangatsa) et à l’extrême Sud de Madagascar. Elle constitue le vecteur principal du *Plasmodium falciparum* (Léong Pock Tsy *et al.* 2003).

Série Myzomyia (Christophers, 1924)

An. (Cel.) brunnipes (Theobald, 1910)

Doucet, 1951c

Cette espèce est connue à l'état adulte et préimaginal. À Madagascar, cette espèce se développe dans les mares, les berges de rivières, les ruisseaux, les drains routiers, les fossés, les pépinières et les rizières (Grjebine 1966). On peut la rencontrer dans le domaine de l'Ouest, du Centre et de l'Est (Grjebine 1966). Cette espèce est un vecteur potentiel du virus West-Nile (Fontenille 1989). Dans la région éthiopienne, *An. brunnipes* présente aussi une large répartition et peut être porteur d'oocystes ou de sporozoïtes de *Plasmodium* responsables du paludisme humain (WHO 1951).

An. (Cel.) flavigaster (Edwards, 1911)

Coz, Grjebine et Hamon, 1960

Cette espèce est connue à l'état adulte et préimaginal. À Madagascar, ses larves ont été récoltées dans les mares, les rivières, les rizières et les ruisseaux (Grjebine 1966). Cette espèce se retrouve dans tous les domaines biogéographiques malgaches à l'exception du domaine de l'Ouest (Grjebine 1966 ; Fontenille 1989). Dans la région éthiopienne elle présente une large répartition géographique et s'est avérée largement zoophile, mais de temps en temps, il lui arrive de piquer l'homme (Hamon *et al.* 1964). Cette espèce peut être naturellement infectée par *Wuchereria bancrofti* (Brengues *et al.* 1968) et peut être porteuse d'oocystes ou de sporozoïtes de *Plasmodium* responsables du paludisme humain (WHO 1951). Elle peut être vectrice du virus Middelburg (<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>).

Groupe funestus (Garros *et al.* 2005)

Sous-groupe funestus

An. (Cel.) funestus Giles, 1900

Laveran, 1904

À Madagascar, *An. funestus* est le seul taxon du groupe Funestus qui est constitué de 10 espèces jumelles. L'espèce est connue à tous les stades de développement. L'espèce se développe dans les canaux d'irrigation (Doucet, 1951b), les lacs, les étangs, les mares, les marais, les berges des rivières, les ruisseaux, les biefs, les drains d'irrigation et les rizières (Grjebine 1966). *Anopheles funestus* se retrouve dans tous les domaines biogéographiques malgaches (Grjebine 1966 ; Fontenille 1989). *Anopheles funestus* est anthropophile et constitue un vecteur majeur du paludisme (Fontenille *et al.* 1990), de *Wuchereria bancrofti* et de *Setaria* sp. à Madagascar (Brunhes 1972). Dans la région éthiopienne, cette espèce

présente une large répartition géographique et constitue un vecteur potentiel du virus O'nyong-nyong, du virus Bwamba, du virus Nyando (Lutwama *et al.* 1999), du virus Pongola (Cornet *et al.* 1979), du virus Chikungunya, du virus Wesselsbron, du virus Bozo, du virus Akabane, du virus Tanga, du virus Tataguine et du virus Orungo (<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>).

Série Cellia (Christophers, 1924)

Groupe Squamosus (Grjebine, 1966)

An. (Cel.) cydippis de Meillon, 1931

Doucet, 1951

Cette espèce appartient au groupe Squamosus. La larve de cette espèce se différencie de celle d'*An. squamosus* par la présence d'une soie clypéale externe (3-C) simple, plumeuse ou avec quelques branches courtes ou longues. Elle est connue à tous les stades de développement. À Madagascar, ses gîtes larvaires sont constitués de lacs, d'étangs, de marais, de berges de rivière, de ruisseaux, de nappes d'eau, d'eau chargée plus ou moins d'hydroxyde de fer, de flaques d'eau de pluie, de drains d'irrigation, de citerne, de bassin en ciment (Grjebine 1966) et de trous d'arrosage (Le Goff *et al.* 2002). Cette espèce se retrouve dans tous les domaines biogéographiques malgaches (Fontenille 1989 ; Grjebine 1966). Les adultes sont morphologiquement semblables à ceux d'*An. squamosus*. Son implication dans la transmission des pathogènes est inconnue.

An. (Cel.) squamosus Theobald, 1901

Laveran, 1904

Cette espèce appartient au groupe Squamosus. Seuls les œufs de cette espèce restent à décrire. Sa larve se différencie de celle d'*An. cydippis* par la soie clypéale externe dendroïde munie d'un tronc divisé en 8 branches. Ses gîtes larvaires sont constitués de marais (Grjebine et Lacan 1953), de mares, de rizières (Grjebine et Brygoo 1958), de drains d'irrigation, de nappes d'eau, de flaques d'eau saumâtre, de rivières et de lagunes (Grjebine 1966). Cette espèce se retrouve à Nosy Be (Fontenille *et al.* 1988) et dans tous les domaines biogéographiques malgaches (Grjebine 1966 ; Fontenille 1989). À Madagascar, elle a été trouvée naturellement infectée par le virus de la FVR (Ratovonjato *et al.* 2010), le virus d'Andasibe (Fontenille 1989). Elle peut être porteuse de *Wuchereria bancrofti* (Brunhes 1972). En Afrique, les préférences trophiques d'*An. squamosus* vont très nettement au gros bétail, puis au mouton et enfin à la chèvre (Hamon *et al.* 1964). *Anopheles squamosus* a été

trouvé naturellement infecté par le virus Birao (Cordellier et Geoffroy 1976) et le virus Babanki (<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>).

An. (Cel.) pharoensis Theobald, 1901

Ventrillon, 1905 (dans Edwards, 1920b)

Cette espèce est connue à tous les stades de développement. À Madagascar, elle se développe dans les empreintes de pattes de zébus, les prairies (Doucet 1949b), les mares, les rizières (Doucet 1951b), les lagunes (eau douce), les drains d'irrigation, les pépinières, les lacs, les étangs, les marais, les berges de rivières, les ruisseaux, les nappes d'eau et les eaux chargées plus ou moins d'hydroxyde de fer (Grjebine 1966). À Madagascar, *An. pharoensis* se retrouve dans tous les domaines biogéographiques à l'exception du domaine de Sambirano (Grjebine 1966 ; Fontenille 1989). Cette espèce n'est pas impliquée dans la transmission des maladies. En Afrique, *An. pharoensis* présente une large répartition géographique allant de la région éthiopienne, Égypte et Érythrée. Cette espèce est très largement zoophile, surtout le bétail, mais a aussi été prise sur oiseaux (Hamon *et al.* 1964). Elle peut être infectée naturellement par plusieurs virus : Ngari, Bangui (Gordon *et al.* 1992), FVR (Linthicum *et al.* 1985), Birao (Cordellier et Geoffroy 1976), Babanki, Wesselsbron et Sanar (<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>). C'est un vecteur potentiel de *Wuchereria bancrofti* (Brengues *et al.* 1969) et il peut être porteur d'oocystes ou de sporozoïtes de *Plasmodium* responsable du paludisme humain (WHO 1951).

Série Neocellia (Christophers, 1924)

An. (Cel.) maculipalpis Giles, 1902

Monier, 1937

Cette espèce est connue à l'état adulte (mâle et femelle) et préimaginal. À Madagascar, cette espèce se développe dans les marais, les mares, les berges des rivières, les ruisseaux, les marécages, les nappes d'eau, les berges de ruisseaux, les drains d'irrigation, les citernes, les bassins en ciment, les ornières, les empreintes de sabots de zébus et de pieds, les pépinières et les rizières (Grjebine 1966). Cette espèce a été capturée dans tous les domaines biogéographiques malgaches (Fontenille 1989 ; Grjebine 1966). Elle a été trouvée naturellement infectée par le virus West-Nile (Fontenille *et al.* 1989). En Afrique, cette espèce est porteuse de *Wuchereria bancrofti* (Brengues *et al.* 1968) et d'oocystes ou de sporozoïtes de *Plasmodium* responsables du paludisme humain (WHO 1951).

An. (Cel.) rufipes Gough, 1910

Wilson, 1947

Cette espèce est connue à tous les stades de développement. À Madagascar, ses gîtes larvaires sont constitués de lacs, d'étangs, de mares, de marais, de marécages, de nappes d'eau, d'eaux chargées plus ou moins d'hydroxyde de fer, de ruisseaux, de flaques d'eau, de trous de rocher, de citernes, de bassins en ciment, de pépinières et de rizières (Grjebine 1966). Cette espèce se retrouve dans tous les domaines biogéographiques malgaches (Grjebine 1966 ; Fontenille 1989 ; Ravoahangimalala *et al.* 2003). Cette espèce n'est pas impliquée dans la transmission des maladies à Madagascar. En Afrique, cette espèce s'est montrée extrêmement zoophile et elle est particulièrement inféodée aux gros mammifères (Hamon *et al.* 1964). Elle constitue le vecteur du virus de Chikungunya (Diallo *et al.* 1999), du virus Wesselsbron et du virus Gomoka (<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>). *Anopheles rufipes* peut être porteur d'oocystes ou de sporozoïtes de *Plasmodium* responsables du paludisme humain dans la région éthiopienne (WHO 1951).

An. (Cel.) pretoriensis Theobald, 1903

Grjebine et Lacan, 1953

Cette espèce est connue à tous les stades de développement. Cette espèce a parfois été confondue à Madagascar avec *An. christyi* Newsted et Carter. Dans la Grande Ile, ses gîtes larvaires sont constitués de creux de rocher (Grjebine et Lacan 1953), de marais, de mares, de berges de rivière, de ruisseaux, de flaques d'eau de pluie, de creux de rocher, de drains d'irrigation, de rizières et de nappes d'eau (Grjebine 1966). Cette espèce se retrouve dans tous les domaines biogéographiques malgaches (Fontenille 1989 ; Grjebine 1966). Elle n'a aucun rôle dans la transmission des maladies à Madagascar. Néanmoins, elle peut être vectrice du virus Wesselsbron et du virus Ngari au Sénégal (<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>). Cette espèce peut être porteuse d'oocystes ou de sporozoïtes de *Plasmodium* responsables du paludisme humain (WHO. 1951).

Série Neomyzomyia (Christophers, 1924)

Groupe ranci (Grjebine, 1966)

Sous-groupe roubaudi (Grjebine, 1966)

An. (Cel.) lacani Grjebine et Lacan, 1953

Grjebine et Lacan, 1953, endémique

Cette espèce est connue par la description de la femelle, de la nymphe et de la larve. Ses gîtes larvaires sont constitués de ruisseaux de source circulant en zone de forêt naturelle (Grjebine 1966). Elle se retrouve dans la forêt d'altitude de Mandraka, de la zone humide de l'Est (Grjebine 1966a) et dans le couloir forestier d'Anjozorobe-Angavo de zone subhumide des Hautes Terres centrales (Tantely *et al.* 2013). Elle n'a jamais été impliquée dans la transmission des maladies vectorielles.

An. (Cel.) notleyi Van Someren, 1949

Van Someren, 1949, endémique

Cette espèce est connue à l'état adulte et préimaginal. Ses gîtes larvaires sont constitués de ruisseaux de forêt (Grjebine 1966). Elle a été récoltée à l'état larvaire et adulte, seulement à Sakaramy, Antsiranana (Grjebine 1966) et dans la station forestière de Farankaraina, proche du parc national de Masoala (Le Goff, communication personnelle). Elle n'est pas impliquée dans la transmission des maladies.

An. (Cel.) roubaudi Grjebine et Lacan, 1953

Grjebine et Lacan, 1953, endémique

Cette espèce est morphologiquement proche d'*An. flavigosta*, au niveau de ces ailes. Elle est connue à l'état adulte et préimaginal. Elle se développe dans les ruisseaux de forêt de moyenne altitude (900 m d'altitude), comme à Périnet (Le Goff, observation). Elle se retrouve en forêt de la zone humide de l'Est (Grjebine 1966). Cette espèce n'a jamais été impliquée dans la transmission des maladies vectorielles.

Sous-groupe Ranci (Grjebine, 1966)

An. (Cel.) ranci Grjebine et Lacan, 1953

Grjebine et Lacan, 1953, endémique

Cette espèce est connue à l'état adulte et préimaginal. Ses gîtes larvaires sont constitués de mares, de berges de rivières, de ruisseaux et de rizières (Grjebine 1966). Elle se retrouve seulement dans le domaine du Nord et de l'Est (Grjebine 1966 ; Fontenille 1989). Cette espèce n'a jamais été impliquée dans la transmission des maladies vectorielles.

An. (Cel.) griveaudi Grjebine, 1960

Grjebine, 1960, endémique

Cette espèce est connue uniquement par la description de la femelle. Cette espèce est hors sous-groupe. La femelle a été capturée au cours d'une chasse de nuit avec une lampe à vapeur de mercure, par Griveaud, au massif d'Ankaratra en 1956, domaine du Centre (Grjebine 1966). Elle n'a pas d'importance médicale ni vétérinaire.

Groupe Pauliani (Grjebine, 1966)

An. (Cel.) pauliani Grjebine et Lacan, 1953

Grjebine et Lacan, 1953, endémique

Cette espèce est connue à l'état adulte et préimaginal. Ses gîtes larvaires sont constitués de lacs, d'étangs, de mares, de marais, de marigots, de berges de rivières, de ruisseaux, de plans d'eau dus aux petits barrages, de rizières et de nappes d'eau (Grjebine 1966). Elle est présente à Nosy Komba (Fontenille *et al.* 1988) et dans tous les domaines biogéographiques malgaches (Grjebine 1966 ; Fontenille 1989b ; Ravoahangimalala *et al.* 2003). Cette espèce est anthropophile (à Miandrivazo) et elle a été trouvée naturellement infectée par le virus de la FVR et le virus endémique d'Andasibe dans le lot d'espèces avec *An. squamosus* (Fontenille 1989). Elle peut être porteuse de *Wuchereria bancrofti* à Madagascar (Brunhes 1972).

An. (Cel.) milloti Grjebine et Lacan, 1953

Grjebine et Lacan, 1953, endémique

Cette espèce est connue à l'état adulte et préimaginal. L'espèce se développe dans les trous, les mares herbeuses, les lacs, les étangs, les berges de rivières, les ruisseaux, les biefs, les marécages, les nappes d'eau, les roseaux, les eaux chargées plus ou moins d'hydroxyde de fer, les drains d'irrigation (Grjebine 1966) et les marécages (Brunhes 1967). *Anopheles milloti* est présent dans tous les domaines biogéographiques malgaches, sauf le domaine du Sud (Grjebine 1966). Cette espèce n'a jamais été impliquée dans la transmission des maladies.

An. (Cel.) radama de Meillon, 1943

de Meillon, 1943, endémique

Cette espèce est connue à l'état adulte (mâle et femelle) et larvaire. Cette espèce est proche d'*An. grassei* Grjebine. *Anopheles radama* se développe dans les étangs (Doucet 1951a), les ruisseaux, les biefs (plans d'eau dus aux petits barrages), les rivières et les lacs

de cratère de volcan (Grjebine 1966). Cette espèce se retrouve à Nosy Be, à Nosy Komba (Fontenille *et al.* 1988) et dans le domaine du Nord (Fontenille 1989 ; Grjebine 1966), de l’Ouest (Ravoahangimalala *et al.* 2003) et de l’Est (Doucet 1951a) et n’a jamais été impliquée dans la transmission des maladies.

An. (Cel.) grenieri Grjebine, 1964

Grjebine 1964, endémique

Cette espèce est connue uniquement à l’état larvaire. Cette espèce se développe dans les ruisseaux de forêt et les rizières (Grjebine 1966). *Anopheles grenieri* est présent dans la zone humide du domaine de l’Est (Grjebine 1966). Cette espèce n’a jamais été impliquée dans la transmission des maladies.

An. (Cel.) grassei Grjebine, 1953

Grjebine, 1953, endémique

Cette espèce est connue à tous les stades de développement. *Anopheles grassei* est la seule espèce représentante du groupe Grassei et est proche de l’*An. radama* De Meillon. Ses larves se développent dans les marais, les mares de forêt, les marigots, les rivières côtières, les ruisseaux, les biefs, les plans d’eau dus aux petits barrages et les trous d’arbre (Fontenille 1989). Cette espèce est présente seulement dans le domaine de l’Est (Grjebine 1966) et n’a jamais été impliquée dans la transmission des maladies.

Groupe Mascarensis (Harbach, 1994)

An. (Cel.) mascarensis de Meillon, 1947

de Meillon, 1947, endémique de Madagascar et de l’Archipel des Comores.

Cette espèce est connue à l’état adulte et préimaginal. *Anopheles mascarensis* a été confondu avec *An. (Cellia) marshalli* Theobald, espèce africaine absente à Madagascar (Grjebine 1966a). Ses gîtes larvaires sont constitués de ruisseaux, (Grjebine 1953), de lacs, d’étangs, de mares de forêt, de marais, de berges de rivières, de ruisseaux, de marigots, de drains d’irrigation, de pépinières, de flaques d’eau saumâtre, de lagunes (Grjebine 1966), de marécages (Brunhes 1967) et surtout de rizières (Robert *et al.* 2002). Cette espèce est présente à Nosy Be, à Nosy Komba (Fontenille *et al.* 1988) et dans tous les domaines biogéographiques malgaches (Fontenille 1989 ; Grjebine 1966). C’est un vecteur secondaire ou vecteur majeur d’importance locale du paludisme à Madagascar (Fontenille et Campbell 1992 ; Marrama *et al.* 1999). *Anopheles mascarensis* a été aussi trouvé naturellement infecté

par le virus Ngari (Fontenille 1989) et peut être porteur du *Wuchereria bancrofti* (Brunhes 1972b).

III - 3.2.4. Genre *Coquillettidia* Dyar, 1905

Ce genre comprend 57 espèces dans le monde. Ces espèces sont reparties dans trois sous-genres : *Coquillettidia*, *Rhynchotaenio* et *Austromansonia*. À Madagascar, seul le sous-genre *Coquillettidia* est présent et il est représenté par trois espèces dont deux sont endémiques malgaches. Comme pour les *Mansonia*, les espèces appartenant au genre *Coquillettidia* ont leurs larves et leurs nymphes qui restent fixées aux supports végétaux pour respirer l'air des canaux aérifères.

Cq. (Coq.) grandidieri (Blanchard, 1905)

Ventrillon, 1904, endémique

Cette espèce est connue à l'état adulte et larvaire (Le Goff *et al.* 2002). Sa larve a été trouvée dans un trou d'arrosage creusé dans la terre avec eau claire et végétation aquatique flottante (Le Goff *et al.* 2002). *Coquillettidia grandidieri* est présent dans le domaine de l'Ouest, de l'Est et du Centre (Fontenille 1989b ; Tantely *et al.* 2013) à des altitudes supérieures à 800 m. Cette espèce a déjà été incriminée dans la transmission du virus de la FVR dans la région d'Antsirabe (Fontenille 1989).

Cq. (Coq.) metallica (Theobald, 1901)

Doucet, 1951b

Cette espèce est connue à l'état adulte et préimaginal. À Madagascar, sa biologie reste inconnue. *Coquillettidia grandidieri* est présent dans le domaine de l'Ouest, de l'Est et du Centre (Fontenille 1989) et il n'a pas d'importance médicale et vétérinaire. En Afrique, cette espèce a été trouvée naturellement infectée par le virus West Nile (Hubálek et Halouzka 1999), le virus Babanki et le virus Middelburg (<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>).

Cq. (Coq.) rochei (Doucet, 1951)

Doucet, 1951b, endémique

Cette espèce est connue à l'état adulte. Sa biologie est inconnue. *Coquillettidia rochei* est présent dans le domaine de l'Ouest et de l'Est (Doucet 1951b ; Fontenille 1989) mais toujours à faible altitude (Le Goff *et al.* 2002) à l'exception du couloir forestier

d'Anjozorobe-Angavo où elle a été trouvée en dessous de 1000 m d'altitude (Tantely *et al.* 2013). Cette espèce n'a pas d'importance médicale ni vétérinaire sachant qu'elle espèce est anthropophile la journée dans la région de Taolagnaro (Fontenille 1989).

III - 3.2.5. Genre *Culex* Linnaeus, 1758

Le genre *Culex* comprend 26 sous-genres dont six sont présents à Madagascar. Ces six sous-genres sont représentés par 46 espèces dont la majorité appartient au sous-genre *Culex*. Onze espèces sont endémiques malgaches.

❖ Sous-genre *Oculeomyia* Theobald, 1907

Ce sous-genre, réhabilité par Tanaka en 2004, comprend 19 espèces dans le monde, dont cinq sont présentes à Madagascar. Ces cinq espèces malgaches dont une espèce endémique ont été autrefois classées dans le sous-genre *Culex*. L'extrême diversité morphologique et la très large répartition des espèces appartenant au sous-genre *Oculeomyia* semblent indiquer que ce groupe d'espèces est très ancien et pourrait avoir donné naissance au Groupe Sitiens du sous-genre *Culex* (Sirivanakarn, 1976). La majorité de ces espèces possèdent des caractères extrêmement similaires au niveau larvaire (Hopkins 1952).

Cx. (Ocu.) aurantapex Edwards, 1914

Brunhes, 1975

Cette espèce est connue par la description de la femelle et des larves. À Madagascar, ses gîtes larvaires sont inconnus. *Culex aurantapex* est présent seulement dans le domaine de l'Est, il a été rarement capturé dans la région de Toamasina et la forêt de Périnet. Les spécimens récoltés à Périnet mériteraient d'être réexaminés, comme toutes les espèces proches du groupe Annulioris (Fontenille 1989). Cette espèce n'a pas d'importance médicale ni vétérinaire dans le monde.

Cx. (Ocu.) annulioris Theobald, 1901

Clerc et Coulanges, 1980

Les œufs de cette espèce ne sont pas encore décrits. À Madagascar, ses gîtes larvaires sont encore inconnus. Cette espèce est présente dans les stations forestières du domaine de l'Est (Clerc et Coulanges 1980) et du Centre (Tantely *et al.* 2013) et a déjà été impliquée dans la transmission du virus de la FVR (Clerc et Coulanges 1980). En Afrique, cette espèce est extrêmement zoophile (Hamon *et al.* 1964) et constitue un vecteur potentiel

du virus Sindbis (Weinbren *et al.* 1956) et du virus Middelburg (<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>).

Cx. (Ocu.) bitaeniorhynchus Giles, 1901

Doucet, 1950

Ses œufs ne sont pas encore décrits. À Madagascar, ses gîtes larvaires sont constitués de prairies inondées (Doucet 1949b), de flaques d'eau (Doucet 1950), d'empreintes, de marais, de rizières, de mares (Doucet 1951b) et de rizières (Robert *et al.* 2002). Cette espèce est présente dans les domaines biogéographiques de l'Ouest, de l'Est, du Centre (Fontenille 1989) et du Sud, jusqu'à la région de Tsihombe (Doucet 1950). *Culex bitaeniorhynchus* n'est pas impliqué dans la transmission des maladies. En Afrique, cette espèce est un vecteur potentiel du virus Sindbis (Rudnick *et al.* 1962), du virus Sagiama, du virus Getah (Bryant *et al.* 2005) et du virus de la FVR (Sang *et al.* 2010).

Cx. (Ocu.) giganteus Ventrillon, 1906

Ventrillon, 1906, endémique

Cette espèce, endémique de Madagascar, appartenait à la série Bitaeniorhynchus du groupe Lasioconops (Edwards, 1932). C'est donc logiquement qu'Harbach (<http://mosquito-taxonomic-inventory.info/>) a rattaché cette espèce au sous-genre *Oculeomyia* (contrairement à ce qui est indiqué sur le site internet <http://www.mosquitocatalog.org/> du WRBU. Seuls les œufs ne sont pas encore décrits. Ses gîtes larvaires sont constitués de marécages herbeux, de rizières abandonnées, de ruisseaux à courant lent (Brunhes 1967). Cette espèce est très fréquente dans le domaine du centre. *Culex giganteus* est également bien représenté sur les marges orientales, dans les zones forestières de moyenne altitude comme la forêt de Ranomafana (province de Fianarantsoa) et la forêt de Périnet (ou Andasibe-Mantadia ; province de Toamasina) (Fontenille 1989). Cette espèce n'a jamais été impliquée dans la transmission des maladies sachant qu'elle s'est montrée très anthropophile sous couvert forestier.

Cx. (Ocu.) poicilipes (Theobald, 1903)

Ventrillon, 1905

Bien que *Cx. poicilipes* soit une espèce morphologiquement atypique, cette espèce, comme toute les espèces de *Culex* appartenant au groupe Bitaeniorhynchus définit par Sirivanakarn (1976), est automatiquement rattachée au sous-genre *Oculeomyia* par Ralph

Harbach (*comm. pers.*) ; par sa part, le site internet mosquitocatalog.org du WRBU continue à assigner cette espèce parmi le sous-genre *Culex*, sans que nous en comprenions la raison.

À Madagascar, ses gîtes larvaires sont constitués de mares et de rizières (Doucet 1951b ; Grjebine 1953). Cette espèce est particulièrement présente dans le domaine du Centre mais aussi dans le domaine de l'Est et rarement dans le domaine de l'Ouest (Fontenille 1989). À Madagascar, cette espèce n'est pas été impliquée dans la transmission des maladies. En Afrique, *Cx. poicilipes* est très zoophile et modérément zoophile, préférant toujours le gros bétail et parfois le petit. Elle peut piquer l'homme et peut être récoltée en assez grande abondance sur les oiseaux (Hamon *et al.* 1964). C'est un vecteur potentiel du virus West Nile, du virus Bagaza (Traore-Lamizana *et al.* 1994b), du virus de la FVR, du virus Sanar, (Diallo *et al.* 2005), du virus Ngari (Gordon *et al.* 1992), et aussi de *Setaria* sp. (Brengues *et al.* 1968).

❖ Sous-genre *Culex* Linnaeus, 1758

Ce sous-genre inclus 198 espèces dans le monde dont 25 sont présentes à Madagascar avec trois espèces endémiques de la Grande Île et deux autres espèces présentes dans plusieurs îles de l'Océan Indien.

Cx. (Cux.) antennatus (Becker, 1903)

Edward, 1920b (sous le nom de *Cx. laurenti*)

Cette espèce est connue à tous les stades de développement et appartient au sous-groupe Decens dans le groupe Pipiens (Harbach 1988). Cette espèce présente une grande ressemblance à *Cx. univittatus* Theobald, *Cx. decens* Theobald (Hopkins 1952) et *Cx. quasiguarti* Theobald (Van Someren 1956) au stade larvaire. Cette espèce est fréquemment confondue avec *Cx. univittatus* Theobald ou *Cx. trifoliatus* Edwards (Van Someren 1956), *Cx. trifoliatus* Edwards, étant absente à Madagascar. À Madagascar, *Cx. antennatus* se développe dans les empreintes, les canaux, les marais, les fosses, les réservoirs (Doucet 1949b) et les rizières (Doucet 1951b ; Robert *et al.* 2002). Il est présent à Nosy Be, à Nosy Komba (Fontenille *et al.* 1988) et dans tous les domaines biogéographiques malgaches à l'exception du Nord (Fontenille 1989; Ratovonjato *et al.* 2010). Cette espèce est impliquée dans la transmission de *Wuchereria bancrofti* (Brunhes 1969b), du virus de la FVR (Ratovonjato *et al.* 2010 ; Tantely *et al.* 2013), du virus West-Nile, du virus endémique du Périnet et du virus Babanki (Fontenille *et al.* 1989). En Afrique, *Cx. antennatus* est zoophile, attaquant surtout le gros et le petit bétail et occasionnellement l'homme (Hamon *et al.*

1964). C'est un vecteur potentiel du virus Ngari (Gordon *et al.* 1992), du virus Babanki, du virus Bagaza, du virus Wesselsbron, du virus West Nile (<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>) et de *Setaria* sp. (Brengues *et al.* 1968).

Cx. (Cux.) argenteopunctatus (Ventrillon, 1905)

Ventrillon, 1905, endémique

Seuls les œufs de cette espèce ne sont pas encore décrits. Ses gîtes larvaires sont constitués de marécages (Brunhes 1967), de rizières (Doucet 1951b), de trous herbeux (Brunhes et Ravaonjanahary 1973), de flaques et de mares (Fontenille 1989). Cette espèce se retrouve dans le domaine du Centre (Fontenille 1989 ; Tantely *et al.* 2013) et de l'Est (Doucet 1951b). Cette espèce possède un tropisme positif pour la lumière et a été capturée aux pièges lumineux, même en pleine ville (Fontenille 1989). Elle n'a pas d'importance médicale et vétérinaire.

Cx. (Cux.) carleti Brunhes et Ravaonjanahary, 1971

Brunhes et Ravaonjanahary, 1971, endémique à Madagascar et dans l'archipel des Comores

Les œufs de cette espèce ne sont pas encore décrits. Au niveau larvaire, cette espèce s'apparente à *Cx. perfidiosus* Edwards et *Cx. mirificus* Edwards (Brunhes et Ravaonjanahary 1971a). *Culex mirificus* Edwards est absente à Madagascar. À Madagascar, cette espèce se développe dans les bambous sectionnés (Brunhes et Ravaonjanahary 1971) et se retrouve à Nosy Be, à Nosy Komba (Fontenille *et al.* 1988) et dans le domaine de l'Est (Fontenille 1989). Cette espèce est endémique de Madagascar et de l'archipel des Comores (Brunhes 1977a) et n'est pas impliquée dans la transmission des maladies vectorielles.

Cx. (Cux.) comorensis Brunhes, 1977

Brunhes, 1977, endémique à Madagascar et dans l'archipel des Comores

Cette espèce est connue à l'état adulte (mâle et femelle) et préimaginal. Ses larves ont été récoltées dans les pondoir-pièges en assiettes et en cuvettes, les trous d'arbre, les flaques, les mares et les traces des pneus (Fontenille 1989). Cette espèce a été décrite aux Comores mais elle a été récoltée par Brunhes dans le massif d'Ankaratra à 1700 m d'altitude (Brunhes 1977a) et dans la forêt d'Andasibe-Mantadia (ou forêt de Périnet) du domaine de l'Est (Fontenille 1989). *Culex comorensis* est rare à Madagascar et n'a pas d'importance médicale ni à Madagascar ni aux Comores.

Cx. (Cux.) decens Theobald, 1901

Edwards, 1941

Cette espèce appartient au groupe Decens qui est représenté à Madagascar par *Cx. decens*, *Cx. quasiguarti*, *Cx. guarti*, *Cx. scottii* et *Cx. weschei*. Ces espèces sont très proches morphologiquement à l'état adulte et différenciables grâce au génitalias mâles (Fontenille 1989). Les espèces *Culex decens* et *Cx. invidiosus* sont très proches l'un de l'autre, mais quelques différences morphologiques ont été proposées au niveau larvaire (Harbach 1988) et au stade adulte (Edwards 1941) pour les différencier. À Madagascar, les gîtes larvaires de *Cx. decens* sont constitués de trous d'arbre (Grjebine 1953), de mares, de rizières et de marécages (Doucet 1951b). *Culex decens* se développe aussi dans les pondoirs artificiels et les bambous (Fontenille 1989). Cette espèce est présente dans le domaine de Sambirano (Nosy Be, Nosy Komba) (Fontenille *et al.* 1988) et dans tous les domaines biogéographiques malgaches mais sa présence est fréquente au Centre. Cette espèce est anthropophile dans le village d'Anjiro la journée (Fontenille 1989). *Culex decens* constitue aussi un vecteur potentiel du virus West-Nile, du virus Babanki (Fontenille *et al.* 1989). En Afrique, il a déjà été impliqué dans la transmission du virus Sindbis, du virus Usutu (Cornet *et al.* 1979), du virus Moussa (MOUV, *Rhabdoviridae*) (Quan *et al.* 2010), du virus Bagaza, du virus West Nile, du virus M'Poko, du virus Mossuril et du virus Kamese (<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>).

Cx. (Cux.) demeilloni Doucet, 1950

Doucet, 1950, endémique

Cette espèce n'est connue que par la description d'une larve. Cette larve se développait dans une rizière en gradin de la région d'Ambositra (Doucet 1950). Ce spécimen larvaire, proche de *Cx. guarti*, n'a jamais été retrouvé à Madagascar. Le type, déposé par Doucet à Tsimbazaza, peut être considéré comme perdu. Cette espèce est proposée comme *nomen dubium* en attendant de nouvelles informations.

Cx. (Cux.) duttoni Theobald, 1901

Edwards, 1941

Cette espèce est connue à l'état adulte et préimaginal. C'est la seule espèce du groupe Duttoni (Harbach 1988). Cette espèce est probablement impossible à distinguer de *Cx. wattii* Edwards au niveau larvaire (Hopkins 1952). À Madagascar, ses larves se développent dans les flaques (Grjebine 1953). Cette espèce, rare à Madagascar, a été

signalée à Nosy Be (Fontenille *et al.* 1988) et dans quelques localités, dans le domaine du Centre aux pièges lumineux (Fontenille 1989). Cette espèce est impliquée dans la transmission des *Flavivirus* (virus Yaoundé, virus Ar B 11266, virus Uganda S) (<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>).

Cx. (Cux.) grahami Theobald, 1910

Doucet, 1950

Cette espèce a été signalée à Madagascar une unique fois des récoltes faites par Doucet à Ambatolampy (Doucet 1950). La présence à Madagascar de cette espèce d'Afrique continentale est remise en cause car elle peut être confondue avec *Cx. striatipes*.

Cx. (Cux.) guiarti Blanchard, 1905

Doucet, 1950

Les œufs de cette espèce restent à décrire. À Madagascar, ses gîtes larvaires sont constitués de canaux, de mares, de rizières, d'étangs, d'eau croupie (Doucet 1951b) et de trous herbeux (Brunhes et Ravaonjanahary 1973). Cette espèce est rare à Madagascar et a été capturée uniquement dans le domaine de l'Est (Doucet 1951b ; Brunhes et Ravaonjanahary 1973 ; Fontenille 1989). *Cx. guiarti* n'a jamais été impliqué dans la transmission des maladies à Madagascar. En Afrique, cette espèce constitue le vecteur potentiel du virus Bagaza (Cordellier et Geoffroy 1976) et du virus West Nile (Hubálek et Halouzka 1999). Cette espèce constitue en Afrique un vecteur potentiel d'au moins 12 virus (<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>).

Cx. (Cux.) neavei Theobald, 1906

Fontenille et Jupp, 1989a.

Les œufs de cette espèce restent à décrire. À Madagascar, la biologie de ses stades larvaires est inconnue. La présence de cette espèce est uniquement avérée dans la région de Tsiroanomandidy (Fontenille et Jupp 1989). *Culex neavei* n'a jamais été impliqué dans la transmission des maladies à Madagascar. En Afrique, cette espèce est trouvée naturellement infectée par le virus West Nile, le virus Sindbis, le virus Bagaza (Traore-Lamizana *et al.* 1994b) et le virus du Koutango (Traoré-Lamizana *et al.* 2001). Toutefois, *Cx. neavei* aurait une capacité vectorielle réduite, vis-à-vis notamment du virus West-Nile, comparativement à celle de *Cx. univittatus* (Fontenille et Jupp 1989). En Afrique, *Cx. neavei* constitue un

vecteur potentiel d'au moins 16 virus (*Alphavirus*, *Flavivirus*, *Bunyaivirus*, *Orbivirus*) (<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>).

Cx. (Cux.) perfidiosus Edwards, 1914

Doucet, 1949b

Cette espèce est connue aux stades adultes et larvaires. Cette espèce pourrait avoir été confondue avec *Cx. carleti* Edwards au niveau larvaire dont la description princeps date de 1971 (Brunhes et Ravaonjanahary 1971a). À Madagascar, cette espèce a été signalée par Doucet au Lac Alaotra et dans la région de Vangaindrano, au Sud-est de l'île (Doucet 1949b, 1951b) à partir des récoltes larvaires. Ses larves se développent dans les rizières, les trous d'eau, les marais, les flaques d'eau et les prairies inondées (Doucet 1949b, 1951b).

Cx. (Cux.) pipiens Linnaeus, 1758

Edwards, 1920b

Cette espèce est connue à l'état adulte et préimaginal. À Madagascar, *Cx. pipiens* se développe dans les drains d'irrigation, les canaux et les réservoirs d'eau (Urbanelli *et al.* 1995). *Culex pipiens* est présent dans le domaine du Centre (Tantely *et al.* 2013 ; Urbanelli *et al.* 1995). Cette espèce n'a jamais été impliquée dans la transmission des maladies à Madagascar. En Afrique, c'est le vecteur majeur du virus de la FVR (Hoogstraal *et al.* 1979) et du virus Sindbis (Wills *et al.* 1984). En Amérique du Nord, c'est le vecteur potentiel du virus West Nile (Aubé-Maurice *et al.* 2005).

Cx. (Cux.) quasiguarti Theobald, 1910

Edwards, 1941.

Cette espèce est difficile à étudier. La femelle de cette espèce ressemble à celle de *Cx. decens* et de *Cx. invidiosus* mais le génitalia mâle permet de les différencier. En revanche, cette espèce a pu être confondue avec *Cx. univittatus* quand les deux espèces étaient capturées ensembles. Ses œufs ne sont pas encore décrits. Aucune larve de cette espèce n'a été récoltée à Madagascar jusqu'à nos jours. Cette espèce a été capturée au Lac Alaotra (dans Edwards 1941) et dans la région de Tsiroanomandidy (Fontenille 1989), dans la région d'Ihosy et celle d'Ampandrandava, à la limite entre les domaines du Sud et de l'Ouest (Edwards, 1941). *Culex quasiguarti* n'a pas d'importance médicale et vétérinaire.

Cx. (Cux.) quinquefasciatus Say, 1823

Edwards, 1920b

Cette espèce est connue aux stades adultes et préimaginaux. *Culex quinquefasciatus* appartient au sous-groupe pipiens du groupe Pipiens (Harbach 1988) et possède environ 40 synonymes. À Madagascar, cette espèce se développe dans l'eau d'égout, les pneus, les récipients en plastiques et les fûts métalliques (Tantely données non publiés). *Culex quinquefasciatus* est présent à Nosy Be, à Nosy Komba (Fontenille *et al.* 1988) et dans tous les domaines géographiques de Madagascar avec une préférence les milieux urbanisés (Fontenille 1989). Cette espèce possède un tropisme positif pour la lumière comme le démontre les captures effectuées par Fontenille (1989b) au pièges lumineux. Cette espèce est le vecteur potentiel de *Wuchereria bancrofti* (Brunhes 1969), du virus West-Nile, du virus Babanki et du virus endémique du Périnet (Fontenille 1989). En Afrique, c'est le vecteur potentiel du virus de la FVR (Sang *et al.* 2010) et du virus Chikungunya et du virus West-Nile. Le virus Mengo a été isolé chez cette espèce (<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>).

Cx. (Cux.) scottii Theobald, 1912

Fontenille et Mathiot, 1984

Culex. (Cux.) scottii est connu au stade adulte (mâle et femelle). Cette espèce présente une ressemblance morphologique avec *Cx. pipiens* Linnaeus, *Cx. musarum* Edward et *Cx. hancocki* Edward, les deux dernières espèces étant absentes de Madagascar (Mattingly et Brown 1955). Cette espèce supposée endémique des Seychelles ne l'est plus puisqu'elle a été retrouvée à Taolagnaro, à Soanierana-Ivongo et à Périnet, dans le domaine de l'Est et dans la région de Mahasolo, dans le domaine du Centre (Fontenille 1989). Cette espèce est très agressive pour l'homme la journée (Fontenille 1989) dans le domaine de l'Est et du Centre (Fontenille 1989). Une souche du virus West-Nile a été isolée d'un lot de *Culex* sp. proche de *Cx. scottii* capturé au repos à côté d'un parc à zébus au village de Mahazoarivo (Mahasolo) (Fontenille 1989).

Cx. (Cux.) simpsoni Theobald, 1905

Doucet, 1950

Cette espèce appartient au sous-groupe Simpsoni du groupe Pipiens (Harbach 1988). Ses œufs ne sont pas encore décrits. À Madagascar, ses gîtes larvaires sont constitués d'étangs (Doucet 1951a), de creux de rocher ensoleillés, de rivières (Grjebine et Lacan

1953), de bassins de pisciculture et de traces de pneus (Fontenille 1989). Cette espèce se retrouve à Nosy Be (Fontenille *et al.* 1988) et dans le domaine de l'Est (Doucet 1951a). *Culex simpsoni* a été trouvé naturellement infecté par le virus de la FVR dans les lots constitués de mélange de *Cx. simpsoni*, *Cx. annulioris* et *Cx. vansomereni*, et des lots constitués de *Cx. simpsoni*, *Cx. antennatus*, *Cx. vansomereni* et *Cx. quinquefasciatus* capturés à Périnet (Fontenille 1989).

Cx. (Cux.) sitiens Wiedemann, 1828

Edwards, 1941

Cette espèce appartient au groupe Sitiens (Harbach 1988). Les œufs sont inconnus. À Madagascar. Elle se retrouve dans le domaine de Sambirano (Nosy Be, Nosy Komba) (Fontenille *et al.* 1988), dans le domaine de l'Ouest, et du Centre (Fontenille 1989). Cette espèce n'est pas impliquée dans la transmission de pathogènes à Madagascar. Dans le monde, *Cx. sitiens* a déjà été trouvé naturellement infecté par le virus de l'encéphalite de la vallée de la Murray, le virus de l'encéphalite japonaise, le virus de Sepik, le virus Sindbis en Nouvelle Guinée (Johansen *et al.* 2000) et le virus Mossuril au Mozambique (Kokernot *et al.* 1962).

Cx. (Cux.) striatipes Edwards, 1941

Brunhes et Ravaonjanahary, 1973

Cette espèce est connue à l'état adulte et larvaire. Sa larve présente une ressemblance morphologique proche à celle de *Cx. grahamii* Theobald (Hopkins 1952). À Madagascar, *Cx. striatipes* se développe dans les marécages herbeux à Moramanga (Brunhes et Ravaonjanahary 1973) et les rizières (Robert *et al.* 2002). Cette espèce se retrouve dans le domaine de l'Est et du Centre à des altitudes supérieures à 900 m d'altitude (Brunhes et Ravaonjanahary 1973). Cette espèce n'a pas d'importance médicale et vétérinaire.

Cx. (Cux.) theileri Theobald, 1903

Doucet, 1951b

Cette espèce appartient au sous-groupe theileri du groupe Pipiens (Harbach 1988) et elle est connue à l'état adulte et préimaginal. Sa présence à Madagascar ne repose que sur l'identification d'une seule femelle récoltée par Doucet dans la région de Vangaindrano, sur la côte Sud-Est (Doucet 1951b). Depuis cette date, aucun autre spécimen n'a été rencontré.

Nous pensons légitime que la présence de cette espèce sur la Grande Ile soit remise en cause.

Cx. (Cux.) tritaeniorhynchus Giles, 1901

Doucet, 1950

Cette espèce appartient au groupe Vishnui (Harbach 1988). Seuls ses œufs ne sont pas encore décrits. À Madagascar, ses larves peuvent se développer dans les rizières (Doucet 1951b). Cette espèce se retrouve à Nosy Be, à Nosy Komba (Fontenille *et al.* 1988) et dans tous les domaines biogéographiques de Madagascar, mais c'est dans le domaine de l'Ouest que cette espèce est plus fréquente (Fontenille 1989). *Culex tritaeniorhynchus* a été capturé en grand nombre, en capture sur homme la nuit, dans la région de Morondava et Mahajanga. Cette espèce constitue un vecteur potentiel d'un cycle selvatique du virus de West-Nile à Madagascar (Fontenille *et al.* 1989). Le virus Mengo a été isolé chez cette espèce à Madagascar (Fontenille 1989). Dans le monde, *Cx. tritaeniorhynchus* constitue le vecteur potentiel du virus Sindbis (Wills 1984), du virus Sagiama, du virus Oya, du virus Akabane, et virus Getah (Bryant *et al.* 2005), du virus de la FVR (Jupp *et al.* 2002), du virus Banna (Liu *et al.* 2010), du virus Yunnan (Attoui *et al.* 2005), du virus Ngari et du virus Babanki (Gordon *et al.* 1992).

Cx. (Cux.) univittatus Theobald, 1901

Ventrillon, 1905

Cette espèce appartient au groupe Pipiens (Harbach 1988). À Madagascar, au stade larvaire, cette espèce n'est pas facile à identifier car elle pourrait être confondue avec à *Cx. quasiguarti* Theobald (Van Someren 1956), *Cx. decens* et *Cx. antennatus* dont les larves sont très ressemblantes. À Madagascar, *Cx. univittatus* se développe dans les rizières et les marais (Doucet 1951b). Cette espèce est présente à Nosy Be, à Nosy Komba (Fontenille *et al.* 1988) et dans tous les domaines biogéographiques malgaches exceptés dans le domaine du Nord, avec une nette préférence pour les Hautes Terres centrales où cette espèce a été l'une des plus abondantes espèces (Fontenille 1989). À Madagascar, le virus Mengo et le virus West Nile ont été isolés chez cette espèce (Fontenille *et al.* 1989). *Culex univittatus* présente un tropisme positif pour la lumière qui se traduit par des captures fréquentes et importantes aux pièges lumineux. En Afrique, *Cx. univittatus* est relativement anthropophile mais peut piquer aussi le bétail (Hamon *et al.* 1964). C'est un vecteur potentiel du virus de Babanki, du virus de la FVR (Sang *et al.* 2010), du virus Sindbis, du virus West-Nile

(McIntosh *et al.* 1976), du virus Bagaza (Miller *et al.* 2000), du virus de Babanki (Gordon *et al.* 1992), du virus de Spondeweni, du virus Sindbis, du virus de Wesselsbron (Taylor *et al.* 1955, Worth *et al.* 1961 ; Kokernot *et al.* 1960 dans Rodhain *et al.* 1972) et de *Wuchereria bancrofti* (Brengues *et al.* 1968).

Cx. (Cux.) ventrilloni Edwards, 1920b

Edwards, 1920b, endémique

Les stades préimaginaux et les œufs de cette espèce restent à décrire. *Cx. ventrilloni* est rare et n'a été signalé à Madagascar que dans la ville d'Antananarivo (Fontenille 1989). Cette espèce est très proche morphologiquement de *Cx. simpsoni* et les génitalia mâles de ces deux espèces sont identiques (Edwards 1941). Des précisions complémentaires sont utiles pour garantir le statut de cette espèce endémique. Elle n'a pas d'importance médicale et vétérinaire.

Cx. (Cux.) watti Edwards, 1920a

Ravaonjanahary, 1979

Cette espèce est connue à l'état adulte, larvaire et nymphal. Sa larve est morphologiquement très voisine de celle de *Cx. duttoni* (Hopkins 1952) et s'en distingue par quelques caractères distinctifs très ténus (Ravaonjanahary 1979). À Madagascar, ses gîtes larvaires sont constitués de creux de rocher sous ombrage (Ravaonjanahary 1979). Cette espèce est très rare à Madagascar. *Culex watti* est présente à Nosy Be, à Nosy Komba (Fontenille *et al.* 1988) et a été signalé ponctuellement dans le domaine de l'Est (Fontenille 1989). Cette espèce n'est pas impliquée dans la transmission des maladies ni à Madagascar ni dans le monde.

Cx. (Cux.) vansomereni Edwards, 1926

Clerc et Coulanges, 1979

Cette espèce est connue à l'état adulte et préimaginal. À Madagascar, sa biologie reste inconnue. *Culex vansomereni* a seulement été signalé dans la forêt d'Andasibe-Mantadia (ou forêt de Périnet) dans le domaine de l'Est et de manière très irrégulière, d'une année à l'autre (Clerc et Coulanges 1979 ; Fontenille 1989). C'est le vecteur potentiel du virus Babanki et du virus de la FVR (Fontenille 1989). En Afrique, *Cx. vansomereni* est un vecteur potentiel du virus de la FVR (Linthicum *et al.* 1985).

Cx. (Cux.) weschei Edwards, 1935

Brunhes et Ravaonjanahary, 1973

Cette espèce est connue à l'état adulte et larvaire. À Madagascar, ses larves se développent dans les trous herbeux (Brunhes et Ravaonjanahary 1973). *Culex weschei* est présent dans le domaine de l'Est et du Centre (Brunhes et Ravaonjanahary 1973 ; Fontenille 1989) et n'a pas d'importance médicale et vétérinaire à Madagascar. En Afrique, c'est un vecteur potentiel du virus West Nile, du virus Mossuril, du virus Sindbis (Cordellier et Geoffroy 1976), du virus Chikungunya, du virus Babanki et du virus Wesselsbron. Le virus Mengo a été isolé chez cette espèce (<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>).

❖ Sous-genre *Kitzimilleria* Danilov, 1989

Ce sous-genre ne comporte qu'une seule espèce dans le monde : *Cx. (Kit.) moucheti*

Cx. (Kit.) moucheti Evans, 1923

Coulanges *et al.*, 1977

Cette espèce était autrefois classée dans le sous-genre *Culex* et est connue à l'état adulte et préimaginal. À Madagascar, *Cx. moucheti* est rare et a été signalé de la région forestière d'Andasibe-Mantadia (ou forêt de Périnet) dans le domaine de l'Est (Fontenille 1989) et il n'est pas impliqué dans la transmission des maladies. En Afrique, *Cx. moucheti* a été trouvé naturellement infecté par le virus Ntaya (Brottes *et al.* 1966).

❖ Sous-genre *Culiciomyia* Theobald, 1907

Ce sous-genre comprend environs 55 espèces dans le monde dont cinq espèces sont présentes à Madagascar avec deux espèces endémiques malgaches.

Cx. (Cui.) cinerellus Edwards, 1922

Grjebine et Lacan, 1953

Cette espèce est connue à l'état adulte et préimaginal. *Culex cinerellus* présente beaucoup de ressemblance à *Cx. subaequalis* Edwards, espèce absente de Madagascar, au niveau larvaire (Hopkins 1952). À Madagascar, ses gîtes larvaires sont constitués de trous d'arbre (Grjebine 1953) et de nombreux phytotelmes (Brunhes et Hervy 1995). Cette espèce se retrouve à Nosy Be, à Nosy Komba (Fontenille *et al.* 1988) et dans le domaine de l'Est (Fontenille 1989). Cette espèce n'a pas d'importance médicale et vétérinaire ni à Madagascar ni dans le monde.

Cx. (Cui.) cinereus Theobald, 1901

Grjebine et Lacan, 1953

Cette espèce est connue à l'état adulte et préimaginal. À Madagascar, *Cx. cinereus* se développe dans les trous d'arbre (Grjebine et Lacan 1953) et est présent dans le domaine de l'Ouest (Grjebine et Lacan 1953) et le domaine de Sambirano (Fontenille 1989). Cette espèce n'a pas d'importance médicale et vétérinaire. En Afrique, c'est le vecteur potentiel du virus Ntaya (Brottes *et al.* 1966), du virus Chikungunya, du virus Babanki, du virus Middelburg et du virus M'Poko. Cette espèce constitue un vecteur potentiel d'au moins 16 virus (<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>).

Cx. (Cui.) milloti Doucet, 1949c

Doucet, 1949c, endémique

Cette espèce est connue par la description de sa larve qui présente des ressemblances avec celle de *Cx. nebulosus*. Ses gîtes larvaires sont constitués de nappes d'eau riche en matière organique dissoute (Doucet 1949c). Les stades adultes de cette espèce sont encore inconnus et il n'est pas impossible que des adultes initialement identifiés comme étant des *Cx. nebulosus* soient des *Cx. milloti*. Cette espèce est connue uniquement des récoltes faites au Parc de Tsimbazaza, à Antananarivo (Doucet 1949c).

Cx. (Cui.) nebulosus Theobald, 1901

Edwards, 1941

Les œufs de cette espèce ne sont pas encore décrits. À Madagascar, ses gîtes larvaires sont constitués de trous d'arbre (Grjebine et Lacan 1953), de troncs de bambous (Fontenille 1989), et de nombreuses phytotelmes (Brunhes et Hervy 1995). *Culex nebulosus* est présent à dans le domaine de Sambirano (Nosy Be, Nosy Komba) (Fontenille *et al.* 1988), dans le domaine de l'Ouest, de l'Est, et du Centre (Fontenille 1989). *Culex nebulosus* n'a pas d'importance médicale et vétérinaire à Madagascar. En Afrique, cette espèce a été trouvée naturellement infectée par le virus Ntaya (Brottes *et al.* 1966). C'est le vecteur potentiel du virus Babanki, du virus Middelburg, du virus Bagaza, du virus Yaoundé, du virus M'Poko et du virus Tai (<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>).

Cx. (Cui.) pandani Brunhes, 1969

Brunhes, 1969, endémique

Les œufs de cette espèce ne sont pas encore décrits. Ses larves se développent dans les troncs de *Ravenala* sectionnés (Brunhes 1971b), les trous d'arbres, les aisselles de feuilles de *Pandanus* (Ravaonjanahary 1978), les aisselles d'agave (Fontenille 1989) et dans de nombreux phytotelmes (Brunhes et Hervy 1995). *Culex pandani* se retrouve sur toute la falaise orientale de Madagascar (Brunhes 1969 ; Fontenille 1989). Cette espèce n'est pas impliquée dans la transmission des maladies.

❖ **Sous-genre *Eumelanomyia* Theobald, 1909**

Ce sous-genre comprend 77 espèces dans le monde parmi lesquelles six espèces sont présentes à Madagascar dont deux sont endémiques.

Cx. (Eum.) brenguesi Brunhes et Ravaonjanahary, 1973

Brunhes et Ravaonjanahary, 1973, endémique

Les œufs de cette espèce ne sont pas encore décrits. *Culex brenguesi* appartient au groupe Rubinotus-rima (Brunhes et Ravaonjanahary 1973) et sa larve ressemble à celle de *Cx. sunyaniensis*. Cette espèce se développe dans les trous herbeux et les marécages (Brunhes et Ravaonjanahary 1973). Cette espèce est rare et se retrouve dans le domaine de l'Est (Brunhes et Ravaonjanahary 1973). *Culex brenguesi* n'est pas impliqué dans la transmission des maladies à Madagascar.

Cx. (Eum.) chauveti Brunhes et Rambelo, 1968

Brunhes et Rambelo, 1968, endémique de Madagascar et des Comores (Mohéli)

Les œufs de cette espèce restent à décrire. Cette espèce se développe dans les mares temporaires et les petites flaques herbeuses sous couvert forestier (Brunhes et Rambelo 1968 ; Le Goff *et al.* 2007). *Culex chauveti* se retrouve sur les versants orientaux des Hautes Terres centrales, dans le domaine de l'Est et du Centre (Brunhes et Rambelo 1968 ; Fontenille 1989) et cette espèce n'a pas d'importance médicale et vétérinaire.

Cx. (Eum.) rima du Groupe Rima Theobald, 1901

Rodhain *et al.*, 1980

Le groupe Rima est composée de 15 espèces de *Culex* qui ne sont identifiables à l'état adulte que par l'examen des génitalias mâles. Parmi ce groupe d'espèces connues d'Afrique centrale, trois espèces ont été signalées dans l'Océan Indien : *Cx. insignis*, *Cx. sunyaniensis* et *Cx. wigglesworthi*. Il n'est donc pas possible d'attribuer une espèce aux

récoltes faites par Rodhain *et al.* (1980). En Afrique, le groupe Rima est impliqué dans la transmission du virus Bouboui et Oubi (<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>).

Cx. (Eum.) sunyaniensis Edwards, 1941

Doucet, 1950.

Cette espèce a été autrefois classée dans le sous-genre *Neoculex* tout en étant dans le groupe Rima (Hamon et Rickenbach 1955). *Culex sunyaniensis* est connu par la description des mâles et des stades préimaginaux. À Madagascar, cette espèce a été collectée à deux reprises, uniquement à l'état larvaire et dans des situations écologiques très différentes : dans un ruisseau à courant lent à Périer et à l'aisselle d'un *Pandanus* dans la région de Vangaindrano, dans le domaine de l'Est (Doucet 1951a). Sachant que cette espèce appartient à un groupe d'espèce morphologiquement indistinguable à l'état larvaire, sa présence doit être confirmée par des informations complémentaires, incluant les observations du génitalia mâle. Cette espèce n'est pas impliquée dans la transmission des maladies ni à Madagascar ni dans le monde.

Cx. (Eum.) horridus Edwards, 1922

Grjebine et Lacan, 1953

Cette espèce est connue à l'état adulte et préimaginal. *Culex horridus* appartient au groupe Protomelanoconion (Sirivanakarn, 1971). Ses gîtes larvaires sont constitués de trous d'arbre (Grjebine et Lacan 1953). Cette espèce est présente dans le domaine de l'Ouest (Grjebine et Lacan 1953) et du Centre (Fontenille 1989). *Culex horridus* n'a pas d'importance médicale et vétérinaire.

Cx. (Eum.) kingianus Edwards, 1922

Doucet, 1950

Cette espèce est connue à l'état adulte et préimaginal. À Madagascar, ses gîtes larvaires sont constitués de trous d'arbre (Fontenille 1989) et autres phytotelmes (Brunhes et Hervy 1995). Cette espèce a également été identifiée, au stade larvaire, d'un grand marais d'eau douce dans la ville de Mahajanga (Grjebine et Lacan 1953). *Culex kingianus* a été mentionné du domaine de l'Ouest (Grjebine et Lacan 1953) et de l'Est (Fontenille 1989). Cette espèce n'a jamais été impliquée dans la transmission des maladies ni à Madagascar ni dans le monde.

Cx. (Eum.) rubinotus Theobald, 1906

Fontenille et Mathiot, 1984

Cette espèce est connue à l'état adulte et préimaginal. À Madagascar, ses larves se développent dans les trous d'arbre (Fontenille 1989) et dans de nombreux phytotelmes (Brunhes et Hervy 1995). *Culex rubinotus* a été mentionné à Nosy Be (Fontenille *et al.* 1988) et dans le domaine de l'Est (Fontenille 1989). Cette espèce n'a jamais été impliquée dans la transmission des maladies à Madagascar. En Afrique, cette espèce constitue un vecteur potentiel du virus de la FVR (Linthicum *et al.* 1985), du virus Uganda S et du virus Germiston (<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>).

❖ **Sous-genre *Maillotia* Theobald, 1907**

Trois espèces de ce sous-genre sont signalées à Madagascar. *Culex salisburyensis* est composé de trois sous-espèces, dont la sous-espèce *coursi* Doucet, 1949b est endémique de Madagascar et la sous-espèce *salisburyensis* n'a été identifiée qu'une seule fois, dans la région du Lac Alaotra.

Cx. (Mai.) salisburyensis salisburyensis Theobald, 1901

Doucet, 1949b

Cette espèce est connue par la description des stades adultes et larvaires. À Madagascar, ses larves se développent dans les rizières. Cette espèce est présente dans le domaine de l'Est (Doucet 1949b) et n'a pas d'importance médicale et vétérinaire.

Cx. (Mai.) salisburyensis coursii Doucet, 1949

Doucet, 1949b, endémique

Cette espèce est connue à l'état larvaire. Ses gîtes larvaires sont constitués de rizières (Doucet 1949b). Cette espèce se trouve dans le domaine de l'Est (Doucet 1949b).

Cx. (Mai.) seyrigi Edwards, 1941

Edwards, 1941, endémique

Cette espèce est endémique malgache connue à l'état adulte et préimaginal. Ses larves se développent dans les marécages (Brunhes 1967), les trous de rochers et les fossés herbeux (Brunhes 1968). Cette espèce est présente dans le domaine du Centre (Brunhes 1968) et n'a pas d'intérêt médical et vétérinaire.

III - 3.2.6. Genre *Eretmapodites* Theobald, 1901

Le genre *Eretmapodites* comprend 48 espèces dont quatre ont été signalées de Madagascar. Les espèces appartenant à ce genre partagent des caractéristiques morphologiques avec les espèces du genre *Aedes* à savoir la présence des soies post-spiraculaires et des griffes dentées.

Er. oedipodeios Graham, 1909

Doucet, 1950

Cette espèce d'Afrique de l'Ouest et Centrale a été signalée une unique fois par Doucet à Madagascar, suite à des captures réalisées par Paulian à Taolagnaro (Doucet 1950). Depuis, cette espèce n'a jamais été retrouvée. Sa présence sur le sol malgache est remise en cause. *Eretmapodites oedipodeios* est impliqué dans la transmission du virus Eret au Cameroun (<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>).

Er. plioleucus Edwards, 1941

Doucet, 1950

Cette espèce est représentée par deux sous-espèces : *brevis* et *plioleucus*. Cette espèce présente une ressemblance morphologique étroite avec *Eretmapodites leucopous* Graham qui est absent de Madagascar. *Eretmapodites plioleucus* est connu au stade adulte. Cette espèce d'Afrique Centrale a été signalée par Doucet de l'Île d'Europa et de la région de la Lokobe du Sambirano (Doucet 1950). Ensuite, elle n'a jamais été retrouvée sur l'Île d'Europa, ni à Madagascar. Sa présence dans les Iles de l'Océan Indien est remise en cause. *Eretmapodites plioleucus* n'est pas impliqué dans la transmission des maladies dans le monde.

Er. quinquevittatus Theobald, 1901

Ventrillon, 1905

Cette espèce est connue à tous les stades de développement. À Madagascar, des stades préimaginaux ont été récoltés dans de l'eau croupie (Doucet 1950). Cette espèce peut se développer dans de nombreux phytotelmes (Brunhes et Hervy 1995). *Eretmapodites quinquevittatus* se retrouve à Nosy Be, Nosy Komba (Fontenille *et al.* 1988) et dans tous les domaines biogéographiques malgaches (Fontenille 1989). Cette espèce est très agressive pour l'homme la journée et en sous-bois (Fontenille 1989). Le virus Mengo a été isolé chez

cette espèce (Fontenille *et al.* 1988). En Afrique, c'est le vecteur potentiel du virus de la FVR (Prehaud et Bouloy 1997) et du virus appartenant aux genres *Flavivirus* et *Bunyavirus* (<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>).

Er. subsimplicipes Edwards, 1914

Doucet, 1951a.

Cette espèce est connue aux stades adultes et préimaginaux. À Madagascar, cette espèce a été mentionnée la première fois à Périnet dans le domaine de l'Est par Doucet (1951a). À Madagascar, cette espèce est rare et n'est pas impliquée dans la transmission de pathogènes en dépit d'une voracité, parfois insoutenable, vis-à-vis de l'homme en sous-bois. Son abondance et son agressivité par endroit lui font un vecteur potentiel (Brunhes 1978) dans l'Océan Indien. Au Kenya, cette espèce constitue le vecteur potentiel du virus Okola (<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>).

III - 3.2.7. Genre *Ficalbia* Theobald, 1903

Le genre *Ficalbia* appartient à la tribu des Ficalbiini avec le genre *Mimomyia*. Le genre *Ficalbia* est représenté par seulement huit espèces dans le monde dont quatre espèces appartiennent à la région afro-tropicale. À Madagascar, ce genre est représenté par deux espèces qui ne sont pas endémiques malgaches. Ces espèces ont été retrouvées principalement dans le domaine de l'Est. Des spécimens collectés dans d'autres domaines bioclimatiques par Fontenille ou Rodhain n'ont pas pu être identifiés. Ceci nous incite à penser qu'à Madagascar ce genre est encore insuffisamment étudié. Les deux espèces de *Ficalbia* présentes à Madagascar n'ont pas d'importance médicale et vétérinaire connue.

Fi. uniformis (Theobald, 1904)

Doucet, 1949

Les gîtes larvaires sont constitués de prairies inondées, de marais, de canaux et d'eau claire très profonde toujours avec une végétation aquatique abondante (Doucet 1949b). Cette espèce est présente dans le domaine de l'Est et du Centre (Doucet 1949b).

Fi. circumtestacea (Theobald, 1908)

Grjebine, 1986

À Madagascar, cette espèce n'a été collectée qu'à l'état larvaire. Elle a été signalée dans le domaine de l'Est, à Andasibe-Mantadia et dans la région de Manakara (Grjebine 1986).

III - 3.2.8. Genre *Hodgesia* Theobald, 1903

Parmi les 11 espèces appartenant au genre *Hodgesia* connues dans le monde, quatre ont été signalées dans la région afro-tropicale ; principalement en Afrique centrale. En effet, les spécimens africains présentent tous une ornementation comparable, particulièrement les femelles qui sont impossibles à distinguer entre elles (Mattingly et McCrae 1977). Bien que leur présence ait été avérée à Madagascar par Fontenille (1989), les spécimens malgaches sont encore, à ce jour, non identifiées. Cet auteur mentionne la présence de sept spécimens adultes capturés, sur homme de jour, en avril 1984 dans la station forestière de Mandena (Taolagnaro). Cinq spécimens ont été mis en lots et ont fait l'objet d'une tentative d'isolement d'arbovirus. Deux femelles, montées sur minutie, sont actuellement conservées au laboratoire de taxonomie des vecteurs de l'IRD Montpellier. Depuis ces récoltes dans le Sud de l'île, deux autres spécimens femelles ont été identifiés parmi des captures faites sur homme par Didier Fontenille en mai 1983, dans la station forestière d'Antetezana, située le long de la côte entre Toamasina et Foulpointe (Le Goff *comm. pers.*). Un effort de récolte des stades préimaginaux aux abords des plantes aquatiques des zones marécageuses de la côte est pourrait faciliter leur capture et enfin permettre une identification de l'espèce, voire des espèces, présentes à Madagascar. Ces petits moustiques, mal connus, qui se nourrissent rarement sur l'homme, n'ont jamais été impliqués dans la transmission de maladies humaines ou animales.

III - 3.2.9. Genre *Lutzia* Theobald, 1903

Ce genre était autrefois classé dans le genre *Culex* et il est réparti en trois sous-genres dont seul le sous-genre *Metalutzia* est présent à Madagascar.

❖ Sous-genre *Metalutzia* Tanaka, 2003

Ce sous-genre comprend deux espèces dont une seule espèce est présente à Madagascar : *Lutzia tigripes*.

Lt. (Met.) tigripes (de Grandpre et de Charmoy, 1901)

Edwards, 1920b

Cette espèce est connue à l'état adulte et préimaginal. La larve de cette espèce est prédatrice d'autres larves de Culicidae. Cette espèce est donc généralement retrouvée en association avec d'autres espèces culicidiennes dans de nombreux gîtes. À Madagascar, *Lt. tigripes* se développe dans les fonds de pirogues, les marais, les canaux (Doucet 1951b), les marécages (Grjebine et Lacan 1953), les pneux, les petites flaques, les bas-fonds inonables (Tantely *et al.* 2013) et les rizières (Robert *et al.* 2002). Cette espèce se retrouve à Nosy Be, à Nosy Komba (Fontenille *et al.* 1988), dans le domaine de l'Ouest, de l'Est et du Centre (Doucet 1951b ; Fontenille 1989). Cette espèce n'est pas impliquée dans la transmission des maladies à Madagascar. En Afrique, cette espèce a été trouvée naturellement infectée par le virus West Nile (Savage *et al.* 1999), le virus Ntaya (Brottes *et al.* 1966), et bien d'autres virus dans la République de l'Afrique Centrale (virus Sindbis, virus Babanki, virus Bobia, virus Mossuril et virus Kameise) (<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>)

III - 3.2.10. Genre *Mansonia* Blanchard, 1901

Ce genre comprend environ 25 espèces dans le monde. Ces espèces sont reparties dans deux sous-genres. À Madagascar, seul le sous-genre *Mansonoides* est présent et il est représenté par deux espèces. Les larves de *Mansonia* vivent dans les eaux permanentes en association avec des plantes aquatiques. Les larves vivent fixées sur les tiges et les racines immergées dont elles puisent, dans les espaces aérifères, l'air nécessaire à leur respiration.

❖ Sous-genre *Mansonoides* Theobald, 1907

Ma. (Mnd.) africana (Theobald, 1901)

Grjebine et Lacan, 1953

Cette espèce est connue à l'état adulte et préimaginal. À Madagascar, *Ma. africana* est rare et sa présence est avérée dans le domaine de l'Ouest (Fontenille 1989 ; Grjebine et Lacan 1953). Sa biologie est encore mal connue à Madagascar mais cette espèce est reconnue très anthropophile sur le continent africain (da Cunha Ramos et Ribeiro 1975). Dans le monde, elle constitue le vecteur potentiel du virus de *Bunyavirus* (Traoré-Lamizana *et al.* 2001), du virus Middleburg, du virus Pongola, du virus Zinga (Cordellier et Geoffroy 1976), du virus Spondweni (McIntosh *et al.* 1961a) et du virus de la FVR (Fontenille *et al.* 1998). *Mansonia africana* constitue aussi le vecteur potentiel d'au moins 13 arboviruses (*Alphavirus*, *Flavivirus*, *Bunyavirus*, *Phlebovirus*)

(<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>) et de *Brugia patei* (Brengues *et al.* 1968).

Ma. (Mnd.) uniformis (Theobald, 1901)

Edwards, 1920b

Cette espèce est connue à tous les stades de développement. À Madagascar, elle se développe dans les mares et les rizières (Doucet 1951b). Cette espèce est présente à Nosy Be, à Nosy Komba (Fontenille *et al.* 1988), et dans tous les domaines biogéographiques malgaches à l'exception du domaine du Nord (Fontenille 1989). Cette espèce peut créer par endroit des nuisances importantes car la piqûre de la femelle est souvent douloureuse. Cette espèce est anthropophile et abondante la nuit (Fontenille 1989). *Mansonia uniformis* constitue un vecteur potentiel du virus de la FVR, du virus Babanki, du virus endémique du Périnet (Fontenille 1989), de *Wuchereria bancrofti* (Grjebine et Brygoo 1958), de *Setaria* sp. et de *Dirofilaria* sp. (Brunhes 1972). En Afrique, *Mansonia uniformis* est largement zoophile dans certaines régions et relativement anthropophile dans d'autres régions, tout en ayant été occasionnellement récolté sur les oiseaux et sur les chauves-souris (Hamon *et al.* 1964). Dans le monde c'est un vecteur potentiel du virus West Nile (Hubálek et Halouzka 1999), du virus O'nyong-nyong (Lutwama *et al.* 1999), du virus Zika (Cornet *et al.* 1979), du virus de la FVR (Sang *et al.* 2006), du virus Middleburg, du virus Yata (Cordellier et Geoffroy 1976) et du virus Chikungunya (Cornet *et al.* 1979). C'est un vecteur potentiel d'au moins 16 arbovirus (*Alphavirus*, *Flavivirus*, *Bunyavirus*, *Orbivirus*, *Rhabdovirus*, *Phlebovirus*) (<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>) C'est aussi un vecteur potentiel de *Dirofilaria* sp. et *Setaria* sp. (Brengues *et al.* 1968).

III - 3.2.11. Genre *Mimomyia* Theobald, 1903

Le genre *Mimomyia*, ainsi que le genre *Ficalbia*, appartiennent à la tribu Ficalbiini. Le genre *Mimomyia* comprend 45 espèces réparties en trois sous-genres : *Etorleptomyia* (sept espèces), *Ingramia* (21 espèces) et *Mimomyia* (17 espèces) (<http://mosquito-taxonomic-inventory.info/>). Vingt deux espèces dont 17 endémiques sont signalées à Madagascar. La relation phylogénétique du genre *Mimomyia* avec d'autres genres de Culicidae reste incertaine, mais les données morphologiques suggèrent des affinités avec les *Ficalbia* et les *Hodgesia* (Harbach et Kitching 1998). Très peu de données sont disponibles sur la biologie des *Mimomyia*. Les espèces de ce genre n'ont pas d'importance médicale et vétérinaire, bien

que certaines espèces aient été trouvées naturellement infectées par des arbovirus, au Sénégal en particulier (<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>).

❖ **Sous-genre *Etorleptomyia* Theobald, 1904**

Le sous-genre *Etorleptomyia* comprend sept espèces réparties, principalement, dans la région éthiopienne et les régions Orientale et Australienne. Parmi les trois espèces présentes dans la région éthiopienne, deux espèces sont présentes à Madagascar dont une est endémique de la Grande Ile. Les espèces du sous-genre *Ertoleptomyia* se reproduisent dans les collections d'eaux terrestres (mares, marais, étangs).

Mi. (Eto.) martinei (Doucet, 1951a)

Doucet, 1951a, endémique

Cette espèce est connue uniquement par la description de la femelle, dont l'existence et l'appartenance à un sous-genre a été plusieurs fois remise en cause (Mattingly et Grjebine 1958). Sans pouvoir en apporter la preuve indiscutable, certains auteurs (Grjebine 1986 ; Mattingly et Grjebine 1958) suggèrent que cette description pourrait correspondre à la femelle de *Mi. (Ingramia) spinosa*. Si tel était le cas, les deux espèces seraient synonymes et conserveraient le nom de *Mimomyia martinei* (Grjebine 1986). En attendant un complément d'information, cette espèce doit être considérée comme valide et inventoriée dans la liste des espèces malgaches appartenant au sous-genre *Ertoleptomyia* (<http://mosquito-taxonomic-inventory.info/>). Depuis la capture de deux spécimens adultes au repos dans un bambou creux à Périnet par Doucet (1951a), aucune mention ne rapporte la présence de cette espèce dans les récoltes.

Mi. (Eto.) mediolineata (Theobald, 1904)

Fontenille, 1989b

À Madagascar, larves et nymphes ont été capturées dans les marais littoraux favorables au développement de plantes herbacées (Cyperaceae, fougères) dont l'eau des gîtes est très riche en tannins et matières organiques végétales (Grjebine 1986). Cette espèce a été capturée dans le domaine de l'Est, de la région de Manakara à Taolagnaro, et dans le domaine de l'Ouest, dans la région de Mahajanga (Fontenille 1989b ; Rodhain, 1979 cité par Fontenille).

❖ Sous-genre *Ingramia* Edwards, 1912

La plupart des espèces appartenant au sous-genre *Ingramia* ($N = 21$) ne sont connus que de Madagascar ($n = 16$) : 14 espèces sont présentes dans le domaine de l'Est, deux dans le Sambirano (Nosy Be), seulement une espèce dans le domaine de l'Ouest et une espèce dans le domaine Sud (Isalo). Les larves et les nymphes des *Ingramia* se développent dans les phytotelmes, à l'aisselle des frondes des *Ravenala* et des *Pandanus*.

Mi. (Ing.) aurata (Doucet, 1951)

Doucet, 1951, endémique

Cette espèce est connue à l'état adulte et préimaginal. Cette espèce appartient à un complexe de trois espèces jumelles : *Mi. aurata*, *Mi. bernardi* et *Mi. beytouti*. Les larves et les nymphes ont été récoltées presque exclusivement à l'aisselle des frondes de *Ravenala* (Doucet 1951a ; Fontenille 1989b ; Grjebine 1986) sauf une fois, à l'aisselle d'un *Pandanus* (Grjebine 1986). Cette espèce est présente dans le domaine du Centre et de l'Est (Doucet 1951a ; Fontenille 1989 ; Grjebine 1986). La biologie des adultes reste largement inconnue.

Mi. (Ing.) bernardi (Doucet, 1950)

Doucet, 1950, endémique

Les œufs de cette espèce restent à décrire. Cette espèce appartient à un complexe de plusieurs espèces jumelles : elle est très proche morphologiquement, à tous les stades de développement de l'espèce *Mi. aurata*. Les larves et les nymphes ont été récoltées, en zone forestière, à l'aisselle des frondes de *Ravenala* et de *Pandanus* (Doucet 1950). Son domaine de répartition est vaste et englobe une grande partie du domaine de l'Est (Doucet 1950). La biologie des adultes reste inconnue. Elle n'a pas d'importance médicale et vétérinaire.

Mi. (Ing.) beytouti (Doucet, 1951b)

Doucet, 1951b, endémique

Les œufs de cette espèce restent à décrire. Cette espèce appartient à un complexe de trois espèces très proches morphologiquement à tous les stades de développement : *Mi. beytouti*, *Mi. colessi* et *Mi. marksae*. L'espèce a, toujours, été récoltée à l'aisselle des feuilles de *Ravenala* (Doucet 1951b ; Grjebine 1986). Elle est présente dans le domaine de l'Est (Grjebine 1986).

Mi. (Ing.) brygooi (Grjebine, 1986)

Grjebine, 1986, endémique

La larve, la nymphe et seulement le mâle de cette espèce ont été décrits. Compte-tenu de l'extrême ressemblance entre les larves du sous-genre *Ingramia*, ces captures peuvent se rapporter à l'une des trois espèces qui composent un complexe d'espèces jumelles entre *Mi. brygooi*, *Mi. levicastilloi* et *Mi. longicornis* ou bien à l'espèce morphologiquement proche, *Mi. ramalai*. Les deux mâles connus sont ceux ayant servi à la description de l'espèce et ils ont été obtenus à partir de l'élevage de larves. Elle se développe à l'aisselle de *Pandanus* et de *Ravenala*. Fontenille (1989b) mentionne avoir récolté des larves appartenant au groupe Brygooi dans pondoirs pièges à Périnet. Cette espèce a été capturée du domaine de l'Est (Grjebine 1986). Elle n'a pas d'importance médicale et vétérinaire.

Mi. (Ing.) collessi (Grjebine, 1986)

Grjebine, 1986, endémique

Ses œufs restent à décrire. Cette espèce, jumelle de *Mi. beytouti*, se développe à l'aisselle des frondes de *Ravenala*. Elle a essentiellement été signalée dans le domaine de l'Est (Grjebine 1986). La biologie des adultes reste inconnue.

Mi. (Ing.) jeansottei (Doucet, 1950)

Doucet, 1950, endémique

Les œufs de cette espèce restent à décrire. Les larves et les nymphes se développent principalement à l'aisselle des feuilles de *Ravenala* mais également dans les urnes en cornet de *Nepenthes madagascariensis* des tourbières littorales. Cette espèce a été récoltée à maintes reprises, mais uniquement sur la côte Est de Madagascar. La biologie des adultes reste inconnue (Brunhes et Hervy 1995 ; Grjebine 1979, 1986).

Mi. (Ing.) levicastilloi (Grjebine, 1986)

Grjebine, 1986, endémique

Cette espèce est connue à l'état larvaire et nymphal. Les stades larvaires se développent à l'aisselle de *Pandanus* situés le long des dunes littorales du domaine de l'Est (Grjebine 1986).

Mi. (Ing.) longicornis (Grjebine, 1986)

Grjebine, 1986, endémique

Les œufs de cette espèce restent à décrire. L'espèce n'est connue que de la région de Lakato où est située la localité type (forêt d'Ambodirano), domaine du centre. Les larves se développaient en zone forestière, à l'aisselle de grands *Pandanus*. Les adultes ne semblent être connus que par élevage à partir de larves (Grjebine 1986).

Mi. (Ing.) marksae (Grjebine, 1986)

Grjebine, 1986, endémique

Les œufs de cette espèce restent à décrire. Cette espèce appartient à un complexe de trois espèces très proches morphologiquement à tous les stades de développement : *Mi. beytouti*, *Mi. colessi* et *Mi. marksae*. L'espèce se développe à l'aisselle des feuilles de *Ravenala* du domaine de l'Est. Les adultes ne sont connus que par élevage à partir des larves (Grjebine 1986).

Mi. (Ing.) mattinglyi (Grjebine, 1986)

Grjebine, 1986, endémique

La larve, la nymphe et seulement le mâle de cette espèce ont été décrits. Le seul mâle connu et ayant servi à la description de l'espèce a été obtenu à partir de l'élevage de l'holotype larvaire. L'espèce se développe à l'aisselle des *Ravenala*. Elle n'est connue que de la forêt d'Andasibe, du domaine de l'Est (Grjebine 1986).

Mi. (Ing.) milloti (Grjebine, 1986)

Grjebine, 1986, endémique

Les œufs de cette espèce restent à décrire. Cette espèce appartient à un groupe de trois espèces très proches morphologiquement : *Mi. roubaudi* et *Mi. milloti* à Madagascar et *Mi. grjebinei* dans l'archipel des Comores. Les larves et les nymphes se développent à l'aisselle des feuilles des Aracées (*Colocasia* sp. et *Typhonodorum* sp.) ou de *Pandanus* sp.. Cette espèce a été récoltée dans le domaine du Centre (Grjebine 1986).

Mi. (Ing.) ramalai (Grjebine, 1986)

Grjebine, 1986, endémique

La larve, la nymphe et seulement la femelle de cette espèce ont été décrites. Les deux femelles ayant servi à la description de l'espèce ont été obtenues à partir de l'élevage de larves. Les larves et les nymphes de cette espèce ont été récoltées à l'aisselle de *Pandanus*, des Hautes Terres centrales, du domaine du Centre. Cette espèce est très proche

morphologiquement de *Mi. brygooi*, espèce présente dans les *Pandanus* côtier de la région de Manakara. La biologie des adultes est inconnue.

Mi. (Ing.) roubaudi (Doucet, 1950)

Doucet, 1950, endémique

Les œufs de cette espèce restent à décrire. Cette espèce appartient à un groupe de trois espèces très proches morphologiquement : *Mi. roubaudi* et *Mi. milloti* à Madagascar et *Mi. grjebinei* dans l'archipel des Comores. Des variations morphologiques ont été observées à partir de spécimens issus des larves récoltées dans les *Pandanus* à Vohipeno, laissant supposé que nous sommes en présence d'un complexe d'espèces jumelles. Les larves et les nymphes se développent à l'aisselle des feuilles des Aracées, principalement de *Typhonodorum* sp., et plus exceptionnellement à l'aisselle des frondes de *Ravenale*. L'espèce *Mi. (Ing.) roubaudi* est largement représentée dans le domaine de l'Est. Elle a également présenté localement sur la côte ouest de Madagascar, à Nosy Be, dans la région de Mahajanga et à Morondava (Grjebine 1986 ; Grjebine et Lacan 1953). En dépit d'une présence assez étendue de cette espèce sur l'île de Madagascar, les adultes ne sont connus que par élevage à partir de larves.

Mi. (Ing.) spinosa (Doucet, 1951a)

Doucet, 1951a, endémique

Les œufs de cette espèce restent à décrire. Grjebine (1986) propose une description complémentaire à partir de récoltes faites dans la forêt d'Analambana, située dans la même région et suggère la synonymie de cette espèce avec l'espèce *Mi. martinei*, mais sans en apporter la preuve. Des larves et des nymphes ont été récoltées principalement à l'aisselle des frondes de *Ravenala* et une unique fois dans un bambou (Doucet 1951a). Cette espèce est présente dans le domaine de l'Est (Doucet 1951a ; Grjebine 1986).

Mi. (Ing.) stellata (Grjebine, 1986)

Grjebine, 1986, endémique

Les œufs de cette espèce restent à décrire. Des larves et des nymphes de cette espèce ont été récoltées principalement à l'aisselle des frondes de *Ravenale* et une unique fois dans un bambou. Cette espèce, toujours capturée en région forestière du domaine de l'Est, n'est connue que de la région de Moramanga (Périnet, La Mandraka, Lakato). Les adultes ne sont connus que par élevage à partir de larves (Grjebine 1986).

Mi. (Ing.) vansonerae (Grjebine, 1986)

Grjebine, 1986, endémique

Seul le stade larvaire de cette espèce est décrit. Cette espèce n'est connue que par la série type qui a été récoltée à l'aisselle des frondes d'un *Ravenala* dans la réserve de la Lokobe sur Nosy Be (Grjebine 1986).

❖ Sous-genre *Mimomyia* Theobald, 1903

Le sous-genre *Mimomyia* comprend 21 espèces dont la distribution englobe les régions éthiopienne et orientale et s'étend jusqu'au Nord de l'Australie et le Pacifique Sud. Les quatre espèces présentes à Madagascar ont toutes une très vaste répartition sur le continent africain. Les espèces du sous-genre *Mimomyia* se développent dans les collections d'eaux terrestres (mares, marais, étangs et bords de rivière).

Mi. (Mim.) hispida (Theobald, 1910)

Doucet, 1951b

Seuls les œufs de cette espèce ne sont pas encore décrits. À Madagascar, des larves et/ou des adultes de cette espèce ont été capturés par différents auteurs Doucet (1950-1951b), Grjebine (1986) et Fontenille (1989b) dans les domaines du Centre et de l'Est. Généralement, les larves se développent dans les mares et les marais avec une abondante végétation aquatique (Grjebine 1986). Néanmoins, à Madagascar, des larves ont également été récoltées dans l'eau boueuse de marécages et de rizières à faible végétation (Doucet 1951b). Dans l'ensemble, la biologie des adultes est peu connue, toutefois quelques spécimens ont été capturés sur homme en Afrique de l'Ouest (Hamon 1963 ; Mattingly 1949). Au Sénégal, un *Alphavirus* (virus Babanki) et deux *Flavivirus* (virus Bagaza et West Nile) ont été isolés de plusieurs lots de *Mi. hispida* (<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>).

Mi. (Mim.) mimomyiaformis (Newstead, 1907)

Doucet, 1951a

Seuls les œufs de cette espèce ne sont pas encore décrits. À Madagascar, les stades préimaginaux se développent en forêt, parmi la végétation aquatique, dans les eaux stagnantes des marais ou dans les eaux à courant très lent des canaux d'irrigation ou sur les bords des rivières (Doucet 1951a). L'espèce est largement représentée dans le domaine de

l'Est. Elle a également été signalée dans la plaine côtière de l'Ouest, dans la région de Mahajanga (Grjebine 1986). L'espèce *Mi. mimomyiaformis* a été rarement capturée sur homme en Afrique de l'Ouest (Hamon 1963 ; Mattingly 1949) et elle ne semble pas avoir de rôle vecteur potentiel.

Mi. (Mim.) plumosa (Theobald, 1901)

Doucet, 1951b

Seuls les œufs de cette espèce ne sont pas encore décrits. À Madagascar, *Mi. plumosa* se développait dans un étang forestier riche en végétation (Grjebine 1986). Sa répartition est connue par des captures ponctuelles de larves ou d'adultes, dans le domaine de l'Est (à Périnet et dans la région de Vangaindrano) et dans le Sambirano. En Afrique, en dépit d'un contact possible avec l'homme, le rôle vecteur potentiel de cette espèce semble limité. Un *Bunyavirus* du groupe Bwamba, un virus non pathogène pour l'homme, a été isolé une unique fois d'un lot de *Mi. hispida* du Sénégal (<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>).

Mi. (Mim.) splendens Theobald, 1903

Grjebine, 1956

Seuls les œufs de cette espèce ne sont pas encore décrits. À Madagascar, sa présence est avérée dans le domaine de l'Est, des marges des Hautes Terres centrales (Moramanga, Périnet) jusqu'aux lagunes littorales du Sud-Est (régions de Manakara et de Vangaindrano). Cette espèce a également été signalée localement dans le domaine de l'Ouest (région de Mahajanga). Les larves se développent dans les collections d'eaux terrestres, invariablement associées à des plantes aquatiques qui leur sont indispensables pour respirer. En Afrique, le virus West Nile, ainsi que deux autres virus (Babanki et Bagaza), ont été isolés de plusieurs lots de *Mi. splendens* (<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>)

III - 3.2.12. Genre *Orthopodomyia* Theobald, 1904

Ce genre est représenté par 35 espèces dans le monde dont huit sont présentes à Madagascar. Les espèces malgaches appartiennent au groupe Vernoni et sont toutes endémiques. Elles ne sont pas impliquées dans la transmission des maladies.

Or. ambremontis Brunhes et Hervy, 1995

Brunhes et Hervy, 1995, endémique

Cette espèce est connue par la description des males et des stades préimaginaux. Ses gîtes larvaires sont constitués de cavités creusées dans un tronc d'arbre. Cette espèce est présente dans le domaine du nord et limitée aux altitudes supérieures à 1200 m d'altitude de la Montagne d'Ambre (Brunhes et Hervy 1995).

Or. ankaratrensis Brunhes et Hervy, 1995

Brunhes et Hervy, 1995, endémique

Cette espèce est connue par la description des larves. Ses gîtes larvaires sont constitués de creux d'arbre. *Orthopodomyia ankaratrensis* est présent dans le domaine du Centre et n'est connu que du massif volcanique de l'Ankaratra. La biologie des adultes est inconnue (Brunhes et Hervy 1995).

Or. fontenillei Brunhes et Hervy, 1995

Brunhes et Hervy, 1995, endémique

Seuls les œufs de cette espèce ne sont pas encore décrits. Cette espèce se développe dans les troncs d'arbres et elle est présente dans le domaine de l'Est (Brunhes et Hervy 1995) et du Centre (Tantely *et al.* 2013). L'aire de répartition de cette espèce se trouve en forêt, à des altitudes supérieures à 800 m.

Or. milloti Doucet, 1951a

Doucet, 1951a, endémique

Seuls ses œufs ne sont pas encore décrits. Cette espèce se développe dans les trous d'arbre, les aisselles de feuille de *Pandanus* (Ravaonjanahary 1978), les pondoir-pièges en bambou et les aisselles de feuilles de *Ravenala* (Fontenille 1989). *Orthopodomyia milloti* se retrouve dans le domaine de l'Est et du Centre (Brunhes et Hervy 1995 ; Fontenille 1989). Dans ces domaines bioclimatiques, cette espèce semble être fréquente à des altitudes inférieures à 800 ou à 900 m d'altitude: depuis le bord de mer jusqu'à la première falaise des marges orientales des Hautes Terres centrales.

Or. rajaonariveloi Brunhes et Hervy, 1995

Brunhes et Hervy, 1995, endémique

Cette espèce est connue par la description de la femelle. La biologie de cette espèce est encore inconnue. *Orthopodomyia rajaonariveloi* est présent dans le domaine de l'Est et n'est connu que de la région de Fenoarivo Atsinanana (Brunhes et Hervy 1995).

Or. ravaonjanaharyi Brunhes et Hervy, 1995

Brunhes et Hervy, 1995, endémique

Cette espèce est connue à l'état adulte, larvaire et nymphal. *Orthopodomyia ravaonjanaharyi* se développe dans les cavités creusées dans un *Albizia*, dans un tronc de manguier et il est présent dans le domaine de l'Est (Brunhes et Hervy 1995). Dans l'état actuel de nos connaissances, son aire de répartition est limitée à la côte Nord-Est de Madagascar, dans la région de Sambava-Antalaha. La biologie des adultes est inconnue.

Or. rodhaini Brunhes et Hervy, 1995

Brunhes et Hervy, 1995, endémique

Cette espèce est connue par la description des stades préimaginaux (larve et nymphe). *Orthopodomyia rodhaini* se développe dans les bambous sectionnés et dans les trous d'arbre et il est présent dans le domaine de l'Est (Brunhes et Hervy 1995), plus précisément sur le pourtour de la baie d'Antongil.

Or. vernoni Van Someren, 1949

Van Someren, 1949, endémique

Seuls les œufs de cette espèce ne sont pas encore décrits. Ses gîtes larvaires sont constitués de nombreux phytotelmes, de boîtes de conserves, de bidons métalliques, de pots de peintures (Brunhes et Hervy 1995 ; Fontenille 1989b). Cette espèce est fréquente dans la partie occidentale de Madagascar. Elle se développe tout particulièrement dans les domaines de l'Ouest et du Sud mais peut atteindre les zones de contact des autres domaines, du moment où l'altitude reste inférieure à 1000 m d'altitude.

III - 3.2.13. Genre *Toxorhynchites* Theobald, 1901

Ce genre comprend environ 92 espèces et sous-espèces dans le monde dont six espèces sont présentes à Madagascar. Ces espèces malgaches sont toutes reparties dans le seul sous-genre *Afrorhynchus* qui domine en Afrique continentale, et dans le seul groupe *pauliani*, endémique de Madagascar (Ribeiro 2004). La morphologie externe de ce groupe est très homogène, avec une complète absence de caractères diagnostics absolus comme

dans un complexe d'espèces jumelles. L'identification des espèces de ce complexe est basée sur l'étude des génitalia des mâles. Les *Toxorhynchites* sont les seuls moustiques exclusivement phytophages à l'état adulte. Ils ne sont donc pas impliqués dans la transmission des pathogènes. Les larves sont des prédatrices des autres espèces de moustiques et leur voracité en fait, parfois, des agents de lutte biologique efficace (Ribeiro 2004). Les larves des *Toxorhynchites* ont généralement été capturées dans les phytotelmes : *Typhonodorum*, *Ravenala*, *Pandanus*, *Nepenthes madagascarensis*, *Colocasia*, bambous et les coques de fruits à Madagascar (Grjebine et Brygoo 1958). Les espèces connues de *Toxorhynchites* malgaches sont toutes réparties dans le domaine biogéographique de l'Est (Doucet 1951b ; Ribeiro 2004).

Tx. (Afr.) brunhesi Ribeiro, 2004

Ribeiro, 2004, endémique

Cette espèce est connue à l'état adulte (mâle et femelle) et préimaginal. Cette espèce a été décrite de la région de Moramanga.

Tx. (Afr.) fontenillei Ribeiro, 2004

Ribeiro, 2004, endémique

Cette espèce est connue par la description du mâle. Cette espèce a été décrite de la région de Périnet.

Tx. (Afr.) grjebinei Ribeiro, 2004

Ribeiro, 2004, endémique

Cette espèce est connue à l'état adulte (mâle et femelle) et préimaginal. Cette espèce est connue du domaine de l'Est, la région de Périnet jusqu'à la région de Sainte-Luce, à l'extrême Sud-est de Madagascar.

Tx. (Afr.) lemuriae Ribeiro, 2004

Ribeiro, 2004, endémique

Cette espèce est connue par la description d'une unique femelle, provenant des récoltes de Jacques Brunhes dans la région de Manakara du domaine de l'est.

Tx. (Afr.) madagascarensis Ribeiro, 2004

Ribeiro, 2004, endémique

Cette espèce est connue à l'état adulte (mâle et femelle) et préimaginal. Cette espèce a été décrite de spécimens capturés dans des *Ravenala* et mise en élevage. Elle est connue de la région de Taolagnaro.

Tx. (Afr.) pauliani (Doucet, 1951)

Doucet, 1951b, endémique

Cette espèce est connue par la description du mâle. Ce spécimen unique a été récolté au repos dans la végétation (feuille de *Ravenala*) de la ville de Vangaindrano en 1950 par Jean Doucet.

III - 3.2.14. Genre *Uranotaenia* Lynch Arribàlzagà, 1891

Le genre *Uranotaenia* est le seul genre de Culicidae appartenant à la tribu des *Uranotaeniini*. Ce genre est divisé en deux sous-genres et regroupe 266 espèces dans le monde : le sous-genre *Pseudoficalbia* (145 espèces) et le sous-genre *Uranotaenia* (121 espèces). Ce genre est connu de tous les continents, à l'exception des îles de l'Océan Pacifique. Il est particulièrement bien représenté dans les régions afro-tropicales et orientales.

À Madagascar, les *Uranotaenia* ont bénéficié d'une révision récente et complète du genre (da Cunha Ramos et Brunhes 2004 ; Boussès et Brunhes en cours). Cette révision en a fait le genre le mieux représenté en nombre d'espèces de Madagascar et probablement un des mieux connus. L'endémisme est très importante ; absolue pour le sous-genre *Pseudoficalbia*. Sur les 73 espèces connus de Madagascar, 66 sont endémiques de la Grande île et trois espèces sont présentes seulement à Madagascar et dans l'Archipel des Comores. Ces moustiques qui piquent préférentiellement des animaux à sang froid (reptiles, batraciens,...) et qui, malgré tout, participent probablement à des cycles de transmission d'arbovirus.

❖ Sous-genre *Pseudoficalbia* Theobald, 1912

Toutes les espèces ($n = 55$) sont endémiques. Leur écologie larvaire est toujours inféodée aux gîtes de petite taille ou aux phytotelmes.

Ur. (Pfc.) albimanus da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Cette espèce est connue à l'état adulte et préimaginal. Cette espèce se développe dans les troncs de *Ravenala* des forêts côtières du domaine de l'Est (da Cunha Ramos et Brunhes 2004). Elle n'est connue que de la région de Manakara.

Ur. (Pfc.) albinotata da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Seuls ses œufs ne sont pas encore décrits. Cette espèce se développe dans les bambous sectionnés et elle est présente dans le domaine de l'Est.

Ur. (Pfc.) ambodimanga da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Cette espèce est connue à l'état adulte et se développe dans les bambous secs. Cette espèce est présente dans le domaine de l'Est (da Cunha Ramos et Brunhes 2004), depuis le niveau de la mer (marais d'Ambila-Lemaitso) jusqu'à 900 m d'altitude (Andasibe-Mantadia ou Périnet).

Ur. (Pfc.) antalahaensis da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Cette espèce est connue par la description de la femelle et de la nymphe. Elle se développe dans les troncs de *Ravenala* pourris contenant de l'eau riche en matière organique végétale. Cette espèce n'a été trouvée qu'une seule fois dans le Parc National de Masoala, dans le domaine de l'Est (da Cunha Ramos et Brunhes 2004).

Ur. (Pfc.) apicosquamata da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Seuls ses œufs ne sont pas encore décrits. Cette espèce se développe principalement dans les troncs de *Ravenala* sectionnés, les bambous, les troncs de manguiers, mais aussi dans les creux de rocher. Cette espèce est présente dans le domaine de l'Est, de l'Ouest et à Nosy Be (da Cunha Ramos et Brunhes 2004).

Ur. (Pfc.) bambusicola da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes 2004, endémique

Cette espèce est connue par la description de la femelle et des stades préimaginaux. Cette espèce se développe dans les bambous sectionnés et elle est présente dans le domaine de l'Est, à l'étage des 1000 m d'altitude.

Ur. (Pfc.) belkini Grjebine, 1979

Grjebine, 1979, endémique

Seuls les œufs de cette espèce ne sont pas encore décrits. Cette espèce se développe dans les urnes de *Nepenthes madagascariensis* et est présente dans le domaine de l'Est, sur la côte Sud-Est de Madagascar : de Manakara à Taolagnaro.

Ur. (Pfc.) bicincta da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Cette espèce est connue par la description du mâle et des stades préimaginaux et elle se développe dans les bambous sectionnés. Cette espèce est présente à Nosy Be et dans le domaine du Nord, de la région d'Antalaha.

Ur. (Pfc.) bifasciata da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Cette espèce est connue par la description de la femelle et des stades préimaginaux. L'espèce se développe dans les trous de crabes et est présente dans le domaine de l'Est, précisément à Nosy Mangabe (da Cunha Ramos et Brunhes 2004) dans la baie d'Antongil.

Ur. (Pfc.) bosseri Grjebine, 1979

Grjebine, 1979, endémique

Cette espèce est connue à l'état adulte et préimaginal. *Uranotaenia bosseri* se développe dans les urnes de *Nepenthes madagascariensis* et est présent dans le domaine de l'Est (Grjebine 1979), dans les régions côtières de Manakara à Taolagnaro et son aire de répartition s'étend à la limite orientale du domaine du Sud, à Amboasary.

Ur. (Pfc.) boussesi da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Cette espèce est connue à l'état larvaire et elle est morphologiquement proche d'*Ur. ravenalicolia*. Cette espèce se développe à l'aisselle des feuilles de *Ravenala* et elle est connue dans le domaine de l'Est, qu'à Brickaville.

Ur. (Pfc.) breviseta da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Cette espèce est connue par la description du mâle et de la nymphe. Ses larves se développent dans les troncs de *Ravenala*. Elle est connue de la forêt côtière de Manakara dans le domaine de l'Est.

Ur. (Pfc.) brumpti Doucet, 1951b

Doucet, 1951b, endémique

Cette espèce est connue à l'état adulte et préimaginal. *Uranotaenia brumpti* se développe dans les feuilles sèches de *Ravenala* tombées à terre, les eaux claires (Doucet 1951b), les flaques sur un tronc d'arbre, les feuilles de bananiers et les bambous sectionnés (da Cunha Ramos et Brunhes 2004). Cette espèce est présente dans le domaine de l'Est (da Cunha Ramos et Brunhes 2004), depuis le niveau de la mer jusqu'à 1100 m d'altitude.

Ur. (Pfc.) brunhesi Grjebine, 1979

Grjebine, 1979, endémique

Cette espèce est connue par la description du mâle et des stades préimaginaux. *Ur. brunhesi* se développe dans les urnes de *Nepenthes madagascarensis* (Grjebine 1979) qui se développent à l'extrême Sud-Est de Madagascar, dans la région de Taolagnaro (da Cunha Ramos et Ribeiro 1975 ; Grjebine 1979).

Ur. (Pfc.) cachani (Doucet, 1950)

Doucet, 1950, endémique

Seuls ses œufs restent à décrire. *Uranotaenia cachani* est autrefois décrite sous le nom d'*Aedes (Skusea) cachani* à l'état larvaire (Doucet 1950). Cette espèce a été ensuite classée dans le genre *Uranotaenia* en 1955 (Mattingly et Brown 1955). Ses larves ne se développent qu'à l'aisselle des feuilles de *Typhonodorum lindleyanum*. L'espèce est présente dans le domaine de l'Est et du Centre (da Cunha Ramos et Brunhes 2004).

Ur. (Pfc.) carcinicola da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Seuls les œufs de cette espèce ne sont pas encore décrits. Cette espèce se développe dans les trous de crabe et elle a été trouvée à Nosy Mangabe uniquement dans la baie d'Antongil, du domaine de l'Est.

Ur. (Pfc.) combesi Doucet, 1950

Doucet, 1950, endémique

Seuls les œufs de cette espèce ne sont pas encore décrits. Elle se développe principalement dans les trous de rocher mais aussi dans les flaques en bordure de rizière (Doucet 1950), les bambous reposant sur la plage, les vasques en ciment. *Uranotaenia combesi* est présent dans le domaine de l'Ouest, du Nord, du Centre et du Sud (da Cunha Ramos et Brunhes 2004 ; Doucet 1950).

Ur. (Pfc.) contrastata da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Cette espèce est connue par la description de la femelle et de la nymphe. *Uranotaenia contrastata* se développe dans les bambous sectionnés et l'espèce n'est connue que du village d'Ambodimanga, à 400 à 500 m d'altitude, dans le domaine de l'Est (da Cunha Ramos et Brunhes 2004).

Ur. (Pfc.) cornuta da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Cette espèce est connue par la description de la femelle et des stades préimaginaux. Elle se développe à l'aisselle de feuille de *Pandanus* exposée au soleil ou en forêt et est présente dans le domaine de l'Est (da Cunha Ramos et Brunhes 2004).

Ur. (Pfc.) damasei Grjebine, 1979

Grjebine, 1979, endémique

Cette espèce est connue par la description de la larve et de la nymphe. Cette espèce se développe dans les urnes de *Nepenthes madagascariensis* et elle est présente dans le domaine de l'Est (da Cunha Ramos et Ribeiro 1975 ; Grjebine 1979), sur la côte Sud-Est, de Manakara à Sainte-Luce.

Ur. (Pfc.) donai da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Cette espèce est connue à l'état larvaire et se développe dans les urnes de *Nepenthes madagascariensis*. Cette espèce est connue dans le domaine de l'Est (da Cunha Ramos et Brunhes 2004), uniquement dans la région de Taolagnaro.

Ur. (Pfc.) douceti Grjebine et Lacan, 1953

Grjebine et Lacan, 1953, endémique

Cette espèce appartient à un complexe de plusieurs espèces morphologiquement proches (da Cunha Ramos et Brunhes 2004). Seuls ses œufs ne sont pas encore décrits. *Uranotaenia douceti* se développe à l'aisselle des plantes qui retiennent de l'eau : feuilles de *Typhonodorum lindleyanum* (Grjebine et Lacan 1953) ou feuille de *Pandanus* (Ravaonjanahary 1978). *Uranotaenia douceti* est présent dans le domaine de l'Ouest et de l'Est (da Cunha Ramos et Brunhes 2004 ; Grjebine et Lacan 1953). Son aire de répartition est vaste, mais toujours à une altitude égale ou inférieure à 100 m d'altitude.

Ur. (Pfc.) fulgens da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Cette espèce est connue par la description de la femelle et des stades préimaginaux. L'espèce se développe dans les vieux bambous sectionnés et elle est connue dans le domaine de l'Est (da Cunha Ramos et Brunhes 2004), de récoltes faites dans la région de Moramanga.

Ur. (Pfc.) grenieri Doucet, 1951b

Doucet, 1951b, endémique

Cette espèce appartient, très probablement à un complexe d'espèces morphologiquement proche (da Cunha Ramos et Brunhes 2004). Seuls ses œufs ne sont pas encore décrits. *Uranotaenia grenieri* est morphologiquement proche d'*Ur. ornata* Theobald, espèce absente à Madagascar. Cette espèce se développe dans les feuilles sèches à terre de *Ravenala* (Doucet 1951b), à l'aisselle de feuilles de *Typhonodorum*, de *Pandanus*, les gouttières, les champignons en cornet, les trous de rocher, les troncs d'arbre couché, les flaques et les ruisseaux (da Cunha Ramos et Brunhes 2004). Cette espèce est présente dans le domaine du Centre et de l'Est (da Cunha Ramos et Brunhes 2004) et elle est abondante sur tout la façade orientale de Madagascar, depuis la mer jusqu'à 1200 m d'altitude.

Ur. (Pfc.) grjebinei da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Seuls les œufs de cette espèce ne sont pas encore décrits. Ses larves se développent uniquement à l'aisselle de feuilles de *Pandanus*. Cette espèce est présente dans le domaine de l'Est (da Cunha Ramos et Brunhes 2004).

Ur. (Pfc.) haddowi da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Seuls les œufs de cette espèce ne sont pas encore décrits. L'espèce se développe dans les troncs de manguier, de kapokier et de *Ravenala*. *Uranotaenia haddowi* est présent à Nosy Be, dans le domaine l'Est et de l'Ouest, mais toujours en bord de mer ou dans la plaine côtière.

Ur. (Pfc.) nov. sp. 1 Boussès et Brunhes (en cours)

Boussès et Brunhes (en cours), endémique

Cette espèce est connue à l'état larvaire. Ses larves se développent dans les creux de rocher en forêt d'Ambovanomby, réserve spéciale de Namoroka, Province de Mahajanga, domaine de l'ouest. Sa biologie reste à décrire.

Ur. (Pfc.) hervyi da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Seuls les œufs de cette espèce ne sont pas encore décrits. Cette espèce se développe dans les eaux retenues dans des bambous sectionnés ou éclatés. *Uranotaenia hervyi* est connu dans le domaine de l'Est (da Cunha Ramos et Brunhes 2004), de la région de Moramanga.

Ur. (Pfc.) kraussi Grjebine et Lacan, 1953

Grjebine et Lacan, 1953, endémique

Cette espèce est endémique à Madagascar, seuls ses œufs ne sont pas encore décrits. Cette espèce se développe à l'aisselle des feuilles de Taro (Grjebine et Lacan 1953), de *Typhonodorum* sp., dans les feuilles de bananier, les bambous et le chapeau d'un champignon (da Cunha Ramos et Brunhes 2004). *Uranotaenia kraussi* est présent dans le domaine de l'Est et du Centre (da Cunha Ramos, 2004). Les larves de cette espèce sont carnassières.

Ur. (Pfc.) laffosseae da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Les œufs de cette espèce ne sont pas encore décrits. *Uranotaenia laffosseae* se développe dans les bambous sectionnés et les creux d'arbres. Cette espèce est présente dans le domaine de l'Est (da Cunha Ramos et Brunhes 2004) et a été également retrouvée dans la montagne d'Ambre, qui appartient au domaine du Nord.

Ur. (Pfc.) lavieri Doucet, 1950

Doucet, 1950, endémique

Seuls les œufs de cette espèce restent à décrire. Ses gîtes larvaires sont constitués de tiges de bambous coupés à un mètre du sol (Doucet 1951a), trous d'arbre (da Cunha Ramos et Brunhes 2004). L'espèce se retrouve à Nosy Be, Nosy Komba (Fontenille *et al.* 1988), en forêt humide du domaine de l'Est (Doucet 1951a), domaine du Nord et domaine du Centre (da Cunha Ramos et Brunhes 2004).

Ur. (Pfc.) legoffi da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Cette espèce est endémique malgache dont les œufs ne sont pas encore décrits. Cette espèce se développe dans les bambous et à l'aisselle des feuilles de *Pandanus* poussant sur le canal de Pangalanes et elle est connue du domaine de l'Est (da Cunha Ramos et Brunhes 2004) dans la région de Brickaville jusqu'aux marges des Hautes Terres centrales, à une altitude inférieure à 500 m d'altitude.

Ur. (Pfc.) longitubus da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Cette espèce est connue à l'état larvaire et n'a été récoltée qu'une seule fois. Cette espèce se développe dans les bambous sectionnés. *Uranotaenia longitubus* est présent dans le domaine de l'Est, précisément dans la presque île de Masoala (da Cunha Ramos et Brunhes 2004).

Ur. (Pfc.) nov. sp. 2 Boussès et Brunhes (en cours)

Boussès et Brunhes (en cours), endémique

Cette espèce est connue à l'état larvaire. Elle appartient à la section Spinosa telle qu'elle a été définie par Ramos et Brunhes (2004). Cette espèce se retrouve à Ambila-Lemaitso, Province de Toamasina, domaine de l'est. Les larves se développent à l'aisselle de feuilles de *Pandanus* poussant en bord de mer. La biologie de cette espèce reste à décrire.

Ur. (Pfc.) madagascarensis da Cunha Ramos et Brunhes, 2004
da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Les œufs ne sont pas encore décrits. Cette espèce se développe dans les bambous sectionnés et elle est présente dans le domaine de l'Est, depuis le bord de mer jusqu'à une altitude inférieure à 1000 m d'altitude (da Cunha Ramos et Brunhes 2004).

Ur. (Pfc.) manakaraensis da Cunha Ramos et Brunhes, 2004
da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Cette espèce est connue à l'état adulte et au stade nymphal. Ses larves se développent dans les troncs de *Ravenala* sectionnés. Cette espèce est connue uniquement de la région de Manakara, dans le domaine de l'Est (da Cunha Ramos et Brunhes 2004).

Ur. (Pfc.) nigricephala da Cunha Ramos et Brunhes, 2004
da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Seuls les œufs de cette espèce ne sont pas encore décrits. *Uranotaenia nigricephala* se développe à l'aisselle des feuilles de *Pandanus* et de *Typhonodorum* sp. Cette espèce est présente dans le domaine de l'Est.

Ur. (Pfc.) nigripleura da Cunha Ramos et Brunhes, 2004
da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Cette espèce est connue à l'état adulte et au stade nymphal. Cette espèce se développe à l'aisselle des feuilles des *Ravenala* et elle est présente en bord de mère dans le domaine de l'Est (da Cunha Ramos et Brunhes 2004).

Ur. (Pfc.) pallidipleura da Cunha Ramos et Brunhes, 2004
da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Cette espèce est connue à l'état adulte et au stade nymphal. Il n'est pas impossible qu'*Uranotaenia donai* et *Ur. pallidipleura* soient une seule et même espèce (da Cunha

Ramos et Brunhes 2004). *Uranotaenia pallidipleura* se développe dans les urnes de *Nepenthes madagascariensis* et cette espèce est présente sur la côte Sud-Est de Madagascar.

Ur. (Pfc.) pauliani Doucet, 1949c

Doucet, 1949c, endémique

Cette espèce est connue à l'état larvaire. *Uranotaenia pauliani* a été autrefois mis en synonymie avec *Ur. nepenthes* Theobald et *Ur. pandani* Theobald, qui sont des espèces endémiques des Seychelles (Hopkins 1952 ; Mattingly et Brown 1955). Cette espèce est voisine d'*Ur. ornata*, espèce absente à Madagascar (Doucet 1949c). Connue uniquement de la série type, *Ur. pauliani* se développait dans les rachis desséchés de feuille de *Neodypsis* reposant sur le sol. Cette espèce a été récoltée dans le domaine du Centre (Doucet 1949c), plus précisément de la région de Tsiroanomandidy.

Ur. (Pfc.) pilosa da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Cette espèce est connue à l'état préimaginal et par la description du mâle. Ses larves se développent à l'aisselle des feuilles des grands *Pandanus* poussant en bord de mer et jusqu'aux régions montagneuses des versants orientaux de l'Île. Cette espèce est présente dans le domaine du Centre et de l'Est.

Ur. (Pfc.) pseudoalbimanus da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Seuls les œufs de cette espèce ne sont pas encore décrits. Ses larves se développent dans les troncs de *Ravenala* sectionnée, les bambous. Cette espèce est présente dans le domaine du Centre et de l'Est (da Cunha Ramos et Brunhes 2004). *Uranotaenia pseudoalbimanus* semble être fréquent dans toutes les forêts humides ou les régions anciennement occupées par la forêt.

Ur. (Pfc.) pseudoshillitonis da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Seuls les œufs de cette espèce ne sont pas encore décrits. Cette espèce se développe dans les bambous sectionnés et elle est présente dans les domaines du Centre et de l'Est (Cunha Ramos et Brunhes, 2004).

Ur. (Pfc.) nov. sp. 3 Boussès et Brunhes (en cours)

Boussès et Brunhes (en cours), endémique

Cette espèce est connue à l'état larvaire. Ses larves se développent dans un tronc de *Ravenala madagascariensis* sectionné dont les tissus centraux étaient en décomposition dans une eau brune foncée. Les larves de cette espèce peuvent être en compagnie d'*Uranotaenia haddowi*, *Ur. nov. Sp. 3*, *Ur. manakaraensis*, *Ur. breviseta* et *Ur. albimanus*. Cette espèce se retrouve la région de Manakara, du domaine de l'Est et dans le même type de gîte que celui. Sa biologie reste à décrire.

Ur. (Pfc.) ravenalicola da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Seuls les œufs de cette espèce ne sont pas encore décrits. *Uranotaenia ravenalicola* est morphologiquement proche d'*Ur. boussesi*. *Uranotaenia ravenalicola* se développe uniquement à l'aisselle des feuilles de *Ravenala* et elle est présente dans le domaine de l'Est, du bord de mer jusqu'à 1000 m d'altitude.

Ur. (Pfc.) scutostriata da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Seuls les œufs de cette espèce ne sont pas encore décrits. Cette espèce n'a été récoltée qu'une seule fois. Ses larves se développent dans les bambous poussant en forêt dans la région de Moramanga, domaine de l'Est (da Cunha Ramos et Brunhes 2004).

Ur. (Pfc.) spinitibus da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Cette espèce est connue à l'état larvaire et elle se développe dans les trous d'arbres morts. Elle est présente dans les domaines du Nord et de l'Est (da Cunha Ramos et Brunhes 2004).

Ur. (Pfc.) spinosa da Cunha Ramos et Brunhes 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Cette espèce est connue à l'état préimaginal et par la description de la femelle. Cette espèce se développe à l'aisselle de feuille de *Pandanus*, en bordure de mer (Cunha Ramos et Brunhes 2004) et elle est présente dans le domaine de l'Est.

Ur. (Pfc.) spiraculata da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Seuls les œufs de cette espèce ne sont pas encore décrits. Ses larves se développent dans les bambous sectionnés. Cette espèce est présente dans le domaine de l'Est et particulièrement abondante dans la forêt de l'Est, entre 500 et 1000 m d'altitude (Beforona, Périnet).

Ur. (Pfc.) tricolor da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Cette espèce est connue à l'état larvaire. Cette espèce n'a été récoltée qu'une seule fois. *Uranotaenia tricolor* se développait à l'aisselle de feuille de *Pandanus* poussant en bord de mer du domaine de l'Est.

Ur. (Pfc.) tridentata da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Cette espèce est connue à l'état larvaire. Ses larves se développent dans les bambous. Cette espèce est présente dans le domaine de l'Est, à une altitude comprise entre 800 et 1000 m d'altitude.

Ur. (Pfc.) tsaratananae Doucet, 1950

Doucet, 1950, endémique

Les œufs de cette espèce restent à décrire. Cette espèce se développe dans les trous d'arbres (Doucet 1950), les gouttières formées par la base d'une palme tombée sur le sol, les noix de coco et dans les aisselles des feuilles de *Pandanus* (da Cunha Ramos et Brunhes 2004). Cette espèce est présente dans le domaine de l'Est et du Nord (da Cunha Ramos et Brunhes 2004). C'est une espèce de forêt d'altitude (de 700 à 1700 m d'altitude).

❖ **Sous-genre *Uranotaenia* Lynch Arribàlzagà, 1891**

Ce sous-genre comprend 21 espèces à Madagascar dont 14 sont endémiques de Madagascar, trois présentes uniquement à Madagascar et aux Comores et quatre seulement sont africano-malgaches.

Ur. (Ura.) alba Theobald, 1901.

Doucet, 1951b

Seuls les œufs de cette espèce ne sont pas encore décrits. C'est une espèce africano-malgache, cette espèce se développe dans l'eau boueuse des rizières et elle est connue du domaine de l'Est (da Cunha Ramos et Brunhes 2004 ; Doucet 1951b).

Ur. (Ura.) alboabdominalis Theobald, 1910

Doucet, 1951

Seuls les œufs de cette espèce ne sont pas encore décrits. C'est une espèce africano-malgache. À Madagascar, cette espèce se développe dans les marécages, les flaques sous couvert forestier, les bords d'un étang et les mares (Doucet 1951b). Cette espèce a été rencontrée principalement dans le domaine de l'Est, mais aussi de la région de Mahajanga, dans domaine de l'Ouest (da Cunha Ramos et Brunhes 2004).

Ur. (Ura.) albocephala da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Cette espèce est connue à l'état préimaginal et par la description de la femelle. Ses larves se développent dans les trous d'arbres contenant de l'eau chargée en matière organique. Cette espèce n'a été récoltée qu'une seule fois, dans la presqu'île de Masoala, dans le domaine de l'Est.

Ur. (Ura.) andavakae Doucet, 1950

Doucet, 1950, endémique à Madagascar et l'archipel des Comores (île de Mayotte)

Seuls les œufs de cette espèce ne sont pas encore décrits. Les larves d'*Ur. andavakae* se rencontrent dans les eaux fraîches et claires. Ses gîtes larvaires sont constitués de fontaines, de fossés à sphaignes, de flaques, de prairies inondées, de rizières en construction, de mares en forêt, de trous de rochers, de suintements sur un rocher le long d'un ruisseau (da Cunha Ramos et Brunhes 2004 ; Doucet 1950). Cette espèce est présente dans les domaines de l'Ouest, de l'Est et du Centre (da Cunha Ramos et Brunhes 2004), particulièrement dans les régions montagneuses où elle peut atteindre 1800 m d'altitude.

Ur. (Ura.) anopheloides Brunhes et Razafindrasolo, 1975

Brunhes et Razafindrasolo, 1975, endémique

Seuls les œufs de cette espèce ne sont pas encore décrits. Cette espèce est connue de Madagascar et de l’Ile de Mayotte. Cette espèce est caractérisée par la position des larves qui se tiennent parallèlement à la surface de l’eau comme celles des *Anopheles*. *Uranotaenia anopheloides* se développe dans les creux d’arbre (trous de manguiers, de kapokier et de *Ravenala* (da Cunha Ramos et Brunhes 2004). Cette espèce est présente dans les domaines de l’Ouest, du Centre et de l’Est (da Cunha Ramos et Brunhes 2004), mais elle semble plus abondante dans les régions chaudes de l’Ouest. Ses œufs sont résistants à la déssication.

Ur. (Ura.) argentipleura da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Cette espèce est connue à l’état adulte. Ses larves se développent dans les marécages herbeux et elle est présente à Nosy Be et dans les régions sèches de l’Ouest et du Sud.

Ur. (Ura.) balfouri Theobald, 1904

Doucet, 1949b

Seuls les œufs de cette espèce ne sont pas encore décrits. C’est une espèce africano-malgache. Cette espèce est proche d’*Ur. hebrardi*. À Madagascar, elle a été trouvée dans les canaux couverts d’oxyde de fer, les rizières, les flaques, les marais (Doucet 1949b), les trous herbeux (Grjebine et Lacan 1953), les eaux sales sous couvert forestier, les étangs, les marécages et les mares (da Cunha Ramos et Brunhes 2004). Cette espèce est présente à Nosy Be, dans les domaines de l’Ouest, de l’Est et du Centre (da Cunha Ramos et Brunhes 2004). C’est une espèce que l’on rencontre à Madagascar depuis le niveau de la mer jusqu’à 1700 m d’altitude.

Ur. (Ura.) bidentata da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Cette espèce endémique est connue à l’état larvaire dont la biologie n’est pas encore connue. Elle est présente dans le domaine de l’Est, à faible altitude.

Ur. (Ura.) connali Edwards, 1912

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

Cette espèce est connue à l’état adulte. C’est une espèce africano-malgache dont la biologie reste inconnue (da Cunha Ramos et Brunhes 2004). À Madagascar, cette espèce a été capturée une seule fois, de la presqu’île de Masoala.

Ur. (Ura.) dumonti Doucet, 1949

Doucet, 1949c, endémique

Seule la description de la larve est connue. Cette espèce se développait dans les trous d'eau dans une roselière bordant un ruisseau de montagne (Doucet 1949). Cette espèce est présente dans le domaine du Centre (da Cunha Ramos et Brunhes 2004 ; Doucet 1949c) et n'est connue que par sa série type récoltées dans le moyen Ouest malgache.

Ur. (Ura.) geniculata da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Seuls les œufs de cette espèce ne sont pas encore décrits. Cette espèce se développe dans les creux d'arbre contenant de l'eau claire, les trous dans une souche d'arbre et les bambous sectionnés. Elle est présente dans le domaine de l'Est (da Cunha Ramos et Brunhes 2004). Elle n'est connue que de la presqu'Île de Masoala.

Ur. (Ura.) grassei da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Cette espèce est connue par la description de la femelle et des stades préimaginaux. Elle se développe dans les ruisseaux et les trous d'eau claire et fraîche. Elle est présente dans le domaine de l'Est (da Cunha Ramos et Brunhes 2004), dans les ruisseaux qui parcourrent les lambeaux de forêt primaire.

Ur. (Ura.) hamoni Grjebine et Lacan, 1953

Grjebine et Lacan, 1953, endémique

Cette espèce a été autrefois décrite sous le nom d'*Ur. chorleyi* var. *hamoni* (Grjebine et Lacan 1953). Seuls ses œufs ne sont pas encore décrits. Cette espèce se développe dans les mares en forêt, les rivières, les trous contenant de l'eau claire et fraîche, les rizières entourés de forêt, les ruisseaux en forêt. *Uranotaenia hamoni* est présent dans les domaines du Centre, de l'Est et de l'Ouest (da Cunha Ramos et Brunhes 2004), a surtout été récolté en montagne, à une altitude supérieure de 800 m d'altitude.

Ur. (Ura.) hebrardi da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Cette espèce est connue à l'état larvaire. Elle est morphologiquement proche d'*Ur. balfouri*. Elle se développe sur le bord d'un étang, dans les rizières et les marais. Cette espèce est présente dans les domaines de l'Est et de l'Ouest (da Cunha Ramos et Brunhes 2004) et du Centre (Robert *et al.* 2002).

Ur. (Ura.) joucourii da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Cette espèce est connue à l'état larvaire. Sa biologie reste inconnue et l'espèce a n'été récoltée qu'une seule fois. *Uranotaenia joucourii* est connu de la région de Foulpointe, dans le domaine de l'Est (da Cunha Ramos et Brunhes 2004).

Ur. (Ura.) lebiedii da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Cette espèce est connue seulement à l'état adulte. Sa biologie reste inconnue. L'espèce est présente dans le domaine de l'Est (da Cunha Ramos et Brunhes 2004).

Ur. (Ura.) mayottensis Brunhes, 1977

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004.

Cette espèce est connue de Madagascar et de l'Ile de Mayotte. Seuls les œufs de cette espèce ne sont pas encore décrits. Ses larves se développent dans les rivières, les petits torrents en forêt primaire, les ruisseaux et les eaux fraîches. L'aire de répartition de cette espèce à Madagascar est assez vaste. *Uranotaenia mayottensis* est présent dans le domaine de l'Est et de l'Ouest (da Cunha Ramos et Brunhes 2004).

Ur. (Ura.) madagascarica da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Seuls les œufs de cette espèce ne sont pas encore décrits. Ses larves n'ont été récoltées qu'une seule fois. Cette espèce se développe dans les trous du sol contenant de nombreux débris végétaux et d'hydroxyde de fer et elle est présente dans le domaine de l'Est (da Cunha Ramos et Brunhes 2004).

Ur. (Ura.) moramangae da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Seuls les œufs de cette espèce ne sont pas encore décrits. Cette espèce se développe dans les flaques en forêt, les ruisseaux coulant sur des sphaignes, les eaux fraîches et acides, les empreintes de sabots des zébus, les fossés à sphaignes et les marécages herbeux. Elle est présente dans le domaine du Centre et de l'Est (da Cunha Ramos et Brunhes 2004), mais aussi du domaine du Sud où une larve a été capturée à Beraketa.

Ur. (Ura.) neireti Edwards, 1920

Edwards, 1920, endémique

Cette espèce a été la première espèce d'*Uranotaenia* décrite de Madagascar. Seuls les œufs de cette espèce ne sont pas encore décrits. L'espèce se développe dans les empreintes, les lacs, les zones marécageuses. Elle est présente dans les domaines du Centre et de l'Est (da Cunha Ramos et Brunhes 2004), mais toujours à une altitude comprise entre 900 et 2000 m d'altitude.

Ur. (Ura.) roberti da Cunha Ramos et Brunhes, 2004

da Cunha Ramos et Brunhes, 2004, endémique

Cette espèce est connue à l'état larvaire. Elle se développe dans les eaux calmes des petits torrents situés en forêt primaire. Cette espèce n'est connue que du Col de Lakato, dans le domaine de l'Est (da Cunha Ramos et Brunhes 2004).

Tableau 12 : Récapitulatif des genres auxquelles appartiennent les espèces de moustiques endémiques de Madagascar.

Genre	nb espèce	E	MD arch-Com
<i>Aedeomyia</i>	3	2	0
<i>Aedes</i>	34	18	2
<i>Anopheles</i>	26	11	1
<i>Coquillettidia</i>	3	2	0
<i>Culex</i>	46	8	3
<i>Mimomyia</i>	22	17	0
<i>Orthopodomyia</i>	8	8	0
<i>Toxorhynchites</i>	6	6	0
<i>Uranotaenia</i>	73	66	3
	221	138	9

nb : nombre, **E** : espèces endémiques de Madagascar, **MD arch-Com** : espèces trouvée à Madagascar et dans l'archipel des Comores.

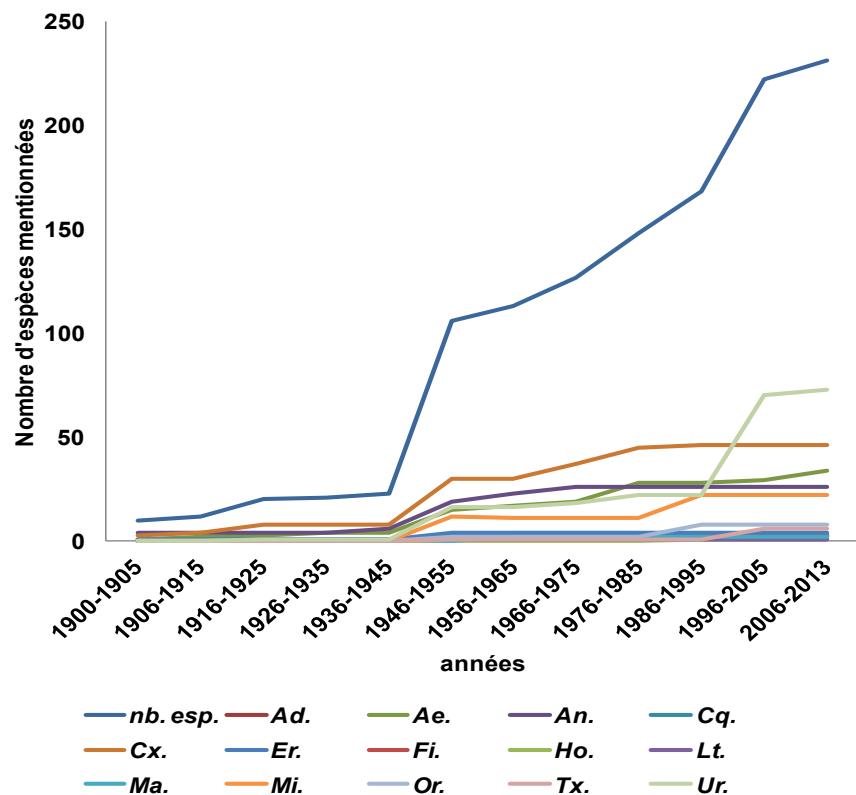


Figure 18 : Evolution du nombre d'espèces des genres de moustiques mentionnés à Madagascar.

Ad. : *Aedeomyia*, **Ae.** : *Aedes*, **An.** : *Anopheles*, **Coq.** : *Coquillettidia*, **Cx.** : *Culex*, **Er.** : *Eretmapodites*, **Fi.** : *Ficalbia*, **Ho.** : *Hodgesia*, **Lu.** : *Lutzia*, **Ma.** : *Mansonia*, **Mi.** : *Mimomyia*, **Or.** : *Orthopodomyia*, **To.** : *Toxorhynchites*, **Ur.** : *Uranotaenia*, **nb. esp.** : nombre total des espèces mentionnées.

Tableau 13 : Classification des arbovirus potentiellement transmis par les espèces de moustiques de Madagascar (<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>).

<i>Alphavirus</i>	<i>Flavivirus</i>	<i>Bunyavirus</i>	<i>Phlebovirus</i>	<i>Bunyavirus-Like</i>	<i>Orbivirus</i>	<i>Rhabdovirus</i>	<i>Seadornavirus</i>	<i>Cardiovirus</i>	Non classés
Chikungunya	Ntaya	Bunyamwera	FVR [¶]	Tataguine	Gomoka	Périnet [¶]	Banna	Mengo* [¶]	Somone
O'nyong-nyong	Bagaza	Germiston		Bangui	Orungo	Mossoul			MMP 158 [¶]
Sindbis	Wesselsbron	Ilesha		Tai	Andasibe [¶]	Kamese			
Babanki [¶]	Usutu	Shokwe			Yunnan	Nkolbisson			
Middleburg	Yaounde	Birao				Yata			
Ndumu	West-Nile [¶]	Bozo				Moussa			
Semliki	Dakar Bat [¶]	Ngari [¶]							
Sagaima	Uganda S	Simbu							
Getah	Saboya	Akabane							
	Amaril	Bwamba							
	Zika	Pongola							
	Spondweni	Oubi							
	Kedougou	M'Poko							
	Dengue 2 [¶]	Tanga							
	EVM ^f	Okola							
	Sepik	Nyando							
Encephalites japonaise	Eret								
Bouboui	Oya								
Ar B 11266	Potosi								
Koutango	La Crosse								

^f : Encéphalite de la vallée de Murray

* : Le virus Mengo n'est pas un arbovirus, et qu'il n'est donc pas transmis par les moustiques. Son isolement résulte probablement soit d'un transport passif par les moustiques, soit d'une contamination des élevages de souris. Les moustiques ne sont donc pas des « vecteurs potentiels » de ce virus.

[¶] : Virus isolés à partir d'arthropodes et de vertébrés à Madagascar (Fontenille 1989 ; Ratovonjato *et al.* 2010).

Tableau 14 : Récapitulatif des espèces de moustiques malgaches trouvées infectées naturellement par le virus de la FVR dans la littérature.

Espèces	Lm	Références	Le	Références
<i>Ae. (Adm.) dalzielii</i>	Afrique	Meegan <i>et al.</i> 1983		
<i>Ae. (Adm.) durbanensis</i>	Afrique	Prehaud <i>et al.</i> 1997		
<i>Ae. (Neo.) circumluteolus</i>	Afrique	McIntosh 1972		
<i>Ae. (Stg.) aegypti</i>	Afrique	Seufi <i>et al.</i> 2010		
<i>An. (Cel.) pauliani</i>			Madagascar	Clerc <i>et al.</i> 1980
<i>An. (Cel.) arabiensis</i>	Afrique	Seufi <i>et al.</i> 2010		
<i>An. (Cel.) pharoensis</i>	Afrique	Linthicum <i>et al.</i> 1985		
<i>An. (Ano.) fuscicolor</i>			Madagascar	Clerc <i>et al.</i> 1980
<i>An. (Ano.) coustani</i>	Afrique	Seufi <i>et al.</i> 2010	Madagascar	Clerc <i>et al.</i> 1980
	Madagascar	Ratovonjato <i>et al.</i> 2010		
<i>An. (Cel.) squamosus</i>	Afrique	Sang <i>et al.</i> 2006	Madagascar	Clerc <i>et al.</i> 1980
	Madagascar	Ratovonjato <i>et al.</i> 2010		
<i>Cx. (Cux.) antennatus</i>	Madagascar	Ratovonjato <i>et al.</i> 2010		
<i>Cx. (Cux.) pipiens</i>	Afrique	Hoogstraal <i>et al.</i> 1979		
<i>Cx. (Cux.) quinquefasciatus</i>	Afrique	Sang <i>et al.</i> 2010		
<i>Cx. (Cux.) simpsoni</i>			Madagascar	Clerc <i>et al.</i> 1980
<i>Cx. (Cux.) theileri</i>	Afrique	McIntosh <i>et al.</i> 1980		
<i>Cx. (Cux.) tritaeniorhynchus</i>	Afrique	Jupp <i>et al.</i> 2002		
<i>Cx. (Cux.) vansomereni</i>			Madagascar	Clerc <i>et al.</i> 1980
<i>Cx. (Cux.) univittatus</i>	Afrique	Fontenille <i>et al.</i> 1989	Madagascar	Clerc <i>et al.</i> 1980
<i>Cx. (Eum.) rubinotus</i>	Afrique	Linthicum <i>et al.</i> 1985		
<i>Cx. (Ocu.) annuliforis</i>			Madagascar	Clerc <i>et al.</i> 1980
<i>Cx. (Ocu.) bitaeniorhynchus</i>	Afrique	Sang <i>et al.</i> 2010		
<i>Cx. (Ocu.) poicilipes</i>	Afrique	Diallo <i>et al.</i> 2005		
<i>Cq. (Coq.) grandidieri</i>			Madagascar	Clerc <i>et al.</i> 1980
<i>Er. quinquevittatus</i>	Afrique	Prehaud <i>et al.</i> 1997		
<i>Ma. (Mnd.) africana</i>	Afrique	Sang <i>et al.</i> 2010		
<i>Ma. (Mnd.) uniformis</i>	Afrique	Sang <i>et al.</i> 2010	Madagascar	Clerc <i>et al.</i> 1980
	Madagascar	Clerc <i>et al.</i> 1980		

Lm : Région où ces espèces ont été trouvées naturellement infectées par le virus de la FVR dans les lots monospécifiques ; **Le** : pays où ces espèces ont trouvées infectées naturellement par le virus de la FVR dans les lots constitués de mélange d'espèces.

Discussion générale

IV - Discussion générale

IV-1. Au échelle de la commune d'Ambongamarina

IV - 1.1. Biodiversité et distribution par biotopes

IV - 1.1.1 Biodiversité et abondance

Comparé à d'autres forêts ombrophiles environnantes, le nombre d'espèces de moustiques recensées dans la commune d'Ambongamarina (1250 m d'altitude), semble très riche par rapport à celui de la forêt de la Mandraka (1200 m d'altitude) où seulement 13 espèces ont été capturées par Grjebine et Lacan (1953), alors qu'il est faible par rapport à celui de la forêt d'Andasibe (900 m d'altitude) où 53 espèces avaient été capturées par Fontenille (1989b). Cependant, aucune étude n'avait été conduite sur une aussi longue période dans une région à l'interface village, lisière et forêt d'altitude. Le nombre d'espèces d'*Anopheles* et de *Culex* inventoriées dans la commune d'Ambongamarina est élevé par rapport aux autres genres. Ces résultats sont concordants avec les récoltes faites par Fontenille (1989b) dans la région forestière d'Andasibe-Mantadia (ou forêt de Périnet).

Pour le genre *Anopheles*, il n'est pas surprenant d'observer l'abondance d'*An. squamosus* et *An. coustani* dans cette commune puisque ces deux espèces sont toujours abondantes dans les zones forestières (Fontenille 1989). Pour le genre *Culex*, à notre connaissance, c'est la première fois que *Cx. pipiens* est capturé en aussi grand nombre dans une forêt humide. Peu d'informations sont disponibles sur cette espèce de Madagascar. Néanmoins la présence de *Cx. pipiens* a déjà été reportée en forêt d'Andasibe où *Cx. pipiens/Cx. quinquefaciatus* était présent dans des proportions bien moindres (Fontenille 1989). La présence de *Cx. pipiens* a déjà été signalée à une altitude supérieure à 1300 m d'altitude à Madagascar (Urbanelli *et al.* 1995). *Culex antennatus* et *Cx. univittatus* sont les espèces de *Culex* les plus abondantes dans les deux villages. *Culex antennatus* est toujours abondant aussi bien dans les zones rurales (Ratovonjato *et al.* 2010) que dans les zones urbaines (Ravoahangimalala *et al.* 2008 ; Ratovonjato *et al.* 2010). Pour *Cx. univittatus*, nos résultats sont en accord avec d'autres observations obtenues aux environs du couloir forestier de l'Est, à Anjiro et à Périnet où seul *Cx. univittatus* existe avec quelques femelles atypiques (Fontenille et Jupp 1989).

Six espèces d'*Aedes* dont quatre endémiques de Madagascar ont été récoltées dans la commune d'Ambongamarina. Fontenille (1989b) signalait sept espèces (*Ae. aegypti*, *Ae.*

albopictus, *Ae. argenteopunctatus*, *Ae. circumluteolus*, *Ae. fowleri*, *Ae. madagascarensis* et *Ae. philippi*) capturées à la fois à l'aide de pièges lumineux, de captures sur homme le jour et la nuit et capturées au repos dans la faune résiduelle dans une localité proche de notre site d'étude, à Anjyro (en dessous de 1000 m d'altitude).

IV - 1.1.2. Disponibilité des gîtes larvaires

La prospérité d'*Anopheles squamosus* et *An. coustani* observée est probablement liée à la présence des rizières et à l'augmentation des flaques d'eau, essentiellement les trous de prélèvement de terres, qui sont nombreux dans les deux villages. En effet, ces types de gîtes ont déjà été considérés comme favorables au développement de ces deux espèces (Grjebine 1953a ; Grjebine et Brygoo 1958). Ces types de gîtes sont aussi favorables pour la plupart des *Anopheles* tel qu'*An. mascarensis*, *An. fuscicolor*, *An. maculipalpis* et *An. rufipes* dont les gîtes larvaires sont constitués essentiellement de rizières (Grjebine 1966).

Il semble que l'abondance de *Cx. antennatus* et *Cx. univittatus* dans les deux villages vient probablement du fait que ces deux espèces se développent dans plusieurs types de gîtes comme les rizières, les marais, les fosses et les réservoirs (Doucet 1949b, 1951b ; Robert *et al.* 2002). La présence de *Cx. pipiens* dans le village serait liée à la présence des gîtes artificiels comme le montrent les récoltes faites par Urbanelli *et al.* (1995) sur les Hautes Terres centrales.

Dans la forêt, *An. lacani* semble être inféodé aux ruisseaux de source circulant en zone de forêt naturelle. Ces derniers constituent le gîte favorable pour le développement de cette espèce (Grjebine 1966). La présence des trous d'arbres seraient un facteur limitant la distribution des espèces d'*Orthopodomyia*. *Orthopodomyia milloti* et *Or. fontenillei* sont des espèces qui se développent dans les cavités naturelles creusées dans les troncs d'arbres (Brunhes et Hervy 1995) et ces gîtes sont rares.

Culex pipiens semble avoir une affinité pour la forêt, mais aucun gîte n'a été trouvé colonisé par les stades préimaginaux de cette espèce. Ces observations montrent que la biologie des espèces du groupe *Cx. pipiens* à Madagascar est mal connue et mérite d'être approfondie ultérieurement.

IV - 1.1.3. Disponibilité d'hôtes

L'abondance des espèces d'*Anopheles* dans les deux villages serait due à la présence des ruminants domestiques qui constituent essentiellement leurs hôtes (Grjebine 1966b). En se basant sur la littérature, les espèces d'*Anopheles* présenteraient des contraintes comportementales, physiologiques et métaboliques dans leur cycle de reproduction,

lorsqu'ils se gorgent sur des vertébrés terrestres (oiseaux ou reptiles) en l'absence de mammifères domestiques (Robert *et al.* 2011).

IV - 1.1.4. Humidité et température

Des critères hygrométriques et thermiques pourraient déterminer la distribution de certaines espèces. Ce serait le cas d'*Aedes argenteopunctatus*, *An. lacani* et *Cx. annulioris*. Selon Ravaonjanahary (1978), la distribution d'*Aedes argenteopunctatus* englobe la forêt humide et les zones préforestières de la région éthiopienne, alors que celle d'*An. lacani* inclut les zones forestières de la Mandraka et d'Andasibe (Grjebine 1966). *Culex annulioris* a déjà été signalé par Clerc et Coulanges (1980) dans la forêt de Périnet.

Anopheles gambiae semble être bien installée sur les Hautes Terres centrales (HTC), en particulier dans la lisière de la forêt humide où sa prévalence est élevée ($\geq 26\%$), à une altitude supérieure à 1200 m d'altitude. En effet, *An. gambiae* a été trouvée généralement en dessous de 1000 m d'altitude à Madagascar, à quelques exceptions près dans la marge Nord et Est des Hautes Terres centrales (Chauvet 1969b ; Léong Pock Tsy *et al.* 2003). Des études récentes confirment l'absence de cette espèce dans la capitale d'Antananarivo, qui est située à 1200 m d'altitude (Ravoahangimalala *et al.* 2008). Ce changement de la distribution d'*An. gambiae* pourrait être dû à plusieurs facteurs incluant le maintien de l'humidité par le couloir forestier d'Anjozorobe-Angavo, la recolonisation de la population d'*An. gambiae* après la réduction de la lutte anti-vectorielle et enfin l'augmentation de la température de 2°C entre 1980 et 2010 (Tantely *et al.* 2012).

IV - 1.1.5. Espèces vectrices potentielles dans la commune d'Ambongamarina

Parmi les 15 vecteurs potentiels capturés (Tableau 9), *Anopheles squamosus*, *An. coustani*, *Culex antennatus*, *Cx. pipiens* et *Cx. univittatus* attirent une attention particulière du fait de leurs abondances significatives. Les récents isolements viraux dans les lots monospécifiques d'*An. coustani*, *An. squamosus* et *Cx. antennatus* permettent de considérer leur implication, en tant que vecteurs potentiels, dans la transmission du virus de la FVR à Madagascar (Ratovonjato *et al.* 2010). Leur implication dans la transmission du virus de la FVR restait spéculative avant les épidémies-épizooties 2008-2009 puisque les lots dans lesquels ces espèces ont été trouvées positives au virus de la FVR en 1979 étaient constitués d'un mélange d'espèces (Clerc *et al.* 1979). En revanche, *An. coustani* a déjà été décrite infectée naturellement en Afrique du Sud et de l'Est. Cette espèce a été signalée capable d'effectuer la transmission verticale au Soudan (Seufi et Galal 2010). Ces données sont très controversées puisque cette espèce a été trouvée naturellement infectée par le virus de la

FVR durant les épizooties soudanaises de 2007 (Seufi et Galal 2010) et que les larves peuvent être infectées par le virus de la FVR par voix orale (Turell et Romoser 1994). *Anopheles squamosus* est déjà considéré comme l'une des espèces vectrices potentielles du virus de la FVR au Kenya (Sang *et al.* 2010). *Culex antennatus* est considéré comme un vecteur potentiel du virus de la FVR en Afrique de l'Ouest (Fontenille *et al.* 1998).

Bien que certaines espèces aient été trouvées indemnes du virus de la FVR durant les épidémies-épizooties 2008-2009, leur présence à Madagascar est importante dans l'étude de la transmission du virus de la FVR. Pour *Cx. pipiens*, sa présence dans les trois biotopes est intéressante puisqu'il s'agit d'une espèce connue comme vecteur majeur du virus de la FVR lors des grandes épidémies d'Égypte (Hoogstraal *et al.* 1979). En outre, *Cx. univittatus* est considéré comme vecteur potentiel du virus de la FVR lors de la récente épidootie du Kenya (Sang *et al.* 2010).

Malgré leur rareté dans notre site d'étude, nous notons la présence des vecteurs potentiels suivants : *Aedes circumluteolus*, *Anopheles fuscicolor*, *Culex annulioris*, *Cx. bitaeniorhynchus*, *Cx. quinquefasciatus*, *Cx. poicilipes*, *Cq. grandidieri* et *Mansonia uniformis*. Ces espèces pourraient jouer un rôle de vecteur d'importance locale à Madagascar. Si *Aedes circumluteolus* a déjà été confirmée expérimentalement susceptible à l'infection et capable de transmettre le virus de la FVR par piqûre (Turell *et al.* 2008), *Cx. bitaeniorhynchus*, *Cx. quinquefasciatus* (Sang *et al.* 2010), *Cx. poicilipes* (Diallo *et al.* 2005) et *Ma. uniformis* (Clerc *et al.* 1979) ont été trouvées naturellement infectées par le virus de la FVR dans les lots monospécifiques et *An. fuscicolor*, *Cx. annulioris* et *Cq. grandidieri* dans les lots d'espèces (Clerc *et al.* 1979).

IV - 1.1.6. Vecteurs du virus de la FVR et de Plasmodium

Anopheles gambiae s.l., vecteur de *Plasmodium* sp., est présent dans notre site d'étude et ce complexe représenté par *An. gambiae* et *An. arabiensis*. *Anopheles gambiae* s.l. a été infecté expérimentalement par le virus de la FVR après infection orale à l'aide du coton (Moutailler *et al.* 2008). *An. arabiensis* a déjà été décrite infectée naturellement par le virus de la FVR (Seufi et Galal 2010). Il a été démontré que la coïnfection entre *Plasmodium* sp. et le virus de la FVR faciliterait la transmission de l'arbovirus par destruction de la glande salivaire par les sporozoïtes (Vaughan et Turell 1996).

IV - 1.2. Estimation de la capacité vectorielle

L'estimation de la dynamique de la transmission du virus de la FVR dans la nature par ces moustiques doit passer par la compréhension de leur capacité vectorielle. Les travaux d'Almeida *et al.* (2005) témoigne de l'application de cette capacité vectorielle dans l'étude des arboviroses telle la dengue.

IV - 1.2.1. Abondance

Dans cette zone récemment frappée par la FVR, *An. squamosus*, *An. coustani*, *Cx. antennatus*, *Cx. univittatus* et *Cx. pipiens* sont abondants au cours de la saison des pluies. D'une part, cette observation est à relier avec la récente épidémie-épizootie qui a frappé le district d'Anjozorobe durant la saison pluvieuse 2008-2009 (Andriamandimby *et al.* 2010) et d'autre part avec le fait qu'*An. squamosus*, *An. coustani* et *Cx. antennatus* ont été capturés en abondance pendant l'épidémie-épizootie 2008-2009, dans trois districts de la province de Fianarantsoa, durant la même saison (Ratovonjato *et al.* 2010). De même *Cx. univittatus* et *Cx. pipiens* ont été démontrés vecteurs respectivement au Kenya (Sang *et al.* 2010) et en Égypte (Hoogstraal *et al.* 1979). L'abondance de *Cx. univittatus* en juillet 2010 pourrait être associée à une éventuelle circulation du virus de la FVR durant la saison sèche (Jeanmaire *et al.* 2010). En outre, l'implication des trous de prélèvement de terre et des rizières dans la prolifération d'*An. squamosus*, *An. coustani* et *Cx. antennatus*, a été démontrée aussi bien dans cette zone que dans d'autres zones de Madagascar (Doucet 1951b ; Grjebine 1966 ; Robert *et al.* 2002).

Puisqu'aucun stade préimaginal de *Cx. pipiens* n'a pas été trouvé dans la forêt, nous pensons que les adultes capturés pendant les mois de novembre 2008 et 2009, au début de la saison des pluies, seraient issus de l'émergence du mois d'octobre durant laquelle la pluviométrie est faible. Les œufs et les stades préimaginaux déposés dans les ruisseaux seraient ensuite lessivés par les forts courants du début vers la fin de la saison pluvieuse. Cette hypothèse pourrait être expliquée par le nombre excessif des femelles nullipares au début de la saison des pluies suivi d'une augmentation progressive des femelles pares pendant la saison des pluies (Figure 13). Effectivement il a été démontré que les femelles nullipares sont capturées juste après la création des gîtes potentiels (Ndione *et al.* 2008).

IV - 1.2.2. Longévité

Malgré le faible nombre de dissections effectuées chez les femelles d'*Anopheles squamosus* des deux villages et *Culex pipiens* de la forêt, il a été possible d'estimer la

longévité de cinq à 22 jours pour *An. squamosus* et de deux à sept jours pour *Cx. pipiens*. La durée de vie peut durer de 40 jours à 120 jours chez le complexe *Cx. pipiens* (Gomez *et al.* 1977) et peut durer plus de 14 jours pour *An. coustani* et *Cx. antennatus* (Brunhes 1969a). Peu d'informations sont disponibles sur la biologie de *Cx. univittatus*. Néanmoins des femelles de cette espèce, issues de larves élevées dans des cages, peuvent survivre plus de deux semaines dans les conditions de l'insectarium de l'Institut Pasteur de Madagascar. La longévité de chacune de ces cinq espèces est compatible avec la durée du cycle extrinsèque qui peut s'achever à partir de trois jours chez certaines espèces de moustiques (Turell *et al.* 2008). La majorité des résultats sur le taux de parturité a été obtenue pendant la période pluvieuse. Pour *Culex pipiens* les taux de parturité du mois de mars et juillet ont été obtenus respectivement à partir de 11 et 2 femelles non-gorgées tandis que ceux d'*Anopheles squamosus* à partir de 8 et 23 femelles disséquées respectivement dans la lisière et village d'Antanifotsy. Le nombre faible d'*Anopheles squamosus* disséquées par rapport au nombre total de cette espèce serait la raison du taux de parturité à 100% du mois de mars 2011.

IV - 1.2.3. Préférences trophiques et agressivité

Dans notre zone d'étude le bétail est le principal hôte des vecteurs potentiels. Ce comportement très zoophile est en accord avec la récente épizootie observée dans le district d'Anjozorobe (Chevalier *et al.* 2011) et dans plusieurs régions de Madagascar (Jeanmaire *et al.* 2011). Cette zoophagie chez les vecteurs a été aussi observée au Sénégal (Ba *et al.* 2006) où la prévalence anti-IgG du virus de la FVR a été trouvée élevée chez les zébus par rapport à celle observée chez les moutons et les chèvres (Zeller *et al.* 1997). Dans la région de Dori, République de la Haute-Volta, actuellement Burkina-Faso, *Anopheles squamosus*, *An. coustani* et *Culex antennatus* se sont montrés exclusivement zoophiles (Hamon *et al.* 1964). Dans notre étude, le pourcentage élevé de repas de sang pris sur les zébus peut être expliqué par le fait que le bétail est gardé dans les parcs près des habitations humaines. Cette situation permettrait de concentrer la source d'odeur et de CO₂ émises par le bétail en un point donné (un parc à zébus), où la population vectorielle est très active, pendant toute la nuit. En revanche les volailles sont souvent laissées en divagation la nuit, et il y a très peu de moutons et chèvres dans notre site d'étude.

En dépit de sa zoophilie, *An. coustani* peut piquer l'homme lorsque les hôtes préférés sont rares ou absents (Grjebine 1966). Dans le district d'Ambalavao où un cas humain de la FVR a été signalé en mars 2009 (Andriamandimby *et al.* 2010), j'ai observé être piqué par cette espèce pendant les surveillances entomologiques de cette maladie en avril 2009.

Anopheles squamosus peut manifester de l'agressivité vis-à-vis de l'homme (Grjebine et Brygoo 1958) tandis que *Cx. antennatus* peut présenter un comportement opportuniste anthropophile en se gorgeant sur l'homme à l'intérieur des maisons (Gad *et al.* 1995). Cette dernière espèce a déjà été décrite anthropophile à Madagascar (Ravoahangimalala *et al.* 2008). *Culex univittatus* semble attaquer indifféremment l'homme et le bétail (Hamon *et al.* 1964). Ces espèces se sont montrées agressives pour l'homme pendant la nuit dans plusieurs régions de Madagascar (Fontenille 1989). Ces comportements pourraient générer une transmission du virus de la FVR à l'homme.

En revanche, cette transmission vectorielle du virus de la FVR à l'homme pourrait être limitée par le fait que les vecteurs potentiels exercent leurs activités maximales entre 22h et 02h même si ils ont été capturés entre 18h et 22h et entre 02h et 6h. En outre, les habitants dorment généralement entre 19h et 05h dans notre site d'étude.

IV - 1.2.4. Comportement de repos

Le comportement exophile des vecteurs potentiels a été bien observé dans la commune d'Ambongamarina. Grjebine et Brygoo (1958) ont déjà signalé un comportement exophile pour *An. coustani* et un comportement à la fois endophile et exophile pour *An. squamosus* dans le Sud-Est de Madagascar. En Égypte, ce comportement exophile a aussi été observé chez *Cx. antennatus* dans le Delta du Nil (Harbach *et al.* 1984). Nos résultats corroborent ainsi avec l'épidémiologie de la FVR qui implique des espèces de moustiques zoophiles et exophiles (Fontenille *et al.* 1995 ; LeBeaud *et al.* 2011 ; Swanepoel et Coetzer 1994).

IV - 1.3. Rôle des moustiques malgaches dans la maintenance du virus

Le maintien du virus de la FVR grâce une transmission transovarienne chez certaines espèces d'*Aedes* du sous-genre *Neomelaniconion* et *Aedimorphus* (Linthicum *et al.* 1985) a été suggéré pour expliquer la réémergence de la FVR en 2008-2009. Pourtant ces espèces sont trop rares pour être prises en compte dans la maintenance du virus dans la forêt d'Anorana. En plus, les espèces de ces deux sous-genres (*Neomelaniconion* et *Aedimorphus*) n'ont jamais été trouvées naturellement infectées à Madagascar même à Périnet où elles étaient très abondantes (Fontenille 1989). En attendant les études approfondies sur la détection du virus de la FVR chez les *Aedes* des zones supposées endémiques à la FVR à Madagascar (Jeanmaire *et al.* 2011), nous pensons légitime que la maintenance de la FVR

n'est pas due à une transmission transovarienne dans les zones forestières mais à d'autres facteurs comme les vertébrés sauvages et les primates non humains.

Les réservoirs potentiels, tels que les micromammifères et les chauves souris, ont déjà été impliqués dans la maintenance du virus de la FVR en République de Guinée (Bioro *et al.* 1987) et au Sénégal (Diop *et al.* 2000) durant les périodes inter-épidémiques-épizootiques. Pourtant, l'implication des vertébrés sauvages dans la maintenance du virus de la FVR est encore mal connue à Madagascar et reste une hypothèse pour expliquer la réémergence de la FVR en 2008-2009. En effet, l'infection naturelle au virus de la FVR observée chez *Eulemur rufus* et *Lepilemur edwardsi* capturés dans la forêt d'Ankarafantsika, Province de Mahajanga en 2011, pendant les périodes épidémique-épizootiques (Raharimalala 2011), aurait été due à la large diffusion de la maladie. En raison du manque de données chez les primates, sur l'isolement du virus de la FVR pendant les périodes inter-épidémiques-épizootiques, cette infection ne permettrait pas de considérer ces primates comme étant des réservoirs inter-épizootiques. En revanche, l'isolement du virus de la FVR chez les moustiques dans la forêt de Périnet en 1979 (Clerc 1979) témoigne déjà de la circulation du virus de la FVR en zone selvatique pendant les périodes inter-épidémique-épizootiques. Mais la rareté de ces vertébrés sauvages et l'écologie fermée de la zone forestière de la Périnet auraient favorisées la diminution de la circulation du virus de la FVR (Fontenille 1989). Cette observation aurait incité Olive *et al.* (2012) à approfondir la recherche des réservoirs potentiels malgaches, particulièrement les chauves-souris et les primates non-humains.

Par conséquent, l'abondance de *Cx. pipiens* en forêt pourrait lui conférer le statut de vecteur-pont pour le transfert du virus de la FVR du cycle domestique vers la forêt. La lisière de la forêt semble être propice pour le transfert du virus entre le cycle selvatique et le cycle domestique à cause de sa biodiversité culicidienne et la présence des hôtes préférentiels des vecteurs. Au Kenya, certains hôtes domestiques, comme les bovins, ont déjà été impliqués dans la circulation du virus de la FVR entre la forêt et sa lisière pendant les fortes épidémies-épizooties (Davies 1975).

IV - 1.4. Discussion sur les méthodologies

IV - 1.4.1. Le calendrier et les méthodes de capture

Au départ, notre étude devait porter sur l'ensemble des sites d'étude (forêt d'Anorana, village d'Anorana, village d'Antanifotsy). Mais différentes circonstances, en

particulier des questions de sécurité, ne nous ont permis d'accéder aux villages d'Antanifotsy et d'Anorana que pendant les mois de janvier et février 2009, respectivement.

Aucun problème n'a été observé quant à l'utilisation des pièges lumineux. Par contre, l'utilisation de la DMP (double moustiquaires piège) à appât mouton a dû se faire dans la bergerie entre février 2009 et juin 2009 et seulement dans le village d'Antanifotsy. Entre novembre 2009 et juillet 2010, nous avons été obligés d'utiliser une brebis de l'Institut Pasteur pour les deux villages. Aucun problème n'a été observé quant à l'utilisation des DMP à appâts mouton, zébu, volailles et homme durant cette période.

IV - 1.4.2. Estimation de la biodiversité

Grâce aux différentes techniques utilisées, la faune culicidienne de la commune d'Ambongamarina a été décrite de façon quasi-exhaustive. D'une part, l'utilisation des pièges lumineux de type CDC donne beaucoup d'informations sur la composition spécifique des moustiques (Joshi *et al.* 1975) et cette méthode a déjà été validée pour l'échantillonnage des vecteurs (Coz *et al.* 1972). Elle constitue aussi une alternative pour les captures diurnes (Sadanadane *et al.* 2004) et les autres pièges appâtés, comme les pièges Mbita (Mathengue *et al.* 2004). D'autre part, les autres méthodes de capture (filets à papillon, backpack, DMP et la typologie des gîtes larvaires) ont fourni des données complémentaires sur la biodiversité culicidienne.

Les « BG sentinel » ne nous ont pas permis de capturer de moustiques. Pourtant, cette méthode s'est montrée efficace pour capturer les *Aedes* (*Ae. albopictus* et *Ae. aegypti*) dans d'autres études (Farajollahi *et al.* 2009 ; Maciel-de-Freitas *et al.* 2006). Sachant qu'*Ae. albopictus* a déjà été signalé dans la forêt d'Anjozorobe par Raharimalala *et al.* (2012), nous pensons que les facteurs climatiques et écologiques de notre site d'étude auraient un effet négatif sur la productivité du BG sentinel. Des études doivent être effectuées pour illustrer cette observation.

IV - 1.4.3. Estimation de la dynamique

L'utilisation des pièges lumineux nous ont permis de suivre la variation saisonnière des vecteurs dans les trois biotopes. Cette méthode est très adaptée à l'étude de la dynamique des populations vectorielles comme l'atteste une récente étude au Maroc (Faraj *et al.* 2009).

IV - 1.4.5. Estimation de la longévité

La méthode de Detinova (1962) consiste à observer les trachéoles ovariennes. Nous l'avons employée parce que cette méthode est plus utilisée pour déterminer le taux de parturité des moustiques vecteurs (Ravoahangimalala *et al.* 2008 ; Sang *et al.* 2010) que celle de Polovodova. Par contre, la méthode de Polovodova, basée sur l'observation des ampoules ovariennes, laisse trop d'individus avec une paruté non déterminée (Rajaonarivelo *et al.* 2004).

Le choix de disséquer les femelles non gorgées capturées à l'aide des pièges lumineux est basé sur deux critères :

- (i) Notre observation montre de nombreuses femelles non-gorgées capturées à l'aide des pièges lumineux par rapport à d'autres méthodes de capture.
- (ii) Il n'existe pas de différence significative entre le taux de parturité des femelles capturées à l'aide de PL et celui des femelles capturées à l'aide des moustiquaires appâtées (Mathengue *et al.* 2004).

IV - 1.4.5. Estimation de la préférence trophique

Pour étudier le comportement trophique des vecteurs, nous avons modifié la méthode de Ba *et al.* (2006) en plaçant les doubles moustiquaires appâtées autour des parcs à zébus pour minimiser le biais d'échantillonnage. En effet les moustiques peuvent présenter un comportement trophique opportuniste en se gorgeant sur plusieurs hôtes disponibles en absence de source d'attractivité (comme le parc à zébus) (Ba *et al.* 2006). Les moustiquaires-pièges peuvent aussi être reconnues par les femelles gravides comme lieu de repos (Hamon *et al.* 1964). Dans notre étude, seules les femelles à jeûn sont attirées par leurs hôtes préférentiels avant d'attaquer les zébus dans le parc. Ainsi, aucun moustique n'a été capturé dans nos moustiquaires pièges témoins contrairement aux résultats de Ba *et al.* (2006).

Le nombre de nuits de capture devrait être équivalent au nombre d'appâts utilisés, avec une rotation d'appât chaque nuit pour minimiser le biais relatif au positionnement (Ba *et al.* 2006). Dans notre étude, trois nuits de capture ont été effectuées car ces trois nuits correspondent aux trois hôtes domestiques (mouton, zébu et homme) impliqués dans la transmission du virus de la FVR à Madagascar (Andriamandimby *et al.* 2010 ; Chevalier *et al.* 2011 ; Jeanmaire *et al.* 2010) et dans le monde (CDC 2007 ; Chevalier *et al.* 2004a ;

Meegan 1979). Comme quatrième appât, les volailles ont été choisies en complément parce qu'elles se trouvaient en abondance dans notre site d'étude.

IV - 1.4.6. Estimation de l'exophilie et de l'endophilie

La commune d'Ambongamarina se retrouve dans la zone de la Campagne d'Aspersion Intra-Domiciliaire (CAID) (MSP 2011). Par conséquent, nous n'avons pas effectué le pyréthrage des chambres pour éviter le biais d'échantillonnage dû à la présence éventuelle de moustiques résistants. En effet, la CAID consiste en une campagne de lutte contre les vecteurs du paludisme à comportement anthropophile, endophile et endophage (*An. gambiae s.l. An. funestus, An. mascarensis*) (MSP 2011). Nous avons eu recours à l'utilisation de l'aspiration backpack qui est très adaptée pour capturer les moustiques endophiles et exophiles comme le montrent les travaux de Garcia-Rejon *et al.* (2008) et Facchinelli *et al.* (2008).

IV- 2. A l'échelle de Madagascar

IV - 2.1. Liste actualisée des espèces de moustiques de Madagascar

Cette liste a été réactualisée tout en i) supprimant les espèces de moustiques mises en *nomen dubium* dans la littérature afin d'éviter toute confusion en présence d'une espèce douteuse, ii) supprimant les espèces citées par erreur dans les bases de données des sites internet et/ou dans la littérature, iii) citant les espèces exclusivement présentes à Madagascar en se basant sur des publications récentes, iv) présentant les espèces endémiques malgaches, et V) présentant les espèces qui sont les vecteurs potentiels du virus de la FVR à Madagascar.

Cent trente huit espèces sont endémiques malgaches auxquelles il faut ajouter neuf autres espèces connues uniquement à Madagascar et sur l'archipel des Comores, soit 64,19% de taux d'endémicité. Parmi ces espèces endémiques figurent 2/3 espèces d'*Aedeomyia*, 20/34 *Aedes*, 12/26 *Anopheles*, 2/3 *Coquillettidia*, 11/46 *Culex*, 17/22 *Mimomyia*, 8/8 *Orthopodomyia*, 6/6 *Toxorhynchites* et 69/73 *Uranotaenia*.

Outre la description de nouvelles espèces à Madagascar, au cours des investigations entomologiques, des vecteurs potentiels des maladies émergentes étaient signalées entre le continent Africain et Madagascar. La plupart des espèces ont été signalées comme ayant un intérêt médical sans qu'il y ait eu une étude en systématique plus approfondie. Plus de la

moitié des espèces recensées sont endémiques, la majorité n'ayant pas d'importance médicale ou vétérinaire connue à Madagascar.

Depuis 1990, la majorité des nouvelles espèces mentionnées ou décrites présentent *a priori* peu d'intérêt médical comme les *Orthopodomyia*, *Uranotaenia* et *Aedeomyia* (Brunhes et Hervy 1995 ; Brunhes *et al.* 2011 ; da Cunha Ramos et Brunhes 2004). Cependant les *Aedes Neomelaniconion* (Le Goff *et al.* 2007) participent à la transmission ou la dissémination des arbovirus comme le VWN (virus West Nile) à Madagascar, ou encore le virus de la FVR en Afrique continentale.

À Madagascar, 229 espèces culicidiennes sont actuellement connues et décrites. Cet inventaire devra être complété par la description, d'une ou plusieurs espèces appartenant au genre *Hodgesia*, d'espèces de *Culex* appartenant notamment, au sous-genre *Eumelanomyia*, et très probablement de nouvelles espèces dans tous les genres signalés, y compris à l'intérieur de complexes d'espèces à approfondir. Parmi ces espèces de moustiques présentes à Madagascar; 26 espèces sont des vecteurs potentiels du virus de la FVR (Tableau 14). La présence de ces espèces vectrices potentielles témoigne de la réceptivité de Madagascar aux virus de la FVR.

Les espèces de moustiques ayant une densité élevée ont une probabilité plus grande d'être naturellement infectées par le virus de la FVR en se gorgeant sur un hôte vertébré virémique (Afssa 2008). Une fois infectés, ces vecteurs le demeurent toute leur vie (Rodhain 1991). Leur longévité doit être suffisamment élevée pour garantir une transmission virale (Mondet *et al.* 2005b). Le cycle extrinsèque est obligatoirement évalué au laboratoire par une infestation expérimentale des vecteurs (Turell *et al.* 2008). Jusqu'à présent aucun moustique de Madagascar n'a encore fait l'objet d'étude de la transmission expérimentale du virus de la RFV. Les vecteurs potentiels particulièrement attirés par le bétail dans les foyers épidémiques-épizootiques pourraient ainsi constituer de bons vecteurs. En effet, les ruminants domestiques sont fortement impliqués dans l'épidémiologie de la FVR par rapport aux autres vertébrés domestiques à Madagascar (Chevalier *et al.* 2011 ; Jeanmaire *et al.* 2011), en Afrique (Zeller *et al.* 1997) et dans la péninsule Arabique (Elfadil *et al.* 2006).

IV - 2.2. Domaines à risques

IV - 2.2.1. Vecteurs et facteurs bioécologiques

L'étude de la prévalence de la maladie chez le bétail (Chevalier *et al.* 2011 ; Jeanmaire *et al.* 2010) montre une large répartition de la circulation virale dans toutes les

différentes parties de l'île, avec une endémicité possible dans la partie Sud et Nord-Ouest de Madagascar (Jeanmaire *et al.* 2011). Cette large répartition corrobore la distribution géographique très hétérogène des vecteurs potentiels du virus de la FVR dans les différents domaines bioclimatiques malgaches (Fontenille 1989). En effet, la propagation du virus de la FVR, en dehors des zones endémiques, est principalement due à une large répartition des moustiques vecteurs capables de transmettre le virus (FAO 2006).

Le domaine du centre présente un bioclimat subhumide qui est caractérisé par un climat tropical d'altitude supérieure à 900 m d'altitude (Doucet 1951c ; Fontenille 1989). Ce domaine aurait fourni des conditions favorables pour la prolifération des cinq espèces de moustiques : *Anopheles squamosus*, *An. coustani*, *Culex antennatus*, *Cx. univittatus* et *Cx. pipiens*. En effet, ces espèces se sont montrées être les candidats vecteurs du virus de la FVR suite à nos études sur leur bio-écologie dans la province d'Antananarivo. Cette observation est confirmée par l'isolement du virus de la FVR au moins chez *An. squamosus*, *An. coustani*, *Cx. antennatus* dans la province de Fianarantsoa (Ratovonjato *et al.* 2010).

L'abondance d'autres espèces vectrices potentielles (*Er. quinquevittatus*, les espèces d'*Aedes* du sous-genre *Neomelaniconion*, *Ma. uniformis* *Cx. quinquefasciatus* et *Cx. tritaeniorhynchus*) dans les autres domaines (Fontenille 1989) permet de considérer leur implication dans la transmission du virus de la FVR. Mais l'étude de leur bio-écologie doit être approfondie puisque ces domaines présentent des caractères bioclimatiques et environnementaux différents (Grjebine 1966). Néanmoins, les vecteurs peu compétents peuvent aussi jouer un rôle si leur écologie (par exemple, une très grande abondance) est très favorable à la transmission du virus (Rodhain 1991).

IV - 2.2.2. Vecteurs et activités humaines

La majorité des districts touchés par la FVR entre 2008-2009 (Andriamandimby *et al.* 2010) se retrouve dans la zone de la CAID menée depuis 1997 (MSP 2011) (Figure 19). Cette campagne connaissait un succès dans la lutte antipaludique sur les Hautes Terres centrales. Cette observation attire l'attention pour quelques raisons. L'élimination des moustiques vecteurs endophiles et anthropophiles, due aux traitements intra-domiciliaires, était déjà connue depuis 1949 (Chauvet 1973).

Nos résultats sur le comportement de repos et la préférence alimentaire des vecteurs du virus de la FVR, corroborent aussi l'efficacité de ces traitements intra-domiciliaires qui a déjà été constatée sur les Hautes Terres centrales malgaches (Chauvet et Rajaonarivelo 1973). La transmission du virus de la FVR implique les espèces vectrices exophiles et

zoophiles. Par conséquent, la CAID pourrait fournir un avantage à la prolifération des moustiques vecteurs de la FVR. Des études approfondies doivent être effectuées pour démontrer cette hypothèse.

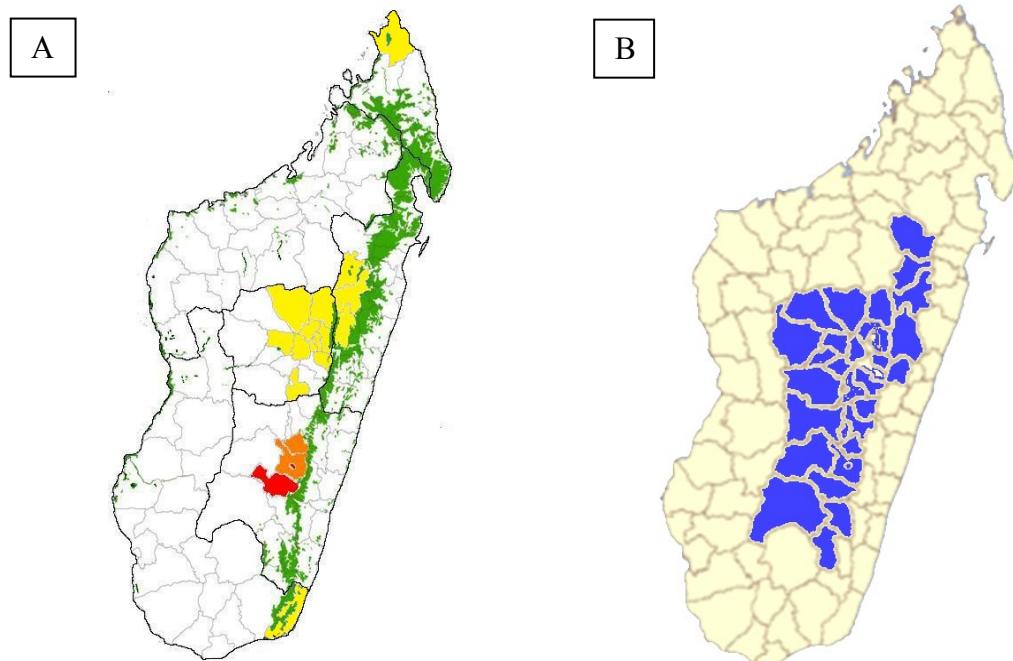


Figure 19 : Carte présentant la répartition des localités où les épizooties ont été enregistrées respectivement en 2008 (jaune), en 2009 (orange) et 2008-09 (rouge) (A) et la répartition de la CAID (en bleu) à Madagascar (B).

Les rizières sont les plus abondantes dans la commune d'Ambongamarina. Cette transformation continue du milieu par l'activité humaine, pour créer des biotopes favorables pour les moustiques a déjà été connue il y a 60 ans à Madagascar (Grjebine 1956). La présence de ces rizières serait un indice important en matière d'épidémiologie de la FVR pour quelques raisons. D'une part, à Madagascar, les épizooties de la FVR malgaches ont été observées dans les zones rizicoles de la côte Est de Madagascar (Morvan *et al.* 1991b) et dans les deux districts de la province de Fianarantsoa où le virus a été isolé chez trois espèces de moustiques (Ratovonjato *et al.* 2010). D'autre part, les rizières ont déjà été impliquées dans la prolifération des vecteurs potentiels comme *An. squamosus* au Kenya (Sang *et al.* 2010).

IV - 2.3. Périodes à risques

Concernant l'apparition des épidémies-épizooties, plusieurs données ont été obtenues et des modèles ont été développés pour la FVR en Afrique (Davies *et al.* 1985 ; Linthicum *et al.* 1999 ; Zeller *et al.* 1997).

IV- 2.3.1. Modèle d'Afrique de l'Est

Les périodes de circulation virale (période épidémiques-épizootiques) sont entrecoupées par des longues périodes inter-épizootiques (3 à 7 ans) (Davies *et al.* 1985). Ces périodes sont sous l'influence directe du phénomène d'ENSO (El Niño-Southern Oscillation) (Linthicum *et al.* 1999), qui apparaît tous les 3 à 6 ans (Martin *et al.* 2008). Ce phénomène entraîne une augmentation anormale de la pluviométrie (Anyamba *et al.* 2001 ; Linthicum *et al.* 1999) qui favorise la création de plusieurs gîtes favorables, comme les « dambos », pour le développement des espèces d'*Aedes* (Davies *et al.* 1985). Ces mises en eau entraînent une pullulation de moustiques, en particulier des *Aedes (Neomelaniconion)*, qui ont par ailleurs pu être infectés par le virus de la FVR par la transmission verticale (Linthicum *et al.* 1985).

IV - 2.3.2. Modèle d'Afrique de l'Ouest

Dans ce modèle, le virus circule à bas bruit dans le cheptel durant les périodes inter-épizootiques en Afrique de l'Ouest (Thiongane 2001 ; Durand *et al.* 2002) avec une possible implication des rongeurs sauvages (*Rattus rattus*, *Mastomys huberti*, *Arvicanthis niloticus* et *Mastomys erythroleucus* originaires de zones de culture irriguées du riz et de la canne à sucre de la vallée du fleuve Sénégal, de la zone côtière de maraîchages des Niayes et de la zone de savane forestière) dans le maintien du virus de la FVR (Thiongane 2001). Ces rongeurs séropositifs seraient originaires de zones de culture irriguées du riz et de la canne à sucre de la vallée du fleuve Sénégal, de la zone côtière de maraîchages des Niayes et de la zone de savane forestière (Thiongane 2001).

Le cycle endémique de l'Afrique de l'Ouest se manifeste autour des mares temporaires qui constituent en même temps une source d'abreuvement du bétail et des gîtes favorables pour les moustiques vecteurs (Thiongane 2001), tel qu'*Aedes (Aed.) vexans*, *Ae. (Aed.) ochraceus* et *Cx. poicilipes*.

IV - 2.3.3. Points communs entre Afrique de l'Ouest, de l'est et Madagascar

Dans les deux modèles africains, la circulation du virus de la FVR s'observe pendant la saison des pluies durant laquelle les vecteurs potentiels sont abondants pendant les épidémies-épizooties (Davies *et al.* 1985 ; Zeller *et al.* 1997). Le mouvement du bétail infecté entre les différents pays d'Afrique est aussi impliqué dans l'apparition des épizooties aussi bien en Afrique de l'Ouest (Chevalier *et al.* 2004b) qu'en Afrique de l'Est (Davies 1998).

On peut tirer quelques points communs entre l'apparition des épizooties malgaches et celles de l'Afrique de l'Ouest et de l'Est, à savoir l'existence d'une circulation virale à bas bruit dans le cheptel durant les périodes inter-épizootiques (Fontenille 1989b ; Zeller et Roux 1998). Les longues périodes inter-épizootiques (12 à 17 ans) ont déjà été observées à Madagascar (Andriamandimby *et al.* 2010 ; Clerc *et al.* 1979 ; Morvan *et al.* 1992b).

IV - 2.3.4. Particularité de la FVR à Madagascar

À Madagascar, les périodes de circulation virale apparaissent souvent pendant et après les épizooties kényanes, à l'exception de l'épizootie de 1997-1998 du Kenya (Figure 20). Ces trois périodes de circulation virale correspondent à des périodes où la pluviométrie mensuelle est faible à Madagascar (inférieure ou égale à 160 mm). Les données entomologiques montrent la rareté ou l'absence des espèces d'*Aedes* du sous-genre *Neomelaniconion* et *Aedimorphus* dans la partie Sud de Madagascar (Fontenille 1989). Pourtant, cette partie semble présenter des écozones favorables pour une faible transmission endémique de la FVR (Jeanmaire *et al.* 2011).

Sachant qu'une introduction répétitive des nouvelles souches virales favorise le maintien du cycle endémique sans que la présence des réservoirs viraux ne soit nécessaire pour maintenir l'endémicité (Favier *et al.* 2006), la particularité de la FVR à Madagascar corrobore l'introduction virale partir des pays de l'Afrique de l'Est (Carroll *et al.* 2011) et la présence des zones endémiques malgaches (Jeanmaire *et al.* 2011).

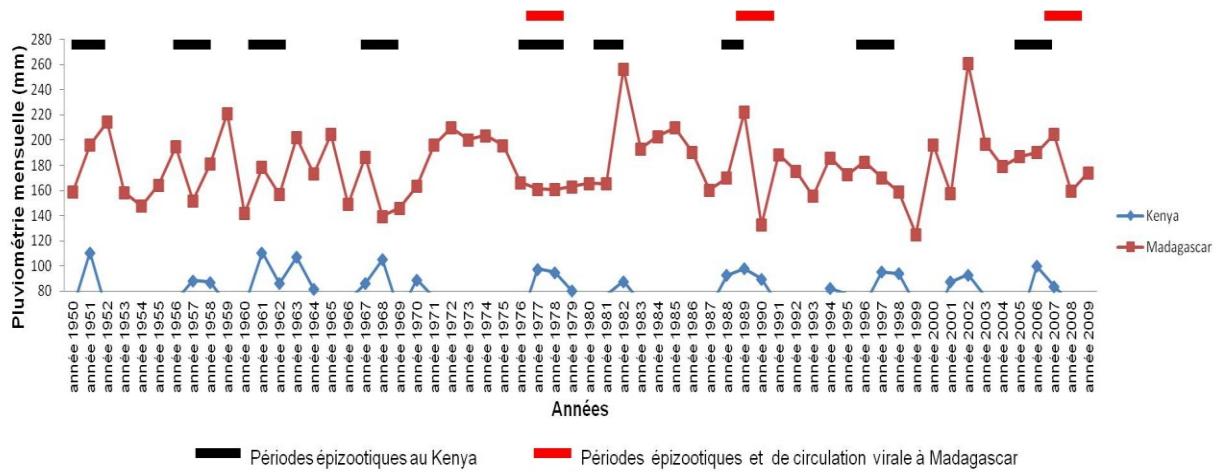


Figure 20 : Relation entre la pluviométrie (Source : <http://iridl.ldeo.columbia.edu/>) et les périodes de la circulation du virus de la FVR à Madagascar et au Kenya.

IV - 2.3.5. Scénario proposé

Ces observations nous permettent de rejeter le modèle d'Afrique de l'Est qui implique, parmi d'autres mécanismes, une transmission verticale du virus chez les espèces d'*Aedes* dans la réémergence de la FVR. Par contre, elles permettent de retenir le modèle d'Afrique de l'Ouest qui implique le mouvement du bétail et l'amplification virale autour des mares d'abreuvement pour expliquer la réémergence de la FVR à Madagascar.

Nous pouvons imaginer le scénario suivant :

-Le virus de la FVR est introduit dans la Grande Île, par le mouvement du bétail entre les pays d'Afrique de l'Est et Madagascar, pendant et après les épizooties de l'Afrique de l'Est. Cette introduction maintient la circulation à bas bruit du virus de la FVR dans le cheptel malgache pendant les périodes où la pluviométrie est élevée.

-Une faible pluviométrie (≤ 160 mm) diminue le nombre des mares d'abreuvements dans les domaines du Sud et de l'ouest de Madagascar, sachant qu'au Sénégal une pluviométrie de 20 mm est nécessaire pour créer et maintenir une mare (gîte larvaire) pendant une semaine sans pluie (Ndione *et al.* 2008).

-Les troupeaux venant de plusieurs origines et étant à la recherche des points d'eau, se concentrent autour des moindres mares d'abreuvements formés et entraînent une amplification de la circulation virale autour de ces points d'eau grâce aux moustiques qui se gorgent sur les vertébrés virémiques.

-L'épidémie touche plusieurs districts malgaches par le mouvement du bétail à l'intérieur de la Grande île (Morvan *et al.* 1991a ; 1992b).

-Les pluviométries importantes, pendant plusieurs années, augmentent le nombre des mares d'abreuvement et diminuent le mouvement du bétail.

-Le cycle est bouclé au moment où la pluviométrie diminue pour créer une nouvelle épidémie-épizootie.

Un modèle statistique devrait être développé ultérieurement pour supporter cette hypothèse.

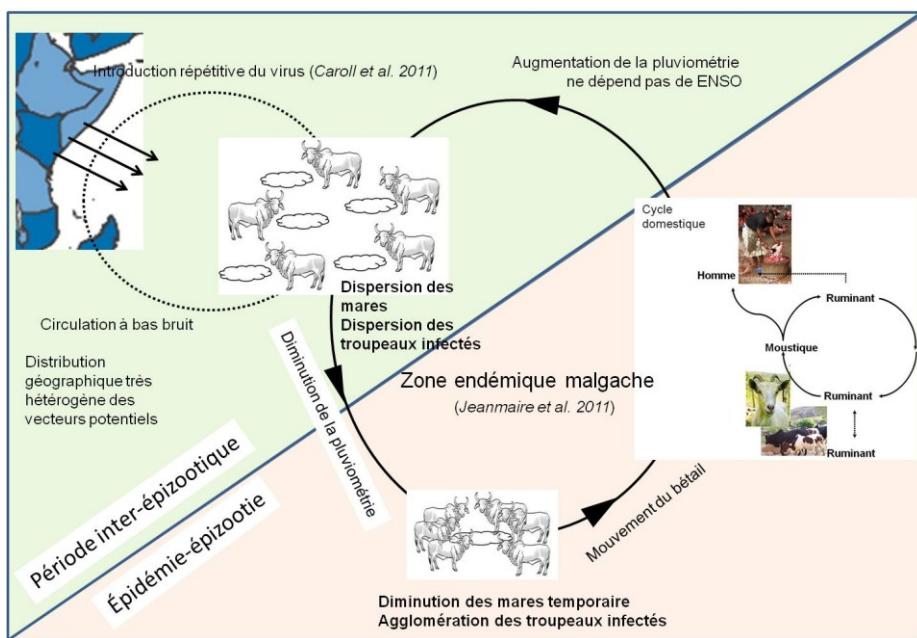


Figure 21 : Scénario proposant un modèle de la circulation du virus de la FVR pendant les périodes inter-épizootiques et épidémies-épizootiques.

Perspectives

V- Perspectives

V - 1. De l'échelle de la commune d'Ambongamarina à l'échelle de la grande île

Il était nécessaire d'avoir une approche très locale (commune d'Ambongamarina) concernant l'étude de la capacité vectorielle des moustiques pour arriver à l'échelle plus large (la grande île) dans l'évaluation du rôle des moustiques malgaches dans la transmission du virus de la FVR durant les épidémies-épizooties de la FVR.

V - 1.1. A l'échelle de la commune d'Ambongamarina

Cette étude a permis d'analyser les différents paramètres de la capacité vectorielle afin d'apprécier une possibilité de transmission du virus de la FVR par les moustiques durant les récentes épidémies-épizooties dans la commune d'Ambongamarina. Cinq espèces vectrices potentielles : *Anopheles squamosus*, *An. coustani*, *Culex antennatus*, *Cx. univittatus* et *Cx. pipiens* ont été considérées comme étant impliquées dans la transmission du virus de la FVR dans cette commune. Par contre, cette étude n'évalue pas pour autant l'implication réelle de ces moustiques durant les épidémies-épizooties dans la mesure où aucune détection du virus de la FVR chez les moustiques de la commune d'Ambongamarina n'a été effectuée. À l'avenir il serait intéressant de détecter le virus de la FVR chez les moustiques du terrain.

A cette échelle, cette étude ne considère pas l'implication d'une transmission transovarienne dans la maintenance du virus de la FVR à cause de la rareté des espèces d'*Aedes* du sous-genre *Neomelaniconion* et *Aedimorphus* dans la forêt d'Anorana. Par contre, l'abondance de *Cx. pipiens* en forêt permet de considérer cette espèce comme étant le vecteur-pont entre la forêt, lisière et village où il y a le cheptel. Par conséquent, il sera nécessaire de prendre en compte à la fois la présence des vertébrés sauvages jouant le rôle de réservoirs, l'exposition aux piqûres des moustiques et l'activité humaine, afin d'affiner la définition du cycle selvatique. Le cycle selvatique correspond-il à une forêt où ces vertébrés sauvages et ces espèces d'*Aedes* du sous-genre *Neomelaniconion* et *Aedimorphus* sont présents ? Dans ce cycle, ces réservoirs sauvages sont-ils effectivement piqués par les vecteurs ? Une étude sur la détection moléculaire de l'origine du repas de sang chez moustiques selvatiques permettrait à l'avenir d'évaluer la relation entre les vertébrés sauvages et les moustiques forestiers.

Il est aussi probable que le couloir forestier d'Anorana continue à subir des modifications qui sont liées au contexte économique comme le développement de la riziculture (création des gîtes), le feu de brousse pour le pâturage du bétail et l'abattage illicite des arbres. Ces activités humaines aboutissent probablement à une augmentation de risque de transmission d'agent pathogène par les moustiques et à une modification de la biodiversité culicidienne et de vertébrés sauvages. Il paraît pertinent d'analyser l'effet de la déforestation sur la compétence vectorielle des moustiques de la forêt et des villages de cette commune. En outre, la diminution de la durée du cycle extrinsèque du *Plasmodium* chez *Anopheles gambiae* sous l'effet déforestation a déjà été observée au Kenya (Afrane *et al.* 2008).

Les données entomologiques obtenues sur la variation mensuelle et la préférence trophique de la commune d'Ambongamarina nous permettront d'apporter notre contribution dans la modélisation de la transmission des maladies liée aux pratiques d'élevage et agricole aboutissant à la prolifération des moustiques vecteurs (Nicolas *et al.*, en cours).

V - 1.2. A l'échelle de la grande île

L'étude menée à une échelle locale ne peut pas être nécessairement dupliquée à une échelle plus large pour prédire les zones à risques du fait de la différence au niveau des écozones malgaches. Il faudrait tenir compte de la présence des vecteurs, des espèces hôtes, et l'environnement. Notre étude sur la typologie des gîtes larvaires des vecteurs, en plus des études du bétail menée par Chevalier *et al.* (2011) dans la même zone, pourrait contribuer déjà à l'utilisation de la télédétection et à la mise en place des Systèmes d'Information Géographique ou SIG (Ndione *et al.* 2009). Le même auteur considère que l'occupation de l'espace pastoral par les éleveurs et leurs troupeaux est conditionnée par la disponibilité et la qualité des pâturages mais aussi de l'accès aux eaux de surface (Ndione *et al.* 2009). Il faudrait dans ce cas une collaboration étroite avec des climatologues, entomologistes et hydrologues pour avoir des informations de différents types. Ces informations constituent des couches d'informations peuvent être superposées au sein d'un SIG et permettent de mettre en évidence les périodes et les endroits à risques. Cela en ferait un outil d'anticipation en absence de méthode de prévention intéressante.

Par exemple, au Sénégal, Ndione et collaborateurs ont proposé quelques indices incluant l'indice de différence normalisée des mares (NDPI), l'indice de différence normalisée de turbidité des mares (NDTI) (Ndione *et al.* 2009). Ces deux indices permettent de déterminer la zone potentiellement occupée par les moustiques (ZPOM) (Ndione *et al.*

2009). En outre, modéliser l'occupation de l'espace par le bétail comme le montrent les travaux sur l'épidémiologie des trypanosomoses animales au Burkina Faso (Michel *et al.* 1999) est nécessaire.

Avec les données entomologiques anciennes comme celles de Fontenille (1989), notre étude fournit déjà des données sur la biologie et répartition de quelques vecteurs potentiels sur les Hautes Terres centrales. Elle permettrait aussi de compléter les informations obtenues par la télédétection et d'affiner la cartographie du risque.

V - 2. Contrôle de la population vectorielle

Concernant la lutte anti-vectorielle par utilisation des insecticides, le contrôle de la population doit tenir compte du statut de sensibilité des moustiques vue que certains vecteurs potentiels de la FVR peuvent développer plusieurs mécanismes de résistance aux différents insecticides (Tantely *et al.* 2010). Le comportement exophile ou endophile des moustiques devrait aussi être pris en considération lors de la planification de la lutte stratégique. La pulvérisation intra-domiciliaire ne permettrait pas de lutter contre les vecteurs du virus de la FVR. En revanche, l'utilisation des insecticides (deltaméthrine) sur le corps du bétail s'est montrée efficace comme moyen de lutte contre les moustiques vecteurs du virus e la FVR au Sénégal (Diallo *et al.* 2008). L'étude de la typologie des gîtes favorables pour les candidats vecteurs doit être synchronisée avec la période de mise en eau des gîtes potentiels afin de rompre le cycle enzootique par l'usage de larvicides ou par l'élimination de ces gîtes dès le début de la saison des pluies.

Il existe une alternative de contrôle des moustiques vecteurs à long terme qui consiste en l'utilisation de *Wolbachia*. Cette bactérie induit une forme de léthalité embryonnaire appelée incompatibilité cytoplasmique (Atyame *et al.* 2011). En même temps elle réduit la durée de vie des moustiques et interfère dans la transmission des arboviroses (McMeniman *et al.* 2009 ; Moreira *et al.* 2009).

En cas de difficultés dans la lutte anti-vectorielle, le cycle enzootique pourrait être rompu par une campagne de vaccination des animaux domestiques qui empêchera probablement la propagation de la FVR. Cette mesure de prévention a rendu Israël indemne de la FVR (Shope *et al.* 1982). Il convient d'utiliser le vaccin inactivé ou à virus tué car le vaccin à virus vivant atténué présente des inconvénients en provoquant des avortements (Kortekaas *et al.* 2012 ; Shope *et al* 1982).

Conclusion générale

VI- Conclusion générale

À l'échelle de la commune d'Ambongamarina, les résultats obtenus concernant la biologie des vecteurs potentiels, permettent d'estimer l'éventuel rôle des moustiques malgaches dans la transmission du virus de la FVR durant les récentes épidémies-épizooties de 2008-2009. Cette étude a permis de connaître la richesse spécifique et la distribution des espèces de moustiques présentes dans chaque biotope de la commune d'Ambongamarina. La forêt d'Anorana est très riche en espèces de moustiques par rapport aux deux villages. Les critères écologiques (nature et abondance de gîtes et d'hôtes) et climatiques, favorables à la vie larvaire et imaginaire de la population vectorielle, expliquent la distribution des espèces. Nous notons en particulier un site où *Culex pipiens* est très abondant.

En matière d'épidémiologie de la FVR, quinze espèces parmi les 37 identifiées ont été décrites vecteurs potentiels de la FVR dans la littérature. Il est intéressant de noter la présence d'espèces vectrices potentielles communes entre les différents biotopes. La rareté des vecteurs potentiels comme *Aedes circumluteolus*, *Anopheles fuscicolor*, *Culex annulioris*, *Cx. bitaeniorhynchus*, *Cx. quinquefasciatus*, *Cx. poicilipes* *Coquillettidia grandidieri* et *Mansonia uniformis* ne nous permet pas de considérer leur rôle dans la transmission du virus. *Anopheles squamosus*, *An. coustani*, *Cx. univittatus*, *Cx. pipiens*, et *Cx. antennatus* seraient probablement impliqués dans la transmission du virus du fait de leurs abondances dans nos sites d'étude.

La période d'abondance d'*An. squamosus*, *An. coustani*, *Cx. antennatus*, *Cx. univittatus* et *Cx. pipiens* correspond aux périodes d'épidémies-épizooties de la FVR de 2008-2009. Leur longévité est plus élevée par rapport au cycle extrinsèque du virus de la FVR. Leur comportement zoophile est en accord avec la diffusion virale dans le cheptel malgache. Leur comportement opportuniste anthropophile peut générer une transmission virale, limitée à l'homme. Les données sur la biologie de ces cinq espèces corroborent une transmission vectorielle du virus de la FVR dans le district d'Anjozorobe durant la récente épidémie-épizootie. Ces résultats entomologiques, avec la liste réactualisée des espèces des moustiques malgaches, peuvent contribuer à l'estimation des zones et des périodes à risque, qui sont des paramètres indispensables pour la surveillance et la prévention de la FVR, sachant que la présence des 26 espèces vectrices potentielles du virus de la FVR témoigne déjà de la réceptivité de Madagascar à la maladie.

Références bibliographiques

- Abd El-Rahim I.H.A., Abd El-Hakim U. & Hussein M. 1999 — An epizootic of Rift Valley fever in Egypt in 1997. *OIE Revue Scientifique et Technique* 18 (3) : 741-748.
- Abila R. 2002 — Utilization and economic valuation of the Yala swamp wetland, Kenya. In : Grawler, M. (Ed.). *Strategies for wise use of wetlands : best practices in participatory management* (ed.M. Gawler) pp 96-104. Proceeding of workshop held at the 2nd International Conference on Wetlands and Development (November 1998, Dakar, Senegal) Wetland International IUCN, WWF, Publication No. 56, Wageningen, The Netherlands.
- Adam J.-P., Hamon J. & Bailly-Choumara H. 1960 — Observation sur la biologie et le pouvoir vecteur d'une population d'*Anopheles gambiae* résistante à la dielidrine en Haute-Volta. *Bulletin de la Société de Pathologie exotique* 53 (6) : 1043-1053.
- Adugna N., Petros B., Woldegiorgis M., Tilahun D. & Lulu M. 1998 — A study of the status of *Anopheles tenebrosus* Donitz, 1902 in the transmission of malaria in Sille, southern Ethiopia. *The Ethiopian Journal of Health Development* 12: 75-80.
- Afrane Y.A., Zhou G., Lawson B.W., Githeko A.K. & Yan G. 2006 — Effects of microclimatic changes caused by deforestation on the survivorship and reproductive fitness of *Anopheles gambiae* in western Kenya Highlands. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 74 (5) : 772-778.
- Afrane Y. A., Little T. J., Lawson B. W., Githeko A. K. & Yan G. 2008 — Deforestation and vectorial capacity of *Anopheles gambiae* Giles mosquitoes in malaria transmission, Kenya. *Emerging Infectious Diseases* 14 (10): 1533-1538.
- Agence française de sécurité sanitaire des aliments (Afssa). 2008 — Risque de propagation de la fièvre de la vallée du Rift FVR dans l'Océan Indien La Réunion et Mayotte. *Rapport Agence française de sécurité sanitaire des aliments* 1-124.

Akakpo A.J., Some M.J.R., Bornarel P., Jouan A. & Gonzalez J.-P. 1989 — Epidémiologie de la Fièvre de la fièvre de la vallée du Rift en Afrique de l'Ouest. I. Enquête sérologique chez les ruminants domestiques au Burkina Faso. *Bulletin de la société de Pathologie exotique* 82 (82) : 321-331.

Allam I. H., Feinsod F. M., Scott R. M., Peters C. J., Saah A. J., Ghaffar S. A., el Said S. & Darwish M. A. 1986— Rift Valley fever surveillance in mobile sheep flocks in the Nile Delta. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 35 (5) : 1055-1060.

Almeida, A. P. G., Baptista, S. S. S. G., Sousa, C. A. G. C. C., Novo, M. T. L. M., Ramos, H. C., Panella, N. A., Godsey, M., Simões, M. J., Anselmo, M. L., Komar, N., Mitchell, C. J. & Ribeiro, H. 2005 — Bioecology and vectorial capacity of *Aedes albopictus* (Diptera: Culicidae) in Macao, China, in relation to dengue virus transmission. *Journal of Medical Entomology* 42 (3) : 419-428.

Andriamananjara S.F., Randrianarivo-Solofoniaina A.E., Jeanmaire E. M., Ravololomanana L., Razafimanantsoa L. T., Rakotojoelinandrasana T., Razainirina J., Hoffman J., Ravalohery J.-P., Razafisandratantsoa J. T., Rollin P. E. & Reynes J.-M. 2010 — Rift Valley Fever during rainy seasons, Madagascar, 2008 and 2009. *Emerging Infectious Diseases* 16 (6) : 963-970.

Anyamba A., Linthicum K. J. & Tucker C. J. 2001 — Climate-disease connections : Rift Valley Fever in Kenya. *Cadernos de Saúde Pública, Rio de Janeiro* 13 : 133-140.

Armstrong P. M., Andreadis T.G., Anderson J.-F. & Main A. J. 2005 — Isolations of Potosi virus from mosquitoes (Diptera : Culicidae) collected in Connecticut. *Journal of Medical Entomology* 42 (5) : 875-881.

Arthur, R. R., El Shaakaway M. S., Cope S. E., Botros B. A., Oun S., Morrill J.-C., Shope R. E., Hibbs R. G., Darwish M. A. & Imam I. Z. E. 1993 — Recurrence of Rift Valley fever in Egypt. *The Lancet* 342 (8880) : 1149-1150.

Attoui H., Jaafar F. M., Belhouchet M., Aldrovandi N., Tao S., Chen B., Liang G., Tesh R. B., de Mico P. & de Lamballerie X. 2005 — Yunnan orbivirus, a new orbivirus species

isolated from *Culex tritaeniorhynchus* mosquitoes in China. *Journal of General Virology* 86 : 3409-3417.

Atyame C. M., Pasteur N., Dumas E., Tortosa P., Tantely M. L., Pocquet N., Licciardi S., Bheecarry A., Zumbo B., Weill M. & Duron O. 2011 — Cytoplasmic incompatibility as a means of controlling *Culex pipiens quinquefasciatus* mosquito in the islands of the south-western Indian Ocean. *Plos Neglected Tropical Diseases* 5 (12) : 1-10.

Aubé-Maurice B., Gingars D. & Labbé Y. 2005 — Etude de l'impact stratégique du plan d'intervention gouvernemental de protection de la santé publique contre le virus du Nil occidental. Rapport sectoriel 1 : problématique du virus du Nil occidental. *Bibliothèque et Archive Nationales du Québec* 1-88.

Ba Y., Diallo D., Dia I. & Diallo M. 2006 — Comportement trophique des vecteurs du virus de la fièvre de la vallée du Rift au Sénégal : implications dans l'épidémiologie de la maladie. *Bulletin de la Société de Pathologie exotique* 99 (4) : 283-289.

Balkhy H.H. & Memish Z.A. 2003 — Rift Valley fever : an uninvited zoonosis in the Arabian Peninsula. *International Journal of Antimicrobial Agent* 21 : 153-157.

Baqar S. 1993 — Vertical transmission of West Nile virus by *Culex* and *Aedes* species mosquitoes. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 48 (6) : 757-762.

Becker T. 1903 — Agyptische Dipteren. *Mitteilungen aus dem Zoologischen Museum in Berlin* 2 : 67-195.

Beier J.-C., Perkins P.V., Wirtz R.A., Koros J., Diggs D., Gargan T.P. & Koech D.K. 1988 — Bloodmeal identification by direct enzyme-linked immunosorbent assay ELISA, tested on *Anopheles* (Diptera : Culicidae) in Kenya. *Journal of Medical Entomology* 25 (1) : 9-16.

Bellincocq A., Spiegel M., Vialat P., Kohl A., Weber F., Bouloy M. & Haller O. 2004 — NSs Protein of Rift Valley Fever Virus blocks interferon production by inhibiting host gene transcription. *Journal of Virology* 78 (18) : 9798-9806.

Bigot, M. J. 1859 — Diptères de Madagascar. *Annales de la Société entomologique de France* 3 (7) : 115-135.

Bigot M. J. 1861 — Trois diptères nouveaux de la Corse. *Annales de la Société entomologique de France* 4 (1) : 227-229.

Bird B. H., Githinji J. W. K., Macharia J. M., Kasiiti J. L., Muriithi R. M., Gacheru S. G., Musaa J. O., Towner J. S., Reeder S. A., Oliver J.-B., Stevens T. L., Erickson B. R., Morgan L. T., Khristova M. L., Hartman A. L., Comer J. A., Rollin P. E., Ksiazek T. G. & Nichol S. T. 2008 — Multiple virus lineages sharing recent common ancestry were associated with a large Rift Valley fever outbreak among livestock in Kenya during 2006–2007. *Journal of Virology* 82 (22) : 11152–11166.

Bockarie M. J., Pedersen E. M., White G. B. & Michael E. 2009 — Role of vector control in the global program to eliminate lymphatic filariasis. *Annual Review of Entomology* 54 : 469-487.

Boiro I., Konstaninov O.K. & Numerov A.D. 1987 — Isolation of Rift Valley fever virus from bats in the Republic of Guinea. *Bulletin de la société de Pathologie exotique Filiales* 80 (1) : 62-67.

Brés P., Carrié J., Desbois A., Lartigue J.-J. & Macé G. 1965 — Les arbovirus en Haute-Volta. *Annales de l'Institut Pasteur* 108 : 341-352.

Brengues J., Subra R., Mouchet J. & Nelson G.S. 1968 — La transmission de *Wuchereria bancrofti* Cobbold en Afrique occidentale. Etude préliminaire d'un foyer de savane nord-guinéenne. *Bulletin de l'Organisation mondiale de la Santé* 38 : 595-608.

Briegel H., Waltert A. & Kuhn R. 2001 — Reproductive physiology of *Aedes (Aedimorphus) vexans* Diptera : Culicidae in relation to flight potential. *Journal of Medical Entomology* 38 (4) : 557-565.

Brottes H., Rickenbach A., Brès P., Salaün J.-J. & Ferrara L. 1966 — Les arboviroses au Cameroun. Isolements à partir des moustiques. *Bulletin de l'Organisation Mondiale de la Santé* 35 : 811-825.

Brubacker J. & Turell M. J. 1998 — Effect of environmental temperature on the susceptibility of *Culex pipiens* (Diptera : Culicidae) to Rift Valley Fever Virus. *Journal of Medical Entomology* 35 (6) : 918-921.

Brunhes J. 1967 — Contribution à l'étude des Culicidés de Madagascar. Description des larves et de nymphes de *Culex (Culex) giganteus* ventrillon et de *Culex (Culex) argenteopunctatus* Ventrillon. Notes complémentaires sur les adultes de ces deux espèces. *Cahiers O.R.S.T.O.M., Série Entomologie Médicale et Parasitologie* 5 (4) : 207-216.

Brunhes J. 1968 — Contribution à l'étude des Culicidés de Madagascar. Synonymie entre *Culex (N.) seyrigi* Edwards 1941 et *Culex (N.) robici* Doucet 1960 ; description de la nymphe et de la femelle de *Culex (N.) seyrigi* Edwards. *Cahiers O.R.S.T.O.M., Série Entomologie Médicale et Parasitologie* 6 (1) : 15-18.

Brunhes J. 1969a — Nouvelles données sur les vecteurs de *Wuchereria bancrofti* à Madagascar. *Bulletin de l'Organisation Mondiale de la Santé* 40 : 763-769.

Brunhes J. 1969b — Culicidés de Madagascar : IV. Description des imagos, de la nymphe et de la larve de *Culex (Culiciomyia) pandani* sp. n. *Cahiers O.R.S.T.O.M., Série Entomologie Médicale et Parasitologie* 7 (3) : 175-180.

Brunhes J. 1971 — Culicidés de Madagascar V, Quelques *Aedes* sous-genre *Finlaya* de Madagascar. *Cahiers O.R.S.T.O.M., Série Entomologie Médicale et Parasitologie* 9 (4) : 335-349.

Brunhes J. 1972 — Epidémiologie de la filariose de Bancroft à Madagascar. II. Recherches sur *Wuchereria voceli* Galliard, 1959 et étude morphologique comparée des souches malgache et comorienne de *Wuchereria bancrofti* Cobbold, 1877. *Cahiers O.R.S.T.O.M., Série Entomologie Médicale et Parasitologie* 10 (3) : 193-205.

Brunhes J. 1975 — La filariose de Bancroft dans la sous-région malgache (Comores, Madagascar, Réunion). *Mémoires O.R.S.T.O.M* 81 : 1-212.

Brunhes J. 1977a — Les moustiques de l'archipel des comores. I.- Inventaire, répartition et description de quatre espèces ou sous-espèces nouvelles. *Cahiers O.R.S.T.O.M., Série Entomologie Médicale et Parasitologie* 15 (2) : 131-152.

Brunhes J. 1977b — Les moustiques de l'archipel des Comores II. - Description de quatre espèces nouvelles ou peu connues. Répartition des membres du sous-genre *Skusea* dans l'Océan Indien occidental. Affinité de la faune culicidienne des Comores. *Cahiers O.R.S.T.O.M., Série Entomologie Médicale et Parasitologie* 15 (2) : 153-170.

Brunhes J. 1978 — Faune Entomologique de l'archipel des Comores. *Mémoires du Muséum National d'Histoire Naturelle*, série A 109 : 193-246.

Brunhes J. 1982 — Culicidés de Madagascar IX. Compléments à la description d'*Aedes (Diceromyia) grassei* Doucet, 1951 et description d'*Aedes (Diceromyia) sylvaticus* n. sp. (Diptères, Nématocères). *Cahiers O.R.S.T.O.M., Série Entomologie Médicale et Parasitologie* 20 : 313-318.

Brunhes J. & Hervy J.P. 1995 — Insectes Diptère : Culicidae, Culicinae, Genre *Orthopodomyia* de la sous-région malgache et de la région afrotropicale. *Faune de Madagascar 85, Muséum national d'Histoire naturelle de Paris*, 122 p. (Disponible sur <http://www.mosquitocatalog.org>).

Brunhes J. & Rambelo J. 1968 — Contribution à l'étude des culicides de Madagascar. Description des adultes, nymphe et larve de *Culex (Neoculex) chauveti* sp. n. *Cahiers O.R.S.T.O.M., Série Entomologie Médicale et Parasitologie* 6 (1) : 113-118.

Brunhes J. & Ravaonjanahary C. 1971 — Culicidés de Madagascar : VI Description de *Culex (Culex) carleti*. *Cahiers O.R.S.T.O.M., Série Entomologie Médicale et Parasitologie* 9 (2) : 177-182.

Brunhes J. & Ravaonjanahary C. 1973 — Culicides de Madagascar. VII. Description des imagos, de la nymphe et de la larve de *Culex (Eumelanomyia) brenguesi* sp.. *Cahiers O.R.S.T.O.M., Série Entomologie Médicale et Parasitologie* 11(3) : 169-173.

Brunhes J. & Razafindrasolo E. 1975 — Culicidés de Madagascar VIII. Description des imagos, de la nymphe et de la larve d'*Uranotaenia (Uranotaenia) anopheloides* sp. n. *Cahiers O.R.S.T.O.M., Série Entomologie Médicale et Parasitologie* 13 (4) : 223-227.

Brunhes J., Le Goff G. & Geoffroy B. 1998 — Anophèles afrotropicaux. II - Mises au point sur les espèces de la sous-région malgache (Diptera, Culicidae). *Bulletin de la Société entomologique de France* 103 : 139-152.

Brunhes J., Boussès P. & Da Cunha Ramos H. 2011 — Les *Aedeomyia* Theobald, 1901, des régions afro-tropical et malgache (Diptera, Culicidae). *Bulletin de la Société entomologique de France* 116 (1) : 99-128.

Bryant J.E., Crabtree M.B., Nam V.S., Yen N.T., Duc H.M. & Miller B.R. 2005 — Short Report : Isolation of arboviruses from mosquitoes in northern Vietnam. *American Society of Tropical Medicine and Hygiene* 73 (2) : 470-473.

Carroll S.A., Reynes J.M., Khristova M.L., Andriamandimby S.F., Rollin P.E. & Nichol S.T. 2011 — Genetic evidence for Rift Valley fever outbreaks in Madagascar resulting from virus introductions from the east African mainland rather than enzootic maintenance. *Journal of Virology* 85 (13) : 6162-6167.

Center for Disease Control (CDC). 2000 — Update : Outbreak of Rift Valley Fever — Saudi Arabia, August–November 2000. *Morbidity and Mortality Weekly Report* 49 (43) : 982-985.

Center for Disease Control (CDC). 2007 — Rift Valley Fever Outbreak — Kenya, November 2006–January 2007. *Morbidity and Mortality Weekly Report* 56 (4) : 73-76.

Charmoy E. 1908 — On Three new species of *Culex* collected during the anti-malarial campaign in Mauritius in 1908. *Annales of Tropical Medicine and Parasitology* 2 : 257-264.

Chauvet G. 1969 — Répartition et écologie du complexe *Anopheles gambiae* à Madagascar
Cahiers O.R.S.T.O.M., Série Entomologie Médicale et Parasitologie 7 (3) : 235-278.

Chauvet G. & Déjardin J. 1968 — Caractères chétotaxiques de distinction entre larves (stade IV) de l'espèce A et de l'espèce B du complexe *Anopheles gambiae*. *Cahiers O.R.S.T.O.M., Série Entomologie Médicale et Parasitologie* 6 (1) : 70-101.

Chauvet G. & Rajaonarivelo E. 1973 — Modification de comportement d'une espece et variation de la composition d'une population appartenant au complexe *Anopheles gambiae* pendant et après des pulvérisations d'insecticides domiciliaires dans les environs de Tananarive (Madagascar). *Cahiers O.R.S.T.O.M., Série Entomologie Médicale et Parasitologie* 11(3) : 155-167.

Chauvet G., Davidson G. & Déjardin J. 1969 — Validité d'une méthode chétotaxique de distinction des larves des espèces A et B du complexe *Anopheles gambiae* Giles à Madagascar. *Cahiers O.R.S.T.O.M., Série Entomologie Médicale et Parasitologie* 7 (1) : 51-60.

Chevalier V., Mondet B., Diaite A., Lancelot R., Fall A.G. & Ponçon N. 2004a — Exposure of sheep to mosquito bites : possible consequences for the transmission risk of valley Fever in Senegal. *Medical and Veterinary Entomology* 18 : 247-255.

Chevalier V., Rocque S., Baldet T., Vial L. & Roger F. 2004b — Epidemiological processes involved in the emergence of vector borne diseases West Nile Fever., Rift Valley Fever, Japanese Encephalitis and Crimean-Congo Fever : four diseases to illustrate a worldwide challenge. *Révue Scientifique et Technique de l'Office International des Epizooties* 23 (2) : 535-555.

Chevalier V., Pépin M., Plée L. & Lancelot R. 2010 — Rift Valley fever - a threat for Europe? *Europe's Leading Journal on Infectious Disease Epidemiology, Prevention and Control* 15 (10) : 19-28.

Chevalier V., Rakotondrafara T., Jourdan M., Heraud J.-M., Andriamanivo H.R., Durand B., Ravaomanana J., Rollin P.E. & Rakotondravao R. 2011 — An unexpected recurrent transmission of Rift Valley Fever virus in cattle in a temperate and mountainous area of Madagascar. *Plos Neglected Tropical Diseases* 5 (12) : 1-6.

Christophers S.R. 1924 — Provisional list and reference catalogue of the Anophelini. *Indian Medical Recherch Memoirs* 1(3) : 1-105.

Clements A. C. A., Pfeiffer D. U., Martin V. & Otte M. J. 2007 — A Rift Valley fever, atlas for Africa. *Preventive Veterinary Medicine* 82 : 72–82.

Clerc Y. & Coulanges P. 1979 — Rapport du laboratoire d'Arbovirus pour 1978. *Archive de l'Institut Pasteur de Madagascar* 47(2) : 64-68.

Clerc Y. & Coulanges P. 1980 — Rapport du service de virologie. *Archive de l'Institut Pasteur de Madagascar* 48 (2) : 65-68.

Clerc Y., Coulanges P., Rodhain F., Ricklin B., Ranaivosata J. & Albignac R. 1979 — Le programme arbovirus de l'Institut Pasteur de Madagascar : Bilan actuel. *Archive de l'Institut Pasteur de Madagascar* 48 (1) : 247-257.

Clerc Y., Rodhain F., Digoutte JP., Albignac R. & Coulanges P. 1982 — Le programme exploratoire arbovirus de l'Institut Pasteur de Madagascar. *Archive de l'Institut Pasteur de Madagascar* 49 (1) : 65-78.

Coluzzi M., Petrarca V. & Di Deco M.A. 1985 — Chromosoma inversion integration and incipient speciation in *Anopheles gambiae*. *Italian Journal of Zoology* 52 : 45-63.

Coluzzi M., Sabatini A., della Torre A., Di Deco M.A. & Petrarca V. 2002 — A polytene chromosome analysis of *Anopheles gambiae* species complex. *Science* 298 : 1415-1418.

Cordellier R. & Geoffroy B. 1976 — Les moustiques de la République Centrafricaine. *Travaux et Documents de l'O.R.S.T.O.M.* 112p. (Disponible sur <http://www.mosquitocatalog.org>)

Cornet M., Robin Y., Chateau R., Hème G., Adam C., Valade M., Le Gonidec G., Jan C., Renaudet J., Dieng P. L., Bangoura J.-F. & Lorand A. 1979 — Isolements d'arbovirus au Sénégal oriental à partir de moustiques (1972-1977) et notes sur l'épidémiologie des virus transmis par les *Aedes*, en particulier du virus amaril. *Cahiers O.R.S.T.O.M., Série Entomologie Médicale et Parasitologie* 3 : 149-163.

Corso B., Pinto J., Beltràn-Alcrudo D., De Simone L. & Lubroth J. 2008 — Rift Valley fever outbreaks in Madagascar and potential risks to neighbouring countries. *Food and Agriculture Organization, Empres Watch, Emergency Prevention Systems* April 2008 : 1-4.

Coulanges P., Sureau P., Robin Y., Rodhain F., Mayoux A., Smets P. & Ranaivosata J. 1977 — Etat actuel des recherches sur les arbovirus à Madagascar. *Archive de l'Institut Pasteur de Madagascar* 46 (1) : 113-163.

Coz J. & Hamon J. 1963 — Importance pratique de la résistance aux insecticides en Afrique au sud du Sahara pour l'éradication du paludisme dans ce continent. *Cahiers O.R.S.T.O.M., Série Entomologie Médicale et Parasitologie* 1: 27-37.

Coz J., Grjebine A. & Hamon J. 1960 — *Anopheles flavicosta* Edwards, 1911 de Madagascar et d'Afrique. *Bulletin de la Société de Pathologie exotique* 53 : 742-751.

Coz J., Hamon J., Vervent G. & Sales S. 1972 — Contribution à l'étude du piège lumineux "CDC miniature Light Trap" comme moyen d'échantillonnage des populations Anophéliennes dans le Sud-Ouest de la Haute-Volta. *Organisation Mondiale de la Santé, WHO/MAL/72.764:1-17.*

da Cunha Ramos H. & Brunhes J. 2004 — Insecta, Diptera, Culicidae, *Uranotaenia. Faune de Madagascar* 91, IRD Editions, CIRAD, Museum National d'Histoire Naturelle, 461p.

da Cunha Ramos H. & Ribeiro H. 1975 — Research on the mosquitoes of Angola (Diptera: Culicidae). *Instituto de Higiene e Medicina Tropical* 2 (1-4) : 111-141.

Danilov V.N. 1989 — Two new Afrotropical subgenera of the mosquito genus *Culex* (Diptera, Culicidae). *Entomologicheskoe Obozrenie* 68(4) : 790-797.

Daubney R., Hudson J.-R. & Garnham P. C. 1931 — Enzootic hepatitis or Rift Valley Fever : an undescribed virus disease of sheep, cattle and man from East Africa. *Journal of Pathology and Bacteriology* 34 : 545-579.

Davidson G. 1954 — Estimation of the survival-rate of anopheline mosquitoes in nature. *Nature* 174 : 792-793.

Davies F.G. 1975 — Observation on the epidemiology of Rift Valley Fever in Kenya. *Journal of Hygiene* 75 : 219-230.

Davies F.G. 1981 — Experimental infection of the African buffalo *Syncerus caffer* with the virus of Rift Valley Fever. *Tropical Animal Health Production* 13 : 185-188.

Davies F.G. 1998—RVF and livestock trade from the Horn of Africa (Ethiopia, Somalia, Kenya). *Consultant report, Food and Agriculture Organization of the United Nations, Rome, Italy* 1-28.

Davies F. G., Linthicum K.J. & James A. D. 1985 — Rainfall and epizootic Rift valley Fever. *Bulletin of the World Health Organization* 63 (5) : 941-943.

de Meillon B. 1931 — Illustrated keys to the full-grown larvae adults of South African anopheline mosquitos. *Publications of the South African Institute for Medical Research* 4 : 275-375.

de Meillon B. 1943 — New records, and new species of Nematocera (Diptera) from the Ethiopian region. *Journal Entomology of South Africa* 6 : 90-113.

de Meillon B. 1947 — The Anophelini of the Ethiopian geographical region. *South African Institute for Medical Research* 10 : 1-272.

Delatte H., Paupy C., Dehecq J.-S., Thiria J., Failloux A. B. & Fontenille D. 2008 — *Aedes albopictus*, vecteur des virus du Chikungunya et de la Dengue à la Réunion : Biologie et Contrôle. *Parasite* 15 : 3-15.

Detinova T.S. 1962 — Age-grouping methods in Diptera of medical importance with special reference to some vectors of malaria. *World Health Organization* 47 : 13-191.

Diallo M., Thonnon J., Traore-Lamizana M. & Fontenille D. 1999 — Vectors of Chikungunya Virus in Senegal : Current data and transmission cycles. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 60 (2) : 281-286.

Diallo M., Lochouarn L., Ba K., Sall A.A., Mondo M., Girault L. & Mathiot C. 2000 — First isolation of the Rift Valley Fever virus from *Culex poicilipes* (Diptera : Culicidae) in nature. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 62 (6) : 702–704.

Diallo M., Nabeth P., Ba K., Sall A.A., Ba Y., Mondo M., Girault L., Abdalahi M.O. & Mathiot C. 2005 — Mosquito vectors of the 1998-1999 outbreak of Rift Valley Fever and other arboviruses Bagaza, Sanar, Wesselsbron and West Nile in Mauritania and Senegal. *Medicale and Veterinary Entomology* 19 : 119-126.

Diallo D., Ba Y., Dia I., Lassana K. & Diallo M. 2008. Utilisation de bœufs traités aux insecticides dans la lutte contre les vecteurs des virus de la fièvre de la vallée du Rift et de la fièvre West Nile au Sénégal. *Bulletin de la Société Pathologique Exotique* 101 (5) : 410-417.

Digoutte J., Cordellier R., Robin Y., Pajot F.X. & Geoffroy B. 1974 — Zinga virus Ar 1976, a new arbovirus isolated in Central Africa. *Annales de l'Institut Pasteur* 125 : 107-118.

Diop G., Thiongane Y., Thonnon J., Fontenille D., Diallo M., Sall A., Theodore D.R. & Gonzalez J.-P. 2000 — The potential role of rodents in the enzootic cycle of Rift Valley Fever virus in Senegal. *Microbes and Infection* 2 : 343–346.

Dohm D. J., Logan T. M., Barth J.-F. & Turell M. J. 1995 — Laboratory transmission of Sindbis virus by *Aedes albopictus*, *Aedes aegypti* and *Culex pipiens* Diptera : Culicidae. *Journal of Medical Entomology* 32 (6) : 818-821.

Donque G. 1971 — Ebauche de la classification des climats de Madagascar selon les critères de Koppen. *Revue de Géographie, Madagascar* 19 : 107-121.

Dönitz W. 1902 — Beiträge zur Kenntniss der *Anopheles*. *Zeitschrift für Hygiene* 41(1) : 15-88.

Doucet J.P. 1949a — Etude préliminaire des Culicidae (Diptera) du lac Alaotra. *Mémoire de l'Institut Scientifique de Madagascar*, Série A 3 (1) : 107-111.

Doucet J.P. 1949b — Etude des Culicidae (Diptera) du Lac Alaotra, 2. *Mémoire de l'Institut Scientifique de Madagascar*, Série A 3 (2) : 121-145.

Doucet J.P. 1949c — Recherche sur les Culicidae de Madagascar. *Mémoire de l'Institut Scientifique de Madagascar*, Série A 3 : 325-332.

Doucet J.P. 1949d — Etude des moustiques du parc zoologique et botanique de Tsimbazaza (Tananarive). *Mémoire de l'Institut Scientifique de Madagascar* 3 : 329-332.

Doucet J.P. 1950 — Les Culicidae de Madagascar (Diptere). *Mémoire de l'Institut Scientifique de Madagascar* 4 (1) : 39-65.

Doucet J.P. 1951a — Moustique de la région de Périnet. *Mémoire de l'Institut Scientifique de Madagascar* 6 (1) : 63-82.

Doucet J.P. 1951b — Etude des Culicidae de la région de Vangaindrano (Diptera). *Mémoire de l'Institut Scientifique de Madagascar* 6 (1) : 83-113.

Doucet J.P. 1951c — Les Anophélinés de la région Malgache. *Mémoire de l'Institut Scientifique de Madagascar* 198 p. (Disponible sur Disponible sur <http://www.mosquitocatalog.org.>)

Durand J.-P., Richecoeur L., Peyrefitte C., Boutin J. P., Davoust B., Zeller H. G., Bouloy M. & Tolou H. 2002 — La fièvre de la Vallée du Rift : infections sporadiques de militaires française hors des zones d'épidémies actuellement connues. *Médecine Tropicale* 62 : 291-294.

Duchemin J.-B., Ravoahangimalala O. R. & Le Goff G. 2003 — Culicidae, mosquitoes, *Moka Gasy*. In natural history of Madagascar, Goodman S. M. and Benstead J.-P. (eds). The University of Chicago Press, Chicago, Illinois, p. 708- 715.

Dyar H.G. 1905 — Remarks on genitalic genera in the Culicidae. *Proceedings of the Entomological Society of Washington* 7 (1) : 42-49.

Easterday B. C. 1965 — Rift Valley Fever. *Advances in Veterinary Science* 10 : 65-127.

Edwards F.W. 1911 — Some new west African species of *Anopheles* (sensu lato), with notes on nomenclature. *Bulletin of Entomological Research* 2 : 141-143.

Edwards F. W. 1912 — A synopsis of the species of African Culicidae, other than *Anopheles*. *Bulletin of Entomological Research* 3 (1) : 1-53.

Edwards F.W. 1920a — Mosquito notes. *Bulletin of Entomology Research* 10 : 129-137.

Edwards F.W. 1920b — Notes on the mosquitoes of Madagascar, Mauritius and Reunion. *Bulletin of Entomology Research* 11 : 133-138.

Edwards F.W. 1922 — Mosquito notes. III. *Bulletin of Entomology Research* 13 : 75-102.

Edwards F.W. 1926 — Mosquito notes.- VI. *Bulletin of Entomological Research* 17 : 101-131.

Edwards F.W. 1932 — Genera Insectorum. Diptera. Fam. Culicidae. *Belgium Fascicule* 194 : 1-258.

Edwards F.W. 1935 — Mosquito notes-XII. *Bulletin of Entomological Research* 26 : 127-136.

Edwards F.W. 1941 — Mosquitoes of the Ethiopian Region. Culicine adults and pupae. *The British Museum Natural History. London* 498 p.

Eisa M. 1984 — Preliminary survey of domestic animals of the Sudan for precipitating antibodies to Rift Valley Fever virus. *Journal of Hygiene of Cambridge* 93 : 629-637.

Eisa M. & Obeid H.M.A. 1977 — Isolation and identification of the virus from a recent epizootic in Kosti District, 1973. *Bulletin of Animal Health and Production in Africa* 25 : 349-355.

Eisa M., Obeid H.M.A. & El-Sawi A.S.A. 1977 — Results on field investigations of the first epizootic in Kosti District, 1973. *Bulletin of Animal Health and Production in Africa* 24 : 343-347.

El-Mamy A. B. O., Baba M. O., Barry Y., Isselmou K., Dia M. L., Hampate B., Diallo M. Y., El-Kory M. O. B., Diop M., Lo M. M., Thiongane Y., Bengoumi M., Puech L., Plee L., Claes F., de La Rocque S. & Doumbia B. 2011— Unexpected Rift Valley Fever outbreak, northern Mauritania. *Emerging Infectious Diseases* 17 (10) : 1894-1896.

Elfadil A.A., Hasab-Allah K.A. & Dafa-Allah O.M. 2006 — Factors associated with Rift Valley fever in south-west Saudi Arabia. *Revue Scientifique et Technique International Office of Epizootics* 25 (3) : 1137-1145.

Enderlein G. 1923 — Zur Kenntnis afrikanischer und orientalischer Culiciden. *Wiener Entomologische Zeitung* 40 : 25-29.

Erasmus B. J. & Coetzer J. A. W. 1981 — The symptomatology and pathology of Rift Valley Fever in domestic animals. *Contributions to Epidemiology and Biostatistics* 3 : 77-82.

Evans A.M. 1923 — A new species and a new variety of *Culex* from the Belgian Congo. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology* 17 : 89-91.

Evans A., Gakuya F., Paweska J.T., Rostal M., Akoolo L., Van Vuren P.J., Manyibe T., Macharia J.M., Ksiazek T.G., Feikin D.R., Breiman R.F. & Kariuki Njenga M. 2008 — Prevalence of antibodies against Rift Valley Fever virus in Kenyan wildlife. *Epidemiology and Infection* 136 (9) : 1261-1269.

Facchinelli L., Koenraadt C. J. M., Fanello C., Kijchalao U., Valerio L., Jones J. W., Scott T. W. & Della Torre A. 2008 — Evaluation of a sticky trap for collecting *Aedes (Stegomyia)* adults in a Dengue-endemic area in Thailand. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 78 (6) : 904-909.

Faraj C., Adlaoui E., Ouahabi S., Rhajaoui M., Fontenille D. & Lyagoubi M. 2009 — Entomological investigations in the region of the last malaria focus in Morocco. *Acta tropica* 109 : 70–73.

Farajollahi A., Banugopan K., Price D. C., Williams G.M., Healy S.P., Gaugler R. & Nelder M.P. 2009 — Field efficacy of BG-Sentinel and Industry-Standard traps for *Aedes albopictus* Diptera : Culicidae and West Nile Virus surveillance. *Vector-Borne Diseases, Surveillance, Prevention* 46 (4) : 919-925.

Favier C., Chalvet-Monfray K., Sabatier P., Lancelot R., Fontenille D. & Dubois M.A. 2006 — Rift Valley Fever in West Africa : the role of space in endemicity. *Tropical Medicine and International Health* 2 (12) : 1878-1888.

Findlay G.M. 1932 — Rift Valley Fever or enzootic hepatitis. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene* 25 : 229-265.

Flick R. & Bouloy M. 2005 — Rift Valley Fever Virus. *Current Molecular Medicine* 5 : 827-834.

Fontenille D. 1989 — Etude des circuits de vécction d'arbovirus, à Madagascar. *Archive de l'Institut Pasteur de Madagascar* 55 : 11-317.

Fontenille D. & Brunhes J. 1984 — Trois nouveaux culicidés de Madagascar : *Aedes (Aedimorphus) albodorsalis* n. sp., *Aedes (Aedimorphus) masoalensis* n. sp., *Aedes (Aedimorphus) mathioti* n. sp. *Cahiers O.R.S.T.O.M.*, série *Entomologie Médicale et Parasitologie* 22 (2) : 151-155.

Fontenille D. & Campbell G. H. 1992 — Is *Anopheles mascarensis* a new malaria vector in Madagascar. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 46 (1) : 28-30.

Fontenille D. & Jupp P.G. 1989 — Présence du moustique *Culex (Culex) neavei* à Madagascar, conséquence dans la transmission des arbovirus. *Archive de l'Institut Pasteur de Madagascar* 56 (1) : 287-295.

Fontenille D. & Mathiot C. 1984 — Résultats d'une année (1983) d'enquêtes entomologiques sur les vecteurs d'arboviroses à Madagascar. *Archive de l'Institut Pasteur de Madagascar* 51(1) : 161-202.

Fontenille D., Mathiot C., Rodhain F. & Coulanges P. 1988 — Les arboviroses dans l'île de Nosy-Be données serologiques et entomologiques. *Archive de l'Institut Pasteur de Madagascar* 54 (1) : 101-115.

Fontenille D., Rodhain F., Digoutte J. P., Mathiot C., Morvan J. & Coulanges P. 1989 — Les cycles de transmission du virus West-Nile à Madagascar, Océan Indien. *Annales de la Société Belge de Médecine Tropicale* 69: 233-243.

Fontenille D., Lepers J.P., Campbell G.H., Coluzzi M., Rakotoarivony I. & Coulanges P. 1990 — Malaria transmission and vector biology in Manarintsoa, High Plateaux of Madagascar. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 43 : 107-115.

Fontenille D., Traore-Lamizana M., Zeller H. G., Mondo M., Diallo M. & Digoutte J.-P. 1995 — Rift Valley Fever in western Africa : isolations from *Aedes* mosquitoes during an

interepizootic period. *The American Society of Tropical Medicine and Hygiene* 52 (5) : 403-404.

Fontenille D., Diallo D., Mondo M., Ndiaye M. & Thonnon J. 1997 — First evidence of natural vertical transmission of Yellow Fever virus in *Aedes aegypti*., its epidemic vector. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene* 91 : 533-535.

Fontenille D., Traore-Lamizana M., Diallo M., Thonnon J., Digoutte J.P. & Zeller H.G. 1998 — New vectors of Rift Valley Fever in west Africa. *Emerging Infectious Diseases* 4 (2) : 289-293.

Food and Agriculture Organization. 2003 — Preparation of Rift Valley Fever contingency plans. *Food and Agriculture Organization, Animal Health Manual* 15 : 1-65.

Food and Agriculture Organization. 2006 — Possible RVF activity in the Horn of Africa. *Empres Watch*. Novembre 2006. <ftp://ftp.fao.org/docrep/fao/011/aj218e/aj218e00.pdf>

Gad A.M., Riad I.B. & Farid H.A. 1995 — Host-feeding patterns of *Culex pipiens* and *Cx. antennatus* (Diptera : Culicidae) from a village in Sharqiya Governorate, Egypt. *Journal of Medical Entomology* 32 (5) : 573-577.

Garcia-Rejon J., Lorono-Pino MA., Farfan-Ale JA., Flores-Flores L., Rosado-Paredes EDP., Rivero-Cardenas N., Najera-Vazquez R., Gomez-Carro S., Lira-Zumbardo V., Gonzalez-Martinez P., Lozano-Fuentes S., Elizondo-Quiroga D., Beaty BJ & Eisen L. 2008 — Dengue Virus-infected *Aedes aegypti* in the home environment. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 79 (6) : 940-950.

Garrett-Jones C. 1964a — The human blood index of malaria vectors in relation to epidemiological assessment. *Bulletin of the World Health Organization* 30 : 241-261.

Garrett-Jones C. 1964b — Prognosis for the interruption of malaria transmission through assessment of the mosquito's vectorial capacity. *Nature* 204 : 113-115.

Garros C., Harbach R.E. & Manguin S. 2005 — Systematics and biogeographical implication of the phylogenetic relationship between members of the Funestus and Minimus groups of *Anopheles* (Diptera : Culicidae). *Journal of Medical Entomology* 42(1) : 7-18.

Georges A. J. & Georges-Courbot M. C. 2000 — Fièvres hémorragiques virales : historique et enseignements des quarante dernières années. *Médecine Tropicale* 60 : 5-19.

Gerhardt R. R., Gottfried K. L., Apperson C. S., Davis B. S., Erwin P. C., Smith A. B., Panella N. A., Powell E. E. & Nasci R. S. 2001 — First isolation of La Crosse virus from naturally infected *Aedes albopictus*. *Emerging Infectious Diseases* 7 (5) : 807-811.

Gerrard S. R. & Nichol S.T. 2002a— Characterization of the Golgi retention motif of Rift Valley Fever virus G_N Glycoprotein. *Journal of Virology* 76 (23) : 12200-12210.

Gerrard S.R., Rollin P.E. & Nichol S.T. 2002b — Bidirectional infection and release of Rift Valley Fever virus in polarized epithelial cells. *Virology* 301 : 226-35.

Giles G.M. 1900 — Description of two species of *Anopheles* from West Africa. *Liverpool School of Tropical Medicine* 2 : 49-51.

Giles G.M. 1901 — A plea for the collective investigation of Indian Culicidae with suggestions as to moot points for enquiry, and a prodromus of species known to the author. *Journal of the Bombay Natural History Society* 13 : 592-610.

Giles G.M. 1902 — A handbook of the gnats or mosquitoes giving the anatomy and life history of the Culicidae, together with descriptions of all species notices up to the present date. John Bale, sons & Danielsson, Limited, London, United Kingdom, 2nd Ed. 530 pp.
(Disponible sur Disponible sur <http://www.mosquitocatalog.org/>)

Gomez C., Rabinovich J.E. & Machado-Allison C.E. 1977 — Population analysis of *Culex pipiens fatigans* Wied. (Diptera : Culicidae) under laboratory conditions. *Journal of Medical Entomology* 13 (4-5) : 453-463.

Goodman S.M., Raselimanana A.P. & Wilmé L. 2007 — Inventaire de la faune et de la flore du couloir forestier d'Anjozorobe-Angavo. *Recherche pour le Développement, Série Sciences Biologiques* 24 : 1-217.

Gordon S.W., Tammariello R.F., Linthicum K.J., Dohm D.J., Digoutte J.P. & Calvo-Wilson M.A. 1992 — Arbovirus isolations from mosquitoes collected during 1988 in the Senegal River basin. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 46 (6) : 742-748.

Gough L.H. 1910 — On a collection of *Anopheles* made at Onderstepoort in the autumn of 1909. Report of the government veterinary bacteriologist for the year 1908-09. *Transvaal Departement of Agriculture* 115-121 (Disponible sur <http://www.mosquitocatalog.org.>)

Graham W.M. 1909 — Four new species of the genus *Eretmapodites* (Theobald) from Ashanti. *The Entomologist* 42 : 86-89.

Grjebine A. 1953 — Une nouvelle espèce d'*Anopheles* de Madagascar (Diptera : Culicidae) : *Anopheles grassei* n. sp. *Le Naturaliste Malgache* 5 (2) : 203-209.

Grjebine A. 1956 — Aperçu sommaire du peuplement anophélien de Madagascar. *Bulletin de l'Organisation Mondiale de la Santé* 15 : 593-611.

Grjebine A. 1960 — Un nouvel Anophele de Madagascar, *An. griveaudi* nov. sp. *Bulletin de la société de Pathologie exotique* 57 (1) : 38-42.

Grjebine A. 1964 — *Anopheles (Neomyzomia) grenieri* n. sp. (Diptera, Culicidae), nouvelle espèce de Madagascar. *Bulletin de la société de Pathologie exotique* 57 : 38-42.

Grjebine A. 1966 — Insectes Diptères Culicidae Anophelinae. *Archive de l'Institut Pasteur de Madagascar* 22 : 1-487.

Grjebine A. 1979 — Les moustiques des népenthes de Madagascar. Espèces nouvelles du genre *Uranotaenia* (Diptera, Culicidae). *Annales de la Société Entomologique de France* 15 (1) : 53-74.

Grjebine A. 1986 — Insectes Diptères Culicidae Culicinae Ficalbiini. *Bulletin du Muséum National d'Histoire Naturelle de Paris* 68 : 1-442.

Grjebine A & Brygoo E.R. 1958 — Contribution à l'étude des moustiques de la région filarienne de la Côte Sud-est de Madagascar. *Archive de l'Institut Pasteur de Madagascar* 9 : 291-306.

Grjebine A & Lacan A. 1953 — Observations sur les nématocères vulnérants de Madagascar. Région de Mahajanga et de la Mandraka. *Mémoire de l'Institut Pasteur de Madagascar*, Série E 4 : 443-502.

Hamon J. 1961 — Les *Eretmapodites* du groupe *Oedipodius* Graham. I. Descriptions complémentaires et position systématique des six sous-espèces actuellement connues. *Bulletin de la Société de Pathologie exotique* 54 (4) : 892-906.

Hamon J. 1963 — Les moustiques anthropophiles de la région de Bobo-Dioulasso République de Haute-Volta : cycles d'agressivité et variations saisonnières. *Annales de la Société entomologique de France* 132 : 85-144.

Hamon J. & Rickenbach A. 1955 — Contribution à l'étude des *Neocluxex* (Diptères : Culicidés) de la région Ethiopienne. *Bulletin de la Société de Pathologie exotique* 48 (6) : 848-859.

Hamon J., Sales S., Coz J., Ouedraogo C. S., Dyemkouma A. & Diallo B. 1964 — Observations sur les préférences alimentaires des moustiques de la République de Haute-Volta. *Bulletin de la société de Pathologie exotique* 57 (5) : 1133-1150.

Hamon J., Pichon G. & Cornet M. 1971 — La transmission du virus amaril en Afrique occidentale. Ecologie, répartition, fréquence et contrôle des vecteurs, et observations concernant l'épidémiologie de la fièvre jaune. *Cahiers O.R.S.T.O.M., Série Entomologie Médicale et Parasitologie* 9 (1) : 3-60.

Handschoen P., Hervé J.P. & Hebrard G. 1992 — Des aménagements hydroagricoles dans la vallée du fleuve Sénégal ou le risque des maladies hydriques en milieu Sahélien. *Sciences et changements planétaires/Sécheresse* 3 (4) : 219-226.

Harbach R.E. 1988 — The mosquitoes of the subgenus *Culex* in southwestern Asia and Egypt (Diptera : Culicidae). *Contribution in American Entomological Institut* 24 (1) : 1-240.

Harbach R.E. 1994 — Review of the internal classification of the genus *Anopheles* (Diptera : Culicidae) : the foundation for comparative systematics and phylogenetic research. *Bulletin of Entomological Research* 84 (3) : 331-342.

Harbach R. E. & Kitching I. J. 1998 — Phylogeny and classification of the Culicidae Diptera. *Systematic Entomology* 23 : 327-370.

Harbach R. E., Harrison B. A. & Gad A. M. 1984 — *Culex (Culex) molestus* Forskal (Diptera : Culicidae) : Neotype designation, description, variation and taxonomic status. *Proceedings of the Entomological Society of Washington* 86 (3) : 521-542.

Hess A.D. & Hayes R.O. 1970 — Relative potentials of domestic animals for zooprophylaxis against mosquito vectors of encephalitis. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 19 (2) : 327-334.

Hoogstraal H., Meegan J.M., Khalil G.M. & Adham F.K. 1979 — The Rift Valley fever epizootic in Egypt 1977-78. Ecological and entomological studies. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene* 73 (6) : 624-629.

Hopkins G.H.E. 1952 — *Mosquitoes of the Ethiopian Region. I.- Larval bionomics of mosquitoes and taxonomy of culicine larvae*. The British Museum Natural History, London 2nd ed. 355 p

Huang Y.M. 2004 — The subgenus *Stegomyia* of *Aedes* in the Afrotropical Region with keys to the species (Diptera : Culicidae). *Zootaxa* 700 : 1-120.

Huang Y.M., Mathis W.N. & Wilkerson R.C. 2010 — *Coetzeemyia*, a new subgenus of *Aedes*, and a redescription of the holotype female of *Aedes (Coetzeemyia) fryeri* (Theobald) (Diptera : Culicidae). *Zootaxa* 2638 : 1-24.

Hubálek Z. & Halouzka J. 1999 — West Nile Fever — a reemerging mosquito-borne viral disease in Europe. *Emerging Infectious Diseases* 5 (5) : 643-650.

Imam I.Z.E., El-Karamany R. & Darwish M.A. 1979 — An epidemic of Rift Valley fever in Egypt 2. Isolation of the virus from animals. *Bulletin of the World Health Organization* 57 (3) : 441-443.

Imam I.Z.E, El-Karamany R., Omar F., Bashandy A. & Zaki M. 1981 — RVF antigens from sheep amniotic fluid. *The Journal of the Egyptian Public Health Association* 56 (5,6) : 485-488.

Jeanmaire E., Rabenarivahiny R., Biarmann M., Rabibisoa L., Ravaomanana F., Randriamparany T., Andriamananjara S. F., Squarzoni D. C., Fenozara P., de La Rocque S. & Reynes J.-M. 2011 — Prevalence of Rift Valley Fever infection in ruminants in Madagascar after the 2008 outbreak. *Vector-Borne and Zoonotic Diseases* 11 (4) : 395-402.

Johansen C. A., Van Den Hurk A. F., Ritchie S. A., Zborowski P., Nisbet D. J., Paru R., Bockarie M. J., MacDonald J., Drew A. C., Khromykh T. I. & Mackenzie J. S. 2000— Isolation of Japanese Encephalitis Virus from mosquitoes (Diptera : Culicidae) collected in the western province of Papua New Guinea, 1997–1998. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 62 (5) : 631–638.

Joshi G.P., Service M.W. & Pradhan G.D. 1975 — A survey of species A and B of the *Anopheles gambiae* Giles complex in the Kisumu area of Kenya prior to insecticidal spraying with OMS-43 fenitrothion. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology* 69 : 91-104.

Jupp P.G. 1971 — The taxonomic status of *Culex (Culex) univittatus* Theobald (Diptera : Culicidae) in South Africa. *Journal of the Entomology Society of Southern Africa* 34 (2) : 339-357.

Jupp P.G., Kemp A., Grobbelaar A., Leman P., Burt F.J., Alahmed A.M., Al Mujalli D., Khamees A. & Swanepoel R. 2002 — The 2000 epidemic of Rift Valley Fever in Saudi Arabia : mosquito vector studies. *Medical and Veterinary Entomology* 16 : 245-252.

Klein J.M. 1956 — Etude morphologique de l'hypopygium male de *Culex (Neoculex) rima* Theob., 1901 (Diptères : Culicidés). *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique* 921-935.

Kokernot R.H., Heyman C.S., Muspratt J. & Wolstenhoime B. 1957 — Studies on arthropod-borne viruses of Tongaland. V. Isolation of Bunyamwera and Rift Valley fever viruses from mosquitoes. *South African Journal of Medical Science* 22 : 71-80.

Kokernot R.H., McIntosh B.M., Worth C. & De Sousa J. 1962 — Isolation of virus from mosquitoes collected at Lumbo, Mozambique. II. Mossuril virus, a new virus isolated from the *Culex (Culex) sitiens* Wiedmann group. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 11 : 683-684.

Kortekaas J., Antonis A.F.G., Kant J., Vloet R.P.M., Vogel A., Oreshkova N., de Boer S.M., Bosch B.J. & Moormann R.J.M. 2012 — Efficacy of three candidate Rift Valley fever vaccines in sheep. *Vaccine* 30 (23) : 3423-3429.

Ksiazek T. G., Jouan A., Meegan J. M, Le Guenno B., Wilson M.L., Peters C. J., Digoutte J.-P., Guillaud M., Merzoug N. O. & Touray E. M. 1989 — Rift Valley fever among domestic animals in the recent west African outbreak. *Research in Virology* 140 : 67-77.

Laveran A. 1900 — Sur un *Anopheles* provenant de Madagascar. *Comptes Rendus des Séances de la Société de Biologie* (Paris, France) 57 : 109-110.

Laveran A. 1903 — Sur les culicidés de Diégo-Suarez et du Sénégal. *Comptes-Rendus de la Société de Biologie* 55 : 149-151.

Laveran A. 1904 — *Anopheles* et paludisme à Madagascar. Prophylaxie du paludisme, principalement dans l'armée. *Bulletin de l'Académie de Médecine* 52 : 730-732.

Le Goff G., Rajaonarivelo E., Duchemin J.-B. & Robert V. 2002 — Revue du genre *Coquillettidia* (Diptera : Culicidae) à Madagascar et description de la larve de *Cq. grandidieri* Blanchard, 1905. *Archive de l'Institut Pasteur de Madagascar* 68 (1,2) : 100-103.

Le Goff G., Léong Pock Tsy J.M. & Robert V. 2006 — Molecular characterization of the malaria vector *Anopheles gambiae* s.s. in Madagascar. *Medical and Veterinary Entomology* 20 : 259–260.

Le Goff G., Boussès P. & Brunhes J. 2007 — Révision des *Neomelaniconion* Newstead (Diptera : Culicidae) de Madagascar : espèces présentes et description de cinq nouvelles espèces. *Annales de la Société Entomologique de France* 43 (2) : 187-200.

Le Goff G., Boussès P., Julienne S., Brengues C., Rahola N., Rocamora G. & Robert V. 2012 — The mosquitoes (Diptera : Culicidae) of Seychelles : taxonomy, ecology, vectorial, importance, and identification keys. *Parasites and Vectors* 5 (207)

Lefèvre P.C. 1997 — Actualité de la fièvre de la Vallée du Rift : quels enseignements tirer des épidémies de 1977 et 1987? *La Revue de la Médecine Tropicale* 57 : 61-64.

LeBeaud A. D., Sutherland L. J., Muiruri S., Muchiri E. M., Gray L. R., Zimmerman P. A., Hise A. G. & King C. H. 2011 — Arbovirus prevalence in mosquitoes, Kenya. *Emerging Infectious Diseases* 17 (2) : 233-241.

Léong Pock Tsy J.M., Duchemin J.-B., Marrama L., Rabarison P., Le Goff G., Rajaonarivelo V. & Robert V. 2003 — Distribution of the species of the *Anopheles gambiae* complex and first evidence of *Anopheles merus* as a malaria vector in Madagascar. *Malaria Journal* 2 (33) : 1-7.

Linley J.R. & Turell M.J. 1994 — Ultrastructural description of the eggs of *Aedes mcintoshi* and *Aedes circumluteolus*. *Mosquito Systematics* 26 (1) : 1-10.

Linthicum K.J., Davies F.G. & Kairo A. 1985a — Rift Valley fever virus family Bunyaviridae, genus *Phlebovirus*. Isolations from Diptera collected during an inter-epizootic period in Kenya. *Journal of Hygiene of Cambridge* 95 (1) : 197-209.

Linthicum K. J., Kaburia H. F. A., Davies F. G. & Lindqvist K.J. 1985b — A bloodmeal analysis of engorged mosquitoes found in Rift Valley fever epizootics areas in Kenya. *Journal of the American Mosquito Control Association* 1 : 93-95.

Linthicum K.J., Anyamba A., Tucker C.J., Kelley P.W., Myers M.F. & Peters C.J. 1999 — Climate and satellite indicators to forecast Rift Valley fever epidemics in Kenya. *Science* 285 (5426) : 397–400.

Liu H., Li M. H., Zhai Y. G., Meng W. S., Sun X. H., Cao Y. X., Fu S. H., Wang H. Y., Xu L. H., Tang Q. & Liang G. D. 2010 — Banna Virus, China, 1987–2007. *Emerging Infectious Diseases* 16 (3) : 514-517.

Lutwama J.J., Kayondo J., Savage H.M., Burkot T.R. & Miller B.R. 1999 — Epidemic O’nyong-nyong fever in southcentral Uganda, 1996–1997 : Entomologic studies In Bbaale village, Rakai District. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 61 (1) : 158-162.

MacDonald G. 1952 — The analysis of the sporozoite rate. *Tropical Diseases Bulletin* 49 : 569-586.

Maciel-de Freitas R., Eiras A.E. & Lourenço-de-Oliveira R. 2006 — Field evaluation of BG-sentinel, a new trap for capturing adult *Aedes aegypti* (Diptera : Culicidae). *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro* 101 (3) : 321-325.

Madani T. A., Al-Mazrou Y. Y., Al-Jeffri M. H., Mishkhas A. A., Al-Rabeah A. M., Turkistani A. M., Al-Sayed M. O., Abodahish A. A., Khan A. S., Ksiazek T. G. & Shobokshi O. 2003 — Rift Valley Fever epidemic in Saudi Arabia : epidemiological, clinical, and laboratory characteristics. *Clinical Infectious Diseases* 37 : 1084-1092.

Marchette J.N. & Rudnick A. 1969 — Isolation of Zika virus from *Aedes aegypti* mosquitoes in Malaysia. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 18 : 411-415.

Marrama L., Laventure S., Rabarison P. & Roux J. 1999 — *Anopheles mascarensis* (De Meillon, 1947) : vecteur principal du paludisme dans la région de Fort-Dauphin (Sud-est de Madagascar). *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique* 92 : 136-138.

Marrama L., Spiegel A., Ndiaye K., Sall A.A., Gomes E., Diallo M., Thiongane Y., Mathiot C. & Gonzalez J.P. 2005 — Domestic transmission of Rift Valley Fever virus in Diawara Senegal in 1998. *The Southeast Asian Journal of Tropical Medicine and Public Health* 36 (6) : 1487-1495.

Martin V., Chevalier V., Ceccato P., Anyamba A., De Simone L., Lubroth J., De La Rocque S. & Domenech J. 2008 — The impact of climate change on the epidemiology and control of Rift Valley fever. *Révue Scientifique et Technique de l'Office International des Epizooties* 27 (2) : 413-426.

Mathenge E.M., Omweri G.O., Irungu L.W., Ndegwa P.N., Walczak E., Smith T.A., Killeen G.F. & Knols B.G.J. 2004 — Comparative field evaluation of the mbita trap, the Center for Disease Control light trap, and the human landing catch for sampling of malaria vectors in western Kenya. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 70 (1) : 33-37.

Mattingly P.F. 1949 — Studies on west African forest mosquitos. Part II.-The less commonly occurring species. *Bulletin of Entomological Research* 40 (8) : 387-402.

Mattingly P.F. & Brown E.S. 1955 — The mosquitos Diptera : Culicidae of the Seychelles. *Bulletin of Entomological Research* 46 (1) : 69-110.

Mattingly P.F. & Grjebine A. 1958 — Révision du genre *Ficalbia* Theobald et discussion de la position systématique des *Ravenalites* Doucet (Diptera, Culicidae). *Mémoire de l'Institut Scientifique de Madagascar* 9 : 259-287.

Mattingly P.F. & McCrae A.W.R. 1977 — Mosquito eggs XXIX Genus *Hodgesia* Theobald. *Mosquito Systematics* 9 (3) : 333-336.

McIntosh B.M. 1972 — Rift Valley Fever, 1-vector studies in the field. *Journal South Africa Veterinary Association* 43(4) : 391-395.

McIntosh B. M., Kokernot R. H., Paterson H. E., Hons B. S. & De Meillon B. 1961a — Isolation of Spondweni Virus from four species of culicine mosquitoes and a report of two laboratory infections with the virus. *South Africa Medical Journal* 35 : 647-650.

McIntosh B.M., Brookworth C. & Kokernot R.H. 1961b — Isolation of Semliki Forest virus from *Aedes (Aedimorphus) argenteopunctatus* Thobald collected in Portuguese East Africa. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene* 55 (2) : 192-198.

McIntosh B.M., Weinbren M.P., Worth C. & Kokernot R.H. 1962 — Isolation of viruses from mosquitoes collected at Lumbo, Mozambique. III. Isolation of Spondweni Virus from *Aedes (Ochlerotatus) fryeri* Theobald and/or *Aedes (Aedimorphus) fowleri* d'Emmerez de Charmoy. *The American Journal of Tropical Medecine and Hygiene* 11 : 885-886.

McIntosh B.M., Jupp P.G. & De Sousa J. 1972 — Further isolation of arboviruses from mosquitoes collected in Tongaland, South Africa, 1960-1968. *Journal Medical Entomology* 2 (1) : 155-159.

McIntosh B.M., Jupp P.G., Dossantos I. & Meenehan G.M. 1976 — Epidemics of West Nile and Sindbis Viruses in South Africa with *Culex (Culex) Univittatus* Theobald as vector. *South African Journal of Science* 72 (10) : 295-300.

McIntosh B.M., Jupp P.G., Dos Santos I. & Barnard B.J.H. 1980 — Vector studies on Rift Valley Fever virus in South Africa. *South Africa Medical Journal* 58 : 127-132.

McMeniman C.J., Lane R.V., Cass B.N., Fong A.W.C., Sidhu M., Wang Y.F., Scott L. & O'Neill 2009 — Stable introduction of a life-shortening *Wolbachia* infection into the mosquito *Aedes aegypti*. *Science* 323 (141) : 141-144.

Meegan J.M. 1979 — The Rift Valley Fever epizootic in Egypt 1977-78 1. Description of the epizootic and virological studies. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene* 73 (6) : 618-629.

Meegan J.M., Digoutte J.P., Peters C.J. & Shope R.E. 1983 — Monoclonal antibodies identify Zinga virus as Rift Valley fever virus. *Lancet* 1(8325) : 641-641

Meigen J.W. 1818 — Systematische Beschreibung der bekannten europäischen zweiflügeligen Insekten. *Aachen* 1(36) : 1-333.

Michel J. F., Michel V., de La Rocque S., Touré I. & Richard D. 1999 — Modélisation de l'occupation de l'espace par les bovins. Applications à l'épidémiologie des trypanosomoses animales. *Revue d'Élevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux* 52 (1) : 25-33.

Miller W.S., Demchak P., Rosenberger C.R., Dominik J.W. & Bradshaw J.L. 1963 — Stability and infectivity of airborne Yellow Fever and Rift Valley Fever viruses. *American Journal of Hygiene* 77 : 114-121.

Miller B. R., Nasci R. S., Godsey J. R., Savage H. M., Lutwama J. J., Lanciotti R. S. & Peters C. J. 2000 — First field evidence for natural vertical transmission of West-Nile virus in *Culex univittatus* complex mosquitoes from Rift Valley Province, Kenya. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 62 (2) : 240-246.

Mims C.A. 1956 — Absorption and multiplication of the virus. *British Journal of Experimental Pathology* 37 : 110-119, 120-128 and 129-143.

Ministère de la Santé Publique (MSP). 2011 — Revue du programme paludisme à Madagascar (janvier-juillet 2011). Rapport Final du Ministère de la Santé Publique 1-153.

Mitchell C.J., Haramis L.D., Karabatsos N., Smith G.C. & Starwalt V.J. 1998 — Isolation of LaCrosse, Cache Valley, and Potosi Virus from *Aedes* mosquitoes (Diptera : Culicidae) collected at used-tire site in Illinois during 1994-1995. *Journal of Medical Entomology* 35 : 573-577.

Mohamed A. M. 2002 — Mitigating the effects of intensive agriculture on wetlands : the case of Saiwa wetlands, Kenya. In : Grawler, M. (Ed.). Strategies for wise use of wetlands : Best practices in participatory management. Proceedings of workshop held at the 2nd International Conference on Wetlands and Development, Dakar, Senegal. Wetland International 97-100.

Molaei G., Andreadis T.G., Armstrong P.M., Anderson J.-F. & Vossbrinck C. R. 2006 — Host feeding patterns of *Culex* mosquitoes and West Nile virus transmission, northeastern United States. *Emerging Infectious Diseases* 12 (3) : 468-474.

Molaei G., Andreadis T. G., Armstrong P. M. & Diuk-Wasser M. 2008 — Host-feeding patterns of potential mosquito vectors in Connecticut, USA : molecular analysis of bloodmeals from 23 species of *Aedes*, *Anopheles*, *Culex*, *Coquillettidia*, *Psorophora* and *Uranotaenia*. *Journal of Medical Entomology* 45 (6) : 1143-1151.

Mondet B. 1993 — Application de la méthode de Polovodova à la détermination de l'âge physiologique des *Aedes* (Diptera, Culicidae) vecteurs de la fièvre jaune. *Annales de la Société entomologique de France* 29 (1) : 61-76.

Mondet B., Diaite A., Ndione J.A., Fall A.G., Chevalier V., Lancelot R., Ndiaye M. & Ponçon N. 2005a — Rainfall patterns and population dynamics of *Aedes (Aedimorphus) vexans arabiensis*, Patton 1905 (Diptera : Culicidae), a potential vector of Rift Valley fever virus in Senegal. *Journal of Vector Ecology* 30 (1) : 102-106.

Mondet B., Diaïté A., Fall A.G. & Chevalier V. 2005b — Relations entre la pluviométrie et le risque de transmission virale par les moustiques : cas du virus de la Rift Valley Fever (RVF) dans le Ferlo (Sénégal). *Environnement, Risques & Santé* 4(2) : 125-129.

Monier M. 1937 — Caractères de l'Anophelisme sur les Plateaux de l'Emyrne. *Imprimerie Officielle, Tananarive* 1-55.

Moreira L. A., Iturbe-Ormaetxe I., Jeffery J. A., Lu G., Pyke A. T., Hedges L. M., Rocha B. C., Hall-Mendelin S., Day A., Riegler M., Hugo L. E., Johnson K. N., Kay B. H., McGraw

E. A. & Andrew F. 2009 — A *Wolbachia* symbiont in *Aedes aegypti* limits infection with Dengue, Chikungunya, and *Plasmodium*. *Cell* 130 (139) : 1268-1278.

Morvan J., Fontenille D., Sulazzo J.-F. & Coulanges P. 1991a — Possible Rift Valley Fever outbreak in man and cattle in Madagascar. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene* 85 : 108.

Morvan J., Saluzzo J.-F., Fontenille D., Rollin P.E. & Coulanges P. 1991b — Rift Valley fever on the east coast of Madagascar. *Research in Virology* 142 : 475-482.

Morvan J., Rollin P.E. & Roux J. 1992a — Situation de la fièvre de la vallée du Rift à Madagascar en 1991. Enquêtes séro-épidémiologiques chez les bovins. *La Revue d'Elevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux* 45 (2) : 121-127.

Morvan J., Rollin P.E., Laventure S., Rakotoarivony I. & Roux J. 1992b — Rift Valley fever epizootic in Central Highlands of Madagascar. *Research in Virology* 143 : 407-415.

Moutailler S., Krida G., Schaffner F., Vazeille M. & Failloux A.B. 2008 — Potential vectors of Rift Valley Fever virus in the Mediterranean region. *Vector-Borne and Zoonotic Diseases* 8 (6) : 749-754.

Muirhead-Thomson R.C. 1958 — A pit shelter for sampling outdoor mosquito population. *Bulletin of the World Health Organization* 19 : 241-261.

Mulligan E.J. 1937 — Rift Valley fever. *Annual Report of the Veterinary Department, Nairobi, Kenya* 60-62.

Muspratt J. 1955 — Research on South African Culicini. III. A check-list of the species and their distribution, with notes on taxonomy, bionomics and identification. *Journal of the Entomology Society of Southern Africa* 18 : 149-207.

Nabeth P., Kane Y., Abdalahi M.O., Diallo M., Ndiaye K., Ba K., Schneegans F., Sall A.A. & Mathiot C. 2001 — Rift Valley Fever outbreak, Mauritania, 1998 : seroepidemiologic,

virologic, entomologic, and zoologic investigations. *Emerging Infectious Diseases* 7 (6) : 1052-1054.

Ndione J.A., Diop M., Lacaux J.-P. & Gaye A.T. 2008 — Variabilité intra-saisonnière de la pluviométrie et émergence de la fièvre de la vallée du Rift dans la vallée du fleuve Sénégal : Nouvelles considérations. *Climatologie* 5 : 83-97.

Ndione J.A., Lacaux J.-P., Tourre Y., Vignolles C., Fontanaz D. & Lafaye M. 2009 — Mares temporaires et risques sanitaires au Ferlo : contribution de la télédétection pour l'étude de la fièvre de la vallée du Rift entre août 2003 et janvier 2004. *Sécheresse* 20 (1) : 153-160.

National Institute for Communicable Disease (NICD). 2010 — Preliminary report on an outbreak of Rift Valley fever, South Africa, February to 3 May 2010. *National Institute for Communicable Diseases* 9 (5) : 1-5.

Nepomichene J.-J. T. N., Tantely M. L., Andrianaivolambo L., Tata E., Ramihangihajason T., Rakotonaina J.-C., Ratovonjato J. & Elissa N. 2011 — Fièvre de la Vallée du Rift à Madagascar : Investigations Entomologiques 2008-2011. *Congrès Parasitologie-Vet 2011 (Poster)*. Antananarivo ; Nov 2011.

Olive M.M., Goodman S.M. & Reynes J.-M. 2012 — The role of wild mammals in the maintenance of Rift Valley Fever virus. *Journal of Wildlife Diseases* 48 (2) : 241-266.

Patton W.S. 1905 — The culicid fauna of the Aden Hinterland, their haunts and habits. *Journal of the Bombay Natural History Society* 16 (4) : 623-637.

Paulson S.L., Poierer S.J., Grimstad P.R. & Craig G.B.J. 1992 — Vector competence of *Aedes hendersoni* (Diptera : Culicidae) for LaCrosse virus : lack of impaired function in virus-infected salivary glands and enhanced virus transmission by sporozoite-infected mosquitoes. *Journal of Medical Entomology* 29 : 483-488.

Paweska J. T., Burt F. J. & Swanepoel R. 2004 — Validation of IgG-sandwich and IgM-capture ELISA for the detection of antibody to Rift Valley Fever virus in humans. *Journal of Virological Methods* 124 (2005) : 173–181.

Pépin M., Bouloy M., Bird B.H., Kemp A. & Paweska J. 2010 — Rift Valley fever virus Bunyaviridae : *Phlebovirus* : an update on pathogenesis, molecular epidemiology, vectors, diagnostics and prevention. *Veterinary Research* 41 (61) : 1-40.

Peters C.J. & Anderson G.W. 1981 — Pathogenesis of Rift Valley Fever. *Contributions to Epidemiology and Biostatistics* 3 : 21-41.

Peters C.J., Jones D., Trotter R., Donaldson J., White J., Stephen E. & Slone T.W. 1988 — Experimental Rift Valley fever in rhesus macaques. *Archive de la Virologie* 99 : 31-44.

Prehaud C. & Bouloy M. 1997 — La fièvre de la vallée du Rift- Un modèle d'étude des fièvres hémorragiques virales. *Annales de l'Institut Pasteur* 8 (3) : 233-244.

Quan P. L., Junglen S., Tashmukhamedova A., Conlan S., Hutchison S. K., Kurth A., Ellerbrok H., Egholm M., Briese T., Leendertz F. H. & Lipkin W. I. 2010 — Moussa virus : A new member of the *Rhabdoviridae* family isolated from *Culex decens* mosquitoes in Côte d'Ivoire. *Virus Research* 147 : 17-24.

Raharimalala F.N. 2011— Rôle des moustiques culicidae, de leurs communautés microbiennes, et des réservoirs vertébrés, dans la transmission d'arbovirus à Madagascar. Université Claude Bernard Lyon I (France) et Université d'Antananarivo (Madagascar) : 1-186.

Raharimalala F. N., Ravaomanarivo L. H., Ravelonandro P., Rafarasoa L. S., Zouache K., Tran-Van V., Mousson L., Failloux A. B., Hellard E., Moro C. V., Ralisoa O. B. & Mavingui P. 2012 — Biogeography of the two mosquito vectors, *Aedes aegypti* and *Aedes albopictus* Diptera, Culicidae in Madagascar. *Parasites and Vectors* 5 (56) : 1-10.

Rajaonarivelo V., Le Goff G., Cot M. & Brutus L. 2004 — Les Anophèles et la transmission du paludisme à Ambohimena, village de la marge occidentale des Hautes-Terres Malgaches. *Parasite* 11 : 75-82.

Rakotoarivelo R.A., Andrianasolo R., Razafimahafa S.H., Randremandranto R.N.S. & Randria M.J.D. 2011 — Les formes graves de la fièvre de la vallée de Rift pendant l'épidémie à Madagascar. *Médecine et maladies infectieuses* 41 : 318–321.

Ralisoa O.B. 1996 — Biogéographie du complexe *Anopheles gambiae* de Madagascar, vecteur du paludisme. Biogéographie de Madagascar. Lourenço WR (ed). Paris : O.R.S.T.O.M. 523-534.

Ratovonjato J., Olive M.M., Tantely M.L., Andrianaivolambo L., Tata E., Razainirina J., Jeanmaire E.M., Reynes J.-M. & Elissa N. 2010 — Detection, isolation, and genetic characterisation of Rift Valley Fever virus from *Anopheles (Anopheles) coustani*, *Anopheles (Anopheles) squamosus*, *Culex (Culex) antennatus* of the Haute Matsiatra region, Madagascar. *Vector-Borne and Doonotic Diseases* 11 (6) : 753-759.

Ravaonjanahary C. 1978 — Les *Aedes* de Madagascar (Diptera-Culicidae). Etude monographique du genre. 2. Biologie d'*Aedes (Diceromyia) tiptoni*. *Travaux et Documents de l'O.R.S.T.O.M.* 87 : 1-210.

Ravaonjanahary C. 1979 — Presence à Madagascar *Culex (Culex) wattii* Edwards 1920. Description de la larve et de la nymphe de l'espece. *Cahiers O.R.S.T.O.M., Série Entomologie Médicale et Parasitologie* 17 (3) : 193-194.

Ravaonjanahary C. & Brunhes J. 1977 — Un nouvel *Aedes* du sous genre *Skusea* découvert de Madagascar : *Aedes (Skusea) moucheti* sp. n. *Cahiers O.R.S.T.O.M., Série Entomologie Médicale et Parasitologie* 15 (3) : 213-215.

Raveloson N.E., Ramorasata J. A.C., Rasolofohanitrininosy R., Randrianatoandro P., Rakotoarivony S. T. & Sztark F. 2009 — Forme hémorragique grave de la Fièvre de la

Vallée du Rift observée chez un jeune Malgache. *Revue d'Anesthésie-Réanimation et de Médecine d'Urgence* 1 : 1-3.

Ravoahangimalala R. O., Rakotoarivony H. L., Le Goff G. & Fontenille D. 2003 — Écoéthologie des vecteurs et transmission du paludisme dans la région rizicole de basse altitude de Mandritsara, Madagascar. *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique* 96 : 323-328.

Ravoahangimalala R.O., Randrianambintsoa F.J., Tchuinkam T. & Robert V. 2008 — Paludisme en milieu urbain d'altitude à Antananarivo, Madagascar : bioécologie d'*Anopheles arabiensis*. *Bulletin de la Société de Pathologie exotique* 101 (4) : 348-352.

Rayan M., Ksiazek T. G., Arthur R. R., Ndikuyuze A., Agata N. N. & Peters C. J. 2002 — An outbreak of Rift Valley Fever in northeastern Kenya, 1997-98. *Emerging Infectious Disease* 8 : 138-144.

Reddy M.R., Overgaard H.J., Abaga S., Reddy V.P., Caccone A., Kiszewski A.E. & Slotman M.A. 2011 — Outdoor host seeking behaviour of *Anopheles gambiae* mosquitoes following initiation of malaria vector control on Bioko Island, Equatorial Guinea. *Malaria Journal* 10 (1) : 1-10.

Reid J.A. & Knight K.L. 1961 — Classification within the subgenus *Anopheles* (Diptera, Culicidae). *Annals of Tropical Medicine and Parasitology* 55(4) : 474-488.

Reinert J.-F. 1999 — Descriptions of *Zavortinkius*, a new subgenus of *Aedes*, and the eleven included species from the Afrotropical region (Diptera : Culicidae). *The American Entomological Institute* 31 (2) : 1-106.

Reinert J.-F. 2000 — New classification for the composite genus *Aedes* (Diptera : Culicidae : Aedini), elevation of subgenus *Ochlerotatus* to generic rank, classification of the other subgenera, and notes on certain subgenera and species. *Journal of the American Mosquito Control Association* 16 (3) : 175-188.

Reinert J.-F. 2001 — Revised list of abbreviations for genera and subgenera of Culicidae (Diptera) and notes on generic and subsubgeneric changes. *Journal of the American Mosquito Control Association* 17 (1) : 51-55.

Reinert J.-F., Harbach R.E., Kitching I.J. 2004 — Phylogeny and classification of Aedini (Diptera : Culicidae), based on morphological characters of all life stages. *Zoological Journal of the Linnean Society* 142 : 289–368.

Ribeiro H. 2004 — Les *Toxorhynchites* Theobald de Madagascar Diptera : Culicidae. *Annales de la Société Entomologique de France* 40 (3-4) : 243-257.

Robert V., Le Goff G., Ariey F. & Duchemin J.-B. 2002 — A possible alternative method for collecting mosquito larvae in rice fields. *Malaria Journal* 1 (4) : 1-4.

Robert V., Rocamora G., Julienne S. & Goodman S. M. 2011— Why are anopheline mosquitoes not present in the Seychelles? *Malaria Journal* 10 (31) : 1-11.

Rodhain F. 1991 — Le fonctionnement des systèmes virus-vecteurs. *Annales de la Société Belge de Médecine Tropicale* 71 (1) : 189-199.

Rodhain F. & Boutonnier A. 1982 — Description d'un nouvel *Aedes* endémique de Madagascar : *Aedes (Diceromyia) coulangesi* nova species. *Archive de l'Institut Pasteur de Madagascar* 49 (1) : 193-196.

Rodhain F. & Boutonnier A. 1983a. — Description d'un nouvel *Aedes* du sous-genre *Ochlerotatus* (Diptera Culicidae) de Madagascar *Aedes ambreensis* nova species et considérations générales sur les femelles du sous-genre *Ochlerotatus* dans la région Afro-tropicale. *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique* 76 : 825-833.

Rodhain F. & Boutonnier A. 1983b — *Aedes*, Subgenus *Diceromyia* (Diptera : Culicidae) in Madagascar. *Mosquito Systematics* 15 (4) : 330-336.

Rodhain F., Hannoun C. & Metselaar D. 1972 — Enquête épidémiologique et sérologique sur les arboviroses dans la basse vallée de l'Omo (Ethiopie méridionale). *Bulletin de l'Organisation Mondiale de la Santé* 47 : 295-304.

Rodhain F., Perez C., Ranaivosata J., Clerc Y. & Coulanges P. 1980 — Rapport de mission entomologique sur les arbovirus en 1979. *Archive de l'Institut Pasteur de Madagascar* 48 (2) : 53-61.

Rogers, S. O. & A. J. Bendich. 1988. Extraction of DNA from plant tissues, pp. 1-10. In S. B. Gelvin and R. A. Schilperoort [eds.], *Plant molecular biology manual*. Kluwer Academic Publishers, Boston.

Ropeleweski C.F. & Halpert M.S. 1986 — Global and regional scale précipitation patterns associated with the El Niño/southern oscillation. *Monthly Weather Review* 115 : 1606-1626.

Rudnick A., Hammon W.M. & Sather G.E. 1962 — A strain of Sindbis virus isolated from *Culex bitaeniorhynchus* mosquitoes in the Philippines. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* July 11 : 546-549

Russell T.L., Govella N.J., Azizi S., Drakeley C.J., Kachur S.P. & Killeen G.F. 2011 — Increased proportions of outdoor feeding among residual malaria vector populations following increased use of insecticide-treated nets in rural Tanzania. *Malaria Journal* 10 (80) : 1-10.

Sadanandane C., Jambulingama P. & Subramaniana S. 2004 — Role of modified Center for Disease Control miniature light-traps as an alternative method for sampling adult anophelines Diptera : Culicidae in the National Mosquito Surveillance Programme in India. *Bulletin of Entomological Research* 94 : 55-63.

Salaün J.-J., Rickenbach A., Brès P., Brottes H., Germain M., Eouzan J.-P. & Ferrara L. 1969 — Les arbovirus isolés à partir de moustiques au Cameroun. *Bulletin de l'Organisation Mondiale de la Santé* 41 : 233-241.

Saleh A.S., Mohammed K.A., Hassan M.M., Bucci T.J. & Meegan J.-M. 1981 — Antibodies to Rift Valley fever virus in the human population of Sudan. *Transaction of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene* 75 (1) : 129-130.

Sall A. A., de A Zanotto P. M., Vialat P. , Sene O. K. & Bouloy M. 1998 — Origin of 1997–98 Rift Valley fever outbreak in East Africa. *The Lancet* 352: 1596-1597.

Sall A.A., Zanotto P.M., Sene O.K., Zeller H.G., Digoutte J.-P., Thiongane Y. & Bouloy M. 1999 — Genetic reassortment of Rift Valley fever virus in nature. *Journal of Virology* 73 : 8196-8200.

Saluzzo J.-F., Digoutte J.-P., Camicas J.-L. & Chauvancy G. 1985 — Crimean-Congo haemorrhagic Fever and Rift Valley Fever in south-eastern Mauritania. *The Lancet* 116.

Sang R., Kioko E., Lutomiah J., Warigia M., Ochieng C., O'Guinn M., Lee J. S., Koka H., Godsey M., Hoel D., Hanafi H., Miller B., Schnabel D., Breiman R. F. & Richardson J. 2010 — Rift Valley Fever virus epidemic in Kenya, 2006/2007 : The entomologic investigations. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 83 (Suppl 2) : 28-37.

Savage H. M., Ceianu C., Nicolescu G., Karabatsos N., Lanciotti R., Vladimirescu A., Laiv L., Ungureanu A., Romanca C. & Tsai T. F. 1999 — Entomologic and avian investigations of an epidemic of West-Nile fever in Romania in 1996, with serologic and molecular characterization of a virus isolate from mosquitoes. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 61 (4) : 600-611.

Say T. 1823 — Descriptions of dipterous insects of the United States. *Journal of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia* 3 : 9-54.

Scott J., Brogdon W. & Collins F. 1993 — Identification of single specimens of the *Anopheles gambiae* complex by the polymerase chain reaction. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 49 : 520-529.

Sellers R.F. 1989 — Eastern Equine Encephalitis in Quebec and Connecticut, 1972. Introduction by infected mosquitoes on the wind? *The Canadian Journal of Veterinary Research* 53 : 76-79.

Seufi A.M. & Galal F.H. 2010 — Role of *Culex* and *Anopheles* mosquito species as potential vectors of Rift Valley fever virus in Sudan outbreak, 2007. *Infectious Diseases* 10 (65) : 1-8.

Shiff C.J., Minjas J.N., Hall T., Hunt R.H., Lyimo S. & Davis J.R. 1995 — Malaria infection potential of anopheline mosquitoes sampled by light trapping inddors in coastal Tanzanian villages. *Medical and Veterinary Entomology* 9 (3) : 256-262.

Shimshony A. & Barzilai R. 1983 — Rift Valley Fever. *Veterinary Science and Comparative Medecine* 27 : 347-424.

Shope R.E., Peters C.J. & Davies F.G. 1982 — Fievre de la vallee du Rift : propagation et methodes de lutte. *Bulletin de l'Organisation mondiale de la Sante* 60 (5) : 703-709.

Sindato C., Karimuribo E. & Mboera L.E.G. 2011 — The epidemiology and socio-economic impact of Rift Valley fever epidemics in Tanzania : a review. *Tanzania Journal of Health Research* 13 (1) : 1-16.

Sirivanakarn S. 1971 — Contributions to the mosquito fauna of southeast Asia. XI. A proposed reclassification of *Neoculex* Dyar based primarily on the male terminalia. *Contribution in American Entomological Institut* 7 (3) : 62-85.

Sissoko D., Giry C., Gabrie P., Tarantola A., Pettinelli F., Collet L., d'Ortenzio E., Renault P. & Pierre V. 2009 — Rift Valley Fever, Mayotte, 2007–2008. *Emerging Infectious Disease* 15 (4) : 568-570.

Smithburn K.C., Haddow A.J. & Gillett J.D. 1948 — Rift Valley fever : Isolation of the virus from wild mosquitoes. *British Journal of Experimental Pathology* 29 : 107-121.

Smithburn K. C., Kokernot R. H., Weinbren M. P. & de Meillon B. 1957 — Studies on arthropod-borne virus of Tongaland. IX. Isolation of Wesselsbron virus from a naturally infected human being and from *Aedes (Banksinella) circumluteolus* Theo. *The South African Journal of Medical Sciences* 22 (2-3) : 113-120.

Soper F. L. 1967 — *Aedes aegypti* and Yellow Fever. *Bulletin de l'Organisation Mondiale de la Santé* 36 : 521-527.

Soti V., Tran A., Degenne P., Chevalier V., Lo Seen D., Thiongane Y., Diallo M., Guégan J. F. & Fontenille D. 2012— Combining hydrology and mosquito population models to identify the drivers of Rift Valley Fever emergence in semi-arid regions of west Africa. *Plos Neglected Tropical Diseases* 6 (8) : 1-11.

Swanepoel R. 1981— Observation on Rift Valley Fever virus in Zimbabwe. *Contribution to Epidemiological and Biostatistic* 3: 83-91.

Swanepoel R. & Coetzer J. A. W. 1994 — Rift Valley Fever. Synonyms : Enzootic hepatitis, Slenkdalkoors (Afrik.). In Coetzer J.A.W., Thomson G.R., Tustin R.C. (eds) *Infectious diseases of livestock with special reference to southern Africa*. Vol. 1. Cape Town, Oxford : Oxford University Press southern Africa.

Tanaka K. 2003 — Studies on the pupal mosquitoes of Japan (9) : Genus *Lutzia*, with establishment of two new subgenera, *Metalutzia* and *Insulalutzia* (Diptera, Culicidae). *Japanese Journal of Systematic Entomology* 9 (2) : 159-169.

Tantely M. L., Tortosa P., Alout H., Berticat C., Berthomieu A., Rutee A., Dehecq J.-S., Makoundou P., Labbé P., Pasteur N. & Weill M. 2010 — Insecticide resistance in *Culex pipiens quinquefasciatus* and *Aedes albopictus* mosquitoes from La Réunion Island. *Insect Biochemistry and Molecular Biology* 40 : 317-324.

Tantely M.L., Rakotonaina J.-C., Andrianaivolambo L., Tata E., Fontenille D. & Elissa N. 2012a — Modification of distribution of *Anopheles gambiae*, a malaria vector, at high altitude in Madagascar *Journal of Vector Ecology* 37 (2) : 402-406.

Tantely M. L., Rakotonaina J.-C., Andrianaivolambo L., Tata E., Razafindrasata F., Fontenille D. & Elissa N. 2013 — Biology of mosquitoes that are potential vectors of Rift Valley fever virus in different biotopes of the Central Highlands of Madagascar. *Journal of Medical Entomology* 50 (3) ME-12-069

Thavara U., Tawatsin A., Pengsakul T., Bhakdeenuan P., Chanama S., Anantapreecha S., Molito C., Chompoosri J., Thammapalo S., Sawanpanyalert P. & Siriyasatien P. 2009 — Outbreak of Chikungunya fever in Thailand and virus detection in field population of vector mosquitoes, *Aedes aegypti* L. and *Aedes albopictus* Skuse Diptera : Culicidae. *The Southeast Asian Journal of Tropical Medicine and Public Health* 50 : 951-962.

Theobald F.V. 1901a — The classification of mosquitoes. *The Journal of Tropical Medicine* 4 : 229-235.

Theobald F.V. 1901b — Notes on a collection of mosquitoes from west Africa, and descriptions of new species. *Liverpool School of Tropical Medicine* 1 : 1-14.

Theobald F.V. 1903 — A monograph of the Culicidae of the World. General notes. *British Museum (Natural History)* 3 : 1-359.

Theobald F. V. 1905 — New Culicidae from India, Africa, British Guiana, and Australia. *Journal of Economic Biology* 1 : 17-36.

Theobald F.V. 1906 — Report on economic entomology. Part I. Second report on the mosquitoes or Culicidae of the Sudan. *Report Wellcome Laboratories, Gordon College, Khartoum* 2 : 67-83.

Theobald F.V. 1907 — A monograph of the Culicidae of the World. General Notes. *British Museum (Natural History)* 4 : 1-639.

Theobald F.V. 1910 — A monograph of the Culicidae of the World. Subfamily Anophelineae (Theobald). *The British Museum (Natural History)* 5 : 1-646.

Theobald, F.V. 1912 — No. V. - Diptera, Culicidae. *Transactions of the Linnean Society of London* 15 : 81-94.

Thiemann T.C., Brault A.C., Ernest H.B. & Reisen W.K. 2011 — Development of a high-throughput microsphere-based molecular assay to identify 15 common bloodmeal hosts of *Culex* mosquitoes. *Molecular Ecology Resources* 12 : 238-246.

Thiongane Y. 2001—Système sous-régional d'alerte et de contrôle de la fièvre de la vallée du Rift au Mali, en Mauritanie et au Sénégal. *Système sous-régional d'alerte et de contrôle de la FVR*, Bulletin n° 5, 31 octobre 2001. Dakar 18 p.

Thiongane Y., Zeller H. G., Thonnon J., Saron M.F., Mathiot C., Akapo J.A. & Gonzalez J.-P. 2004 — Rift Valley fever in Senegal : 10 years of surveillance. *International Society for Animal Hygiène Animal production in Europe: the way forward in a changing world* 1 : 431.

Traore-Lamizana M., Zeller H. G., Monlun E., Mondo M., Hervy J.-P., Adam F. & Digoutte J.-P. 1994a — Dengue 2 outbreak in southeastern Senegal during 1990 : virus isolations from mosquitoes diptera : Culicidae. *Journal Medical Entomology* 31 : 623-627.

Traore-Lamizana M., Zeller H. G., Mondo M., Hervy J.-P., Adam F. & Digoutte J.-P. 1994b — Isolations of West Nile and Bagaza Viruses from mosquitoes (Diptera : Culicidae) in Central Senegal (Ferlo). *Journal of Medical Entomology* 5 : 934-938.

Traoré-Lamizana M., Fontenille D., Diallo M., Ba Y., Zeller H. G., Mondo M., Adam F., Thonon J. & Maïga A. 2001 — Arbovirus surveillance from 1990 to 1995 in the Barkedji area Ferlo of Senegal, a possible natural focus of Rift Valley Fever virus. *Journal of Medical Entomology* 38 : 480-492.

Trape J.-F. & Zoulani A. 1987 — Malaria and urbanization in Central Africa : the exemple of Brazzaville. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene* 81 (2) : 10-18.

Turell M.J. & Romoser W.S. 1994 — Effect of the developmental stage at infection on the ability of adult *Anopheles stephensi* to transmit Rift Valley Fever virus. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 50 : 448-451.

Turell M.J., Presley S.M., Gad A.M., Cope S.E., Dohm D.J., Morrill J.-C. & Arthur R.R. 1996 — Vector competence of Egyptian mosquitoes for Rift Valley Fever virus. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 54 : 136-139.

Turell M.J., Linthicum K.J., Patrigan L.A., Davies F.G., Kairo A. & Bailey C.L. 2008 — Vector competence of selected african mosquito (Diptera : Culicidae) species for Rift Valley Fever virus. *Journal of Medical Entomology* 45 : 102-108.

Urbanelli S., Silvestrini F., Sabatinelli G., Raveloarifera F., Petrarca V. & Bullini L. 1995 — Characterization of the *Culex pipiens* Complex (Diptera : Culicidae) in Madagascar. *Journal of Medical Entomology* 32 : 778-786.

Valadao F. G. 1969 — Previous note on the occurrence of new virus disease in Moçambique, the Rift Valley Fever. *Veterinária Moçambicana* 2: 13-20

Van Someren E.C.C. 1947 — The description of a new *Anopheles* of the Myzorhynchus series from Madagascar with notes on its systematic position in relation to the Ethiopian species of this group. *The East African Medical Journal* 24 : 42-46.

Van Someren E.C.C. 1949 — Ethiopian Culcidiae, description of four new mosquitoes from Madagascar. *Proceedings of the Entomological Society of London* 18 (1-2) : 3-8.

Van Someren E.C.C. 1956 — Undescribed culicine larvae and pupae from Uganda. *Proceeding of the Royal Entomological Society of London* 25 : 1-12.

Van Someren E.C.C. 1971 — The description of a new *Aedes* mosquito of the subgenus *Skusea* from the Seychelles. *Journal of Entomology* 40 (1) : 21-25.

Vanlandingham D.I., Hong C., Klingler K., Tsetsarkin K., McElroy K.I., Powers A.M., Lehane M.J. & Higgs S. 2005 — Differential infectivities of O'nyong-nyong and

Chikungunya virus isolates in *Anopheles gambiae* and *Aedes aegypti* mosquitoes. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 72 : 616-621.

Vaughan J.A. & Turell M.J. 1996 — Facilitation of Rift Valley Fever virus transmission by *Plasmodium berghei* sporozoites in *Anopheles stephensi* mosquitoes. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 55 : 407-409.

Ventrillon E. 1904 — Description de culicides de Madagascar. *Bulletin du Muséum National d'Histoire Naturelle de Paris* 10 (8) : 550-555.

Ventrillon E. 1905 — Culicidés nouveaux de Madagascar. *Bulletin du Muséum National d'Histoire Naturelle de Paris* 11 : 427-431.

Ventrillon E. 1906 — Culicidé nouveau de Madagascar *Stegomyia cartroni*. *Bulletin du Muséum National d'Histoire Naturelle* 12 : 143-145.

Vythilingam I., Oda K., Tsuchie H., Mahadevan S. & Vijayamalar B. 1994 — Isolation of Japanese Encephalitis Virus from *Culex sitiens* mosquitoes in Selangor, Malaysia. *Journal of the American Mosquito Control Association* 10 : 228-229.

Walton W.E., Workman P.D. & Tempelis C.H. 1999 — Dispersal, survivorship, and host selection of *Culex erythrothorax* Diptera : Culicidae associated with a constructed wetland in southern California. *Journal of Medical Entomology* 36 : 30-40.

Weaver S. 2005 — Journal policy on names of Aedine mosquito genera and subgenera. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 73(3) : 481.

Weinbren M.P. 1956 — Satrins of Sindbis-like virus isolated from culicine mosquitoes in the Union of South Africa. I. Isolation and properties. *South Africa Medical Journal* 30: 631-636.

Wills W. M., Jakob W. L., Francy D. B., Oertley R. E., Anani E., Calisher C. H. & Monath T. P. 1984 — Sindbis virus isolations from Saudi Arabian mosquitoes. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene* 79 : 63-66.

Wilson D.B. 1947 — Malaria in Madagascar. *East African Medical Journal* 24 : 171-176.

Woods C. W., Karpati A. M., Grein T., McCarthy N., Gaturuku P., Muchiri E., Diunster L., Henderson A., Khan A. S., Swanepoel R., Bonmarin I., Martin L., Mann P., Smoak B. L., Rayan M., Ksiazek T. G., Arthur R. R., Ndikuyuze A., Agata N. N. & Peters C. J. — 2002. An outbreak of Rift Valley Fever in northeastern Kenya, 1997-98. *Emerging Infectious Diseases* 8 (2) : 138-144.

World Health Organization (WHO) 1951 — Rapport de la conférence du Paludisme en Afrique Equatoriale. *Organisation Mondiale de la Santé, série de rapports techniques* 38 : 1-81.

World Health Organization (WHO) 1979 — Surveillance de la Fièvre de la Vallée du Rift. *Relevé épidémiologique hebdomadaire* 38 : 293-294.

World Health Organization (WHO) 2000 — Outbreak news : Rift Valley fever, Saudi Arabia, August–October 2000. Weekly Epidemiological Record. *World Health Organization* 75 (46) : 369-376.

World Health Organization (WHO) 2007a — Rift Valley fever, Sudan. *Weekly Epidemiological Record* 82 (46) : 401-408.

World Health Organization (WHO) 2007b — Outbreaks of Rift Valley fever in Kenya, Somalia and United Republic of Tanzania, December 2006-April 2007. *Weekly Epidemiological Record* 82:169-180.

World Health Organization (WHO) 2008 — Rift Valley fever, Madagascar. *Weekly Epidemiological Record* 83 (18) : 157-168.

Woods C. W., Karpati A. M., Grein T., McCarthy N., Gaturuku P., Muchiri E., Diunster L., Henderson A., Khan A. S., Swanepoel R., Bonmarin I., Martin L., Mann P., Smoak B. L.,

Zeller H.G., Ba M.M. & Akakpo A.J. 1995 — Rift Valley fever epizootic in small ruminants in southern Mauritania October 1993 : risk of extensive outbreaks. *Annales de la Société Belge de Médecine Tropicale* 75 : 135-140.

Zeller H. G. & Roux J. 1998 — Surveillance de la fièvre de la Vallée du Rift à Madagascar. *rapport final du projet janvier 1996 mars 1998*. Antananarivo, Institut Pasteur de Madagascar 18pp.

Zeller H. G., Ba M. M. & Akakpo A. J. 1995a — Rift Valley fever epizootic in small ruminants in southern Mauritania (October 1993): risk of extensive outbreaks. *Annales de la Société Belge Médecine* 75: 135-140.

Zeller H., Bessin R., Thiongane Y., Bapetel I., Teou K., Gbaguidi Ala M., Nde Atse A., Sylla R., Digoutte J.-P. & Akakpo A. J. 1995b — Rift Valley fever antibody prevalence in domestic ungulates in Cameroon and several West African countries (1989 - 1992) following the 1987 Mauritanian outbreak. *Research in Virology* 146: 81-85.

Zeller H.G., Fontenille D., Traore-Lamizana M. & Thiongane Y. 1997 — Enzootic activity of Rift Valley fever virus in Senegal. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 56 (3) : 265-272.

Zeller H.G., Rakotoharinadrasana H.T. & Rakoto-Andrianarivelo M. 1998 — La fièvre de la vallée du Rift à Madagascar : risques d'infection pour le personnel d'abattoir à Antananarivo. *Revue d'Elevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux* 51 (1):17-20.

Références webographiques :

- <http://www.arim.ird/>
- <http://iridl.ldeo.columbia.edu/>
- http://www.pasteur.fr/arthropodes/GetLot.do?id_lot=54769
- <http://mosquito-taxonomic-inventory.info/>
- <http://www.mosquitocatalog.org/>
- <http://blast.ncbi.nlm.nih.gov/Blast.cgi>.
- <http://www.cartographie.ird.fr/>

<http://www.r-project.org/>

<http://www.pasteur.fr/recherche/banques/CRORA/>

Annexe 1 : Montage des larves et des génitalia mâles

Le génitalia mâle, les larves et les nymphes doivent être montés entre lame et lamelle, par conséquent l'éclaircissement est une étape indispensable pour bien dégager les cuticules des muscles.

ECLAIRCISSEMENT

Matériels

- solution de potasse 5%
- eau distillée
- éthanol à 30%, 70% et 95%
- Créosote de hêtre ®
- cupules en verre
- hotte

Mode opératoire

L'opération s'effectue sous hotte.

Incuber à 50°C le génitalia mâle, les larves et les nymphes dans un bain de potasse à 5% pendant 10 min pour enlever les chairs.

Les rincer avec de l'eau distillée pendant 30 sec.

Les incuber dans un bain d'éthanol à 30% pendant 11 min, à 70% pendant 8 min et à 96% pendant 15 min pour les déshydrater.

Les incuber dans un bain de créosote plus de 5 min pour les éclaircir.

Cette méthode est valable pour les exuvies larvaires et nymphales.

MONTAGE ENTRE LAME ET LAMELLE

Matériels

- loupe binoculaire
- lame
- lamelle
- Euparal ®
- tige de verre

- aiguilles montées
- crayon
- boîte de collection
- étuve
- hotte
- crayon

Mode opératoire

L'opération s'effectue sous hotte à l'aide d'une loupe binoculaire,

Tapisser une goutte d'Euparal sur la lame à l'aide de la tige de verre.

Prélever la larve à l'aide de l'aiguille montée.

La déposer sur la lame, face ventrale dans l'Euparal.

Séparer le siphon du corps de la larve à partir du 7^{ème} segment.

Etaler le siphon sur sa face latérale à côté du corps de la larve.

Pour la nymphe disséquer la nymphe au niveau de sternite de son céphalothorax

Mettre la nymphe sur sa face ventrale de manière à étaler ses faces latérales gauche et droite,

Recouvrir délicatement à l'aide d'une lamelle la préparation en évitant les bulles d'air.

Etiqueter, la lame sur sa surface blanche destinée aux renseignements à l'aide d'un crayon.

Laisser sécher la préparation à l'étuve pendant 2 à 3 jours.

Ranger les préparations dans une boîte de collection.

Annexe 2 : Identification de *Cx. pipiens* de la forêt de la commune d'Ambongamarina

Rappel

Cx. pipiens pipiens like a été capturé avec une proportion importante dans la forêt primaire humide d'Anorana à une altitude dépassant le 1300 m. Elle représentait 55,4% de la totalité des moustiques capturés en forêt. Notons que la morphologie de cette espèce est similaire à celle du *Cx. pipiens pipiens* déjà décrite.

Par conséquent 5 spécimens de cette espèce capturée dans cette forêt en décembre 2008 ont été amenés en janvier 2009 au laboratoire de l'IRD LIN Montpellier pour mener des analyses moléculaires. ITS1, ITS2, COI, CO2 sont les gènes cibles d'amplification et de séquençage.

ANALYSE MORPHOLOGIQUE

Chez *Cx. quinquefasciatus* le bras dorsal s'étend de façon parallèle, se terminant par un point rétréci. Le bras ventral s'évase et est nettement séparé de la partie terminale du bras dorsal à leur intersection. Chez *Cx. pipiens pipiens*, le bras dorsal s'évase latéralement à une pointe mousse et avec chevauchement du bout du bras ventral (Harbach 1988). L'analyse de la genitalia mâle confirme que le spécimen observé est un *Cx. pipiens pipiens*.

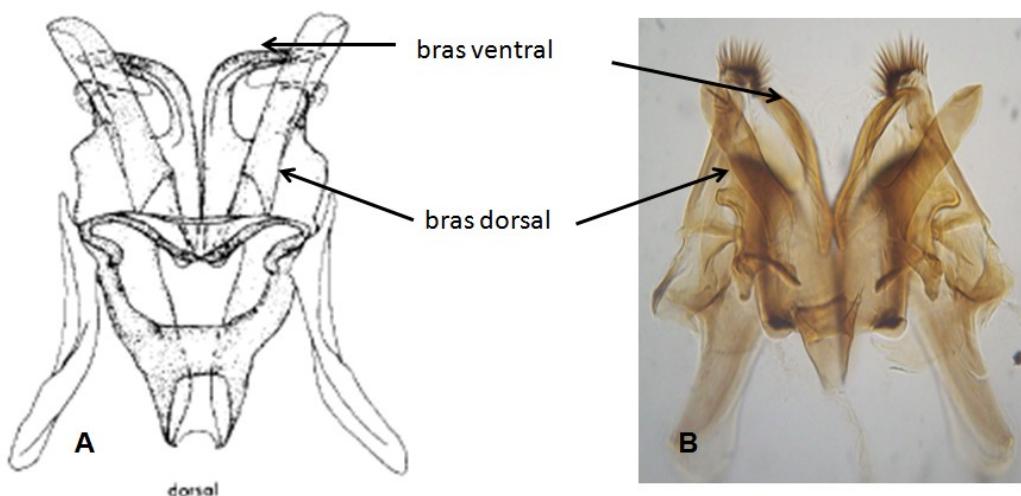


Figure 1 : Phallosome de *Cx. pipiens pipiens* A. représentation schématique du phallosome de *Cx. pipiens*. (Harbach 1988). B. phallosome de *Cx. pipiens pipiens* de la commune d'Ambongamarina.

ANALYSE MOLÉCULAIRE

Extraction d'ADN

L'extraction d'ADN a été effectuée avec la méthode de CTAB (Rogers et Bendich, 1988), le ADN a été dilué dans 20µl d'ED. La génétique moléculaire a été faite par PCR au niveau des gènes ITS2, COI et COII

Tableau 1 : informations sur les 8 adultes de *Cx. pipiens pipiens* analysés en biologie moléculaire, avant dilution.

N° lot terrain	N°tube DNA	Volume	coef dil	Genre	Espèce	Sexe	Date récolte	site
ANR 103	MD1	20µl	1	<i>Culex</i>	<i>pipiens</i>	F	11/11/08	FA
ANR 103	MD2	20µl	1	<i>Culex</i>	<i>pipiens</i>	F	11/11/08	FA
ANR 698	MD3	20µl	1	<i>Culex</i>	<i>pipiens</i>	M	18/06/2009	FA
ANR 183	MD4	20µl	1	<i>Culex</i>	<i>pipiens</i>	F	08/12/2008	FA
ANR 183	MD5	20µl	1	<i>Culex</i>	<i>pipiens</i>	F	08/12/2008	FA
VANR75	MD6	20µl	1	<i>Culex</i>	<i>pipiens</i>	F	02//09	LF
VANR75	MD7	20µl	1	<i>Culex</i>	<i>pipiens</i>	F	02//09	LF
ATF325	MD8	20µl	1	<i>culex</i>	<i>pipiens</i>	F	02/09	VA

Coef dil : coefficient de dilution

FA : Forêt d'Anorana, **LF** : Lisière de la Forêt (village d'Anorana), **VA** : Village d'Antanifotsy

N° : numéro

Séquencage d'ADN

Nous avons séquencé les individus avec du gel correspondant à ITS2 (ITS2R et ITS2C1F), COI et COII, au moins avec le mâle MD3. Les séquences obtenues ont été analysées sur BLAST : <http://blast.ncbi.nlm.nih.gov/Blast.cgi>.

Résultats

Tableau 3 : liste des espèces ayant des séquences similaires à celles des moustiques analysés

recluciano					NCBI BLAST				
gène	numero	sex	Accession	Description	Max score	Total score	Query coverag	Evalue	Max ident
ITS2	MD1	F	AF453488.1	<i>Culex annulus</i>	2139	2139	100%	0.0	100%
	MD1	F	AF165900.1	<i>Culex vishnui</i>	1509	1509	75%	0.0	97%
	MD1	F	AF453487.1	<i>Culex annulus</i>	1225	1225	58%	0.0	99%
	MD1	F	AF453498.1	<i>Culex pseudovishnui</i>	1205	1205	58%	0.0	98%
	MD1	F	AF453489.1	<i>Culex tritaeniorhynchus</i>	1122	1122	58%	0.0	96%
COI	MD3	M	FN395190.1	<i>Culex pipiens pipiens</i>	1075	1075	100%	0.0	97%
	MD3	M	FN395206.1	<i>Culex pipiens</i>	1070	1070	100%	0.0	97%
	MD3	M	FN395199.1	<i>Culex torrentium</i>	1070	1070	100%	0.0	97%
	MD3	M	FN395176.1	<i>Culex pipiens molestus</i>	1070	1070	100%	0.0	97%
	MD3	M	FN395205.1	<i>Culex quinquefasciatus</i>	1064	1064	100%	0.0	96%
	MD3	M	FN395195.1	<i>Culex torrentium</i>	1059	1059	100%	0.0	96%
	MD8	F	FN395190.1	<i>Culex pipiens pipiens</i>	811	811	100%	0.0	98%
COII	MD3	M	EU014281.1	<i>Culex pipiens quinquefasciatus</i>	1079	1079	100%	0.0	97%
	MD3	M	EF204954.1	<i>Culex pipiens quinquefasciatus</i>	1062	1062	99%	0.0	97%
	MD3	M	AY645303.1	<i>Culex decens</i>	865	865	95%	0.0	92%
	MD3	M	FM992135.1	<i>Aedes taeniorhynchus</i>	780	780	93%	0.0	90%
	MD3	M	AY645309.1	<i>Aedes vexans</i>	785	785	95%	0.0	90%
	MD1	F	EU014282.1	<i>Culex pipiens quinquefasciatus</i>	837	837	100%	0.0	96%
	MD1	F	AF325716.1	<i>Culex pipiens quinquefasciatus</i>	832	832	100%	0.0	96%
	MD1	F	EF204957.1	<i>Culex vishnui</i>	688	688	97%	0.0	92%
	MD1	F	EF204955.1	<i>Culex tritaeniorhynchus</i>	682	682	97%	0.0	92%
	MD1	F	FM992165.1	<i>Aedes taeniorhynchus</i>	660	660	100%	0.0	90%

Exemple de détail

COI du spécimen MD3

emb|FN395190.1| *Culex pipiens pipiens* mitochondrial COI gene for cytochrome oxidase subunit I, isolate Luzhki16, Length=1542, Score = 1075 bits (582), Expect = 0.0, Identities = 616/633 (97%), Gaps = 0/633 (0%), Strand=Plus/Plus

emb|FN395206.1| *Culex pipiens pallens* mitochondrial COI gene for cytochrome oxidase subunit I, isolate pallens2, Length=1542, Score = 1070 bits (579), Expect = 0.0, Identities = 615/633 (97%), Gaps = 0/633 (0%), Strand=Plus/Plus

emb|FN395199.1| *Culex torrentium* mitochondrial COI gene for cytochrome oxidase subunit I, isolate 69km10, Length=1542, Score = 1070 bits (579), Expect = 0.0, Identities = 616/634 (97%), Gaps = 2/634 (0%), Strand=Plus/Plus

emb|FN395176.1| *Culex pipiens molestus* mitochondrial COI gene for cytochrome C oxidase subunit I, isolate Aldanskaya-2, Length=1542, Score = 1070 bits (579), Expect = 0.0, Identities = 615/633 (97%), Gaps = 0/633 (0%), Strand=Plus/Plus

emb|FN395205.1| *Culex quinquefasciatus* mitochondrial COI gene for cytochrome oxidase subunit I, isolate Hydarabad23, Length=1542, Score = 1064 bits (576), Expect = 0.0, Identities = 614/633 (96%), Gaps = 0/633 (0%), Strand=Plus/Plus

emb|FN395195.1| *Culex torrentium* mitochondrial COI gene for cytochrome oxidase subunit I, isolate Chashnikovo13, Length=1542, Score = 1059 bits (573), Expect = 0.0, Identities = 614/634 (96%), Gaps = 2/634 (0%), Strand=Plus/Plus

Conclusion

Nous avons trouvé 11 espèces ayant des séquences similaires à celle de *Cx. pipiens* de la commune d'Ambongamarina. Les différences entre les séquences de *Cx pipiens* analysé et celles de la banque varient respectivement entre 0 à 4%, 2 à 4% et 3 à 10% pour ITS2, COI et COII.

L'analyse du genitalia d'un seul mâle de cette espèce, capturé dans la station 3 de la forêt humide, a confirmé que cette espèce appartient au taxon *Cx. pipiens pipiens*, alors que l'analyse en biologie moléculaire confirme l'appartenance de cette espèce au groupe *Cx. pipiens*

Annexe 3 : Identification de *Cx. univittatus* de la commune d'Ambongamarina

Modern and traditional morphometric traits applied to discerning members of the *Culex* subgroup *univittatus* (pipiens group)

P. Boussès¹, C. Brengues¹, D. Fontenille¹, F. Simard¹, J.-S. Dehecq², M. Luciano Tantely^{1,3}, J.-P. Dujardin¹

¹ Biologie, Écologie et Évolution des Systèmes Vectoriels, MIVEGEC (UMR IRD - CNRS - UM1- UM2), Montpellier, France. ² ARS Océan Indien, Réunion Island, France. ³ Institut Pasteur de Madagascar et Université d'Antananarivo, Madagascar

Two African species of mosquitoes, morphologically very similar, belonging to the subgroup *Culex* (*Culex*) *univittatus*, have been reported in various countries, especially in Madagascar and South Africa : *Cx. (Cux.) neavei* Theobald, 1906 and *Cx. (Cux.) univittatus*, Theobald, 1901. Conflicting reports have alternatively mentioned the presence of the two species in La Réunion. However it is important to know what species are actually present in La Réunion because members of this subgroup are vectors of several viruses to humans and animals, such as West Nile virus, Usutu, Spondweni and Babanki, responsible for febrile syndromes and sometimes encephalitis. We examined a sample coming from La Réunion, as well as from different parts of Africa : Madagascar, South Africa and Senegal. Part of this material (La Réunion and Madagascar) was characterized by the sequences of two mitochondrial genes (CO1 and ND5). All the material was examined on the basis of modern and traditional morphometrics. Modern morphometrics used the geometry of the wing veins (landmark based morphometrics) and the contour of the (male) genital leaflet (outline morphometrics). Traditional morphometrics considered the proportions of the genital leaflet as measured by a ratio, the so-called "leaflet index". Genetic analyzes disclosed a lack of heterogeneity on the La Réunion island, but a marked difference with specimens from Madagascar. The modern morphometric approach (either landmarks or outlines) perfectly matched the genetic results ; in addition, it clustered South Africa with Madagascar and Senegal with La Réunion. The criterion based on traditional morphometrics (the leaflet index) did not confirm the homogeneity of the population of La Réunion. Genetics and modern morphometrics produced identical clustering. The results derived from the "leaflet index" did not match the results obtained from the other markers. In our sample however, a modified leaflet index threshold (it was 50% in Jupp, 1971) could reproduce them. The modern morphometric tool provides help to elucidate the subgroup *univittatus* and to specify its geographic distribution. It could also be used to reevaluate the traditional "leaflet index".

Résumé du poster présenté pendant la 18 ème conférence E-SOVE Montpellier 2012

Annexe 4 : Liste des publications, des communications orales et des posters

Publications

Tantely M. L., Rakotoniaina J.-C., Andrianaivolambo L., Tata E., Razafindrasata F., Fontenille D. & Elissa N. (2013) Biology of mosquitoes that are potential vectors of Rift Valley fever virus in different biotopes of the Central Highlands of Madagascar. *Journal of Medical Entomology* 50 (3) ME-12-069.

Tantely M. L., Rakotoniaina J.-C., Andrianaivolambo L., Tata E., Razafindrasata F., Fontenille D. & Elissa N. (2012) Modification of distribution of *Anopheles gambiae*, a malaria vector, at high altitude in Madagascar. *Journal of Vector Ecology* 37 (2) : 402-406

Atyame C. M., Pasteur N., Dumas E., Tortosa P., Tantely M. L., Pocquet N., Licciardi S., Bheecarry A., Zumbo B., Weill M. & Duron O. 2011. Cytoplasmic incompatibility as a means of controlling *Culex pipiens quinquefasciatus* mosquito in the islands of the south-western Indian Ocean. *Plos Neglected Tropical Diseases* 5 : 1-10.

Ratovonjato, J., Olive M. M., Tantely M. L., Andrianaivolambo L., Tata E., Razainirina J., Jeanmaire E. M., Reynes J.-M. & Elissa N. 2010. Detection, isolation, and genetic characterisation of Rift Valley Fever virus from *Anopheles (Anopheles) coustani*, *Anopheles (Anopheles) squamosus*, *Culex (Culex) antennatus* of the Haute Matsiatra region, Madagascar. *Vector-Borne and Zoonotic Diseases* 11 : 753-759.

Tantely M. L., Tortosa P., Alout H., Berticat C., Berthomieu A., Rutee A., Dehecq J.-S., Makoundou P., Labbé P., Pasteur N., & Weill M. 2010. Insecticide resistance in *Culex pipiens quinquefasciatus* and *Aedes albopictus* mosquitoes from La Réunion Island. *Insect Biochemistry and Molecular Biology* 40 : 317-324.

Communications orales et posters

Boussès P., Brengues C., Fontenille D., Simard F., Dehecq J.-S., Tantely M. L. & Dujardin J.-P. Caractérisation morphométrique de populations géographiques de *Culex* du sous-groupe *univittatus* (groupe *pipiens*). 7eme Symposium Morphometrie et Evolution des Formes - Lyon, 24 et 25 mai 2012 - Amphithéâtre de l'ISTIL / Polytech Campus de la Doua Université Lyon 1 (poster).

Nepomichene J.-J. T. N., Tantely M.L., Andrianaivolambo L., Tata E., Ramihangihajason T., Rakotonaina J.-C., Ratovonjato J. & Elissa N. Fièvre de la Vallée du Rift à Madagascar : Investigations Entomologiques 2008-2011. Congrès Parasitologie-Vet novembre 2011 Antananarivo (poster).

Robert V., Randrianambinintsoa F. J., Tantely M. L., Le Goff G., Boussès P., Julienne S., Rocamora G. & Goodman S. M. Biodiversité des moustiques dans les îles du sud-ouest de l’Océan indien. GDRI Madagascar, Colloque Biodiversité et Développement durable à Madagascar, Lyon, 3-5 novembre 2010 (Communication orale).

Tantely M.L., Andrianaivolambo L., Rakotonaina J.-C., Tata E., Razafindrasata F., Fontenille D. & Elissa N. Dynamics and feeding behavior of potential mosquito potentially vectors of Rift Valley Fever virus in Madagascar. Journées scientifiques sur les maladies infectieuses dans la région Sud-Ouest de l’Océan Indien : Programme Run-Emerge, La Réunion, novembre 2011 (commication Orale).

Tantely M.L., Andrianaivolambo L., Rakotonaina J.-C., Tata E., Razafindrasata F., Fontenille D. & Elissa N. Dynamics and feeding behavior of mosquitoes potentially vectors of Rift Valley fever virus in the Central Highlands of Madagascar. Scientific Meeting of the Young researchers of Institut Pasteur and Institut Pasteur International Network Paris ; novembre 2011 (poster commenté).

Tantely M.L., Andrianaivolambo L., Rakotonaina J.-C., Tata E., Razafindrasata F., Fontenille D. & Elissa N. Dynamics and feeding behavior of mosquitoes potentially vectors

of Rift Valley fever virus in the Central Highlands of Madagascar. Congrès Parasitologie-Vet novembre 2011 Antananarivo (poster).

Tantely M.L., Andrianaivolambo L., Rakotonaina J.-C., Tata E., Razafindrasata F., Fontenille D. & Elissa N. Dynamique et comportement trophique des moustiques vecteurs potentiels du virus de la Fièvre de la Vallée du Rift sur les Hautes Terres malgaches. Assemblée générale de MIVEGEC Montpellier, mai 2011 (poster).

Tantely M. L., Rakotonaina J.-C, Andrianaivolambo L., Tata E., Razafindrasata F., Fontenille D. & Elissa N. Modification of distribution of *Anopheles gambiae*, a malaria vector, at high altitude in Madagascar. *Journal of Vector Ecology*. Assemblée générale de MIVEGEC Montpellier, juillet 2012 (poster).

Nom : Tantely
Prénom : Michaël Luciano

Titre de la Thèse : Biologie des moustiques vecteurs potentiels du virus de la Fièvre de la Vallée du Rift (FVR) à Madagascar

Directeurs de Thèse : Pr. Didier Fontenille

Résumé

Cette étude entomologique a été réalisée dans la commune Ambongamarina, district d'Anjozorobe, dans le but de fournir une bonne connaissance sur la distribution et la biologie des moustiques, afin d'estimer leur capacité vectorielle, de considérer leur rôle dans la circulation, dans la maintenance et dans la réémergence de la FVR à Madagascar. Ce district a été choisi par le fait que le virus y circulait en 2008 et il présente trois biotopes idéals pour évaluer le rôle des moustiques dans l'éventuel passage du virus d'un cycle selvaticus vers un cycle domestique à travers une zone de transition ou l'inverse. L'étude a été menée entre novembre 2008 et juillet 2010 dans une forêt tropicale (forêt d'Anorana), une lisière de la forêt (village d'Anorana) et un biotope ouvert (village d'Antanifotsy). La dynamique des vecteurs potentiels a été suivie longitudinalement à l'aide de pièges lumineux. Le comportement trophique a été étudié en utilisant des moustiquaires pièges appâtées avec différents animaux (zébu, mouton, oies et homme) dans les deux villages. La longévité a été estimée par observation du taux de parturité des femelles des espèces qui étaient les plus abondantes dans chaque biotope. 56 605 adultes ont été capturés : *Anopheles squamosus*, *An. coustani*, *Culex antennatus*, *Cx. pipiens* et *Cx. univittatus* étaient les espèces les plus abondantes pendant la saison des pluies. *Culex pipiens* est le plus abondant dans la forêt tropicale (55,4%), et *Anopheles squamosus* l'espèce la plus abondante dans la lisière de la forêt et le village d'Antanifotsy (39,9% ; 75,2% respectivement). Les espèces du genre *Aedes* étaient rares. Le taux de femelles pares était supérieur à 60% tout au long de la saison des pluies pour *Anopheles squamosus* et il était au-dessus de 50% du milieu à la fin de la saison des pluies pour *Culex pipiens*. Le zébu est l'hôte le plus attractif, suivi du mouton et des volailles. L'homme était moins attractif pour toutes les espèces. La plupart des 163 repas de sang testés ont été pris sur les bovins ($N = 120$), trois étaient pris sur les volailles, l'un sur chien et un repas mixte sur moutons et bovins. En raison de leur abondance, de leur zoophilie et de leur comportement anthropophile opportuniste *An. squamosus*, *An. coustani*, *Cx. antennatus*, *Cx. pipiens* et *Cx. univittatus* pourraient jouer un rôle vectoriel dans la circulation du virus dans la région. La longévité d'*An. squamosus* et de *Cx. pipiens* est compatible avec la durée du cycle extrinsèque du virus. L'introduction du virus dans la forêt pourrait être assurée par *Cx. pipiens*. Il est nécessaire d'analyser la compétence vectorielle de ces vecteurs, afin de comprendre pleinement leur rôle en tant que vecteur éventuel du virus à Madagascar. Ce travail a permis d'actualiser la liste des 229 espèces de moustiques signalées, début 2013, à Madagascar.

Mots clés : virus, Fièvre de la Vallée du Rift, vecteurs, moustiques, biologie, Madagascar.

Discipline

Entomologie Médicale et Vétérinaire

Intitulés et adresses des Laboratoires

Institut Pasteur de Madagascar, B.P. 1274, Ambatofotsikely, 101 Antananarivo, Madagascar

Institut de Recherche pour le Développement MIVEGEC (IRD 224-CNRS 5290-UM1-UM2) IRD, BP 64501, 34394 Montpellier Cedex 5, France